

DIVERSIDAD **DE CUBA** BIOLÓGICA

MÉTODOS DE INVENTARIO, MONITOREO
Y COLECCIONES BIOLÓGICAS



EDITORES

CARLOS A. MANCINA Y DARYL D. CRUZ FLORES

DIVERSIDAD **DE CUBA** ■ BIOLÓGICA

MÉTODOS DE INVENTARIO, MONITOREO
Y COLECCIONES BIOLÓGICAS

EDITORES

CARLOS A. MANCINA
DARYL D. CRUZ FLORES

FOTOGRAFÍA

RAIMUNDO LÓPEZ-SILVERO



INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA
2017



Este libro es un resultado del proyecto “Un enfoque paisajístico para conservar ecosistemas montañosos amenazados”, financiado por el Fondo Mundial para el Medio Ambiente (GEF) e implementado por el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD). La dirección científica y técnica es liderada por investigadores del Instituto de Ecología y Sistemática, CITMA.



La información reflejada en este libro es solo responsabilidad de los editores y autores y no representa, necesariamente, los puntos de vistas del PNUD ni del sistema de Naciones Unidas. Los textos pueden ser utilizados total o parcialmente citando la fuente original.

®Derechos reservados

Prohibida la reproducción total o parcial de esta obra sin la autorización escrita del Instituto de Ecología y Sistemática (CITMA, República de Cuba) y de sus editores.

© 2017, Instituto de Ecología y Sistemática

© 2017, Carlos A. Mancina

© 2017, Daryl D. Cruz Flores

© 2017, Raimundo López-Silvero

© 2017, Los Autores



EDITORES

Carlos A. Mancina
Daryl D. Cruz Flores

DISEÑO Y MAQUETACIÓN

Carlos A. Mancina

FOTOGRAFÍA

Raimundo López-Silvero

ILUSTRACIONES

Gustavo Pineda Quijala

SELECCIÓN DE IMÁGENES Y PROCESAMIENTO

DIGITAL

Carlos A. Mancina

DIRECCIÓN EDITORIAL

Carlos A. Mancina

CITACIÓN RECOMENDADA PARA EL LIBRO

Mancina, C. A., y D. D Cruz Flores (Eds.). 2017. *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas*. Editorial AMA, La Habana, 480 pp.

CITACIÓN RECOMENDADA PARA UN CAPÍTULO

Autor(es). 2017. Título del capítulo. Pp. [página(s)]. En: *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas* (C. A. Mancina y D. D. Cruz, Eds.). Editorial AMA, La Habana, 480 pp.

ISBN: 978-959-300-129-8 (VERSIÓN IMPRESA)

ISBN: 978-959-300-130-4 (VERSIÓN DIGITAL)



PRÓLOGO

Es frecuente en la actualidad encontrar libros que aborden temas biológicos, relacionados con la identificación y clasificación de grupos de seres vivos particulares, así como sobre las metodologías de trabajo especializado que se emplean para su estudio, en correspondencia con diferentes ópticas de investigación. Otros por el contrario se basan en el análisis conceptual de procesos biológicos generales que involucran a diferentes niveles de organización de los sistemas vivientes, sobre todo, relacionados con poblaciones y comunidades. No obstante, en la presente obra el lector encontrará a lo largo de sus 22 capítulos, un compendio de información actualizada, único de su tipo en Cuba, que abarca los grupos más conspicuos de nuestra biodiversidad. Este es el resultado del esfuerzo mancomunado de destacados especialistas de diversas instituciones nacionales, que bajo una óptica común han aunado esfuerzos para sistematizar sus conocimientos y organizarlos de manera uniforme, coherente y atractiva.

La obra resultante será de gran utilidad tanto para estudiantes de las ramas biológicas y afines, como para especialistas y técnicos que encontrarán en este apretado volumen, respuestas a muchas interrogantes, antes de abordar investigaciones de campo con diferentes alcances, sobre la biodiversidad cubana. Resulta novedoso el nivel de organización logrado en todos sus capítulos, en los cuales se sintetizan, a lo largo de una línea preconcebida, los elementos esenciales a tener en cuenta por los estudiosos de la biología. Línea que parte de elementos generales del grupo bajo estudio y avanza con rigor a través de caracteres taxonómicos específicos, apoyados con esquemas y excelentes fotografías que permiten ganar en claridad sobre las diferencias entre las categorías taxonómicas bajo análisis.

Destaca a continuación la incorporación de métodos para la evaluación poblacional, con una visión amplia y crítica que propone al lector tanto los más utilizados, como otros que según las necesidades de la investigación, se pueden usar para obtener resultados acorde con los objetivos trazados. Una óptica similar se sigue en relación con la recolecta y toma de muestras biológicas en el campo, tanto para el desarrollo de investigaciones como para el fomento de colecciones científicas en las instituciones autorizadas. Las claves presentes en muchos capítulos, así como la relación de especies registradas en nuestro territorio, en otros, son un aporte más al acervo cultural de todo aquel que atesora conocimientos sobre nuestra biodiversidad.

Se destaca al final de cada capítulo una amplia y actualizada bibliografía, que no sólo justifica los elementos ofrecidos al lector, sino también constituye una sugerencia para el estudio y profundización de los contenidos presentados y con ello un aporte a la superación y unificación de criterios entre los especialistas dedicados al estudio de cada uno de los grupos de la biodiversidad incorporados.

En general resulta loable el esfuerzo realizado por los editores para sintetizar y organizar en esta esmerada presentación tal cúmulo de información, que de seguro constituirá en lo adelante una base metodológica para la elaboración de protocolos de investigación encaminados a discernir sobre aspectos básicos relacionados con el estudio y conservación de nuestra biota.



Dr.C. Martín Acosta Cruz
Investigador Titular, Facultad de Biología
Universidad de La Habana

AUTORES

ABEL PÉREZ GONZÁLEZ

MUSEO ARGENTINO DE CIENCIAS NATURALES
"BERNARDINO RIVADAVIA", ARGENTINA.
ARACNOLOGÍA. [ABELPEREZ@CONICET.GOV.AR]

ADRIANA LOZADA PIÑA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [ALOZADA2212@GMAIL.COM]

ADRIÁN D. TRAPERO QUINTANA

UNIVERSIDAD DE ORIENTE. INVERTEBRADOS
ACUÁTICOS. [TRAPERO@UNIO.VE]

ALEJANDRO FERNÁNDEZ VELÁZQUEZ

CENTRO DE INVESTIGACIONES Y SERVICIOS
AMBIENTALES Y TECNOLÓGICOS, HOLGUÍN.
MALACOLOGÍA. [ALE@CISAT.CU]

ALEJANDRO LÓPEZ MICHELENA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ORNITOLOGÍA. [MICHELENA@ECOLOGIA.CU]

ALINA PÉREZ HERNÁNDEZ

CENTRO DE INVESTIGACIONES Y SERVICIOS
AMBIENTALES (ECOVIDA). ORNITOLOGÍA.
[APEREZ@VEGA.INF.CU]

ANGEL MOTITO MARÍN

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y BIODIVERSIDAD
(BIOECO). BRIOFITAS. [MOTITO@BIOECO.CU]

AMNERYS GONZÁLEZ ROSSELL

CENTRO NACIONAL DE ÁREAS PROTEGIDAS (CNAP).
ÁREAS PROTEGIDAS. [AMNERYS@SNAP.CU]

ANA A. SOCARRÁS

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
INVERTEBRADOS DEL SUELO. [ANAMERI@ECOLOGIA.CU]

ARMANDO R. LONGUEIRA LOYOLA

SOCIEDAD ESPELEOLÓGICA DE CUBA (SEC). FAUNA
CAVERNÍCOLA. [MURCIELAGOSDECUBA@GMAIL.COM]

AYLÍN ALEGRE BARROSO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ARACNOLOGÍA. [AYLINALEGRE@GMAIL.COM]

BETINA NEYRA RAOLA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [BETYNR@ECOLOGIA.CU]

CARLOS A. MANCINA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MASTOZOLOGÍA. [MANCINA@ECOLOGIA.CU]

CARLOS A. MARTÍNEZ-MUÑOZ

UNIVERSIDAD DE GREIFSWALD, ALEMANIA. ECOLOGÍA
DE INVERTEBRADOS. [BIOTEMAIL@GMAIL.COM]

DAILY MARTÍNEZ BORREGO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MALACOLOGÍA. [DAILY@ECOLOGIA.CU]

DARYL D. CRUZ FLORES

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [DARYLC@ECOLOGIA.CU]

DAVID MACEIRA FILGUERA

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y
BIODIVERSIDAD (BIOECO). MALACOLOGÍA.
[DAVID@BIOECO.CU]

DELY RODRÍGUEZ VELÁZQUEZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [DELYRV@ECOLOGIA.CU]

DIANA RODRÍGUEZ-CALA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[DIANARODRIGUEZCALA@GMAIL.COM]

ELDIS R. BÉCQUER

JARDÍN BOTÁNICO NACIONAL. UNIVERSIDAD DE LA
HABANA. BOTÁNICA. [ERBECQUER@FBIO.UH.CU]

ESTEBAN GUTIÉRREZ CUBRÍA

MUSEO NACIONAL DE HISTORIA NATURAL DE CUBA.
ENTOMOLOGÍA. [ESTEBAN@CENIAI.INF.CU]

FELIX N. ESTRADA PIÑERO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ORNITOLOGÍA. [FELIX@ECOLOGIA.CU]

GIRALDO ALAYÓN GARCÍA

MUSEO NACIONAL DE HISTORIA NATURAL DE CUBA.
ARACNOLOGÍA. [MOFFLY@INFOMED.SLD.CU]

GRISSEL CABRERA DÁVILA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. ECOLOGÍA
DE INVERTEBRADOS. [GRISEL17@ECOLOGIA.CU]

GUSTAVO SHELTON

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y BIODIVERSIDAD
(BIOECO). HELECHOS. [SHELTON@BIOECO.CU]

HECTOR M. DÍAZ PERDOMO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MASTOZOLOGÍA. [HECTORMANUEL@ECOLOGIA.CU]

HIRAM GONZÁLEZ ALONSO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ORNITOLOGÍA. [HIRAMGLEZ@CENIAI.INF.CU]

ILEANA FERNÁNDEZ GARCÍA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [ILEANAF@ECOLOGIA.CU]

ILSA M. FUENTES MARRERO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[ILSA@ECOLOGIA.CU]

ISORA BARÓ OVIEDO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[ISORA@ECOLOGIA.CU]

JANS MORFFE RODRÍGUEZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
COLECCIONES ZOOLOGICAS (HELMINTOLOGÍA).
[JANS@ECOLOGIA.CU]

JAVIER TORRES LÓPEZ

UNIVERSIDAD DE KANSAS, E.E.U.U.
HERPETOLOGÍA. [JAVIERTORRES@KU.EDU]

JORGE FERRO DÍAZ

CENTRO DE INVESTIGACIONES Y SERVICIOS
AMBIENTALES (ECOVIDA). BOTÁNICA. [JORGE.
FERRO2011@GMAIL.COM]

JORGE L. ORTIZ MEDINA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MICOLOGÍA. [JLORTIZM@ECOLOGIA.CU]

JORGE LUIS FONTENLA RIZO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [FONTENLA@ECOLOGIA.CU]

JOSÉ ANGEL GARCÍA-BELTRÁN

JARDÍN BOTÁNICO NACIONAL. UNIVERSIDAD DE LA
HABANA. BOTÁNICA. [JOANGELITOG@GMAIL.COM]

JOSÉ ESPINOSA SÁEZ

INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR. MALACOLOGÍA.
[JESPINOSA@CENIAI.INF.CU]

JOSÉ L. PONCE DE LEÓN

SOCIEDAD CUBANA DE ZOOLOGÍA. ICTIOLOGÍA.
[JOTAELEPE76@GMAIL.COM]

JOSÉ LUIS GÓMEZ HECHAVARRÍA

JARDÍN BOTÁNICO DE HOLGUÍN, CISAT. BOTÁNICA.
[JLUIS@CISAT.CU]

LIDA SÁNCHEZ SÁNCHEZ

UNIVERSIDAD DE TOHOKU, JAPÓN. MASTOZOLOGÍA.
[LIDITASANCHEZ89@GMAIL.COM]

LISBET GONZÁLEZ-OLIVA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[LGONZALEZ-OLIVA@ECOLOGIA.CU]

LUCIA HECHAVARRIA SCHWESINGER

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[LUCIAHS@CENIAI.INF.CU]

LUIS ALVAREZ-LAJONCHERE PONCE DE LEÓN

MUSEO DE HISTORIA NATURAL "FELIPE POEY",
UNIVERSIDAD DE LA HABANA. MALACOLOGÍA.
[LAJONCHERE@FBIO.UH.CU]

LUIS F. DE ARMAS

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ARACNOLOGÍA. [LUISDEARMAS1945@GMAIL.COM]

L. YUSNAVEL GARCÍA PADRÓN

MUSEO DE HISTORIA NATURAL "TRANQUILINO
SANDALIO DE NODA", PINAR DEL RÍO.
HERPETOLOGÍA. [CHISPA@MHN.VEGA.INF.CU]

MAIKE HERNÁNDEZ QUINTA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MALACOLOGÍA. [MAIKE@ECOLOGIA.CU]

MAITÉ SERGUERA

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y BIODIVERSIDAD
(BIOECO). HELECHOS. [MAITE@BIOECO.CU]

MANUEL G. CALUFF

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y
BIODIVERSIDAD (BIOECO). HELECHOS.
[MANOLITO@BIOECO.CIGES.INF.CU]

MARGARITA SÁNCHEZ-LOSADA

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y
BIODIVERSIDAD (BIOECO). MASTOZOLOGÍA.
[MARGARITA@BIOECO.CU]

MARÍA A. CASTAÑEIRA COLOMÉ

CENTRO NACIONAL DE ÁREAS PROTEGIDAS
(CNAP). ÁREAS PROTEGIDAS. [MARY@SNAP.CU]

MARTA M. HIDALGO-GATO GONZÁLEZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [HIDALGOGATO@ECOLOGIA.CU]

MAYRA CAMINO VILARÓ

JARDÍN BOTÁNICO NACIONAL. UNIVERSIDAD DE LA
HABANA. MICOLOGÍA. [MCAMINO@FBIO.UH.CU]

NAYLA GARCÍA RODRÍGUEZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
COLECCIONES ZOOLOGICAS (HELMINTOLOGÍA).
[NAYLA@ECOLOGIA.CU]

NELIS BLANCO HERNÁNDEZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MICOLOGÍA. [NELISYJC@GMAIL.COM]

NEREIDA MESTRE NOVOA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ENTOMOLOGÍA. [NEREIDA@GMAIL.COM]

ORESTES C. BELLO GONZÁLEZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
INVERTEBRADOS ACUÁTICOS. [OCBELLOG@GMAIL.COM]

PEDRO LÓPEZ DEL CASTILLO

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y
BIODIVERSIDAD (BIOECO). INVERTEBRADOS
ACUÁTICOS. [PLDELCASTILLO@BIOECO.CU]

RAMONA OVIEDO PRIETO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[ROVIEDO@CENIAI.INF.CU]

RAÚL VERDECIA

JARDÍN BOTÁNICO DE CUPAINICÚ, GRANMA.
BOTÁNICA. [VERDECIA@LTONAS.INF.CU]

REINA ECHEVARRÍA CRUZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[REINAECHVARRIA@ECOLOGIA.CU]

RENÉ A. BARBA DÍAZ

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
ARACNOLOGÍA. [RENELILO@GMAIL.COM]

RICARDO ROSA ANGULO

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA. BOTÁNICA.
[RICARDOROSA@ECOLOGIA.CU]

ROBERTO ALONSO BOSCH

MUSEO DE HISTORIA NATURAL "FELIPE POEY",
UNIVERSIDAD DE LA HABANA. HERPETOLOGÍA.
[RALONSO@FBIO.UH.CU]

ROLANDO FERNÁNDEZ DE ARCILA FERNÁNDEZ

CENTRO NACIONAL DE ÁREAS PROTEGIDAS
(CNAP). [ROLAND@SNAP.CU]

ROSALINA BERAZÁIN

JARDÍN BOTÁNICO NACIONAL. UNIVERSIDAD DE LA
HABANA. BOTÁNICA. [BERAZAIN@GMAIL.COM]

RUBÉN MARRERO ROMERO

SOCIEDAD CUBANA DE ZOOLOGÍA. HERPETOLOGÍA.
[RUBENSHERP89@GMAIL.COM]

SHEILA RODRÍGUEZ-MACHADO

INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR. ICTIOLOGÍA.
[SHEILAROMA89@GMAIL.COM]

TAMARA TCHERVA

FACULTAD DE BIOLOGÍA, UNIVERSIDAD DE LA HABANA.
ECOLOGÍA DE INVERTEBRADOS. [SHERVA@FBIO.UH.CU]

TATIANA HOMAR GARCÍA

INSTITUTO DE ECOLOGÍA Y SISTEMÁTICA.
MASTOZOLOGÍA. [THOMAR@ECOLOGIA.CU]

TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA

SOCIEDAD CUBANA DE ZOOLOGÍA. HERPETOLOGÍA.
[TOMASMICHEL.RODRIGUEZ@GMAIL.COM]

VICENTE BEROVIDES ÁLVARES

FACULTAD DE BIOLOGÍA, UNIVERSIDAD DE LA
HABANA. MASTOZOLOGÍA. [VBERO@FBIO.UH.CU]

YOANDRI SUÁREZ MEGNA

UNIVERSIDAD DE ORIENTE. INVERTEBRADOS
ACUÁTICOS. [YSMEGNA@GMAIL.COM]

YOIRA RIVERA QUERALTA

CENTRO ORIENTAL DE ECOSISTEMAS Y BIODIVERSIDAD
(BIOECO). BRIOFITAS. [YOIRA@BIOECO.CU]

ÍNDICE

PRESENTACIÓN	1		
CARLOS A. MANCINA, DARYL D. CRUZ			
DIVERSIDAD BIOLÓGICA TERRESTRE DE CUBA	2		
CARLOS A. MANCINA, ROLANDO FERNÁNDEZ DE ARCILA, MARÍA A. CASTAÑEIRA, DARYL D. CRUZ Y AMNERYS GONZÁLEZ			
INVENTARIO Y MONITOREO DE LA BIODIVERSIDAD	3		
DARYL D. CRUZ, CARLOS A. MANCINA			
HONGOS Y MYXOMYCETES	4		
NELIS BLANCO, MAYRA CAMINO Y JORGE L. ORTÍZ			
BRIOFITAS	5		
ANGEL MOTITO Y YOIRA RIVERA			
LICÓFITOS Y HELECHOS	6		
MANUEL G. CALUFF, GUSTAVO SHELTON Y MAITÉ SERGUERA			
EPÍFITAS VASCULARES	7		
LUCIA HECHAVARRIA Y JORGE FERRO			
MÉTODOS DE INVENTARIO DE PLANTAS	8		
LISBET GONZÁLEZ-OLIVA, JORGE FERRO, DIANA RODRÍGUEZ-CALA Y ROSALINA BERAZÁIN			
GUÍA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE FAMILIAS DE PLANTAS CON SEMILLAS	9		
JOSÉ ÁNGEL GARCÍA-BELTRÁN, ELDIS R. BÉCQUER Y JOSÉ LUIS GÓMEZ			
MANUAL DE HERBARIO	10		
ISORA BARÓ, RAMONA OVIEDO, REINA ECHEVARRÍA, RAÚL VERDECIA, JORGE FERRO, RICARDO ROSA E ILSA M. FUENTES			
MOLUSCOS TERRESTRES Y DULCEACUÍCOLAS	11		
MAIKE HERNÁNDEZ, LUIS ALVAREZ-LAJONCHERE, DAILY MARTÍNEZ, DAVID MACEIRA Y ALEJANDRO FERNÁNDEZ			
ARÁCNIDOS	12		
LUIS F. DE ARMAS, AYLÍN ALEGRE, RENÉ A. BARBA, TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA, GIRALDO ALAYÓN Y ABEL PÉREZ			
INSECTOS TERRESTRES	13		
ILEANA FERNÁNDEZ, JORGE LUIS FONTENLA, MARTA M. HIDALGO-GATO, DARYL D. CRUZ, DELY RODRÍGUEZ, BETINA NEYRA, NEREIDA MESTRE Y ESTEBAN GUTIÉRREZ			212
FAUNA DEL SUELO	14		
GRISSEL CABRERA, ANA A. SOCARRÁS, ESTEBAN GUTIÉRREZ, TAMARA TCHERVA, CARLOS A. MARTÍNEZ-MUÑOZ Y ADRIANA LOZADA			242
INVERTEBRADOS CAVERNÍCOLAS	15		
RENÉ BARBA, AYLÍN ALEGRE, LUIS F. DE ARMAS, ARMANDO R. LONGUEIRA Y TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA			272
MACROINVERTEBRADOS DULCEACUÍCOLAS	16		
ORESTES C. BELLO, PEDRO LÓPEZ, ADRIÁN D. TRAPER, YOANDRI SUÁREZ, BETINA NEYRA Y MAIKE HERNÁNDEZ			293
PECES DE AGUA DULCE	17		
SHEILA RODRÍGUEZ-MACHADO Y JOSÉ L. PONCE DE LEÓN			313
ANFIBIOS	18		
ROBERTO ALONSO Y L. YUSNAVEL GARCÍA			334
REPTILES	19		
JAVIER TORRES, TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA Y RUBÉN MARRERO			362
AVES TERRESTRES	20		
HIRAM GONZÁLEZ, ALINA PÉREZ, FELIX N. ESTRADA Y ALEJANDRO LÓPEZ			398
MAMÍFEROS TERRESTRES	21		
CARLOS A. MANCINA, VICENTE BEROVIDES, HECTOR M. DÍAZ, LIDA SÁNCHEZ, TATIANA HOMAR Y MARGARITA SÁNCHEZ-LOSADA			433
CONSERVACIÓN Y MANEJO DE COLECCIONES ZOOLOGICAS	22		
NAYLA GARCÍA Y JANS MORFFE			465
GLOSARIO			477
AGRADECIMIENTOS			490

CAPÍTULO

1

PRESENTACIÓN



Carpintero Jabado (*Melanerpes superciliaris*)

1

PRESENTACIÓN



Cuba es la isla más diversa del Caribe insular, uno de los puntos calientes de biodiversidad más importantes del planeta producto a la elevada concentración de especies y endemismos (Mittermeier *et al.*, 2011). La alta densidad poblacional y otras presiones de origen socioeconómico, hacen que esta región presente uno de los más altos niveles de pérdida de hábitats naturales y de amenazas para la conservación de la biodiversidad (Shi *et al.*, 2005). El archipiélago cubano no es la excepción, posterior a la colonización la deforestación fue un proceso continuo, llegando a alcanzar el 85 % de la isla en la década del setenta del pasado siglo (del Risco, 1995); la pérdida y fragmentación de los hábitats, unido a las especies invasoras y los efectos del cambio climático, se consideran entre las mayores amenazas a la diversidad biológica.

Esta pérdida de cobertura boscosa provocó la extinción y el deterioro de muchas poblaciones de plantas y animales y en la actualidad al menos 995 especies de la flora (González-Torres *et al.*, 2016), 130 de invertebrados (Hidalgo-Gato *et al.*, 2016) y 165 de vertebrados (González *et al.*, 2012) han sido categorizadas como en peligro de extinción. No obstante, en las últimas décadas ha existido un incremento de la cubierta boscosa y hoy se acerca al 30 % de la superficie de la isla (ONEI, 2015). Sin embargo, los bosques cubanos muestran altos niveles de fragmentación y el 95 % de los fragmentos de bosques naturales tienen menos de 10 km² (CITMA, 2014).

En la actualidad los paisajes de Cuba son un mosaico de ecosistemas agroforestales entremezclados con fragmentos de vegetación natural. Una parte importante de estos fragmentos están incluidos dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas, que cubre el

17,16 % de la superficie terrestre del archipiélago cubano (CNAP, 2013). Sin embargo, algunas de estas áreas protegidas (APs) son relativamente pequeñas para mantener poblaciones viables y procesos ecológicos naturales y se conoce que muchas especies muestran patrones de movimientos que desbordan sus límites. Hasta el presente, en Cuba se ha explorado poco el papel que juegan los hábitats modificados (*e. g.* cultivos, plantaciones forestales, etc.) que rodean las APs, para la supervivencia de la biota de estas áreas, así como el papel de los agroecosistemas en el mantenimiento de la biodiversidad local. Quizás una excepción es el caso de los sistemas de arrozceras, que constituyen sitios importantes para la alimentación y reproducción de muchas especies de aves residentes y migratorias; de hecho dos arrozceras han sido reconocidas dentro de las IBAs (Áreas de Importancia para las Aves) del archipiélago cubano (Acosta y Mugica, 2013).

Los macizos montañosos de Cuba representan centros de especiación, refugios climáticos y sitios exclusivos de muchos linajes endémicos y amenazados de plantas y animales. Al igual que el resto de la isla, la vegetación natural en estos macizos muestra de altos a moderados valores de fragmentación. Existen tres procesos principales asociado a la fragmentación: la reducción de la vegetación original, la subdivisión de la vegetación remanente en fragmentos o parches y la introducción de nuevas formas de uso de la tierra que reemplaza la vegetación natural (Bennett y Saunders, 2010). En Cuba, la respuesta de la biota a la fragmentación ha sido muy poco explorada; sin embargo, se han publicado muchos artículos de la región Neotropical que demuestran como la fragmentación provoca cambios en las condiciones abióticas y bióticas de los hábitats natu-

rales. Por ejemplo, el tamaño de los fragmentos está inversamente relacionado con las tasas de mortalidad, de emigración y el tamaño poblacional de muchas especies; en fragmentos más pequeños se incrementan las probabilidades de extinciones locales producto de la reducción en el número de individuos y la depresión genética, así como aumenta la probabilidad de invasiones por especies exóticas (*e. g.* Amos *et al.*, 2012; Estavillo *et al.*, 2013; Ripperger *et al.*, 2013; Mayer *et al.*, 2016).

En el año 2014 se aprobó el proyecto “Un enfoque paisajístico para conservar ecosistemas montañosos amenazados”, financiado por el Fondo Mundial para el Medio Ambiente (GEF). La concepción de este proyecto es generar cambios en las estrategias de conservación y manejo de la biodiversidad, desde un nivel de sitio específico, como se venía realizando hasta la fecha, a un nivel paisajístico que incluye el estudio de la biodiversidad en los fragmentos de hábitats naturales (*e. g.* áreas protegidas) y en la matriz de ecosistemas modificados por el hombre que los rodean y separan. Este proyecto parte del hecho que muchas de las amenazas identificadas en la actualidad que afectan la biodiversidad en las APs de los macizos montañosos de Cuba, tienen sus orígenes en los paisajes agroproductivos que las rodean, asociados a prácticas productivas que no están en armonía con la conservación y la conectividad biológica del paisaje.

Existen precedentes de que buenos manejos en los agroecosistemas (*e. g.* cafetales) podrían permitir el establecimiento de poblaciones de fauna similares en composición a la de los hábitats naturales de la región (Numa *et al.*, 2005; Philpott *et al.*, 2008). Este proyecto tiene entre sus objetivos actualizar los inventarios de biodiversidad en fragmentos de vegetación natural y modificada dentro de los límites de las APs y extenderlos hacia las zonas circundantes. El conocimiento de la diversidad aportará elementos para el diseño de corredores biológicos que conecten los fragmentos núcleos de vegetación natural que permita el flujo de especies, incluyendo a las categorizadas como amenazadas.

El Sistema Nacional de Áreas Protegidas en Cuba está bien establecido y realiza un trabajo sólido en la gestión y la conservación de la diversidad biológica, tanto terrestre como marina (CNAP, 2013). Sin embargo, aún existen grandes vacíos y desbalances en el conocimiento de la biodiversidad que habita las áreas, por ejemplo, grupos taxonómicos, como los hongos y algunas clases y órdenes de invertebrados están ausentes en la caracterización de biodiversidad de la mayoría de los planes de manejo de las APs. Por otra parte, el análisis de los anexos (listas de especies), en muchos casos, muestran datos desactualizados, incompletos y errores de identificación, y a veces están basados en registros históricos. No obstante, la mayor limitación radica en que la mayoría de estas listas no fueron realizadas mediante métodos estandarizados y no tienen asociados datos cuantitativos sobre la abundancia y hábitats preferenciales de las especies, lo que restringe su uso para establecer prioridades y estrategias de conservación.

El objetivo del presente libro parte de la necesidad del proyecto “Un enfoque paisajístico para conservar ecosistemas montañosos amenazados” de contar con métodos estandarizados para la toma de datos de diversidad biológica (*e. g.* riqueza, abundancia) de la mayor cantidad de grupos de la biota terrestre y dulceacuícola. Los métodos seleccionados podrán ser aplicados tanto en los fragmentos de vegetación natural dentro de las áreas protegidas como en sitios de uso agroforestal que se encuentran fuera de los límites de estas áreas.

Para la preparación del libro, a finales del año 2015 se envió una convocatoria a especialistas de varios grupos taxonómicos de la flora y la fauna terrestre y con experiencia en estudios ecológicos e inventarios de diversidad. Esta incluía una serie de tópicos que podrían ser incorporados en los manuscritos de cada uno de los grupos seleccionados. En un taller, celebrado del 19 al 23 de septiembre de 2016 en Trinidad, Sancti Spiritus, los especialistas expusieron los elementos que consideraron deberían incorporarse en sus respectivos capítulos, lo que fue debatido y discutido entre los participantes. Allí se delinearon muchos

de los aspectos a incluir y se valoró la necesidad de incorporar otros grupos taxonómicos que inicialmente no estaban contemplados; además, se asumieron las responsabilidades para la terminación y entrega de la primera versión de los manuscritos. Finalmente en el libro participan, como autores de capítulo, 73 investigadores y especialistas de 17 instituciones dedicadas a las ciencias naturales.

En Cuba se han publicado manuales y protocolos para el monitoreo de algunos grupos biológicos y tipos de ecosistemas (e. g. Berovides *et al.*, 2005; Acosta *et al.*, 2013; Ferro *et al.*, 2013; González *et al.*, 2013; Guzmán y Menéndez, 2013; García-Lahera *et al.*, 2017); sin embargo, no existe un libro que integre métodos de un grupo tan diverso de táxones como el presente, que abarca desde los hongos hasta los mamíferos. Todos los capítulos del libro están ilustrados con fotografías, la mayoría inéditas, y el lector encontrará múltiples técnicas de captura y recolecta, formas de maximizar la detección de especies así como métodos para estimar valores de abundancia, ya sea en función de áreas o esfuerzo de muestreo. En algunos capítulos se brindan claves para la identificación a diferentes niveles taxonómicos y para los moluscos, arácnidos y todos los grupos de vertebrados terrestres y dulceacuícolas se incluyen las listas actualizadas de las especies nativas registradas para el archipiélago cubano. Además, en el libro se ofrecen técnicas para la recolección y preservación de especímenes testigos o materiales comparativos de plantas y animales y un directorio de los principales museos e instituciones cubanas que poseen colecciones botánicas y zoológicas.

El libro busca ofrecer una referencia metodológica primaria para el diseño de inventarios de especies y el monitoreo de la diversidad biológica en Cuba; fue escrito fundamentalmente para estudiantes, biólogos de campo, profesionales y técnicos de la conservación, que desarrollen trabajos relacionados con las ciencias naturales, tanto en las áreas protegidas como en zonas de interés agro-forestal.

LITERATURA CITADA

- Acosta, M. y L. Mugica. 2013. *Ecología de las aves acuáticas en las arrozceras de Cuba*. Editorial Científico-Técnica, La Habana, 140 pp.
- Acosta, M., L. Mugica y S. Aguilar. 2013. *Protocolo para el monitoreo de aves acuáticas y marina*. CNAP, La Habana, 142 pp.
- Amos, J. N., A. F. Bennett, R. M. Nally, G. Newell, A. Pavlova, J. Q. Radford, J. R. Thomson, M. White y P. Sunnucks. 2012. Predicting landscape-genetic consequences of habitat loss, fragmentation and mobility for multiple species of woodland birds. *PLoS One* 7(2): 7:e30888.
- Bennett, A. F. y D. A. Saunders. 2010. Habitat fragmentation and landscape change. Pp. 88-106. En: *Conservation Biology for All* (Sodhi y Ehrlich, eds.). Oxford University Press.
- Berovides, V., M. Cañizares y A. González. 2005. *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres*. CNAP, La Habana, 47 pp.
- CITMA (Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente de la República de Cuba). 2014. *V Informe Nacional al Convenio sobre la Diversidad Biológica*. La Habana, 253 pp.
- CNAP (Centro Nacional de Áreas Protegidas). 2013. *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2014-2020*. Ministerio de Ciencias Tecnología y Medio Ambiente, la Habana, Cuba, 366 pp.
- Estavillo, C., R. Pardini y P. L. B. da Rocha. 2013. Forest loss and the biodiversity threshold: an evaluation considering species habitat requirements and the use of matrix habitats. *Plos One* 8: e82369.
- Ferro, J., M. A. Castañeira, L. Menéndez y J. M. Guzmán. 2013. *Protocolo para el monitoreo del complejo de vegetación de costa arenosa*. CNAP, La Habana, 39 pp.
- García-Lahera, J. P., L. F. Rodríguez-Farrat, D. M. Salabarría Fernández (Eds.). *Protocolos para el monitoreo de especies exóticas invasoras en Cuba*. Editorial GAIA, La Habana, 170 pp.
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García (Eds.). 2012. *Libro rojo de los vertebrados de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 304 pp.
- González, A., V. Berovides, M. Alonso y M. López. 2013. *Protocolo para el monitoreo de Cyclura nubila nubila*. CNAP, La Habana, 54 pp.
- González-Torres, L. R., A. Palmarola, L. González Oliva, E. Bécquer, E. Testé y D. Barrios (Eds.). 2016. Lista roja de la flora de Cuba. *Bissea* 10 (número especial 1): 1-352.

- Guzmán, J. M. y L. Menéndez. 2013. *Protocolo para el monitoreo del ecosistema de manglar*. CNAP, La Habana, 29 pp.
- Hidalgo-Gato, M., J. Espinosa y R. Rodríguez-León (Eds.). 2016. *Libro rojo de invertebrados terrestres de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 244 pp.
- Meyer, C. F. J., M. J. Struebig y M. R. Willig. 2016. Responses of tropical bats to habitat fragmentation, logging, and deforestation. Pp. 63-103. En: *Bats in the Anthropocene: Conservation of Bats in a Changing World* (C. C. Voigt y T. Kingston, eds.). Springer, Nueva York.
- Mittermeier, R. A., W. R. Turner, F. W. Larsen, T. M. Brooks y C. Gascon. 2011. Global biodiversity conservation: the critical role of hotspots. Pp. 3-22. En: *Biodiversity Hotspots: Distribution and Protection of Conservation Priority Areas* (F. E. Zachos y J. C. Habel, eds.). Springer, Nueva York.
- Numa, C., J. R. Verdú y P. Sánchez-Palomino. 2005. Phyllostomid bat diversity in a variegated coffee landscape. *Biological Conservation* 122:151-158.
- ONEI (Oficina Nacional de Estadística e Información). 2015. Anuario Estadístico de Cuba, 2014. <http://www.one.cu>. Último acceso mayo 2017.
- Philpott, S. M., W. J. Arendt, I. Armbrecht, P. Bichier, T. V. Diestch, C. Gordon, R. Greenberg, I. Perfecto, R. Reynoso-Santos, L. Soto-Pinto, C. Tejeda-Cruz, G. Williams-Linera, J. Valenzuela y J. M. Zolotoff. 2008. Biodiversity Loss in Latin American Coffee Landscapes: Review of the Evidence on Ants, Birds, and Trees. *Conservation Biology* 22:1093-1105.
- Ripperger, S. P., M. Tschapka, E. K. V. Kalko, B. Rodríguez-Herrera y F. Mayer. 2013. Life in a mosaic landscape: anthropogenic habitat fragmentation affects genetic population structure in a frugivorous bat species. *Conservation Genetics* 14:925-934.
- Risco del, E. 1995. *Los bosques de Cuba: su historia y características*. Editorial Científico-Técnica, La Habana, 94 pp.
- Shi, H., A. Singh, S. Kant, Z. Zhu y E. Waller. 2005. Integrating habitat status, human population pressure, and protection status into biodiversity conservation priority setting. *Conservation Biology* 19: 1273-1285.

CARLOS A. MANCINA Y DARYL D. FLORES
EDITORES



Majá de Santa María (*Epicrates angulifer*)

CAPÍTULO

2

DIVERSIDAD BIOLÓGICA TERRESTRE DE CUBA

Grupo de murciélagos fruteros (*Artibeus jamaicensis*)



2

DIVERSIDAD BIOLÓGICA TERRESTRE DE CUBA

CARLOS A. MANCINA¹

ROLANDO FERNÁNDEZ DE ARCILA FERNÁNDEZ²

DARYL D. CRUZ FLORES¹

MARÍA A. CASTAÑEIRA COLOMÉ²

AMNERYS GONZÁLEZ ROSSELL²

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Centro Nacional de Áreas Protegidas



Pinguicula jackii

CARACTERÍSTICAS DEL ARCHIPIÉLAGO CUBANO

El archipiélago cubano se ubica en la cuenca del mar Caribe y está compuesto por aproximadamente 4 000 cayos y pequeños islotes, que en su mayoría se agrupan en cuatro archipiélagos: Los Colorados, Sabana-Camagüey, de los Canarreos y Jardines de la Reina (Fig. 2.1). La isla de Cuba, con 104 556 km² e Isla de la Juventud con 2 204 km², constituyen las dos islas de mayor extensión; el resto de las islas cubren una superficie de 3 126 km² (ONEI, 2015). El relieve está mayoritariamente compuesto por llanuras, que se extienden por más del 80 % del área terrestre. El resto de la superficie lo constituyen zonas de moderada altura y montañas. Los cuatro grupos orográficos más im-

portantes son: la cordillera de Guaniguanico, las montañas de Guamuhaya, las montañas de Nipe-Sagua-Baracoa y la Sierra Maestra, que se encuentran situados en la región occidental, central y oriental de la isla, respectivamente. En la Sierra Maestra, el pico Turquino y el pico Cuba, con 1974 y 1874 m sobre el nivel del mar, son las mayores elevaciones del archipiélago cubano. Más de 66 % de la superficie terrestre está formada por rocas carsificadas y existe una elevada densidad de cavernas y cuevas (Nuñez *et al.*, 1988; Gutiérrez y Rivero, 1997). Dada la forma de la isla, los ríos en Cuba son poco caudalosos y tienen un recorrido corto, del centro de la isla hacia la costa norte o hacia la costa sur; la mayoría están embalsados y los más largos son el Cauto, Zaza, Sagua la Grande, Caonao y el Toa (CNNG, 2000; ONEI, 2015).



Figura 2.1. Mapa físico del archipiélago cubano, indicando algunas de las regiones de importancia para la biodiversidad.

Mancina, C. A., R. Fernández de Arcila Fernández, D. D. Cruz Flores, M. A. Castañeira Colomé y A. González Rossell. 2017. Diversidad biológica terrestre de Cuba. Pp. xx-xx. En: *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas* (C. A. Mancina y D. D. Cruz, Eds.). Editorial AMA, La Habana.

El clima de Cuba está determinado por la configuración larga y estrecha de la isla, que hace que el mar atempere las condiciones tropicales, además, por la cercanía a Norteamérica, el relieve poco accidentado y la insularidad (Gutiérrez y Rivero, 1997). El archipiélago está expuesto a los vientos alisios que actúan desde el noreste en invierno y del este-noreste en verano. Las temperaturas son generalmente altas y los valores medios anuales van desde los 22 hasta 28 °C o superiores en las costa sur de la región oriental, magnitudes inferiores a los 20 °C se reportan en las partes más altas de las zonas montañosas. Los registros de la temperatura máxima media están entre los 27 y 32 °C y la temperatura mínima media entre los 17 y 23 °C (ÍNSMET, 2017).

De manera general el clima cubano es tropical, con una distribución estacional de las precipitaciones, la temporada de lluvias se extiende de mayo a octubre y la menos lluviosa de noviembre a abril. El régimen de precipitaciones alcanza un promedio de 1 375 mm al año, pero su distribución espacial no es homogénea, en el extremo nordeste puede alcanzar 3 000 mm y en el sur de Guantánamo 600 mm al año (CNNG, 2000). La condición de insularidad y las variaciones locales del clima, tipo de suelo, relieve e hidrología determinan en gran medida la diversidad de tipos de formaciones vegetales y ecorregiones presentes en el archipiélago cubano.

En Cuba se han descrito varias formaciones vegetales, pero de manera general pueden agruparse en bosques, matorrales, vegetación herbácea, complejos de vegetación y vegetación secundaria (e. g. Capote y Berazaín, 1984). Basado en el mapa de Estrada *et al.* (2011), la Figura 2.2 muestra una aproximación a la distribución actual de la vegetación natural. Como se aprecia, existe un elevado grado de fragmentación y aislamiento de los núcleos de vegetación natural. Las áreas que aún retienen cierto grado de naturalidad y representatividad de la biota, constituyen sólo alrededor del 10 % del archipiélago cubano. Éstas, en su mayor parte, se localizan en lugares de difícil acceso como son los macizos montañosos, ciénagas, zonas costeras y cayos que rodean la isla principal. Los tipos de vegetación de mayor extensión son los manglares, el herbazal de ciénaga y el bosque semideciduo y siempreverde.

En Cuba se reconocen cinco ecorregiones terrestres de importancia para la conservación, según la categorización del Fondo Mundial para la Naturaleza (WWF, por sus siglas en inglés), estas son: los bosques húmedos y secos, los pinares, los humedales, los matorrales xeromorfos y los manglares (Fig. 2.3). Estas son áreas con características ecológicas, climáticas y geomorfológicas particulares y son consideradas de importancia para la conservación global porque, entre otros valores, albergan numerosos endemismos de flora y fauna,

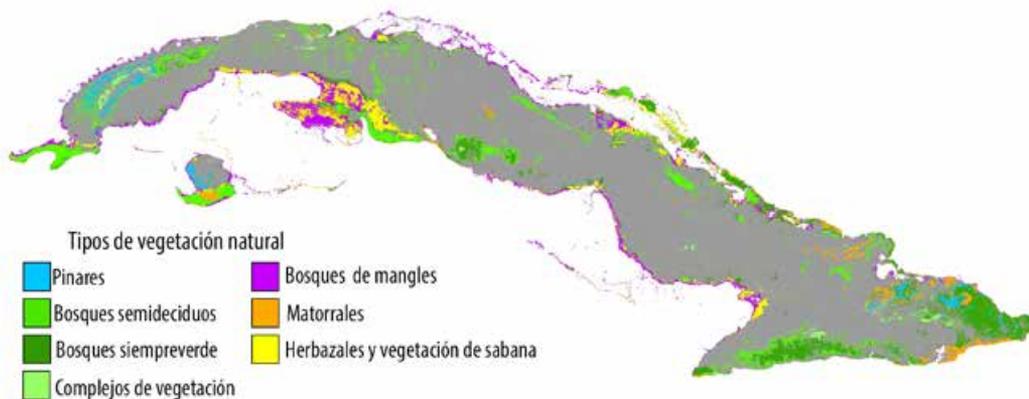


Figura 2.2. Distribución actual de los principales tipos de vegetación natural sobre el archipiélago cubano, modificado de Estrada *et al.* (2011).



Figura 2.3. Ecorregiones (según la WWF) cubanas de importancia para la conservación de la biodiversidad: A. bosques húmedos, B. manglares, C. matorrales xeromorfos y D. humedales.

especies de distribución relictual y elevada riqueza de especies (Olson *et al.*, 2001; <http://worldwildlife.org>).

ORÍGENES DE LA BIOTA CUBANA

La historia biogeográfica de la biota cubana es compleja y en muchos grupos aún es tema de debate dentro de la comunidad científica. Similar a otras islas de las Antillas, Cuba es de origen volcánico lo cual significa que nunca estuvo unida al continente. Diferentes grupos de la flora y fauna cubana muestran disímiles grados de afinidad con Sur, Centro y Norte América y comparado con áreas continentales cercanas, al menos algunos grupos de fauna (*e. g.* mamíferos), son pobres en especies y en categorías taxonómicas superiores, lo que sugiere que han existido fuertes barreras para la dispersión entre las islas y el continente (Hedges, 1996).

Diferentes modelos han tratado de explicar las vías de colonización de la biota a las islas de las Antillas, entre los que se encuentran: la dispersión, la vicarianza, a través de puentes terrestres temporales que pudieron conectar las Antillas con el continente o la combinación de algunos de estos modelos (Iturralde-Vinent y MacPhee, 1999; Dávalos, 2004; Chakrabarty *et al.*, 2006; Hedge, 2006; Alonso *et al.*, 2011; Sato *et al.*, 2016). No obstante, hasta la fecha, la evidencia geológica y paleogeográfica no ha podido apoyar o refutar, de forma inequívoca, cualquiera de los modelos; y aún existe debate sobre el papel de alguno de ellos (MacPhee e Iturralde-Vinent, 2005; Hedge, 2006; Ali, 2012). Particularmente la historia geológica de Cuba es compleja, se formó a partir de dos bloques tectónicos, la región occidental y central de Cuba pertenecen a la placa de Norte América y la región oriental es parte de la placa del Caribe. Se estima que desde el Eoceno

medio, hace aproximadamente 40 millones de años, existían tierras emergidas en lo que es hoy el archipiélago cubano, lo que debió permitir emigración de elementos de la biota terrestre (Iturralde-Vinent y MacPhee 1999; Iturralde-Vinent, 2005). Adicionalmente a las posibles vías de colonización, los movimientos tectónicos, así como cambios en el nivel del mar producto de las glaciaciones (Iturralde-Vinent, 2005), también debieron jugar un papel importante en los procesos de especiación y diversificación dentro del archipiélago cubano (Santiago-Valentín y Olmstead, 2004; Doadrio *et al.*, 2009; Rodríguez *et al.*, 2010).

BIODIVERSIDAD

El archipiélago cubano forma parte de uno de los 35 puntos calientes de biodiversidad (*hotspot*) del planeta; estos representan regiones de una excepcionalmente elevada concentración de ecosistemas, especies y endemismos (Zachos y Habel, 2011). Por ejemplo, en estas regiones habitan alrededor del 50 % de las plantas vasculares y 42 % de los vertebrados terrestres del mundo, concentrados aproximadamente en el 2,3 % de la superficie terrestre del planeta (Mittermeier *et al.*, 2011). El “Caribe Insular” representa uno de los puntos calientes más biodiversos; no obstante, su biota se encuentran entre las más amenazadas debido a la elevada densidad poblacional y otras presiones de origen socioeconómico (Shi *et al.*, 2005).

Dentro de la región, Cuba es la isla de mayor extensión, lo que unido a su cercanía al continente, diversidad de ecosistemas e historia biogeográfica, la hace un núcleo clave para la conservación de la biodiversidad en el Caribe insular. En el archipiélago cubano habita el mayor número de especies de plantas y vertebrados de las Antillas y alberga un elevado porcentaje de especies exclusivas (Tabla 2.1). Particularmente, está considerado entre los territorios insulares más diversos en plantas a nivel global y es la primera isla en número de especies por kilómetro cuadrado (González-Torres *et al.*, 2016).

La biota terrestre de Cuba exhibe, excluyendo a los protozoos, algas y bacterias, alrededor

Tabla 2.1. Diversidad de algunos grupos de la biota cubana.

	Caribe insular	Cuba*	Endemismos de Cuba
Plantas	10 948 ¹	6 038 ⁵	3 200
Anfibios	201 ²	67	65
Reptiles	602 ²	153	131
Aves	759 ³	369	26
Mamíferos	73 ⁴	35	15

* Se incluyen sólo las especies autóctonas. 1. www.botany.si.edu/Antilles/Westindies. 2. www.caribherp.org. 3. www.birdscaribbean.org. 4. González *et al.* (2012). 5. González-Torres *et al.* (2016).

de 25 733 táxones autóctonos conocidos. El mayor porcentaje lo constituyen los insectos, seguido de los hongos y plantas (angiospermas y gimnospermas), que juntos representan 76 % de la biodiversidad terrestre cubana conocida (Fig. 2.4). Sin embargo, estas cifras podrían estar subestimando la diversidad de algunos grupos que hasta la fecha han recibido poca o ninguna atención por parte de especialistas dedicados a la taxonomía; adicionalmente el empleo de técnicas de biología molecular están permitiendo identificar numerosas especies crípticas y complejos de especies. Los vertebrados son el grupo mejor conocido y sobre los que recaen gran parte de los recursos dedicados a la conservación; sin embargo, representan alrededor del 2,6 % de la biota terrestre cubana.

La distribución de la biodiversidad en el archipiélago cubano no es homogénea y para diferentes grupos de flora y fauna (*e. g.* Samek, 1973; Borhidi y Muñiz, 1986; Rodríguez, 1993; Estrada y Buibal, 1999; López, 2005; Genaro, 2008) se han identificado regiones biogeográficas que sintetizan la distribución y relaciones de la biota, ya sea basado en la distribución de los endemismos o en la clasificación geomorfológica de la isla (Acevedo, 1989). De manera general, para muchos grupos se ha observado que las áreas de mayor diversidad y endemismo coinciden con los principales macizos montañosos.

La Figura 2.5 muestra la distribución de la riqueza conocida en las cuatro clases de verte-

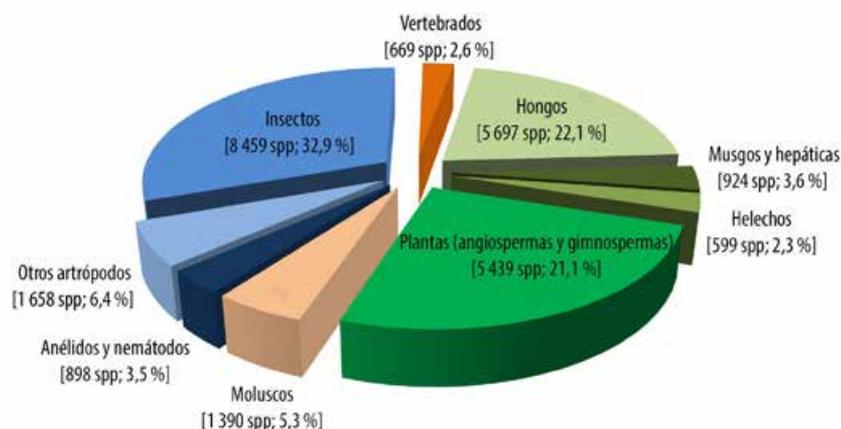


Figura 2.4. Representatividad de la biota terrestre cubana; para cada grupo taxonómico se indica el número de especies conocidas y el porcentaje respecto al total.

brados terrestres (anfibios, reptiles, aves y mamíferos), los que posiblemente representen los grupos de distribución mejor conocida entre todos los elementos que conforman la biota cubana. Como se aprecia, existen regiones sin información y de las 953 celdas con datos, 50 % muestran menos de 10 especies y sólo 70 celdas contienen más de 100 especies. Algunas celdas muestran una desproporcionada riqueza, lo que está relacionado con la presencia de estaciones ecológicas en esas áreas o que han sido escenario de proyectos de monitoreo de la biodiversidad a largo plazo, como son algunas de los cayos del archipiélago norte.

De manera general, existe un sesgo de conocimiento hacia regiones con mayores niveles de conservación de la vegetación natural, las que coinciden, en muchos casos, con áreas protegidas. Los mayores vacíos de información se concentran en las llanuras de Camagüey-Maniabón, Cauto-Guacanayabo y zonas de la llanura Habana-Matanzas; motivado, entre otras cosas, porque representan áreas de gran expansión de zonas agrícolas y han sido consideradas de poco interés para la biota. No obstante, existen muy pocos estudios que hayan evaluado la importancia de los agroecosistemas para el mantenimiento de la biodiversidad local. La matriz de hábitats transformados

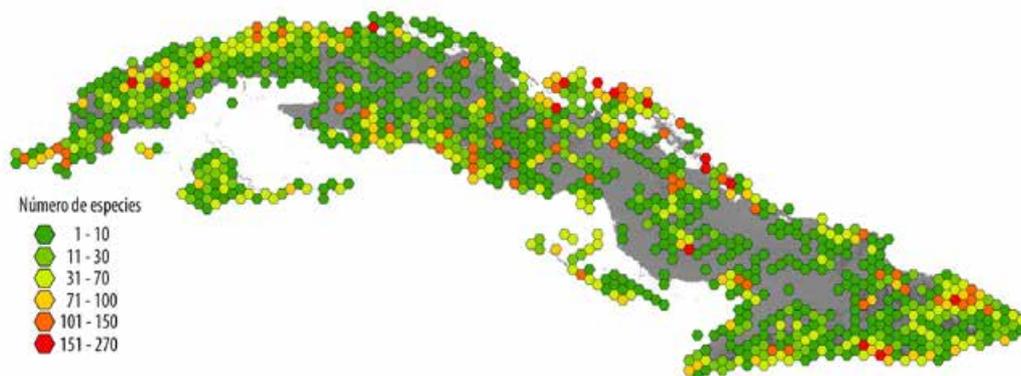


Figura 2.5. Distribución de la riqueza observada de los vertebrados terrestres (anfibios, reptiles, aves y mamíferos); la superficie del archipiélago cubano fue dividida en celdas hexagonales de 10 km² sobre las que se mapearon 43 400 registros obtenidos de la revisión de publicaciones científicas, especímenes de museos, bases de datos de biodiversidad y de proyectos de investigación.

podría ser importante para la supervivencia de poblaciones que habitan los fragmentos de hábitats naturales o las áreas protegidas, ya sea como sitios donde encuentren recursos claves o como corredores entre fragmentos naturales. Debido a la expansión de los sistemas agroforestales en todas las regiones tropicales del planeta se ha sugerido un nuevo paradigma para la conservación, que incluye los paisajes agrícolas como un componente esencial en las estrategias de manejo y conservación (Perfecto y Vandermeer, 2008).

La pérdida de hábitats naturales, entre otras causas, ha provocado la extinción y el deterioro de muchas poblaciones de plantas y animales y en la actualidad, al menos, 74 especies de hongos (Mena *et al.*, 2013), 995 de la flora (González-Torres *et al.*, 2016), 130 de invertebrados (Hidalgo-Gato *et al.*, 2016) y 165 de vertebrados (González *et al.*, 2012) han sido clasificadas como en peligro de extinción, según las categorías de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN, 2012). Los vertebrados terrestres y dulceacuícolas y las plantas son los grupos donde se han evaluado el mayor porcentaje de especies; no obstante, la mayoría de las especies de hongos y fauna no han sido evaluadas debido a que no existe información suficiente sobre la distribución y estado de sus poblaciones. En Cuba, 16 % de las especies de plantas están consideradas como amenazadas y los grupos de fauna donde se ha estimado el mayor porcentaje de especies amenazadas son los reptiles y anfibios (Fig. 2.6). Sin embargo, mucha de estas categorizaciones están basadas en criterios enfocados en datos de distribución (y en algunos casos incompletos) y existe muy poca información sobre la ecología y las tendencias poblacionales, la que podría resultar esencial para establecer estrategias de conservación científicamente sustentadas.

La distribución conocida de los vertebrados terrestres categorizados como amenazados se ilustra en la Figura 2.7. La mayoría de las celdas con mayor número de especies se encuentran en las montañas, por lo que estas constituyen regiones de importancia clave para la conservación de la biota cubana. Adicionalmente, las zonas montañosas son las únicas áreas conoci-

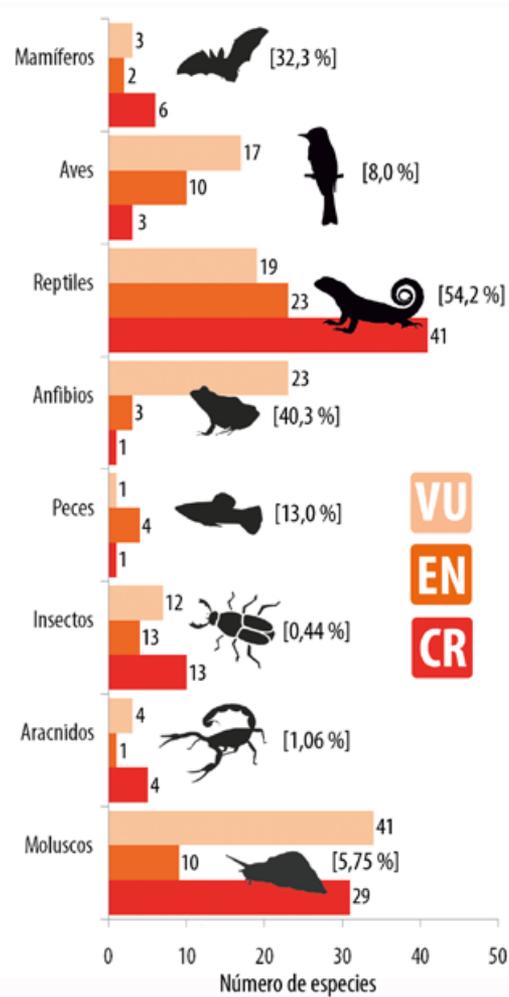


Figura 2.6. Número de especies de la fauna categorizadas como amenazadas; para cada clase se indica el porcentaje respecto a su total de especies en Cuba.

das de muchos endemismos locales de plantas y animales, sobre todo de aquellos de limitada capacidad de dispersión como son los moluscos, artrópodos, anfibios y reptiles.

EXTINCCIONES Y AMENAZAS

En Cuba, la mayoría de los depósitos fosilíferos se encuentran asociados a las cuevas, donde el calor y la humedad degradan rápidamente los huesos. Las características de estos depósitos conllevan a que gran parte del conocimiento existente sobre las extinciones del Cuaternario

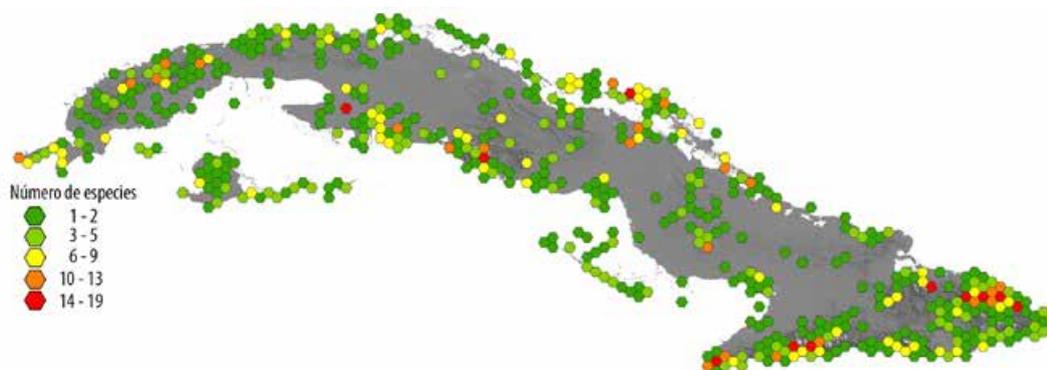


Figura 2.7. Distribución de la riqueza observada de los vertebrados terrestres amenazados según la categorización de González *et al.* (2012).

rio en Cuba esté sesgado hacia los vertebrados más grandes (mamíferos y aves). De estos dos grupos en Cuba se reconocen como extintos, al menos, 25 especies de aves y 24 de mamíferos (Tyrberg, 2009; Borroto-Paez y Mancina, 2017). Particularmente, la fauna de mamíferos terrestres de las Antillas experimentó la más severa tasa de extinción a nivel global durante el Holoceno (~ -11 500 años al presente), de alrededor de 100 especies endémicas, entre perezosos, monos, soricomorfos y roedores, hoy sólo sobreviven dos especies de almiquíes y alrededor de 10 especies de roedores capromidos (jutías) (Turvey, 2009).

Aunque el número de fechados radiométricos (*e. g.* ^{14}C) disponibles es muy limitado, la mayoría de los fósiles tienen una edad comprendida entre finales del Último Máximo Glacial (~ - 20 mil años) y la etapa post-colombina. Debido a que durante este período, además de los cambios en el clima, producto a la desglaciación, ocurrió el arribo del hombre, las causas de algunas de las extinciones es motivo de debate. No obstante, una gran parte de los investigadores consideran que, comparado con el impacto asociado a la entrada del hombre a estas islas, el cambio de clima debió tener un papel menos importante en la extinción de la biota (*e. g.* MacPhee, 2009).

Durante el período de transición entre el Pleistoceno y el Holoceno ocurrió una etapa de extinciones a nivel planetario (Turvey, 2009). En Cuba el proceso de desglaciación provocó una

reducción en el área emergida y un incremento de la humedad del clima (Hodell *et al.*, 1991; Iturralde-Vinent, 2005), esto último favoreció la expansión de la vegetación mesofítica y la consecuente reducción de la vegetación xerofítica (Curtis *et al.*, 2001; Iturralde-Vinent, 2005). Los cambios en las condiciones en los hábitats pudo haber provocado la extinción de especies especializadas a los ambientes más secos. Según Borhidi (1996), la humedad actual del clima es superior a la que necesitan los tipos de vegetación xerofítica, por lo que las especies más especializadas deben ser consideradas relictos y podrían ser altamente vulnerables a la extinción. Por otra parte, el incremento del nivel del mar durante este período pudo provocar la extinción de algunas especies a través de la pérdida de áreas y hábitats de refugio (Dávalos y Russell, 2012).

Fechados radiométricos de materiales fósiles indican que varias especies de mamíferos extintos (*e. g.* perezosos, soricomorfos y roedores) sobrevivieron hasta pasado el Holoceno medio (~ -6 mil años), período que coincide con el arribo de los humanos a Cuba. Posiblemente, durante la primera etapa de coexistencia con los humanos, muchas poblaciones de la flora y la fauna ya eran poco numerosas, posiblemente impactadas por las variaciones en las condiciones del clima del período post-glacial. El papel de los aborígenes en la extinción de algunas especies no está claro, ya que no existen sólidas evidencias que sugieran una sobrexplotación de las especies extintas y por

otra parte al parecer estos nunca alcanzaron una elevada densidad poblacional en Cuba; el análisis de residuarios de alimentación aborígen indica que los primeros pobladores de Cuba fueron más dependientes de los recursos costeros y marinos (Silva *et al.*, 2007). Durante el periodo postcolombiano se incrementaron las amenazas sobre la diversidad, fundamentalmente relacionadas con la deforestación y la entrada de especies exóticas.

En Cuba las modificaciones en los ecosistemas naturales, producto de las actividades agro-forestales, ha provocado la destrucción y la fragmentación de los hábitats naturales. Desde la llegada de los primeros europeos a Cuba la deforestación ha sido un evento progresivo. En el siglo XVI entre 88 – 92 % de la isla se encontraba cubierta de bosques; sin embargo, al comienzo del siglo XX sólo quedaba 41 % de cobertura boscosa. En la década del setenta del pasado siglo, debido al desarrollo cañero, ocurrió un pico de deforestación que alcanzó 85 % de la superficie de la isla (del Risco, 1995). Este elevado porcentaje de pérdida de bosques debió tener un fuerte impacto sobre muchas especies de plantas y animales, sobre todo aquellas de mayor especialización ecológica, baja movilidad y de distribución más restringida. En la actualidad los paisajes de Cuba constituyen un mosaico heterogéneo de ecosistemas agroforestales entremezclados con fragmentos de vegetación natural; según CITMA (2014), 95 % de los fragmentos de vegetación natural de Cuba tienen menos de 10 km² y sólo 30 fragmentos cuentan con una superficie superior a los 100 km². La fragmentación de los hábitats se lista entre las mayores amenazas para un número elevado de especies cubanas de plantas y animales en peligro de extinción (González *et al.*, 2012; González-Torres *et al.*, 2016). No obstante, la respuesta de la biota a la fragmentación ha sido muy poco estudiada en Cuba.

En las últimas décadas existe un incremento de la cobertura boscosa de Cuba, que alcanza en la actualidad aproximadamente 30 % de la superficie terrestre de la isla (ONEI, 2015). Sin embargo, la pérdida de cobertura persiste en algunas regiones de la isla. A modo de

ejemplo, la Figura 2.8 muestra los cambios en la cobertura vegetal en el macizo de Guamu-haya, entre los años 1989 y 2014, basado en imágenes de satélites y un análisis de clasificación supervisada. En esa región se observa la reducción progresiva en el grado de cobertura vegetal natural, con un incremento en el número de parches o fragmentos de 28 454 en 1989 a 35 537 en el año 2014. De forma similar, ha ocurrido una reducción en el tamaño medio de los fragmentos de 8,92 km² en 1989 a 4,21 km² en 2014. La fragmentación provoca, entre otros efectos, la reducción de hábitats apropiados para muchas especies, aislándolas y dificultando el movimiento y la diseminación de los individuos dentro del paisaje (Bennett y Saunders, 2010).

Las especies invasoras se consideran a nivel mundial una de las mayores amenazas a las biotas nativas y particularmente las islas son sensibles a las invasiones por su elevada vulnerabilidad. Las invasoras son especies, directa o indirectamente, transportadas por el hombre fuera de su rango nativo de distribución (Davis, 2009). La mayoría tienen una elevada capacidad de establecimiento y expansión; en las áreas invadidas tienen la capacidad de alterar o modificar los hábitats, así como competir, desplazar, transmitir patógenos o depredar las especies nativas (Simberloff y Rejmánek, 2011). En Cuba a lo largo de los últimos siglos se han introducido cientos de especies de plantas y animales, ya sea para cultivos, ornamentales, controles biológicos, mascotas, con fines ganaderos y cinegéticos, etc. Sin embargo, no todas estas especies exóticas se han establecido y dispersado hacia los ecosistemas naturales y seminaturales de Cuba convirtiéndose en invasoras. Por ejemplo, de 5 especies de anfibios y 21 de reptiles introducidas en Cuba, sólo una de anfibio (*Lithobates catesbeianus*) y 9 de reptiles se comportan como invasoras (Borrotto-Páez *et al.*, 2015). En el caso de las plantas se han identificado, al menos, 337 táxones que se comportan como invasores en Cuba (Oviedo y González-Oliva, 2015). Las especies invasoras se cuentan entre las mayores amenazas a la diversidad en Cuba; no obstante, se han publicado muy pocos estudios que hayan evaluado



Figura 2.8. Cambios en la cobertura de la vegetación natural en las montañas de Guamuha entre los años 1989 y 2014, ilustrando el proceso de pérdida y fragmentación de hábitats naturales.

de manera directa el impacto de estas especies sobre los ecosistemas y las especies nativas.

El desarrollo agro-industrial ha incrementado la concentración de los gases de efecto invernadero en la atmósfera, lo que ha provocado un aumento de la temperatura media del planeta de $0,74\text{ }^{\circ}\text{C}$ en los últimos 100 años y se proyecta que pueda alcanzar los $4,3 \pm 0,7\text{ }^{\circ}\text{C}$ en el 2100 (Stocker *et al.*, 2013). Los escenarios de

cambio climático futuros podrían exceder la capacidad de adaptación de muchas especies, ya sea por limitaciones en la tolerancia fisiológica, habilidad para la dispersión, cambios conductuales, etc. Esto podría provocar extinciones locales y el desplazamiento geográfico de especies, generando importantes variaciones en la composición y el funcionamiento de los ecosistemas. Por otra parte, los cambios pronosticados sugieren la pérdida de hábitats a través del incremento de la salinidad en zonas costeras, eventos meteorológicos extremos, el incremento en la frecuencia de los incendios forestales, etc. Desde el punto de vista de las interacciones bióticas, para muchas especies se podrían incrementar las interacciones con patógenos, competidores y depredadores, así como favorecer la expansión de especies invasoras (Gitay *et al.*, 2002; Cahill *et al.*, 2012; Pecl *et al.*, 2017). De manera general, existen evidencias de que el cambio climático podría provocar una ola de extinción en el futuro cercano y el Caribe se encuentra entre las regiones más vulnerables (Pacifi *et al.*, 2015).

Cuba, similar a otras de las islas del Caribe, podría ser fuertemente impactada por los efectos del cambio climático. Entre los efectos pronosticados se encuentran: el incremento de la temperatura media anual, intensificación y expansión de los períodos de sequía, ascenso del nivel medio del mar, incremento en la frecuencia de huracanes intensos, etc. (Planos *et al.*, 2013). Para la biota terrestre cubana varios estudios han evaluado los posibles efectos del cambio climático; por ejemplo, Rodríguez-Schettino y Rivalta (2007) y Blanco y Sánchez (2008) analizaron el efecto del incremento del nivel del mar sobre la herpetofauna de Ciénaga de Zapata y las aves costeras a través del archipiélago cubano, respectivamente. Ambos estudios sugieren la pérdida de hábitats importantes y la posible desaparición local de algunas especies de reptiles y anfibios, así como de sitios de nidificación importantes para las aves.

Mediante la modelación de nicho ecológico y su transferencia a escenarios de cambio climático futuro, Suárez *et al.* (2013) y Cobos y Alonso (2016), evaluaron el posible efecto del cambio de clima sobre la distribución de an-

fibios endémicos cubanos. Ambos estudios encontraron una notable reducción de las posibles áreas de distribución potencial; Suárez *et al.* (2013) obtuvieron que de las 30 especies de anfibios del género *Eleutherodactylus* analizadas, 7 pudieran desaparecer para el año 2050 y 11 para el 2080. Para los moluscos terrestres del género *Polymita*, Mancina *et al.* (2017a), obtuvieron mediante modelaciones de nicho una posible reducción entre 44 – 100 % de áreas climáticamente idóneas en los próximos 35 años, con la posible extinción de dos especies (*P. sulphurosa* y *P. versicolor*). La Figura 2.9 ilustra el posible recambio en la distribución de 31 especies de aves endémicas del Caribe insular, para dos escenarios de cambio climático, uno con bajos niveles de emisión de gases efecto invernadero ($2,6 \text{ W/m}^2$) y otro alto ($8,5 \text{ W/m}^2$), de acuerdo al consenso de 9 modelos de circulación global para el año 2050. Los mayores porcentajes de recambio (100, valores en rojo) corresponden a sitios donde podría ocurrir una pérdida total de la riqueza de especies presente en la actualidad. De manera general, estos mapas destacan la importancia de algunas áreas, principalmente las regiones

montañosas, como refugios climáticos para las aves, aunque resultados similares se han obtenido para otros elementos de la biota cubana (Mancina *et al.*, 2017b). La conservación de los hábitats, así como la reducción de la fragmentación e incremento de la cobertura boscosa, fundamentalmente en las áreas montañosas, podría ser una estrategia primordial para la adaptación al cambio climático y el mantenimiento de la biodiversidad terrestre del archipiélago cubano.

No obstante, los resultados anteriores sólo están identificando especies y regiones con mayor exposición a posibles escenarios de cambio climático. En Cuba, como en muchas regiones tropicales, es necesario fomentar investigaciones básicas sobre la biología de poblaciones que permitan conocer y profundizar en la historia de vida, ecofisiología, preferencia de micrahábitats, etc., de las especies. Este conocimiento es crítico para poder evaluar la vulnerabilidad de las especies al cambio climático y poder diseñar estrategias de adaptación y conservación más sólidas.

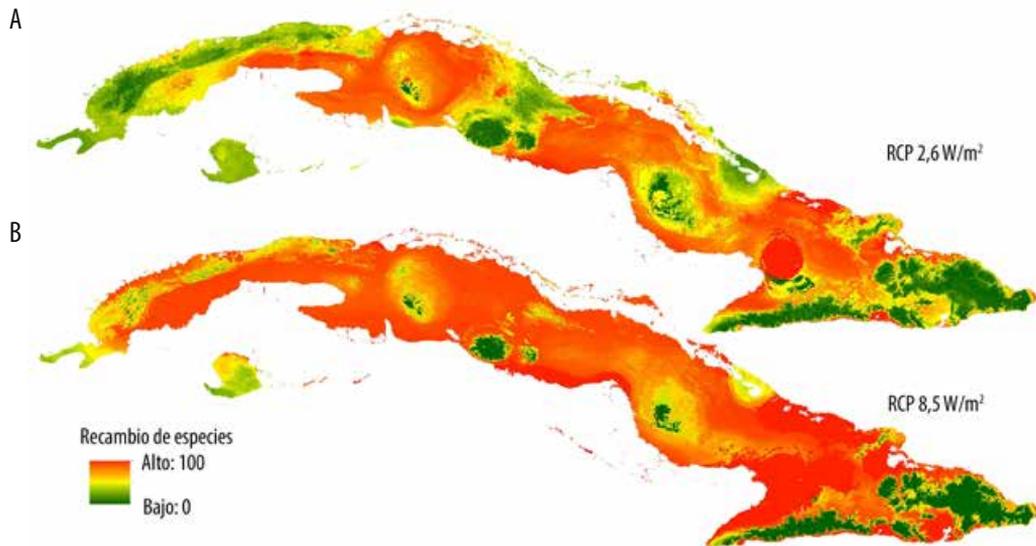


Figura 2.9. Recambio en la distribución de 31 especies de aves endémicas antillanas en Cuba para el 2050 en dos escenarios de emisión, A. con bajos valores de emisión de gases efecto invernadero ($2,6 \text{ W/m}^2$) y B. con un aumento considerable de estos gases ($8,5 \text{ W/m}^2$). Valores de 0 indican sitios donde el ensamble de aves podría mantener los mismo valores de riqueza de especies en el futuro y valores de 100 indican la pérdida total de la riqueza actual.

ÁREAS PROTEGIDAS

Una de las vías más importantes para la preservación del patrimonio natural lo constituye el establecimiento de áreas protegidas (APs), que son espacios terrestres y marinos declarados legalmente para la protección de la diversidad biológica, hábitats, ecosistemas y paisajes, así como elementos histórico-culturales. El fin de las APs se enmarca en el uso sostenible de los recursos naturales para lograr un equilibrio entre el desarrollo socioeconómico y el medio ambiente (Juffe-Bignoli, *et al.*, 2014). En Cuba, el Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP), está integrado por 211 unidades (Fig. 2.10), de las cuales 77 son de significación nacional y 134 de significación local. El sistema abarca una superficie que representa 20,20 % del territorio nacional, incluyendo la plataforma insular marina hasta la profundidad de 200 metros, quedando bajo la cobertura del sistema el 17,16 % de la superficie terrestre y el 24,96 % de la plataforma marina (CNAP, 2013).

El SNAP tiene identificados entre sus principales objetivos mantener muestras representativas de las regiones biogeográficas más importantes del país, para de esta forma asegurar la continuidad de los procesos evolutivos y conservar *in situ* la diversidad biológica. Otros de sus objetivos fundamentales es el manejo de los recursos bióticos terrestres y acuáticos, teniendo en cuenta la función que desempeñan en el equilibrio de los ecosistemas, así como rehabilitar los paisajes y servir de laboratorio

natural para el desarrollo de investigaciones (Gaceta Oficial de la República de Cuba, 1997).

La mayor parte de las áreas protegidas terrestres se encuentran en colinas y montañas con reductos de bosques prístinos, y en llanuras donde permanecen algunos bosques y pastizales naturales. Las APs incluyen paisajes y ecosistemas relevantes, elementos significativos del relieve, el suelo, la hidrografía, valores geomorfológicos, así como las principales formaciones vegetales donde habita un alto porcentaje de endemismos de la flora y la fauna (CNAP, 2013). Los valores naturales que contienen las áreas protegidas cubanas le han conferido, también, diferentes tipos de reconocimiento internacional por entidades mundiales como la Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (UNESCO), la Convención RAMSAR para el uso racional y conservación de los humedales y BirdLife International entre otras, declarándose seis Reservas de la Biosfera, dos Sitios del Patrimonio Mundial Natural y un Paisaje Cultural, seis Sitios RAMSAR y 28 Áreas Importantes para la Conservación de las Aves (IBA, por sus siglas en inglés) (González *et al.*, 2013).

En Cuba se han identificado 34 tipos de formaciones vegetales naturales y seminaturales (Borhidi, 1996; Capote y Berazain, 1984), de las cuales 32 se encuentran en el sistema nacional con diferentes grados de representatividad (Hernández *et al.* 2013). Los manglares, herbazales de ciénaga, así como los bosques

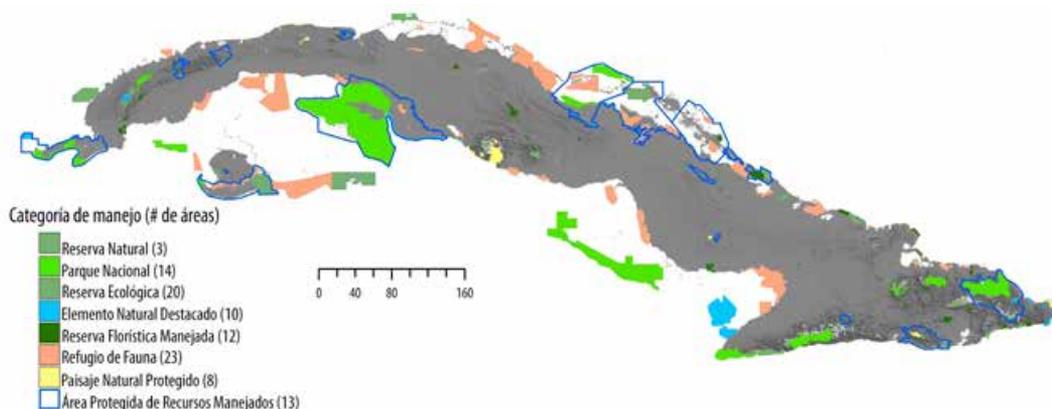


Figura 2.10. Áreas protegidas y categorías de manejo del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP) de Cuba.

siempreverdes, semidecíduos y de pinos, poseen fragmentos representativos de vegetación y alta prioridad, como núcleos de conservación para el SNAP. Según la Lista Roja de la Flora de Cuba, el sistema nacional brinda cobertura a 3 210 especies de plantas (incluidos 1 386 endemismos), de ellas 1 579 amenazadas (González-Torres *et al.*, 2016).

En el SNAP están representados 44 géneros endémicos uniespecíficos, que se localizan dentro de los límites de 47 áreas protegidas, siendo los parques nacionales la categoría de manejo que alberga un mayor número (22); solo cinco quedan fuera de esta cobertura (*Dasytropis*, *Koehneola*, *Cubacroton*, *Henleophytum* y *Phyllacanthus*) (Castañeira *et al.*, 2013). Por otra parte, de las 72 especies incluidas en los 13 géneros endémicos no uniespecíficos, 62 están presentes en el sistema, solo no están representadas (*Moacroton revolutus*, *Belairia ternata*, *Amphiolanthus arenaoides*, *A. bryoides*, *A. longipes*, *Grisebachianthus holguinensis*, *G. mayarensis*, *Spaniopappus shaferi*, *Schmidtottia marmorata* y *Tetralix jaucoensis*).

De acuerdo al análisis de representatividad efectuado para los grupos de vertebrados terrestres se pudo comprobar que el SNAP cubre de manera general el 96,7 %, 91,6 % y 90,5 % de las especies autóctonas, endémicas y amenazadas, respectivamente. Los grupos mejor representados lo constituyen las aves y los anfibios con todos sus porcentajes por encima del 90 % (Fig. 2.11).

Dentro de los peces de agua dulce, dos táxones endémicos y amenazados (*Girardinus cubensis* y *Lucifuga subterranea*), quedan sin cobertura en el SNAP (González *et al.*, 2013). Dos anfibios, *Eleutherodactylus adelus* y *E. erythroproctus*, no presentan hasta el momento registros de ocurrencia en áreas protegidas, mientras que 15 especies de reptiles quedan fuera de la red de conservación (*Cadea palirostrata*, *Anolis juangundlachi*, *Anolis macilentus*, *Anolis sierramaestrae*, *Anolis terueli*, *Sphaerodactylus dimorphicus*, *Arrhyton ainictum*, *Tropidophis hardyi*, *Tropidophis hendersoni*, *Cubatyphlops arator*, *Cubatyphlops perimychus*, *Cubatyphlops satelles*, *Typhlops oxyrhinus*, *Typhlops pachyrhinus* y *Typhlops silus*).

Con respecto a las aves, el SNAP cubre el 91% de las especies autóctonas, exceptuando aquellas especies accidentales o transeúntes migratorios muy raros; así como el 100 % de las endémicas y 96,9 % de las amenazadas. La única especie amenazada no representada en el sistema es *Pterodroma hasitata*, solo conocida de la localidad de Las Brujas, al sur de las laderas de la Sierra Maestra (Rodríguez *et al.*, 2012). Los principales sitios de congregación de aves acuáticas, tomando como base las IBA de Cuba, poseen un nivel de protección aceptable, si tenemos en cuenta que en algunos casos estas zonas coinciden con los límites de áreas protegidas identificadas y en otros contienen en su interior áreas protegidas con diferentes categorías de manejo (González *et al.*, 2013). Tres especies de mamíferos no presentan dis-

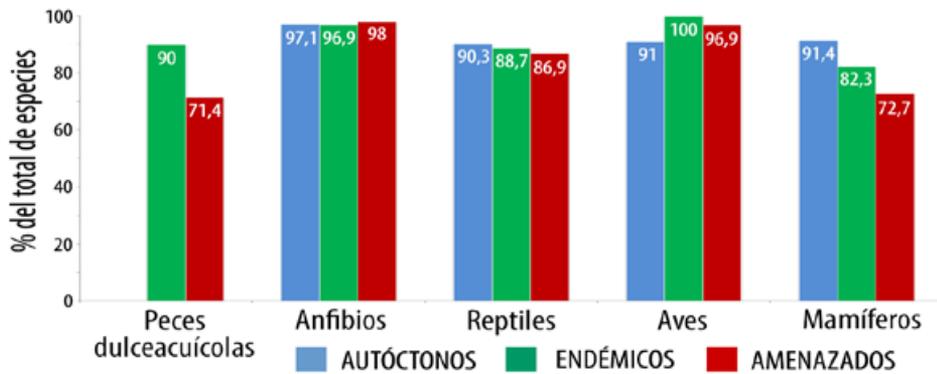


Figura 2.11. Porcentaje de cobertura del Sistema Nacional de Áreas Protegidas para los vertebrados terrestres y dulceacuícolas.

tribución en áreas protegidas, de ellas dos son murciélagos: *Antrozous koopmani* y *Dasypterus insularis* (Mancina, 2012) y la jutía *Capromys garridoi*, aunque la validez taxonómica de esta última es dudosa (Silva *et al.*, 2007).

A pesar de la elevada representatividad de especies y ecosistemas en el SNAP, aún en las APs existen problemas que limitan un mayor éxito en la conservación de la biodiversidad cubana (CNAP, 2013). Por ejemplo, algunas de las áreas identificadas por el sistema no cuentan aún con administración y en otras, la inestabilidad en el personal técnico, escasos equipamientos y recursos financieros, podrían limitar una adecuada gestión. Adicionalmente, existen grandes vacíos y desbalances en el conocimiento de la biodiversidad que habita las áreas, por ejemplo, algunos grupos taxonómicos, como los hongos y algunos órdenes de invertebrados, están ausentes en los anexos de biodiversidad de la mayoría de los planes de manejo. En muchos casos se desconoce si los límites de las áreas son los adecuados para garantizar la supervivencia de las poblaciones de flora y fauna de protegen, así como para el mantenimiento a largo plazo de procesos ecológicos naturales. Por otra parte, existen sesgos en la selección de los objetos de conservación y en el monitoreo de estos para estimar el grado de integridad ecológica de las áreas.

En Cuba las Áreas Protegidas de Recursos Manejados (APRM) son las áreas protegidas más importantes para la conservación de la biodiversidad, dado su extensión y los elevados valores de riqueza y endemismo, así como por la diversidad de ecosistemas que albergan. Esta categoría puede contener como zonas núcleos otras áreas protegidas con categorías de manejo más estrictas como los Parques Nacionales y las Reservas Ecológicas. Entre estas áreas se destacan: APRM Cuchillas del Toa, APRM Península de Guanahacabibes, APRM Buenavista, APRM Reserva de la Biosfera Baconao, APRM Sur de la Isla de la Juventud y APRM Reserva de la Biosfera Sierra del Rosario.

LITERATURA CITADA

- Acevedo, M. 1989. Regionalización geomorfológica. IV. Relieve. Pp. 114. En: *Nuevo Atlas Nacional de Cuba* (G. Oliva, Ed.). Instituto de Geografía, Academia de Ciencias de Cuba; La Habana.
- Ali, J. R. 2012. Colonizing the Caribbean: is the GAARlandia land-bridge hypothesis gaining a foothold? *Journal of Biogeography* 39: 431-433.
- Alonso Bosch, R., A. J. Crawford y E. Bermingham. 2012. Molecular phylogeny of an endemic radiation of Cuban toads (Bufonidae: *Peltophryne*) based on mitochondrial and nuclear genes. *Journal of Biogeography* 39: 434-451.
- Andrew F. Bennett, A. F. y D. A. Saunders. 2010. Habitat fragmentation and landscape change. Pp. 88-106. En: *Conservation Biology for All* (N. S. Sodhi y P. R. Ehrlich, Eds.). Oxford Univ. Press.
- Blanco, P. y B. Sánchez. 2008. Impacto del cambio climático sobre la avifauna cubana. Pp. 139-154. En: *Efecto de los cambios globales sobre la biodiversidad* (A. Volpedo y L. Fernández, Eds.). Programa CYTED.
- Borhidi, A. 1996. *Phytogeography and vegetation ecology of Cuba*. Akademiai Kiadó, Budapest. Second revised and enlarged edition, 923 pp.
- Borhidi, A. y O. Muñiz. 1986. The phytogeographic survey of Cuba: 2. Floristic relationships and phytogeographic subdivision. *Acta Botanica Hungarica* 32 (1-2): 3-48.
- Borroto-Páez, R. y C. A. Mancina. 2017. Biodiversity and conservation of Cuban mammals: past, present, and invasive species. *Journal of Mammalogy* 98 (4): 964-985.
- Borroto-Páez, R., R. Alonso Bosch, B. A. Fabres y O. Alvarez. 2015. Introduced amphibians and reptiles in the Cuban archipelago. *Herpetological Conservation and Biology* 10: 985-1012.
- Cahill, A. E., M. E. Aiello-Lammens, M. C. Fisher-Reid, X. Hua, C. J. Karanewsky, H. Y. Ryu, G. C. Sbeglia, F. Spagnolo, J. B. Waldron, O. Warsi y J. J. Wiens. 2012. How does climate change cause extinction? *Proceeding of the Royal Society London B* 280: 20121890.
- Capote, R. P. y R. I. Berazaín. 1984. Clasificación de las formaciones vegetales de Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* V(2): 27-75.
- Castañeira, M. A.; Valdés, J. A., Hernández J. A., Rankin R., y A. Palmarola. 2013. Análisis de vacío de géneros endémicos unitípicos. Pp. 158-162. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba: Período 2014-2020*. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, Cuba.

- Chakrabarty, P. 2006. Systematics and historical biogeography of Greater Antillean Cichlidae. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 39: 619–627.
- CITMA (Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente de la República de Cuba). 2014. *V Informe Nacional al Convenio sobre la Diversidad Biológica*. La Habana, 253 pp.
- CNAP (Centro Nacional de Áreas Protegidas). 2013. *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba: Período 2014-2020*. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, Cuba, 335 pp.
- CNNG (Comisión Nacional de Nombres Geográficos). 2000. *Diccionario geográfico de Cuba*. Oficina Nacional de Hidrografía y Geodesia, La Habana, 386 pp.
- Cobos, M. E. y R. Alonso Bosch. 2016. Recent and future threats to the Endangered Cuban toad *Peltophryne longinasus*: potential additive impacts of climate change and habitat loss. *Oryx*. doi.org/10.1017/S0030605316000612.
- Curtis, J. H., M. Brenner y D. A. Hodell. 2001. Climate change in the Circum-Caribbean (Late Pleistocene to Present) and implications for regional biogeography. Pp. 35-54. En: *Biogeography of the West Indies: Patterns and Perspectives* (C. A. Woods y F. E. Sergile, Eds.). CRC Press, Boca Raton, Florida.
- Dávalos, L. M. 2004. Phylogeny and biogeography of Caribbean mammals. *Biological Journal of the Linnean Society* 81: 373-394.
- Dávalos, L. M. y A. L. Russell. 2012. Deglaciation explains bat extinction in the Caribbean. *Ecology and Evolution*, doi: 10.1002/ece3.399.
- Davis, M. A. 2009. *Invasion Biology*. Oxford University Press, 244 pp.
- Doadrio, I., S. Perea, I. Alcaraz y N. Hernández. 2009. Molecular phylogeny and biogeography of the Cuban genus *Girardinus* Poey, 1854 and relationships within the tribe Girardinini (Actinopterygii, Poeciliidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 50: 16–30.
- Estrada, R., G. Martín, P. Martínez, S. Vioel, R. Capote, I. Reyes, S. Galano, C. Cabrera, C. Martínez, L. Mateo, Y. Guerra, A. Batte y L. Coya. 2011. Mapa (BD-SIG) de vegetación natural y seminatural de Cuba v.1 sobre Landsat etm 7 slc-off gap filled, circa 2011. *Memorias del IV Congreso de Manejo de Ecosistemas y Biodiversidad*, ISBN: 978-959-300-034-5, La Habana, Cuba.
- Estrada, A. R. y R. Ruibal. 1999. A review of Cuban herpetology. Pp. 31-62. En: *Caribbean Amphibians and Reptiles* (B. I. Crother, ed.). Academic Press, San Diego, California.
- Gaceta Oficial de la República de Cuba. 1997. Ley No. 81 del Medio Ambiente. Edición Extraordinaria. La Habana, 11 de Julio de 1997. Año XCV, Número 7, Página 47.
- Genaro, J. A. 2008. Origins, composition and distribution of the bees of Cuba (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Insecta Mundi* 0052:1-16.
- Gitay, H., A. Suarez, R. T. Watson y D. J. Dokken (Eds.). 2002. *Cambio climático y biodiversidad*. Documento técnico V del Grupo Intergubernamental de Expertos sobre el Cambio Climático (IPCC), 85 pp.
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García (Eds.). 2012. Libro rojo de los vertebrados de Cuba. Editorial Academia, La Habana, 304 pp.
- González, A., Fernández de Arcila, R. y S. Aguilar. 2013. Análisis de vacíos de fauna terrestre. Vertebrados. Pp. 166-175. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba: Período 2014-2020*. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, Cuba.
- González-Torres, L. R., A. Palmarola, L. González Oliva, E. Bécquer, E. Testé y D. Barrios (Eds.). 2016. Lista roja de la flora de Cuba. *Bissea* 10 (número especial 1): 1-352.
- Gutiérrez Domech, R. y M. Rivero Glean. 1997. *Minigeografía de Cuba*. Editorial Científico-Técnica, La Habana, 142 pp.
- Hedges, S. B. 2006. Paleogeography of the Antilles and origin of West Indian terrestrial vertebrates. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 93:231-244.
- Hernández, J. A., Castañeira, M. A. y S. Fernández. 2013. Vegetación terrestre. Pp. 35-36. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba: Período 2014-2020*. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, Cuba.
- Hidalgo-Gato, M., J. Espinosa y R. Rodríguez-León (Eds.). 2016. *Libro rojo de invertebrados terrestres de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 244 pp.
- Hodell, D. A., J. H. Curtis, G. A. Jones, A. Higuera-Gundy, M. Brenner, M. W. Binford y K. T. Dorsey. 1991. Reconstruction of Caribbean climate change over the past 10,500 years. *Nature* 352: 790-793.
- ISMET (Instituto de Meteorología). 2017. El clima de Cuba. <http://www.met.inf.cu>. Último acceso, 20 julio 2017.
- Iturralde-Vinent, M. A. 2005. La Paleogeografía del Caribe y sus implicaciones para la biogeografía histórica. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 25-26: 49-78.

- Iturralde-Vinent, M. A. y R. D. E. MacPhee. 1999. Paleogeography of the Caribbean region: implications for Cenozoic biogeography. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 238: 1-95.
- Juffe-Bignoli, D., N. D. Burgess, H. Bingham, E. Belle, M. de Lima, M. Deguignet, B. Bertzky, A. Milam, J. Martinez-Lopez, E. Lewis *et al.* 2014. *Protected Planet Report 2014*. UNEP-WCMC: Cambridge, UK, 69 pp.
- López, A. 2005. Nueva perspectiva para la regionalización fitogeográfica de Cuba: definición de los sectores. Pp. 417-428. En: *Regionalización biogeográfica en Iberoamérica y tópicos afines* (J. Llorente y J. J. Morrone, Eds.). Facultad de Ciencias, UNAM, México D. F.
- MacPhee, R. D. E. 2009. *Insulae infortunatae*: Establishing a chronology for Late Quaternary mammal extinctions in the West Indies. Pp. 169-193. En: *American Megafaunal Extinctions at the end of the Pleistocene*. (G. Haynes, Ed.). Springer Science + Business Media B. V.
- Mancina, C. A. 2012. Mamíferos. Pp. 269-291. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia, La Habana.
- Mancina, C. A., M. Hernández, D. Martínez y R. Estrada. 2017a. An assessment of the potential effects of climate change on the distribution of Painted Land snail species, genus *Polymita* (Gastropoda: Cepolidae). *Tentacle* 25:17-19.
- Mancina, C. A., D. Cruz, B. Neyra, D. Martínez, M. Hernández, K. Velazco, I. Fernández, J. L. Fontenla, I. M. Fuentes, L. González-Oliva, F. Estrada, A. López, A. Alegre, R. Barba, R. Fernandez de Arcila, A. González, S. Aguilar, H. M. Díaz, T. Homar, M. Iturriaga *et al.* 2017b. *Distribución potencial actual y futura de especies de la flora y la fauna de Cuba: explorando efectos del cambio climático sobre la biota terrestre* [Informe final de proyecto]. Programa ramal: "Cambio Climático en Cuba: Impactos, Mitigación y Adaptación", CITMA, La Habana.
- Mena, J., N. Blanco, S. Herrera, J. L. Ortiz, M. C. Camino, M. Cabarroi, S. G. Maldonado, G. M. Recio y M. A. Castañeira. 2013. Lista roja de hongos y Myxomycetes de Cuba. Pp. 165-166. En: *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba: Período 2014-2020*. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, Cuba.
- Mittermeier, R. A., W. R. Turner, F. W. Larsen, T. M. Brooks y C. Gascon. 2011. Global biodiversity conservation: the critical role of hotspots. Pp. 3-22. En: *Biodiversity Hotspots: Distribution and Protection of Conservation Priority Areas* (F. E. Zachos y J. C. Habel, eds.). Springer, Nueva York.
- Núñez Jiménez, A., N. Viñas Bayes, M. Acevedo González, J. Mateo Rodríguez, M. Iturralde Vinent y A. Graña González. 1988. *Cuevas y carsos*. Editorial Científico-Técnica, La Habana, 431 pp.
- Olson, D. M., E. Dinerstein, E. D. Wikramanayake, N. D. Burgess, G. V. N. Powell, E. C. Underwood, J. A. D'Amico, I. Itoua, H. E. Strand, J. C. Morrison, C. J. Loucks, T. F. Allnutt, T. H. Ricketts, Y. Kura, J. F. Lamoreux, W. W. Wetzel, P. Hedao y K. R. Kassem. 2001. Terrestrial Ecoregions of the World: A New Map of Life on Earth. *BioScience* 51: 933-938.
- ONEI (Oficina Nacional de Estadística e Información). 2015. Anuario Estadístico de Cuba, 2014. <http://www.one.cu>. Último acceso, 14 mayo 2017.
- Oviedo Prieto, R. y L. González-Oliva. 2015. Lista nacional de plantas invasoras y potencialmente invasoras en la República de Cuba. *Bisbea* 9 (número especial 2): 1-88.
- Pacifici, M. B. R. Scheffers, D. Bickford, W. B. Foden, D. G. Hole, J. A. Carr, S. E. Williams, P. Visconti, T. G. Martin, A. A. Hoffmann, S. G. Willis, B. Young *et al.* 2015. Assessing species vulnerability to climate change. *Nature Climate Change* 5:215-225.
- Pecl, G. T., M. B. Araújo, J. D. Bell, J. Blanchard, T. C. Bonebrake, I. Chen, T. D. Clark, R. K. Colwell *et al.* 2017. Biodiversity redistribution under climate change: Impacts on ecosystems and human well-being. *Science* 355 (1389): 1-11.
- Perfecto, I. y J. Vandermeer. 2008. Biodiversity conservation in tropical agroecosystems. A new conservation paradigm. *Annals of New York Academic of Sciences* 1134: 173-200.
- Planos Gutiérrez, E., R. Rivero Vega y V. Guevara Velazco (Eds.). 2013. *Impacto del cambio climático y medidas de adaptación en Cuba*. Instituto de Meteorología, CITMA, La Habana, 430 pp.
- Risco del, E. 1995. *Los bosques de Cuba: su historia y características*. Editorial Científico-Técnica, La Habana, 94 pp.
- Rodríguez Schettino, L. 1993. Áreas faunísticas de Cuba según la distribución ecogeográfica actual y el endemismo de los reptiles. *Poeyana* 436:1-17.
- Rodríguez Schettino, L. y V. Rivalta. 2007. Efectos probables del aumento del nivel del mar sobre la herpetofauna de la Reserva de la Biosfera

- Ciénaga de Zapata, Matanzas, Cuba. *Poeyana* 495:8-13.
- Rodríguez, A. 2012. Anfibios. Pp. 55-58. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia, La Habana.
- Rodríguez, A., M. Vences, B. Nevado, A. Machor-dom, y E. Verheyen. 2010. Biogeographic origin and radiation of Cuban Eleutherodactylus frogs of the *auriculatus* species group, inferred from mitochondrial and nuclear gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 54: 179-186.
- Rodríguez, F., N. Viña Bayés y N. Viña Dávila. 2012. *Pterodroma hasitata*. Pp. 209-210. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia, La Habana.
- Samek, V. 1973. Regiones fitogeográficas de Cuba. *Academia de Ciencias de Cuba, serie Forestal*, 15: 1-63.
- Santiago-Valentin, E. y R. G. Olmstead. 2004. Historical biogeography of Caribbean plants: introduction to current knowledge and possibilities from a phylogenetic perspective. *Taxon* 53: 299-319.
- Sato, J. J., S. D. Ohdachi, L. M. Echenique-Díaz, R. Borroto-Páez, G. Begué-Quiala, J. L. Delgado-Labañino, J. Gámez-Díez, J. Álvarez-Lemus, S. T. Nguyen, N. Yamaguchi y M. Kita. 2016. Molecular phylogenetic analysis of nuclear genes suggests a Cenozoic over-water dispersal origin for the Cuban solenodon. *Scientific Reports* 6: 31173.
- Shi, H., A. Singh, S. Kant, Z. Zhu y E. Waller. 2005. Integrating habitat status, human population pressure, and protection status into biodiversity conservation priority setting. *Conservation Biology* 19: 1273-1285.
- Silva Taboada, G., W. Suárez Duque y S. Díaz Franco. 2007. *Compendio de los mamíferos terrestres autóctonos de Cuba vivientes y extinguidos*. Ediciones Boloña, La Habana, 465 pp.
- Simberloff, D. y M. Rejmánek. 2011. *Encyclopedia of biological invasions*. University of California Press, 765 pp.
- Stocker, T. F., D. Qin, G. K. Plattner, M. Tignor, S. K. Allen, J. Boschung, A. Nauels, Y. Xia, V. Bex y P. M. Midgley (Eds.). 2013. Cambio climático 2013. Bases físicas. Contribución del Grupo de trabajo I al Quinto Informe de Evaluación del Grupo Intergubernamental de Expertos sobre el Cambio Climático. Cambridge Univ. Press, Cambridge.
- Suárez, A. G., A. Hernández-Zanuy, A. Rodríguez, P. Blanco, B. Sánchez, L. Rodríguez, L. Menéndez, J. M. Guzmán, L. Rodríguez, F. Cejas et al. 2013. Diversidad Biológica. Pp. 203-260. En: *Impacto del cambio climático y medidas de adaptación en Cuba*. (E. Planos, R. Rivero y V. Guevara, Eds.). Instituto de Meteorología, CITMA, La Habana.
- Turvey, S. T. 2009. In the shadow of the megafauna: prehistoric mammal and bird extinctions across the Holocene. Pp. 17-39. En: *Holocene Extinctions* (S. T. Turvey, ed.). Oxford Univ. Press.
- Tyrberg, T. 2009. Holocene avian extinctions. Pp. 63-106. En: *Holocene Extinctions* (S. T. Turvey, Ed.). Oxford Univ. Press.
- UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza). 2012. Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN: Versión 3.1. Segunda edición. Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido: UICN. vi + 34pp. Originalmente publicado como IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. Second edition; Gland, Switzerland and Cambridge, UK.
- Zachos, F. E. y J. C. Habel (Eds.). 2011. *Biodiversity Hotspots: Distribution and Protection of Conservation Priority Areas*. Springer, Nueva York, 546 pp.

CAPÍTULO

3

INVENTARIO Y MONITOREO DE LA BIODIVERSIDAD



3

INVENTARIO Y MONITOREO DE LA BIODIVERSIDAD

DARYL D. CRUZ FLORES¹
DAILY MARTÍNEZ BORREGO¹
CARLOS A. MANCINA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática



Tropidophis maculatus

INVENTARIOS DE BIODIVERSIDAD

La biodiversidad o diversidad biológica se puede definir como el número de especies presentes en una localidad o región dada. Particularmente en los trópicos, que albergan la mayor biodiversidad del planeta, las acciones del hombre han provocado su decline y la reducción de la integridad ecológica de los ecosistemas (Dirzo y Raven, 2003; Zachos y Habel, 2011). Uno de los principales problemas a los que se enfrenta la conservación es la falta de datos que permitan evaluar el estado de la biodiversidad a nivel local. Disponer de datos bien documentados sobre la riqueza y las tendencias poblacionales es esencial para comprender los procesos naturales, así como realizar una adecuada gestión y establecer prioridades de conservación (Myers *et al.*, 2000; Olson y Dinerstein, 2002).

La manera más directa y rápida de conocer la biodiversidad que hay en un sitio es mediante un inventario (Noss, 1990). Los inventarios permiten conocer las especies presentes en un área, así como su distribución y realizar estimados de sus abundancias. En general, sintetizan información sistemática, ecológica y biogeográfica para dar una visión de la biodiversidad en un tiempo y espacio determinados y establecer así el conocimiento básico para evaluar su cambio (Dennis y Ruggiero, 1996; Stork *et al.*, 1996; Villareal *et al.*, 2006).

Debido a que la biodiversidad es un sistema dinámico, un solo inventario no es suficiente para caracterizar un sitio y estimar sus valores naturales. La realización periódica de inventarios permite comparar e interpretar los cambios en la composición biológica a través del tiempo. Estos cambios pueden reflejarse en la desaparición de especies o en la presencia de otras nuevas (recambio de especies). De igual modo, los inventarios pueden realizarse a diferentes escalas espaciales, ya sean pequeñas superficies, reservas ecológicas, ecosistemas particulares, paisajes, países y continentes.

La realización de inventarios en una escala temporal constituye la base de los monitoreos biológicos. El monitoreo nos proporciona información biológica básica sobre la tendencia de las poblaciones en el tiempo y son necesarios para tomar decisiones de manejo con márgenes razonables de certeza (Chediak, 2009). De ahí que los monitoreos son una herramienta esencial para garantizar la conservación, el manejo y el aprovechamiento sustentable de la biodiversidad en sus distintos niveles de integración, desde los genes hasta los ecosistemas.

El éxito de un programa de monitoreo depende de varios factores. Entre estos se encuentran la selección cuidadosa de las escalas espacial y temporal de la investigación, la selección de grupos taxonómicos adecuados y la estandarización de las metodologías de

muestreo y análisis para realizar comparaciones bajo distintas circunstancias. Mediante protocolos de monitoreos es posible entender el estado de conservación de las poblaciones y la calidad de un hábitat, asimismo es posible explicar fenómenos diversos a través de la presencia o ausencia de especies indicadoras.

En Cuba, en las últimas décadas, se han publicado numerosos inventarios o listas de especies de la flora y la fauna de diferentes localidades. Estos inventarios han servido para identificar sitios de elevada riqueza, para el análisis de patrones biogeográficos, generar modelos de nicho ecológico y profundizar en el conocimiento del rango de distribución, y esto último ha constituido la base para evaluar el estado de amenaza de la biota cubana. Sin embargo, alguna de estas listas se han generado con disímiles métodos y en algunos casos con insuficiente esfuerzo de muestreo, lo que podría no garantizar una adecuada representatividad de la biota (*e. g.* especies raras o de presencia estacional) y no brindan datos sobre la abundancia o densidad, así como la distribución por hábitats. Todo lo anterior limita su utilidad práctica para establecer estrategias así como para los análisis comparativos y priorización de áreas para la conservación.

En varias localidades de la isla (*e. g.* Fong *et al.*, 2005; Kirkconnell *et al.*, 2005; Díaz *et al.*, 2006) se han realizado “inventarios biológicos rápidos” (Rapid Assessment Program, RAP por sus siglas en inglés). Estos no buscan producir una lista completa de todos los organismos y basan los inventarios en grupos taxonómicos considerados buenos indicadores del tipo y condición de hábitat. El objetivo de estos inventarios es identificar comunidades biológicas importantes y sugerir acciones de conservación (Mittermeier y Forsyth, 1992). De igual forma, la falta de estandarización, la variación en la calificación de los investigadores, del clima y la estación del año en que se realiza, podrían limitar las comparaciones entre sitios basados en RAPs (Herzog *et al.*, 2002).

El empleo de métodos estandarizados para la realización de los inventarios y monitoreos asegura que puedan ser replicados en distintas localidades, áreas o regiones por los mismos o diferentes investigadores. Las técnicas y el esfuerzo de muestreo deben seleccionarse cuidadosamente y reconocer sus limitaciones para obtener información representativa. Es importante definir algunos conceptos básicos del diseño antes de ir a tomar los datos, como: establecer claramente el método de muestreo, la muestra, la unidad de muestreo y el esfuerzo de muestreo (Tabla 3.1), con el fin de estandarizarlos y aplicarlos de forma semejante en los sitios de interés, abarcando la heterogeneidad de los hábitats del áreas de estudio.

ETAPAS DE UN INVENTARIO

Para lograr un inventario eficiente y representativo de la biodiversidad de un área se requiere de una planificación y un diseño adecuado, ambos deben tener en consideración diversos aspectos de tipo logístico (*e. g.* equipamiento, recursos, personal especializado y de apoyo, transporte, etc.) y metodológico (*e. g.* diseño del muestreo, número de réplicas espaciales y temporales, selección de los grupos taxonómicos a inventariar y monitorear, etc.). Similar a otros autores (*e. g.* Villareal *et al.*, 2006), nosotros identificamos tres etapas para la realización de un inventario de biodiversidad: 1. etapa preliminar, 2. de campo y 3. laboratorio y procesamiento de los datos.

Durante la primera etapa se deben establecer los objetivos, las áreas de trabajo y seleccionar los grupos taxonómicos a inventariar. En el contexto del manejo de áreas los inventarios se realizan como parte del ordenamiento ambiental del territorio para identificar áreas prioritarias de conservación; no obstante, algunos inventarios podrían tener como objetivo generar información básica sobre la riqueza de un área. La compilación de la información del medio biótico y abiótico es parte de esta etapa. Datos previos de la biodiversidad del área podrán ser obtenidos de la revisión bibliográfica y de materiales depositados en colecciones biológicas. Estos datos podrían

Tabla 3.1. Conceptos básicos de diseño para un inventario de biodiversidad, tomado de Villareal *et al.*, 2006.

Concepto	Definición
Universo del estudio	Componentes bióticos y abióticos de interés en un área geográfica definida.
Variable cuantificable (de respuesta)	Característica susceptible de ser medida o cuantificada en una entidad biológica definida (<i>e. g.</i> riqueza de especies, abundancia, biomasa, etc.).
Unidad cuantificable (de respuesta)	Individuo, entidad u objeto del cual se desea observar todas o algunas de sus características para ser medidas o contadas.
Técnica de muestreo	Conjunto de procedimientos y métodos, con el fin de obtener datos que midan la variable bajo estudio.
Método de muestreo	Aplicación ordenada de las técnicas de muestreo.
Muestreo	Acción de seleccionar y obtener muestras con un método definido.
Muestra	Conjunto de datos de una entidad biológica obtenido en un muestreo.
Unidad de muestreo	Unidad básica de la cual se obtienen muestras, dependiendo del grupo biológico y del método de muestreo empleado, la unidad de muestreo puede tener diferentes unidades de medida ya sean de área, tiempo, etc. (<i>e. g.</i> 0,1 ha, un transecto de 400 m, 2 horas de observación).
Esfuerzo de muestreo	Intensidad de trabajo invertido para obtener los datos en un muestreo (<i>e. g.</i> 3 muestreos de 0,1 ha, 3 transectos de 500 m por semana, 6 horas/red/noche).
Base de datos	Conjunto de datos estructurados y consistentes que facilitan su comprensión, uso y aprovechamiento.

servir para validar la presencia de registros históricos y evaluar los posibles cambios en la composición de la biota a través del tiempo.

El análisis espacial del área de estudio es un paso fundamental en el trabajo preliminar de los inventarios; solo con un adecuado análisis de las características del paisaje del área se podrán obtener datos representativos de la biota de la zona. En Cuba este tipo de análisis y trabajo de gabinete en ocasiones es pasado por alto. Se sugiere disponer e interpretar imágenes actualizadas de alta resolución de sensores remotos del área para hacer un estimado de los tipos de vegetación. Esta información, unida a otras del medio físico (*e. g.* tipos de suelo, relieve, geología, etc.), deben ser integradas en un Sistema de Información Geográfica (SIG) para identificar y delinear las unidades homogéneas más representativas del paisaje. La Figura 3.1 ilustra la estructura del paisaje de un área en la región de Mil Cumbres en el occidente de Cuba, debido a que la biota no se distribuye de manera uniforme a través de los hábitats, un inventario

bien diseñado de esta área debe incluir replicas de las unidades de muestreos en todos los tipos de vegetación presentes.

Previo a los trabajos de campo se podrá planificar una expedición para verificar las unidades de paisaje así como los accesos a las zonas de muestreo y lugares donde establecer el campamento o estaciones de campo. Durante la etapa de campo se realizará la caracterización de los hábitats y los muestreos de los grupos taxonómicos identificados más apropiados para la región. Estos muestreos podrán tener réplicas temporales en dependencia de la estacionalidad del grupo. Se recomienda tomar fotografía de los hábitats y la recolecta de especímenes testigos de la biota que no se pueda identificar *in situ*. Toda información debe ser georeferenciada con el empleo de un sistema de geoposicionamiento global (GPS).

La etapa de laboratorio y de procesamiento incluye la identificación de las muestras, la curaduría así como el ordenamiento y alma-

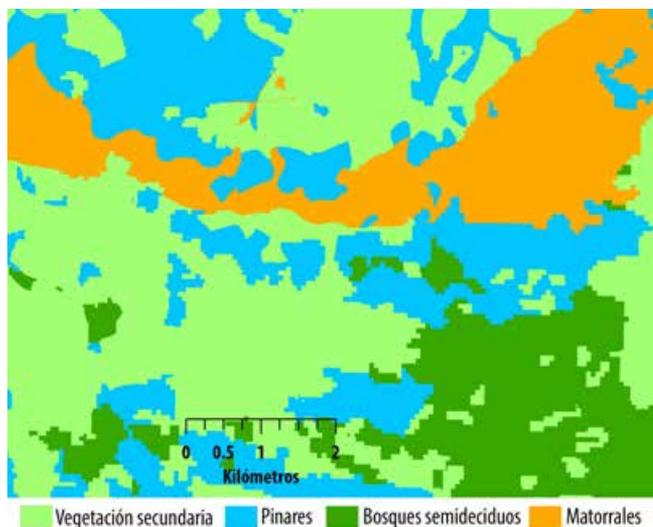


Figura 3.1. Estructura del paisaje de un área basada en el análisis de imágenes de sensores remotos. Un inventario bien planificado y diseñado para esta zona debe incluir unidades de muestreos replicadas en todos los tipos de vegetación del área.

cenamiento de la información en bases de datos. El procesamiento incluye diferentes análisis y cuantificación de índices relacionados como la diversidad, dominancia, estructura funcional, etc., así como la elaboración de mapas e informes técnicos, los que deberían incluir recomendaciones para la conservación de la biota del área.

SOBRE LOS MÉTODOS DE MUESTREO

Dependiendo de los objetivos de los inventarios, estos pueden presentar fundamentalmente tres niveles de intensidad de muestreo: datos de presencia/ausencia, abundancia relativa y abundancia absoluta (Krebs, 1999). Los datos de presencia son la medida más simple de una población de flora o fauna y se pueden tomar para listar las especies y asociaciones especies-hábitat de un área determinada. La mayor desventaja de este tipo de datos es que, a diferencia de la presencia, existen muchos factores que podrían determinar que una especie no sea detectada durante un inventario; entre estos se encuentran: técnicas inadecuadas e insuficiente esfuerzo de muestreo y los rasgos conductuales de la especie (*e. g.* estacionalidad, baja densidad poblacional, con-

ducta críptica, etc.). Acciones de manejo, basadas en inventarios con falsas ausencias, podrían provocar la extirpación o extinción de especies, sobre todo de aquellas raras o amenazadas.

Los datos de abundancia relativa brindan un estimado del tamaño poblacional y pueden proveer información comparable entre localidades y especies o dentro de la misma población a través del tiempo. Estos son índices basados en alguna medida del esfuerzo de muestreo, como una unidad de tiempo o distancia lineal (Krebs, 1999). Por otra parte la abundancia absoluta se refiere al número de individuos o densidad de la especie en un área, estos valores pueden ser obtenidos de manera similar a los métodos relativos pero sus estimados son aplicados a un área específica (*e.*

g. individuos/m²). La estimación de la abundancia absoluta es más difícil y costosa que la relativa, y puede realizarse directamente mediante el conteo total de los individuos o de muestras, o indirectamente a través de datos de marcaje y recaptura con la aplicación de modelos y bajo ciertas asunciones (Lettink y Armstrong, 2003).

Se han descrito varios diseños de muestreo que permiten establecer la ubicación y el número de unidades de muestreo, los que tienen mayor o menor eficiencia en dependencia de las características del área de estudio (Krebs, 1999). El diseño aparentemente más sencillo es el "muestreo aleatorio simple", donde las coordenadas de ubicación de las unidades de muestreo son seleccionadas al azar (*e. g.* marcar puntos aleatorios sobre el mapa del área de estudio). Sin embargo, en áreas heterogéneas o con una topografía muy accidentada es muy difícil de aplicar. Este tipo de diseño raramente se emplea en inventarios porque se necesita de gran número de unidades de muestreos para garantizar registrar la variabilidad de la biota presente en el área, aumentando así los costos-beneficios. Por otra parte,

un diseño muy empleado en los inventarios es el “muestreo sistemático”, donde se selecciona aleatoriamente un punto de comienzo y a partir de este se ubican repetidamente bajo ciertos criterios las unidades de muestreo. Este diseño es relativamente fácil de realizar y es poco sesgado por la selección de los sitios de muestreo. Según Krebs (1999) este tipo de diseño podría ser muy apropiado para áreas con gradientes ecológicos (*e. g.* macizos montañosos).

Las áreas heterogéneas, a menudo pueden ser divididas en estratos o en zonas de cierta homogeneidad, entonces dentro de cada estrato se establecen muestreos aleatorios o sistemáticos. Este tipo de diseño se conoce como “muestreo estratificado” y es uno de los más robustos (Krebs, 1999). Entre sus ventajas están que se incrementa la precisión y se reducen los costos en la toma de datos. En este tipo de diseño es importante garantizar que los estratos seleccionados sean lo más homogéneos posibles. Los estratos pueden estar basados en las características del hábitat (*e. g.* tipos de vegetación dentro de un paisaje, Fig. 1) y sus límites podría establecerse a partir de mapas o imágenes aéreas o de satélite. Otra forma de establecer los estratos es basados en datos de densidad o abundancia de determinado grupo taxonómico de interés, donde los límites se establecen sobre la base de la opinión de expertos o en datos de muestreos preliminares. En este último caso los estratos podrían clasificarse como: alta, media, baja o ninguna densidad y no necesariamente coinciden con los límites entre los hábitats.

FUENTES DE SESGOS

Durante la planificación de los inventarios existen factores que se deben tener en consideración para minimizar las fuentes de sesgos y obtener estimados más precisos en cuanto a la riqueza y la abundancia de las especies. Entre las mayores fuentes de sesgos se encuentran las relacionadas con variaciones en el esfuerzo de muestreo, las características del hábitat, el horario de muestreo, condiciones del clima y el periodo del año en que se realicen los inventarios. Por ejemplo, algunos

órdenes de insectos y moluscos terrestres muestran mayor actividad durante el período lluvioso (meses de verano), contrariamente, durante ese mismo período, están ausentes en los ecosistemas cubanos gran número de especies de aves migratorias, las que pasan el verano en sus áreas reproductivas en Norte América.

Generalmente el número de individuos detectados se incrementa con el incremento del esfuerzo de muestreo, por lo que este debe ser estandarizado (*e. g.* por el tamaño del área o tiempo empleado por unidad de área) para de esta forma poder comparar datos de diferentes muestras. Por otra parte, existen hábitats donde los individuos se detectan con mayor facilidad, debido a esto el método de inventario y el esfuerzo de muestreo deben ser dependientes del tipo de hábitats.

SELECCIÓN DE LOS GRUPOS BIOLÓGICOS

Cuando se realiza el inventario y la caracterización de la biodiversidad de un área, es recomendable restringir los muestreos a grupos determinados. Lo anterior se debe a que el conocimiento taxonómico, el financiamiento y el esfuerzo necesario para obtener información (tiempo disponible), son algunas de las limitantes para la ejecución de este tipo de estudios (Feinsinger, 2003). Para ello, los grupos biológicos y metodologías seleccionadas deben ser un reflejo de los intereses y objetivos que se desean alcanzar.

Por estas razones, una de las estrategias más seguidas en la actualidad es el uso de organismos como bioindicadores para el monitoreo y manejo de la diversidad, ya que brindan información útil para los tomadores de decisiones (Reyes-Norvelo *et al.*, 2009). Como grupo bioindicador se entiende a aquellas especies que permiten medir y monitorear algunas características del ecosistema en distintas escalas de tiempo y espacio (Delfin-González y Burgos, 2000). Los grupos bioindicadores representan una simplificación de la naturaleza y pueden servir para conocer el estado de la diversidad de un ecosistema o paisaje, y sus cambios en respuesta a las actividades

humanas; incluyendo aquellas para su conservación y manejo (McGeoch, 1998; Basset *et al.*, 2004; Halffter y Moreno, 2005; New, 2005). Se debe tener en cuenta que en los estudios de biodiversidad una sola especie como bioindicadora no es útil, ya que es en las comunidades y los ensamblajes de especies donde se pueden medir o estimar los cambios (Noss, 1990; Halffter y Moreno, 2005; Villareal *et al.*, 2006).

Existen dos grandes clases de grupos bioindicadores: de diversidad y de procesos ecológicos. Los primeros, según Feinsinger (2003), son grupos de animales (rara vez plantas) bien conocidos taxonómicamente, relativamente fáciles de evaluar y de amplia distribución geográfica; y su propósito fundamental es el de identificar áreas de alta biodiversidad para la biota en general. El segundo grupo permite evaluar la integridad y salud de los hábitats, así como los cambios ambientales y hacen posible evaluar el impacto generado por diferentes tipos de disturbios (Noss, 1990). Entre los criterios para la selección de grupos indicadores se encuentran (Halffter *et al.*, 2001; Villareal *et al.*, 2006):

- * Taxonomía bien conocida y estable; las especies de los grupos seleccionados deben ser identificables sin muchos problemas.
- * Historia natural bien conocida, la existencia de datos sobre la ecología de los táxones permitirán una mejor interpretación de los resultados.
- * Táxones con amplios rangos de distribución geográfica y uso de diferentes ecosistemas, especies con distribución restringida

tienen una limitada utilidad para la extrapolación y comparación entre sitios.

* Los organismos deben ser de fácil observación y manipulación, aquellos grupos de especies que requieran de grandes esfuerzos de muestreo para alcanzar un estimado adecuado de su riqueza en el sitio son táxones poco adecuados como indicadores de biodiversidad.

* Grupos altamente diversificados, taxonómica o ecológicamente, y que posean pocas fluctuaciones poblacionales relacionadas con los cambios ambientales.

* Dentro del grupo deben existir especies con especificidad de hábitat, estas especies permitirían detectar disturbios o impactos en los hábitats.

* Grupos que sus patrones de diversidad pueden ser extrapolables a otros táxones relacionados o no relacionados, por ejemplo, con la diversidad de helechos y melastomataceas se puede predecir la riqueza de árboles en algunos tipos de bosque de la Amazonía (Ruokolainen *et al.*, 1997), o con la de escarabajos cicindélidos se puede predecir la de aves y mariposas (Pearson y Cassola, 1992).

Entre los grupos presentes en Cuba que cumplen con algunos de estos criterios y que podrían ser empleados como indicadores de biodiversidad se encuentran: los ensamblajes de aves forestales, de anfibios, de murciélagos y mariposas diurnas (Fig. 3.2). A pesar de que en estos grupos aún existen grandes vacíos en el conocimiento de su ecología, relaciones con otros grupos de la biota y sus posibles respuestas a los cambios en el hábitat, todos tienen una taxonomía relativamente bien



Figura 3.2. Entre los grupos taxonómicos con potencialidad como indicadores de biodiversidad en Cuba se encuentran: A. las mariposas diurnas, las aves de bosques y los anfibios.

establecida y cuentan con monografías que incluyen guías y claves para la identificación de especies (*e. g.* Silva, 1979; Alayo y Hernández, 1987; Garrido y Kirkconnell, 2000; Díaz y Cádiz, 2008). De manera general la selección de los grupos bioindicadores dependerá en gran medida de las características de los hábitats, disponibilidad de personal y equipamiento. Diferentes métodos de trabajo para el inventario y monitoreo para la mayoría de los grupos de la biota terrestre cubana son tratados a lo largo de este libro.

USO DE LOS DATOS

Una vez que se obtiene la información de un inventario, se procede a su procesamiento y análisis para lograr una caracterización de la biodiversidad. Esta información puede ser utilizada en diferentes ramas de la biología como la sistemática, ecología, biogeografía, manejo de ecosistemas, entre otros. Los datos pueden aportar información sobre el estado de conservación de la biodiversidad, la detección y evaluación de cambios biológicos y ecológicos y podrían permitir estimar la proporción de la biodiversidad que falta inventariar.

El análisis de los datos dependerá de cómo éstos se obtienen y de su naturaleza. Cada grupo y técnica de muestro tiene particularidades para generar datos de tres tipos: de composición, geográficos y estructurales (Villareal *et al.*, 2006). Los datos de composición corresponden a los nombres de las especies, es decir, la información taxonómica, lo que deriva casi siempre en una lista de especies de la localidad o región estudiada. Los geográficos corresponden a toda la información de localización, a partir de la cual se pueden establecer patrones de distribución, mapas de riqueza de especies y de endemismos, entre otros; y los estructurales comprenden toda la información de un atributo poblacional, como la abundancia (*e. g.* densidad o frecuencia de aparición), cobertura (*e. g.* área basal), datos morfométricos, biomasa, gremios (*e. g.* hábitos de crecimiento en plantas, grupos funcionales en insectos), etc. (Villareal *et al.*, 2006).

Los datos obtenidos a partir de un inventario son posteriormente organizados en bases de datos. Una base de datos bien estructurada y con un sistema de metadatos, agiliza el análisis de la información y garantiza su posterior uso o reinterpretación. A partir de estas se pueden, rápidamente, hacer listas depuradas de especies, así como diversos tipos de análisis de biodiversidad. Existen programas, algunos disponible de forma gratuita en internet, con módulos que permiten estimar diferentes índices de biodiversidad y hacer estimaciones de riqueza basadas en los datos provenientes de los inventarios. Entre estos programas se encuentran: PAST (Hammer *et al.*, 2001), Ecological Methodology (Krebs, 1999), EcoSim (Gotelli y Entsminger, 2006), EstimateS (Colwell, 2013), etc.

ESTIMACIONES DE LA DIVERSIDAD

Para estudiar la biodiversidad se debe establecer la escala geográfica, definir qué es local y qué es regional, para asociarla a las medidas de la diversidad alfa, beta y gamma (Magurran y McGill, 2011). La diversidad alfa es la riqueza de especies de una comunidad particular a la que consideramos homogénea; la diversidad beta es el grado de recambio o reemplazo en la composición de especies entre diferentes comunidades en un paisaje; y la diversidad gamma es la riqueza de especies del conjunto de comunidades que integran un paisaje, resultante tanto de la diversidad alfa como de la beta (Fig. 3.3).

A nivel de paisaje los componentes alfa, beta y gamma son especialmente útiles para estimar el efecto de la actividad humana. La modificación parcial o fragmentación de los paisajes puede repercutir en extinción de especies a nivel local (diversidad alfa), pero la aparición de distintas condiciones ambientales (mayor heterogeneidad) puede aumentar el grado de reemplazo (diversidad beta). Si los cambios favorecen la entrada de elementos externos, al integrarse estos al conjunto regional aumentan la diversidad gamma. Lo que siempre ocurre es un cambio en las frecuencias y en el orden de dominancia de las especies (Roubik, 2001).

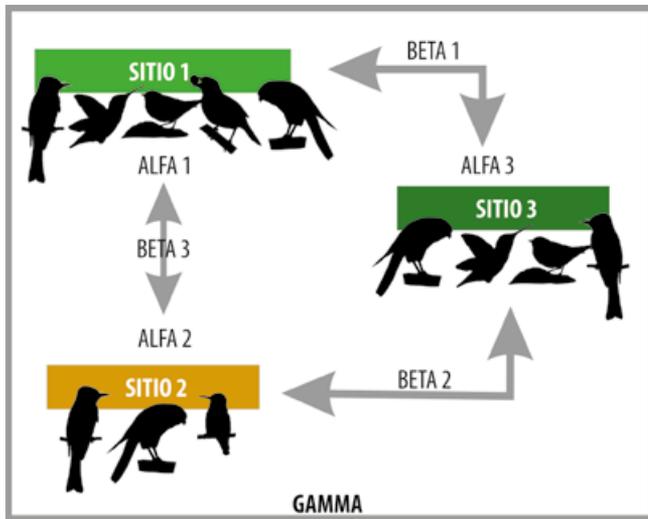


Figura 3.3. Diversidad alfa, beta y gamma de ensambles de aves terrestres que habitan un paisaje integrado por tres sitios, la diversidad alfa es el número de especies (riqueza) de cada sitio, la beta es el cambio en la composición entre sitios y la gamma es la riqueza del conjunto de los tres sitios que integran el paisaje; modificado de Halffter *et al.* (2001).

cia del esfuerzo de muestreo. Este aspecto se debe tener en cuenta cuando se desea comparar la riqueza de especies de dos o más localidades. Una de las maneras de solucionar lo anterior es emplear el mismo esfuerzo de muestreo en las áreas que se desean comparar (Villareal *et al.*, 2006). Sin embargo, esto puede ser difícil debido a restricciones metodológicas o de personal.

Entre las formas más empleadas para evaluar la diversidad alfa a partir de inventarios obtenidos con diferente esfuerzo de muestreo es mediante las curvas de acumulación de especies (Fig. 3.4). Este tipo de curvas se definen como un gráfico del número acumulado de especies en función de alguna medida del esfuerzo aplicado para obtener esa muestra (Hayek y Buzas, 1997; Moreno y Halffter, 2001).

Existen diversos modelos matemáticos que pueden ajustarse para describir las curvas de acumulación y extrapolar su tendencia. Estos modelos pueden ser asintóticos si la probabilidad de añadir nuevas especies a la lista eventualmente alcanza cero, o no asin-

En la actualidad hay un gran número de índices para estimar la diversidad alfa, beta y gamma (Magurran y McGill, 2011). Estos han sido desarrollados para medir distintos aspectos, como son el número de especies (riqueza específica), la dominancia en la abundancia relativa de algunas especies, la equidad en la abundancia relativa entre todas las especies, o bien, conjuntar en un solo índice, información sobre la riqueza específica y equidad.

DIVERSIDAD ALFA

La diversidad alfa, medida como el número de especies de una comunidad (riqueza específica), es la forma más sencilla de evaluar la diversidad puntual. La desventaja de utilizarla como única medida de biodiversidad es que es altamente dependiente del tamaño de la muestra. El número de especies detectadas variará en dependen-

El número de especies detectadas variará en dependen-

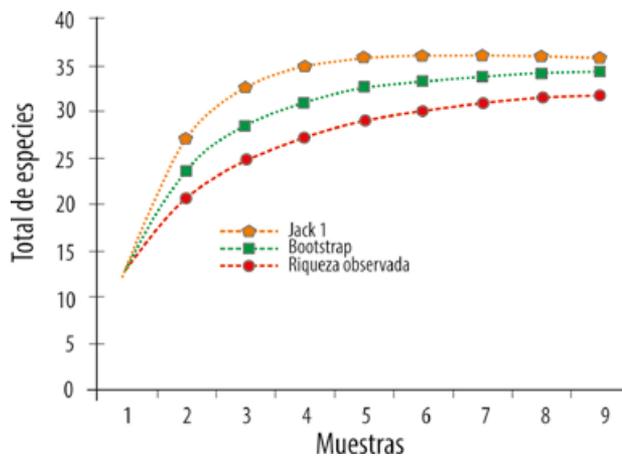


Figura 3.4. Ejemplo de curvas de acumulación de especies, para un ensamble de esfingidos en Cuba, obtenidas con el programa EstimateS 8.20 utilizando los estimadores Jackknife 1, Bootstrap y Riqueza observada (Sobs), modificado de Cruz y Barro (2015).

tóticos si esta probabilidad nunca alcanza cero (Soberón y Llorente, 1993).

Los modelos de acumulación de especies permiten 1) estimar el número de especies que pueden ser detectadas en un área determinada, 2) evaluar si con los inventarios se registró el número real de especies en el área, 3) comparar la riqueza específica entre inventarios realizados con diferente esfuerzo de muestreo, 4) estimar el esfuerzo mínimo requerido para registrar la mayor cantidad de especies en un área y con ello establecer normas generales para áreas equivalentes que permitan ahorrar tiempo y costos.

El uso de este tipo de modelos constituye una herramienta predictiva en estudios de biodiversidad y puede representar importantes avances en la planificación y diseño de los protocolos de muestreo, así como ahorros en el presupuesto (Soberón y Llorente, 1993).

Otro análisis de gran utilidad para evaluar la diversidad alfa son las denominadas curvas de rango abundancia o de Whittaker (Fig. 3.5). Estas curvas permiten analizar la composición de especies de una localidad dada, de conjunto con la abundancia de cada una de estas, y de esta manera detectar especies abundantes y raras. Siempre las especies abundantes se localizan al inicio de la curva, mientras que las raras están al final.

La gran mayoría de los métodos propuestos para evaluar la diversidad de especies se refieren a la diversidad dentro de las comunidades (alfa). Los distintos métodos en función de las variables biológicas que miden, se pueden dividir en dos grandes grupos (Fig. 3.6): 1) Métodos basados en la cuantificación del número de especies

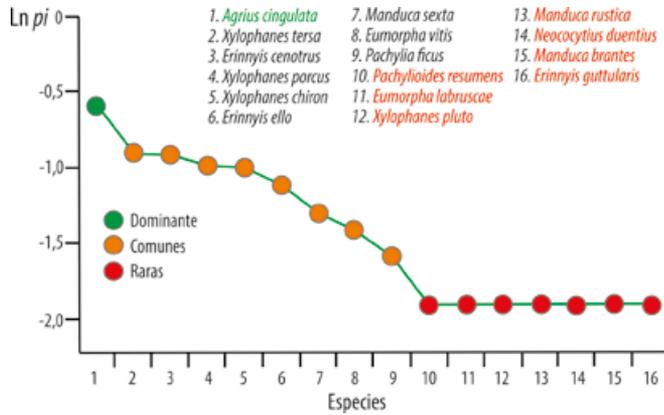


Figura 3.5. Curva de rango abundancia de un ensamble de esfingidos (Lepidoptera) que habitan un bosque siempreverde en el occidente de Cuba; modificado de Cruz y Barro (2015).

presentes (riqueza específica); 2) Métodos basados en la estructura de la comunidad, es decir, la distribución proporcional del valor de importancia de cada especie (e. g. abundancia relativa de los individuos, su biomasa,

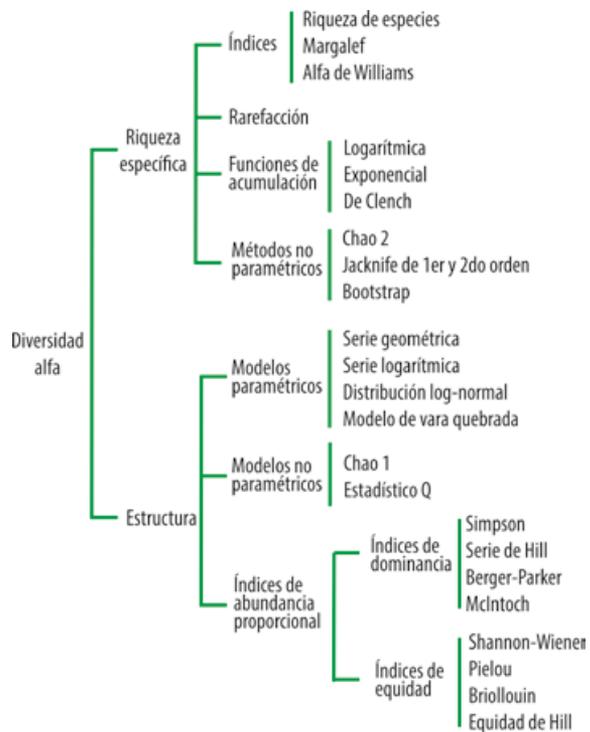


Figura 3.6. Resumen de métodos para medir la diversidad alfa, modificado de Moreno (2001).

cobertura, productividad, entre otros). Los métodos basados en la estructura pueden a su vez clasificarse según la dominancia o en la equidad de la comunidad (Moreno, 2001).

DIVERSIDAD BETA

El grado de recambio de especies (diversidad beta) se evalúa, principalmente, teniendo en cuenta proporciones o diferencias. Las proporciones pueden evaluarse mediante índices y coeficientes que indican qué tan similares/disímiles son dos comunidades o muestras. Estas similitudes o diferencias pueden ser de naturaleza cualitativa (utilizando datos de presencia-ausencia) y cuantitativa (utilizando datos de abundancia proporcional de cada especie o grupo de estudio; e. g. número de individuos, biomasa, densidad relativa, entre otros) (Fig. 3.7).

Los métodos que cuantifican la diversidad beta se dividen en dos grupos: de similitud/disimilitud y los de recambio/reemplazo de especies. Los diferentes índices considerados en los métodos, se deben aplicar en dependencia de cómo son los datos (cualitativos/cuantitativos), y cuál es la relación entre las muestras, qué implica, cómo están organizadas y cómo se han obtenido. La diversidad beta también se puede analizar a través de métodos de clasificación, los cuales se basan en análisis de matrices, ya sea a partir de

datos cualitativos o cuantitativos. En estos, las muestras pueden ser las diferentes comunidades y se ordenan según las especies encontradas en cada una de ellas (aquí se incluyen los clásicos dendrogramas y análisis de agrupamiento).

DIVERSIDAD GAMMA

La diversidad gamma es considerada como la riqueza de especies dentro de varias unidades del paisaje o entre el conjunto de comunidades de una región (Koleff *et al.*, 2003). Es el resultado de la diversidad de cada una de las comunidades (diversidad alfa), así como del grado de diferenciación que se ha desarrollado entre ellas (diversidad beta). Por lo tanto, también es una visión de integración de la información biológica, teniendo como marco la escala de trabajo planteada (Villareal *et al.*, 2006).

CONSIDERACIONES FINALES

La obtención de información básica confiable para la toma de decisiones, sustentadas científicamente, es una necesidad urgente que los investigadores, las instituciones y las naciones deben enfatizar. Para esto se hace necesario el desarrollo de estrategias multidisciplinarias, que permitan obtener información, a corto y mediano plazo, acerca de la composición y los patrones de distribución de la biodiversidad (Haila y Margules, 1996). En la mayoría de las situaciones la única forma de aproximarnos a la cuantificación de la biodiversidad es mediante inventarios.

Al usar el conjunto de muestras obtenidas a partir del inventario se puede estimar la riqueza en especies del área muestreada. El éxito depende de que la estrategia de muestreo sea realmente la adecuada para los objetivos del estudio. Por lo tanto, es sumamente importante que los inventarios sean planificados de acuerdo al



Figura 3.7. Resumen de métodos para medir la diversidad beta, modificado de Moreno (2001).

grupo biológico que se pretende evaluar y al tipo de comunidad y zona geográfica en que se va a realizar el estudio. Existen diferentes métodos e índices para evaluar la diversidad local y regional, así como el recambio y la similitud/disimilitud entre áreas o localidades, que podemos utilizar para analizar nuestros datos. Para una correcta interpretación de estos, siempre se debe tener en cuenta la naturaleza de los datos y las implicaciones que tiene el uso de cada índice, en correspondencia con la pregunta de estudio.

LITERATURA CITADA

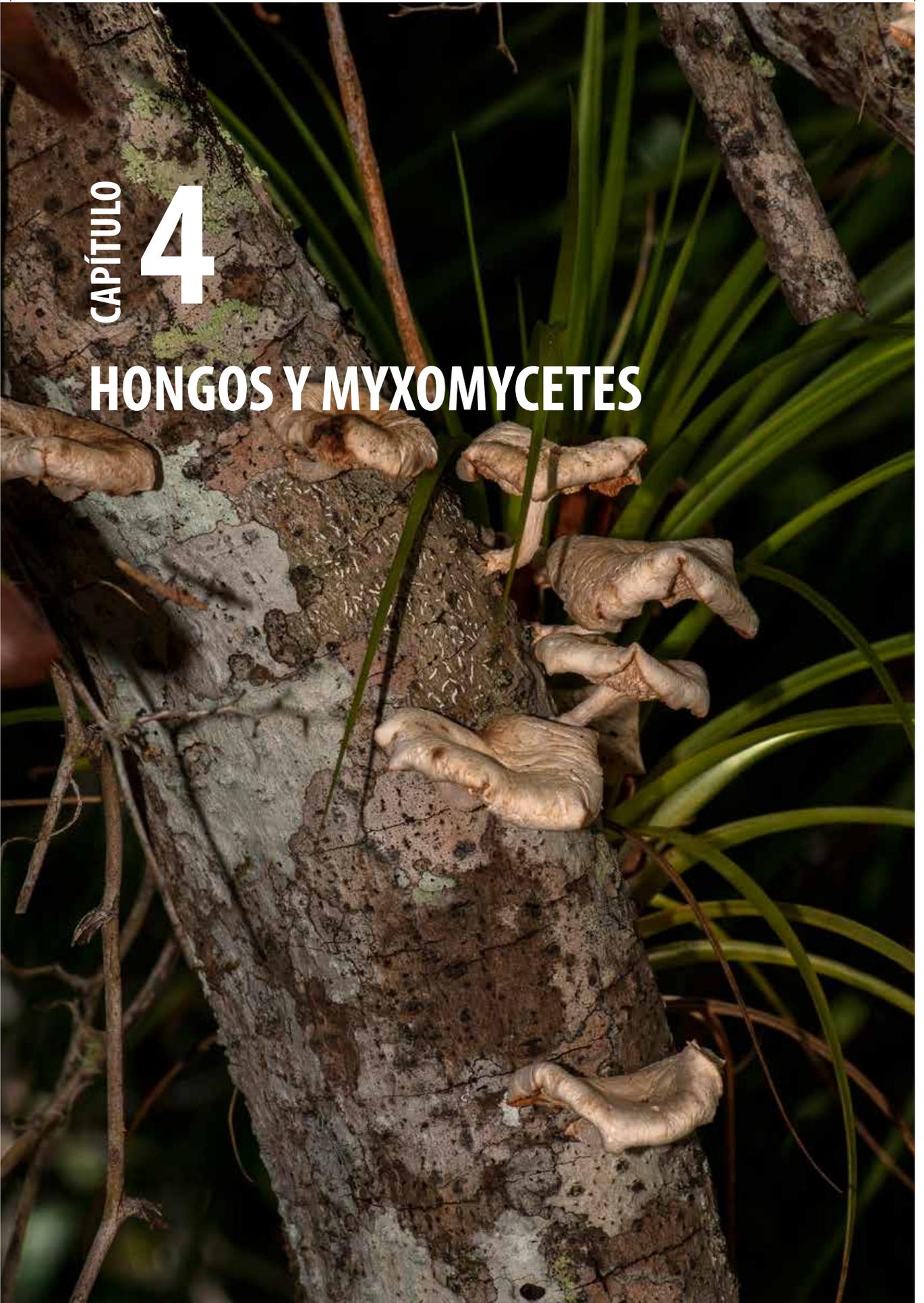
- Alayo, P. y L. R. Hernández. Atlas de las mariposas diurnas de Cuba (Lepidoptera: Rhopalocera). Editorial Científica-Técnica, La Habana, 148 pp.
- Basset, Y., J. F. Mavoungou, J. B. Mikissa, O. Missa, S. E. Millar, R. L. Kitching y A. Alonso. 2004. Discriminatory power of different arthropod data sets for biological monitoring and anthropogenic disturbance in tropical forest. *Biodiversity and Conservation* 13: 709-732.
- Chediak, S. E. 2009. *Monitoreo de biodiversidad y recursos naturales: ¿para qué?* Colección Corredor Biológico Mesoamericano México. Serie Diálogos/ Número 3, 90 pp.
- Colwell, R. K. 2013. *EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples*. Version 9. <http://purl.oclc.org/estimates>
- Cruz, D. y A. Barro. 2015. Diversidad de los ensamblajes de esfingidos (Lepidoptera: Sphingidae) de un bosque siempreverde mesófilo, Sierra del Rosario, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas* 4 (1): 27-35.
- Delfín-González, H. y D. Burgos. 2000. Los braconidos (Hymenoptera: Braconidae) como grupo parámetro de biodiversidad en las selvas deciduas del trópico: una discusión acerca de su posible uso. *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie) 79: 43-56.
- Dennis, J. G. y M. A. Ruggiero. 1996. Biodiversity inventory: building an inventory at scales from local to global. Pp. 149-156. En: *Biodiversity in managed landscapes* (R. C. Szaro y D. W. Johnston, Eds.). Oxford University Press, Oxford.
- Díaz, L. M. y A. Cádiz. 2008. Guía taxonómica de los anfibios de Cuba. *ABX Taxa* 4, 294 pp.
- Díaz, L., M., W. S. Alverson, A. Barreto V y T. Wachter (Eds.). 2006. Cuba: Camagüey, Sierra de Cubitas. *Rapid Biological Inventories Report* 08. The Field Museum, Chicago.
- Dirzo, R. y P. J. Raven. 2003. Global state of biodiversity and loss. *Annual Review of Environment and Resources* 28: 137-167.
- Feinsinger, P. 2003. *El diseño de estudios de campo para la conservación de la biodiversidad*. Editorial FAN, Santa Cruz de la sierra, Bolivia, 242 pp.
- Fong G., A., D. Maceira F., W. S. Alverson y T. Wachter (Eds.). 2005. Cuba: Parque Nacional "Alejandro de Humboldt." *Rapid Biological Inventories Report* 14. The Field Museum, Chicago.
- Garrido, O. H. y A. Kirkconnell. 2000. *Field guide to the birds of Cuba*. Cornell Univ. Press, Nueva York, 253 pp.
- Gotelli, N. J. y G. L. Entsminger. 2006. *EcoSim: Null models software for ecology*. Version 7. Acquired Intelligence Inc. & Kesey-Bear. Jericho, VT 05465. <http://garyentsminger.com/ecosim.htm>.
- Haila, Y. y C. R. Margules. 1996. Survey research in conservation biology. *Ecography* 19: 323- 331.
- Halffter, G. y C. Moreno. 2005. Significado biológico de las diversidades Alfa, Beta y Gama. Pp. 5-18. En: *Sobre diversidad biológica: el significado de las diversidades Alfa, Beta y Gama* (G. Halffter, J. Soberón, P. Koleff y A. Melic, Eds.). CONABIO, SEA, CONACYT. M3M: Monografías Tercer Milenio, Vol. 4 SEA. Zaragoza.
- Halffter, G., C. Moreno y E. Pineda. 2001. Manual para la Evaluación de la Biodiversidad en Reservas de la Biosfera. *Manuales y Tesis Sociedad Entomológica Aragonesa Vol. 2*. Zaragoza, 80 pp.
- Hammer, Ø., D. A. T. Harper, y P. D. Ryan. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis, version 2.17. *Palaeontologia Electronica* 4:1-9.
- Hayek, L. C. y M. A. Buzas. 1997. *Surveying natural populations*. Columbia University Press, New York, 563 pp.
- Herzog, S. K., M. Kessler y T. M. Cahill. 2002. Estimating species richness of tropical bird communities from rapid assessment data. *The Auk* 119: 749-769.
- Kirkconnell, A., D. F. Stotz y J. M. Shopland (Eds.). 2005. Cuba: Península de Zapata. *Rapid Biological Inventories Report* 07. The Field Museum, Chicago.
- Koleff, P., K. J. Gaston y J. J. Lennon. 2003. Measuring beta diversity for presence-absence data. *Journal of Animal Ecology* 72: 367-382.
- Krebs, C. J. 1999. *Ecological Methodology*. 2nd ed. Benjamin/Cummings.

- Lettink, M. y D. P. Armstrong. 2003. An introduction to mark-recapture analysis for monitoring threatened species. *Department Conservation Technical Series* 28A: 5-32.
- Magurran, A. E. y B. J. McGill. 2011. *Biological diversity: Frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press, 345 pp.
- McGeoch, M. 1998. The selection, testing and application of terrestrial insects as bioindicators. *Biological Reviews* 73: 181-201.
- Mittermeier, R. A. y A. Forsyth. 1992. Conservation Priorities: The Role of Rap. En: *Rapid Assessment Program: status of forests remnants in the Cordillera de la Costa and Adjacent Areas of South-western Ecuador* (T. A. Parker y J. L. Carr, Eds.). Conservation International, Washington.
- Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. *Manuales y Tesis Sociedad Entomológica Aragonesa*. Vol.1. Zaragoza, 84 pp.
- Moreno, C. y G. Halffter. 2001. On the measure of sampling effort used in species accumulation curves. *Journal of Applied Ecology* 38:487-490.
- Myers, N., R. A. Mittermeier, C. G. Mittermeier, G. B. da Fonseca y J. Kent. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403: 853-858.
- New, T. R. 2005. *Invertebrate conservation and agricultural ecosystems*. Cambridge University Press, UK.
- Noss, R. 1990. Indicators for monitoring biodiversity: a hierarchical model. *Conservation Biology* 4: 355-364.
- Olson, D. M. y E. Dinerstein. 2002. The Global 200: priority ecoregions for global conservation. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 89:199-224.
- Pearson, D. L. y F. Cassola. 1992. World-wide species richness patterns of Tiger Beetles (Coleoptera: Cicindelidae): Indicator taxon for biodiversity and conservation studies. *Conservation Biology* 6: 376-391.
- Reyes-Novelo, E., V. Meléndez, H. D. González y R. Ayala. 2009. Abejas silvestres (Hymenoptera: Apoidea) como bioindicadores en el Neotrópico. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 10: 1-13.
- Roubik, D. W. 2001. Ups and downs in pollinator populations: When is there a decline? *Conservation Ecology* 5(1): 2.
- Ruokolainen, K., A. Linna y H. Tuomisto. 1997. Use of Melastomataceae and Pteridophytes for revealing phytogeographical patterns in Amazonian rain forest. *Journal of Tropical Ecology* 13: 243-256.
- Silva Taboada, G. 1979. *Los murciélagos de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 423 pp.
- Soberón, J. M. y J. B. Llorente. 1993. The use of species accumulation functions for the prediction of species richness. *Conservation Biology* 7: 480-488.
- Stork, N. E., M. J. Samways y H. A. C. Eeley. 1996. Inventorying and monitoring biodiversity. *Trends in Ecology and Evolution* 11: 39-40.
- Villarreal H., M. Álvarez, S. Córdoba, F. Escobar, G. Fagua, F. Gast, H. Mendoza, M. Ospina y A. M. Umaña. 2006. *Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad* (Segunda edición). Programa de Inventarios de Biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia, 236 pp.
- Zachos, F. E. y J. C. Habel (Eds.). 2011. *Biodiversity Hotspots: Distribution and Protection of Conservation Priority Areas*. Springer, Nueva York, 546 pp.

CAPÍTULO

4

HONGOS Y MYXOMYCETES



4

HONGOS Y MYXOMYCETES

NELIS BLANCO HERNÁNDEZ¹
MAYRA CAMINO VILARÓ²
JORGE L. ORTÍZ MEDINA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática
2. Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana



Geastrum saccatum © N. Blanco

INTRODUCCIÓN

GENERALIDADES DE LOS HONGOS Y MYXOMYCETES

El concepto de hongos ha variado considerablemente a lo largo de la historia, durante mucho tiempo fueron considerados como un tipo de plantas. Las plantas son seres autótrofos, capaces de elaborar sus propios alimentos, y tienen paredes celulares compuestas por celulosa. En cambio los hongos, son organismos heterótrofos y tienen paredes celulares constituidas por quitina, compuesto que también se encuentra en los exoesqueletos de los artrópodos. Los hongos fueron comentados inicialmente por Plinio (23-79 a. C.) (López-Sánchez *et al.*, 1986) y tratados como plantas hasta la segunda mitad del siglo XX. No fue hasta 1969 que Whittaker propone el sistema de clasificación de cinco reinos y erige el reino Fungi, en el cual fueron incluidos la mayoría de los individuos tratados hasta entonces como hongos.

Existen otros organismos que, aunque también son denominados hongos, tienen morfología y tipos de vida distintos. Entre estos encontramos los mixomicetes, que desde el punto de vista taxonómico se ubican en el reino Protista, Phylum Myxomycota y reciben el nombre común de hongos mucilaginosos. A diferencia de los hongos, efectúan la nutrición mediante fagocitosis; sin embargo,

por el parecido de algunas de sus estructuras reproductoras con los hongos son estudiados por los micólogos y tratados como “hongos análogos” en la Décima Edición del Diccionario de los Hongos (Kirk *et al.*, 2008).

Los hongos pueden desarrollarse prácticamente en todos los ambientes terrestres y acuáticos (marinos y dulceacuícolas), donde exista materia orgánica para ser descompuesta y asimilada por ellos. Incluso, algunas especies pueden degradar compuestos orgánicos sintéticos (*e. g.* pinturas y siliconas). La mayoría de sus procesos vitales se realizan dentro de los sustratos donde viven y durante la reproducción se hacen visibles los cuerpos fructíferos que constituyen las estructuras que incorrectamente se reconocen como hongos, conocidas popularmente como setas, sombrillitas, orejas de palo, entre otros. La aparición de cuerpos fructíferos depende principalmente de la influencia de la humedad, la temperatura y el sustrato, encontrándolos con mayor frecuencia en bosques posterior a las lluvias (2 a 5 días), aunque existen especies que pueden encontrarse durante todo el año o incluso expuestos al sol.

Estos organismos son un componente vital en la estructura y funcionamiento de los ecosistemas por sus funciones ecológicas y fisiológicas. Entre éstas se encuentran la de ser descomponedores de la materia orgánica, intervienen en los ciclos y transferencia de nutrientes de los ecosistemas, modifican la

permeabilidad y estructura del suelo y constituyen fuente de alimento y refugio a diversos animales (Herrera y Ulloa, 1998). Por otra parte, los hongos y mixomicetes son un recurso natural muy empleado por el hombre como alimento, así como en la industria farmacéutica, química y textil. También se utilizan en estudios de fisiología, bioquímica, biofísica, microbiología, citología y genética. Sin embargo, varias especies son causantes de enfermedades a plantas y animales, incluyendo al hombre. Recientemente se potencia su uso en la biorremediación y como bioindicadores.

Actualmente se estima que la diversidad fúngica alcanza la cifra de tres millones de especies (Hawksworth, 2012) y se considera el segundo grupo más diverso, superado sólo por los insectos. En el Estudio Nacional de la Diversidad Biológica en Cuba (Vales *et al.*, 1998) se estimó en 48 240 las especies de hongos y mixomicetes que podrían habitar el archipiélago cubano. Sin embargo, el número de especies conocidas hasta el año 2014 es muy inferior (CITMA, 2014; Tabla 4.1) y representa menos del seis por ciento de la diversidad conocida a nivel mundial (Hawksworth, 2001).

De manera general los hongos y mixomicetes constituyen un “punto crítico” en el conocimiento de la diversidad biológica de Cuba (Mena Portales *et al.*, 2000). El objetivo de este capítulo es brindar un acercamiento a los métodos de recolecta e identificación de hongos y mixomicetes en las áreas naturales de la isla, aspectos esenciales para realizar inventarios y para el monitoreo de estos grupos. Sólo se incluyen grupos que muestran características macroscópicas que podrían ser identificados sin la utilización de la microscopía, que en el Reino Fungi se les conoce como macromicetos.

REINO FUNGI

Los caracteres morfológicos de los cuerpos fructíferos de los macromicetos son muy variables (Fig. 4.1), por lo que debemos establecer clasificaciones sencillas y prácticas basadas

Tabla 4.1. Especies de la micobiota conocidas para el archipiélago cubano.

Grupos	Vales <i>et al.</i> (1998)	CITMA (2014)
Hongos	3 699	5 730
Myxomycetes	29	114
Total	3 728	5 844

en determinados caracteres externos que permita agruparlos de acuerdo a sus características más relevantes. En los cuerpos fructíferos se producen las esporas, que constituyen la unidad de propagación de los hongos que, dependiendo de cómo se forman, permite clasificarlos en dos divisiones: Basidiomycota y Ascomycota.

La división Basidiomycota la constituyen fundamentalmente las “setas” o “sombrellitas” y “orejas de palo”, y se caracteriza por producir las esporas externas en estructuras microscópicas denominadas basidios. Los cuerpos fructíferos pueden presentar formas variables y muestran estructuras que pueden ser reconocidas macroscópicamente. Los representantes de esta división se tratan en este capítulo en cuatro subclases dentro de la clase Basidiomycetes. Por su parte, los representantes de la división Ascomycota tradicionalmente se han agrupado según la presencia o ausencia de cuerpos fructíferos, forma y tipo, así como la disposición de los ascos (estructuras microscópicas que contienen las esporas), características de las esporas, entre otros. En esta división y de acuerdo con Kirk *et al.* (2008), la clase Ascomycetes incluye 12 subclases, de las cuales trataremos en este capítulo representantes de dos subclases (Pezizomycetidae y Sordariomycetidae) que incluyen los órdenes Pezizales y Xylariales, ya que sus cuerpos fructíferos pueden ser reconocibles macroscópicamente.

Dentro de los Ascomycetes se encuentran los líquenes o ascomicetos liquenizados, que constituyen una de las relaciones simbióticas más exitosas en la naturaleza, formada entre un hongo (micobionte) y un alga verde o una cianobacteria (fotobionte). Se estiman que existen 15 000 especies de líquenes en el planeta, lo que representa 20 % de los hongos



Figura 4.1. Diversidad de hongos macromicetos presentes en el archipiélago cubano, A. *Fomes fasciatus*, B. *Boletellus ananas*, C. *Hemitrichia serpula*, D. *Dictyophora indusiata*, E. *Letrouitia dominguensis* y F. *Cookeina tricholoma*. © D. Thoen, © N. Blanco y © M. Camino.

existentes. La mayoría pertenecen a la división Ascomycota (99%) y sólo el 1% corresponde a Basidiomycota.

CLASE MYXOMYCETES

La primera cita de Myxomycetes data de 1654, por lo que fueron descubiertos varios siglos después que los grupos fúngicos (López-Sánchez *et al.*, 1986). Se reconocen a escala mundial aproximadamente 875 especies (Lado, 2001) y son conocidos como “hongos mucilaginosos” por el aspecto de su estado vegetativo, caracterizado por una masa mucosa de forma variable sobre el sustrato, que en algunos órdenes es apreciable a simple vista como una red de venas de colores blanco, amarillo, anaranjado o rojo. A pesar de que constituyen una parte importante de la biota, son obviados con frecuencia en los estudios ecológicos, probablemente por ser considerados de presencia esporádica y dispersa. En los trópicos y en particular en Cuba (Camino, 2007) son menos frecuentes que en áreas de latitudes templadas.

44

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

En los monitoreos de la diversidad fúngica generalmente se registran las especies observadas y los sustratos asociados. Los tipos de unidades de muestreo que generalmente se utilizan son las bandas o parcelas, que pueden ser rectangulares o cuadradas. El método de muestreo más utilizado para hongos terrestres y Myxomycetes son los transectos (generalmente de 2×1500 m), que permite emplearse en áreas más extensas. Este método permite explorar los cambios en la composición fúngica, combinado con caracteres ambientales y topográficos, a través de gradientes altitudinales, niveles de inundación, salinidad, transición entre ecosistemas, etc. Para el muestreo se traza una línea imaginaria y se fija una longitud, la cual se recorre observando y/o recolectando a ambos lados de la línea con una anchura de 1 a 3 m. La longitud y anchura del transecto puede variar en dependencia del objetivo y las características del área de estudio. En todos los casos se recomienda georeferenciar los puntos de

inicio, final y otros puntos de interés dentro de los transectos. Con los datos obtenidos se pueden realizar curvas de rango-abundancia, calcular índices de diversidad, así como estimar la densidad relativa (*e. g.* individuos/m²) y la frecuencia de ocurrencia, ya sea al nivel de familia o cualquier otro nivel taxonómico.

MÉTODOS DE RECOLECTA Y CONSERVACIÓN

MATERIALES BÁSICOS PARA LLEVAR AL CAMPO Y DATOS DE RECOLECTA

Para la recolecta de hongos y mixomicetes se necesita de una lupa (mínimo 10×), cuchillo o navaja, tijeras de jardinería, libreta de notas y lápiz, además de papel y cajas para transportarlos. De tener disponible, es recomendable llevar una cámara fotográfica y un equipo de posicionamiento global (GPS) para registrar de manera precisa la localidad y sitio de recolecta. Para los Myxomycetes y hongos de tamaño pequeño, además de los materiales señalados, se requiere de tijeras, alfileres, caja plástica con compartimentos, pequeñas cajas de cartón (*e. g.* caja de fósforos), goma de pegar y pinzas de punta fina. Para los especímenes de Basidiomycetes y Ascomycetes que crecen sobre troncos caídos se podría requerir de un hacha pequeña o machete. Los individuos recolectados deben ser guardados independientemente en bolsas o sobres de papel periódico o cualquier otro tipo de papel que sea absorbente y transportados en cajas de cartón.

En el grupo de los mixomicetes después de localizados los cuerpos fructíferos con una cuchilla o navaja se separan de los restos leñosos o con una tijera en caso de hojas y hojarasca. Con ayuda de una pinza fina se coloca la muestra en un compartimento de la caja plástica y se sujeta con alfileres. Terminada la recolección, la muestra se pega a la base de la caja de cartón con la goma de pegar auxiliado por pinzas de punta fina. Debe procurarse que el material no tropiece con la tapa de la caja; los ejemplares deben recolectarse maduros (cuando están inmaduros presentan una consistencia mucosa y blanda).



Figura 4.1 (continuación). Diversidad de hongos macromicetos presentes en el archipiélago cubano, G. *Oudemansiella canarii*, H. *Trametes maxima*, I. *Cymatoderma dendriticum*, J. *Lenzites elegans*, K. *Panaeolus antillarum* y L. *Trametes membranacea*. © N. Blanco, © Y. Torres y © M. Camino.

Todo material recolectado debe tener asociado la siguiente información: nombre de la localidad, coordenadas geográficas, fecha de la recolecta, nombres de los recolectores, tipo de formación vegetal y especies de plantas predominantes, así como el tipo de suelo y el sustrato. Es recomendable obtener datos hidrometeorológicos de la estación meteorológica más cercana para conocer los valores medios de temperatura y precipitación del área al momento de la recolecta. Las notas de campo y las fotografías le aportan un valor agregado a las recolectas y colecciones al recoger características importantes para la clasificación taxonómica que podrían perderse durante la manipulación y el secado.

RECOMENDACIONES PARA LA RECOLECCIÓN

- * Elegir los ejemplares de diferente tamaño y grado de desarrollo.
- * No recolectar ejemplares incompletos, viejos, contaminados, en vías de pudrición o decolorados por las lluvias.
- * Recolectar con cuidado los ejemplares para no dañar sus estructuras.
- * Si el hongo se encuentra creciendo en el suelo se debe anotar el nombre de la planta más cercana. Introducir el cuchillo bien abajo en el suelo, alrededor del estípite, para sacar completamente el cuerpo fructífero y no perder parte de su estípite o volva, que son partes importantes para la determinación.
- * Si el organismo crece sobre madera se debe anotar si está viva o muerta y en lo posible la especie vegetal de que se trate. En caso de madera muerta es importante el grado de humedad y descomposición de esta.
- * Colocar los ejemplares de cada recolecta en un sobre de papel, procurando no romperlos si son carnosos o frágiles.
- * Los ejemplares de cada recolección deben llevar un número de recolecta.
- * Anotar en la libreta de campo los datos de recolecta y de la localidad, los caracteres macroscópicos y caracteres efímeros (olor, presencia de látex, de anillo, entre otros).

CONSERVACIÓN DEL MATERIAL

El primer paso para la conservación es la deshidratación de los especímenes una vez terminada la toma de datos. Este proceso consiste en deshidratar el material en una estufa a una temperatura entre 40 y 50 °C. Si durante el trabajo de campo no se cuenta con este equipo, los sobres o cajas con las muestras se colocan al sol. También se puede improvisar cualquier aditamento que permita el secado del material, siempre recordando que el calor no debe ser directo y evitar que se quemé el material. Es primordial que los ejemplares se mantengan en sus sobres para evitar confusiones y pérdidas, además de revisar diariamente cada sobre ya que algunos ejemplares se deshidratan más rápido que otros y hay que retirarlos del calor o cambiarles el sobre a los carnosos. Las muestras deben conservarse de manera individual y la etiqueta debe contener todos los datos de la localidad de recolecta mencionados anteriormente. Para garantizar la perdurabilidad de las muestras se sugiere depositarlas en las colecciones micológicas de los herbarios.

DETERMINACIÓN DE LOS ESPECÍMENES

CARACTERES MORFOLÓGICOS Y UBICACIÓN TAXONÓMICA

Este capítulo no pretende brindar una guía detallada para la identificación de géneros o especies, sino permitir la ubicación de los especímenes en sus respectivas familias o niveles taxonómicos superiores. La identificación taxonómica de los especímenes se basará en caracteres relevantes del cuerpo fructífero y los sustratos donde se desarrollan. Por el tipo de sustrato pueden distinguirse diferentes grupos ecológicos, estos pueden ser: cortícola (sobre la corteza de árboles o arbustos), lignícola (sobre madera), terrícola (en el suelo), húmicola (sobre humus), muscícola (sobre musgos), saxícola o rupícola (sobre rocas), coprófilo o fimícola (sobre estiércol), foliícola (sobre hojas), palmícola (sobre hojas o peciolos de palmas), entre otros.

BASIDIOMYCETES

Para realizar la descripción macroscópica se recomienda tener en cuenta las partes del cuerpo fructífero (Fig. 4.2) fresco o recién recolectado ya que algunas estructuras de alto valor taxonómico pueden cambiar o perderse durante el procesamiento y secado del material. Para la descripción se recomienda seguir el siguiente orden (ver Anexo 4.1):

Píleo (sombrero):

- * **Tamaño**, medir el diámetro del píleo con una regla graduada. Cuando la muestra está formada por más de dos cuerpos fructíferos se establece un rango.
- * **Forma**, observar la silueta y el centro del píleo.
- * **Color**, observar el color del centro y del margen (este puede cambiar con la edad del espécimen).
- * **Superficie**, observar el aspecto de la superficie del píleo (esta puede cambiar con el grado de madurez del espécimen y las condiciones ambientales).
- * **Ornamentación**, observar y tocar la superficie; esta puede ser seca, húmeda, aceitosa, cerosa, viscosa (pegajosa), glutinosa (pegajosa pero gruesa como la clara de huevo).
- * **Margen**, observar el aspecto del margen del píleo; puede variar en dependencia del grado de madurez.
- * **Contexto o carne**, se refiere a la parte que se encuentra entre la cutícula del píleo y el himenóforo. Realizar un corte transversal al hongo y observar el color y si existe cambio de éste al exponerse o manipularse, medir el grosor con una regla graduada y observar la presencia o ausencia de látex.

Himenóforo (es la estructura donde se producen las esporas y se encuentra en la parte inferior del píleo):

- * Si posee poros, anotar número de poros por mm y el color de toda la superficie. Observar la forma de los poros: regular o irregular, dentado (indicar el tamaño de los dientes). Si es liso, anotar color y textura. Realizar cortes transversales al hongo para medir la longitud

de los tubos, forma y unión de estos al estípite (cuando esté presente).

- * Si posee láminas, observar la unión al estípite (cuando esté presente), color y cambios de color cuando ocurrieran, espaciamiento, margen, presencia o ausencia de lamélulas.

* **Pie o estípite:**

- * **Tamaño**, medir el largo (desde la base hasta el ápice) y el ancho de un ejemplar maduro pequeño y uno grande y hacer un intervalo.
- * **Forma**, observar la silueta, puede haber en la base un abultamiento (bulbo) independientemente a la silueta.
- * **Color y textura**, observar el color y la consistencia, ésta puede ser igual o diferente al resto del cuerpo.
- * **Posición**, observar la posición del estípite con respecto al píleo (central, excéntrica, lateral).
- * **Superficie**, observar el aspecto de la superficie del estípite.
- * **Anillo**, presencia o ausencia. Si está presente, observar el color a ambos lados (interno y externo), posición, textura, persistencia, tipo (membranoso- simple o doble, fibriloso, escamoso, cortina -como telaraña).
- * **Volva**, presencia o ausencia. Si está presente, observar color, forma, textura y unión a la base del estípite.



Figura 4.2. Estructuras principales del cuerpo fructífero de un representante de la clase Basidiomycetes.

También es importante conocer el olor y el sabor. Debido a que son muy variables y dependen de la percepción de la persona, estos podrían relacionarse con los aromas y sabores familiares. Es aconsejable tomar una pequeña parte del píleo, morderlo un poco y colocarlo en la punta de la lengua durante unos instantes para definir el sabor y luego escupir.

Los representantes de **BASIDIOMYCETES** se agrupan en cuatro subclases (ver Anexo 4.2):

AGARICOMYCETIDAE. Incluye hongos que presentan cuerpos fructíferos generalmente vistosos, carnosos con forma de “sombrillita” o semicircular con forma de abanico; de consistencia carnosa o cartilaginosa; himenóforo con láminas, poros, venas o pliegues. Pueden presentar el típico estípite central y píleo o un estípite menos evidente, lateral o excéntrico. En este grupo de hongos se encuentran la mayoría de las setas comestibles. Contiene, entre otros no especificados, representantes de los órdenes Agaricales, Boletales, Cantharellales y Russulales.

APHYLLOPHOROMYCETIDAE. Abarca hongos con cuerpos fructíferos de forma variadas (repisa, abanico, costra, embudo o sombrilla), de consistencia leñosa, cartilaginosa o coriácea; con presencia o no de estípite; himenóforo con poros, agujones, láminas o liso. Contiene principalmente representantes de los órdenes Polyporales e Hymenochaetales.

TREMELLOMYCETIDAE. Incluye hongos que presentan cuerpos fructíferos gelatinosos o cartilagosos; desde amarillo-naranja hasta pardos; con forma de oreja, cerebro, espátula o agujas erguidas. Contiene principalmente representantes de los órdenes Auriculariales, Tremellales y Dacryomycetales.

GASTEROMYCETIDAE. Sus representantes presentan cuerpos fructíferos en forma de bola, pera o estrella. A diferencia de las subclases anteriores, las esporas no son externas, están contenidas dentro del cuerpo fructífero que, al madurar, se rompe para liberar las esporas y es lo que les da el aspecto polvoriento

al tocarlos. Contiene principalmente representantes de Geastrales y Phallales.

Además, existen hongos hipogeos que desarrollan el cuerpo fructífero bajo tierra, y que no trataremos por tener caracteres morfológicos que difieren de los que se establecen para los hongos más reconocidos por la población.

ASCOMYCETES (Pezizales, Xylariales y líquenes)

Los ejemplos serán tratados a partir de las características macroscópicas de los cuerpos fructíferos y los líquenes por los tipos de crecimiento o talos (Anexo 4.3). En los líquenes se presentan diferentes formas de crecimiento o talos (crustáceo, foliáceo, filamentoso, escumoso, fruticuloso y gelatinoso, entre otros), de los cuales se tratarán tres de ellos:

* **Crustáceo:** Talo formando una costra fuertemente adherida al sustrato y difícil de separar de él sin dañar sus estructuras; llegan a sobrevivir en ambientes extremos.

* **Foliáceo:** Talo laminar, con bordes extensos y ampliamente lobulados, parcialmente adherido al sustrato por órganos apendiculares por los que se le puede separar sin destruirlo.

* **Fruticuloso:** Talo ramificado con forma de pequeños arbustos o con lóbulos que se estrechan y alargan profundamente de manera que se sujeta al sustrato por una mínima superficie. Sobresale mucho del sustrato y puede ser erecto o colgante de tamaño variable, desde 1 cm hasta varios metros.

MYXOMYCETES

En la fase reproductiva se pueden observar cuatro tipos de cuerpos fructíferos (Fig. 4.3): esporocarpio (se forman varios a partir de un plasmodio, y puede ser estipitado o sésil), etalio (concentración de todo el plasmodio en una masa aplanada o redondeada y los esporangios se fusionan), pseudoetalio (esporangios parcialmente fusionados conservando su individualidad en alguna de sus estructuras) y plasmodiocarpio (se forma a partir de las principales partes venosas del plasmodio).

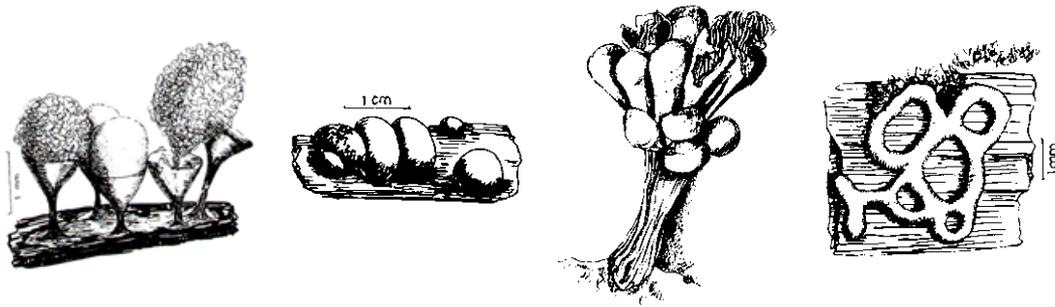


Figura 4.3. Tipos de cuerpos fructíferos presente en los Myxomycetes: esporocarpio, etalio, pseudoetalio y plasmodiocarpio; ilustraciones tomadas de Nanenga-Bremekamp (1991) y Camino (1993).

Los cuatro tipos de cuerpos fructíferos poseen estructuras comunes que pudieran no estar todas presentes en cada especie (Fig. 4.4). En las descripciones de los mixomicetes recolectados se debe tener en cuenta:

Cuerpo fructífero, tipo, color y disposición sobre el sustrato.

Esporoteca, color y forma, presencia o ausencia de carbonato de calcio.

Peridio, presencia o ausencia y color, presencia o ausencia de carbonato de calcio.

Estípite, color, presencia o ausencia de carbonato de calcio.

Esporas, color en masa (color de las esporas al tocar el cuerpo fructífero).

De los cinco órdenes de Myxomycetes (Kirk *et al.*, 2008), con excepción de Echinosteliales

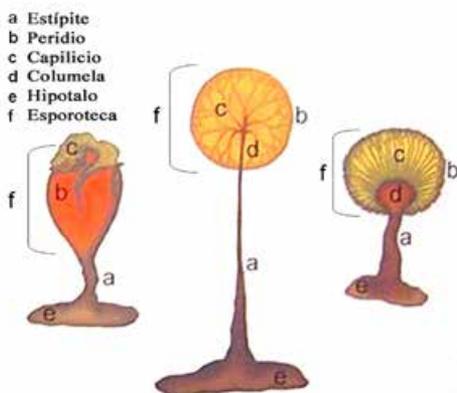


Figura 4.4. Partes principales del cuerpo fructífero de representantes de los Myxomycetes.

que son diminutos e imperceptibles a simple vista, se tratarán cuatro (Anexo 4.4); estos son:

LICEALES. No presentan capilicio ni carbonato de calcio. Las esporas en masa son pálidas; pueden presentar tres de los cuatro tipos de cuerpos fructíferos: esporocarpos (sésiles o estipitados), etalios y pseudoetalios. Se reconocen cuatro familias *Cribrariaceae*, *Dictydiaethaliaceae*, *Liceaceae* y *Reticulariaceae*. Se destacan los géneros *Cribraria* (esporocarpos), *Tubulifera* (pseudoetalios) y *Lycogala* (etalios).

TRICHIALES. No presentan carbonato de calcio. Las esporas en masa pueden ser beige, amarillo, naranja o rosado. Cuerpos fructíferos generalmente de colores llamativos (amarillo o rojo). El capilicio está bien desarrollado y pueden presentar tres de los cuatro tipos de cuerpos fructíferos: esporocarpos, plasmodiocarpos y pseudoetalios. Se reconocen en Cuba tres familias *Arcyriaceae*, *Trichiaceae* y *Dianemataceae*. Se destacan los géneros *Arcyria*, *Hemitrichia*, *Metatrichia*, *Perichaena* y *Trichia*.

PHYSARALES. Presentan carbonato de calcio en todas o algunas de sus estructuras. Las esporas en masa son de color pardo oscuro. Pueden presentar dos de los cuatro tipos de cuerpos fructíferos: esporocarpos y etalios. Se reconocen en Cuba dos familias: *Physaraceae*, con los géneros *Physarum*, *Fuligo* (etalios grandes) y *Physarella*, entre otros; y

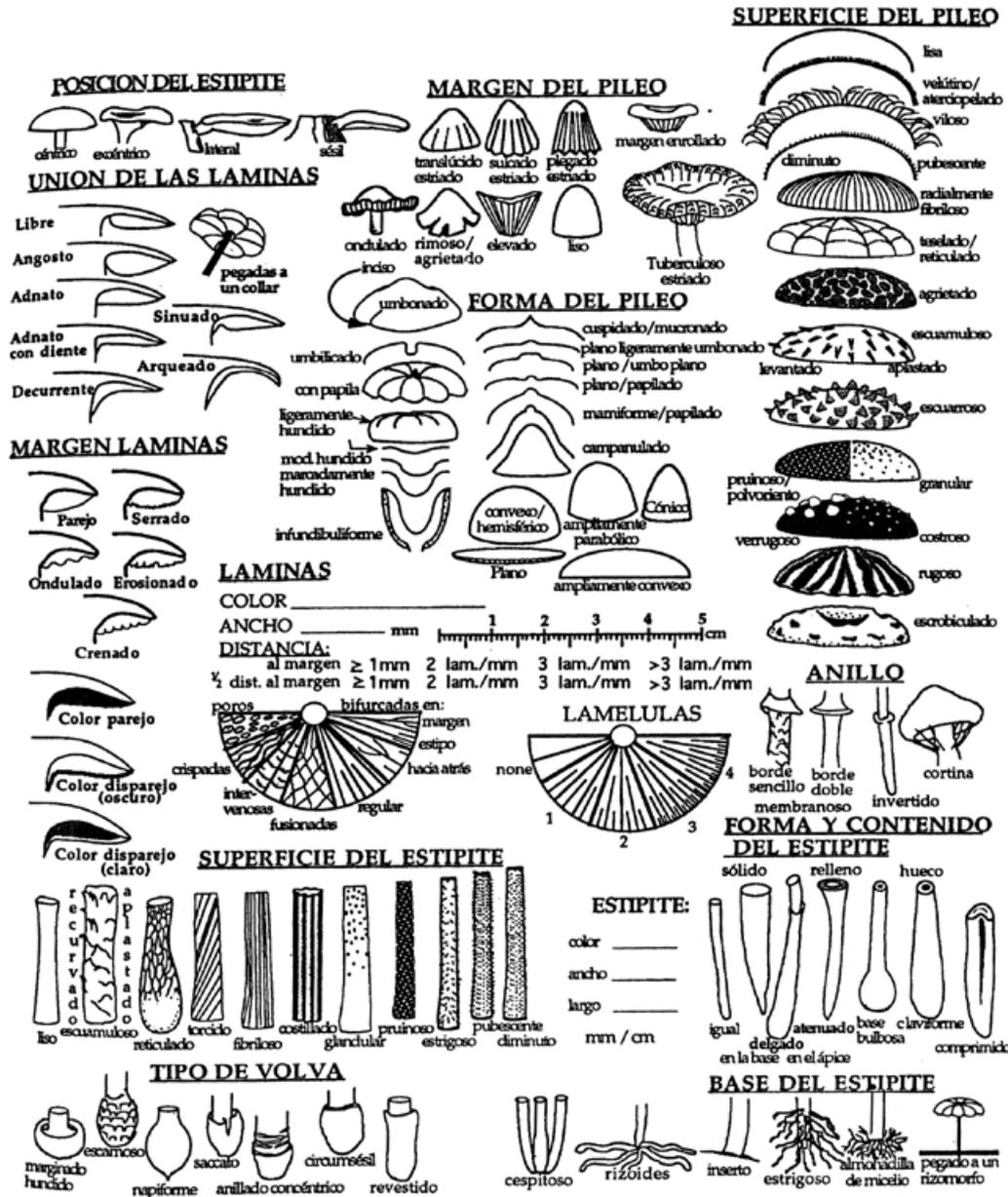
la familia Didymiaceae con los géneros *Didymium* y *Diderma*.

STEMONITALES. No presentan carbonato de calcio. Columela presente, los cuerpos fructíferos y las esporas en masa son de color pardo oscuro. Presentan esporocarpos como tipo de cuerpo fructífero. Se reconoce solamente la familia Stemonitidaceae y se destacan los géneros *Stemonitis* y *Comatricha*.

LITERATURA CITADA

- Bresinsky, A., C. Körner, J. W. Kadereit, G. Neuhäus y U. Sonnewald. 2013. *Strasburger's Plant Sciences Including Prokaryotes and Fungi*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, 1302 pp.
- Camino, M. 1993 ["1991"]. *Myxomycetes de Cuba*. I. *Revista Jardín Botánico Nacional*. 12: 127-131.
- Camino, M. 2007. Diversidad de Myxomycetes en Cuba: Ordenes Echinosteliales, Liceales, Stemonitales y Trichiales. Tesis en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Biológicas, Universidad de La Habana, 97 pp.
- Chacón, S., G. Guzmán, L. Montoya y V. M. Bandalá. 1995. *Guía ilustrada de los hongos del Jardín Botánico Francisco Javier Clavijero de Xalapa Veracruz y áreas circundantes*. Instituto de Ecología, A. C. Xalapa, Veracruz, México, 142 pp.
- CITMA (Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente). 2014. *V Informe Nacional al Convenio sobre la Diversidad Biológica de la República de Cuba*. La Habana, Cuba, 253 pp.
- Guzmán, G. 1990. *Identificación de los hongos comestibles, venenosos, alucinantes y destructores de la madera*. Editorial Limusa, S.A. de C.V. 506 pp.
- Hawksworth, D. L. 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research* 105: 1422-1432.
- Hawksworth, D. L. 2012. Global species numbers of fungi: are tropical studies and molecular approaches contributing to a more robust estimate? *Biodiversity and Conservation* 21: 2425-2433.
- Herrera, T. y M. Ulloa. 1998. *El reino de los hongos*. 2ed. México: Fondo de Cultura Económica, 552 pp.
- Kirk, P. M., P. F. Cannon, D. W. Minter y J. A. Stalpers (Eds.). 2008. *Dictionary of the Fungi*. 10th Edition. International Mycological Institute, CAB INTERNATIONAL, Wallingford, Oxon, 771pp.
- Lado, C. 2001. Nomenmyx a nomenclatural taxabase of Myxomycetes. *Cuadernos de trabajo de Flora Micológica Ibérica* 16: 1-221.
- López-Sánchez, E., M. Honrubia, E. Gracia y F. J. Gea. 1986. *Revisión bibliográfica sobre la biología de los Myxomycetes*. Secretariado de publicaciones Universidad de Murcia, Murcia.
- Mena Portales, J., S. Herrera Figueroa, A. Mercado Sierra, D. W. Minter, H. Iglesias Brito, N. Blanco Hernández, J. L. Ortiz Medina, S. Maldonado González, G. Recio Herrera, M. Rodríguez Hernández y M. Camino Vilaró. 2000. Estrategia para la conservación de la diversidad fúngica en Cuba. <http://www.cybertruffle.org.uk/cubacons/Index.html>
- Mueller, G. M., G. F. Bills y M. S. Foster. (Eds.) 2004. *Biodiversity of Fungi. Inventory and Monitoring Methods*. Elsevier Academic Press. 777 pp.
- Nannenga-Bremekamp, N. E. 1991. *A guide to temperate Myxomycetes*. Bristol, England, 409 pp.
- Pegler, D. N. 1983. *The genus Lentinus: a world monograph*. Kew Bulletin Additional Series X. London Her Majesty's Stationery Office, 281pp.
- Scagel, R. F., R. J. Bandoni, G. E. Rouse, W. B. Schofield, J. R. Stein y T. M. C. Taylor. 1973. *El Reino Vegetal*. Ediciones Omega, S.A. Barcelona, 659 pp.
- Vales, M. A., A. Álvarez, L. Montes y A. Ávila (Eds.). 1998. *Estudio Nacional de la Diversidad Biológica en la República de Cuba*. CESYTA, México, 429 pp.
- Whittaker, R. H. 1969. New concepts of kingdoms or organisms. Evolutionary relations are better represented by new classifications than by the traditional two kingdoms. *Science* 163: 150-194.

Anexo 4.1. Guía ilustrada para la descripción de las diferentes partes de los cuerpos fructíferos de los hongos de sombrillita; tomado de Mueller *et al.* (2004).



Anexo 4.2. Basidiomycetes agrupados según las características macroscópicas de los cuerpos fructíferos; dibujos tomados de Pegler (1983), Guzmán (1990), Chacón *et al.* (1995) y Bresinsky *et al.* (2013).

BASIDIOMYCETES

AGARICOMYCETIDAE

AGARICALES



Sustrato: Terrícolas. Características: pueden no estar presentes todas las estructuras (ej. escamas, anillo y volva). Familias: Agaricaceae (láminas oscuras), Amanitaceae (láminas blanca o crema), Volvariaceae (láminas rosadas)

Sustrato: Terrícolas, lignícolas y hojas secas. Características: Desde sombrillas robustas hasta muy delgadas y frágiles. Familias: Mycenaceae, Tricholomataceae y Marasmiaceae.

Sustrato: Coprófilos, terrícolas y lignícolas. Características: Láminas desde blancas hasta negras, puede estar presente el anillo. Familias: Agaricaceae, Bolbitaceae y Psathyrellaceae.

Sustrato: Terrícolas; solitarios o en grupos. Características: Píleo cónico, a plano, colores vistosos, superficie húmeda, viscosa o no, pie fibriloso, a veces con anillo. Familias: Hygrophoraceae, Bolbitaceae y Cortinariaceae.



Sustrato: Lignícolas. Características: Estípites rudimentario presente o ausente, laminas desde blancas, cremas o grises. Familias: Pleurotaceae, Crepidotaceae, Schizophyllaceae.

Sustrato: Terrícolas. Características: Forma de coral, ramas delgadas, coriáceas. Himenóforo con poros. Familias: Clavariaceae, Gomphaceae, Sparassidaceae.

Sustrato: Lignícolas, terrícolas, hojarasca en bosques y jardines. Características: En forma de nidos con pequeños huecos, de tamaño pequeño, crecen en grupos. Familia: Nidulariaceae.

BOLETALES

CANTHARELLES

RUSSULALES



Sustrato: Terrícolas, en bosques. Características: Estipitados, robustos, vistosos por tamaño y color. Familias: Boletaceae, Gyroporaceae, Suillaceae.

Sustrato: Terrícolas, en bosques. Características: Sésiles, forma globosa, confundible con el orden Geastrales que son más suaves. Familias: Pisolithaceae, Sclerodermataceae.

Sustrato: Terrícolas (arena y suelo), en bosques. Características: Carnosas, estipitados, himenóforo con venas o pliegues. Familia: Cantharellaceae.

Sustrato: Terrícolas en bosques. Características: Carnosas o coriáceas; estipitados central o lateral, himenóforo con agujones o agujas, flexibles y frágiles. Familia: Hydnaceae.

Sustrato: Terrícolas, en bosques. Características: Píleo con colores llamativos (rosado, rojo y azul). Familia: Russulaceae.

Anexo 4.2 (continuación). Basidiomycetes agrupados según las características macroscópicas de los cuerpos fructíferos; dibujos tomados de Pegler (1983), Guzmán (1990), Chacón *et al.* (1995) y Bresinsky *et al.* (2013).

APHYLLOPHOROMYCETIDAE



Sustrato: Lignícolas. Características: Píleo con pelos o escamas; consistencia cartilaginosa; estípite central o excéntrico, himenóforo con láminas. Familias: Polyporaceae.

Sustrato: Terrícolas. Características: Carnosas o coriáceas; estipitados central o lateral, himenóforo con agujones, evidentes, flexibles, de blanco a pardos. Familias: Polyporaceae, Meruliaceae.

Sustrato: Lignícolas. Características: Himenóforo laberíntico imilar a láminas subleñosas, coriáceas, pie excéntrico, lateral. Familias: Polyporaceae, Gloeophyllaceae.

Sustrato: Lignícolas y terrícolas. Características: Con forma de trompetas, himenóforo liso. Familias: Meruliaceae, Hymenochaetaceae.



Sustrato: Lignícolas. Características: Leñoso, sésil, o estípite central o excéntrico, píleo ceroso, brillo, lacado o no, himenóforo con poros. Familias: Polyporaceae, Ganodermataceae, Hymenochaetaceae.

Sustrato: Lignícolas. Características: Píleo delgado, semicircular; desde carnoso, coriáceo hasta leñoso; estípite central, lateral o ausente, con poros generalmente regulares. Familias: Polyporaceae, Fomitopsidaceae, Hymenochaetaceae.

Sustrato: Lignícolas. Características: Forma de costra, pileados o no, himenóforo con poros, verrugas o liso. Familias: Meruliaceae, Hymenochaetaceae, Stereaceae.

TREMELLOMYCETIDAE

AURICULARIALES

TREMELLALES

DACRYOMYCETALES

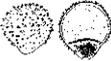


Sustrato: Lignícolas. Características: Gelatinosos, cartilagosos, elásticos, forma de oreja, desde pardo claro a oscuro hasta tonos violáceos, himenóforo liso. Familias: Auriculariaceae.

Sustrato: Lignícolas. Características: Membranosos a gelatinosos, forma cerebriode, de blanco a amarillo pálido, himenóforo liso. Familias: Exidiaceae, Tremellaceae.

Sustrato: Lignícolas. Características: Cartilagosos, elástico, forma espatulada, de agujas erguidas, frecuentemente amarillas a anaranjadas, himenóforo liso. Familias: Dacrymycetaceae.

Anexo 4.2 (continuación). Basidiomycetes agrupados según las características macroscópicas de los cuerpos fructíferos; dibujos tomados de Pegler (1983), Guzmán (1990), Chacón *et al.* (1995) y Bresinsky *et al.* (2013).

GASTEROMYCETIDAE							
GEASTRALES				PHALLALES			
							
Sustrato: Terrícolas. Características: A veces sésiles, globosos o irregulares; blancos cuando inmaduros y beige, pardo claro a oscuro hasta tonos violáceos cuando maduros. Familia: Lycoperdaceae.	Sustrato: Terrícolas, raramente lignícolas o coprófilos. Características: Forma de estrella, de 4-12 "brazos"; beige, pardo claro a oscuro. Familia: Geastrales.	Sustrato: Terrícolas. Características: Globosos cuando inmaduro, al madurar se rompe en un solo "brazo", olor fétido que atrae las moscas. Familias: Phallaceae	Sustrato: Terrícolas. Características: Globosos cuando inmaduros, al madurar se rompe con varios "brazos", olor fétido que atrae las moscas. Familias: Phallaceae.				

Anexo 4.3. Ascomycetes agrupados según las características macroscópicas de los cuerpos fructíferos; dibujos tomados de Scagel *et al.* (1973) y Chacón *et al.* (1995).

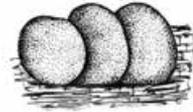
ASCOMYCETES							
PEZIZALES				XYLARIALES			
							
Sustrato: Lignícolas y terrícolas. Características: Forma de discos, platos; usualmente sésiles, con colores rojo, pardos, violáceos o amarillos. Familias: Leotiaceae, Gleoglossaceae.	Sustrato: Lignicolasterricolas, sésiles o estipitados. Características: Usualmente con colores llamativos. Familias: Sarcoscyphaceae.	Sustrato: Lignícolas. Características: Forma de cuerno o clava, con estípite poco o bien desarrollado, simples o ramificados, colores de pardo oscuro a negro. Familias: Xylariaceae	Sustrato: Lignícolas. Características: Globosos, en forma de pera, solitarios o en grupos, sésiles o con estípite corto, pardo oscuro a negro. Familias: Xylariaceae.				

ASCOMICETES LIQUENIZADOS (LÍQUENES)					
CRUSTÁCEOS		FOLIÁCEOS		FRUCTICULOSO	
					
Características: Talo formando costras, variados colores y estructuras reproductoras. Familias: Lecanoraceae, Physciaceae, Telochistaceae.	Características: Talo laminar, con bordes extensos y ampliamente lobulados. Familias: Lobariaceae, Parmeliaceae	Características: Talo ramificado erguido o pendiente con forma como de pequeños arbolitos. Familias: Ramalinaceae, Parmeliaceae.			

Anexo 4.4. Myxomycetes agrupados según las características macroscópicas de los cuerpos fructíferos; dibujos tomados de Nannenga-Bremekamp (1991) y Camino (1993).

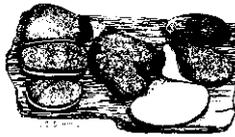
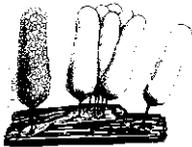
MYXOMYCETES

LICEALES



Características: carbonato de calcio ausente, pueden presentar tres de los cuatro tipos de cuerpos fructíferos: esporocarpos (sésiles o estipitados), etalios y pseudoetalios, y esporas en masa pálidas. Familias: Cribrariaceae, Reticulariaceae y Dictydiaethaliaceae.

TRICHIALES



Características: carbonato de calcio ausente, esporocarpos estipitados o sésiles, esporas en masa beige, amarillo, o rosado. Familia: Arcyriaceae.

Características: carbonato de calcio ausente, esporocarpos estipitados o sésiles, plasmodiocarpos o pseudoetalios, esporas en masa amarillo, amarillo naranja o rosado. Familia: Trichiaceae.

PHYSARALES

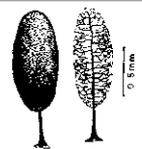


Características: carbonato de calcio ausente, esporocarpos estipitados o sésiles, esporas en masa beige, amarillo, o rosado. Familia: Arcyriaceae.

Características: carbonato de calcio ausente, esporocarpos estipitados o sésiles, esporas en masa beige, amarillo, o rosado. Familia: Arcyriaceae.

Características: carbonato de calcio ausente, esporocarpos estipitados o sésiles, esporas en masa beige, amarillo, o rosado. Familia: Arcyriaceae.

STEMONITALES



Características: carbonato de calcio ausente, esporoteca cilíndrica, esporas en masa de color pardo oscuro. Familia: Stemonitidaceae.

Características: carbonato de calcio ausente, esporoteca esférica o semiesférica hasta cortamente cilíndrica, esporas en masa de color pardo oscuro. Familia: Stemonitidaceae.

CAPÍTULO

5

BRIOFITAS



5

BRIOFITAS

ANGEL MOTITO MARÍN¹
YOIRA RIVERA QUERALTA¹

1. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad

INTRODUCCIÓN

En el Reino vegetal se reconocen dos grupos de plantas: Tracheophyta (plantas vasculares) las cuales tienen un gran porte o tamaño, muestran un sistema de conducción desarrollado y presentan estructuras complejas. El segundo grupo, conocido como Bryophyta (plantas no vasculares) agrupa a plantas que tienen un tamaño pequeño, con estructuras más sencillas que las plantas vasculares y carecen de sistema de conducción desarrollado. No obstante, en este grupo existen células que forman estructuras rudimentarias a manera de un cordón, encargadas de la distribución del agua y los productos de la fotosíntesis en disolución.

Popularmente estas plantas son conocidas como musgos (Magill, 1990). Sin embargo, este término en ocasiones crea confusiones, ya que con ese mismo vocablo se han nombrado a otros organismos dentro del Reino Plantae o de otros reinos (Monera y Protocista), por ejemplo: “musgos de Irlanda” a un alga roja (Strasburger *et al.*, 1971 y Villedo, 1974), “musgos de Islandia” y “musgo canino” a algunos líquenes (González *et al.*, 1926; Villedo, 1974), “musgo derecho” a un licopodio (González *et al.*, 1926) y “musgo español” o “barbas de viejo” a *Tillandsia usneoides* (Strasburger *et al.*, 1971; Villedo, 1974).

Las briofitas, por lo general, solo llegan a alcanzar unos pocos centímetros de alto y están formadas, casi siempre, por una sola capa de células sin cutícula protectora, lo que las hace



Meteorium sp. © A. Motito

muy susceptible a las variaciones atmosféricas. Son considerados organismos poiquilohídricos, ya que son incapaces de regular la pérdida de agua y dependen de los niveles de humedad presente en el medio; estas plantas tienen la capacidad de soportar largos períodos de desecación y después reiniciar su metabolismo normal.

Las plantas no vasculares han sido tratadas por diferentes autores en diversos sistemas de clasificación (Dixon, 1932; Reimers, 1954; Robinsons, 1971, Crosby y Magill, 1977). La clasificación más generalizada incluía en la División Bryophyta a tres clases: Anthocerotopsida, Hepaticopsida y Bryopsida. Actualmente los estudios moleculares demuestran que las plantas no vasculares son un grupo parafilético que converge evolutivamente y comparten caracteres afines, aunque son muy diferentes entre sí. Por consenso se clasifican en tres divisiones independientes: Anthocerotophyta (antocerotes), Marchantiophyta (hepáticas) y Bryophyta (musgos) (Shaw y Renzaglia, 2004; Cargill *et al.*, 2005; Duff *et al.*, 2007; Goffinet y Shaw, 2009).

La División Anthocerotophyta (antocerotes) (Fig. 5.1) incluye 215 especies en 14 géneros y cinco familias bien establecidas a nivel mundial. La homogeneidad morfológica de los integrantes de esta división son la causa de que su clasificación se mantenga caótica (Villarreal y Renzaglia, 2006; Renzaglia *et al.*, 2009). Las peculiaridades morfológicas, el desarrollo del esporofito, la presencia de cloroplastos y de las colonias de *Nostoc* (cianobacterias), entre otras características, dife-



Figura 5.1. Antocerote con esporofito. © Y. Rivera.

rencian este grupo del resto de los integrantes del Reino Plantae. Los antocerotes habitan en lugares húmedos, abiertos, en suelos perturbados y mineralizados de ríos y montañas y ampliamente distribuidos en zonas templadas y subtropicales del mundo (Frey y Stech, 2005).

58

La División Marchantiophyta (hepáticas) incluye alrededor de 5 000 especies en unos 391 géneros y 77 familias. Constituye un grupo muy diverso en formas y estructuras y se reconocen dos tipos morfológicos: hepáticas talosas (Fig. 5.2A) y hepáticas foliosas (Fig. 5.2B). Se pueden encontrar en hábitats perturbados y en ecosistemas naturales, preferentemente en lugares húmedos y sombreados (Gradstein *et al.*, 2001; Crandall-Stotler *et al.*, 2009).

La División Bryophyta (musgos) (Fig. 5.3) tiene aproximadamente 13 000 especies agrupadas en 913 géneros y 114 familias (Goffinet *et al.*, 2014). Los musgos comprenden la segunda División más diversa entre las plantas terrestres y han colonizado todos los hábitats excepto el marino (Goffinet *et al.*, 2009). Dentro de las briofitas es el grupo más diverso y morfológicamente más complejo; el gametofito siempre tiene morfología foliosa.

La flora briológica cubana es relativamente conocida; su estudio se remonta a la obra de Montagne (1895), quien describe e ilustra varias de las especies cubanas. Un trabajo



Figura 5.2. A. Hepatica talosa con esporofito y B. Hepática foliosa. © Y. Rivera.

importante en esa época fue el de Sullivan (1861), quien en su *Musci cubenses*, incluyó 130 especies de musgos recolectados por Charles Wright en la región oriental de Cuba entre los años 1856 y 1858. Otros estudios clásicos son los realizados por León (1933), Thériot (1939, 1940, 1941) y Welch (1950). A



Figura 5.3. Musgo con esporofito. © Y. Rivera.

partir de las década de los años 70 del siglo pasado, se profundiza en el estudio de los antocerotes, hepáticas y musgos debido al desarrollo de especialistas nacionales; entre estos trabajos podemos mencionar a: Reyes (1979, 1981, 1982, 1987), Schubert (1978), Duarte (1995, 1997), Motito (2012, 2014), Motito y Potrony (2005a, 2005b, 2010, 2015), Motito *et al.* (2013), Mustelier (2005a, 2005b, 2005c, 2006, 2012), Mustelier y Vicario (2000), Potrony y Motito (2005, 2006) y Rivera (2012, 2013).

Los estudios anteriormente citados indican que en Cuba las plantas vasculares están representadas por las tres divisiones (Tabla 5.1). La mayor diversidad de especies se encuentra en lugares húmedos y sombríos, en el interior de bosques, talud del camino y cañadas u orillas de ríos y arroyos.

Tabla 5.1. Número de especies de antocerotes, hepáticas y musgos en el Neotrópico y Cuba.

Plantas no vasculares	Neotrópico	Cuba
Anthoecotophyta (antocerotes)	≈ 25-30	9
Marchantiophyta (hepáticas)	≈ 1350	500
Byophyta (musgos)	≈ 2600	415

DIVISIÓN ANTHOCEROTOPHYTA

Es la división más pequeña de las plantas no vasculares y frecuentemente tratada como un orden dentro de Hapticopsida (actual división Marchantiophyta), por su parecido a las hepáticas talosas. Sin embargo, las diferencias en su morfología y ontogenia permiten actualmente separarlas en dos divisiones. Los antocerotes se caracterizan por tener un gametofito taloso, dorsiventral, lobulado, con márgenes enteros, sinuosos o crispados, multiestratificados. Sus células poseen un cloroplasto grande y laminar, sin cuerpos de grasa (oleocuerpos). El tejido interno tiene usualmente grandes cavidades donde generalmente se encuentran colonias simbióticas de *Nostoc*, visibles como manchas oscuras. Los gametangios están inmersos en el talo. Los esporofitos se proyectan a partir de la

superficie del talo y son de color verde y negro después de la dehiscencia de la cápsula. Esta última es angosta, de forma cilíndrica a filiforme, con esporas, pseudoeláteres y columela, su dehiscencia se produce por medio de dos valvas.

La mayoría de los antocerotes son terrestres, solo los géneros *Dendroceros* y *Megaceros* son epífitos. En Cuba se encuentran tres órdenes, tres familias y cinco géneros:

- ⇨ Orden Anthocerotales: Anthocerotaceae (*Anthoceros*)
- ⇨ Orden Phymatocerales: Dendrocerotaceae (*Dendroceros* y *Nothoceros*)
- ⇨ Orden Notothyladales: Notothyladaceae (*Notothylas* y *Phaeoceros*).

Las especies de la familia Anthocerotaceae se reconocen por ser plantas talosas verde oscuras a negras en materiales de herbarios. Usualmente forman rosetas de 10-15 mm de diámetro; sin nervadura media y con colonias de *Nostoc*. Los esporofitos tienen estomas en la cápsula y la columela está bien desarrollada. Las esporas son negras; pseudoeláteres pardos de 1-4 elaterios de paredes delgadas con engrosamientos irregulares, nunca en espiral. En Cuba existe un solo género (Fig. 5.1).

La familia Notothyladaceae, es la más abundante y sus integrantes se caracterizan por ser plantas verde amarillentas. Los gametofitos no tienen nervadura media y los esporofitos son erectos o proyectados horizontalmente sobre el talo. La cápsula puede o no tener estomas; las esporas son amarillas o pardas; pseudoeláteres redondeados o rectangulares. Los géneros *Notothylas* y *Phaeoceros* se diferencian por la posición del esporofito, en el primero está proyectado horizontalmente sobre el gametofito, mientras que en el segundo el esporofito es erecto y lineal.

La familia Dendrocerotaceae, con sus géneros *Nothoceros* (Fig. 5.4A) y *Dendroceros* (Fig. 5.4B) son los únicos géneros epífitos dentro de la división. Generalmente son plantas verde amarillentas con talo macizo; con o sin nervadura media; cloroplastos conspicuos.

Los esporofitos son erectos y no tienen estomas. Las esporas son verdes; pseudoeláteres rectangulares con engrosamientos en espiral.

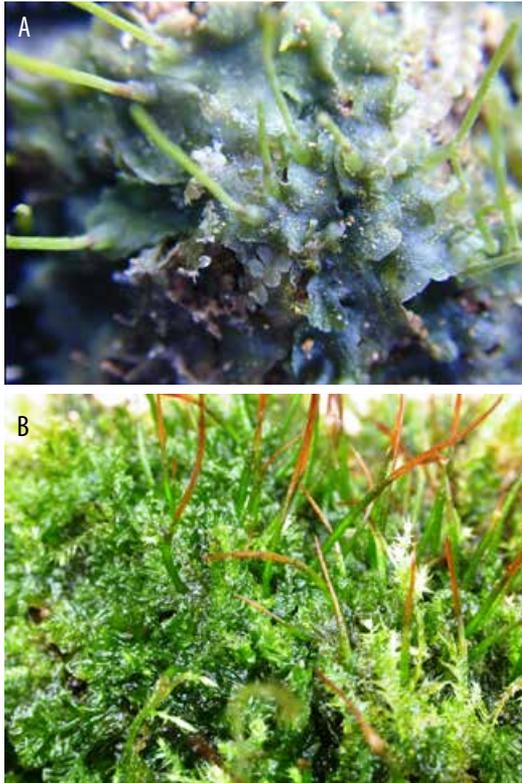


Figura 5.4. A. *Nothoceros vicentianus* y B. *Dendroceros crispus*, con esporofitos. © Y. Rivera.

DIVISIÓN MARCHANTIOPHYTA

A pesar de la variabilidad estructural de este grupo se pueden diferenciar dos formas generales: las hepáticas talosas y las foliosas. Ambas formas presentan simetría dorsiventral, o sea, se diferencia claramente una superficie dorsal o superior y una ventral o inferior.

HEPÁTICAS TALOSAS

Las hepáticas talosas presentan un gametofito aplanado, usualmente con ramificación dicotómica y bilobulado en el ápice. Cuentan con una gran diversidad anatómica que va, desde los compuestos por una sola capa de células en las formas más simples a otros más com-

plejos con un gametofito diferenciado, en el que la parte media del cuerpo está formada por varias capas de células.

En el Orden Metzgeriales los talos son uniestratificados a ambos lados de un eje cilíndrico en la línea media; en el Orden Marchantiales el talo presenta una estructura interna diferenciada, incluyendo un parénquima clorofílico, uno de reserva y numerosos poros que comunican con cámaras aéreas. En ocasiones se presentan escamas laminares pluricelulares dispuestas en una o más hileras, incoloras o púrpuras (*Marchantia*).

Los órganos sexuales, anteridios y arquegonios, se pueden encontrar cubiertos por un involucro o sumergidos en cámaras especiales en la superficie dorsal del talo. En algunos géneros se presentan prolongaciones del talo formadas por un pedúnculo perpendicular y un receptáculo de forma discoidal que contiene los órganos sexuales. En tales casos, las prolongaciones que sostienen los arquegonios se conocen con el nombre de arquegonióforo y las que sostienen los anteridios como el anteridióforo.

El esporofito está formado por el pie, una seta usualmente hialina y una cápsula donde se producen las esporas. La cápsula está cubierta por la caliptra hasta su madurez y generalmente aparece rodeadas de estructuras protectoras (involucro o pseudoperianto). La dehiscencia de la cápsula ocurre usualmente mediante cuatro valvas.

Las hepáticas talosas presentes en Cuba se agrupan en cuatro órdenes, nueve familias y 12 géneros.

⇒ Orden Marchantiales: Aytoniaceae (*Asterella*), Dumortieraceae (*Dumortiera*), Ricciaceae (*Riccia*, *Ricciocarpos*), Marchantiaceae (*Marchantia*) y Monocleaceae (*Monoclea*).

⇒ Orden Metzgeriales: Aneuraceae (*Aneura*, *Riccardia*), Metzgeriaceae (*Metzgeria*).

⇒ Orden Fossombroniales: Fossombroniacae (*Fossombronina*).

⇒ Orden Pallaviciniales: Pallaviciniaceae (*Pallavicinia*, *Symphyogyna*).

Las dos familias más abundantes y diversas en nuestros ecosistemas son Marchantiaceae y Metzgeriaceae. La familia Marchantiaceae (*Marchantia*) (Fig. 5.5) se distingue por presentar un gametofito verde oscuro, con poros compuestos y receptáculos en forma de copa sobre la superficie dorsal del gametofito, donde se desarrollan yemas grandes y discoideas. Las especies más abundantes en Cuba son: *M. chenopoda* y *M. polymorpha*, ambas comunes sobre suelos y rocas húmedas, en taludes o laderas, con frecuencia en hábitats perturbados o creados por el hombre, a veces consideradas como intrusas en jardines y plantaciones.



Figura 5.5. Talos de *Marchantia* sp., A. con poros y conceptáculo y B. con arquegonióforo. © Y. Rivera.

La familia Dumortieraceae es monotípica está representada por el género *Dumortiera*. Este género se reconoce por su gametofito verde oscuro, con numerosos pelos en los márgenes de los receptáculos y rizoides largos y tuberculados en la superficie ventral del talo, radiando hacia los márgenes. En Cuba se registra la especie *D. hirsuta*, abundante

en bosques pluviales montanos, en suelos o rocas húmedas, a menudo cerca de corrientes de agua. La familia Metzgeriaceae está representada por dos géneros en América tropical. El más abundante en Cuba es *Metzgeria* (Fig. 5.6), que se caracteriza por presentar un gametofito pequeño de color verde amarillento, delgado, bifurcado, con un nervio medio delgado, numerosos pelos en el margen, los gametangios en posición ventral y de hábitat mayormente epífita.



Figura 5.6. Hábito de *Metzgeria* sp. © Y. Rivera.

HEPÁTICAS FOLIOSAS

El gametofito en este grupo de hepáticas está formado por un eje principal (tallo o caulidio) en el cual se insertan diagonalmente dos hileras de hojas (filidios) dorsales y una tercera hilera ventral, generalmente reducidas en tamaño o ausentes, conocidas también como anfigastrios. Las hojas son generalmente de una capa de células, enteras o lobuladas, sin nervadura media, las células en su mayoría son hexagonales o redondeadas, con numerosos cloroplastos y usualmente oleocuerpos y las paredes celulares frecuentemente con trígonos. Los gametangios se localizan en ramas laterales cortas o sobre el tallo principal; los anteridios son esféricos, con frecuencia en las axilas de las hojas perigoniales reducidas y los arquegonios rodeados por un perianto formado por la fusión de las hojas. El esporofito es semejante al de las hepáticas talosas,

así como la dehiscencia de la cápsula y la maduración de las esporas.

Todas las hepáticas foliosas presentes en Cuba se agrupan en el gran Orden Jungermanniales que incluye 18 familias y 79 géneros. Algunas de las familias del orden numerosas en Cuba son: Lejeuneaceae (*Lejeunea*), Lophocoleaceae (*Lophocoleaceae*), Jubulaceae (*Jubula*), Frullaniaceae (*Frullania*), Herbertaceae (*Herbertus*), Plagiochilaceae (*Plagiochila*), Radulaceae (*Radula*), Porellaceae (*Porella*), Trichocoleaceae (*Trichocolea*), entre otras.

La familia Lejeuneaceae (Fig. 5.2B) se caracterizan por presentar sus hojas incubas, divididas en un lobo dorsal grande y un lóbulo ventral pequeño largamente unido al lobo a lo largo de una quilla y por la presencia de anfigastrios (excepto en *Aphanolejeunea* y *Cololejeunea*). La ramificación tipo *Lejeunea* y el arquegonio único por gineceo son otros caracteres importantes de esta familia. Es la más abundante y numerosa, la mayoría de sus especies son epífitas y crecen sobre raíces, corteza, ramas y hojas en los bosques húmedos, el crecimiento sobre hojas vivas es una característica especial de esta familia; así, la mayoría de los briófitos epífilos son miembros de esta familia.

La familia Frullaniaceae se caracteriza por presentar un gametofito con hojas incubas, con el lóbulo ventral transformado en saco de agua, casi libre del lobo, perianto picudo y ramificación del tipo *Frullania*. El género *Frullania* es el más abundante de los dos y se reconoce fácilmente por su pigmentación rojiza y crece mayormente epífito, sobre cortezas y ramas de árboles y arbustos.

La familia Herbertaceae puede ser confundido fácilmente con un musgo por la gran densidad de sus hojas, dispuestas transversalmente sobre el tallo; ambos tipos de hojas, laterales y ventrales son ampliamente bilobados. Sus integrantes tienen hábitos epífitos, a menudo colgantes en los bosques húmedos. Por otra parte, la familia Plagiochilaceae se reconoce fácilmente por presentar hojas súcubas, con márgenes dorsales reflexos y bases

decurrentes y generalmente dentados o ciliados (especialmente en el ápice), es típica de bosques húmedos.

DIVISIÓN BRYOPHYTA

Presentan un gametofito cormoide, con simetría radial. El tallo en algunos géneros presenta pequeños grupos de células especializadas para la conducción. Las hojas se distribuyen en forma de espiral sobre el tallo y pueden tener forma muy variadas; la lámina está constituida normalmente por solo una capa de células de espesor (a veces se presenta pluriestratificada o con engrosamientos en los bordes), con o sin nervadura central o costa (en ocasiones doble), margen frecuentemente dentado, con células de diferentes formas y ornamentación. Los gametangios (anteridios y arquegonios) se encuentran protegidos por hojas modificadas y pueden encontrarse entremezclados o en ramas separadas. La seta puede ser corta o larga, hialina o coloreada, erecta o torcida y en su parte superior va a portar la cápsula que puede ser de forma cilíndrica, ovoide, esférica o prismática y en cuyo interior se encuentra un cilindro central de tejido estéril (columela), rodeado por el tejido esporógeno. La cápsula se abre al caer el opérculo, dejando al descubierto los dientes y segmentos, que en su conjunto forman el perístoma, esta estructura es la encargada de regular la salida de las esporas.

Esta división está representada en Cuba por 15 órdenes y 50 familias, algunos de ellos son:

- ⇒ Orden Sphagnales: Sphagnaceae (*Sphagnum*)
- ⇒ Orden Polytrichales: Polytrichaceae (*Polytrichum*, *Pogonatum*, *Atrichum*)
- ⇒ Orden Dicranales: Fissidentaceae (*Fissidens*), Leucobryaceae (*Leucobryum*, *Campylopus*) y Calymperaceae (*Calymperes*, *Syrrhopodon*).
- ⇒ Orden Pottiales: Pottiaceae (*Barbula*, *Hyophiladelphus*).
- ⇒ Orden Rhizogoniales: Rhizogoniaceae (*Pyrrhobryum*).

⇒ Orden Hookeriales: Hypopterygiaceae (*Hypopterygium*), Daltoniaceae (*Daltonia*), Hookeriaceae (*Hookeria*).

⇒ Orden Hypnales: Rutenbergiaceae (*Pseudocryphaea*), Thuidiaceae (*Thuidium*, *Cyrtohypnum*).

La familia Sphagnaceae (Fig. 5.7A) se caracteriza por sus gametofitos verde pálidos a blancuzcos, en ocasiones con tintes rojizos o rosados. Las ramas se disponen en fascículos agrupados. Hojas del tallo y ramas dimórficas, ecostadas, uniestratificadas, en la que alternan células clorofílicas (clorocistes) y células hialinas (leucocistes), éstos pueden presentar poros y fibrillas helicoidales. Raramente se observa el esporofito maduro ya que la formación de anteridios y arquegonios no es frecuente. Son plantas típicas de lugares pantanosos, muy húmedos y ácidos. Se pueden encontrar en las zonas de Arenas Blancas de Pinar del Río e Isla de la Juventud y las partes más altas y húmedas de las montañas orientales (Gran Piedra, Sierra de Nipe, Alto de Iberia, Pico Bayamesa, Pico Turquino). El género *Sphagnum* está representado en Cuba por nueve especies, entre ellas: *S. meridense*, *S. magellanicum*, *S. palustre* y *S. portoricense*.

La familia Polytrichaceae (Fig. 5.7B) presenta gametofitos acrocárpicos, erectos, rígidos, verde oscuros o pardos y tamaño variable que va desde unos pocos centímetros hasta cerca de 30 cm. La hoja presenta una base envainadora, costa ancha y lamelas continuas o discontinuas en su superficie ventral (adaxial). La especie más representativa de la familia es *Polytrichum juniperinum*, planta por lo general de gran tamaño que crece sobre suelo o rocas húmedas y ácidas, a partir de los 900 m de altitud. Se distribuye exclusivamente en las cimas más altas de la Sierra Maestra.

La familia Fissidentaceae, a pesar de ser monogenérica, es la de mayor número de especie en Cuba. Presenta gametofitos acrocárpicos, verde pálidos a verde oscuros. Las hojas alternan en dos hileras opuestas (dícticas) y son conducidas y diferenciadas en lámina dorsal, lamina ventral y dos láminas vaginantes. El género *Fissidens* (Fig. 7C) está representa-

do por 39 especies que pueden crecer sobre tierra, rocas, árboles vivos y materia orgánica en descomposición, preferentemente en lugares húmedos, aunque algunas especies son tolerantes a la sequía por lo que se pueden encontrar desde el nivel del mar hasta las mayores alturas. Entre las especies más ampliamente distribuidas y abundantes por todo el país se encuentran *F. bryoides*, *F. elegans*, *F. polypodioides* y *F. zollingeri*.

La familia Leucobryaceae (Fig. 5.7D) es acrocárpica y sus integrantes se reconocen fácilmente por la apariencia blanquecina de sus gametofitos, las hojas del tallo y de las ramas son monomórficas, aparentemente ecostadas y están distribuidas uniformemente a lo largo del tallo; lámina bi a multiestratificada. Son plantas de sitios húmedos a semi-secos, usualmente lignícolas o epífitas. En Cuba la familia está representada por cuatro géneros y 22 especies. Uno de los géneros más ampliamente distribuido es *Leucobryum*, en particular las especies *L. albidum*, *L. crispum* y *L. martianum*.

La familia Calymperaceae (Fig. 5.7E), también acrocárpica, se caracteriza por presentar células alargadas y translúcidas en la parte basal de las hojas (cancelinas) muy bien diferenciadas de las células del margen basal y de la parte distal, la parte superior de la lámina con células isodiamétricas; casi siempre con propágulos sobre las hojas, particularmente hacia el ápice. En Cuba la familia está representada por cuatro géneros y 20 especies, dos de los géneros más ampliamente distribuidos son *Syrrhopodon* y *Octoblepharum* (Fig. 5.7F), este último incluye plantas blanquecinas de hojas apretadas, carnosas, frágiles y costa ancha. Muy abundante en todas las provincias del país, crece sobre corteza, en la base de las palmas y de otros árboles, se puede encontrar desde del nivel del mar hasta altas altitudes. En el país se encuentran las especies *O. albidum*, *O. cucuiense*, *O. erectifolium* y *O. pulvinatum*.



Figura 5.7. A. *Sphagnum meridense* con esporofito, B. *Polytrichum juniperinum*, C. *Fissidens polypodioides* con esporofito, D. *Leucobryum martianum*, E. *Calymperes erosum* con propágulos en el ápice de la hoja y F. *Octoblepharum albidum*. © J. Mercado (A) y © A. Motito (B, C, D, E, F).

HÁBITATS DONDE SE PUEDEN ENCONTRAR LAS BRIOFITAS

Las briofitas tienen diferentes formas de crecimiento en dependencia de su capacidad para adaptarse a los diversos microambientes dentro del bosque. Estas formas de crecimiento están condicionadas por la competencia y las condiciones abióticas, principalmente relacionadas con el agua (Gimingham y Smith, 1971; Mägdefrau 1982; During, 1992; Churchill y Linares, 1995). Se pueden encontrar ocupando diferentes tipos de sustratos: tierra, roca, madera podrida, hojarasca, humus y sobre la base de troncos, ramas y hojas de árboles y arbustos (Fig. 5.8).

La abundancia de los que crecen sobre la tierra (Fig. 5.8A) puede variar en dependencia del tipo de vegetación; Frahm y Gradstein (1991) y Gradstein *et al.* (2001) señalaron que en los bosques secos y esclerófilos las briofitas son menos frecuentes, ya que el suelo se encuentra cubierto por una densa capa de hojas muertas que no permiten su crecimiento. En los bosques lluviosos son más abun-

dantes debido a la gran riqueza de humus y materia orgánica en descomposición que se acumula. Existen algunos musgos de la familia Polytrichaceae que prefieren los suelos ácidos (Brugues *et al.*, 1982). Hasta la fecha no se ha detectado ninguna relación entre los suelos de serpentinas y la distribución de las plantas no vasculares (Hattori, 1955; Lewis *et al.*, 2004). En los suelos procedentes de rocas ultramáficas abundan táxones acidófilos, el endemismo es relativamente alto, aunque en su mayor parte no son endémicos de las serpentinas (Hattori, 1955).

La presencia de las briofitas que colonizan la superficie de las rocas (Fig. 5.8B) está condicionado por los niveles de sombra, humedad, rugosidad de la superficie y la composición química de la roca (Schofield, 1985). Pueden existir determinados grupos con preferencias hacia las rocas silíceas o calizas, siendo estos últimos menos tolerantes a la desecación (Schofield, 1985).

Por otra parte, el epifitismo en plantas no vasculares está determinado por la humedad, la

disponibilidad de nutrientes y la tolerancia a la desecación (Schofield, 1985; Delgadillo y Cárdenas, 1990). En este grupo se observan diferencias fisiológicas en dependencia del lugar que ocupen en el árbol. Las que se encuentran en el dosel requieren de una mayor iluminación y son más tolerantes a la desecación, mientras que las que viven en la base de los troncos necesitan menos iluminación y son más susceptibles a los cambios de humedad (Schofield, 1985). En la distribución vertical de estos grupos epífitos se pueden distinguir las comunidades esciófitas (amantes a la sombra), las fotófitas o heliófitas (amantes a la luz solar) y las generalistas (crecen tanto a la sombra como expuestas a la luz solar) (Richards, 1954; Cornelissen y Ter Steege, 1989 y Gradstein *et al.*, 2001). La mayor cantidad de táxones epífitos viven sobre corteza (corticícolas; Fig. 5.8C) (Schofield, 1985; Dauphin, 1999).

Cuando las condiciones de humedad en el bosque son elevadas las briofitas se pueden encontrar creciendo sobre las hojas vivas de los árboles y arbustos, estos epífitos se caracterizan por ser plantas muy pequeñas, de colores pálidos (Fig. 5.8D). Crecen formando tapices y producen abundantes rizoides agrupados formando “discos adhesivos”, lo cual posibilita su fijación a la superficie de la hoja. Son menos abundantes en el dosel del bosque y son los más vulnerables a cualquier cambio en la composición o destrucción de la vegetación, siendo uno de los primeros grupos en desaparecer (Gradstein, 1997). Richards (1954) y Pócs (1982) describieron las comunidades de musgos, hepáticas y antocerotes que pueden vivir sobre los troncos en descomposición, siendo los más abundantes los musgos pleurocárpicos y las hepáticas de la familia Lejeuneaceae, ambos grupos crecen formando una densa alfombra.



Figura 5.8. A. Musgos sobre tierra, B. sobre rocas, C. sobre corteza y D. hepática epífita sobre hojas. © A. Motito.

LAS BRIOFITAS COMO INDICADORES DE CONTAMINACIÓN AMBIENTAL

Este grupo de plantas son más sensibles a la contaminación atmosférica que las plantas vasculares. Esta sensibilidad parece estar asociada con la facilidad de acumular las sustancias tóxicas del medio ya que sus hojas no poseen una capa epidérmica diferenciada ni cutícula, sino que generalmente consta de un solo estrato de células expuestas directamente al aire. Las sales minerales y los aerosoles suministrados por la lluvia y la deposición, son las principales fuentes de nutrientes para estas plantas (Casas y Sáiz, 1982).

La sensibilidad a la polución es mayor en los táxones epífitos, resulta menor en los rupícolas y aún mucho menor en las formas que crecen sobre el suelo (Matteri, 1998). Debido a esta cualidad las plantas no vasculares son utilizadas como bioindicadores de la contaminación del aire con metales pesados e isótopos radioactivos (Bolyukh, 1994; Gupta, 1995; Herpin *et al.*, 1997; Tonguc, 1998 y Bates, 2000), del agua (Schofield, 1985; Delgadillo y Cárdenas, 1990 y Martínez Abaigar *et al.*, 1993) y de depósitos minerales en el suelo (Schofield, 1985 y Bargagli *et al.*, 1995). Gilbert (1968) señaló que la respuesta a la contaminación por dióxido de azufre se inicia con una decoloración de los extremos de las hojas, la cual progresa gradualmente hasta que todas las hojas y tallos pierden su clorofila. Leblanc y De Sloover (1970) y Nash y Nash (1974) indicaron que los protonemas son más sensibles a los contaminantes que los gametofitos adultos, lo que sugiere que la ausencia de briofitas en ambientes contaminados puede estar condicionada por el bloqueo de su ciclo reproductivo.

MÉTODOS DE RECOLECTA

Para la recolección de plantas no vasculares se sugiere: 1) trazar el itinerario y ruta con un mapa, lo que permite predecir, en cierta medida, cuáles son los lugares más idóneos para realizar las recolectas; 2) tener un conocimiento previo sobre el clima, la vegetación y la geología del sitio de trabajo, lo que permi-

te tener una idea la diversidad. La existencia de cursos de agua y cañadas podría dar una medida de hacia dónde realizar los esfuerzos de recolectas.

Para la recolecta de briofitas se debe disponer de una serie de objetos, entre los que se encuentran: navaja o cuchillo, lupa de 10× y 20×, sobres de recolección, cuaderno de notas, lápiz o bolígrafo indeleble, sacos o bolsas y equipo de posicionamiento global (GPS). Otras herramientas como un cincel y martillo pequeño son recomendadas si se pretenden recolectar especies que viven sobre rocas (rupícolas).

La recolección se efectúa con la mano o con la ayuda de cualquiera de los instrumentos ya citados si los individuos se encuentran fuertemente adheridos al sustrato. Las muestras extraídas deben tener esporofitos, aunque si no es así no se deben desechar porque en la actualidad existen claves que permiten la identificación del material a partir del gametofito. Además, estas muestras deben ser representativas, pero con el cuidado de no extraer los parches enteros.

Las muestras se depositan en sobres donde se anota el número de la recolecta y otros datos de interés como son: el tipo de sustrato, iluminación, humedad, localidad, etc. Estos sobres se pueden realizar de papel periódico u hojas de papel desechables. No es recomendable el uso de papel delgado o lustroso ya que las muestras húmedas lo deterioran, ni tampoco el empleo de bolsas de nylon pues no permite el secado de los ejemplares. No obstante, algunos recolectores utilizan bolsas de nylon para muestrear en ambientes acuáticos o en zonas de alta precipitación, en este caso conviene llevar estas muestras a sobres de papel lo más rápido posible para evitar su deterioro y contaminación con hongos. Posteriormente, los sobres se colocan en el saco o la bolsa para su secado al aire o al sol, y luego se trasladan al laboratorio.

Algunos recolectores recomiendan prensar a los antocerotes y hepáticas talosas similar a como se realiza con las plantas vasculares. Sin

embargo, la experiencia cubana demuestra que este proceso no es necesario. En el caso de las hepáticas foliosas y musgos la presión ejercida durante el prensado puede deformar los tallos y alterar la disposición de las hojas o la forma de la cápsula. En el caso de las muestras recolectadas en zonas de alta precipitación o en medios acuáticos, es aconsejable presionar ligeramente entre las manos las muestras que se recolecten para eliminar el exceso de agua.

MÉTODOS DE MUESTREO

El método de muestreo dependerá de los objetivos de la investigación.

INVENTARIOS DE ESPECIE. Las recolectas se realizan de manera aleatoria e intensiva, sin que exista un recorrido predeterminado: a orillas y talud del camino, cañadas y en el interior del bosque, muestreando todos los posibles microhábitats donde estas plantas pueden crecer. De esa manera se puede recolectar el mayor número de especies en menor tiempo. La realización de listas de especies de briofitas *in situ* no es un método confiable ya que requiere de recolectores de una elevada experiencia y conocimiento taxonómico. Debido a la propia biología del grupo, es complicado reconocer especies o incluso géneros a simple vista.

MUESTREO POR TRANSECTOS. Los transectos son recorridos predeterminados que permiten hacer estimados de abundancia (*e. g.* individuos/m o km) para evaluar la diversidad de las plantas no vasculares entre varias áreas, rangos altitudinales, tipos de hábitats o zonas con diferente vegetación. El largo del transecto puede ser desde unos pocos metros hasta cientos de metros, incluso hasta kilómetros, lo cual está en función de los objetivos de la investigación y de otros aspectos como la pendiente, los tipos de formaciones vegetales, los criterios asumidos al hacer el diseño de muestreo, entre otros. Es importante identificar mediante señales el trazado del transecto ya que podría garantizar realizar réplicas temporales. Los transectos deben disponerse

entre 5 -10 m de la orilla del camino o del límite del bosque para evitar el efecto de borde. **MUESTREO POR PARCELAS.** El uso del cuadrado como criterio de muestreo de vegetación se ajusta al diseño establecido, considerando la claridad y precisión de los objetivos específicos del tipo de análisis a desarrollar, pues los diferentes tipos de vegetación requieren dimensiones diferentes del cuadrado dependiendo del comportamiento de las características de la formación vegetal (área mínima). En los bosque húmedos (pluviales y siempreverdes) donde la riqueza y diversidad de los musgos, hepáticas y antocerotes suele ser elevado, es recomendable, a partir de la experiencia obtenida, realizar parcelas de muestreos de 1000 m² (1/10 de hectárea). Cada una de estas parcelas se subdivide en nueve subparcelas de 2 × 2 m, distribuidas en los cuatro ángulos y cinco en la parte central. Se realiza la recolecta de todas las plantas no vasculares presentes en las subparcelas independientemente del sustrato sobre el que se encuentre.

EPIFITISMO. Este método se utiliza para determinar la composición y riqueza vertical en los forófitos (plantas que sirven de sustrato a otras plantas, pero no lo parasitan). También es útil en estudios de evaluación del estado de conservación del ecosistema, pues las briofitas epífitas, por su sensibilidad ante los cambios ambientales, son utilizadas como bioindicadores. Este método tiene varias etapas las cuales se explican a continuación:

1. Se establece una parcela en la formación vegetal en estudio. Las dimensiones de esta parcela dependerán de las condiciones del sitio.
2. Definida la parcela se realiza la identificación taxonómica de los forófitos presentes, se pueden medir algunas variables climatológicas de interés, que puedan caracterizar el clima del sitio. El investigador define según sus objetivos cuales son los forófitos a evaluar.
3. Para un estudio preciso sobre la localización de los musgos, hepáticas y antocerotes se utiliza la zonificación del forófito propuesto

por Gradstein *et al.* (2003) (Fig. 5.9). En general se pueden trabajar en todas las zonas o en alguna seleccionada según los objetivos de la investigación. Es necesario esclarecer que la zonificación del forófito puede modificarse teniendo en cuenta la estructura de la formación vegetal.

4. Realizada la zonificación del forófito se procede a la recolecta de los individuos presentes, siguiendo el método tradicional o definiendo subparcelas (10×10 cm); para abarcar toda la zona seleccionada.

5. Caracterización del forófito teniendo en cuenta parámetros físicos-químicos de la corteza como: pH, humedad y rugosidad. Esto apoyaría las explicaciones de la preferencia de un forófito por otro.

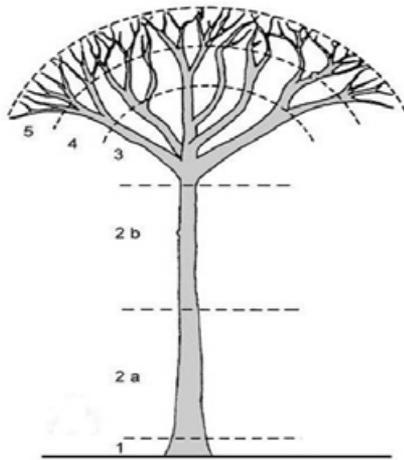


Figura 5.9. Zonificación del forófito propuesta por Gradstein *et al.* (2003).

MÉTODOS DE PRESERVACIÓN

Las muestras recolectadas no necesitan del secado en la estufa ni el tratamiento con sustancias químicas (envenenamiento). En el laboratorio a las muestras se les sustituye el sobre de recolecta por un sobre de herbario, luego de ser identificado. En la confección de un sobre de herbario se emplea una hoja tipo

carta ($21,5 \times 28$ cm), se realiza el primer doblez transversal (parte inferior de la hoja) a los 10 cm; el extremo opuesto se dobla 8 cm sobre el primero y los extremos libres se doblan hacia adentro unos 3,5 cm. El sobre resultante mide unos $14,5 \times 10$ cm aproximadamente (Fig. 5.10). Estas medidas son relativas, si utiliza hojas de mayor tamaño, las medidas varían. Dentro del sobre se introduce la etiqueta del herbario con toda la información del material.

El material seco que se coloca en el sobre de herbario no debe llevar porciones excesivas de sustrato ya que esto ocasiona que los extremos del sobre se abran, se salgan las muestras y se deterioren los sobres con mayor rapidez. Los ejemplares terminados e identificados según la metodología descrita anteriormente se encuentran listos para ser incorporados a la colección o herbario. La colección puede organizarse en orden alfabético o filogenético, en muebles de madera o de metal, montadas en cartulina o de forma individual organiza

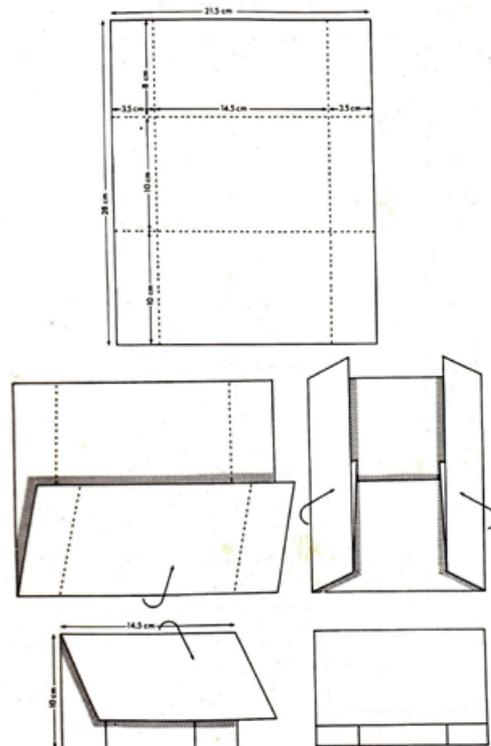


Figura 5.10. Confección del sobre de herbario.

en ficheros independientes. Nuestra preferencia por su fácil manipulación es la organización por orden alfabético de familias, géneros y especies. Los muebles a utilizar dependen de nuestras posibilidades y condiciones en el herbario, que pueden ir desde los armarios y tarjeteros clásicos, hasta el empleo de cajas de cartón, de zapatos u otras similares. Si existen las condiciones se recomienda el uso de métodos computarizados para producir las etiquetas y para la utilización, manejo y recuperación de la información.

LITERATURA CITADA

- Bargagli, R., D. H. Brown y L. Nell. 1995. Metal biomonitoring with mosses: procedures for correcting for soil contamination. *Environmental Pollution* 89 (2):169-175.
- Bates, J. W. 2000. Mineral nutrition, substratum ecology, and pollution. Pp. 248-311. En: *Bryophyte Biology* (A. J. Shaw y B. Goffinet, Eds.). Cambridge University Press, New York, 476 pp.
- Bolyukh, V. O. 1994. Radioecological monitoring of bryophytes. *Ukrains'kyj Botanichnyj Zhurnal* 51 (2-3): 172-178.
- Brugues, M., C. Casas y M. Alcaraz. 1982. Estudio monográfico del Orden Polytrichales en España. *Acta Botánica Malacitana* 7:45-86.
- Cargill, D. C., K. Renzaglia, J. C. Villarreal y R. J. Duff. 2005. Generic concepts within hornworts: Historical review, contemporary insights and future directions. *Australian Systematic Botany* 18:7-16.
- Casas, C. y C. Sáiz. 1982. Los briófitos de la Catedral de Sevilla. *Collectanea Botanica* 13 (1):163-175.
- Churchill, S. P. y E. Linares. 1995. *Prodromus Bryologiae Novo-Granatensis. Introducción a la flora de musgos de Colombia*. Instituto de Ciencias Naturales - Museo de Historia Natural, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Parte I y II. 925 pp.
- Cornelissen, J. H. C. y H. Ter Steege. 1989. Distribution and ecology of epiphytic bryophytes and lichens in dry evergreen forest of Guyana. *Journal of Tropical Ecology* 5:131-150.
- Crandall-Stotler, B., R. E. Stotler y D. G. Long. 2009. Morphology and classification of the Marchantiophyta, Pp. 1-54. En: *Bryophyte Biology* (Goffinet, B. y A. J. Shaw, Eds.). Second Edition. Cambridge University Press, New York, 535 pp.
- Crosby, M. R. y R. E. Magill. 1977. *A dictionary of Mosses*. Missouri Botanical Garden, St. Louis, 43 pp.
- Dauphin, G. 1999. Bryophytes of Cocos Islands, Costa Rica: diversity, biogeography and ecology. *Revista de Biología Tropical* 47:309-328.
- Delgadillo M., C. y A. Cárdenas. 1990. *Manual de Briofitas. Cuaderno 8*. Instituto de Biología. Universidad Autónoma de México, México, 135 pp.
- Dixon, H. N. 1932. Classification of mosses. Pp. 397-412. En: *Manual of Bryology* (F. Verdoorn, Ed.). Martius Nijhoff, The Hague, 450 pp.
- Duarte P. 1995. *De musci cubensibusnotulae (in floramnovan cubensem studiaintendentia)*. *Fontqueria* 42: 117-118.
- Duarte, P. 1997. Musgos de Cuba. *Fontqueria* 47:1-717.
- Duff, R. J., J. C. Villarreal, C. D. Cargill y K. Renzaglia. 2007. Progress and challenges towards developing a phylogeny and classification of hornworts. *The Bryologist* 110 (2):214-243.
- During, H. J. 1992. Ecological classifications of bryophytes and lichens. Pp. 1-25. En: *Bryophytes and lichens in changing environment* (J. W. Bates y A. M. Farmer, Eds.). Oxford University Press 404 pp.
- Frahm, J. P. y S. R. Gradstein. 1991. An altitudinal zonation of tropical rain forest using bryophytes. *Journal of Biogeography* 18:669-678.
- Frey, W. y M. Stech. 2005. A morpho-molecular classification of the Anthocerotophyta (hornworts). *Nova Hedwigia* 80: 541- 545.
- Gilbert, O. L. 1968. Bryophytes as indicators of air pollution in the Tyne Valley. *New Phytology* 67: 15-30.
- Gimingham, C. H. y R. I. L. Smith. 1971. Growth form and water relations of mosses in the maritime Antarctic *Bulletin of the British Antarctic Survey* 25:1-21.
- Goffinet, B. y A. J. Shaw (Eds.). 2009. *Bryophyte Biology*. Second Edition. Cambridge University Press, New York, 565 pp.
- Goffinet, B., W. R. Buck y A. J. Shaw. 2014. Classification of the Bryophyta. <http://www.eeb.uconn.edu/people/goffinet/Classificationmosses.html> (revisado abril 2016).
- González, R.; A. Luisier y P. F. Quer. 1926. *Historia Natural. Botánica*. Instituto Gallach, Barcelona. España. Tomo III. Pp. 5-112.
- Gradstein, S. R. 1997. The taxonomy diversity of epiphyllous bryophytes. *Abstracta Botanica* 21 (1): 15-19.
- Gradstein, S. R., N. M. Nadkarni, T. Krömer, I. Holz y N. Nöske, 2003. A protocol for rapid and representative sampling of vascular and

- non-vascular epiphyte diversity of tropical rain forest. *Selbyana* 24: 87-93.
- Gradstein, S. R., S. P. Churchill y N. Salazar. 2001. *Guide to the Bryophytes of Tropical America*. Memoirs of the New York Botanical Garden, Vol. 86, 573 pp.
- Gupta, A. 1995. Heavy metal accumulation by three species of mosses in Shillong, north eastern India. *Water, Air and Soil Pollution* 82 (3-4): 751-756.
- Hattori, A. 1955. Hepaticae occurring on serpentine on Mt. Apoi (Hokkaido). *Botanical Magazine (Tokyo)* 68: 320-323.
- Herpin, U., B. Markert, W. Weckert, J. Berkelamp; K. Friese, U. Siemers y H. Lieth. 1997. Retrospective analysis of heavy metal concentrations at select locations in the Federal Republic of Germany using moss material from a herbarium. *Science of the Total Environment* 205 (1): 1-12.
- Leblanc, F. y J. De Sloover. 1970. Relation between industrialization and the distribution and growth of epiphytic lichens and mosses in Montreal. *Canadian Journal of Botany* 48:1485-1496.
- León Hno. 1933. Catalogue des mousses de Cuba. *Annales de Cryptogamie Exotique* 6 (3-4): 1-50.
- Lewis, G. J., J. M. Ingram y G. E. Bradfield. 2004. Diversity and habitat relationships of bryophytes at an ultramafic site in southern British Columbia. Pp. 199-204. En: *Ultramafic rocks: their soils, vegetation and fauna* (R. S. Boy, A. J. M. Baker y J. Proctor, Eds.). Proceedings of the Fourth International Conference on Serpentine Ecology, La Habana, 347 pp.
- Mägdefrau, K. 1982. Life-forms of bryophytes. Pp. 45-58. En: *Bryophyte Ecology* (A. J. E. Smith, Ed.). Chapman and Hall, London, 511 pp.
- Magill, R. E. (Ed.). 1990. *Glossarium Polyglottum Bryologiae. A multilingual glossary for bryology*. Missouri Botanical Garden, St. Louis, 297 pp.
- Martínez Abaigar, J., E. Núñez Olivera y M. Sánchez Díaz. 1993. La peroxidación de lípidos en briofitos acuáticos sometidos a contaminación orgánica. *Limnética* 9:37-42.
- Matteri, C. M. 1998. La Diversidad briológica (o sobre como y por que proteger los musgos). *CIENCIA HOY* 8 (46):1-3.
- Montagne, C. 1895. Cryptogamia. Pp. 257-316. En: *Historia física, política y natural de la Isla de Cuba* (R. de la Sagra, Ed.), Arthur Bertrand, Paris Arthur Bertrand, Paris, 350 pp.
- Motito A. 2012. *Musgos de Cuba oriental: diversidad, distribución, ecología y conservación*. Editorial Académica Española, Alemania, 345 pp.
- Motito, A. 2014. Aportes a la flora de musgos en el Subsector Pinar del Río del Sector Cuba Occidental, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 34/35: 9-17.
- Motito A. y M. E., Potrony. 2005a. Musgos. Pp. 71-73, 228-233. En: *Cuba: Parque Nacional Alejandro de Humboldt* (D. Maceira F., A. Fong G., W. S. Alverson y T. Wachter, Eds.). Rapid Biological Inventories Report 14. The Field Museum, Chicago, 368 pp.
- Motito A. y M. E., Potrony. 2005b. Musgos. Pp. 51-54, 167-171. En: *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa* (D. Maceira F., A. Fong G., W. S. Alverson y T. Wachter, Eds.) Rapid Biological Inventories Report 13. The Field Museum, Chicago, 243 pp.
- Motito A. y M. E. Potrony. 2010. Diversidad de musgos en Cuba Oriental. *Rodriguésia* 61(3): 383-403.
- Motito, A. y M. E. Potrony. 2015. Caracterización de la flora de musgos en los bosques pluviales del oriente cubano. Pp. 169-180. En: *Pluvias Cubanas: Tesoro de Biodiversidad* (R. Pérez-Rivero, Comp.). Fundación Antonio Núñez Jiménez de la Naturaleza y el Hombre, La Habana. Cuba, 248 pp.
- Motito, A.; M. E. Potrony y A. Vicario. 2013. Caracterización de la flora de musgos de la Reserva Ecológica Limones-Tuabaquey, Sierra de Cubitas, Camagüey, Cuba. *Moscosoa* 18: 121-131.
- Mustelier, K. 2005a. Hepáticas. Pp. 69-71, 220-227. En: *Cuba: Parque Nacional Alejandro de Humboldt* (D. Maceira F., A. Fong G., W. S. Alverson y T. Wachter, Eds.). Rapid Biological Inventories Report 14. The Field Museum, Chicago, 368 pp.
- Mustelier, K. 2005b. Hepáticas y antoceros. Pp. 50-51, 162-166. En: *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa* (D. Maceira F., A. Fong G., W. S. Alverson y T. Wachter, Eds.). Rapid Biological Inventories Report 13. The Field Museum, Chicago, 243 pp.
- Mustelier, K. 2005c. Hepáticas. Pp. 50-51, 140. En: *Cuba: Siboney-Juticí* (A. Fong G., D. Maceira F., W. S. Alverson y J. M. Shoplund, Eds.). Rapid Biological Inventories Report 10. The Field Museum, Chicago, 210 pp.
- Mustelier, K. 2006. Hepáticas. Pp. 46-47, 126-129. En: *Cuba: Pico Mogote* (D. Maceira F., A. Fong G. y W. S. Alverson, Eds.). Rapid Biological Inventories Report 09. The Field Museum, Chicago, 191 pp.
- Mustelier, K. 2012. Hepáticas foliosas en los bosques pluviales de la región oriental de Cuba. *Boletín de la Sociedad Española de Briología* 38-39: 51-68.

- Mustelier K. y Vicario A. 2000. Caracterización hepaticológica de las cuencas Toa-Duaba, Cuba. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 5: 23-28.
- Nash, T. H. y E. H. Nash. 1974. Sensibility of mosses to sulphur dioxide. *Oecologia* 17: 257-263.
- Pócs, T. 1982. Tropical forest bryophytes. Pp. 59-104. En: *Bryophyte Ecology* (A. J. E. Smith, Ed.). Chapman & Hall, London, 511 pp.
- Potrony, M. E. y A. Motito. 2005. Musgos. Pp. 51-52, 141. En: *Cuba: Siboney-Jutici* (A. Fong G., D. Maceira F., W. S. Alverson y J. M. Shopland, Eds.) Rapid Biological Inventories Report 10. The Field Museum, Chicago, 210 pp.
- Potrony, M. E. y A. Motito. 2006. Musgos. Pp. 47-48, 130-132. En: *Cuba: Pico Mogote* (D. Maceira F., A. Fong G. y W. S. Alverson, Eds.). Rapid Biological Inventories Report 09. The Field Museum, Chicago, 191 pp.
- Reimers, H. 1954. Bryophyta. Moose. Pp. 218-268. En: *A. Engler's Syllabus der Pflanzenfamilien* (H. Melchior y E. Werdermann, Eds.). Doceava Edition. Gebrüder Borntraeger, Berlin, 653 pp.
- Renzaglia, S. K., J. C. Villarreal y R. J. Duff. 2009. New insights into morphology anatomy, and systematics of hornworts, pp. 139-162. En: *Bryophyte Biology* (B. Goffinet, A. J. Shaw, Eds.) Second Edition. Cambridge University Press, New York, 535 pp.
- Reyes, D. 1979. Nuevos reportes para la flora hepaticológica de América Latina, I. *Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae* 25 (2-3): 359-360.
- Reyes, D. 1981. *Monocleaforsteri* Hook. en Cuba. *Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae* 27 (1-2): 211-214.
- Reyes, D. 1982. El género *Diplasiolejeunea* en Cuba. *Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae* 28 (1-2): 145-180.
- Reyes, D. y A. Vicario. 1987. Catálogo de tipos de la Sección de Hepáticas del HAC. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 8 (2): 25-28.
- Richards, P. W. 1954. Notes on the bryophyte communities of lowland tropical rain forest with special reference to Morabilli Creek, British Guiana. *Vegetatio* 5-6: 319-328.
- Rivera, Y. 2012. *La División Anthocerotophyta en Cuba: taxonomía, ecología, distribución y estado de conservación*. Editorial Académica Española, Alemania, 60 pp.
- Rivera, Y. 2013. Catálogo de esporas de los antocerotes (Anthocerotophyta) de Cuba. *Brenesia* 79: 27-36.
- Robinsons, H. 1971. A revised classifications for the orders and families of mosses. *Phytologia* 21: 289-293.
- Schofield, W. B. 1985. *Introduction to the Bryology*. Macmillan, New York, 431 pp.
- Schubert R. 1978. Beitrag zur Mossflora Kubas. *Feddes Reperit* 89 (5-6): 307-326.
- Shaw, J. y K. Renzaglia. 2004. Phylogeny and diversification of bryophytes. *American Journal of Botany* 91:1557-1581.
- Strasburger, E., F. Noll, H. Schenck y A. F. W. Schimper. 1971. *Tratado de Botánica*. Quinta Edición. Editorial Marín, Barcelona, 651 pp.
- Sullivant, W. S. 1861. *Musci Cubenses*, or mosses collected by Charles Wright in the Eastern parts of the island of Cuba during the years 1856, 1857, and 1858. *Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences* 5: 273-290.
- Thériot, I. 1939. Complemento au catalogue des mosses de Cuba et revision de plusieurs genres. *Memorias de la Sociedad Cubana de Historia Natural "Felipe Poey"* 13: 203-222.
- Thériot, I. 1940. Complemento au catalogue des mosses de Cuba et revision de plusieurs genres. *Memorias de la Sociedad Cubana de Historia Natural "Felipe Poey"* 14: 369-372.
- Thériot, I. 1941. Complemento au catalogue des mosses de Cuba et revision de plusieurs genres. *Memorias de la Sociedad Cubana de Historia Natural "Felipe Poey"* 15: 211-234.
- Tonguc, O. 1998. Determination of heavy metal levels in some moss species around thermic power stations. *Turkish Journal of Biology* 22(2): 171-180.
- Villarreal, J. C. y K. S. Renzaglia. 2006. Structure and development of *Nostoc* strands in *Leiosporoseiros Dusii* (Anthocerotophyta): A novel symbiosis in land plants. *American Journal of Botany* 93 (5):693-705.
- Villee, C. A. 1974. *Biología*. Sexta Edición. Nueva Editorial Interamericana, México, D. F., 821 pp.
- Welch W. H. 1950. A contribution to the bryophytes flora of Cuba. *The Bryologist* 53: 238-243.

CAPÍTULO

6

LICÓFITOS Y HELECHOS

Helechos arborescentes en la subida al Turquino

6

LICÓFITOS Y HELECHOS

MANUEL G. CALUFF¹
GUSTAVO SHELTON¹
MAITÉ SERGUERA¹

1. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad

INTRODUCCIÓN

Los licófitos y los helechos (Lycopodiopsida y Polypodiopsida) son plantas vasculares primitivas que tienen en común con las plantas con semillas, el poseer un sistema vascular que conduce el agua y los nutrientes desde las raíces hasta las hojas y los productos elaborados durante la fotosíntesis, como los almidones y los azúcares, desde las hojas hasta los tejidos en formación, o los almacenan en órganos especiales como los tubérculos. Estos vegetales tienen afinidad con las plantas sin flores en la reproducción, que se produce por medio de esporas que son unicelulares y microscópicas. Las esporas se dispersan por el viento y si las mismas caen en un lugar con condiciones de luz y humedad germinan produciendo un protalo o gametofito. Este protalo tiene vida independiente y es donde se forman los gametos. Los femeninos son inmóviles y los masculinos (arquegonios) tienen cilios y son móviles. Cuando los óvulos maduran segregan sustancias químicas que atraen a los anterozooides. De esta manera ocurre la fecundación y la formación de un embrión que más tarde desarrollará una primera hoja y una primera raíz; este embrión adquiere vida independiente y da lugar a una nueva planta.

En aproximadamente 395 millones de años de evolución, los licófitos y los helechos han



Prefoliación de *Sphaeropteris insignis*. © M. Serguera

adquirido disímiles características morfológicas y se han adaptado a muy diversos ecosistemas. Este grupo de plantas ocupa principalmente el cinturón tropical y subtropical del planeta. A nivel mundial se considera que existen entre 10 a 12 mil especies de licófitos y helechos, de las cuales el 30 % son escasas en la naturaleza y se encuentran amenazadas de extinción (Tryon, 1985).

En Cuba los helechos proliferan en la vegetación húmeda de las montañas más altas (e. g. bosque pluvial montano y bosque siempreverde mesófilo), en lugares de baja altitud pero con una alta pluviosidad (e. g. bosque pluvial submontano) y a lo largo de los cursos de agua (bosques de galería). No obstante, algunas especies se han adaptado a hábitats secos (e. g. matorral xeromorfo costero) y otras han evolucionado para vivir en el agua dulce o salobre con las hojas fuera del agua, flotantes, enraizadas en el fondo o totalmente sumergidas (e. g. comunidades acuáticas de agua dulce, bosque de ciénaga y bosque de galería). Entre las especies que pueden vivir en aguas dulces se encuentran las de los géneros: *Azolla*, *Ceratopteris*, *Marsilea* y *Salvinia*, y en aguas salobres: *Acrostichum*.

Un buen número de especies, muchas endémicas, proliferan en ecosistemas con suelos muy específicos como los calizos (e. g. complejo de vegetación de mogotes), los acidó-

filos (e. g. bosque de pinos) y los serpentinícolas (e. g. charrascal sobre serpentinitas) donde toleran incluso la presencia de metales pesados como el níquel, el cobalto y el cromo. Si se considera su modo de vida, la mayoría de los licófitos y helechos son plantas terrícolas (que viven en el suelo), hemiepífitas (que nacen en el suelo y luego trepan a los árboles), epífitas (que nacen y viven permanentemente sobre los árboles), epilíticas (que nacen y viven sobre rocas y paredones), palustres (que nacen y viven en zonas pantanosas) y acuáticas (que viven en el agua flotando, enraizadas en el fondo y las hojas emergidas, o permanentemente sumergidas), la mayoría en aguas dulces.

Este grupo tan numeroso y complejo, con una amplitud ecológica tan variada, posee una morfología muy diversa, desde tamaños diminutos (e. g. *Azolla carolineana*), donde una planta completa no sobrepasa los 3 mm, hasta gigantescas (e. g. *Angiopteris evecta*), con hojas de hasta 8 m de longitud y helechos arborescentes (e. g. *Cyathea armata*) cuyo tallo erecto puede alcanzar los 15 m de altura, o las especies de la familia Gleicheniaceae y Dennstaedtiaceae cuyos individuos pueden alcanzar varios metros de longitud. Los helechos poseen en común la producción de esporas en diferentes partes de la hoja y la prefoliación circinada, de la que muy pocas especies carecen. Para conocer las características de las principales unidades taxonómicas de los licófitos y los helechos cubanos puede consultarse a Sánchez (2007, 2017).

Actualmente la pteridoflora de Cuba comprende 599 especies con 93 endemismos, 546 especies son helechos, de los cuales 76 son endémicos y 53 licófitos con 17 endémicos, todos pertenecientes al género *Selaginella* (Sánchez, 2017); la Figura 6.1 muestra una representatividad de algunas de las especies. No obstante, en la isla existen otras especies que han sido introducidas con fines ornamentales (e. g. *Platyserium*) de las cuales algunas se han naturalizado. Por otra parte, varias de las especies de helechos se listan entre las especies invasoras de la flora de Cuba y algunas se consideran entre las más nocivas (e. g. *Macro-*

thelypteris torresiana y *Nephrolepis hirsutula*) (Oviedo y González-Oliva, 2015). La pteridoflora cubana es la más diversa de las Grandes Antillas y las mayores riquezas se concentran en los tres grandes sistemas montañosos del país. Según la regionalización fitogeográfica de Borhidi y Muñiz (1986), el distrito fitogeográfico con más especies es el Turquinense, seguido de Piedraense, Purialense, Yaterense y el Trinidadense (Caluff *et al.*, 2010).

Regalado *et al.* (2015) evaluaron 138 táxones de licófitos y helechos, de estos, 74 fueron categorizados como En Peligro Crítico (CR), 53 En Peligro (EN) y 11 Vulnerables (VU) y esta cifra constituyó el 53 % de los 300 estimados como amenazados de este grupo de plantas en Cuba. Posteriormente, en la Lista Roja de la flora de Cuba (González-Torres *et al.*, 2016), se evaluaron 581 de las especies de licófitos y de helechos. Del total de táxones evaluados el 55 % presentaron algún grado de amenaza (Tabla 6.1). Según Regalado *et al.* (2015), entre las mayores amenazas a las especies de helechos y licófitos se encuentran: la deforestación, la actividad agrícola, la silvicultura, las plantas invasoras, la sequía y los huracanes.

En Cuba, a partir de 1980, se han realizado inventarios de licófitos y helechos en casi toda la isla (e. g. Sánchez, 1986; Caluff, 2000; Caluff y Shelton, 2004; Caluff *et al.*, 2010; Regalado y Lóriga, 2010; Regalado *et al.*, 2012; Caluff *et al.*, 2013). Bisse y Sánchez (1981) brindaron una clave para la identificación en el campo de los géneros de helechos cubanos. Esta clave, aunque no es un compendio taxonómico completo de los géneros presentes en la flora de helechos de Cuba, representa una guía

Tabla 6.1. Número de táxones de Lycophyta y Monilophyta categorizados en la lista roja de la flora de Cuba (González-Torres *et al.*, 2016).

Clase	Especies evaluadas	CR	EN	VU
Polyodiopsida	536	82	51	15
Lycopodiopsida	34	8	1	1
Marattiopsida	8	0	0	0
Psilotopsida	2	1	0	0
Equisetopsida	1	0	1	0



Figura 6.1. Diversidad de helechos presentes en el archipiélago cubano: A. *Tectaria incisa* (familia Tectariaceae), B. *Lygodium volubile* (Lygodiaceae), C. *Polystichum ilicifolium* (Dryopteridaceae), D. *Thelypteris sagittata* (Thelypteridaceae), E. *Trichomanes ekmanii* (Hymenophyllaceae) y F. *Asplenium cristatum* (Aspleniaceae).

muy útil, ya que basado en caracteres de fácil reconocimiento en el campo permite la identificación de los ejemplares hasta nivel genérico. Más recientemente, Sánchez y Morejón (2012) y Morejón y Sánchez (2012) presentaron claves actualizadas para la identificación de los géneros y familias, respectivamente, de

licófitos y helechos. En el presente capítulo se brinda una síntesis de los métodos de inventario más utilizados en Cuba, así como de los métodos para el procesamiento, montaje y conservación de ejemplares de herbario de licófitos y helechos.



Figura 6.1 (continuación). G. *Sticherus palmatus* (Gleicheniaceae), H. *Tectaria fimbriata* (Tectariaceae), I. *Blechnum occidentale* (Blechnaceae) y J. *Bolbitis pergamentacea* (Dryopteridaceae).



Figura 6.1 (continuación). K. *Blechnum occidentale* (Blechnaceae), L. *Salvinia auriculata* (Salviniaceae), M. *Elaphoglossum crinitum* (Dryopteridaceae) y N. *Azolla caroliniana* (Azollaceae). © M. G. Caluff (A, B, C, D, E, F, G, H, J, K, N), © M. Serguera (I y L) y © J. Lóriga (M).

MÉTODOS DE RECOLECTA

CONSIDERACIONES PREVIAS

Los licófitos y los helechos son plantas de difícil identificación durante las recolectas o inventarios, siendo muchas veces muy semejantes unos a otros, por lo que se hace necesario tener conocimiento de la taxonomía del grupo. En el caso de los heterófilos debe conocerse su estacionalidad reproductiva y para el estudio de la micromorfología hay que utilizar materiales de herbario y equipos ópticos, como estereoscopios y microscopios. Debido a que muchos licófitos y helechos son a menudo escasos y ocupan hábitats muy específicos, para estimar la diversidad pteridológica de un sitio se sugiere realizar un trabajo previo de mesa. Este trabajo permitirá determinar las variaciones altitudinales,

tipos de suelo y vegetación del sitio, lo que posibilitará seleccionar hábitats apropiados para realizar los inventarios así como para la recolecta de especímenes. Una vez en el campo, para cuantificar la biodiversidad de los licófitos y los helechos, se pueden utilizar diferentes métodos como parcelas, cuadrículas y transectos (Caluff, 2015b).

Una buena parte de las especies cubanas son endemismos amenazados y escasos en la naturaleza (Sánchez y Caluff, 1997; Berazaín *et al.*, 2005; Sánchez y Morejón, 2013; Regalado *et al.*, 2015), por lo que se debe ser muy cuidadoso durante la recolección, pues podría tratarse de una especie rara y con escasos individuos y podría ponerse en riesgo la supervivencia de la población. En estas situaciones, de ser necesaria la recolecta de material, se recomienda no tomar la planta completa,

sino solamente una fronde adulta fértil y otra estéril, con el pecíolo entero, donde se encuentran algunos caracteres diagnósticos necesarios para su posterior identificación. Se deben anotar las características macromorfológicas de la planta y si es posible de algunas micromorfológicas, las que se explican más adelante y georeferenciar con la mayor exactitud la localidad, preferentemente con la utilización de un GPS. Si se posee una cámara fotográfica es conveniente hacer una foto de la planta y su entorno, así como de los detalles que se consideren necesarios. En el Anexo 6.1. se brindan algunos elementos morfológicos y ecológicos de importancia para la identificación de licófitos y helechos.

RECOLECTA DE LOS EJEMPLARES

Los ejemplares de herbario sirven de testigo de la presencia de una especie en determinado lugar y se emplean para apoyar los inventarios pteridológicos, la docencia y son una referencia para las investigaciones. Es por eso que los materiales de herbario deben cumplir con los parámetros de la calidad requeridos, considerando además que estos ejemplares deben conservarse el mayor tiempo posible. Del trabajo de recolecta, procesamiento y montaje, dependerá la calidad y utilidad del ejemplar, así como su durabilidad.

Entre las herramientas y materiales necesarios para la recolecta en el campo se pueden señalar: machete afilado para extraer cuidadosamente el rizoma del suelo, una tijera de poda para cortar alguna parte si fuera necesario, bolsas de polietileno de varios tamaños para grandes helechos así como para transportar el material recolectado. Además podrían ser necesarios cordeles para empaquetar o bandas de goma para cerrar los polietilenos si fuera necesario, una libreta de notas y bolígrafo de tinta indeleble. En la libreta de notas se recogerán los datos morfológicos de la planta que no pueden llevarse a una cartulina (*e. g.* la longitud y diámetro de un helecho arborescente), además de datos ecológicos, así como el nombre y coordenadas geográficas de la localidad.

La mayoría de los helechos son plantas herbáceas, delicadas y susceptibles a la desecación, por lo que nunca deben mezclarse en una recolecta con plantas leñosas porque pueden deteriorarse durante la transportación, especialmente en recorridos largos o por lugares abruptos. Para evitar el deterioro de los especímenes, o la confusión por la mezcla de ejemplares o sus partes, los licófitos y los helechos se recolectan en bolsas de polietileno individuales, donde se pueden mantener hidratados por su propia humedad o mediante una salpicadura de agua. Para obtener ejemplares de herbario adecuados deben seguirse las siguientes sugerencias:

- * La planta debe ser adulta y estar fértil.
- * El ejemplar debe tener el rizoma, el pecíolo y si es posible una prefoliación.
- * Las partes caedizas, como el indumento, deben preservarse en bolsitas adjuntas.
- * Si el rizoma es muy grueso puede cortarse longitudinalmente en dos ya que cada lado es representativo.
- * Si se trata de una planta heterófila (con dos tipos de hojas) el ejemplar debe llevar tanto las estériles como las fértiles. Entre los géneros de helechos con heterofilia se encuentran: *Bolbitis*, *Elaphoglossum*, *Olfersia*, *Maxonia* y *Fadyenia* (Fig. 6.2).
- * De ser posible debe incluirse un ejemplar joven, porque a veces sus hojas son muy diferentes a las adultas.

RECOLECTA DE HELECHOS GRANDES

Si la planta es grande se selecciona una hoja que cumpla con los requisitos señalados y se dobla una o dos veces sobre sí misma, teniendo en cuenta que cada una de las partes ocupará posteriormente una cartulina y que juntas conformarán un número de herbario. Si se trata de una planta muy grande, como un helecho arborescente, *Dennstaedtia* o *Hypolepis*, se toma un pecíolo desde la misma base, el par de pinnas basales; la parte central de la hoja, con dos o más pares de pinnas que se puedan ajustar a una cartulina de herbario y el ápice de la fronde que se adapte también a una cartulina. Estas partes pueden dejarse enteras de un lado y recortarse del otro, que



Figura 6.2. Tipos de heterofilia: 1. Esporofilo sobresaliente, con una disminución parcial del tejido laminar. 2. Esporofilo disminuido, sin reducción del tejido laminar. 3. Esporofilo con reducción total del tejido laminar. Ilustración M. G. Caluff.

es simétrico con el opuesto, pero siempre mostrando la inserción de las pinnas para conocer si son opuestas, alternas, sentadas o pecioluladas, etc.

Es importante recolectar, en sobres individuales, una prefoliación y partes del rizoma con el indumento. En el caso de la recolecta de los helechos arborescentes hay que tener presente que los mismos poseen estructuras que requieren de tratamientos especiales como por ejemplo los pecíolos demasiado gruesos. De estos se puede tomar una lasca fina de la superficie de su base que contenga el indumento (pelos, escamas, espinas) y se ensobra para que este no se pierda ni se deteriore. En la libreta de notas se deben recoger los datos del tallo, como son la altura, color, diámetro e indumento. En el caso de las hojas se registra la cantidad, la longitud y el ancho, su contorno, su división, la forma del ápice y de la base, así como la cantidad de pares de pinnas que la componen.

RECOLECTA DE HELECHOS PEQUEÑOS

Los helechos y los licófitos de porte pequeño generalmente pertenecen a las familias Hymenophyllaceae, Grammitidaceae y Selaginellaceae. Estas especies generalmente son cespitosas, epífitas, epilíticas y raramente terrícolas, que conviven entremezcladas con

otras plantas pequeñas. Los soportes de estas plantas son rocas de diferentes tipos (epilíticas), corteza de árboles caídos (lignícolas), corteza de árboles vivos (epífitas) y raramente el humus en el suelo (humícolas). En ocasiones se encuentran asociadas a las raíces adventicias de los helechos arborescentes y aunque usualmente se observan sobre capas de briófitos, también pueden vivir directamente sobre las superficies desnudas.

Para realizar la recolecta primeramente se identifica el soporte, si es epilítica el tipo de roca y si es epífita o lignícola el tipo de forófito. Posteriormente, usando una herramienta afilada, se corta un parche con parte de la superficie de la planta hospedera. Cada recolecta se ensobra individualmente y se identifica con el número de campo. En la libreta se registran datos ecológicos como el tipo de soporte, la exposición, la altura sobre el nivel del suelo en que se encuentra el individuo y su asociación con otras plantas. En los ejemplares de helechos pequeños se recolecta en sobres adicionales la brioflora acompañante y la epifilia, constituida por plantas diminutas, generalmente musgos, que viven sobre la superficie de las hojas de otras mayores en lugares de muy alta humedad relativa. Algunos helechos pequeños, principalmente en Hymenophyllaceae, presentan una gran variabilidad en la forma de sus hojas, desde las jóvenes hasta las adultas, por lo que se sugiere recolectar toda la variación morfológica.

MÉTODOS DE PRESERVACIÓN

HERBORIZACIÓN

Los licófitos y los helechos son plantas que pueden deshidratarse muy rápidamente por lo que deben procesarse con rapidez o tratar de mantenerlas húmedas hasta su herborización. Para herborizar en el campo usualmente se usan tres capas protectoras; primero el ejemplar se coloca dentro de una hoja doble de papel periódico, luego una lámina de papel secante y finalmente una lámina de aluminio corrugado (Mesa, 2005). Ante la carencia de algunos de estos elementos, cada ejemplar se coloca entre dos hojas dobles de papel periódico.

dico, una enfrentada a la otra para que no se salga alguna parte del ejemplar y se deseque. Las estructuras deciduas y otras, como una prefoliación, se conservan en sobres de papel individuales y las partes separadas se enumeran con el mismo número del espécimen. Los papeles o camisetas húmedas se deben cambiar diariamente por otras secas porque las condiciones de humedad en el campo suelen ser altas.

En la herborización, la planta se acomoda en la posición aproximada que luego ocupará cuando se monte en la cartulina, ya que al secarse puede quedar rígida y quebradiza. Para cerrar la prensa de campo solamente se necesitan dos cartones fuertes y suficiente sogá para poder apretarla en varias direcciones. Estas prensas de campo son relativamente ligeras de peso y no deberán tener más de 20 cm de alto, las mismas pueden secarse al sol, alternando cada lado en caso de no tener una estufa portátil. Cada prensa lleva un número que se corresponderá con el de los datos de la libreta de campo o estos se escriben en la tapa superior del cartón o en una cartulina aparte que se ata a la prensa, pero hay que tener cuidado de que esta no se pierda durante su trasiego.

Una vez llegados a su lugar de destino final, las camisetas húmedas se cambian por otras secas cada vez que lo necesiten. Un método eficaz es meter la mano ente los ejemplares medios y comprobar la humedad de los periódicos. Una prensa definitiva puede ser también de cartón o puede fabricarse de madera contrachapada a la que se le practican algunos agujeros, de más o menos una pulgada, para facilitar la salida de la humedad; también podemos usar un marco de alambón y la superficie de malla metálica. Esta prensa definitiva debe señalizarse al menos con la localidad y la fecha de la recolecta y con su número de identificación.

Es incorrecto escribir sobre las camisetas porque las mismas se van cambiando, debiendo hacerse en una pequeña cartulina que se ata al ejemplar; además, la tinta de los bolígrafos no es conveniente para este trabajo porque se

corre o desaparece en contacto con el agua y el alcohol o se desvanece cuando se expone al sol, por lo que debe usarse un lápiz. Esta prensa definitiva no debe sobrepasar los 25 cm de altura, cuidando siempre que ninguna parte del ejemplar quede fuera de los periódicos. El recambio de las camisetas debe continuarse hasta que hayamos comprobado que toda la humedad ha desaparecido completamente, incluso de las estructuras gruesas como rizomas y prefoliaciones. Con la desecación de los ejemplares se hace necesario ir apretando cada vez más la prensa en cada recambio de las camisetas. Un material mal secado puede contaminarse con hongos, se ennegrece y sus partes se desprenden con facilidad. Si los ejemplares van a secarse en una estufa, los mismos se dejan reposar en sus prensas unas 24 horas, aún húmedos, para disminuir el riesgo de que finalmente queden quebradizos (Camp, 1946).

ENVENENAMIENTO

Modernamente el material de herbario se esteriliza por congelación a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$, por 48 horas en una nevera (Mesa, 2005). No obstante, para esto se requiere de instalaciones y recursos que no siempre están disponibles, además de que deben congelarse de nuevo cada cierto tiempo y cada vez que se saquen del local donde estén depositados para evitar la contaminación con hongos y con insectos.

De acuerdo a nuestra experiencia, la única forma efectiva de conservar los ejemplares de licófitos y de helechos en el ambiente tropical es mediante un cuidadoso envenenamiento con bicloruro de mercurio disuelto en alcohol en la proporción de 20 g/L; con este procedimiento ejemplares recolectados hace 200 años y más pueden conservarse intactos. Manteniendo las normas de manipulación para este tipo de sustancia no deben existir problemas, estas normas consisten en:

- * Mantener el producto en su envase original, identificado, bien cerrado y en un lugar lejos del alcance de otras personas.
- * Para el envenenamiento usar un nasobuco o un filtro contra gases, guantes de látex y un

peto plástico que cubra la mayor parte del cuerpo, así como pinzas largas para no tener que hacer contacto directo con el producto durante la manipulación.

* Usar una bandeja preferentemente plástica o de cristal, de no menos de 40 cm de lado y 6-7 cm de profundidad. Las bandejas metálicas se corroen rápidamente.

* El envenenamiento se hará sobre una mesa protegida con un plástico.

➔ La manipulación del material debe hacerse en un lugar abierto, y entre dos personas, una abriendo y cerrando las camisas de papel pasando los ejemplares, y otra sumergiéndolos completamente en el producto por lo menos 30 segundos o 1 minuto si se trata de una planta con partes suculentas para que este penetre en todo el ejemplar.

* Al momento de verter el producto en el alcohol deben tomarse precauciones especiales para no respirar los gases tóxicos resultantes.

* Un ventilador colocado detrás o de un lado de los que envenenan ayuda a la pronta disipación de los gases tóxicos.

* Al finalizar el proceso ambas personas deben bañarse o al menos lavarse cuidadosamente las partes expuestas al bicloruro.

* Deben lavarse cuidadosamente todos los objetos que hayan estado en contacto con el producto y desechar los guantes.

* Si al finalizar el trabajo ha quedado líquido en la bandeja de envenenamiento el mismo puede guardarse, preparado, en una botella de cristal hermética, para usarse tópica y localmente, con un pincel, en cualquier ejemplar que muestre señales de contaminación; nunca debe arrojarse a la tierra ni a los desagües de la instalación.

* A medida que los ejemplares se envenenan, se van acomodando nuevamente en sus camisas y sus prensas, cuidadosamente, para evitar confusiones y se ponen a secar nuevamente. Este material recién envenenado y ya seco se guarda en un lugar alejado de las personas por unos días hasta que los gases tóxicos se hayan evaporado completamente.

* De todos modos, las personas que realizan a menudo el envenenamiento de los ejemplares deben hacerse un chequeo médico periódico coordinándolo en su área de salud.

Como curiosidad, las especies pertenecientes a las familias Selaginellaceae, Hymenophyllaceae y a la mayoría de Grammitidaceae usualmente no son atacadas por insectos y por lo tanto no necesitan de un envenenamiento. Contrariamente, existen grupos de especies con partes suculentas como Ophioglossaceae, Marattiaceae o las especies con cera en sus superficies, como *Pityrogramma* (Fig. 6.3) y *Notholaena*, que son muy susceptibles al ataque de los insectos.

MONTAJE DE LOS EJEMPLARES

El montaje de un ejemplar de herbario es una tarea paciente y cuidadosa donde se conjugan la ciencia y el arte. El ejemplar a montar debe ajustarse al tamaño de la cartulina, cuya norma internacional de medida es de 28 × 40 cm (Bacon, 2005). Estas dimensiones se deben tener en cuenta ya desde el momento de la recolecta y la herborización.

La fijación del ejemplar puede hacerse de varios modos, pero este debe quedar totalmente inmóvil para evitar daños posteriores durante su manipulación. Si se usan tirillas de papel, de unos 2-3 mm de ancho, estas deben ser, por estética, del mismo color de la cartulina del fondo. Los rizomas y los pecíolos, a veces muy rígidos y difíciles de fijar con una débil tira de papel, pueden inmovilizarse utilizando alambre fino, hilo de coser doble, o hilo de carta, que es muy resistente; los amarres de los hilos y los alambres deben quedar por delante y acomodados a un lado de la parte



Figura 6.3. *Pityrogramma sulphurea*. © M. G. Caluff.

atada; no se amarran por detrás porque los nudos o las torceduras pueden erosionar y dañar al ejemplar que quede debajo.

Los pecíolos deben doblarse en forma de “V” o de “N” y nunca curvarlos porque pueden romperse y perder alguno de sus elementos taxonómicos (Missouri Botanical Garden, 2005). Es importante que las pinnas queden fijas en los extremos y para ello utilizaremos tirillas más finas de papel, o una ligera aplicación de acetato de polivinilo (pegamento blanco 850) que a la larga no se oscurece ni sufre reacciones químicas.

El ejemplar montado debe contener el rizoma, los pecíolos y, si se trata de una especie heterófila, las hojas estériles y las fértiles, juntas o separadas en cartulinas diferentes, siempre mostrando ambas superficies para que después el investigador que trabaje con el material no tenga que desprender ninguna parte para hacer observaciones. Si el ejemplar tiene demasiadas hojas, deben dejarse las más representativas para que no haya superposición; al cortar las demás se dejan unos 3-5 cm de los pecíolos para conocer cuantas hojas funcionales tenía la planta en el momento de la recolecta, suponiendo que el recolector no haya recogido ese detalle en sus apuntes. De ser posible, el espécimen podrá incluir alguna planta joven que en ocasiones tiene hojas diferentes a las adultas. Si se trata de una planta con hojas grandes, o muy grandes, estas se fraccionan como se indicó anteriormente y cada parte se monta en cartulinas separadas, debiendo señalarse de algún modo la continuidad de cada una con la siguiente.

Las estructuras deciduas como las escamas, las espinas, o las pinnas, pínulas y segmentos articulados se colocan en sobres adjuntos, rotulados indicando su contenido y con el nombre de la especie y su número de herbario.

En el caso de plantas de porte pequeño o muy pequeño y muy delicadas, es importante que un parche de estas plantas se monte tal como estaban agrupadas en la naturaleza e individualizando algunos ejemplares que pueden

pegarse con acetato a la cartulina mostrando tanto su haz como su envés; en un sobre adjunto, también rotulado, se coloca suficiente material que es el que se usará para hacer observaciones; también debe mostrarse, si existe, la variabilidad de las hojas. Si estas plantas provienen de un lugar muy húmedo y presentan briófitos u otras plantas diminutas encima (epifilia), algunas hojas portadoras de las mismas se incluyen en otro sobre que también se rotula indicando su contenido. Este material podrá usarse luego para estudiar microasociaciones, muchas veces desconocidas. En algunos herbarios se indica el modo de vida del ejemplar colocando los terrícolas con el rizoma hacia abajo y los epífitos con el rizoma hacia arriba.

CONSERVACIÓN DE LOS EJEMPLARES

La conservación de los ejemplares de herbario depende primeramente de un adecuado envenenamiento, luego de un montaje cuidadoso para que no se deterioren entre sí y más tarde de la preservación que de los mismos se haga durante su uso en el local donde se mantengan.

El local del herbario debe poseer un climatizador y un deshumidificador para prevenir la aparición de hongos que pueden descomponer el material y la reproducción de los insectos, a veces diminutos, que devoran, literalmente, los ejemplares no o deficientemente envenenados. La entomofauna asociada a los herbarios comprende pequeños escarabajos, trazas, termitas e incluso cucarachas (Balik y Cooper-Driver, 1978). Para mantener bajo control a estos depredadores, además de someter los ejemplares a una temperatura menor de 20 °C y a una humedad de menos del 50 %, depende de otras medidas de protección como colocar bolsitas de naftalina dentro de cada armario en su estante superior, porque el gas que se desprende tiende a bajar, fumigar periódicamente el local del herbario contra todo tipo de insectos y aplicarle productos raticidas.

A pesar de estas medidas de precaución, algún ejemplar puede afectarse ocasionalmen-

te por una plaga resistente. Por tal motivo al menos una vez al año debe revisarse, ejemplar por ejemplar, para detectar tempranamente algún ataque y aplicarse, con un pincel, una preparación de bicloruro de mercurio.

LITERATURA CITADA

- Bacon, J. R. 2005. *Preparación de ejemplares botánicos para su identificación y conservación en el herbario*. Red del Herbario del Instituto de Silvicultura e Industria de la Madera de la Universidad Juárez del Estado de Durango, México, 23 pp.
- Balik, M. D y G. Cooper-Driver. 1978. Biochemical and evolutionary aspects of arthropod predation on ferns. *Oecologia* 35: 55-89.
- Berazaín, R., F. Areces, J. C. Lazcano y L. R. González. 2005. Lista roja de la flora vascular cubana. *Documentos del Jardín Botánico Atlántico (Gijón)* 4:1-86.
- Bisse, J. y C. Sánchez. 1981. Clave para la identificación en el campo de los géneros de helechos cubanos. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 2, 1: 3-52.
- Borhidi, A. y Muñiz, O. 1980. Die Vegetationskarte von Kuba. *Acta Botanica Hungarica* 26(1-2): 25-53
- Borhidi, A. y O. Muñiz, 1986. Phytogeographic survey of Cuba II. Floristic relationships and phytogeographic subdivisión. *Acta Botanica Hungarica* 32 (1-4): 3-48.
- Caluff, M. G. 1985. Los helechos arborescentes de La Gran Piedra. Pp. 1-12. En: *Memorias del Primer Simposio Cubano de Botánica*. I. Editorial Academia, La Habana.
- Caluff, M. G. 2000. Helechos y plantas afines (Pteridophyta) de la Altiplanicie de Monte Iberia, Sierra de Moa. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 5: 29-37.
- Caluff, M. G. 2002. *Cyathidaria*, a new nothogenus in Cyatheaceae (Pteridophyta). *Willdenowia* 32: 281-283.
- Caluff, M. G. 2006a. The genus *Odontosoria* (Dennstaedtiaceae, Pteridophyta) in Cuba. *Willdenowia* 36 (1 – Special Issue): 469-478.
- Caluff, M. G. 2006b. Helechos y Plantas afines (Pteridophyta) de Pico Mogote, Gran Piedra, Cuba. En: *Rapid Biological Inventories* 9 (D. Maceira, A. Fong, G. Alverson y T. achter, Eds.). The Field Museum, Chicago. Pp. 48-51.
- Caluff, M. G. 2009. A New Species of *Adiantum*-from Cuba. *American Fern Journal*. 99(2): 93-100.
- Caluff, M. G. 2015a. Helechos y plantas afines (Pteridophyta) de las pluvisilvas de Cuba. Pp. 129-147. En: *Pluvisilvas cubanas: tesoro de biodiversidad*. Fundación Antonio Núñez Jiménez de la Naturaleza y el Hombre.
- Caluff, M. G. 2015b. Pérdida de biodiversidad pteridológica en diferentes formas de uso de la pluvisilva de baja altitud sobre complejo metamórfico. Pp. 149-156. En: *Pluvisilvas cubanas: tesoro de biodiversidad*. Fundación Antonio Núñez Jiménez de la Naturaleza y el Hombre.
- Caluff, M. G. y C. Sánchez. 2004. Novelities in *Thelypteris* subg. *Goniopteris* (Thelypteridaceae, Pteridophyta) in Cuba. *Willdenowia* 34: 511-523.
- Caluff, M. G., C. Sánchez y M. Serguera. 2008. Híbridos en el género *Thelypteris*, Subg. *Goniopteris* (Thelypteridaceae-Pteridophyta) en Cuba. *Moscosoa* 16: 95-121.
- Caluff, M. G., C. Sánchez y G. Shelton. 2010. Helechos y plantas afines (Pteridophyta) de Cuba. I. Fitogeografía. *Revista Jardín Botánico Nacional* 29: 21-49.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 1998. Apuntes sobre la pteridoflora (helechos y plantas afines) de la cuenca de los ríos Toa y Duaba. *Canoa* VI (1): 64-66.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2002a. *Alsophila minor* (D. C. Eaton) R. M. Tryon (Cyatheaceae), dos especies bajo un mismo nombre. *Moscosoa* 13: 6-18.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2002b. Cuban novelities in the genus *Alsophila* (Cyatheaceae). *Willdenowia* 32: 303-309.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2003. Cyatheaceae. Pp. 3-73. En: *Flora de la República de Cuba*, Fascículo 8. A. R. Gantner Verlag, Leichestein.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2004. Helechos y plantas afines (Pteridophyta) de las Alturas de Sancti Spiritus, Cuba Central. *Brenesia* 62: 15-30.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2005a. Helechos y Plantas afines (Pteridophyta) del Parque Nacional La Bayamesa, Cuba. Pp. 54-58. En: *Rapid Biological Inventories* 13 (D. Maceira, A. Fong, G. Alverson y T. Wachter, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2005b. Helechos y Plantas afines (Pteridophyta) del Parque Nacional Alejandro de Humboldt, Cuba. Pp. 74-79. En: *Rapid Biological Inventories* 14 (D. Maceira, A. Fong, G. Alverson y T. Wachter, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2009. Review of hairy species of *Selaginella* (Selaginellaceae) of the West Indies, with description of two new species from Cuba. *Willdenowia* 39: 107-119.

- Caluff, M. G. y G. Shelton. 2010. *Angiopteris evecta* (Marattiaceae, Pteridophyta) nuevo registro para la pteridoflora cubana. *Revista Jardín Botánico Nacional* 30-31: 247-249.
- Caluff, M. G., G. Shelton y M. Serguera. 2013. *Conservación de los licófitos y los helechos (Lycophyta/Monilophyta) de Las Antillas*. Edit. Amigo del Hogar, Santo Domingo, 278 pp.
- Camp, H. H. 1946. On the use of artificial heat in the preparation of herbarium specimens. *Bulletin Torrey Botanical Club*. 23(3): 235-243.
- Capote, R. y R. Berazaín. Clasificación de las formaciones vegetales de Cuba. *Revista Jardín Botánico Nacional* 5(2): 27-74
- Crabbe, J. A., A. C. Jermy y J. T. Mickel. 1975. A new generic sequence for the Pteridophyte Herbarium. *Fern Gazet* 11: 141-162.
- González E., V. H. Enrique, Z. Pérez, A. D. Acosta, N. Vento, A. Varela, A. Jover y R. Verdecia. 2015. Manual revisado para colecta y herborización de especies de plantas cubanas, Jardín Botánico de Pinar del Río. *Ecovida* 5(1): 117-138.
- González-Torres, L. R., A. Palmarola, L. González-Oliva, E. R. Bécquer, E. Testé y D. Barrios (eds.). 2016. Lista roja de la flora de Cuba. *Bissea* 10 (número especial): 1 – 352.
- Herrera, P. 2007. Flora y vegetación. Pp. 142-177. En: *Biodiversidad de Cuba* (González, H. ed.). Editorial Polymita, Ciudad Guatemala.
- Hickey, B. J. 2003. A modern multilingual glossary for taxonomic pteridology. *American Fern Journal* 93 (3):164.
- Holmgreen, P., N. H. Holmgreen y L. C. Barnett (eds.). 1990. *Index Herbariorum*. Edit. The New York Botanical Garden. Bronx, New York, 693 pp.
- Instituto de Suelos. 1979. *Génesis y clasificación de los suelos de Cuba*. Consejo Ed. de la Academia de Ciencias, La Habana, 315 pp.
- Jiménez, N. 2001. El exterminio de los bosques de Cuba: la reforestación. *Anuario de Ecología, Cultura y Sociedad* 1 (1):57-70.
- Katinas, L. 2001. El herbario, significado, valor y uso. *Probiota*. Serie Técnica y Didáctica No. 1. La Plata, Argentina. Pp. 2-25.
- Lellinger, B. D. y W. C. Taylor. 1977. A classification of spore ornamentation in the Pteridophyta. Pp. 33-42. En: *Holtum Memorial Volume* (R. J. Johns, Eds.). Royal Botanic Gardens, Kew.
- Méndez, I. E. 1995. Los herbarios cubanos. *Fontqueria* 42:309-315.
- Mesa, D. P. 2005. Protocolos para la preservación y manejo de colecciones biológicas. *Boletín Científico, Centro de Museos, Museo de Historia Natural* 10: 117-148.
- Missouri Botanical Garden. 2005. *Técnicas de campo utilizadas por el jardín botánico de Missouri*, disponible en: www.mobot.org/MOBOT/molib/spanishfb.
- Morejón, R., y C. Sánchez. 2012. Clave de identificación para las familias de helechos y licófitos cubanos. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 32-33: 25-30.
- Oviedo Priero, R. y L. González-Oliva. 2015. Lista nacional de plantas invasoras y potencialmente invasoras en la Republica de Cuba. *Bissea* 9 (número especial 2): 1-88.
- PPG I (*Pteridophyte Phylogeny Group I*). 2016. A community-derived classification for extant Pteridophytes. *Journal of Systematics and Evolution* 9999: 1-40.
- Pérez-García, B. y R. Riba. 1990. *Glosario en Pteridophyta*. Consejo Nacional de la Flora de México, México, 58 pp.
- Pichi-Sermoli, R. 1996. *Authors of scientific names in Pteridophyta*. Royal Botanic Gardens, Kew, 732 pp.
- Prado, J. y M. G. Caluff, 1995. *Pteris denticulata* Sw. in the Caribbean Region. *American Fern Journal* 85: 64-65.
- Ranker, T. A. y C. R. Whert. 1986. Active enzymes from herbarium specimens: electrophoresis as a afterthought. *American Fern Journal* 76(3): 102-114.
- Regalado, L. y J. Lóriga. 2009-2010. Los helechos y licófitos de la Sierra de la Güira y sus alrededores, Pinar del Río, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 30-31: 131-140.
- Regalado, L., L. González-Oliva y A. Hernández. 2012. Helechos y licófitos de Sierra de Cajalbana, La Palma, Pinar del Río. *Bissea* 6(3): 1.
- Regalado, L., C. Sánchez, y L. González-Oliva (Eds.). 2015. Categorización de licófitos y helechos de la Flora de Cuba-2015. *Bissea* 9 (3): 9-146.
- Sánchez, C. 1986. Notas sobre los helechos de Sierra de Imías. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 7 (1): 49-55.
- Sánchez, C. 2007. *Los helechos y los licófitos de Cuba*. Editorial CientíficoTécnica, La Habana, 224 pp.
- Sánchez, C. 2017. Lista de los helechos y licófitos de Cuba. *Brittonia*, doi: 10.1007/s12228-017-9485-1
- Sánchez, C. y M. G. Caluff. 1997. The Threatened ferns and allied plants from Cuba. Pp. 203-215. En: *Holtum Memorial Volume* (R. J. Johns, Ed.). Royal Botanic Gardens, Kew.

- Sánchez, C. y M. G. Caluff. 2005. Novelties in *The-lypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae, Pteridophyta) for Cuba. New taxa and new records. *Willdenowia* 35: 159-165.
- Sánchez, C., y R. Morejón. 2012. Clave de identificación para los géneros de helechos y licófitos cubanos. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 32-33: 31-45.
- Sánchez, C. y R. Morejón. 2013. Categorización preliminar de taxones de la flora de Cuba. En: González-Torres, L. R., A. Palmarola y D. Barrios (Eds.). *Bissea* 7 (número especial 2): 25-31.
- Sánchez, C., M. G. Caluff y C. Zavaro. 1991. Nueva especie cubana del género *Olfersia* (Dryopteridaceae). *Fontqueria* 31: 229-233.
- Shelton, G. y M. G. Caluff. 2000. *Selaginella plana* (Desv. ex Poir.) Hieron. (Selaginellaceae), un nuevo reporte para la pteridoflora de Cuba. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 5: 38-40.
- Shelton, G. y M. G. Caluff. 2003. Three new species of *Selaginella* (Selaginellaceae) from Cuba. *Willdenowia* 33: 159-166.
- Smith, A. R., K. M. Pryer, E. Schuettpelz, P. Korall, H. Schneider y P. G. Wolf. 2006. A classification for extant ferns. *Taxon* 55 (3): 705-731.
- Stolze, R. G. 1973. Inadequacies in herbarium specimens of large ferns. *American Fern Journal* 63(2): 25-27.
- Tryon, R. M. 1985. Fern Speciation and Biogeography. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh* 86 B: 353-360.
- Windham, M. D., y C. H. Haufler. 1986. Biosystematic uses of fern gametophytes derived for herbarium specimens. *American Fern Journal* 76(3): 114-129.



Adiantum latifolium (Pteridaceae). © M. G. Caluff

Anexo 6.1. Elementos morfológicos y ecológicos de importancia taxonómica en la determinación de los licófitos y los helechos.

* MODO DE VIDA. Puede ser terrícola, epilítico, lignícola, epífita, hemiepífita, acuático, palustre, etc.

* PORTE (coincide aproximadamente con el tipo de crecimiento del rizoma). Puede ser arborescente, ascendente, erecto, decumbente, arqueado, largo-rastrero, corto-rastrero, etc.

* ALTURA DE LA PLANTA. medida desde el nivel del suelo hasta la yema apical.

* NÚMERO DE HOJAS. Solamente se consideran las funcionales.

* RIZOMA.

⇒ TIPO DE CRECIMIENTO. Puede ser arborescente, (*Cyathea*), ascendente (*Diplazium*), erecto (*Thelypteris patens* var. *patens*), globoso (*Angiopteris*), largo rastrero (*Pteridium*), corto rastrero (*Adiantum*), trepador (*Maxonia*).

⇒ COLOCACIÓN RESPECTO AL PLANO DEL SUSTRATO, que puede ser subterráneo (*Pteridium*), a ras del suelo (*Adiantum*) o epigeo (*Acrostichum*).

⇒ FORMA, que puede ser cilíndrica o radial (*Davallia*), dorsiventral (*Phlebodium*), nodosa (*Odontosoria*).

⇒ DIMENSIONES. Longitud y grosor.

⇒ PRESENCIA DE INDUMENTO, con pelos o tricomas (*Lonchitis hirsuta*), escamas (*Polypodium*), cerdas (*Hymenophyllum* subg. *Didymoglossum*), glándulas o pelos glandulares (*Elaphoglossum glabellum*) (Fig. A1), mucílago (*Thelypteris decussata*).

⇒ TIPOS DE ESCAMAS. Son extraordinariamente variadas en forma, tamaño, color, transparencia y textura; en algunos géneros son clatradas (como una celosía), con las divisiones celulares oscuras y el lúmen transparente o incluso iridiscente, a veces poseen tricomas o pelos de diferentes tipos y sus márgenes pueden tener o no cilios y dientecillos como espinas.

⇒ OTRAS CARACTERÍSTICAS. Si es solitario o colonial, intrincado, etc.



Figura A1. A. *Lonchitis hirsuta* (prefoliación con tricomas) y B. *Cyathea arborea* (prefoliación con escamas). © M. Serguera.

* RAÍCES. Su textura, pudiendo ser fibrosas (*Thelypteris*), alambrinas (*Lygodium*), carnosas (*Ophioglossum*), etc. Si forman tubérculos

(*Nephrolepis cordifolia*), si están sustituidas por cerdas (*Hymenophyllum* subg. *Didymoglossum*).

* PREFOLIACIÓN. Su tipo, que puede ser: “circinada erecta”, la más frecuente, o “tipo gota” con el pecíolo en formación doblado y la cabeza inicialmente pendiente que luego se endereza (*Adiantopsis*, *Cheilanthes*, *Ctenitis*, entre otros géneros.); en grupos específicos no existe la prefoliación circinada (*Ophioglossum*, *Platynerium*, *Salvinia*, etc.) y la hoja nace recta desde el principio. El indumento, considerando la forma, color y textura de los tricomas o pelos, o con escamas, la presencia de espinas y las glándulas, así como la existencia de farina o cera que puede tener diversos colores, usualmente blanco o amarillo (*Pityrogramma*, *Notholaena*).

* PECÍOLO. Sus dimensiones, color; tipo de inserción en el tallo, que puede ser: articulada (*Elaphoglossum*, *Oleandra*) o no articulada; alada (*Olfersia alata*) o no; si tiene surcos (*Dennestaedtia*, *Hypolepis*) o no. Su indumento, considerando el tipo y su distribución y la presencia o no de pneumatóforos (*Alsophila*, *Thelypteris*), que son órganos de intercambio gaseoso con el ambiente que pueden ser líneas longitudinales verde claro o blanquecinas y, en algunas especies, protuberancias como tarritos que crecen en la base de cada pinna.

* LÁMINA. Su contorno (Fig. A2), su ápice, sus márgenes (Fig. A3), dimensiones, su división (Fig. A4), su textura, color y brillo en ambas superficies (a veces son diferentes); el tipo de venación, la presencia o no de hidátodos u órganos de secreción e intercambio y gases (muy evidentes como puntos blancos sub marginales, ordenados en fila (e. g. en las pinnas de *Nephrolepis*) y el tipo y distribución del indumento por ambas caras de las venas y si son o no articuladas, si poseen algún tipo de reproducción vegetativa.

* PÍNNAS, PÍNNULAS Y SEGMENTOS. Lo mismo que para la lámina.

* FORMAS DE REPRODUCCIÓN VEGETATIVA (Fig. A5). Por estolones radiculares, (*Asplenium*, *Pecuma*, *Platynerium*); por estolones caulinares (*Nephrolepis*, *Blechnum*); por estolones foliares

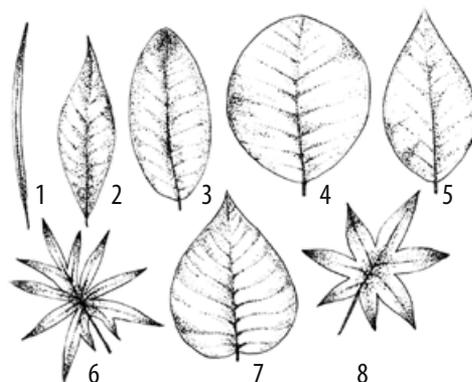


Figura A2. Tipos de contornos de la lámina: 1. Lineal. 2. Lan-
ceolada. 3. Elíptica. 4. Orbicular. 5. Ovada. 6. Palmatisecta. 7. Cordiforme. 8. Palmatífida. Ilustración: M. G. Caluff

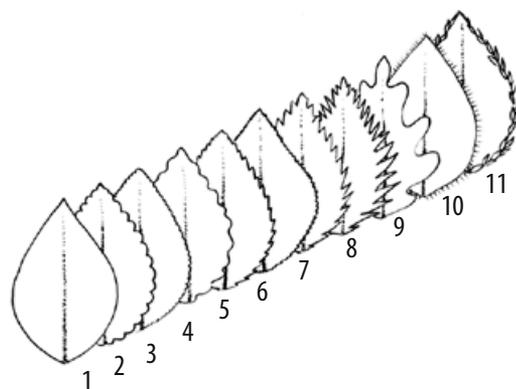


Figura A3. Tipos de márgenes de la lámina, pinnas y seg-
mentos: 1. Entero. 2. Crenado. 3. Crenulado. 4. Ondulado. 5. Dentado. 6. Denticulado. 7. Inciso. 8. Lacerado. 9. Lobulado. 10. Ciliado. 11. Escamoso. Ilustración: M. G. Caluff.

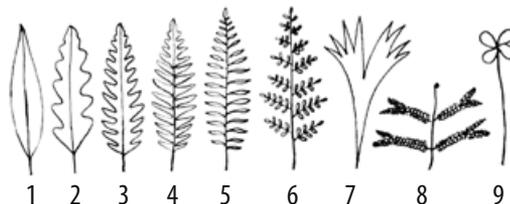


Figura A4. Tipos de división de la lámina: 1. Entera. 2. Lobulada. 3. Pinnatífida. 4. Pinnatisecta. 5. Simplemente pinnada. 6. 2-pinnada. 7. Dicotómica. 8. Falsamente dicotómica. 9. Cuadrifolia. Ilustración: M. G. Caluff.



Figura A5. Tipos de reproducción vegetativa: 1. Por alargamiento y división del rizoma. 2. Por división espontánea de un rizoma erecto. 3. Mediante Estolones caulinares. 4. Por estolón foliar. 5. Por margullo (en cultivos). Ilustración: M. G. Caluff.

(*Fadyenia*, *Polystichum*, etc.); por yemas prolíferas o bulbilos dispuestos en las axilas de las pinnas (*Callipteris prolifera*), cerca del ápice de la hoja (*Lastreopsis*, *Polystichum*), sobre las venas (*Woodwardia orientalis*, *Ceratopteris pteridoides*), por fragmentación de partes de la planta (*Selaginella*).

ESTRUCTURAS DE REPRODUCCIÓN SEXUAL

* **SOROS E INDUSIOS.** Pueden estar aislados, con forma y disposición muy variada como redondos (*Polypodium*), ovalados (*Pleopeltis*, lineares (*Pteris*, *Vittaria*) o pareados, uno a cada lado de la vena (*Diplazium*), urceolado (en forma de bolsillo) (*Davallia*, *Microlepia*), infundibuliforme (en forma de trompeta), (*Trichomanes*), bivalvar (*Hymenophyllum*), presencia o ausencia de un indusio; si es persistente o caedizo; su

forma si está presente, si es glabro o con indumento y si lo tiene, su tipo y distribución. Los soros pueden ser dorsales sobre las venas o terminales en las mismas.

* **ESPORANGIOS.** Su ordenamiento, que puede ser: agrupados, formando soros definidos, agrupados en parches (*Platyserium*); cubriendo toda la superficie de la hoja o pinnas completas (*Acrostichum*, *Elaphoglossum*); siguiendo la venación (*Hemionitis*, *Polytaenium*), en espigas que pueden ser basales en la lámina (*Anemia*, *Ophioglossum*), formando espigas laterales (*Lygodium*), formando espigas apicales (*Osmunda regalis*). Los esporangios pueden ser glabros o con un indumento de pelos y/o glándulas; la posición del anillo varía en las diferentes familias (Fig. A6) así como el número de células que lo conforman; si son funcionales o abortivos, usualmente negruzcos, comunes en los híbridos.

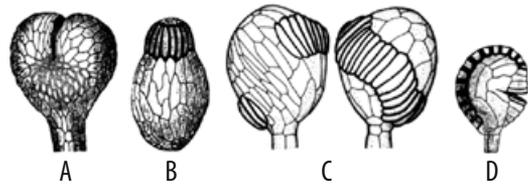


Figura A6. Esporangios, posición del anillo: A. Osmundaceae, B. Anemiaceae, C. Hymenophyllaceae y D. Dryopteridaceae.

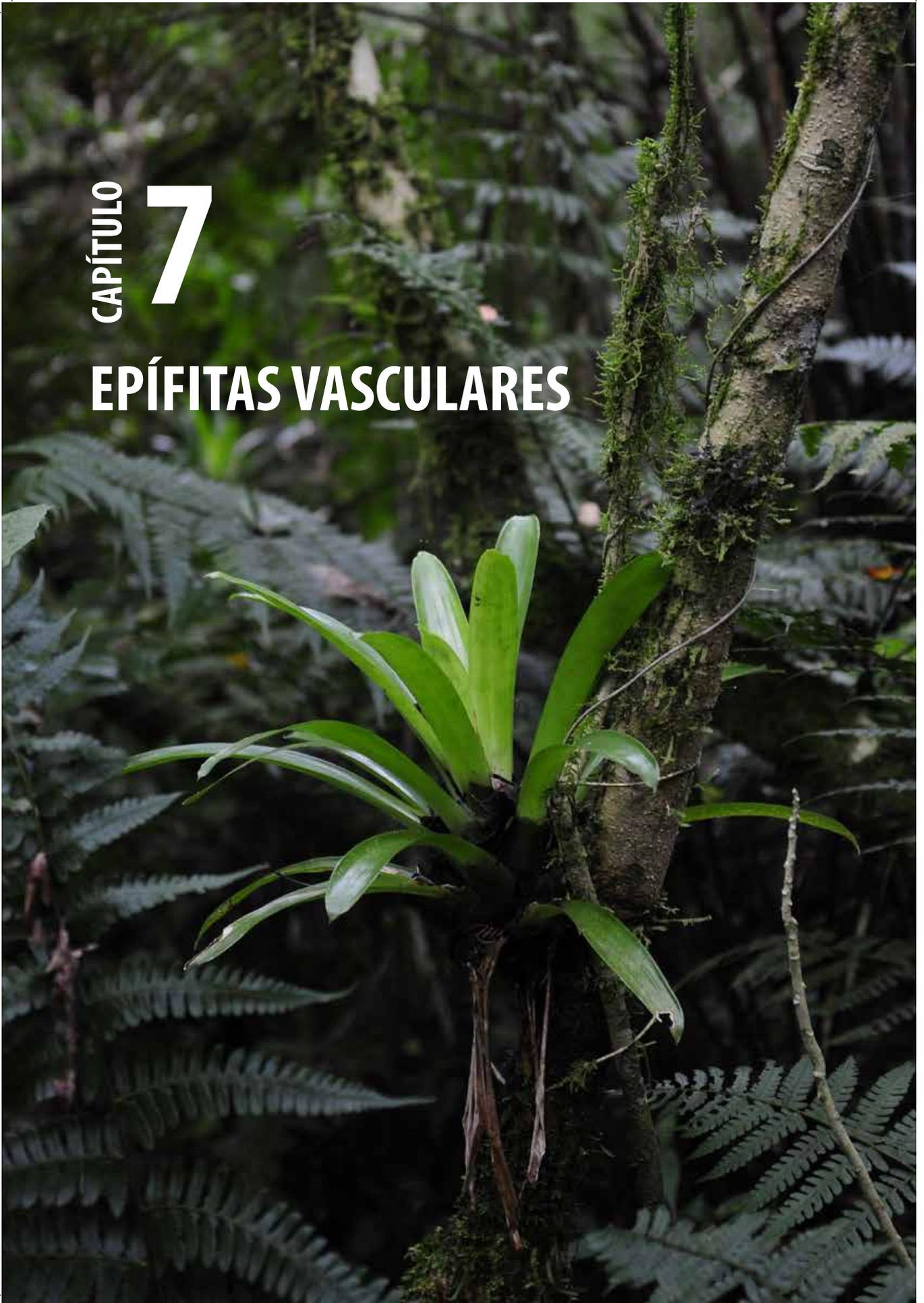
* **PARÁFISIS.** Son tricomas o pelos que se presentan o no entre los esporangios, especialmente en las especies exindusiadas, así como su tipo, abundancia y distribución.

* **ESPORAS.** Pueden ser monoletes (con una sola cicatriz) o triletes (con tres cicatrices); su contorno, que puede ser elíptico, globoso o tetrahédrico y su número por esporangio; la ornamentación de la exina (Lellinger y Taylor, 1977). Si son funcionales o abortivas (negruzcas, deformadas), que es común en los híbridos.

CAPÍTULO

7

EPÍFITAS VASCULARES



EPÍFITAS VASCULARES

LUCIA HECHAVARRIA SCHWESINGER¹
 JORGE FERRO DÍAZ²

1. Instituto de Ecología y Sistemática
 2. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales



Sinucio de epífitas © L. Regalado

INTRODUCCIÓN

Las epífitas vasculares son plantas que viven sobre otras plantas sin sacar de ellas sus nutrientes (Benzing, 1990). Como comunidad vegetal son un sinucio florístico bien diferenciado fisonómicamente y su ecología depende de la vegetación en la que se establece (Braun-Blanquet, 1979). Estas plantas constituyen cerca del 10 % de la flora vascular del planeta (aprox. 29 000 especies), distribuidas en 876 géneros y 84 familias, destacándose: Araceae, Bromeliaceae, Ericaceae, Gesneriaceae, Melastomataceae, Piperaceae, Orchidaceae y Rubiaceae y entre los helechos Polypodiaceae (Kress, 1986; Benzing, 1990). La distribución de las epífitas vasculares es pantropical. La mayor riqueza se concentra en los bosques húmedos del Neotrópico y Australasia (Gentry y Dodson, 1987; Küper *et al.*, 2004).

Las epífitas vasculares juegan un papel funcional importante en la dinámica de nutrientes del ecosistema, ya que al adquirirlos directamente de la atmósfera aumentan la eficiencia en la toma de nutrientes y agua. Por otra parte, representan una parte importante de la biomasa del bosque y en sus tejidos hay gran cantidad de minerales que pasan al suelo cuando caen de las copas y se descomponen (Nadkarni, 1984). De manera general, las epífitas incrementan la productividad del ecosistema al incidir en el balance hídrico y

en el recambio de nutrientes (Lowman y Nadkarni, 1995; Armbruster *et al.*, 2002).

Este grupo de plantas es considerado un micro-ecosistema, ya que contribuyen a la compartimentación del hábitat, aumentando la disponibilidad de recursos tróficos y estructurales. La acumulación de agua y detritos en las epífitas favorece el desarrollo de una fauna exclusiva y diversa (Frank, 1983). Estas asociaciones se manifiestan en las estrategias reproductoras de las epífitas y sus mecanismos especie-específicos de polinización y dispersión (Gentry y Dodson, 1987). Los miembros de esta sinusia contribuyen a la formación de sustratos aéreos más eficientes para la toma y fijación de nutrientes, fundamentalmente mediante asociaciones con hormigas (Hernández-Rosas, 1999; Blüthgen *et al.*, 2000). Las epífitas, reconocidas como recursos forestales no madereros, además de los servicios que brindan al ecosistema, son usadas como plantas ornamentales, medicinales, religiosas, alimento para animales y como especies bioindicadoras de la calidad del hábitat (Hechavarría, 2016).

En Cuba las epífitas comprenden el 7,7 % de la flora vascular y se distribuyen fundamentalmente en los bosques pluviales y nublados de los principales macizos montañosos (Cuéllar, 2001). La mayor riqueza de especies y endémicos se encuentra entre las angiospermas y representan el 5,3 % de total de táxones

infragenéricos cubanos. Estas se incluyen en 14 familias, aunque la mayor diversidad se concentra en Orchidaceae y Bromeliaceae (Tabla 7.1). El endemismo es bajo, siendo la familia Orchidaceae la de mayor riqueza en los géneros *Pleurothallis*, *Lepanthes* y *Encyclia*. En los helechos y plantas afines 15 familias tienen representantes epifíticos, siendo las familias Grammitidaceae, Hymenophyllaceae y Polypodiaceae las de mayor riqueza de especies (Cuéllar, 2001).

La mayor diversidad de epífitas en Cuba se encuentra en los macizos montañosos de la región oriental, allí hay registradas 490 especies que representan 89,9 % del total de especies epifíticas de Cuba. El macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa, con 309 especies es el de mayor riqueza y en la Sierra Maestra hay registradas 286 especies, limitadas a la Cordillera del Turquino y áreas de la Gran Piedra (Cuéllar, 2001). En el macizo montañoso Guamuhaia hay registradas 271 especies, pertenecientes a 88 géneros y 23 familias (Hechavarría, 2016). La Tabla 7.2 resume los géneros más frecuentes que habitan alguna de las formaciones vegetales presentes en el archipiélago cubano. De manera general este

Tabla 7.1. Familias de epífitas vasculares mejores representadas en Cuba

Familia	Géneros epifíticos	% especies epifíticas
Grammitidaceae	1	100
Hymenophyllaceae	2	100
Lomariopsidaceae	5	100
Polypodiaceae	9	100
Vittariaceae	4	100
Orchidaceae	52	71,7
Bromeliaceae	9	81,9
Piperaceae	1	20,0
Cactaceae	4	15,7
Araceae	2	36,0
Moraceae	1	15,2
Rubiaceae	3	1,3
Marcgraviaceae	1	75,0
Clusiaceae	1	10,5
Begoniaceae	1	14,2

carismático grupo de plantas ha sido poco estudiado en Cuba. Entre las regiones donde se han estudiado las epífitas se encuentran la Península de Guanahacabibes (Paredes, 1995, Ferro 2004, Ferro y Delgado 2005), las alturas

Tabla 7.2. Representación de géneros epifíticos comunes por formaciones vegetales (Borhidi, 1996).

Formaciones vegetales	Altitud	Géneros de especies de epifíticas comunes
Manglares	0 – 30	<i>Tillandsia</i> , <i>Catopsis</i> , <i>Selenicereus</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Broughtonia</i> , <i>Tolumnia</i> .
Complejo de vegetación de costa arenosa y rocosa y matorral xeromorfo costero y subcostero	0 – 10	<i>Guzmania</i> , <i>Tillandsia</i> , <i>Selenicereus</i> , <i>Vanilla</i> .
Bosque siempreverde y semidecíduo	0 – 600	<i>Tillandsia</i> , <i>Catopsis</i> , <i>Guzmania</i> , <i>Hohenbergia</i> , <i>Epidendrum</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Polystachya</i> , <i>Oncidium</i> , <i>Tolumnia</i> , <i>Cyrtopodium</i> , <i>Ionopsis</i> , <i>Vanilla</i> , <i>Peperomia</i> , <i>Ficus</i> , <i>Clusia</i> , <i>Anthurium</i> , <i>Philodendron</i> , <i>Selenicereus</i> , <i>Rhipsalis</i> .
Bosque de galería	0 – 600	<i>Tillandsia</i> , <i>Catopsis</i> , <i>Guzmania</i> , <i>Hohenbergia</i> , <i>Epidendrum</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Polystachya</i> , <i>Peperomia</i> , <i>Ficus</i> , <i>Clusia</i> , <i>Anthurium</i> , <i>Philodendron</i> , <i>Selenicereus</i> , <i>Rhipsalis</i> .
Bosque de pino	0 – 600	<i>Tillandsia</i> , <i>Catopsis</i> , <i>Vanilla</i> , <i>Tolumnia</i> .
Sabanas	0 – 600	<i>Tillandsia</i> , <i>Vriesea</i> , <i>Werahaia</i> , <i>Anthurium</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Ficus</i> , <i>Clusia</i> .
Complejo de vegetación de mogotes	0 – 900	<i>Tillandsia</i> , <i>Vriesea</i> , <i>Hohenbergia</i> , <i>Racinaea</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Epidendrum</i> , <i>Domingoa</i> , <i>Pleurothallis</i> , <i>Coelia</i> , <i>Peperomia</i> , <i>Anthurium</i> , <i>Selenicereus</i> .
Cuabal y charrascal	0 – 600	<i>Tillandsia</i> , <i>Catopsis</i> , <i>Vanilla</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Broughtonia</i> , <i>Epidendrum</i>
Bosque Pluvial montano y bosque nublado	500 – 1974	<i>Pleurothallis</i> , <i>Lepanthes</i> , <i>Encyclia</i> , <i>Epidendrum</i> , <i>Campylocentrum</i> , <i>Maxillaria</i> , <i>Dichaea</i> , <i>Dilomilis</i> , <i>Lepanthopsis</i> , <i>Tillandsia</i> , <i>Catopsis</i> , <i>Aechmea</i> , <i>Vriesea</i> , <i>Peperomia</i> , <i>Pilea</i> , <i>Marcgravia</i> , <i>Anthurium</i> , <i>Philodendron</i> , <i>Pinguicula</i> , <i>Ficus</i> , <i>Clusia</i> , <i>Columnea</i> , <i>Psychotria</i> , <i>Hillia</i> , <i>Schradera</i> , <i>Schlegelia</i> , <i>Begonia</i> .



Figura 7.1. Diversidad de epifitas vasculares presentes en Cuba. A. Polypodiaceae: *Pleopeltis polypodioides*, B. Araceae: *Philodendron lacerum*, C. Bromeliaceae: *Tillandsia deppeana*, D. *Catopsis floribunda*, E. Cactaceae: *Rhipsalis baccifera*, F. Orchidaceae: *Polystachia extinctoria*, G. Marcgraviaceae: *Marcgravia rectiflora*, H. Piperaceae: *Peperomia quadrifolia*. © L. Regalado (A), © M. Cañizares (B - H).

cársicas de Guamuhaya (Hechavarría, 2008, 2016), los macizos montañosos de la región oriental (Oquendo y Reyes, 1998, Cuéllar, 2001) y las terrazas cársicas de la costa suroccidental (Cuéllar, 2008). La Figura 7.2 muestra como se presenta la estructura de la comunidad de epífitas en cuatro formaciones vegetales de Cuba.

METODOLOGÍAS UTILIZADAS PARA EL ESTUDIO DE LAS EPÍFITAS VASCULARES

Las metodologías empleadas para el estudio de las comunidades epífíticas se han estandarizado con la finalidad de comparar resultados. Se destaca el compendio de métodos para muestrear las epífitas en bosques lluviosos tropicales propuesto por Gradstein *et al.* (1996) teniendo en cuenta su diversidad taxonómica. En este compendio se propusieron metodologías para estimar el tamaño de

muestra, así como los métodos de observación para identificar y estimar la abundancia de epífitas. Posteriormente, Nieder y Zotz (1998) complementaron estas metodologías con propuestas para el análisis de la estructura y dinámica de las comunidades de epífitas vasculares en bosques montanos. Estos autores incorporaron criterios relacionados con la distribución de las epífitas, sus relaciones interespecíficas y las estrategias de historia natural para lograr un acercamiento a su dinámica poblacional y comunitaria.

Cuello (1998) revisó metodologías precedentes para estimar parámetros ecológicos de la sinusia de epífitas vasculares como riqueza, abundancia, cobertura, tipos ecológicos, distribución espacial en el forófito y el tamaño de muestra. Este autor sugirió la combinación de varios métodos de observación para asegurar la correcta identificación de las espe-



Figura 7.2. Sinusia de epífitas en diferentes formaciones vegetales: A. bosque de galería en Reserva Ecológica Alturas de Banao, Sancti Spiritus, B. matorral xeromorfo costero, Playa Verraco, Santiago de Cuba, C. bosque pluvial montano en la cima de Pico Cristal, Holguín y D. cuabal La Coca, La Habana. © M. Cañizares (A, D), © A. E. Reyes (B), © I. Ventosa (C)

cies, el uso de los parches para el conteo de individuos y de la cobertura epifítica como medida de abundancia, el registro de la identidad de los forófitos y las características del sustrato.

Posteriormente se publicó el protocolo estándar de muestreo rápido y representativo de la riqueza, abundancia y distribución vertical en el forófito, excluyendo las epífilas (Gradstein *et al.*, 2003). Otros artículos han propuesto rutas a seguir en futuras investigaciones sobre ecología de la sinusia. Entre ellos, es destacable la revisión sobre ecofisiología y aspectos demográficos de las epífitas vasculares (Zotz *et al.*, 2001). Además, se refirieron las consideraciones sobre estudios de dinámica poblacional mediante observaciones a largo plazo enfocados hacia las tasas de crecimiento, reclutamiento, relaciones de la talla con parámetros fisiológicos, mortalidad y la dinámica de las sucesiones epifíticas (Zotz, 2004).

MÉTODOS DE INVENTARIOS

La unidad de muestreo en los estudios de comunidades de epífitas se puede hacer en base a diferentes escalas espaciales: el hospedero (Fig. 7.3A) o alguna unidad de área (Fig. 7.3B) (Cuello, 1998). Johansson (1974) sugirió que una comparación ideal debe ser realizada en base a las mismas especies y tamaño de los árboles hospederos debido a que con frecuencia se encuentra una fuerte correlación entre el forófito y su flora epifítica. También ha sido sugerido que árboles individuales pueden ser considerados como “situación isla” para las plantas epífitas, ya que el número de epífitas puede estar positivamente correlacionado con las dimensiones del follaje (Yeaton y Gladstone, 1982).

El muestreo en base al área puede proporcionar más ventajas a la hora de organizar diseños que permitan hacer comparaciones, y preferentemente en muestras cuadradas con tamaños pequeños a intermedios, siendo la propuesta de Sudgen y Robins (1979) de 100 m² una buena opción en base a toda la comunidad que puede encontrarse por hospederos



Figura 7.3. Unidades de muestreo más comunes en los estudios de ecología de epífitas vasculares; A. el tallo y la copa del árbol hospedero o forófito y B. la parcela o transecto (B) © J. Ferro.

(Cuello, 1998). Un elemento que pudiera contribuir a reforzar lo anterior es que la determinación del cociente epifítico que se calcula en base a la utilización de áreas en la comparación (Gentry y Dodson, 1987, Rauer, 1995, Nieder *et al.*, 1996-1997) y este indicador podría ser importante para análisis regionales para la conservación y el manejo.

Las epífitas se deberán monitorear de acuerdo al tipo de investigación que se diseñe. En la época de lluvia se facilita la identificación *in situ* de las especies, pues la mayoría están

florecidas. Las variables comúnmente evaluadas en los inventarios y monitoreos de epífitas vasculares son:

1. *Composición de las comunidades de epífitas vasculares.* Para identificar las especies, se utiliza el método de observación directa y a distancia (Johansson, 1974, Cuello, 1998). Siempre que sea necesario se sugiere el uso de binoculares. Basados en la composición de especies del sinucio epifítico se han nombrado asociaciones fitosociológicas en comunidades de epífitas vasculares (Catling y Levkovitch, 1989, Navarro, 2001, Hernández-Rosas y Carlsen, 2003), aunque no todos los autores apoyan este enfoque (Benzing, 1990).

2. *Variantes de epifitismo.* Se puede emplear la clasificación de las epífitas según la naturaleza de uso del forófito (Kress, 1986, Benzing, 1990, Hechavarría *et al.*, 2002) que incluye las siguientes categorías:

- * Holoepífitas, aquellas que permanecen todo su ciclo de vida sobre el forófito (epífitas obligadas o verdaderas)
- * Hemiepífitas, las especies que pasan parte de su ciclo de vida sobre el forófito (primarias y secundarias)
- * Epífitas casuales o facultativas, especies en las que algunos individuos de la población son epífitas mientras el resto son terrestres, y en cualquier caso completan su ciclo de vida.
- * Semi-epífita trepadora, planta que trepa por el árbol hospedero empleando raíces adventicias y en algún momento de su desarrollo logra independizarse de la tierra.

3. *Riqueza de especies.* Número de especies epifíticas en cada muestra. La relación riqueza-abundancia resulta interesante para comparaciones, pues dan la medida de los cambios sufridos dentro de la comunidad, igualmente deben tenerse en cuenta las variaciones en la preferencia de microhábitats.

4. *Abundancia de epífitas.* Número de individuos por especie epífita. En las epífitas vasculares es muy común el modo de crecimiento clonal, por lo que un parche o colonia, es-

cialmente independiente, es considerado como un individuo (Sandford, 1968).

5. *Constancia.* Presencia de las epífitas vasculares por formaciones vegetales. Se cuantifica para cada especie según la clasificación de Bodenheimer (1955):

$$C = (pm / Pm) \times 100$$

donde: *C* es constancia, *pm* es el número de parcelas en las que aparece la especie y *Pm* es el número total de parcelas. La clasificación permite distinguir las especies en *Constantes* $C > 50\%$, *Ocasionales* $25\% < C < 50\%$ y *Raras* $C < 25\%$.

Teniendo en cuenta al árbol hospedero con sus condiciones específicas como el microhábitat de las epífitas, se proponen evaluar las siguientes variables:

6. *Forófito.* Especie hospedera arbórea o arbustiva que es colonizada por epífitas. La relación planta-planta más estudiada hasta el momento es la que establece la epífita con su planta portadora, sus preferencias de microhábitats, sustratos y patrones de distribución en el forófito (Callaway *et al.*, 2001, Mehlter *et al.*, 2005, Laube y Zotz, 2006).

7. *Abundancia por forófito.* Número de individuos por especie forófito.

8. *Rugosidad de la corteza del forófito.* Las propiedades de la corteza afectan a las epífitas por diferentes vías, a través de: (1) relieve y hábito de crecimiento, (2) estructura o porosidad y (3) composición química (Johansson, 1974; Benzing, 1981). La mayoría de las investigaciones realizadas se resumen a dos estados básicos de la textura de la corteza de los forófitos: lisa y rugosa (Migenis y Ackerman, 1993; Hechavarría, 2003, 2008). Ferro (2004) probó una metodología para documentar la propuesta que especifica detalles que argumentan los fundamentos de dichas categorías:



Figura 7.4. Tipos de corteza de forófitos de epífitas vasculares: A. Corteza lisa de *Bursera simaruba*, B. Corteza medianamente rugosa de *Cordia sebestena*, C. Corteza rugosa de *Cedrela odorata*. © J. Ferro.

* Lisa: corteza completamente lisa o con pequeñas escamas pero con patrón regular liso (Fig. 7.4A).

* Medianamente rugosa: corteza con agrietamiento o fisurado ligero cuyas hendiduras son poco profundas (< 2,5 mm) y escasamente separadas (< 1,5 mm) (Fig. 7.4B).

* Rugosa: corteza cuyo agrietamiento o fisurado tiene hendiduras más profundas ($\geq 2,5$ mm) y más separadas ($\geq 1,5$ mm) (Fig. 7.4C).

9. *Arquitectura del forófito*. Se refiere a la morfología general del forófito, que influye en el anclaje de las plantas, siendo más favorables las ramas y copas semiabiertas, ya que permiten el paso de luz a estratos arbóreos menos altos (Migenis y Ackerman, 1993). Entre

las variables a medir en el campo se pueden incluir:

* Altura del forófito: se puede medir utilizando un clinómetro o estimar utilizando como referencia la longitud de un objeto conocido.

* Radio de la copa: se mide partiendo del punto de ramificación hacia el límite externo de la copa.

* Diámetro del tronco a la altura del pecho: diámetro del tronco a la altura de 1,30 m aproximadamente.

* Número de ramas: se cuentan las ramas primarias a partir de la ramificación del tallo.

10. *Distribución o zonación vertical de las epífitas en el forófito*. La forma en que las comunidades epifíticas se estratifican dentro del forófito está muy relacionada con los requerimientos de humedad e iluminación de las diferentes especies, siendo las zonas más viejas del forófito (centro de la copa y ramas de mayor diámetro) las que albergan el mayor número de especies. En el caso de los arbustos forófitos se sugiere la zonificación propuesta por Bøgh (1992) (Fig. 7.5). De manera general se pueden distinguir hasta cinco zonas:

* Zona 1. Desde la base del tronco hasta los 3 m de altura.

* Zona 2. El resto del tronco desde los 3 m hasta el nacimiento de las primeras ramas.

* Zona 3. El primer tercio (basal) del largo de las ramas.

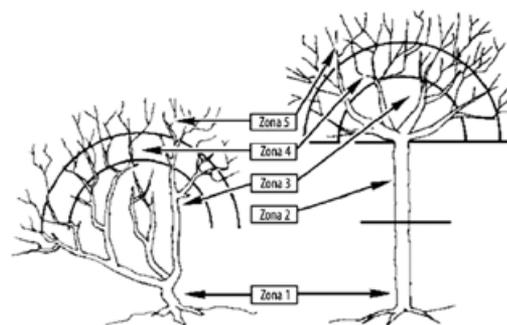


Figura 7.5: Patrón de distribución vertical de las epífitas. Zona 1: mitad inferior del tronco, Zona 2: mitad superior del tronco, Zona 3: ramas primarias, Zona 4: ramas secundarias, Zona 5: ramas terciarias y de demás órdenes superiores; modificado de Johansson (1974) y Bøgh (1992).

* Zona 4. El tercio medio del largo de las ramas.

* Zona 5. El último tercio o exterior del largo de las ramas.

Teniendo en cuenta que el sinucio epifítico es dependiente de la estructura de la vegetación que lo hospeda, se proponen la evaluación de variables que caractericen la estructura y composición de la vegetación en la cual se desarrolla en cuanto a:

11. *Altura media del dosel.* Altura promedio del estrato dominante.

12. *Cobertura del dosel.* El porcentaje de cobertura se puede determinar según James y Shugart (1970), observando el dosel a través de un cilindro plástico de 43 mm de diámetro dividido en su extremo distal en cuatro cuadrantes. Se deben hacer un mínimo de cinco observaciones cada cinco metros a lo largo de la parcela, para un total de 35 puntos que luego son promediados. Este parámetro se debe medir en época de seca y de lluvia.

13. *Densidad del sotobosque.* Las mediciones se pueden hacer durante la época de seca a tres alturas: 0- 0,3 m; 0,3 – 1,0 m y 1,0- 2,0 m utilizando un panel de densidad y contando los cuadros del panel (10 × 10 cm) que tengan cubiertos más de un 50 % de su área (James y Shugart, 1970). Las mediciones se hacen a intervalos de distancias dentro de la unidad de muestreo. Las dos primeras mediciones se realizan desde la posición de cuclillas para evitar el paralelismo.

14. *Densidad de plantas.* Número de individuos por especie no epifítica por unidad de área muestreada (ind/m²).

15. *Diámetro del tronco a la altura de 1,30 m (D_{1,30}).* Este parámetro se medirá utilizando una cinta diamétrica, en su defecto una cinta métrica, calculando el diámetro a partir del perímetro medido. Diámetro = Perímetro/π., a la altura del pecho, aproximadamente 1,30 m. En el caso de los arbustos, este parámetro se mide en el punto de ramificación, para evitar así la pérdida de información y hacer estadísticamente comparable los datos

tomados. Los valores obtenidos se podrán procesar estadísticamente si son agrupados por clases (Migenis y Ackerman, 1993). Las clases diamétricas se establecerán en dependencia de las características estructurales de cada formación vegetal evaluada y su estado al momento de las mediciones. Por ejemplo, en complejo de vegetación de mogote, en la Reserva Ecológica Lomas de Banao, las clases diamétricas establecidas por Hechavarría (2008) fueron:

- Clase 1: $D_{1,3} < 2,5$ cm
- Clase 2: $2,6 < D_{1,3} < 4,0$ cm
- Clase 3: $4,1 < D_{1,3} < 6,0$ cm
- Clase 4: $6,1 < D_{1,3} < 10,0$ cm
- Clase 5: $10,1 < D_{1,3} < 16,0$ cm
- Clase 6: $D_{1,3} > 16,1$ cm

DISEÑO DE MUESTREO

La fragmentación de los hábitats trae consigo alteraciones de la cobertura del dosel, la estructura de la vegetación y de las variables microclimáticas del bosque como el incremento de la luminosidad y la disminución de la humedad (Saunders *et al.*, 1991). La implantación de las comunidades epifíticas puede ser considerada como un indicador de hábitats estables y equilibrados. El restablecimiento de las comunidades epifíticas está en dependencia de la adaptabilidad de cada especie o familia. En este sentido, las orquídeas y bromeliáceas poseen características favorables para el xerofitismo, lo que les permite sobrevivir en ecosistemas degradados, mientras helechos y aráceas son más abundantes en bosques naturales. De esta forma, se modifica el valor de importancia de las familias según los niveles de alteración del bosque (Barthlott *et al.*, 2001).

Debido a la sensibilidad que las epífitas manifiestan al grado de conservación de los bosques, en composición y abundancia de especies, proponemos diseñar un muestreo sencillo, basado en la comparación de la riqueza y abundancia de especies, entre diferentes tipos de manejo o grados de conservación de un tipo de formación vegetal. Para el diseño del muestreo se propone usar el ciclo de indaga-

ción propuesto por Feinsinger (2004), basado en una secuencia lógica de cómo abordar el diseño de estudio de campo para la biología de la conservación de las epífitas vasculares:

1. *Inquietud*. Saber si la composición y abundancia de epífitas vasculares varía en bosques semidecuidos con diferentes grados de conservación.

2. *Pregunta*: ¿Cómo varía actualmente la composición y abundancia de epífitas vasculares en árboles con diámetro a la altura del pecho ($D_{1,30} \geq 1,30$ m) mayores a 10 cm entre tres variantes de bosque semidecuido en la Reserva Ecológica Lomas de Banao?

3. *¿Qué se compara?* Tres variantes de bosques semidecuidos: 1. secundario con tratamiento silvicultural, 2. secundario sin tratamiento silvicultural y 3. conservado sin tratamiento silvicultural.

4. *¿Qué se mide?* Riqueza y abundancia de especies de epífitas vasculares.

5. *Muestreo*: Se seleccionarán al menos tres parches de bosques semidecuidos donde se presenten las tres variantes que se comparan (réplicas). Dentro del área o superficie seleccionada dentro de cada bosque se seleccionarán al azar árboles con $D_{1,30}$ mayores de 10 cm. El número de árboles a muestrear se definirá mediante la curva de área mínima y dependerá del punto de inflexión de la curva.

6. *Procesamiento de los datos*. Para caracterizar la composición de las comunidades de epífitas vasculares en cada unidad de muestreo y para facilitar el análisis de la información se propone la confección de curvas de abundancia relativa (Feinsinger, 2004). A partir de los gráficos de las curvas de rango-abundancia se puede mostrar:

- Composición y abundancia de epífitas vasculares por variantes de bosques semidecuidos que se comparan
- Especie forófito con mayor riqueza de especies epifíticas
- Relación especie específica epífita-forófito

- Similitud entre las variantes de bosque semidecuidos comparadas de acuerdo a la composición y abundancia de especies epifíticas.

7. *Reflexión sobre los resultados*. Este es el paso en que se desarrollan las conclusiones del trabajo y las recomendaciones basados en los resultados obtenidos.

En general se puede resumir que el análisis de las comunidades de epífitas vasculares es relevante para comprender aspectos funcionales del ecosistema que las contiene; son excelentes indicadores de estados y dinámicas, a la vez que son especies claves para el mantenimiento de ensamblajes de su fauna asociada. Para el desarrollo de estudios efectivos de epífitas vasculares, varios son los aspectos que deben centrar estas investigaciones, entre los que resaltan la unidad de muestreo.

El Anexo 7.1 resume las unidades de muestreo y áreas de estudio en algunos estudios de epífitas vasculares. Las evaluaciones en base a unidades de área son recomendables para análisis multivariados de mayor alcance, tanto para el enfoque ecosistémico, como el paisajístico. Otro aspecto clave lo constituye el tipo de epífita a considerar, asumiendo que aquella que barre un mayor espectro de tipos puede captar más diversidad, como suele suceder cuando se requieren estudios más integrales. Otras variables de análisis relacionadas con el forófito son importantes como es el caso de su arquitectura y dimensiones, así mismo la distribución zonal vertical; considerar otros factores asociados a la formación vegetal aportan necesaria documentación de proceso que afectan la propia estructura y dinámica de la comunidad evaluada.

LITERATURA CITADA

- Armbruster, P., R. A. Hutchinson y P. Cotgreave. 2002. Factors influencing community structure in a South American tank bromeliad fauna. *Oikos* 96: 225-234.
- Barkman, J. J. 1958. *Phytosociology and ecology of cryptogamic epiphytes*. Van Gorkum: Holland.
- Barthlott, W., V. Schmit-Neuerburg, J. Nieder y S. Engwald. 2001. Diversity and abundance of vascular epiphytes: a comparison of secondary

- vegetation and primary montane rain forest in the Venezuelan Andes. *Plant Ecology* 152: 145-156.
- Benavides, A. M., A. J. Duque, J. F. Duivenvoorden, A. Vasco y R. Callejas. 2005. A first quantitative census of vascular epiphytes in rain forests of Colombian Amazonia. *Biodiversity Conservation* 14: 739-758.
- Benzing, D. H. y A. Renfrow. 1971. The biology of the atmospheric bromeliad *Tillandsia circinnata* Schlecht. I. The nutrient status of populations in South Florida. *American Journal of Botany* 58: 857- 873.
- Benzing, D. H. 1981. Bark surfaces and the origin and maintenance of diversity among angiosperm epiphytes: a hypothesis. *Selbyana* 5: 248-255.
- Benzing, D. H. 1990. *Vascular epiphytes: General biology and related biota*. Cambridge. Univ. Press, New York. 354 pp.
- Blüthgen, N., M. Verhaagh, W. Goitía y N. Blüthgen. 2000. Ant nests in tank bromeliads – an example of non-specific interaction. *Insectes Sociaux* 47: 313-316.
- Bodenheimer, F. 1955. *Précis d'écologie animale*. Ed. Payet, Paris. 315 pp.
- Borhidi, A. 1996. *The phytogeography and vegetation ecology of Cuba*. 2nd Edition. Akadémiai Kiadó, Budapest. 870 pp.
- Bøgh, A. 1992. Composition and distribution of the vascular epiphyte flora of an Ecuadorean montane rainforest. *Selbyana* 13: 25-34.
- Braun-Blanquet, J. 1979. *Fitosociología. Bases para el estudio de las comunidades naturales vegetales*. H. Blume Ediciones, Datura, España: 185- 197
- Callaway, R. M., K.O. Reinhart, S. C. Tucker y S. C. Pennings. 2001. Effects of epiphytic lichens on host preference of the vascular epiphyte *Tillandsia usneoides*. *Oikos* 94 (3): 433-441
- Catling, P. M., V. R. Brownell y L. P. Lefkovich. 1986. Epiphytic orchids in a Belizean grapefruit orchard: distribution, colonization and association. *Lindleyana* 1: 194- 202.
- Catling, P. M. y L. P. Lefkovich. 1989. Associations of vascular epiphytes in a Guatemalan cloud forest. *Biotropica* 21: 35-40.
- Cuéllar Araújo, N. 2001. Caracterización del epifitismo vascular en la Región Oriental de Cuba. Tesis en opción al Título de Licenciado en Ciencias Biológicas. Universidad de Oriente, Santiago de Cuba.
- Cuéllar Araújo, N. 2008. *Ecología de epifitas vasculares en dos formaciones vegetales de la Reserva Ecológica Siboney-Jutici, Santiago de Cuba*. Tesis de Maestría en Ciencias Botánicas, Mención Sistemática de Plantas Superiores. Universidad de La Habana-Jardín Botánico Nacional, La Habana.
- Cuello, N. L. 1998. A review of sampling procedures for the study of vascular epiphytic species diversity in Neotropical montane forests. *Herbario Universitario PORT, Programa de Recursos Naturales Renovables, UNELLEZ-Guanare, Venezuela*. 11 pp.
- Feinsinger, P. 2004. *Diseño de estudios de campo para la conservación de la biodiversidad*. Editorial FAN. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia, 242 pp.
- Ferro Díaz, J. O. Borrego Fernández, A. Díaz Cordero. 2000. Ecología de orquídeas epífitas de la Reserva de Biosfera Península de Guanahacabibes, Cuba. *Memorias del IV Congreso Latinoamericano de Ecología*, Universidad de San Agustín, Arequipa, Perú, 123 - 126 pp.
- Ferro Díaz, J.; N. Ferro Díaz y F. Delgado Fernández. 2003. La comunidad de epifitas vasculares de Ciénaga Lugones, Península de Guanahacabibes, Cuba. Pp. 291-302. En: *Humedales de Iberoamérica* (J. J. Neiff, Ed.). CYTED Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo.
- Ferro Díaz, J. 2004. Efectos del aprovechamiento forestal sobre la estructura y dinámica de la comunidad de epifitas vasculares del bosque semidecíduo notófilo de la Península de Guanahacabibes, Cuba. Tesis en opción al grado científico de Doctor en Ciencias Forestales. Universidad de Pinar del Río, Cuba, 108 pp.
- Ferro Díaz, J. y J. Delgado. 2005. Biología de la conservación de epifitas vasculares, patrones de cambios sucesionales e indicadores ambientales de manejo en la Reserva de la Biosfera Península de Guanahacabibes, Pinar del Río. *Memorias del IX Encuentro de Botánica "Johannes Bissein memoriam"*.
- Frank, J. H. 1983. Bromeliad phytotelmata and their biota, especially mosquitoes. Pp. 101-128. En: *Phytotelmata: Terrestrial plants as hosts for aquatic insect communities* (Frank, J.H. y L.P. Lounibos, Eds). Plexus, Medford.
- Frank, J. H., S. Sreenivasan, P. J. Benschoff, M. A. Deyrup, G. B. Edwards, S. E. Halbert, A. B. Hamon, M. D. Lowman, E. L. Mockford, R. H. Scheffrahn, G. J. Steck, M. C. Thomas, T. J. Walker y W. C. Welbourn. 2004. Invertebrate animals extracted from native *Tillandsia* (Bromeliales: Bromeliaceae) in Sarasota County, Florida. *Journal of Tropical Ecology* 87 (2): 176-185.
- Freiberg, M. y E. Freiberg. 2000. Epiphyte diversity and biomass in the canopy of lowland and

- montane forests in Ecuador. *Journal of Tropical Ecology* 16: 673-688.
- Gentry, A. y C. Dodson. 1987. Diversity and biogeography of Neotropical vascular epiphytes. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 74 (2): 205-233.
- Gradstein, S. R., P. Hietz, R. Lücking, A. Lücking, J. M. Sipman, H. F. M. Vester, J. H. D. Wolf y E. Gardette. 1996. How to sample the epiphytic diversity of tropical rain forests. *Ecotropica* 2: 59-72.
- Gradstein, S. R., N. M. Nadkarni, T. Krömer, I. Holz y N. Nöske. 2003. A protocol for rapid and representative sampling of vascular and non vascular epiphyte diversity of tropical rain forests. *Selbyana* 24 (1): 105-111.
- Hechavarría, L., R. Oviedo y B. K. Holst. 2002. Epiphytic Angiosperms of Cuba. *Selbyana* 23 (2): 224-244.
- Hechavarría, L. 2003. Ecología de epífitas vasculares de dos mogotes de la Reserva Ecológica Alturas de Banao, Sancti Spiritus. *Tesis de Maestría en Ciencias Botánicas*. Jardín Botánico Nacional. Universidad de La Habana. Cuba.
- Hechavarría, L. 2008. Epifitismo vascular en dos alturas cársicas de la Reserva Ecológica Alturas de Banao, Sancti Spiritus, Cuba Central. *Acta Botánica Cubana* 200: 1-8.
- Hechavarría L. 2016. Conservación de las epífitas vasculares en Guamuha. *Bissea* 10 (NE 1): 84.
- Hernández-Rosas, J. y M. Carlsen. 2003. Estructura de las sinusias de plantas del dosel en un portador (*Eschweilera parviflora*, Lecythidaceae) del bosque húmedo tropical del Alto Orinoco, Estado Amazonas, Venezuela. *Ecotrópicos* 16(1): 1-10.
- Hernández-Rosas, J. 1999. Diversidad de grupos funcionales de plantas del dosel de un bosque húmedo tropical del Alto Orinoco, Estado Amazonas, Venezuela. *Ecotrópicos* 12(1): 33-48.
- James, F. C. y H. Shugart. 1970. A quantitative method of habitat description. *Audobon Field Notes* 24: 727-736
- Johansson, D. R. 1974. Ecology of vascular epiphytes in West African rain forest. *Acta Phytogeographica Suecica* 59: 1-129.
- Kelly, D. L., V. J. Tanner, E. M. NicLughadha y V. Kapos. 1994. Floristic and biogeography of a rain forest in the Venezuelan Andes. *Journal of Biogeography* 21:421-440
- Kress, W. J. 1986. The systematic distribution of vascular epiphytes: an update. *Selbyana* 9: 2-22.
- Küper, W., H. Kreft, J. Nieder, N. Köster y W. Barthlott. 2004. Large-scale diversity patterns of vascular epiphytes in Neotropical montane rain forests. *Journal of Biogeography* 31: 1477-1487.
- Larrea, M. 1997. Respuesta de las epífitas vasculares a diferentes formas de manejo del bosque nublado, bosque protegido Sierrazul, Zona de amortiguamiento de la Reserva Ecológica Cayambe-Coca, Napo, Ecuador. Pp. 321-346. En: *Estudios Biológicos para la Conservación* (Mena, P.A. et al., Eds.). Eco-Ciencia, Quito.
- Laube, S. y G. Zotz. 2006. Neither host-specific nor random: vascular epiphytes on three tree species in a Panamanian lowland forest. *Annals of Botany* 97: 1103-1114.
- Lowman, M. y N. M. Nadkarni. 1995. *Forest canopies: a review of research on this biological frontier*. London.
- Mehlreter, K., A. Flores-Palacios y J. G. García-Franco. 2005. Host preferences of low-trunk vascular epiphytes in a cloud forest of Veracruz, Mexico. *Journal of Tropical Ecology* 21: 651-660.
- Migenis, L. E. y J. D. Ackerman. 1993. Orchid-epiphyte relationships in a forest watershed in Puerto Rico. *Journal of Tropical Ecology* 9: 231-240.
- Nadkarni, N. M. 1984. Epiphyte biomass and nutrient of a neotropical Elfin Forest. *Biotropica* 16 (4): 249-256.
- Nadkarni, N. M. y K. Ferrell-Ingram. 1992. A bibliography of biological literature on epiphytes: an update. *Selbyana* 13: 3-24.
- Nadkarni, N. M., T. J. Matelson y W. A. Haber. 1995. Structural characteristics and floristic composition of a Neotropical cloud forest, Monteverde, Costa Rica. *Journal of Tropical Ecology* 11: 481-495.
- Navarro, G. 2001. Contribución al conocimiento fitosociológico de la vegetación de epífitas vasculares del centro y sur de Bolivia. *Revista Boliviana de Ecología* 10: 59-79.
- Nieder, J., P. L. Ibish y W. Barthlott. 1996 - 97. Diversidad de epífitas una cuestión de escala. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 17- 18: 59-61.
- Nieder, J. y G. Zotz. 1998. Methods of analyzing the structure and dynamics of the vascular epiphyte communities. *Ecotropica* 4: 33-39.
- Oquendo, T. y J. C. Reyes. 1998. Estudio eco-florístico del sinucioepifítico en el gradiente altitudinal Siboney-Gran Piedra, Santiago de Cuba. *Trabajo de Diploma*. Universidad de Oriente.

- Paredes, J. 1995. *Ecología de orquídeas epifitas en la Península de Guanahacabibes, Cuba*. Trabajo de Diploma. Facultad Forestal. Universidad de Pinar del Río, Cuba.
- Sandford, W. W. 1968. Distribution of epiphytic orchids in Nigeria in relation to each other and to geographic location and climate, type of vegetation and tree species. *Journal of Ecology* 56: 597- 705.
- Sudgen, A.M. & R.J. Robins. 1979. Aspects of the ecology of vascular epiphytes in Colombian cloud forest, I. The distribution of the epiphytic flora. *Biotropica*. 11(3):173-188.
- Zotz, G. 2004. Long-term observation of the population dynamics of vascular epiphytes. En: *Results of worldwide ecological studies. Proceedings of the 2nd Symposium of the A.F.W. Schimper-Foundation* (S. W. Breeckle, B. Schweizer y A. Fangmeier, Eds.). 119-127.
- Zotz, G. 2007. Johansson revisited: the spatial structure of epiphyte assemblages. *Journal of Vegetation Science* 18: 123-130.
- Zotz, G., P. Hietz, y G. Schmidt. 2001. Small plants, large plants: the importance of plant size for the physiological ecology of vascular epiphytes. *Journal of Vegetation Science* 52 (363): 2051-2056.

Anexo 7.1. Resumen del diseño de algunos estudios publicados sobre ecología de epífitas vasculares.

Criterio de muestreo	Unidad de muestreo y área de estudio	Referencia
Todos los árboles $D_{1,30} \geq 10\text{cm}$	10 parcelas de $10 \times 10\text{ m}$. Bosque nublado, Serranía de Macuira, Colombia.	Sudgen y Robins (1979)
Todos los árboles y arbustos $D_{1,30} \geq 1,25\text{ cm}$	20 Transectos de 2 m de ancho y de longitud variable. Bosque nublado, Sierra de las Minas, Guatemala.	Catling y Lefkovich (1989)
Todos los árboles $D_{1,30} \geq 5\text{cm}$	una parcela de $5 \times 35\text{ m}$. Bosque montano, Ecuador.	Bøgh (1992)
Todos los árboles $D_{1,30} \geq 2,5\text{ cm}$	17 Transectos de 7,8 m de ancho y de largo variable. Bosque de galería, Bosque Experimental de Luquillo, Puerto Rico.	Migenis y Ackerman (1993)
12 Árboles	Seleccionados al azar en 60 parcelas de $12 \times 12\text{ m}$. Bosque montano, Mérida, Venezuela.	Kelly <i>et al.</i> (1994)
90 individuos de una especie específica de árbol	1 transecto con límites altitudinales. Bosque nublado, Sierra Azul, Napo, Ecuador.	Larrea (1997)
Todos los árboles y arbustos	3 parcelas de $25 \times 25\text{ m}$. Bosque semideciduo, Península de Guanahacabibes, Pinar del Río, Cuba	Ferro <i>et al.</i> (2000)
Todos árboles y arbustos con $D_{1,30} \geq 1,5\text{ cm}$	1 parcela de $10 \times 10\text{ m}$. Bosque semideciduo, Ciénaga de Lugones, Península de Guanahacabibes, Pinar del Río, Cuba.	Ferro <i>et al.</i> (2003)
Todos los árboles, arbustos y lianas con $D_{1,30} > 4\text{ cm}$	1 parcela de 625 m^2 . Bosque semideciduo, Península de Guanahacabibes, Pinar del Río, Cuba	Ferro (2004)
Todos los árboles y arbustos	Complejo de Vegetación de mogotes, Banao, Sancti Spiritus, Cuba.	Hechavarria (2008)
Todos los árboles y arbustos	Matorral xeromorfo costero Siboney, Santiago de Cuba, Cuba.	Cuéllar (2008)

CAPÍTULO

8

MÉTODOS DE INVENTARIO DE PLANTAS



MÉTODOS DE INVENTARIO DE PLANTAS

LISBET GONZÁLEZ-OLIVA¹

JORGE FERRO DÍAZ²

DIANA RODRÍGUEZ-CALA¹

ROSALINA BERAZAÍN³

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales

3. Jardín Botánico Nacional



Euphorbia podocarpifolia. © L. González-Oliva

INTRODUCCIÓN

Cuba alberga la mayor riqueza de plantas del Caribe insular y es considerada entre las cuatro islas con mayor número de especies vegetales del mundo y la primera en número de táxones por kilómetro cuadrado. Acevedo-Rodríguez y Strong (2010) reportaron para Cuba 5 778 táxones nativos de espermatofitos con 51,4 % de endemismo; recientemente, González-Torres *et al.* (2016) situaron la cifra de plantas vasculares en 6 950 táxones. No obstante, cuando se incluyen los pteridofitos y los briofitos, la flora cubana alcanza los 7 500 táxones (González-Torres *et al.*, 2013), con similar porcentaje de endemismo. Aunque el archipiélago cubano no posee ninguna familia botánica endémica, la cifra de géneros endémicos asciende actualmente a 63 (Berazaín, 2008) lo que constituye otro elemento que sitúa a la isla entre los sitios de gran importancia para la conservación de la diversidad vegetal mundial.

En general, se puede decir que la flora cubana es bien conocida. A mediados del siglo pasado ya se disponía de una obra *Flora de Cuba* que en la actualidad sigue siendo de imprescindible consulta (León, 1946; León y Alain,

1951; Alain, 1953, 1957 1964, 1974). Sin embargo, durante las últimas décadas nuevos métodos de estudio se están empleando para apoyar la taxonomía y se han multiplicado las prospecciones en áreas naturales. En concordancia, la comunidad botánica cubana se encuentra inmersa en un proyecto de actualización de los tratamientos taxonómicos de todas las familias de flora a escala nacional. Esta tarea es primordial para la delimitación correcta de las especies que serán objeto de conservación y manejo.

El conocimiento del estado de conservación de las plantas cubanas es aceptable con 66 % de la flora evaluada en la actualidad (González-Torres *et al.*, 2016). De las especies evaluadas, 46 % tiene algún grado de amenaza y 25 táxones se consideran extintos (González-Torres *et al.*, 2016). Entre las principales amenazas que afectan la conservación de la flora cubana destacan las invasiones de plantas exóticas (especies exóticas invasoras), así como la pérdida y modificación de hábitat, provocada por actividades productivas como ganadería, agricultura, minería, forestación y desarrollo de infraestructuras turísticas (Urquiola *et al.*, 2010; González-Oliva *et al.*, 2014, 2015; González-Torres *et al.*, 2016).

Particularmente, las invasiones vegetales son una considerable amenaza no solo para especies nativas sino para varios tipos de formaciones vegetales, como los bosques de galería y las sabanas seminaturales (Oviedo *et al.*, 2012). A la fecha se dispone de un inventario nacional que lista 337 especies vegetales invasoras y otras 241 potencialmente invasoras (Oviedo y González-Oliva, 2015).

En los últimos 40 años se han publicado varias clasificaciones de formaciones vegetales de Cuba, aunque destaca la de Capote y Berazaín (1984) por ser la más utilizada. Asimismo, se han descrito más de 100 asociaciones vegetales (*e. g.* Borhidi, 1991; Martínez *et al.*, 2010; Martínez, 2014) y se han publicado varias fito-regionalizaciones de la isla (*e. g.* Borhidi, 1991; Samek, 1973). Durante este periodo también se han llevado a cabo numerosos estudios de la flora y vegetación local a lo largo y ancho del territorio nacional. La mayor parte de estos se han enfocado en documentar la composición de especies mediante listados florísticos y en algunas ocasiones se han empleado aproximaciones semi-cuantitativas para estudiar la vegetación (*e. g.* Borhidi, 1991; Capote *et al.*, 1983; Martínez y Reyes, 2015). No obstante, los inventarios basados en protocolos estandarizados y con aproximaciones cuantitativas, continúan siendo una necesidad esencial para obtener información actualizada que guíe las estrategias de manejo y el uso sostenible de la biodiversidad vegetal.

Los inventarios de plantas usualmente han tenido como objetivo listar de forma exhaustiva las especies vegetales presentes en un sitio. Sin embargo, un inventario puede abarcar mucho más, dado que es una medida puntual en el tiempo de uno o varios elementos de la biodiversidad vegetal de un área (Elzinga *et al.*, 1998). Por ello, los inventarios también pueden ser diseñados para determinar el número de individuos de una o unas pocas especies individuales, su hábitat y/o el estado actual de ciertos procesos que las involucran. Asimismo, pueden ser diseñados para evaluar las formas en que las especies se encuentran espacialmente y temporal-

mente distribuidas en una región, lo que le da al paisaje una fisionomía o aspecto que lo caracteriza e identifica (*e. g.* un bosque es completamente reconocible como tal y distinguible de una sabana o un pastizal; Fig. 8.1). La información recolectada durante un inventario también puede constituir la línea base o el primer dato durante un estudio de monitoreo. En este sentido, sus resultados podrían servir para evaluar los efectos de catástrofes como huracanes o incendios, de cambios de uso de suelo o para estudiar procesos de un ecosistema o recursos vegetales usados por algún grupo animal.

MÉTODOS DE INVENTARIO PARA PLANTAS

Todo estudio científico requiere de una adecuada planificación para evitar pérdidas de tiempo y esfuerzo al recolectar datos que luego no tienen gran utilidad o no dan respuesta a los objetivos originales de la investigación. La planificación de un inventario debe considerar dos elementos claves: (1) tener claro los objetivos de dicha investigación y conocer el o los sistemas biológicos con los que se va trabajar y (2) seleccionar la metodología de muestreo, que implica no sólo el método de muestreo sino cómo hacerlo. Luego, puede procederse a tomar los datos que posteriormente tendrán que ser procesados, resumidos y presentados. A continuación se presentan detalles de cada uno de estos pasos.

OBJETIVOS DEL INVENTARIO

Las especies de plantas dentro de una comunidad vegetal pueden diferir grandemente en talla y forma. Un bosque cubano tiene árboles desde 5 m hasta 20 m con troncos y copas de variado tamaño, arbustos y hierbas de hasta 60 cm, erguidas o cespitosas. También epífitas, que frecuentemente han sido estudiadas como un gremio independiente, trepadoras, así como plántulas y juveniles que forman parte de la regeneración natural de las especies de la comunidad vegetal. Con seguridad este bosque estará también habitado por musgos y otras especies de hierbas o arbustos con crecimiento clonal. Estas plantas crecen como un set de raíces o ramas entrelazadas



Figura 8.1. Comunidades vegetales cubanas que difieren en fisionomía y hábito de las plantas más abundantes. A. Bosque pluvial en la región del Turquino con abundantes epífitas, B. Herbazal en la región costera al sur de La Habana y C. Bosque de ciénaga al sur de La Habana con abundantes helechos y regeneración natural de palma manaca y ocuje en su sotobosque. © L. González-Oliva (A) y © D. Rodríguez-Cala (B, C).

formando parches donde distinguir un individuo de otro es imposible.

Debido a la condición clonal de los musgos y algunos arbustos, hierbas, helechos y plantas acuáticas puede ser difícil evaluar su abundancia mediante el número de individuos. En estos casos podrían ser útiles aproximaciones alternativas que han sido desarrolladas y utilizadas en el estudio y censo de plantas, como son la cobertura y biomasa, aunque también han sido utilizadas la densidad y la frecuencia. Por ello es imprescindible conocer la comunidad vegetal o la especie de interés para

decidir qué aproximación utilizar para evaluar su composición (*sensu* Noss, 1990).

Entre estas aproximaciones se encuentran:

- * La abundancia: es el número de individuos de una especie o de una clase demográfica en la muestra; en este caso se denomina abundancia absoluta. Cuando el número de individuos es expresado respecto a la proporción del total de individuos de la muestra se denomina abundancia relativa.
- * La densidad: es el número de individuos por unidad de área.

* La cobertura: es una medida del porcentaje de superficie cubierta por las partes aéreas de las plantas de una especie o de una muestra.

* La biomasa: es usualmente el peso de las partes de las plantas de una especie o muestra. En la mayoría de los casos sólo se incluyen las partes aéreas en la estimación de biomasa.

* La frecuencia: es una medida de la probabilidad de encontrar un individuo de una especie en un área muestreada y se obtiene mediante conteos o registros de presencia.

En Cuba, en las últimas décadas, ha sido muy usada la aproximación de cobertura. En términos de gestión ambiental y biodiversidad el porcentaje de cobertura boscosa es el indicador fundamental de progreso, que aunque constituye un indicador eficaz para el manejo de bosques posee cuatro grandes debilidades: (1) no distingue entre especies nativas, exóticas e invasoras; (2) no da valor a varios de los más diversos ecosistemas nativos cubanos como matorrales sobre serpentinas y carso, que son importantes para la fauna, proveen servicios ecosistémicos y, además, albergan a muchos de los elementos que hacen a Cuba un país privilegiado dentro del *hotspot* Caribe por la riqueza y endemismo de su biodiversidad vegetal; (3) no da valor a las sabanas con palmas y (4) puede sobrestimar o subestimar los resultados derivados de acciones de gestión, lo que sin dudas podría desviar los esfuerzos de manejo e investigación, influir incorrectamente en la toma de decisiones y/o limitar el alcance real de los resultados.

En términos de investigación de plantas cubanas la cobertura ha estado frecuentemente enmarcada en los estudios de vegetación siguiendo el método de Braun-Blanquet (1964). Sin embargo, los cambios ocurridos a corto y mediano plazo en un lugar son muy difíciles de detectar si utilizamos los valores semi-cuantitativos de cobertura producidos con este método. El número de individuos es más apropiado para ello, y es además, muy útil para evaluar el estado de conservación de una especie y trazar estrategias de gestión y manejo en áreas protegidas. O sea, en la

mayoría de los casos es recomendable utilizar la abundancia en lugar de la cobertura. Por supuesto, siempre que las características morfológicas y los objetivos del inventario lo permitan.

Los objetivos del inventario podrían ser:

* La diversidad de especies vegetales (que podría derivar en una lista de especies, índices de biodiversidad, curvas de rango-abundancia, o valores de cobertura de cada especie).

* El estado de la población de una especie focal (dirigido a evaluar el tamaño poblacional y la estructura en edades, así como la distribución y agregación espacial).

* Los rasgos de la vegetación (enfocado a la estructura de la comunidad vegetal, incluyendo número de estratos, relaciones de dominancia/abundancia, porcentaje de cobertura vegetal y asociaciones florísticas).

Entonces, ¿en qué centrar el inventario?, ¿en la diversidad de especies o en una especie focal? Dependerá de la pregunta a responder. Por ejemplo, si se necesita saber cómo se ha afectado o cómo se va a afectar la biodiversidad nativa de un lugar luego de la invasión de una planta exótica, se debe realizar un inventario a nivel de comunidad vegetal (e. g. Rodríguez-Cala y González-Oliva, 2015) o quizás un estudio de la diversidad de especies en la regeneración natural del área invadida. Si se necesita restaurar un área luego del control de esta invasora, o crear un corredor biológico, el inventario debe dirigirse a la regeneración natural y/o asistida a la par que se estudian procesos como la germinación, crecimiento y establecimiento de los individuos juveniles de las especies focales (e. g. Sánchez *et al.*, 2009a, 2009b). Pero si se necesita saber si se ha incrementado el nivel de infestación de esta misma planta invasora y su impacto sobre una especie endémica amenazada, entonces el foco del inventario deberá estar centrado en la especie invasora o ambas especies (e. g. Romero-Jiménez *et al.*, 2015; Testé *et al.*, 2015).

La herramienta más usada en las últimas décadas para evaluar diversidad de especies vegetales en Cuba han sido las listas de especies. Esta aproximación es útil si se pretende saber rápidamente y con poco esfuerzo cuáles son las especies que habitan un lugar o cuáles son sus valores en términos de flora. Sin embargo, este tipo de información, por sí sola, es usualmente insuficiente y limita la toma de decisiones respecto a la biodiversidad. Si se pretende conservar, hacer una gestión ambiental eficaz o verificar la efectividad de ciertos tipos de manejo mediante el monitoreo, debemos ir más allá de las listas de especies vegetales y de la cobertura boscosa.

Quizás una de las aproximaciones más útiles y sencillas para realizar un inventario a nivel de comunidad es centrarnos en la composición y abundancia de las especies de plantas. A partir de los datos de identidad y número de individuos o cualquier medida de abundancia relativa por especie, se puede extraer una gran cantidad de información útil para conocer el estado y tendencia de la comunidad estudiada (*e. g.* análisis de nativas/endémicas/amenazadas con respecto a invasoras, análisis de dominancia y estructura, análisis por grupos funcionales, sucesiones ecológicas). Asimismo, si se quiere evaluar el estado o tendencia de una o más especies la aproximación más sencilla es centrarse en su abundancia y distribución, pero también podría ser útil considerar la relación adultos/jóvenes o la estructura en clases de edad o estados (*e. g.* Barrios, 2012; Granado, 2015; Gómez-Hechevarría, 2016). Tales enfoques podrían ser importantes para especies indicadoras, dominantes, sombrillas, amenazadas de extinción y para especies invasoras que se quisieran controlar.

SELECCIÓN DE LA METODOLOGÍA DE MUESTREO

En este punto son varias las cuestiones a decidir y tener en cuenta. Se deberá elegir, por supuesto, el modo o método de estudio o registro de la variable de interés, y puntualizar los materiales requeridos y procedimientos del método escogido. Pero también habrá que

decidir qué tipo de muestreo es el más adecuado según el objeto de estudio, las condiciones de trabajo y el objetivo. Asimismo deberá decidirse la unidad muestral, su forma y dimensiones, así como el número de unidades (tamaño de muestra) que serán incluidas en el estudio. Durante esta fase previa también debe identificarse, al menos preliminarmente, cómo serán resumidos y analizados los datos que se obtendrán durante el muestreo y cómo serán presentados los resultados derivados, siempre en función de los objetivos del inventario.

SELECCIONAR LA UNIDAD MUESTRAL (FORMA Y DIMENSIONES)

Si lo que se pretende es inventariar una población muy pequeña de una especie de planta amenazada restringida a una región relativamente reducida, el conteo total de individuos (Bullock, 2006) podría ser el método más apropiado (*e. g.* González-Oliva, 2010; Betancourt *et al.*, 2015). Este método consiste en contar cada uno de los individuos, o sea, no implica tomar muestras para estimar la variable de interés, sino que abarca el total de individuos de la población o la comunidad. No obstante, el número real de situaciones en los que sería práctico hacer un conteo total es mucho menor de lo que pueda imaginarse. En la mayoría de los estudios este método consumiría demasiado tiempo y esfuerzo para ser conveniente.

Es por ello que casi todos los estudios de plantas enfocados en comunidades o poblaciones, requieren muestreos y muestras. Si se dividiera un bosque en pequeñas porciones iguales (*e. g.* cuadrados de 10 × 10 m), cada una de estas pequeñas porciones constituye una unidad muestral potencial. La selección de la forma y dimensiones de la unidad muestral depende igualmente del objetivo del inventario, de los rasgos morfológicos de las plantas en estudio (*e. g.* no es lo mismo inventariar todas las hierbas que crecen en 10 × 10 m, que todos los árboles) y de la fisonomía de la vegetación (*e. g.* no es lo mismo examinar 10 × 10 m de un bosque de pinos que de un matorral espinoso).

FORMA

Una parcela o cuadrante es cualquier unidad de área delimitada en la vegetación que permita contar las plantas, estimar cobertura o listar especies vegetales (Barbour *et al.*, 1987). La parcela cuadrada ha sido la más usada para inventariar vegetación en Cuba (*e. g.* Borhidi, 1991; Guzmán y Menéndez, 2013; Martínez y Reyes, 2015). El éxito de la parcela cuadrada como unidad muestral se debe quizás a que puede ser empleada en varios tipos de hábitats y su cálculo de área y ubicación en campo es fácil e intuitivo. No obstante, su muestreo requiere de considerable tiempo y esfuerzo. Además, en terrenos heterogéneos o abruptos, como las regiones montañosas, no son eficientes.

Otras formas de la unidad muestral podrían ser más apropiadas para los inventarios, por ejemplo, circular o rectangular. Las parcelas circulares, frecuentemente utilizadas en Cuba para estudiar la vegetación usada por la avifauna (*e. g.* Báez *et al.*, 2016), reducen el efecto de borde porque su relación perímetro/área es menor que en parcelas cuadradas de idéntica superficie. No obstante, es difícil realizar parcelas circulares a menos que se trate de unidades muestrales preformadas, pequeñas y transportables (Matteucci y Colma, 2002). Por otra parte, el empleo de parcelas rectangulares, a semejanza de transectos, facilita el registro de las variables de interés caminando en línea recta, sin necesidad de desplazarse hacia los lados, lo que constituye una ventaja sobre las parcelas cuadradas (Matteucci y Colma, 2002). Muchas veces las parcelas cuadradas implican mucho mayor esfuerzo de trabajo que los transectos, sin considerables mejoras en la calidad de los datos. En numerosas comunidades vegetales cubanas, que tienen una elevada diversidad y densidad de plantas (*e. g.* matorrales), es más conveniente usar transectos que parcelas cuadradas. En ciertos casos, también podría ser más conveniente utilizar puntos de muestreo en lugar de transectos o parcelas.

TAMAÑO

El tamaño de la unidad muestral, ya sea una parcela cuadrada o transecto, dependerá fun-

damentalmente de las características morfológicas de las plantas en estudio y de la capacidad de detectarlas. Diferentes tipos de comunidades vegetales requieren diferentes tamaños de unidad muestral. En comunidades con predominio de pequeñas plantas, elevada densidad de individuos o gran diversidad de especies, es usualmente aconsejable utilizar tamaños pequeños. Si se pretende inventariar una población de una hierba muy pequeña como por ejemplo *Erigeron bellidiastroides* en las arenas cuarcíticas de Los Pretiles o *Amaranthus minimus* en la costa arenosa de Guanahacabibes, las parcelas deben ser menores a 1 m² (González-Oliva, 2010; Rodríguez-Cala *et al.*, 2017). Sin embargo, para inventariar y monitorear manglares cubanos han sido utilizadas parcelas de 10 × 10 m (*e. g.* Guzmán y Menéndez, 2013). Según Sutherland (2006), los tamaños frecuentemente usados son 0,01 – 0,25 m² para musgos, líquenes y comunidades de algas; 0,25 – 16 m² para hierbas, arbustos pequeños, plantas acuáticas y comunidades herbáceas; 25 – 100 m² para arbustos altos y comunidades arbustivas; 400 – 2500 m² para árboles y bosques. No obstante, la decisión del tamaño de la unidad muestral deberá depender de las características del sitio, objetivo del inventario así como del número de personas y el tiempo disponible para realizar el trabajo.

Una práctica útil si se quiere estudiar una comunidad vegetal o la vegetación de un sitio es utilizar unidades muestrales anidadas de diferentes tamaños. Por ejemplo, dentro del transecto de 4 × 20 m para el estrato arbóreo y sotobosque, situar una pequeña parcela de 1 × 1 m para la regeneración natural; o bien dentro de una parcela de 10 × 10 m para estrato arbóreo, situar otra parcela de 4 × 4 m para evaluar el sotobosque y dentro de esta última a su vez ubicar otra de 1 × 1 m para el estrato herbáceo (Fig. 8.2).

Particularmente, para los estudios de vegetación existe un método para identificar el tamaño ideal de la unidad muestral en un tipo de vegetación dada, conocida como área mínima (Fig. 8.3AB). Este método propuesto por Braun-Blanquet (1964) permite hallar el

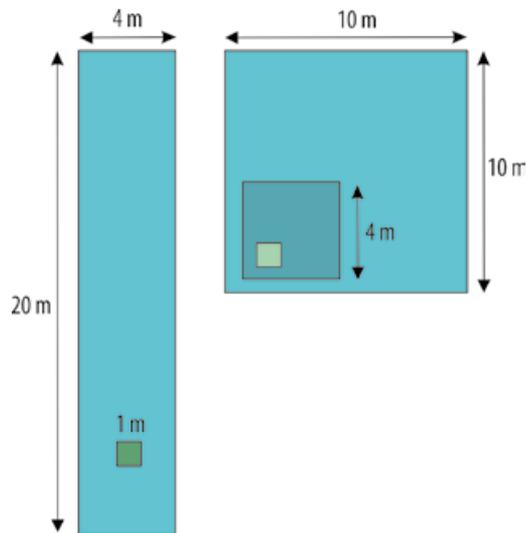


Figura 8.2. Ejemplos de disposición anidada de unidades muestrales de diferente tamaño para optimizar tiempo y esfuerzo durante el muestreo de los diferentes componentes de la comunidad vegetal en estudio.

valor por encima del cual la riqueza de especies se hace constante o aumenta muy lentamente (Fig. 8.3B). El procedimiento consiste en tomar una unidad muestral pequeña y registrar el número de especies presentes en ésta. Luego se duplica la superficie ex-

tendiendo la unidad anterior y se registra el número de especies nuevas que aparecen en la unidad duplicada (Fig. 8.3A). Esta operación se repite hasta que el número de especies nuevas disminuye al mínimo y la riqueza permanece constante o casi (Fig. 8.3B). Otra forma de identificar el área mínima consiste en ubicar al azar unidades muestrales de distintos tamaños y luego contar las especies en cada una de ellas. Aunque útil en sitios donde no hay estudios previos de diversidad, este método de muestreo piloto puede tornarse complejo y consumir mucho tiempo en sitios como los matorrales sobre serpentina en los que se concentra una altísima diversidad vegetal. Además, puede obviar la presencia de especies raras (Zippel *et al.*, 2010), como varias especies endémicas que actualmente se encuentran amenazadas.

SELECCIÓN DEL TIPO DE MUESTREO (DISEÑO DEL MUESTREO)

El diseño se refiere a la forma en que se distribuyen las unidades muestrales. En general, se han descrito tres tipos fundamentales de muestreo: aleatorio, sistemático y estratificado. El muestreo aleatorio es el más simple de todos y la base de los demás, pues consiste en

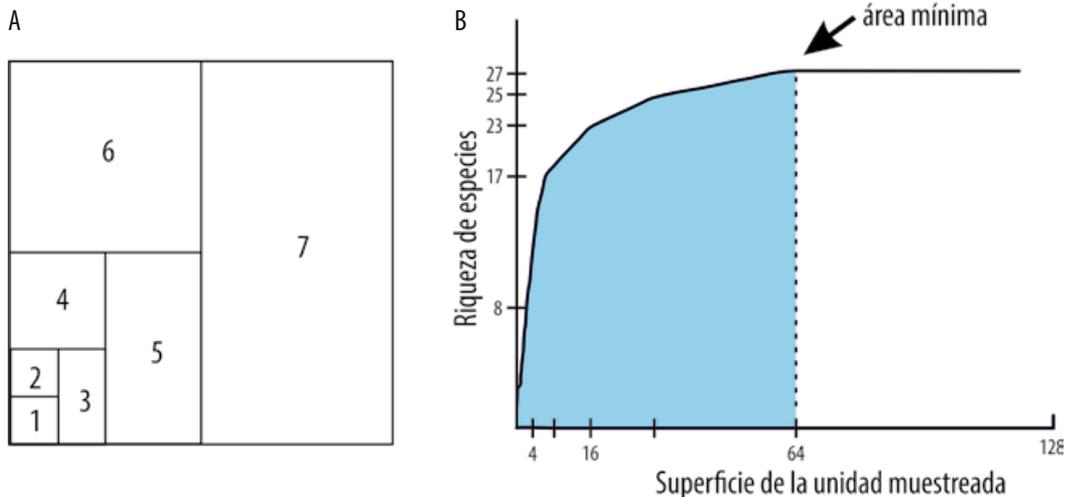


Figura 8.3. A. Procedimiento de duplicación progresiva de la superficie de la parcela que ha sido frecuentemente utilizada para calcular el área mínima de la unidad de muestreo en numerosos estudios de vegetación. B. Curva área-especie construida con el número de especies registradas en cada superficie muestreada donde se visualiza el tamaño ideal de la unidad de muestreo, o sea, el valor del área mínima a utilizar durante el estudio sería el punto donde se estabiliza la curva.

ubicar las unidades muestrales al azar. Una manera de llevar a cabo este procedimiento, es colocar puntos al azar sobre un mapa o esquema del área de trabajo. Otra forma podría ser elegir un punto al azar en el campo, a partir del cual se camina una distancia cuya longitud y dirección es determinada al azar (Matteucci y Colma, 2002). La limitación de este tipo de muestreo en el contexto de Cuba es que solo es adecuado en sitios homogéneos, es decir, donde las características (tipo de suelo, altitud, accesibilidad, etc.) sean similares en toda su extensión. Este rasgo lo hace poco apropiado para varios hábitats como, por ejemplo, las montañas, donde la variación altitudinal de la vegetación es notable y existen muchos lugares intrincados.

Una alternativa muy práctica para sitios heterogéneos o con gradientes ambientales es el muestreo estratificado. Consiste en dividir en secciones o “estratos” el área de trabajo. Cada estrato se maneja independiente del otro y se establece un muestreo, ya sea aleatorio o sistemático, dentro de cada uno. Por su parte, el muestreo sistemático consiste en ubicar las unidades muestrales siguiendo un patrón diseñado previamente. Por ejemplo, desde un punto escogido en la zona de trabajo, las unidades muestrales pueden ubicarse cada cierta distancia en varias direcciones. El muestreo sistemático también puede hacerse en función del tiempo, por ejemplo, Barrios (2008) registró a intervalos de 30 minutos durante 14 horas consecutivas los visitantes florales del cactus *Leptocereus scopulophilus* para explorar la diversidad de polinizadores potenciales. Este tipo de muestreo permite identificar los cambios o variaciones con mayor facilidad que el diseño aleatorio (Matteucci y Colma, 2002).

De forma general se sugiere que para elegir el diseño de muestreo es conveniente conocer al área y la distribución dentro de esta de las especies objeto de estudios. Sin embargo, en ocasiones no se cuenta con dicha información y una solución temporal a esto es el llamado muestreo adaptativo (Krebs, 1999). En este tipo de muestreo las primeras unidades muestrales se ubican al azar o sistemáticamente, y

cuando una de dichas unidades contiene individuos de la especie de interés, se agregan más unidades muestrales en su vecindad. Este tipo de muestreo funciona mejor cuando se está estudiando una especie cuya población es agregada. En Cuba este tipo de distribución de los individuos de una población es frecuente en ecosistemas con condiciones extremas como las serpentinadas o las arenas blancas del occidente y centro cubanos (e. g. González-Oliva *et al.*, 2004; García-Beltrán *et al.*, 2016; Granado *et al.*, 2016).

Otro tipo de muestreo que es usado sobre todo en los inventarios de vegetación es el muestreo preferencial, del cual se deriva el muestreo estratificado (Matteucci y Colma, 2002). En este caso las unidades muestrales se sitúan en zonas consideradas típicas o adecuadas según lo que se pretende estudiar. Si bien ha sido criticado por la falta de aleatoriedad, este tipo de muestreo puede ser muy útil cuando el inventario se realiza en sitios con diferentes niveles de conservación o uso de la tierra. No obstante, dado que se basa en suposiciones *a priori* acerca de las propiedades de la vegetación, se corre el riesgo de aceptar como comunes rasgos no generalizados del sistema de estudio.

SELECCIÓN DE LA CANTIDAD DE UNIDADES MUESTRALES (TAMAÑO DE MUESTRA)

El tamaño de la muestra o número de unidades muestrales dependerá del objetivo del inventario, del personal y el tiempo disponible; teóricamente, a medida que se incrementa el tamaño de la muestra los resultados reflejan mejor la realidad. La ubicación de las unidades muestrales es un factor importante a considerar; si el objeto de estudio es una población que se distribuye de manera agregada, la ubicación de las unidades muestrales debe seguir dicha distribución. Sin embargo, si la intención es realizar un inventario para estimar la diversidad de una comunidad vegetal o conocer la estructura de la vegetación, es más adecuado tener pocas unidades muestrales, pero esparcidas por toda el área de trabajo, y no muchas agrupadas en un único punto del área.

OBJETOS DE ESTUDIO

La selección del objeto de estudio es un elemento crucial para establecer la planificación y el método de trabajo. Para conocer y poder manejar de manera efectiva una comunidad vegetal es tan importante saber cuáles son las especies que la conforman como saber cuáles de estas son dominantes, sus hábitos, etc.. En el caso de los bosques el grosor de los troncos y la cantidad de estratos podrían ser indicadores de su madurez y estado de salud. Asimismo, el conocimiento de la diversidad de plántulas permitiría inferir sobre el proceso de regeneración natural. A continuación se brindan algunos métodos útiles, simples y efectivos para estudiar diferentes niveles de la diversidad vegetal, estos han sido divididos en tres grupos de técnicas: el primero para estudiar *diversidad de especies*, el segundo para estudiar *poblaciones* de una especie focal y el tercero para estudiar la *vegetación*.

MÉTODOS DE INVENTARIO DE DIVERSIDAD DE ESPECIES

1. LISTAS DE ESPECIES

La lista de especies es la técnica más común para la evaluación de la diversidad de plantas y consiste en la adición de cada especie detectada a una lista. Usualmente se elaboran a partir de lo que se observa en el campo durante la prospección del área de estudio mediante recorridos más o menos exhaustivos. También se realizan mediante la técnica de búsqueda en líneas paralelas, la cual implica la división del área de estudio en bloques y el posterior recorrido de cada bloque atravesándolo por su parte más estrecha en una serie de rutas o senderos paralelos que van de un extremo a otro del bloque. Durante la elaboración de una lista pueden registrarse datos ecológicos del área y observaciones acerca de la abundancia de las especies en el sitio. Es importante registrar el nombre de la localidad y sus coordenadas geográficas y en particular se sugiere georreferenciar aquellas especies raras o amenazadas. La lista de especies de una localidad podría ser enriquecida con contribuciones de otras fuentes como la

literatura, registros de herbario y comunicaciones personales, aunque debe declararse explícitamente que fue enriquecida así como la fuente de las adiciones. De esta forma se evita generar una idea errónea sobre la presencia actual de especies ya desaparecidas en el sitio de estudio, que tiene efecto considerablemente pernicioso cuando se trata de especies amenazadas de extinción y especies no avistadas en varias décadas.

Las listas de especies brindan información útil acerca de los valores florísticos de un área, como son el porcentaje de endemismo, tipos biológicos predominantes, porcentaje de especies amenazadas y sus categorías específicas, así como porcentaje de especies invasoras y su identidad, ambas como indicadores de vulnerabilidad de la comunidad vegetal. También permiten establecer relaciones florísticas con otras áreas dentro y fuera del territorio nacional, rangos de distribución de las especies y de las comunidades o bien diferencias con listas previas en cuanto a alguna de estas características. Dada su simplicidad, las listas de especies, también referidas como “listados florísticos”, han sido las más utilizadas para registrar la biodiversidad vegetal en áreas naturales o seminaturales de Cuba durante décadas y hasta el presente (e. g. Capote *et al.*, 1983; Oviedo *et al.*, 1988; González-Gutiérrez *et al.*, 2005; González-Robledo *et al.*, 2010; Gómez-Hechavarría y Cuellar, 2012; González-Gutiérrez *et al.*, 2015).

A pesar de lo atractiva que pueda resultar esta técnica por su sencillez y fácil utilización, una lista de especies es frecuentemente insuficiente para diseñar acciones efectivas de manejo, tomar acertadas decisiones de conservación, y sobre todo para monitorear la diversidad vegetal. Puesto que el único dato cuantitativo que aportan las listas es el número de especies (riqueza), se hace difícil detectar cambios a corto plazo en la biodiversidad vegetal. Es por ello que, si bien esta técnica es de gran utilidad para realizar inventarios preliminares de la diversidad vegetal de un área, se recomienda el empleo de otras técnicas que involucren datos cuantitativos de abundancia que resultan más apropiados para el monitoreo y la

toma de decisiones sobre el uso y manejo de la biodiversidad vegetal.

2. CURVAS DE RANGO-ABUNDANCIA PARA EVALUAR COMPOSICIÓN Y ABUNDANCIA

Cuando el objetivo de un inventario es conocer la diversidad de especies de la comunidad vegetal o de la regeneración, una de las aproximaciones más útiles y sencillas es centrarse en los valores de abundancia a partir de los datos de identidad y número de individuos de cada especie de planta presente en la unidad muestral. Las curvas de rango-abundancia, también conocidas como “curvas de Whittaker” o gráficos de dominancia-diversidad (Feinsinger, 2004), ofrecen información sobre cuántas y cuáles son las especies presentes en un sitio. Las curvas de rango-abundancia también permiten visualizar aspectos importantes de las comunidades vegetales y compararlas entre sitios o momentos. Entre los aspectos relevantes que pueden ser explorados mediante estas curvas se encuentra, la dominancia, uno de los rasgos claves en los estudios de vegetación. Adicionalmente se pudiera visualizar la proporción de especies nativas, endémicas o amenazadas, así como

invasoras, entre muchos otros rasgos de las especies (e. g. hábito, modos de vida; Fig. 8.4).

Para crear las curvas de rango-abundancia se debe registrar el número de individuos de cada especie dentro de cada unidad muestral (e. g. transecto, parcela, etc.). En el caso que alguna especie no pudiera ser identificada en el campo, deberá asignársele un código de identificación (e. g. sp1, sp2); en estos casos se sugiere que se le tomen fotografías y se recolecten muestras para ser identificadas por especialistas o comparadas con materiales de herbarios. Posteriormente, para cada especie se calcula el valor de la proporción de individuos (p_i) como: $p_i = n_i / N$; donde n_i es el número de individuos de la especie i y N es el número total de individuos de todas las especies registradas.

A continuación se ordenan los valores de p_i de mayor a menor y se calcula el logaritmo neperiano o en base 10 de p_i . La curva se construye plotando los valores logarítmicos de p_i ordenados de mayor a menor (Fig. 8.4).

114

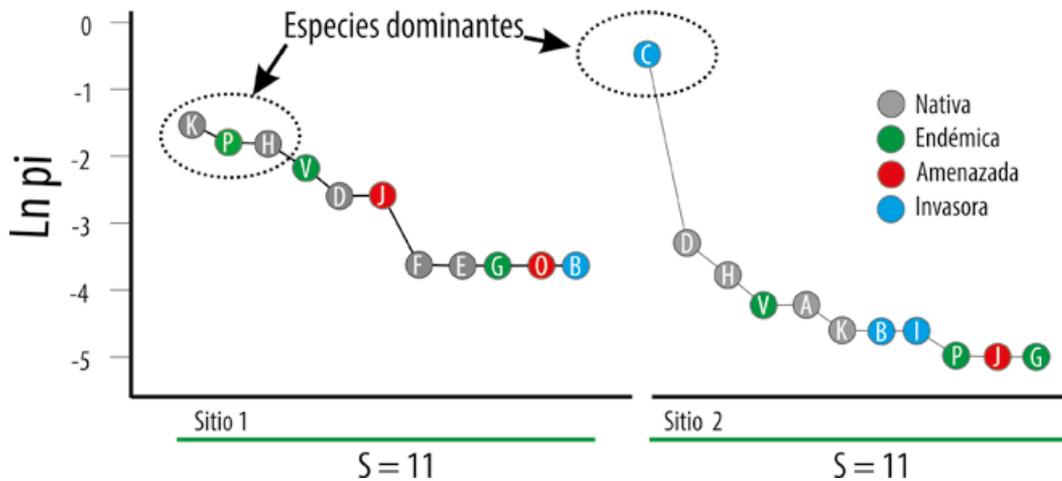


Figura 8.4. Ejemplo de dos curvas de rango-abundancia construidas para comparar la diversidad de especies de dos sitios diferentes con igual valor de riqueza (S). El resto de las letras representan diferentes especies vegetales, p_i constituye el valor de abundancia relativa o proporcional de cada una de estas especies vegetales en cada uno de los sitios y con colores verde, rojo y azul se diferencian especies endémicas, amenazadas de extinción y exóticas invasoras, respectivamente.

3. ESTIMACIÓN DE LA DENSIDAD

Los individuos de cada una de las especies de plantas (o de grupos de especies de interés) pueden ser contados en los transectos o parcelas; la densidad se calcula dividiendo el número de individuos entre el área de la unidad muestral. La densidad también puede estimarse en unidades muestrales anidadas para abordar los diferentes estratos de la vegetación del sitio, por ejemplo, los estratos arbóreos pueden ser muestreados con transectos de 50×4 m, dentro de estos podemos ubicar otros pequeños transectos transversos de 4 m de largo y 1 m de ancho para los arbustos y las trepadoras del sotobosque y pequeñas parcelas de $0,5 \times 0,5$ m para evaluar el estrato herbáceo y las plántulas de la regeneración natural.

4. ESTIMACIÓN DE COBERTURA MEDIANTE CUADRANTES DE PUNTO

Una parcela o cuadrante de punto (“*point quadrat*”) es teóricamente una parcela con la mínima superficie posible, es decir, un punto. En una zona de diámetro cercano a cero una planta sólo puede estar presente o ausente, y esto se traduce en un verdadero valor para cobertura. A medida que se hace más pequeña la superficie de la unidad muestral (el punto), el cálculo de cobertura se hace más preciso. Para emplear esta técnica se debe disponer de una varilla delgada con una punta afilada preferentemente de metal para que tenga mayor rigidez y durabilidad (e. g. alambre de calibre grueso, una varilla de soldadura, agujas de tejer e incluso rayos de la bicicleta; Bullock, 2006). Para reducir los sesgos relacionados con el tamaño de la muestra es importante que durante todo el muestreo se emplee el mismo diámetro de la varilla; debe procederse igualmente si se desea comparar con los resultados de cobertura de otros sitios o localidades.

Para la ejecución de este método, la varilla se baja lentamente mientras se va registrando cada una de las especies a las que toca la punta de la varilla (Fig. 8.5). También se puede bajar completamente la varilla hasta apoyarla



Figura 8.5. Forma de registrar la cobertura de plantas mediante el método de cuadrantes de punto.

en el suelo y luego se registran todas las especies que hacen contacto con la varilla (que en este caso debería ser más delgada). La vegetación no debe ser perturbada al colocar la varilla para reducir los errores de muestreo. El dato a registrar en cada punto es la especie y no la cantidad de individuos encontrados. O sea, si la varilla toca tres individuos de la especie A, solo se anota que la especie A está presente.

El número de puntos de la muestra dependerá del área de estudio y los puntos pueden ser distribuidos de forma aleatoria o sistemática; por ejemplo, 70 cuadrantes de puntos situados cada 1 m en cuatro transectos dispuestos aleatoriamente, para un total de 280 cuadrantes de punto en el área (e. g. Godínez-Álvarez *et al.*, 2009). Posteriormente se calcula el porcentaje de cobertura para cada especie. Para ello, el número de puntos donde la varilla hizo contacto con cierta especie se divide entre el total de cuadrantes de puntos muestreados. Por ejemplo, si durante un inventario se muestrean 60 puntos y todas las veces la varilla entró en contacto con *Hyparrhenia rufa* se podría inferir que este pasto exótico invasor cubre la totalidad del área o que tiene una cobertura del 100 %. Esta técnica se emplea principalmente en casos donde la densidad de plantas es elevada y es difícil la delimitación entre individuos (e. g. comunidades herbáceas como sabanas o pastizales).

5. ESTIMACIÓN DE BIOMASA

El empleo de este método dependerá del objetivo del inventario o del monitoreo, pero en general la estimación de biomasa es un método válido para inventariar, tanto la comunidad vegetal como especies focales, y proporciona una medida de la contribución relativa de las especies a la biomasa total (*e. g.* Pérez y Armas, 1987). No obstante, requiere de considerable tiempo y esfuerzo. Además, dado que el método involucra cortar o remover toda la parte aérea de las plantas, deberá ser utilizado con cautela en sitios con especies amenazadas o en áreas de importancia para la conservación de la biodiversidad vegetal. Este método podría ser de mayor utilidad en ecosistemas productivos o en áreas infestadas por plantas invasoras.

Para estimar biomasa, las unidades muestrales se ubican según las características de la comunidad vegetal objeto de estudio. Con frecuencia son utilizadas pequeñas parcelas rectangulares o cuadradas de $0,5 \times 0,2$ m o de $0,4 \times 0,4$ m (*e. g.* Pérez y Armas, 1987). Toda la materia vegetal fresca dentro de la parcela se cosecha y embolsa, de manera que el suelo queda sin cobertura vegetal (Fig. 8.6). El material vegetal removido de cada parcela deberá ser embolsado de forma independiente y cada bolsa deberá ser pesada y etiquetada con la fecha de cosecha, el recolector, la localidad y el número de cuadrante o réplica.



Figura 8.6. Cosecha de la biomasa contenida en una parcela cuadrada.

Este material vegetal debe secarse en una estufa a $60 - 70$ °C (preferiblemente hasta que su peso se mantenga constante). Posteriormente cada muestra es pesada y los valores de biomasa seca (peso seco) deberán ser estandarizados por la unidad de superficie de la unidad muestral (*e. g.* gramos/m²). Adicionalmente, con los datos del peso fresco que fueron tomados en campo se puede calcular el porcentaje de materia seca como: $(\text{peso seco} / \text{peso fresco}) \times 100$. Es importante señalar que de no tener disponible una estufa las muestras pueden ser secadas en un lugar seco y cálido durante varios días, similar al procedimiento utilizado para secar las muestras vegetales destinadas a ejemplares de herbario.

Aunque esta es la forma más exacta de estimar biomasa, no es la única. También existen estimaciones indirectas de biomasa que han sido incorporadas al estudio de algunas comunidades vegetales cubanas como los manglares (*e. g.* Guzmán y Menéndez, 2013).

MÉTODOS PARA EL INVENTARIO DE POBLACIONES

Estudiar la población de una especie vegetal indicadora o bandera, de una especie dominante de la comunidad vegetal que se trabaja, o de una planta invasora en el hábitat de interés, puede ser una aproximación muy útil para orientar la gestión y el manejo. Además, es fundamental cuando se persigue la conservación de especies amenazadas de extinción. Ciertos parámetros intrínsecos de la población, como son la abundancia de los individuos, la proporción de edades, sexos, la mortalidad y tasas de crecimiento, constituyen indicadores de su estado de conservación y brinda elementos para el manejo de la especie o su hábitat (Noss, 1990). De hecho, varios de estos parámetros poblacionales constituyen la base de los criterios utilizados por la UICN (2001) para evaluar el estado de conservación de la especie. Según Sutherland (1995), el tamaño poblacional, o sea, el número total de individuos constituye la característica demográfica fundamental de una población. Por otra parte, la estructura demográfica permite inferir sobre la tendencia de esta población o sobre la efectividad de la estrategia de gestión

y manejo utilizada. Por ejemplo, la ausencia o baja representatividad de individuos pre-reproductores frecuentemente es asociada con la presencia de poblaciones en contracción o declive, mientras que un gran número de individuos juveniles y adultos jóvenes puede denotar una población estable e incluso en expansión (Primack *et al.*, 2001).

1. MÉTODOS PARA ESTIMAR EL TAMAÑO POBLACIONAL

Existen numerosas técnicas que permiten estimar el número de individuos de una población. La densidad y la abundancia usualmente es estimada mediante el conteo de individuos de la especie en transectos o parcelas siguiendo similar procedimiento que las técnicas descritas con anterioridad (Tabla 8.1). El conteo total de los individuos sólo es recomendado para sitios y poblaciones muy pequeñas. Otra aproximación es la utilización de los métodos de distancia, o sea, métodos que utilizan la distancia entre puntos de muestreo e individuos de las especie focales para obtener un estimado de la densidad de una población. Entre estos métodos se incluyen las técnicas del individuo más cercano y del punto centro, ambas con algunos detractores, así como la técnica de *T-square* (Sutherland, 1995).

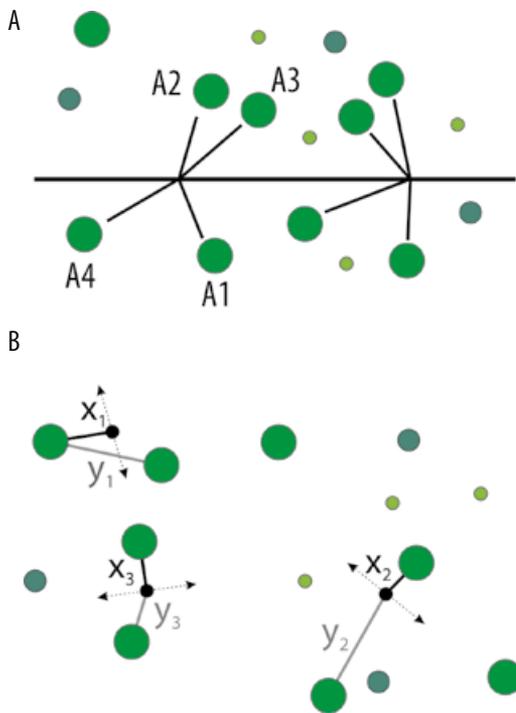
En las primeras dos técnicas se localizan puntos al azar dentro del área de estudio; el número mínimo aceptable de puntos depende de la variación en los datos, pero como regla

general suelen efectuarse al menos 50 puntos. Usualmente cuando se trabaja con árboles se define un diámetro mínimo del tronco (e. g. DAP que expresa el diámetro del tronco a la altura de 1,30 m desde el suelo) para registrar a los individuos. En la técnica del individuo más cercano se localiza el individuo más cercano al punto de muestreo y se mide la distancia entre éste y el punto muestral. La media de todas las distancias registradas (D_1) es utilizada para calcular la densidad utilizando la ecuación: $Densidad = 1 / (2D_1)^2$. Mientras que en la técnica del punto centro usualmente se utiliza un transecto de unos 2 000 m de largo y se sitúan puntos de muestreo ubicados sistemáticamente o al azar. En cada punto se eligen los cuatro individuos más cercanos al punto centro marcado. Después se mide la distancia desde el punto centro a los árboles seleccionados siguiendo el orden de distancia (Fig. 8.7). Las distancias a estos cuatro árboles es promediada y la media de todos los promedios es D_2 y la densidad es calculada como $1 / (D_2)^2$.

El método de distancia *T-square*, recomendado por Sutherland (1995) sobre las dos anteriores, parte de m puntos situados al azar en el área de estudio a partir de los cuales se medirá la distancia al individuo más cercano de la especie en estudio (x), así como la distancia de éste a su vecino más cercano en el semiplano opuesto (y). Este semiplano opuesto está delimitado por una línea imaginaria perpendicular a la línea que une el punto aleatorio y el primer individuo regis-

Tabla 8.1. Métodos más usados para censar poblaciones de hierbas, árboles y arbustos (modificado de Sutherland, 1995), los símbolos indican: *, comunmente aplicado; +, frecuentemente aplicado; ±, ocasionalmente aplicado; -, no aplicable.

Técnica	Hierbas	Árboles	Arbustos
Transectos	*	*	*
Parcelas cuadradas	+	+	+
Técnicas de distancia	*	+	±
Conteos totales	+	+	±
Parcelas de punto	-	-	*
Estimados visuales	*	*	*



118

Figura 8.7. Representación esquemática del muestreo al aplicar el método, A. Punto centro, A_i representan los cuatro individuos seleccionados de la especie con el valor de DAP establecido, y B. "T-square" donde x_1, x_2, x_3 son las distancias medidas hasta el individuo más próximo al punto ubicado aleatoriamente, y y_1, y_2, y_3 son las distancias a su vecino más cercano en el semiplano opuesto.

trado. Con todas las distancias x y y puede calcularse la densidad en la población como: $Densidad = m^2 / (2,828 \sum x \sum y)$.

2. ESTRUCTURA POBLACIONAL

Determinar la edad de las plantas es extremadamente difícil y de ahí que los estudios de estructura demográfica utilicen clases de estado. Estas clases deben seleccionarse de acuerdo a las características morfológicas y al conocimiento que se tenga de la biología de la especie. Los criterios para delimitar estas clases de estado frecuentemente se basan en la fenología (e. g. Gatsuk *et al.*, 1980), la altura de los individuos y el diámetro del tronco (e. g. Hegazy y Eesa, 1991; Esparza-Olguín *et al.*, 2002; Gras *et al.*, 2002; Granado *et al.*, 2016), el número de retoños (e. g. Silva *et*

al., 1991; Silva y Raventós, 1999) o de hojas en la roseta (e. g. Menges, 1990), así como en el diámetro de la roseta o de la corona (e. g. González-Oliva, 2010; Rodríguez-Cala *et al.*, 2017). Es recomendable que las clases de estado tengan significado ecológico (Elzinga *et al.*, 1998); por ejemplo, aquellas que involucran el estatus reproductor, pues las plantas adultas tienen diferente función en la población que los individuos pre-reproductores. Si las clases de talla toman en cuenta el estatus reproductor, probablemente también se pueda identificar la talla mínima reproductiva en la población, lo que permitirá delimitar con mayor certeza las clases que pertenecen a individuos pre-reproductores.

Para determinar la estructura demográfica de una especie vegetal, debe registrarse el valor de la variable utilizada para construir las clases de edades en cada uno de los individuos en la muestra (Fig. 8.8). La muestra podría estar conformada por cierto número de individuos seleccionados al azar, o bien por todos los individuos presentes en la localidad o en las unidades de muestreo establecidas en el área. Con esta información se construye un gráfico de frecuencia absoluta o relativa para cada una de las clases, que es la representación más apropiada para visualizar la estructura demográfica de una población (Fig. 8.9). Si la especie es dioica se debe hacer este análisis tanto para individuos femeninos como para individuos masculinos.



Figura 8.8. Durante la medición del perímetro del tronco de *Bonania elliptica*, especie críticamente amenazada, para determinar su estructura demográfica en clases de talla.

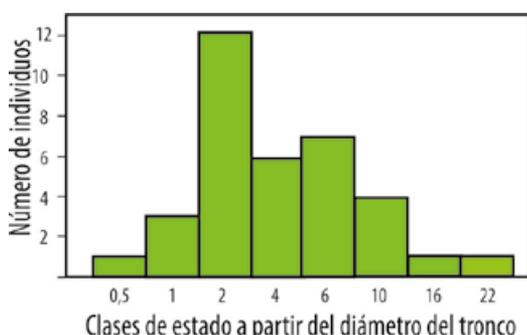


Figura 8.9. Ejemplo de gráfico de frecuencia absoluta usado para representar la estructura poblacional en clases de talla (diámetro del tronco) de una especie arbustiva.

MÉTODOS PARA EL INVENTARIO DE LA VEGETACIÓN

Aunque muchas técnicas han sido diseñadas para estudiar la vegetación, las que han sido empleadas con mayor frecuencia en Cuba son: la técnica de abundancia-dominancia de Braun-Blanquet y los perfiles de vegetación. Otras técnicas útiles para estudiar la vegetación son los cuadrantes de puntos y las parcelas permanentes, si se desea estudiar sucesiones vegetales o monitorear la vegetación a mediano plazo. También en los últimos años el análisis de imágenes satelitales ha permitido explorar la dinámica de la vegetación en varias regiones del planeta.

1. MÉTODO DE BRAUN-BLANQUET

En esta técnica, a cada especie vegetal encontrada en la muestra, se le asigna un coeficiente o índice de abundancia-dominancia (Braun-Blanquet, 1964), que no es más que un índice de cobertura estimada visualmente y que es llevado a rangos de la escala de dominancia-abundancia (Tabla 8.2). Las unidades muestrales que han sido empleadas con más frecuencia son las parcelas cuadradas y su tamaño varía de acuerdo a las características del sitio, del tipo de estratos de vegetación que muestrea y del área mínima determinada para la vegetación bajo estudio (e. g. Borhidi, 1991). En cada estrato, además de anotar las especies más abundantes, de acuerdo con los valores de la escala de la dominancia-abun-

Tabla 8.2. Escala de dominancia-abundancia de Braun-Blanquet para estimados visuales de cobertura por especie.

Escala	Estimado de cobertura de una especie en la muestra
+	<1%
1	1%–5%
2	6%–25%
3	26%–50%
4	51%–75%
5	76%–100%

dancia de Braun-Blanquet (1964), usualmente es medida o estimada la altura del estrato y el porcentaje de cobertura total. También son usualmente registradas aquellas especies que aparecen comunmente aunque sean menos abundantes.

Esta técnica permite identificar las asociaciones vegetales, así como las especies dominantes y las especies raras en la muestra, que se ubican en los extremos de la escala (e. g. Borhidi, 1991; Martínez y Reyes, 2015). Para reducir los sesgos de apreciación de cobertura se sugiere que las estimaciones siempre sean realizadas por la misma persona. Debido a que esta técnica utiliza estimaciones visuales de cobertura, que posteriormente son convertidos en datos ordinales de escala, es menos apropiada para inventariar y monitorear la vegetación a corto plazo que la técnica de estimación de cobertura mediante cuadrantes de punto.

2. ESTUDIO DE LA VEGETACIÓN MEDIANTE CUADRANTES DE PUNTO

Los cuadrantes de punto no sólo son útiles para evaluar la diversidad de especies, también son recomendables para estudios de vegetación. Para ello debe seguirse el protocolo ya descrito para el inventario de diversidad de especies. Con este método se obtienen resultados más precisos que con las técnicas basadas en la estimación visual, sin consumir mucho más tiempo que con ellas (Godínez-Álvarez *et al.*, 2009).

3. PERFILES DE VEGETACIÓN

Muchos estudios en plantas son acompañados por perfiles de vegetación, los que ilustran la composición y estructura de la vegetación, los rasgos de las formaciones vegetales, así como el hábitat de alguna especie focal (e. g. Capote y Berazaín, 1984; Falcón *et al.*, 2016). Los perfiles de vegetación son representaciones esquemáticas del conjunto de plantas que se encuentran dentro de un área lineal de más o menos 60 m (Barbour *et al.*, 1987), aunque lo más acertado es que tenga una longitud representativa de la vegetación en estudio. En Cuba frecuentemente se utiliza entre 25 – 50 m lineales (e. g. Capote y Berazaín, 1984; González-Torres y Berazaín, 2004), aunque es común utilizar como longitud el doble del valor de la altura de la vegetación en estudio (e. g. González-Gutiérrez *et al.*, 2005; Martínez, 2014). En cuanto al ancho o profundidad de esta área lineal, frecuentemente es de 1 m (e. g. Matos y Torres, 2000; González-Torres y Berazaín, 2004) aunque se han utilizado valores de hasta 10 m (e. g. Capote *et al.*, 1983). De manera general un perfil de vegetación debe representar, a escala, la altura y la distancia entre las plantas, por lo que no pueden faltar los valores de los ejes horizontal y vertical. Cada especie en el perfil debe ser identificada con alguna abreviatura (Fig. 8.10), para lo cual se utilizan frecuentemente las iniciales del género y la especie que conforman su nombre científico, las que son referidas en una leyenda.

4. PARCELAS PERMANENTES

Para conocer la dinámica de una comunidad vegetal a mediano plazo una técnica a considerar serían las parcelas permanentes. Estas permiten evaluar la sucesión ecológica o cómo reacciona la comunidad vegetal ante eventos catastróficos como incendios y huracanes. La localización de las parcelas debe ser establecida con precisión (e. g. con un GPS u hojas cartográficas), de manera que puedan monitorearse durante varios años. Estas parcelas comúnmente son rectangulares o cuadradas y de considerable tamaño (e. g. 100 m de largo). En Cuba han sido utilizadas y

recomendadas las parcelas permanentes (en este caso parcelas cuadradas de 10 × 10 m) como la mejor aproximación para detectar cambios en la salud de los manglares (e. g. Menéndez *et al.*, 2006; Guzmán y Menéndez, 2013). Adicionalmente, para tener una visión integral de la biodiversidad en el área, dentro de las parcelas permanentes pueden realizarse monitoreos de poblaciones animales y de especies focales de plantas, así como registrar variables abióticas.

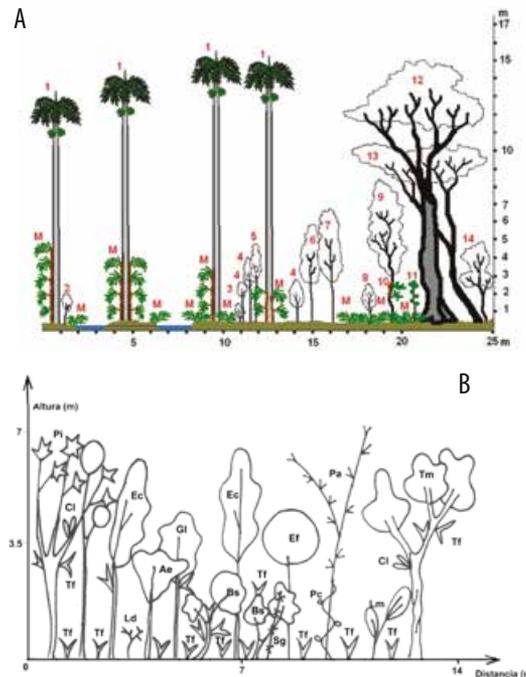


Figura 8.10. Ejemplos de perfiles de vegetación, A. Tomado de Falcón *et al.*, 2016, donde se identifican las especies observadas mayormente con números, B. Tomado de González-Gutiérrez *et al.*, 2005, donde se representan las especies con las iniciales del nombre científico: Ae- *Amyris elemifera*, Bs- *Bourreria succulenta*, Cl- *Cattleyopsis lindenii*, Ec- *Exostema caribaeum*, Ef- *Erithalis fruticosa*, Gl- *Gymnanthes lucida*, Lm- *Leucocroton microphyllus*, Pa- *Pictetia arborescens*, Pc- *Passiflora cuprea*, Pi- *Pseudocarpidium ilicifolium*, Ld- *Lasiacis divaricata*, Sg- *Selenicereus grandiflorus*, Tf- *Tillandsia fasciculata*, Tm- *Tabebuia myrtifolia*.

5. MÉTODOS QUE UTILIZAN LA DÉCIMA DE HECTÁREA (0,1 HA) COMO UNIDAD MUESTRAL

Estos métodos constituyen una importante herramienta pues permiten obtener datos para análisis ecológicos de vegetación en relativamente poco tiempo. Se reconocen más de 160 sitios en el planeta donde se ha aplicado esta metodología (Gentry, 1992; Aymard *et al.*, 1995). Para comparar y conjugar la información de diferentes tipos de bosques tropicales, se ha estandarizado y solamente se ha aplicado a especies de plantas leñosas con más de 2,5 cm de DAP (Aymard *et al.*, 1995).

➔ Propuesta metodológica de Gentry.

Este método ha ganado adeptos ya que es una propuesta metodológica flexible y apropiada para evaluaciones rápidas, donde es posible la comparación con una base de datos de flora y vegetación disponibles. Según la propuesta de Gentry se establecen 10 subparcelas rectangulares de 50 × 2 m (1 m a cada lado de la línea central de 50 m de largo; Fig. 8.11), que de conjunto representan la décima de una hectárea (0,1 ha = 1000 m²) y su ubicación debe ser aleatoria. En las subparcelas se registran todas las plantas cuyo DAP_i > 2,5 cm, aunque pueden ser utilizados DAP inferiores

según las características de la formación vegetal a muestrear y los propósitos del estudio. Las lianas y arbustos enraizados en la parcela con DAP superior al considerado se incluyen, al igual que las hemiepífitas considerando su DAP al medir el “brazo” más robusto a 1,30 m de altura.

➔ Propuesta metodológica de Aymard *et al.* (1995).

Es empleada para evaluar los cambios de vegetación dentro de un gradiente. El método consiste en la realización de una parcela semejante a un transecto a través de un gradiente; por ejemplo desde la base de una montaña a un bosque a mayor altitud. Este transecto será de 500 m de largo con 2 m de ancho (0,1 ha). La parcela se divide en 10 subparcelas rectangulares de 50 m de largo × 2 m de ancho, uno a cada lado de la línea central (Fig. 8.12).

➔ Propuesta metodológica de Duivenvoorden (1994).

Se emplea para muestrear la vegetación de un tipo particular de bosque con presencia restringida a la región de estudio. Se puede utilizar una parcela de 50 × 20 m, subdividida

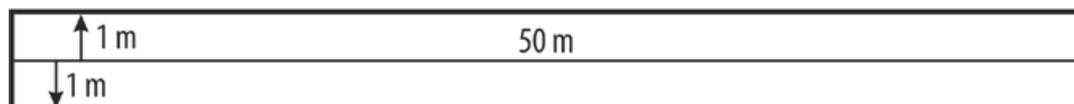


Figura 8.11. Esquema de una de las 10 subparcelas rectangulares de Gentry.

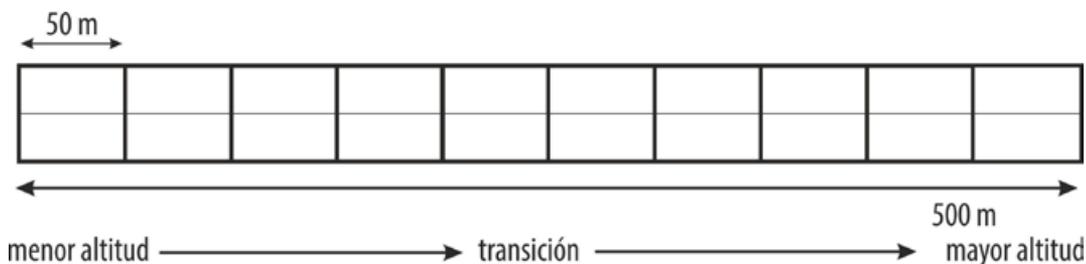


Figura 8.12. Esquema de la parcela de 500 × 2 m dividida en 10 subparcelas rectangulares de 50 m de largo, según propuesta de Aymard *et al.* (1995).

en 10 subparcelas de 10×10 m (Fig. 8.13). Según esta propuesta, también se consideran todas las especies de $DAP \geq 2,5$ cm. Este criterio varía de acuerdo a las características del sitio a muestrear y del propósito del muestreo. En bosques que están en proceso de recuperación, luego de perturbaciones, usualmente se utiliza un DAP inferior a 2,5 cm.

ÍNDICES UTILIZADOS PARA CARACTERIZAR LA VEGETACIÓN

Para analizar la información obtenida en los muestreos, utilizando cualquiera de las propuestas previas basadas en el uso de la décima de hectárea (0,1 ha), aunque también podría ser usada en parcelas permanentes, etc., se han descrito una serie de índices relativamente fáciles de aplicar y que permiten describir la estructura de la vegetación. Estos se conocen como Índices de Valor de Importancia (IVI) y pueden ser aplicados a especies, géneros, familias botánicas y tipos de vegetación.

* Índices de valor de importancia (IVI) para especies:

1. *Frecuencia relativa* = (# parcelas en las que ocurre una especie / # total de ocurrencia de todas las especies) $\times 100$

2. *Densidad relativa* = (# de individuos de una especie / # total de individuos de todas las especies) $\times 100$

3. *Dominancia relativa* = (área basal total calculada para una especie / área basal total de todas las especies) $\times 100$

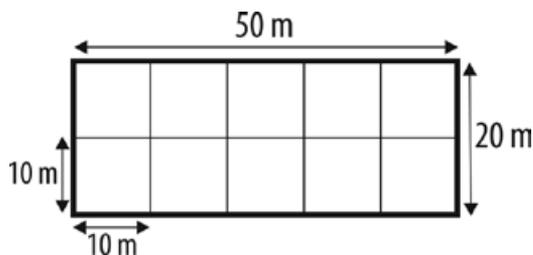


Figura 8.13. Esquema de la parcela propuesta por Duivenvoorden (1994).

* Índices de valor de importancia (IVI) para familias botánicas:

Diversidad relativa = (# de especies de una familia / # total de especies) $\times 100$

Densidad relativa = (# de individuos de una familia / # total de individuos) $\times 100$

Dominancia relativa = (área basal de una familia / área basal total) $\times 100$

Otros índices de valor de importancia pueden calcularse, como es el caso del Índice de Valor de Importancia Ampliado (IVIA) propuesto por Finol (1971) que toma en cuenta tanto la estructura horizontal como la estructura vertical del bosque, incluyendo el componente de posición sociológica y regeneración natural. Este índice se calcula como:

$$IVIA = Ab.\% + Fr.\% + D.\% + P.s.\% + R.n.\%$$

Donde Ab.% representa la abundancia relativa, Fr.% la frecuencia relativa, D.% la dominancia relativa, la P.s. % la posición sociológica y R.n. % la regeneración natural. Para obtener el parámetro Regeneración natural (R.n. %) para una especie debe ser fijada la talla de las plántulas de dicha especie y calcular para estas plántulas los parámetros abundancia y frecuencia, y luego el parámetro R.n. como la suma de éstos dos últimos. A su vez la Posición sociológica se calcula como la suma de los valores de posición sociológica de la especie en cada uno de los estratos considerados (usualmente 3: superior, medio e inferior) entre el número de estratos (e. g. López *et al.*, 2006; Alanís, 2010).

Existen además índices para caracterizar la vegetación desde el punto de vista funcional y de los servicios ecosistémicos que ésta provee; como los índices funcionales específicos de Marinidou *et al.* (2011) que estiman los servicios ecosistémicos que potencialmente brindan los árboles. Estos índices dependen de la combinación de rasgos funcionales como la altura, el DAP, la densidad de la madera y la densidad de copa, características ecológicas como la perennidad del follaje y

biogeográficas (e. g. si son nativas o exóticas). Algunos de estos índices, como el que estima el servicio de fijación de carbono (regulación climática) tienen en cuenta un único parámetro, en este caso densidad de la madera, pero otros como el de conservación de la biodiversidad tiene en cuenta varios parámetros que incluyen incluso refugio y hasta el valor potencial de una especie arbórea para conectar el hábitat de la fauna del lugar.

6. MÉTODO CON MUESTREO ANIDADO DE WHITTAKER MODIFICADO POR STOHLGREN ET AL. (1995)

Otra técnica que ha sido utilizada para estudiar la vegetación internacionalmente es el muestreo anidado de Whittaker. Según plantea Stohlgren *et al.* (1995), Whittaker en 1977 desarrolló un método de muestreo anidado de vegetación, con la cual se pueden realizar mediciones de la diversidad de especies y comparar diferentes comunidades vegetales entre diferentes regiones del planeta. En esencia este diseño consiste en la ubicación de manera anidada de cuadrantes (subparcelas) de 100 m², 10 m² y 1 m² sucesivamente, dentro de uno mayor de 1000 m². La parcela de Whittaker, de tamaño 50 × 20 m, fue pensada inicialmente para áreas más o menos homogéneas donde fuera fácil la localización de las réplicas en los diferentes sitios. A partir de un conjunto de consideraciones sobre las limitaciones de este método, Stohlgren *et al.* (1995), modificaron el protocolo y lo nombraron “Whittaker-Modificado”.

Los pasos para aplicar el método de Whittaker-modificado según Stohlgren *et al.* (1995) son los siguientes:

1. Con dos cintas métricas de 100 m se ubica una parcela rectangular de 50 m de largo por 20 m de ancho. Dos cintas de 50 m pueden utilizarse, pero debe tenerse en cuenta que no alcanzará para seguir el orden establecido.
2. En el centro de la parcela principal se ubica otra parcela de 20 × 5 m (subparcela C) entre los puntos 15 m y 35 m del lado derecho, o 35 m y 55 m del lado izquierdo de la parcela

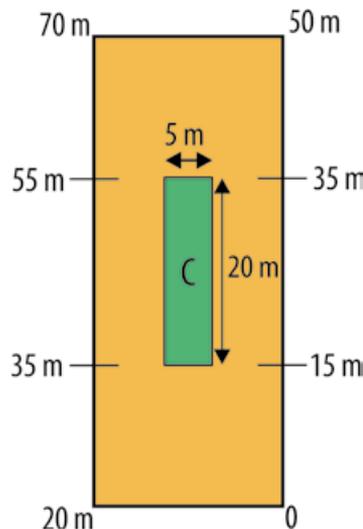


Figura 8.14. Esquema de ubicación de la parcela de 100 m² (subparcela C) dentro de la de 1000 m².

principal (Fig. 8.14). Para facilitar su ubicación se podrían dejar marcados en la parcela principal los puntos a 15 m, 35 m del lado derecho de la parcela principal, y 35 m y 55 m del lado izquierdo.

3. Comenzando desde el punto 0 m, se ubican 10 subparcelas de 2 × 0,5 m a todo lo largo de los bordes de la parcela principal (Fig. 8.15A).
4. Se ubican otras dos subparcelas de 5 × 2 m (subparcelas A y B) en las esquinas 70 m y 0 m respectivamente (Fig. 8.15B).
5. Se registran y miden todos los individuos por especies presentes en las subparcelas 1 a 10 comenzando a partir de 0 m. Para estas subparcelas generalmente se consideran todos los individuos sin prefiar un valor de DAP_{1.30}, por lo que se incluye el estrato herbáceo.
6. Se registran y miden los individuos por especies presentes en las subparcelas A y B. En este paso se establece el DAP_{1.30} como punto mínimo de partida para las mediciones. Los criterios acerca de cuáles DAP_{1.30} considerar han tenido ciertas generalizaciones para usar escalonadamente 5 cm y 10 cm desde las subparcelas A hasta C. Otras experiencias han

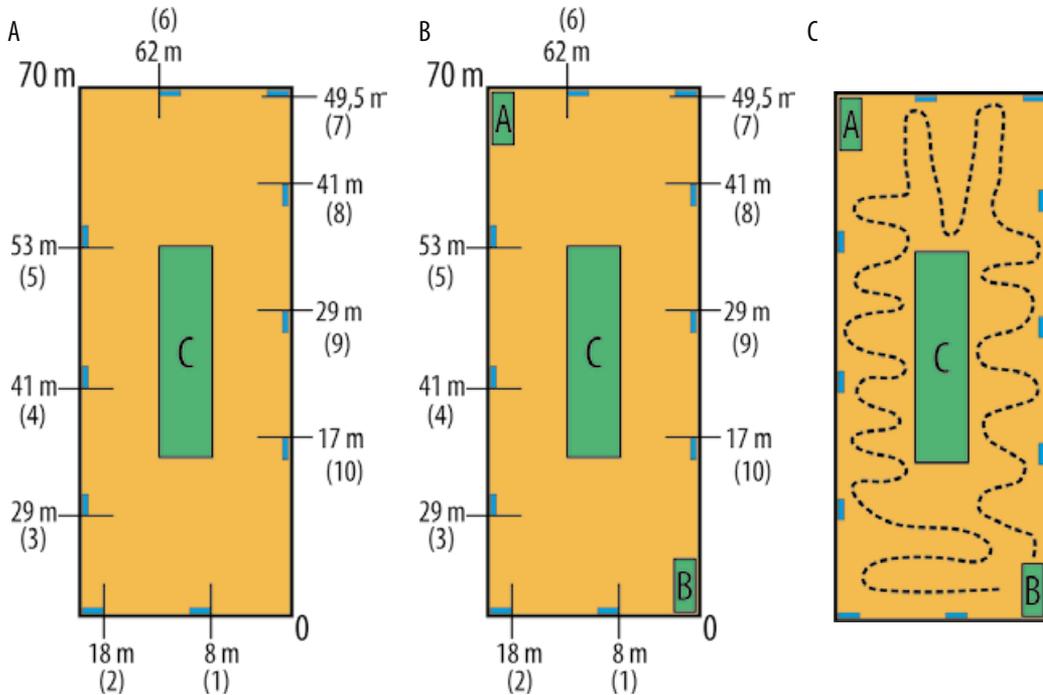


Figura 8.15. A. Esquema de ubicación de las 10 subparcelas de 1 m² (2 x 0,5 m) en el borde de la parcela principal de 1000 m², B. ubicación de las 2 subparcelas de 10 m² (parcelas A y B) en los extremos 70 m y 0 m de la parcela principal y C. representación esquemática de la parcela modificada de Whittaker con todas las subparcelas incluidas. La línea sinuosa indica el modo de recorrer la parcela principal durante el muestreo.

brindado resultados con la delimitación del DAP_{1.30} en dependencia de la manifestación de las clases diamétricas de la formación vegetal objeto de estudio.

7. Se registran y miden los individuos dentro de la subparcela C, de acuerdo a los mismos criterios del paso anterior.

8. Se registran y miden los individuos a través de un rastreo para considerar todo lo nuevo que pueda aparecer y apuntar la cantidad de individuos de las especies que ya han sido registradas con anterioridad en las subparcelas (Fig. 8.15C).

La planilla de campo para los registros debe estar organizada por subparcelas en el mismo orden en que se establecieron en los pasos anteriores.

7. MONITOREO DE VEGETACIÓN MEDIANTE IMÁGENES SATELITALES

Los cambios ambientales y las presiones antrópicas son cada vez mayores, mientras que los recursos y tiempo disponible para recabar información que permita elaborar una estrategia de gestión exitosa muchas veces es limitado. Por ello, cada vez son más los estudios de biodiversidad que utilizan técnicas de percepción remota. Este tipo de técnicas se encuentran entre las formas más efectivas de evaluar los cambios históricos en las propiedades de la cobertura vegetal a gran escala (Agrawal *et al.*, 2003; Turner *et al.*, 2003; Fairbanks y McGwire, 2004; Feeley *et al.*, 2005). Para evaluar la dinámica a escala regional de comunidades vegetales pueden ser utilizados índices de vegetación derivados de las técnicas de percepción remota, tales como el índice de campo continuo de vegetación utilizado por Hernández y Cruz (2016).

LITERATURA CITADA

- Acevedo-Rodríguez, P. y M. T. Strong. 2010. Catalogue of Seed Plants of the West Indies. *Smithsonian Contributions to Botany* 98: 1-1192.
- Agrawal, S., P. Joshi, Y. Shukla y Roy P. 2003. Spot-Vegetation multi temporal data for classifying vegetation in South Central Asia. *Curr. Sci. India* 84 (11): 1440-1448.
- Alain, Hno. 1953. Flora de Cuba 3. Dicotiledóneas: Malpighiaceae a Myrtaceae. Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural Colegio "De La Salle" 13: 1-472.
- Alain, Hno. 1957. Flora de Cuba 4. Dicotiledóneas: Melastomataceae a Plantaginaceae. Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural Colegio "De La Salle" 16: 1-556.
- Alain, Hno. 1964. Flora de Cuba 5. Dicotiledóneas: Rubiaceae a Compositae. Asociación de Estudiantes de Ciencias Biológicas, La Habana, 320 pp.
- Alain, Hno. 1974. Flora de Cuba. Suplemento. Instituto Cubano del Libro. La Habana, 150 pp.
- Alanís, E. 2010. Regeneración natural y restauración ecológica post incendio de un bosque mixto en el Parque Ecológico Chipinque, México. [Inédito] Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma de Nuevo León, 119 pp.
- Aymard, G., J. F. Quin, M. Rugiero, y G.S. Waggoner. 1995. The 0.1 Hectare methodology: a method for rapid assessment of woody plant diversity. *Handout* 7(1): 1-16.
- Báez, S. A., L. Pintado y F. Hernández. 2016. Relación entre aves y variables dendrométricas en plantaciones de *Pinus caribaea* Morelet var. *caribaea* W. H. Barret et Golfari en Viñales, Cuba *Revista Mexicana de Ciencias Forestales* 7(33): 8-19.
- Barbour, M. G., J. H. Burk y W. D. Pitts. 1987. *Terrrestrial Plant Ecology*. Second Edition. The Benjamin/Cummings Publishing Company, California, 634 pp.
- Barrios, D. 2008. Biología de la polinización de *Leptocereus scopulophilus* (Cactaceae) en el Pan de Matanzas, Cuba. Tesis de Licenciatura. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 44 pp.
- Barrios, D. 2012. Estructura poblacional, dispersión y micrositios de reclutamiento de *Leptocereus scopulophilus* (Cactaceae), Cuba. Tesis de maestría. Jardín Botánico Nacional de Cuba, Universidad de La Habana, 51 pp.
- Berazaín, R. 2008. Actualización de la lista de los géneros endémicos de espermatófitos. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 29 (3):3-10.
- Berazaín, R., F. Areces, J. Lazcano y L. R. González-Torres. 2005. *Lista roja de flora vascular cubana*. Documentos Jardín Botánico Atlántico, Gijón, 86 pp.
- Betancourt, J., A. Paz, E. Díaz y M. Faife. 2015. *Melocactus guitartii* León: la conservación de un endémico de la flora espirituana. *Flora y fauna* 19 (1): 17-20.
- Borhidi, A. 1991. *Phytogeography and vegetation ecology of Cuba*. Akadémiai Kiadó, Budapest. 858 pp.
- Braun-Blanquet, J. 1964. *Pflanzensociologie*. Springer Verlag, Vienne- New York, 885 pp.
- Bullock, J. M. 2006. Plants. Pp. 186-213. En: *Ecological Census Techniques: a handbook* (W. J. Sutherland, Ed.) Cambridge University Press. Nueva York, 432 pp.
- Capote, R. P. y R. Berazaín. 1984. Clasificación de las formaciones vegetales de Cuba. *Revista Jardín Botánico Nacional* 5 (2): 27-75.
- Capote, R. P., E. E. García y C. Sánchez. 1983. La vegetación de la Estación Ecológica Sierra del Rosario. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 4 (2): 97-143.
- Duivenvoorden, J. F. 1994. Vascular plant species counts in the rainforest of middle Caquetá area, Colombian Amazonian. *Biodiversity and Conservation* 3: 685-715.
- Elzinga, C. L., D. W. Salzer, y J. W. Willoughby. 1998. *Measuring and monitoring plant populations*. Bureau of Land Management, California, 477 pp.
- Esparza-Olguín, L.; Valverde, T. y E. Valchis-Anaya. 2002. Demographic análisis of a rare columnar cactus (*Neobuxbaumiamacrocephala*) in the Tehuacan Valley, Mexico. *Biological Conservation* 103: 349-359.
- Fairbanks, D. y K. Mcwire. 2004. Patterns of floristic richness in vegetation communities of California: Regional scale analysis with multi-temporal NDVI. *Global Ecology and Biogeography* 13 (3): 221-235.
- Falcón, A., J. P. García-Lahera y N. V. Hernández. 2016. Nuevas localidades para *Maxonia apiifolia* (Dryopteridaceae) en Sancti Spiritus, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas* 5 (1): 23-31.
- Feeley, K. J., T. Gillespie y J. Terborgh. 2005. The utility of spectral indices from lysat ETM+ for measuring the structure y composition of tropical dry forests. *Biotropica* 37 (4): 508-519.
- Feinsinger, P. 2004. *El diseño de estudios de campo para la conservación de la biodiversidad*. Editorial FAN, Santa Cruz de la Sierra, 242 pp.
- Finol, H. 1971. Nuevos parámetros a considerarse en el análisis estructural de las selvas vírgenes

- tropicales. *Revista Forestal Venezolana* 14 (21): 29-42.
- García-Beltrán, J. A., J. L. Fiallo, N. Esquivel, K. Meirama, I. Rodríguez, B. Falcón, V. Pérez y L. R. González-Torres. 2016. Efecto del fuego sobre la estructura poblacional de *Hypericum styphelioides* subsp. *styphelioides* (Hypericaceae) en la Reserva Ecológica "Los Pretiles", Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional de la Universidad de La Habana* 37: 19-27.
- Gatsuk, L. E., O. V. Smirnova, L. I. Vorontzova, L. B. Zauglnova y L. A. Zhukova. 1980. Age stages of plants of various growth forms: a review. *Journal of Ecology* 68: 675- 696.
- Gentry, A. H. 1992. Tropical forest biodiversity: distributional patterns and their conservation significance. *Oikos* 63:19-28.
- Godínez-Álvarez, H., J. E. Herrick, M. Mattocks, D. Toledo y J. Van Zee. 2009. Comparison on three vegetation monitoring methods: their relative utility for ecological assessment and monitoring. *Ecological Indicators* 9: 1001-1008.
- Gómez-Hechavarría, J. L. 2016. *Spirotecoma holguinensis* una especie a tener en cuenta en la restauración ecológica. *Bissea* 10 (número especial 1):76.
- Gómez-Hechavarría, J. L. y N. Cuellar. 2011-2012. Flora de las serpentinitas de San Andrés, Holguín, Cuba *Revista del Jardín Botánico Nacional* 32-33: 111-124.
- González-Gutiérrez, P. A., J. L. Gómez-Hechavarría, O. Leyva y Y. Hernández. 2015. Flora de la Reserva Florística Manejada cabo Lucrecia-punta de Mulas, Banes, Holguín. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 36: 65-77.
- González-Gutiérrez, P. A., S. I. Suárez, S. Sigrreta, A. Fernández y O. Laffita. 2004-2005 Flora y vegetación de Caletica, Rafael Freyre, Holguín. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 25/26: 131-140.
- González-Oliva, L., M. A. Gutiérrez, A. Urquiola y A. Urquiola. 2004. Spatial pattern of *Buxus wrightii* Muell. Arg., an endemic species of the ultramafic region of Cajalbana. Pp. 55-56. En *Ultramafic Rocks: Their soils, Vegetation and Fauna*. (Boyd R., Baker A. y J. Proctor, Eds.) Science Reviews, St Albans. UK.
- González-Oliva, L. 2010. *Ecología poblacional y rasgos de historia de vida de la especie endémica Amaranthus minimus* (Amaranthaceae): implicaciones para su conservación. Tesis de Doctorado. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 121 pp.
- González-Oliva, L., L. R. González-Torres, A. Palmarola y D. Barrios (Eds.). 2014. Categorización de táxones de la flora de Cuba – 2014. *Bissea* 8 (número especial 1): 5-307.
- González-Oliva, L., L. R. González-Torres, A. Palmarola y D. Barrios (Eds.). 2015. Categorización de táxones de la flora de Cuba – 2015. *Bissea* 9 (número especial 4): 3-707.
- González-Robledo, A., L. Robledo y A. Enríquez. 2010. Flora y vegetación de "Lomas de Galindo" Canasí, La Habana. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 30-31: 39-50.
- González-Torres, L. R. y R. Berazaín. 2004. La vegetación serpentinícola de lomas de La Coca, Ciudad de La Habana. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 25-26: 79-86.
- González-Torres, L. R., A. Palmarola, E. R. Bécquer, R. Berazaín, D. Barrios y J. L. Gómez-Hechavarría. 2013. Top 50: Las 50 plantas más amenazadas de Cuba. *Bissea* 7 (número especial 1): 1-107.
- González-Torres, L. R., A. Palmarola, D. Barrios, L. González-Oliva, E. Testé, E. R. Bécquer, M. A. Castañeira-Colomé, J. L. Gómez-Hechavarría, J. A. García-Beltrán, D. Rodríguez-Cala, R. Berazaín, L. Regalado y L. Granada. 2016. Estado de conservación de la flora de Cuba. *Bissea* 10 (NE1): 1-23.
- Granado, L. 2015. *Estructura poblacional de Magnolia cubensis* subsp. *acunae*. 2015. Tesis de Licenciatura. Facultad de Biología, Universidad de La Habana.
- Granado, L., R. Núñez, D. Martínez, S. Delfín, B. Falcón, V. Pérez y L. R. González-Torres. 2016. Estructura poblacional de *Tabebuia lepidophylla* (Bignoniaceae) en el bosque de pinos sobre arenas cuarcíticas de la Reserva Ecológica Los Pretiles, Pinar del Río, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 37: 29-37.
- Gras, M. J., J. Raventós, A. Bonet y D. A. Ramírez. 2002. Análisis pluriescalar de los patrones de distribución del endemismo alicantino *Vella lucentina* MB Crespo (Brassicaceae) e implicaciones sobre su conservación. *Geographicalia* 42: 93-112.
- Guzmán, J. M. y L. Menéndez. 2013. *Protocolo para el monitoreo del ecosistema de manglar*. Centro Nacional de Áreas Protegidas, La Habana. 29 pp.
- Hegazy, A. K. y N. M. Eesa. 1991. On Ecology, insect seed-predation and conservation of rare and endemic plant species: *Ebenus armitagei* (Leguminosae). *Conservation Biology* 5(3): 317-324.
- Hernández, M. y D.D. Cruz. 2016. Cobertura de vegetación natural en Parques Nacionales de Cuba: análisis multitemporal y variación futu-

- ra de las condiciones bioclimáticas. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 37: 93-102.
- Krebs, C. J. 1999. *Ecological Methodology*. 2nd ed. Benjamin/Cummings.
- León, Hno. y Hno. Alain. 1951. Flora de Cuba 2. Dicotiledóneas: Casuarinaceae a Meliaceae. *Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural Colegio "De La Salle"* 10: 1-424.
- León, Hno. 1946. Flora de Cuba 1. Gimnospermas a Monocotiledóneas. *Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural Colegio "De La Salle"* 8: 1-405.
- López, E., E. Bicerra y E. Díaz. 2006. Perfil ecológico de cuatro rodales de camucamu árbol *Myrciaria floribunda* (H. West. ex Willd) O. Berg. en Ucayali. *Ecología Aplicada* 5: 45-52.
- Martínez, E. 2014. Descripción de fitocenosis nuevas en la planicie ofiolítica de la provincia Camagüey, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 34-35: 19-28.
- Martínez, E. y O. J. Reyes. 2015. Caracterización de la vegetación de la meseta de San Felipe en Camagüey, Cuba, con propósitos de conservación. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 36: 19-30.
- Martínez, E., Z. Acosta, D. Godínez y J. M. Plasencia. 2009-2010. Nuevas fitocenosis en la planicie ofiolítica de la provincia Camagüey, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 30-31: 141-152.
- Matos, J. y A. Torres Bilbao. 2000. Primeros estadios sucesionales del Cuabal en las serpentininas de Santa Clara. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 21(2): 167-184.
- Matteucci, S. D. y A. Colma. 2002. *Metodología para el estudio de la vegetación*. CONICET, Argentina, 159 pp.
- Menéndez, L., R. Capote, J. M. Guzmán, L. F. Rodríguez y A. V. González. 2006. Salud del ecosistema de manglar en el Archipiélago Sabana-Camaguey: Patrones y tendencias a escala de paisaje. Menéndez, L. y J. M. Guzmán (Eds.) *Ecosistema de manglar en el archipiélago cubano*. UNESCO, La Habana.
- Menges, E.S. 1990. Population viability analysis for an endangered plant. *Conservation Biology* 4(1): 52-62.
- Noss, R.F. 1990. Indicators for monitoring biodiversity: a hierarchical approach. *Conservation Biology* 4 (4): 355-364.
- Oviedo, R. y L. González-Oliva. 2015. Lista nacional de especies de plantas invasoras y potencialmente invasoras en la República de Cuba-2015. *Bissea* 9 (número especial 2): 5-91.
- Oviedo, R., M. Fernández y M. A. Vales. 1988. Estudio florístico de Cayo Alfiler. Finca Toscano. Pinar del Río. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 9(3): 75-84.
- Oviedo, R., P. Herrera, M. Caluff, L. Regalado, I. Ventosa, J. M. Plasencia, I. Baró, P. A. González, J. Pérez, L. Hechavarría, L. González-Oliva, L. Catasús, J. Padrón, S. I. Suárez, R. Echevarría, I. M. Fuentes, R. Rosa, P. O. Rodríguez, W. Bonet, M. Villate, N. Sánchez, G. Begué, R. Villaverde, T. Chateloin, J. Matos, R. Gómez, C. Acevedo, J. Lóriga, M. Romero, I. Mesa, A. Vale, A. T. Leiva, J. A. Hernández, N. E. Gómez, B. L. Toscano, M. T. González, A. Menéndez, M. I. Chávez y M. Torres. 2012. Lista Nacional de especies de plantas invasoras y potencialmente invasoras en la República de Cuba - 2011. *Bissea* 6 (NE 1): 22-96.
- Pérez, E. y M. Armas. 1987. Efecto de la perturbación mediante corte sobre la vegetación herbácea de sabana. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 8 (1): 53-67.
- Primack, R., R. Rozzi, P. Feinsinger, R. Dirzo y F. Massardo. 2001. *Fundamentos de conservación biológica. Perspectivas latinoamericanas*. Fondo de Cultura Económica. México, DF. 797 pp.
- Rodríguez-Cala, D. y L. González-Oliva. 2015. Invasión e impacto de *Tithonia diversifolia* (Asteraceae) en el Paisaje Natural Protegido Topes de Collantes, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 36: 151-162.
- Rodríguez-Cala, D., R. Valdez, A. Dulón, M. Osés, R. Pérez, Z. Esquivel, B. Falcón, V. Pérez y L. González-Oliva. 2017. Estado de conservación de *Erigeron bellidiastroides* (Asteraceae) en la nueva localidad Los Pretiles, Pinar del Río, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 38: 43-50.
- Romero-Jiménez, M., L. Más, R. Oviedo, J. A. Pegudo, A. Arias y L. Morales. 2015. Situación de *Scaevola sericea* (Goodeniaceae) en la cayería noreste de Villa Clara, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 36: 181-187.
- Samek, V. 1973. Regiones fitogeográficas de Cuba. *Academia de Ciencias de Cuba. Serie. Forestal* 15:1-60.
- Sánchez, J. A., B. Muñoz y L. Montejo. 2009a. Rasgos de semillas de árboles en un bosque siempreverde tropical de la Sierra del Rosario, Cuba. *Pastos y Forrajes* 32(2): 141-164.
- Sánchez, J. A., B. Muñoz, L. Montejo y R. Herrera. 2009b. Ecological grouping of tropical trees in an evergreen forest of the Sierra del Rosario, Cuba. *Acta Botánica Cubana* 204:14-23.
- Silva, J. F.; J. Raventos, H. Caswell y M. C. Trevisan. 1991. Population responses to fire in a tropical savanna grass, *Andropogon semiber-*

- bis*: a matrix model approach. *Journal of Ecology* 79: 345-356.
- Silva, J. F. y J. Raventos. 1999. Effects of end of dry season shoot renewal on growth of three savanna grasses with different phenologies. *Biotropica* 31 (3): 430-438.
- Stohlgren, T. J., M. B. Falkner y L. D. Shell. 1995. How to establish a modified-whittaker nested vegetation sampling method. *Vegetatio* 117: 113-121.
- Sutherland, W. J. 1995. *Census Techniques*. Blackwell Science, Oxford.
- Sutherland, W. J. 2006. *Ecological Census Techniques: a handbook*. Cambridge University Press. Nueva York, 432 pp.
- Testé E., L. González-Oliva y A. Márquez. 2015. Invasión actual y potencial del árbol tóxico *Rhus succedanea* (Anacardiaceae) en el Paisaje Natural Protegido Topes de Collantes, Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 36: 173-180.
- Turner, W., S. Spector, N. Gardiner y M. Flodely. 2003. Remote sensing for biodiversity science and conservation. *Tree* 18: 306-314.
- UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza). 2001. Categorías y criterios de la Lista Roja de la UICN: versión 3.1. Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN. UICN, Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido. ii + 33 pp.
- Urquiola, A., L. González-Oliva, R. Novo y Z. Acosta. 2010. *Libro rojo de la flora vascular de la provincia Pinar del Río*. Publicaciones Universidad de Alicante, Alicante, 457 pp.
- Zippel, E., T. Wilhalm y C. Thiel-Egenter. 2010. Methods for sampling higher plants. Pp. 346-376. En: *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring* (Eymann, J., J. Degreef, C. Häuser, J.C. Monje, Y. Samyn y D. Vanden Spiegel, eds). ABC Taxa, vol 8, 653 pp.

CAPÍTULO **9**

**GUÍA PARA LA IDENTIFICACIÓN
DE FAMILIAS DE PLANTAS CON
SEMILLAS**

Erythroxylum horridum. © L. R. González-Torres

9

GUÍA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE FAMILIAS DE PLANTAS CON SEMILLAS

JOSÉ ÁNGEL GARCÍA-BELTRÁN¹
ELDIS R. BÉCQUER¹
JOSÉ LUIS GÓMEZ HECHAVARRÍA²

1. Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana
2. Jardín Botánico de Holguín



Miconia victorinii © J. L. Gómez

INTRODUCCIÓN

La identificación de una planta se puede llevar a cabo mediante el uso de claves o por medio de la comparación con un material de herbario previamente identificado. En Cuba, la única clave de familias de plantas con semillas (Ponce de León, 1965), así como las claves de órdenes y de familias dentro de órdenes de la *Flora de Cuba* (León, 1946; León y Alain, 1951; Alain, 1953, 1957, 1964, 1969) se basan en caracteres difíciles de observar y la delimitación de las familias está completamente desactualizada. De este modo, las claves cubanas de plantas con semillas están dirigidas a la identificación de los géneros dentro de una familia o de las especies dentro de un género, las cuales se encuentran publicadas principalmente en la *Flora de Cuba* y en la nueva *Flora de la República de Cuba*, ambas obras organizadas por familias botánicas. Esta última comenzó a publicarse en 1992 en forma de fascículos y hasta la fecha no ha sido concluida (Anexo 9.1).

Por otra parte, los herbarios también se organizan por familias según un sistema de clasificación determinado o alfabéticamente. Por

ello, para identificar una planta primero es necesario conocer la familia a la que pertenece (o un estrecho grupo de familias a las que podría pertenecer), lo cual reduce grandemente la búsqueda en las Floras y herbarios, para la posterior determinación del género y la especie.

En este sentido, el presente capítulo pretende guiar al lector en los caracteres que debe evaluar en una planta a identificar, de modo que cada vez se reduzcan más las posibles familias botánicas a las que pudiera pertenecer. En cada combinación de caracteres se muestran las familias en Cuba que la poseen y entre paréntesis se señala el género en los casos que solo un género de la familia cumpla la combinación. No se especifican los géneros en las familias que poseen dos o más géneros con la combinación en cuestión o en las familias solo representadas por un género en Cuba. Aquí se delimitan las familias según la nueva *Flora de la República de Cuba*. Para las familias aún no publicadas se aclaran entre paréntesis los casos en los que la familia actual no coincide con la Flora de los Hermanos León y Alain. Esta guía está dirigida a las plantas con semillas (gimnospermas y

angiospermas), pues para los helechos y licófitos existen excelentes claves de identificación de familias (Morejón y Sánchez 2012) y géneros (Sánchez y Morejón 2012) con glosarios que permiten su correcta determinación.

EL USO DE CLAVES Y DE LA GUÍA

Las claves son herramientas analíticas que utilizan caracteres o combinaciones de estos para separar los taxones en grupos progresivamente más pequeños hasta llegar a la identificación de cada uno. Las entradas de las claves tienen dos o múltiples alternativas excluyentes entre sí, de las que solo una se cumple para el taxón que se intenta identificar, la cual indica el siguiente par o grupo de alternativas y así sucesivamente hasta llegar a la identificación. El recorrido de la clave hasta llegar a la identificación de un taxón, resume la combinación de caracteres que lo definen.

Al utilizar una clave, se comienza a determinar el material por la primera entrada de la clave, y se trata de reconocer los caracteres que se enuncian en la primera alternativa o si no se reconocen se avanza a la siguiente. Las entradas generalmente utilizan más de un carácter (no en la presente guía), si al menos uno de ellos está presente en el material incógnito y se desconoce la manifestación del resto, se sigue por esa vía hasta que se llegue a la identificación del taxón. Cuando no es posible asegurar alguna de las alternativas de la entrada se recomienda seguir ambas hasta llegar a una determinación, para luego contrastar el material a identificar con las descripciones correspondientes. Finalmente, se debe corroborar que se cumplan las características señaladas en la descripción botánica y se debe comparar con una muestra de herbario previamente identificada. Si todo concuerda, la identificación es correcta.

Por otra parte, los principales caracteres que deben analizarse en una planta para su identificación son el hábito de crecimiento y el tipo de hojas que posee. Posteriormente, según las diferentes expresiones de estos caracteres y sus combinaciones entre sí, se determinan grupos más concretos en los que se deben

evaluar otros caracteres. El conjunto de rasgos diferenciales que identifican una planta constituyen su combinación diagnóstica de caracteres, la cual posteriormente permitirá su reconocimiento en el campo.

La guía inicia con la definición de los hábitos de crecimiento y las clasificaciones de los tipos de hojas. A continuación se muestra la clave sinóptica de caracteres diagnósticos organizada según los hábitos de crecimiento, lo cual permitirá reducir las posibles familias a las que pudiera pertenecer la muestra a identificar. Una vez llegado a un grupo particular, el usuario procederá a determinar el género y la especie mediante la comparación con materiales de herbarios y el uso de claves y descripciones publicadas en Floras, artículos y monografías.

HÁBITOS DE CRECIMIENTO

El hábito o porte de una planta es el aspecto general de la misma y entre ellos se encuentran los árboles, arbustos, hierbas, trepadoras, epífitas, hemiepífitas y parásitas (Fig. 9.1). Los árboles son plantas leñosas que se ramifican por encima de la base, por lo que poseen un tronco único y bien definido, ejemplo: *Ceiba pentandra* (ceiba). Los arbustos son plantas leñosas que se ramifican desde la base, por lo que no tienen tronco único definido y usualmente presentan varios troncos delgados que parten desde el suelo, ejemplo: *Jatropha integerrima* (pereguina). Las hierbas son plantas generalmente pequeñas, que pueden tener consistencia herbácea (ejemplo: gramíneas) o leñosa solo en la base; en este último caso se denominan hierbas sufrutescentes o sufrútices, ejemplo: *Sida* spp. (malvas). En este punto es importante señalar que el tamaño de la planta no determina su hábito, sino la consistencia de su tallo y la ramificación de este respecto al sustrato.

Las trepadoras son plantas que germinan en la tierra y presentan tallos alargados y flexibles que se apoyan sobre otras plantas para trepar en busca de la luz solar, ejemplo: *Mucuna pruriens* (pica-pica). Según la consistencia de sus tallos las plantas trepadoras pueden



Figura 9.1. Principales hábitos de crecimiento de las plantas. A. Árbol: *Ceiba pentandra* (Bombacaceae), B. Arbusto: *Phyllanthus orbicularis* (Phyllanthaceae), C. Hierba: *Acalypha nana* (Euphorbiaceae), D. Trepadora: *Dioscorea introrsa* (Dioscoreaceae), E. Epífitas: *Guzmania monostachia* (Bromeliaceae), F. Parásita *Dendropemon confertiflorus* (Loranthaceae). © A. Palmarola (A), © B. Falcón (B, C), © J. L. Gómez (D) y © E. R. Bécquer (E, F).

ser leñosas o herbáceas. Las plantas epífitas son aquellas que pasan todo su ciclo de vida viviendo sobre otras plantas sin parasitarlas y su sistema radicular nunca hace contacto con el suelo, ejemplo: *Tillandsia* spp. (curujeyes).

Por su parte, las plantas hemiepífitas solo pasan una parte de su ciclo de vida sobre otras plantas, pues en algún momento emiten raíces hacia el suelo. Algunas comienzan su ciclo de vida como epífitas y luego envían raíces al suelo, por lo que se denominan hemiepífitas primarias, ejemplos: *Ficus* spp. (jagueyes), *Clusia rosea* (copey). Otras germinan en tierra, trepan hasta las copas de los árboles, pierden conexión con el suelo cuando la base del tallo se deteriora e incluso emiten nuevas raíces al suelo, las cuales se denominan hemiepífitas secundarias, ejemplo: *Philodendron* spp. (macuseyes).

Las plantas parásitas pueden ser holoparasitas o hemiparasitas. Las holoparasitas son aquellas plantas que se nutren a expensas de otras, por lo que sus raíces (denominadas haustorios) penetran los tejidos del hospedero hasta alcanzar el floema y absorber las sustancias elaboradas que necesitan, ejemplo: *Orobancha* (hierba sosa). De este modo carecen de clorofila, por lo que su color no es verde. En el caso de las plantas hemiparasitas, los haustorios solo llegan hasta el xilema y absorben el agua y las sales minerales. Estas plantas sí fotosintetizan, por lo que tienen clorofila y son verdes, ejemplo: *Dendrophthora* spp. (palo caballero).

Por otra parte, independientemente de estos hábitos básicos de crecimiento existen “hábitos especiales” que constituyen modificaciones de los anteriores, lo cual está dado por adaptaciones que les permiten vivir en sus hábitats particulares. Así, las plantas acuáticas y carnívoras son mayormente hierbas, mientras las plantas suculentas pueden ser desde hierbas hasta árboles.

TIPO DE HOJAS

Las hojas constituyen en general órganos aplanados en los que es posible distinguir dos

caras (Fig. 9.2): una superior, la haz o cara adaxial, y una inferior, el envés o cara abaxial. Las hojas están formadas por dos partes básicas: la lámina, que es la porción más conspicua y es generalmente plana, y el pecíolo que conecta la lámina y el tallo (Fig. 9.2).

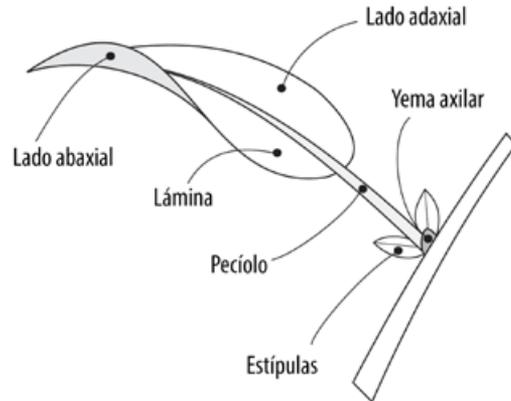


Figura 9.2. Partes de una hoja simple, modificado de Bonifacio y Boyle (2007).

Las hojas sobre los tallos se disponen según tres tipos básicos: alternas, opuestas y verticiladas (Fig. 9.3). Las hojas alternas son las que se insertan una sola por nudo; estas pueden disponerse en un solo plano y se denominan dísticas, ejemplo: *Annona* spp. (anón, guanábana), o en espiral, ejemplo: *Talipariti elatum* (majagua). Las hojas opuestas se insertan dos por nudo, y pueden presentarse de forma dística o decusada (cada par de hojas se dispone en un ángulo de 90° respecto al anterior). La disposición es verticilada cuando por nudo se insertan tres o más hojas, ejemplo: *Rauvolfia* spp.

Las hojas pueden ser simples si constan de un solo limbo, o compuestas si están formadas por varios limbos denominadas folíolos (Fig. 9.4). En caso de existir dudas si una hoja es simple o compuesta, recuerde: toda hoja simple tiene en su axila una yema, o el producto en que esa yema se ha desarrollado, ya sea una rama, una flor o una inflorescencia. Los folíolos nunca tienen yema axilar.

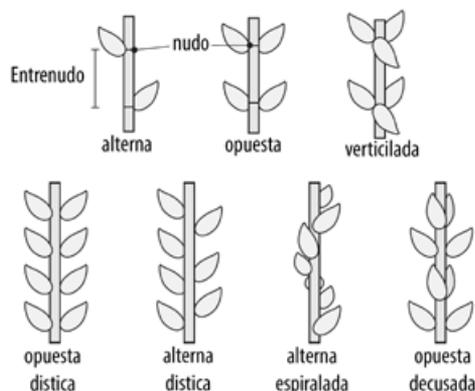


Figura 9.3. Disposición de las hojas en el tallo, modificado de Bonifacino y Boyle (2007).

Por otra parte, según la configuración de los nervios en la lámina de la hoja, existen dos grandes tipos de nervadura: paralela y reticulada (Fig. 9.5). En la nervadura paralela (hojas paralelinervias) todos los nervios son de igual orden y se disponen de forma paralela, entre los cuales se insertan venas transversales a modo de escalera. Este tipo de venación es característico de las monocotiledóneas, ejemplo: orquídeas, palmas, gramíneas. En

algunas monocotiledóneas se distingue un nervio principal con varios secundarios o varios nervios principales, entre los cuales se forma la escalera de venillas transversales tal como en las hojas paralelinervias. Estos patrones se denominan nervadura penniparalela (hojas penniparalelinervias), ejemplo: *Musa* spp. (plátano), *Roystonea regia* (palma real) y palmatiparalela (hojas palmatiparalelinervias), ejemplo: *Copernicia* spp.

En la nervadura reticulada se distinguen uno o varios nervios principales en los cuales se insertan nervios secundarios que se ramifican para formar un retículo. Este tipo de venación es característica de las dicotiledóneas, aunque algunas monocotiledóneas también la presentan, como las malangas (Araceae). De acuerdo a la existencia de uno o más nervios principales que parten de la base del limbo, se distingue la nervadura pinnada y la palmada. Las primeras (hojas pinnatinervias) tienen un solo nervio principal y los nervios secundarios se insertan a ambos lados de él, ejemplo: *Cordia gerascanthus* (varía); y las segundas (hojas palmatinervias) tienen tres (hojas trinervias) o más nervios principales

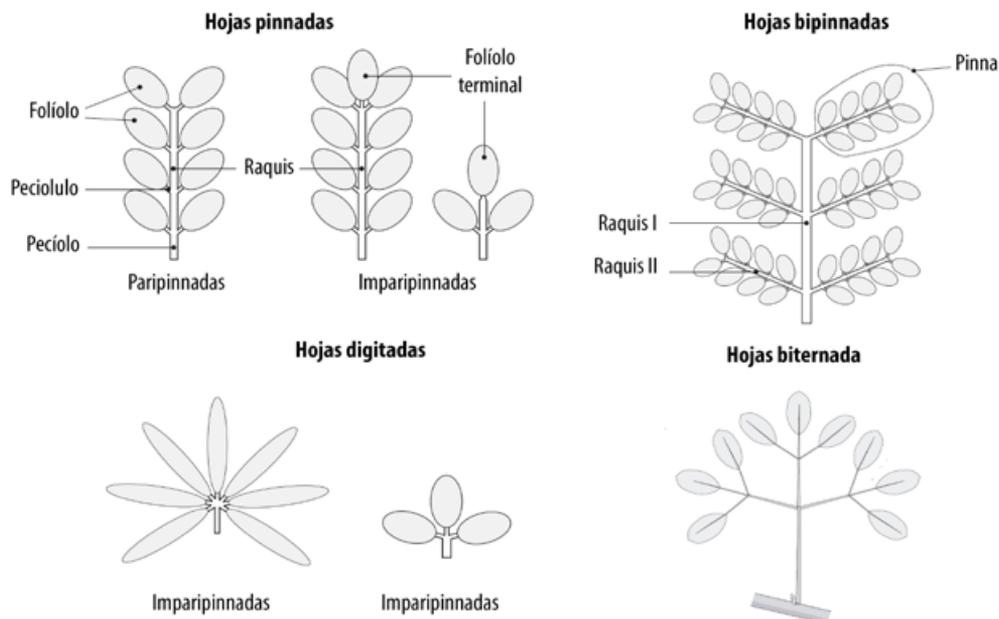


Figura 9.4. Clasificación de las hojas compuestas, modificado de Bonifacino y Boyle (2007).

Rutaceae (*Zanthoxylum*), Sapindaceae y Zamiaceae.

⇒ HOJAS IMPARIPINNADAS: hojas pinnadas con los folíolos en número impar (termina en un folíolo).

➔ HOJAS OPUESTAS: Adoxaceae (*Sambucus*), Bignoniaceae, Brunelliaceae, Cunoniaceae, Fabaceae (*Hebestigma*), Oleaceae (*Fraxinus*), Rutaceae (*Amyris*) y Staphyllaceae (*Turpinia*).

➔ HOJAS ALTERNAS: Anacardiaceae (olor a cáscara de mango), Berberidaceae, Burseraceae, Caesalpiniaceae (*Crudia*), Fabaceae, Juglandaceae, Meliaceae (*Trichilia*), Picramnaceae, Rosaceae (*Rubus*), Rutaceae (puntos translúcidos, *Spathelia*), Sapindaceae (*Cupania*), Simaroubaceae (corteza amarga) y Tapisciaceae (*Hurtea*, tradicionalmente Staphyllaceae).

* HOJAS BIPINNADAS: hojas compuestas que constan de un eje en el cual se disponen ejes secundarios, sobre los que a su vez se disponen los foliólulos o folíolos secundarios (segmentos de lámina).

⇒ HOJAS OPUESTAS: Bignoniaceae (*Jacaranda*).

⇒ HOJAS ALTERNAS: Caesalpiniaceae, Mimosaceae y Meliaceae (*Melia*).

* HOJAS TRIPINNADAS: hojas compuestas que constan de un eje en el cual se disponen ejes secundarios, sobre los que a su vez se disponen ejes terciarios que portan los segmentos de lámina.

⇒ HOJAS ALTERNAS: Araliaceae (*Aralia*), Meliaceae (*Melia*) y Moringaceae (*Moringa*).

* HOJAS PALMEADAS: hojas compuestas sin raquis y los folíolos se insertan en el extremo del pecíolo.

⇒ HOJAS OPUESTAS: Bignoniaceae (ramas jóvenes y folíolos escamosos) y Lamiaceae (*Vitex*).

⇒ HOJAS ALTERNAS: Araliaceae (*Schefflera*) y Bombacaceae.

* HOJAS TRIFOLIOLADAS: hojas compuestas palmeadas o pinnadas con solo tres folíolos.

⇒ HOJAS OPUESTAS: Bignoniaceae (ramas jóvenes y folíolos escamosos), Lamiaceae (*Vitex*) y Rutaceae (puntos translúcidos).

⇒ HOJAS ALTERNAS: Burseraceae, Capparaceae (*Crateva*), Fabaceae, Meliaceae (*Trichilia*), Picrodendraceae, Resedaceae (*Forchhammeria*, tradicionalmente Capparaceae), Rosaceae (*Rubus*), Rutaceae (puntos translúcidos, *Pilocarpus*) y Sapindaceae.

I.B. HOJAS SIMPLES

Si usted ha comprobado que por cada yema axilar existe solo un limbo o lámina foliar, está en presencia de una hoja simple. A continuación debe evaluar en su muestra a identificar la presencia de los siguientes caracteres, según el orden de prioridad que se sugiere.

I.B.1. ESTRUCTURAS ESPINOSAS

Las estructuras espinosas en las plantas son muy variadas en cuanto a su origen, morfología y ubicación. Las espinas son estructuras endurecidas, agudas y punzantes, las cuales siempre se ubican en los nudos de los tallos. Según su origen las espinas pueden ser: (1) caulinares, si constituyen ramas modificadas y se ubican en posición axilar, ejemplo: *Citrus* spp. (cítricos); (2) foliares, si constituyen hojas modificadas, ejemplo: Cactaceae (cactus); y (3) estipulares, si son estipulas modificadas, por lo cual siempre aparecen en pares, ejemplo: *Acacia belairioides*. Los braquiblastos espinosos son ramas de crecimiento limitado, que pueden portar hojas y hasta ramificarse, cuyo extremo es agudo y punzante, ejemplo: *Dichrostachys cinerea* (marabú). Los agujones son tricomas rígidos y punzantes, de formación puramente epidérmica, por lo que carecen de conexión con el sistema vascular de la planta y pueden ser desprendidos sin afectar el cuerpo del vegetal, ejemplo: *Zanthoxylum* spp. (ayúa). Debido a su origen,

los agujones pueden presentarse a lo largo del tallo (no limitados a los nudos como las espinas) y sobre las hojas, tanto sobre el pecíolo como la lámina. Las hojas, además, tienen otras estructuras espinosas, las cuales se corresponden con el ápice foliar que se modifica a modo de mucrón o los dientes del margen que se transforman en espinas pequeñas dando lugar a un margen espinoso, ejemplo: *Agave* spp. (magüey).

* Espinas en el ápice/margen de las hojas.

⇒ HOJAS OPUESTAS: Celastraceae (*Crossopetalum*), Clusiaceae [látex amarillo, *Garcinia* (incluye *Rheedia*)], Lamiaceae (*Pseudocarpidium*), Malpighiaceae (*Malpighia*), Myrtaceae (*Myrcia*), Rhamnaceae (*Reynosia*), Rubiaceae (estípulas interpeciolares), Schlegeliaceae (*Synapsis*, tradicionalmente Bignoniaceae) y Theophrastaceae (hojas mayormente pseudoverticiladas).

⇒ HOJAS ALTERNAS: Arecaceae (espinas en el raquis), Asteraceae, Ebenaceae (*Dyospyros*, nervadura terciaria conspicua), Ochnaceae (*Ouratea*), Polygonaceae (*Coccoloba*), Putranjivaceae (*Drypetes*, tradicionalmente Euphorbiaceae), Flacourtiaceae (*Casearia*), Podocarpaceae (*Podocarpus*), Solanaceae (*Henoonia*, Goetzeaceae en la Flora de la República de Cuba) y Theophrastaceae (hojas mayormente pseudoverticiladas).

* Ramas espinosas

⇒ HOJAS OPUESTAS: Acanthaceae, Arecaceae (espinas en el raquis), Acanthaceae, Apocynaceae (*Cameraria*, látex blanco lechoso), Bignoniaceae (*Tabebuia*), Gesneriaceae (*Bellonia*), Lamiaceae (*Callicarpa*), Lythraceae (*Ginoria*), Myrtaceae (*Eugenia*), Oleaceae (*Forestiera*, braquiblastos espinosos), Rubiaceae (estípulas interpeciolares), Sapotaceae (*Sideroxylon*) y Verbenaceae (agujones).

⇒ HOJAS ALTERNAS: Asparagaceae (filocladados), Asteraceae (*Berilsimpsonia*), Boraginaceae (hojas ásperas al tacto), Cannabaceae (*Celtis*, tradicionalmente Ulmaceae), Combretaceae (*Bucida*), Erythroxylaceae, Euphor-

biaceae (látex blanco), Hydroleaceae (*Hydrolea*, tradicionalmente Hydrophyllaceae, pelos glandulares), Fabaceae (*Brya*), Moraceae (*Maclura*, látex amarillo), Nyctaginaceae (*Neea*), Olacaceae (*Ximenia*), Phyllanthaceae (*Flueggea*, tradicionalmente Euphorbiaceae), Rhamnaceae (*Ziziphus*, hojas trinervias en la base, ramas en zig-zag), Rosaceae (*Pyracantha*, hojas fasciculadas, olor a crema de almendras), Rutaceae (puntos translucidos), Flacourtiaceae (puntuaciones translúcidas), Sapotaceae (*Sideroxylon*, látex blanco), Simaroubaceae (*Castela*), Solanaceae, Sterculiaceae (*Ayenia*), Urticaceae (*Urera*) y Violaceae (*Hybanthus*).

I.B.2. HOJAS MAYORMENTE VERTICILADAS

Apocynaceae (*Rauwolfia*, látex blanco), Bignoniaceae (*Catalpa*, *Tabebuia*), Casuarinaceae (hojas escuamiformes verticiladas en los nudos de ramitas articuladas y verdes), Combretaceae, Melastomataceae (*Miconia monocephala*), Rubiaceae, Theophrastaceae (*Jacquinia*) y Verbenaceae.

I.B.3. LÁTEX Y SABIA

El látex y la sabia son los principales exudados de las plantas. El látex es un exudado opaco (no transparente), generalmente pegajoso y blanco lechoso o coloreado. La sabia se refiere a cualquier exudado transparente.

* HOJAS OPUESTAS

⇒ Apocynaceae: látex blanco, acuoso o lechoso.

⇒ Calophyllaceae (tradicionalmente Clusiaceae): látex amarillo, yema no protegida por los pecíolos.

⇒ Clusiaceae: látex amarillo o crema a blanco, yema protegida por los pecíolos.

⇒ Malpighiaceae: *Galphimia* (látex acuoso y escaso), *Spachea* (látex blanco).

* HOJAS ALTERNAS

⇨ Látex blanco: Apocynaceae, Campanulaceae, Convolvulaceae, Euphorbiaceae, Moraceae y Sapotaceae.

⇨ Látex anaranjado: Papaveraceae (*Bocconia*).

⇨ Látex amarillo: Moraceae (*Maclura*).

⇨ Exudado transparente: Moraceae (*Trophis*).

I.B.4. AROMA

Los olores que desprenden las hojas de las plantas al estrujarlas permiten identificar determinados grupos según los diferentes aromas. El aroma del ácido cianhídrico como las cremas de almendra es típico de muchas Rosaceae. El aroma a cáscara de mango es específico de los representantes de la familia Anacardiaceae, aunque para algunas personas otras familias pueden oler igual, especialmente Burseraceae, Araliaceae y Asteraceae. El olor a cítrico es típico de la familia Rutaceae, especialmente del género *Citrus* (limón, naranja, mandarina, toronja). El aroma de las Myrtaceae, a veces parecido al de la guayaba o a veces muy diferente, les permite a los especialistas más experimentados de la familia hasta identificar los géneros. Las familias Lamiaceae y Verbenaceae poseen un aroma limpio, dulzón o a condimento (orégano), en algunos casos mentolado. El aroma primitivo u olor a Ranales hace referencia al fuerte aroma de varias familias tradicionalmente consideradas como primitivas: Lauraceae, Annonaceae, Piperaceae, Chlorantaceae, Illiciaceae y Magnoliaceae. Cada familia tiene su variante del aroma primitivo; sin embargo, todas comparten cierta característica que se aprende solo por experiencia directa. El olor a aceite de trementina, es el característico de la resina de las coníferas y de especies de la familia Burseraceae. El aroma específico de la familia Apiaceae y su grupo hermano, la familia Araliaceae, recuerda en muchos casos a la zanahoria.

⇨ HOJAS OPUESTAS: Asteraceae (olor muy fuerte, trinervias), Chloranthaceae (fuerte olor primitivo), Lamiaceae (usualmente con ramitas tetragonas), Loganiaceae (*Buddleja*), Myrtaceae, Rubiaceae (*Rondeletia*, algunas especies con olor muy fuerte a condimentos como el curry) y Verbenaceae (usualmente con ramitas tetragonas).

⇨ HOJAS ALTERNAS: Anacardiaceae (olor a cáscara de mango y resina que seca negro), Annonaceae (hojas dísticas), Asteraceae, Burseraceae (*Bursera*, olor a trementina o incienso), Canellaceae, Euphorbiaceae (*Croton*), Hernandiaceae, Lauraceae, Magnoliaceae, Myrtaceae (plantas no cubanas, puntos translúcidos), Pinaceae (hojas aciculares sobre braquiblastos), Piperaceae (nudos engrosados), Rosaceae (*Prunus*, olor a almendras, dos glándulas en la base de la hoja), Rutaceae (puntos translúcidos), Sapindaceae (*Thouinia*) e Illiciaceae (*Illicium*, puntos translúcidos).

I.B.5. PUNTUACIONES

Algunos grupos de plantas presentan estructuras secretoras embebidas en los tejidos de la planta, las que se denominan puntuaciones. Generalmente estas se presentan en las hojas, aunque también pueden estar en otros órganos como flores y frutos. El color, la forma y la posición de las puntuaciones constituyen caracteres importantes para la identificación de algunos grupos.

* PUNTUACIONES TRANSLÚCIDAS

⇨ CIRCULARES

➤ HOJAS OPUESTAS: Asteraceae, Calophyllaceae (*Mamea*), Hypericaceae, Myrtaceae, Rutaceae (*Ravenia*).

➤ HOJAS ALTERNAS: Annonaceae, Araliaceae (*Dendropanax*), Asteraceae, Euphorbiaceae (*Croton*), Illiciaceae (*Illicium*), Rutaceae y Sapindaceae (*Dodonea*).

⇨ ALARGADAS Y CIRCULARES: Flacourtiaceae (hojas dísticas).

* PARDO ROJIZAS, TRASLUCIDAS U OPACAS: Myrsinaceae, Polygalaceae (*Badiera*).

* PUNTUACIONES NEGRUZCAS: Malvaceae (*Gossypium*), Oleaceae, Rhamnaceae (nervios curvados hacia el ápice) y Rhizophoraceae (*Rhizophora*).

I.B.6. MARGEN NO ENTERO

Si el borde de la hoja tiene entrantes y salientes, por pequeños que sean, la hoja tiene el margen no entero. En estos casos, la hoja puede ser dentada, aserrada, crenada o hendida. En el último caso los entrantes y salientes son muy conspicuos y se plantea que la hoja se divide de forma parcial, pero estas divisiones nunca seccionan completamente la lámina en unidades independientes, por lo que no pueden ser hojas compuestas. En función de la forma y magnitud de estas divisiones parciales (segmentos) las hojas hendidas pueden ser: pinnatilobadas, pinnatipartidas, pinnatisectas, palmatilobadas, palmatipartidas y palmatisectas, según su nervadura (pinnada o palmeada) y la profundidad de las divisiones (lobadas, partidas, sectadas).

* HOJAS OPUESTAS: Asteraceae, Celastraceae, Gesneriaceae, Lamiaceae, Malpighiaceae (*Malpighia*), Melastomataceae, Oleaceae, Rhamnaceae (nervios curvados hacia el ápice y puntos negros en el envés) y Verbenaceae.

* HOJAS ALTERNAS DÍSTICAS

⇒ PALMATINERVIAS: Cannabaceae (*Celtis* y *Trema*, tradicionalmente Ulmaceae), Flacourtiaceae (*Banara*, hojas con un par de glándulas en la base), Muntingiaceae (*Muntingia*, Elaeocarpaceae en la Flora de la República de Cuba), Rhamnaceae (*Colubrina*), Sterculiaceae, y Tiliaceae.

⇒ PENNINERVIAS: Flacourtiaceae (*Gossypiospermum*), Pentaphragmaceae (*Cleyera* y *Freziera*, tradicionalmente Theaceae, hojas pecioladas y fruto indehiscente), Putranjivaceae (*Drypetes*, tradicionalmente Euphorbiaceae), Ulmaceae (*Ampelocera* y *Phyllostylon*).

* HOJAS ALTERNAS EN ESPIRAL:

⇒ PALMATINERVIAS: Arecaceae, Bixaceae (*Cochlospermum*), Bombacaceae (*Ochroma*), Boraginaceae (*Cordia*), Caricaceae, Cecropiaceae, Euphorbiaceae, Malvaceae, Sterculiaceae, Tiliaceae y Urticaceae (*Gyrotaenia*).

⇒ PENNINERVIAS: Arecaceae, Aquifoliaceae, Asteraceae, Boraginaceae (hojas escabrosas, estambres epipétalos muy erectos), Celastraceae, Clethraceae (*Clethra*), Dilleniaceae (*Curatella*), Elaeocarpaceae (*Sloanea*), Ericaceae, Gesneriaceae (venación prominente por el envés), Goodeniaceae, Myricaceae, Ochnaceae (*Ouratea*), Pentaphragmaceae (*Terstroemia*, tradicionalmente Theaceae, hojas pecioladas y fruto irregularmente dehiscente), Rhamnaceae, Salicaceae, Sapindaceae (*Allophylus*), Solanaceae, Symplocaceae, Theaceae [*Gordonia* (incluye *Laplacea*), hojas subsésiles y fruto dehiscente], Turneraceae (*Turnera*), Ulmaceae (*Phyllostylon*) y Violaceae (*Hybanthus*).

I.B.7. MARGEN ENTERO

* HOJAS OPUESTAS: Acanthaceae, Adoxaceae (*Viburnum*), Asteraceae, Avicenniaceae (*Avicennia*, tradicionalmente Verbenaceae), Bignoniaceae, Buxaceae, Combretaceae (*Laguncularia*), Cupressaceae, Euphorbiaceae (*Pera*), Garryaceae, Gentianaceae, Hypericaceae, Lamiaceae, Lythraceae, Malpighiaceae, Melastomataceae (venación acródroma, excepto *Mouriri*, *Votomita*, *Henriettea* spp., *Miconia* spp.), Myrtaceae, Nyctaginaceae (yemas pardo-rojizas pubescentes, hojas en ocasiones subopuestas y que secan oscuro), Oleaceae (*Chionanthus*), Phyllanthaceae (*Phyllanthus*, tradicionalmente Euphorbiaceae), Rhamnaceae, Rhizophoraceae (*Cassipourea*), Rubiaceae (estípulas interpeciolares), Rutaceae (puntos translúcidos), Sabiaceae (hojas opuestas a subopuestas) y Verbenaceae (*Citharexylum*).

* HOJAS ALTERNAS

⇒ HOJAS PALMATINERVIAS

➔ HOJAS DÍSTICAS: Phyllanthaceae (*Chascotheca*, tradicionalmente Euphorbiaceae) y Rhamnaceae.

➔ HOJAS EN ESPIRAL: Caesalpiniaceae (*Bauhinia*), Clethraceae (*Purdiaea*), Olacaceae (*Schoepfia*), Bixaceae (*Bixa*), Euphorbiaceae, Malvaceae, Moraceae (*Ficus*, látex blanco lechoso), Sterculiaceae (*Hildegardia*) y Tiliaceae (*Carpodiptera*).

* HOJAS PARALELINERVIAS: Poaceae.

* HOJAS PENNINERVIAS

⇨ HOJAS CON ESTÍPULAS: Aquifoliaceae, Capparaceae (*Capparidastrum*), Chrysobalanaceae, Erythroxylaceae, Euphorbiaceae (*Chaetocarpus*), Fabaceae (*Dalbergia*), Ochnaceae (*Ouratea*), Phyllanthaceae (tradicionalmente Euphorbiaceae), Polygonaceae (*Coccoloba*), Putranjivaceae (*Drypetes*, tradicionalmente Euphorbiaceae) y Rhamnaceae (*Colubrina*, venas secundarias rectas, paralelas y cercanas).

⇨ HOJAS SIN ESTÍPULAS: Aquifoliaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Bonnetiaceae, Boraginaceae, Capparaceae, Celastraceae, Clethraceae (*Purdiaea*), Combretaceae, Cyrtillaceae, Dichapetalaceae, Ebenaceae, Elaeocarpaceae (*Sloanea*), Ericaceae, Euphorbiaceae, Fagaceae, Icacinaceae, Menispermaceae (*Hyperbana*), Nyctaginaceae (*Guapira*), Ochnaceae (*Ouratea*), Olacaceae (*Schoepfia*), Pentaphragmaceae (*Cleyera* y *Terstroemia*, tradicionalmente Theaceae, hojas pecioladas y fruto indehiscente), Polygalaceae, Resedaceae (*Forchhammeria*, tradicionalmente Capparaceae), Sapindaceae (*Dodonea*), Solanaceae, Symplocaceae, Syracaceae, Theaceae [*Gordonia* (incluye *Laplacea*), hojas sésiles y fruto dehiscente], Thymelaeaceae y Turneraceae (*Adenoa*).

II. HIERBAS

La consistencia herbácea de las plantas suele estar presente en otros hábitos de crecimiento además de las hierbas, tales como las trepadoras herbáceas y las epífitas. Adicionalmente, algunas hierbas presentan modificaciones

que las incluyen entre los llamados “hábitos especiales”, entre las que se encuentran las hierbas acuáticas, las suculentas y las carnívoras. En este punto se excluyen las hierbas “especiales” que serán tratadas más adelante.

* HOJAS COMPUESTAS

⇨ HOJAS OPUESTAS: Zygophyllaceae.

⇨ HOJAS ALTERNAS: Apiaceae, Caesalpiniaceae, Cleomaceae (palmeadas), Fabaceae (multi- o 1-folioladas), Mimosaceae y Oxalidaceae (*Oxalis*, 3-folioladas).

* HOJAS SIMPLES

⇨ HOJAS OPUESTAS O VERTICILADAS: Acanthaceae, Amaranthaceae, Apocynaceae (incluye Asclepiadaceae, látex blanco lechoso), Caryophyllaceae, Chenopodiaceae, Cistaceae, Euphorbiaceae [*Euphorbia* (incluye *Chamaesyce*)], Gentianaceae, Gesneriaceae (*Phinaea*), Lamiaceae y Verbenaceae [aroma limpio, dulzón o a condimento (orégano), en algunos casos mentolado; usualmente con ramitas tetragonas], Loganiaceae, Lythraceae, Martyniaceae, Nyctaginaceae, Onagraceae, Piperaceae (*Verhuellia*), Primulaceae (*Anagallis*), Rubiaceae (estípulas interpeciolares), Scrophulariaceae, Urticaceae y Violaceae (*Hybanthus*).

⇨ HOJAS ALTERNAS

➔ PARALELINERVIAS: Amaryllidaceae, Alliaceae, Asparagaceae (filocladados), Asphodelaceae (*Hemerocallis*), Bromeliaceae, Burmanniaceae, Commelinaceae, Cyperaceae, Eriocaulaceae, Haemodoraceae, Hypoxidaceae, Iridaceae, Orchidaceae, Poaceae y Xyridaceae.

➔ PENNIPARALELINERVIAS: Cannaceae, Costaceae (*Costus*, tradicionalmente Zingiberaceae), Heliconiaceae, Marantaceae y Zingiberaceae.

➔ PALMATINERVIAS: Araliaceae (*Hydrocotyle*, hojas orbicular-peltadas o ± reniformes), Begoniaceae, Malvaceae, Moraceae (*Dorstenia*), Plantaginaceae (*Plantago*, hojas

en roseta basal), Sterculiaceae, Tiliaceae y Urticaceae.

→ PENNINERVIAS: Amaranthaceae, Apiaceae, Araceae, Begoniaceae, Boraginaceae, Brassicaceae, Campanulaceae (látex blanco lechoso), Chenopodiaceae, Cleomaceae, Convolvulaceae (*Evolvulus*), Euphorbiaceae, Loasaceae (*Mentzelia*), Nyctaginaceae (*Bol-doa*), Ochnaceae (*Sauvagesia*), Onagraceae (*Ludwigia*), Papaveraceae (*Argemone*, látex amarillo), Phyllanthaceae (*Phyllanthus*, tradicionalmente Euphorbiaceae), Phytolaccaceae, Plumbaginaceae, Polygalaceae (*Polygala*), Polygonaceae (ócrea), Ranunculaceae (*Ranunculus*), Scrophulariaceae, Solanaceae, Sphenocleaceae, Turneraceae y Violaceae (*Hybanthus*).

III. PLANTAS TREPADORAS

Los mecanismos que utilizan las plantas trepadoras para ascender y fijarse sobre la planta hospedera son variados: raíces adventicias, espinas, agujones, tallos sarmentosos y volubles, ramas irritables, discos adhesivos y zarcillos. Los zarcillos son órganos filamentosos capaces de realizar movimientos de orientación en respuesta a estímulos de contactos laterales, y que la planta utiliza exclusivamente para trepar (Fig. 9.6). De todas las especializaciones para trepar, los zarcillos son los más importantes para la identificación, pues su morfología permite reconocer las familias que los poseen. De este modo, ante una planta trepadora es necesario evaluar la presencia de zarcillos, su tipo y posición así como el tipo y disposición de las hojas.

III. A. TREPADORAS CON ZARCILLOS

* Bignoniaceae (zarcillos en el ápice de las hojas compuestas, originados a partir de la transformación del folíolo terminal).

* Cucurbitaceae (zarcillos caulinares en ángulo de 90° respecto al pecíolo de la hoja).

* Caesalpiniaceae (*Bauhinia*, zarcillos caulinares).



Figura 9.6. Rama de *Smilax havanensis*, trepadora con zarcillos. Ilustración: G. Pineda Quiala.

* Mimosaceae (*Entada*, hojas 2-pinnadas con raquis que termina en un zarcillo bifurcado).

* Loganiaceae (*Strychnos*, par de zarcillos leñosos, hojas opuestas con 3 nervios y ramas con espinas).

* Passifloraceae (zarcillos caulinares axilares a las hojas).

* Polemoniaceae (*Cobaea*, hojas compuestas con tres pares de folíolos y el folíolo terminal transformado en un zarcillo ramificado).

* Polygonaceae (*Antigonon*, zarcillos en el ápice de la inflorescencia).

* Rhamnaceae (*Gouania*, zarcillos hacia el ápice de las ramas, formados por el extremo apical de las mismas, enrollados como la espiritrompa de las mariposas).

* Sapindaceae (zarcillo bifurcado axilar que se corresponde con una inflorescencia modificada).

* Smilacaceae (par de zarcillos simples en la base del pecíolo que constituyen una prolongación de la vaina foliar) (Fig. 9.6).

* Vitaceae (zarcillos opuestos a la hoja, formando un ángulo de 180° respecto al pecíolo, a veces asociados a la inflorescencia, otras veces con discos adhesivos).

III. B. TREPADORAS SIN ZARCILLOS (INCLUYE ARBUSTOS TREPADORES Y PLANTAS RASTRERAS)

* HOJAS COMPUESTAS

⇒ HOJAS OPUESTAS: Oleaceae (*Jasminum*) y Ranunculaceae (*Clematis*, hojas trifolioladas y aquenios con estilos plumosos persistentes).

⇒ HOJAS ALTERNAS: Connaraceae, Convolvulaceae (*Merremia*), Caesalpiniaceae, Fabaceae, Mimosaceae y Rosaceae (*Rubus*, plantas espinosas).

* HOJAS SIMPLES

⇒ HOJAS OPUESTAS O VERTICILADAS: Acanthaceae, Apocynaceae (incluye Asclepiadaceae, látex blanco lechoso), Asteraceae, Caprifoliaceae (*Lonicera*), Celastraceae, Combretaceae [*Combretum* (incluye *Quiscualis*)], Malpighiaceae, Nyctaginaceae (*Pisonia*, espinas recurvadas axilares), Oleaceae (*Jasminum*), Rubiaceae, Schlegeliaceae (*Schlegelia*, tradicionalmente Bignoniaceae), Valerianaceae (*Valeriana*) y Verbenaceae.

⇒ HOJAS ALTERNAS: Alstroemeriaceae (*Bomarea*), Amarantaceae (*Chamissoa*), Araceae, Aristolochiaceae, Basellaceae, Boraginaceae, Capparaceae (*Cynophalla*), Cannabaceae (*Celtis*, tradicionalmente Ulmaceae), Convolvulaceae (látex blanco lechoso y corola con patrón estrellado), Cyperaceae (*Scleria*), Dilleniaceae, Dioscoriaceae, Euphorbiaceae (pelos urticantes y fruto en tricoca), Gentianaceae (*Bisgoeppertia*), Marcgraviaceae (puntuaciones circulares, traslucidas u opacas en el margen de la hoja), Menispermaceae, Moraceae (*Ficus*), Nyctaginaceae (*Bougainvillea*), Orchidaceae (*Vanilla*), Phytolaccaceae, Piperaceae (*Peperomia*), Poa-

ceae, Polygalaceae (*Securidaca*), Polygonaceae y Solanaceae.

IV. PLANTAS PARÁSITAS

Las plantas holoparásitas son relativamente fáciles de reconocer pues la falta de clorofila les confiere una coloración amarillenta o rojiza no muy común en la naturaleza. En este punto, plantas trepadoras con coloración amarillenta son evidentemente holoparásitas, aunque la conexión con la planta hospedera sea difícil de localizar. Por su parte, las hemiparásitas son verdes y generalmente se encuentran sobre las ramas de la planta hospedera, de la cual normalmente se diferencia por la morfología de sus hojas. Finalmente, existen plantas tanto holoparásitas como hemiparásitas que crecen al lado de las hospederas, y debido a que parasitan raíces, la conexión entre ambas es subterránea. De este modo, ante una planta parásita es necesario evaluar si son formas trepadoras o no, y el órgano del hospedero con el cual establecen la conexión.

* TREPADORAS: Convolvulaceae (*Cuscuta*) y Lauraceae (*Cassytha*).

* NO TREPADORAS SOBRE RAMAS DE OTRAS PLANTAS: Eremolepidaceae (*Antidaphne*), Loranthaceae (*Dendropemon*, haustorio hace contacto con el hospedero por varios puntos) y Viscaceae (haustorio hace contacto con el hospedero por un solo punto).

* NO TREPADORAS SOBRE RAÍCES DE OTRAS PLANTAS: Balanophoraceae (plantas subterráneas solo visibles cuando emiten la inflorescencia), Olacaceae (*Ximenia*, hemiparásitas sobre raíces, facultativas), Orobanchaceae (tradicionalmente solo *Orobanche* en Cuba, holoparásitas) y Scrophulariaceae [*Agalinis* (incluye *Gerardia*), *Anisantherina*, *Buchnera* y *Seymeriopsis*, hemiparásitas, actualmente en Orobanchaceae].

V. PLANTAS SUCULENTAS

Las plantas suculentas tienen la capacidad de acumular agua en sus tejidos, lo cual les

permite la supervivencia en lugares extremadamente secos. El almacenamiento masivo de este líquido provoca en muchos casos la deformación del órgano reservante, el cual adquiere un gran volumen y una apariencia suculenta. El órgano de la planta que se transforma para el almacenamiento de agua en las plantas suculentas es el primer aspecto a analizar para su identificación.

* HOJAS SUCULENTAS: Aizoaceae, Agavaceae (hojas en roseta), Apocynaceae (*Calotropis*, látex blanco lechoso), Asphodelaceae (*Aloe*), Asteraceae, Bataceae, Basellaceae, Boraginaceae (*Tournefortia*), Celastraceae (*Tricema*), Crassulaceae, Dracaenaceae (*Sansevieria*), Goodeniaceae, Pedaliaceae (*Sesamum*), Piperaceae (*Peperomia*), Portulacaceae, Rubiaceae, Solanaceae y Surianaceae (*Suriana*, tradicionalmente Simaroubaceae).

* TALLOS SUCULENTOS: Agavaceae (*Yucca*), Araceae (inflorescencia en espata), Cactaceae (espinas en areolas), Chenopodiaceae (*Salicornia*), Chloranthaceae, Dracaenaceae (*Dracaena*), Euphorbiaceae (*Euphorbia*, espinas en pares), Orchidaceae (*Vanilla*, trepadora), Phyllanthaceae (*Phyllanthus*, tradicionalmente Euphorbiaceae, filocladus).

VI. PLANTAS ACUÁTICAS

Las plantas acuáticas viven en contacto directo con las aguas oceánicas o continentales, y según sus relaciones con el suelo, el agua y el aire pueden clasificarse en sumergidas, flotantes y anfibias.

* HOJAS PARALELINERVIAS: Alismataceae, Cymodoceaceae, Cyperaceae, Eriocaulaceae, Hydrocharitaceae, Najadaceae, Juncaceae, Juncaginaceae, Lemnaceae, Limnocharitaceae, Marantaceae (*Thalia*), Mayacaceae, Poaceae, Pontederiaceae, Potamogetonaceae, Ruppiaceae, Typhaceae y Xyridaceae.

* HOJAS PENNINERVIAS

⇒ HOJAS VERTICILADAS: Ceratophyllaceae y Haloragaceae (*Myriophyllum*).

⇒ HOJAS OPUESTAS: Acanthaceae, Amaranthaceae (*Alternanthera*), Elatinaceae, Lamiaceae, Lythraceae, Scrophulariaceae y Rubiaceae.

⇒ HOJAS ALTERNAS: Apiaceae, Araceae (*Pistia*), Asteraceae, Brassicaceae (*Rorippa*), Euphorbiaceae (*Caperonia*), Haloragaceae (*Proserpinaca*), Hydroleaceae (*Hydrolea*, tradicionalmente Hydrophyllaceae, pelos glandulares), Fabaceae, Mimosaceae (*Neptunia*), Onagraceae (*Ludwigia*), Podostemaceae, Polygalaceae (*Polygala*), Polygonaceae (*Persicaria*), Primulaceae (*Samolus*) y Sphenocleaceae (*Sphenoclea*, tradicionalmente Campanulaceae).

* HOJAS PALMATINERVIAS: Araliaceae (*Hydrocotyle*, hojas peltadas o no y ± orbicular-reniformes), Cabombaceae (tradicionalmente Nymphaeaceae), Callitrichaceae (*Callitriche*, 3-nervias a 1-nervias), Convolvulaceae (*Ipomoea*), Malvaceae, Menyanthaceae (*Nymphoides*, tradicionalmente Gentianaceae) y Nymphaeaceae.

VII. PLANTAS CARNÍVORAS

Las plantas carnívoras son propias de suelos extremadamente pobres en nitrógeno, por lo que necesitan incorporarlo a partir de la descomposición de los insectos que capturan. Para ello poseen diversos mecanismos que atrapan las presas (insectos y protozoos) y una maquinaria enzimática que se encarga de la digestión. En Cuba existen dos familias: Droseraceae (*Drosera*) con hojas en rosetas basales y lámina cubierta de pelos glandulares rojizos, y Lentibulariaceae (*Genlisea*, *Pinguicola*, *Utricularia*) que incluye hierbas pequeñas, terrestres, acuáticas o epífitas, con hojas en rosetas basales con la lámina cubierta de pelos glandulares en las plantas terrestres o muy divididas (lasciniada) en las plantas acuáticas. En *Utricularia* algunas hojas se modifican en forma de vesículas (utrículos) encargadas de atrapar las pequeñas presas.

LITERATURA CITADA

Alain, Hno. 1953. Flora de Cuba III. Dicotiledóneas: Malpighiaceae a Myrtaceae. *Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural del Colegio "De La Salle"* 13.

- Alain, Hno. 1957. Flora de Cuba IV. Dicotiledóneas: Melastomataceae a Plantaginaceae. *Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural del Colegio "De La Salle"* 16.
- Alain, Hno. 1964. *Flora de Cuba V. Rubiales-Valerianales-Cucurbitales-Campanulales-Asterales*. Asociación de Estudiantes de Ciencias Biológicas, La Habana. 320 pp.
- Alain, Hno. 1969. Flora de Cuba. Suplemento. Editorial Sucre, Caracas. 130 pp.
- Bonifacino, M. y Boyle, B. 2007. *Introducción a la morfología de angiospermas. Guía ilustrada. Sistemática de Plantas Tropicales*. Organización de Estudios Tropicales, San José. 27 pp.
- Borhidi, A. 1996. *Phytogeography and Vegetation Ecology of Cuba*. Akademiai Kiado, Budapest. 923pp.
- León, Hno. 1946. Flora de Cuba I. Gimnospermas. Monocotiledóneas. *Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural del Colegio "De La Salle"* 8.
- León, Hno. y Hno. Alain. 1951. Flora de Cuba II. Dicotiledóneas: Casuarinaceae a Meliaceae. *Contribuciones Ocasionales del Museo de Historia Natural del Colegio "De La Salle"* 10.
- Morejón, R., y C. Sánchez. 2012. Clave de identificación para las familias de helechos y licófitos cubanos. *Revista del Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana* 32-33: 25-30.
- Ponce de León, A. 1965. Determinación de plantas cubanas (fanerógamas). Claves dicotómicas para la identificación de familias. Universidad de La Habana, La Habana. 26 pp.
- Sánchez, C., y R. Morejón. 2012. Clave de identificación para los géneros de helechos y licófitos cubanos. *Revista del Jardín Botánico Nacional, Universidad de La Habana* 32-33: 31-45.
- Simpson, M.G. 2006. *Plant Systematics*. Elsevier Academic Press, Burlington, San Diego & London. 590 pp.



Anastrophia wilsonii (Asteraceae). © D. Barrios.

Anexo 9.1. Relación de familias de plantas con semillas publicadas en la nueva *Flora de la República de Cuba*. Se incluyen los autores y el año, así como el número del fascículo de publicación; las familias se presentan por orden alfabético.

Familia	Autores y año	Fascículo	Familia	Autores y año	Fascículo
Alismataceae	Urquiola <i>et al.</i> , 2009	15 (1)	Eriocaulaceae	González-Géigel, 2004	9(2)
Alstroemeriaceae	Urquiola, 2009	15(2)	Flacourtiaceae	Gutiérrez, 2000	5(1)
Amaryllidaceae	Urquiola y González, 2009	15(3)	Gentianaceae	Thiv, 2002	6(1)
Aquifoliaceae	González-Gutiérrez y Sierra, 2004	9(1)	Goetzeaceae	Fuentes, 2005	10(4)
Araceae	Arias, 1998	1(1)	Haemodoraceae	Urquiola <i>et al.</i> , 2000	5(2)
Aristolochiaceae	Rankin, 1998	1(2)	Haloragaceae	Urquiola y Betancurt, 2000	5(3)
Begoniaceae	Sierra, 2000	3(1)	Hydrocharitaceae	Urquiola y Pérez, 2009	15(7)
Bombacaceae	Rodríguez-Fuentes, 1998	1(3)	Hypoxidaceae	Urquiola y Cabrera, 2009	15(8)
Brassicaceae	Rankin y Greuter, 2009	15(4)	Icacinaceae	Duno de Stefano y Angulo, 2010	16(4)
Buxaceae	Köhler, 2014	19(1)	Juglandaceae	Schaarschmidt, 2002	6(2)
Caesalpiniaceae	Barreto, 2013	18	Lauraceae	Rohwer y Schmidt, 2014	19(2)
Capparaceae	Rankin, 2005	10(1)	Limnocharitaceae	Urquiola y Novo, 2009	15(9)
Celastraceae	Mory, 2010	16(1)	Linaceae	González-Géigel y Bisse, 1998	1(5)
Ceratophyllaceae	Urquiola y Pérez, 2009	15(5)	Loranthaceae	Leiva, 1992	Fontq. 34: 5-16
Chloranthaceae	Saralegui, 2000	3(2)	Lythraceae	Echevarría y Graham, 2008	14(1)
Cleomaceae	Rankin, 2005	10(2)	Malvaceae	Areces-Berazaín y Fryxell, 2007	13
Clethraceae	Berazaín, 2010	16(2)	Marcgraviaceae	Dressler, 2000	5(4)
Cycadaceae	González-Géigel, 2003	8(3)	Mayacaceae	Urquiola <i>et al.</i> , 2000	5(5)
Cymodoceaceae	Urquiola y Novo, 2009	15(6)	Meliaceae	Albert, 2005	10(5)
Cyrtillaceae	Berazaín, 2010b	16(3)	Mimosaceae	Bässler, 1998	2
Dilleniaceae	Pérez-Camacho, 2005	10(3)	Moringaceae	Rankin, 2005	10(6)
Dioscoreaceae	Pérez-Camacho y Raz, 2017	22(1)	Myricaceae	Falcón y Berazaín, 2014	20(1)
Droseraceae	Panfet, 1998	1(4)	Myrsinaceae	Panfet, 2005	10(7)
Elaeocarpaceae	Rodríguez-Fuentes, A. 2000	3(3)	Najadaceae	Urquiola <i>et al.</i> , 2000	5(6)
Eremolepidaceae	Leiva, 1992	Fontq. 35: 5-10	Nelumbonaceae	Aguilar <i>et al.</i> , 2009	15(10)
Ericaceae	Berazaín, 2017	22(2)			

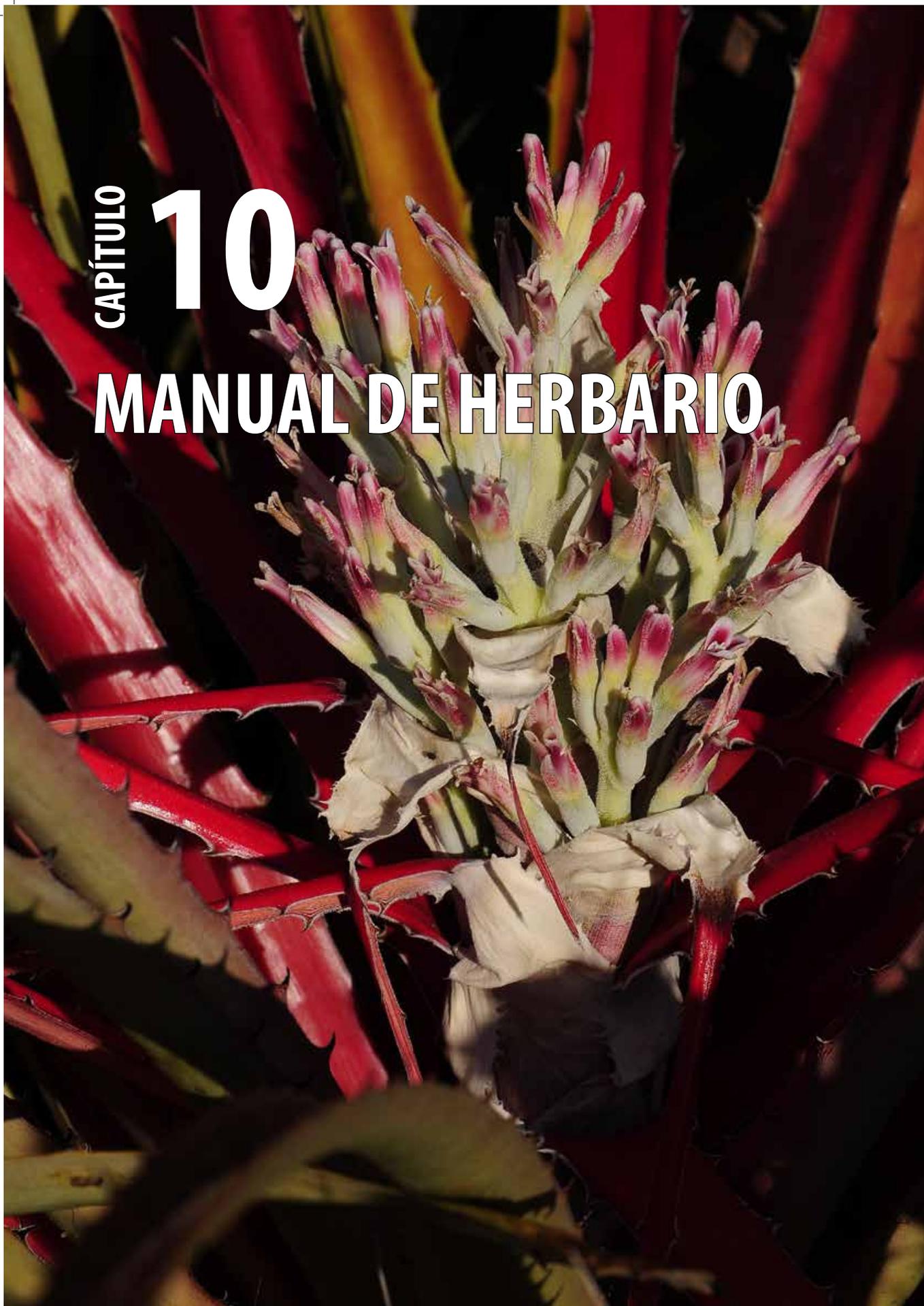
Anexo 9.1 (continuación). Relación de familias de plantas con semillas publicadas en la nueva *Flora de la República de Cuba*. Se incluyen los autores y el año, así como el número del fascículo de publicación; las familias se presentan por orden alfabético.

Familia	Autores y año	Fascículo	Familia	Autores y año	Fascículo
Nymphaeaceae	Aguilar <i>et al.</i> , 2009	15(11)	Ruppiaceae	Urquiola y Cabrera, 2000	5(9)
Ochnaceae	Berazaín, 2014	20(2)	Rutaceae	Beurton, 2008	14(3)
Olaceae	Hiepkó, 2014	20(3)	Salicaceae	Blanco y Oviedo, 2008	14(4)
Oleaceae	González-Gutiérrez, 2008	14(2)	Sapindaceae	Acevedo-Rodríguez, 2014	20(5)
Orchidaceae I: Parte General	Dietrich, 2007	12(1)	Sapotaceae	Gutiérrez, 2002	6(4)
Orchidaceae II: Pleurothallidinae I	Stenzel, 2007	12(2)	Smilacaceae	Ferrufino y Greuter, 2010	16(5)
Papaveraceae	Rankin y Greuter, 2014	20(4)	Sterculiaceae	Rodríguez-Fuentes, 2000	3(4)
Phytolaccaceae	Greuter, 2002	6(3)	Styracaceae	Mai, 2003	7(2)
Piperaceae	Saralegui, 2004	9(3)	Symplocaceae	Mai, 2005	10(9)
Plantaginaceae	Dietrich, 2000	5(7)	Theophrastaceae	Lepper y Gutiérrez, 2014	19(3)
Poaceae I: Parte General y Panicoideae	Catasús, 2011	17 (1)	Thymelaeaceae	Noa, 2009	15(13)
Poaceae II: Pharoideae a Chloridoideae	Catasús, 2015	21	Tiliaceae	Rodríguez-Fuentes, 2000	3(5)
Podostemaceae	Urquiola y Novo, 2000	5(8)	Verbenaceae	Méndez, 2003	7(3)
Polygalaceae	Rankin, 2003	7(1)	Xyridaceae	Urquiola y Kral, 2000	5(10)
Potamogetonaceae	Urquiola <i>et al.</i> 2009	15(12)	Zamiaceae	González-Géigel, 2003	8(4)
Proteaceae	Fuentes, 2005	10(8)	Zygophyllaceae	Albert, 2017	22(3)

CAPÍTULO

10

MANUAL DE HERBARIO



MANUAL DE HERBARIO

ISORA BARÓ OVIEDO¹
 RAMONA OVIEDO PRIETO¹
 REINA ECHEVARRÍA CRUZ¹
 RAÚL VERDECIA²
 JORGE FERRO DÍAZ³
 RICARDO ROSA ANGULO¹
 ILSA M. FUENTES MARRERO¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática
2. Jardín Botánico de Cupainicú, Granma
3. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales



(Fig. 10.1 A, B) (Rzedowski, 1975; Sousa, 1975; Rose *et al.*, 1995).

INTRODUCCIÓN

Al incrementarse el interés por las plantas vivas, que son el germen de los Jardines Botánicos. Por razones de recursos y espacio estos no tenían la capacidad de albergar grandes colecciones, propiciando el surgimiento de los primeros herbarios. La creación del herbario se atribuye a Luca Ghini (1490 – 1556), profesor de Botánica de la Universidad de Bolonia, Italia, quien fue la primera persona que secó y prensó plantas en papel (Bridson y Forman, 1992).

Un herbario es una colección de plantas secas montadas en cartulinas y ordenadas para su fácil consulta, cuya función principal es documentar, por medio de los ejemplares y datos asociados, la existencia de especies, su distribución y apoyar las investigaciones científicas. Los herbarios son esenciales para realizar estudios taxonómicos, ecológicos, biogeográficos e inventarios florísticos, adicionalmente son herramientas para el apoyo de la docencia y la educación ambiental. Constituyen importantes bancos de datos dinámicos que se enriquecen constantemente con el incremento de nuevos ejemplares y el trabajo de actualización de los especialistas

En dependencia del alcance de sus colecciones los herbarios pueden clasificarse en:

- Generales o internacionales, poseen millones de ejemplares que permiten una representación a escala global.
- Nacionales o regionales, son colecciones representativas de un país y otros vecinos de áreas geográficas afines.
- Locales, incluyen la representatividad de una región o provincia.
- Especiales, cuyas colecciones se limitan a grupos taxonómicos, colecciones históricas, docentes, representativas de un área o resultado de proyectos de investigación, etc.

Adicionalmente, pueden incluir colecciones anexas de frutos (carpoteca), semillas (espermoteca), madera (xiloteca), pólenes (palinoteca); así como fotos y archivos de informes de viajes de campo (Fig. 10.1 C, D).

En Cuba el surgimiento de las colecciones botánicas está relacionado con el descubrimiento de la isla. El cronista y colonizador español Gonzalo Fernández de Oviedo (1478 – 1557) fue el primero que estudió con detenimiento



Figura 10.1. Vista de las colecciones principales (A y B) y anexas (C y D) del Herbario de la Academia de Ciencias (HAC).

la flora de la isla de Cuba y señaló sus propiedades y posibles usos. Dos siglos después, el escocés William Houston (1695 – 1733), a partir de sus viajes a Cuba, creó una colección de plantas cubanas que se conserva en el “British Museum” en Londres. Entre los siglos XVI y XIX, notables investigadores extranjeros visitaron la isla interesados en las plantas cubanas y llevaron recolectas y observaciones a diversas instituciones europeas, entre estos se encuentran, el varón Joseph von Jacquin (1727 – 1817), Olavi Swartz (1760 – 1818) y Alexander von Humboldt (1769 – 1859), además de botánicos cubanos, como José A. de la Ossa y Ramón de La Sagra (1798 – 1871), de estas recolectas no quedaron duplicados en Cuba.

A inicios del siglo XIX, se creó el primer herbario conocido en Cuba, por obra de Ramón de la Sagra (1798 - 1871), catedrático de Botánica y profesor de Historia Natural de la Universidad de La Habana y director del Jardín Botánico de La Habana a partir de 1824 (Herrera, 1995), de este herbario no se conoce su paradero. La colección más antigua de plantas cubanas que se conserva en nuestro país la creó el inminente explorador americano Charles Wright (1811 - 1885) entre 1860 y 1864, esta colección estuvo depositada en la Academia de Ciencias Médicas, Físicas y Naturales de La Habana, fundada en 1861, con duplicados en el Instituto de Segunda Enseñanza de Matanzas fundado en 1864. A inicios del siglo XX, se fundaron el herbario de la Estación Central Agronómica (luego Estación Experimental Agronómica)

de Santiago de las Vegas en 1904 y el herbario del Colegio de La Salle del Vedado y sus dependencias en Santiago de Cuba y Guantánamo en 1905. Además en ese año se crearon los herbarios de la Universidad de Oriente, la Universidad de Las Villas y el Jardín Botánico de Soledad (Atkins) en Cienfuegos.

Tras la creación de la Academia de Ciencias de Cuba y el Instituto de Biología, surge el Herbario de la Academia de Ciencias de Cuba (HAC) a principio de la década de los 70 del pasado siglo. Su origen fue la fusión de diferentes colecciones, como la depositada en la Estación Experimental Agronómica de Santiago de Las Vegas, las colecciones de Juan Tomás Roig, Sauvalle y Jimeno, las colecciones de los colegios de Nuestra señora de la Caridad y del Sagrado Corazón de Jesús, de la Escuela Forestal de Ciénaga, la del Instituto de Segunda Enseñanza de La Habana y otras colecciones existentes en el país.

El HAC es el herbario nacional, ya que atesora con las mayores y más antiguas colecciones que existen en Cuba, y alberga alrededor de 500 000 ejemplares de plantas vasculares y no vasculares representativas de la flora cubana y en menor cuantía la de otros países. En la actualidad se nombra “Onaney Muñiz Gutiérrez” y se localiza en el Instituto de Ecología y Sistemática. Está estructurado en tres secciones: la *histórica*, que contiene los ejemplares recolectados por prestigiosos botánicos cubanos y extranjeros durante el siglo XIX, la colección personal de Juan Tomás Roig y los ejemplares tipos. La sección de *investigación*, que incluye la mayoría de los ejemplares recolectados desde el siglo XIX hasta el presente, la cual se incrementa periódicamente y la de *consulta*, que contiene una representación de toda la colección y es utilizada para consultas rápidas de identificación.

El herbario del Jardín Botánico de la Universidad de La Habana (HAJB) fundado en 1902, constituye el segundo herbario en importancia de Cuba, dado el número de ejemplares y la cantidad de tipos que posee (Gutiérrez *et al.*, 1997). Este herbario, que en la actualidad se nombra “Prof. Dr. Johannes Bisse”, radica

en el Jardín Botánico Nacional y exhibe una elevada representatividad de ejemplares recolectados a partir de la segunda mitad del siglo XX.

En la actualidad en el país existen 23 herbarios o colecciones de plantas establecidas o en proceso (Anexo 10.1), de estos solo 11 están en activo y aprobados en el *Index Herbariorum*, pero aún los más pequeños son muy importantes porque contienen ejemplares únicos y en ellos radican especialistas conocedores de la flora regional (Robles *et al.*, 1996). Para más información sobre la historia de la botánica y los herbarios cubanos se sugiere consultar la obra “Historia de la Botánica en Cuba” de José Álvarez Conde (1958), así como a Méndez (1995) y Regalado *et al.* (2008).

El objetivo de este capítulo es proveer una guía con los elementos básicos indispensables para fomentar colecciones botánicas. En la actualidad se incrementa la necesidad de profundizar en el conocimiento de la diversidad biológica y los herbarios constituyen la base para la identificación y repositorio de información sobre numerosos aspectos de la variabilidad, ecología, distribución y usos de las especies de plantas cubanas.

CONDICIONES REQUERIDAS PARA ESTABLECER UN HERBARIO

En todos los casos es necesario tener condiciones mínimas para el mantenimiento, la conservación, el incremento y el uso de las colecciones. Primeramente se debe disponer de una edificación, preferentemente de mampostería, ubicada en un lugar seco, con áreas debidamente compartimentadas para las principales actividades: local para la colección, local para el procesamiento del material recolectado (selección y desinfección), local de trabajo para el personal del herbario y visitantes; además puede incluir una biblioteca y un almacén.

En el área de colecciones deben estar controlados los parámetros de temperatura, humedad relativa e iluminación, la temperatura

debe ser inferior a 25 °C y la humedad relativa mantenerse entre 40 y 65 % (Child, 1994). Los ejemplares deben guardarse en estantes metálicos con cierre hermético y debe existir un sistema de protección contra incendios (*e. g.* extintores). El área para la descontaminación del material debe estar debidamente ventilada debido al uso habitual de tratamientos químicos con sustancias nocivas.

PROCESAMIENTO DE EJEMPLARES

Los pasos más importantes para obtener y preservar buenos materiales de herbario son, la recolección adecuada en el campo, así como los posteriores procesos de herborización, desinfección y montaje.

RECOLECTA

MATERIALES NECESARIOS: tijeras de podar o de jardinero, tijeras de aire, papel periódico o secante (aprox. de 45 × 30 cm.), prensa de madera o metal, libreta de notas, sobres de papel de diferentes tamaños, cordel, sogas o correas, sacos de tela o nylon, cartón corrugado (45 × 30 cm), papel de periódicos, lápiz o plumón de tinta indeleble, cuchillas de campo, lupa y binoculares.

La recolecta debe realizarse cortando con las tijeras una muestra representativa de la planta de aproximadamente 30 – 35 cm de largo. El material recolectado debe ser fértil, o sea, portar flores o frutos. Los materiales estériles, tienen una utilidad limitada para la identificación taxonómica. Siempre que sea posible, se debe recolectar dos ó tres muestras de la planta, tratando de representar la variabilidad de esta. Es conveniente, siempre que se pueda, tomar plántulas. Las muestras recolectadas se colocan en sacos de tela o nylon para el traslado hasta el lugar donde se realizará la herborización. Las plantas pequeñas, o con flores y/o frutos que se puedan desprender, deben colocarse en bolsas o sobres independientes. También se pueden ubicar en una revista o entre papeles para asegurar una mejor conservación. Las plantas de hábitos herbáceos deben recolectarse completas, con raíces, bulbos o rizomas, limpios del sustrato.

TOMA DE DATOS

Una vez recolectado el ejemplar se anotará, con lápiz o tinta indeleble, toda la información referente a la muestra. Entre los datos indispensables se encuentran: la localidad (preferentemente incluir coordenadas geográficas tomadas con un GPS), fecha, recolector, nombre científico o vulgar (si se conoce). También es conveniente anotar el porte de la planta, la coloración de la corteza, de flores y frutos, así como características del hábitat (*e. g.* tipo de suelo y de formación vegetal) y otros datos de interés (*e. g.* posibles polinizadores observados en la planta).

HERBORIZACIÓN

La herborización consiste en colocar las muestras de plantas una a una y por separado en papel periódico o secante, intercalando entre muestras una lámina de cartón corrugado que facilita el secado y prensado de estas. Se deben acomodar las diferentes partes de la planta de forma tal de no amontonarlas, las hojas se colocan unas por el haz y otras por el envés, tratando que queden separadas unas de otras.

Es muy importante identificar cada muestra, esto puede lograrse utilizando los números de campo vinculados a las anotaciones que se registran en la libreta de campo, o colocándoles etiquetas provisionales con la información tomada del sitio de la recolecta (Fig. 10.2). Todos los ejemplares de un mismo individuo o sus órganos por separado (*e. g.* hojas, flores o frutos) deben tener el mismo número. Si fuese necesario fraccionar el material para ser herborizado al mismo número se le puede añadir letras (*e. g.* 5a, 5b, 5c). Finalmente, se hacen paquetes no muy voluminosos que se amarran con sogas, cordel o correas.ç

PRENSADO

Los ejemplares se colocan sobre una de las prensas de madera, cada uno dentro de papel de periódico, intercalando, cada dos o tres plantas un pliego de cartón corrugado para facilitar la aireación (Fig. 10.3). Los ejempla-



Figura 10.2. Ejemplar recién recolectado, sobre el papel periódico se deben anotar los códigos del recolector y el número de campo del ejemplar.

res se apilan hasta una altura que facilite el amarre de la otra prensa. Para garantizar un buen prensado del material se debe apretar las correas lo más fuerte posible; en ocasiones es necesario dos personas, una que se pare encima de la prensa y otra que apriete las correas.

SECADO

El secado se puede realizar al sol o utilizar una fuente de calor como una estufa de campo o eléctrica; el calor debe estar entre 50 – 60 °C. Los paquetes o prensas se deben revisar diariamente o cada dos días, para cambiar el papel húmedo a los materiales que así lo requieren y lograr un buen secado. Cuando no hay posibilidad de secar en el campo, se pueden introducir los paquetes en bolsas de nylon impermeable y saturarlos en alcohol o formol hasta tener donde secar. Las flores y frutos carnosos pueden conservarse en frascos con alcohol (70 %) o solución AFA (alcohol, ácido acético y formol en partes iguales).

RECOLECTA DE GRUPOS ESPECIALES

PALMAS. Para recolectarlas debemos contar con: cuchilla aérea curva, cuchillo grande o machete, tijeras de podar fuertes, medios para escalar. Es importante realizar algunas anotaciones adicionales como: el alto de la planta, diámetro del tronco, persistencia de hojas secas, así como dimensiones o canti-

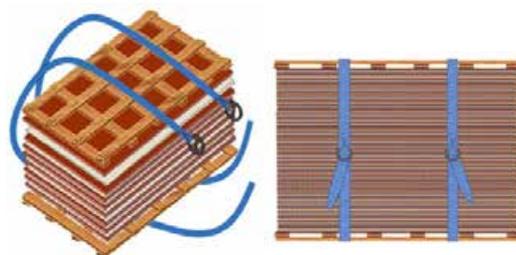


Figura 10.3. Prensa botánica para el proceso de secado, tomado de Ricker (2014).

dad de partes no recolectadas completas (e. g. hoja, vaina basal, largo de la inflorescencia, número de inflorescencias parciales, tamaño y número de brácteas pedunculares) (Fig. 10.4).

PLANTAS SUCULENTAS. Las suculentas se caracterizan por presentar todos o algunos de los órganos carnosos, por lo que también reciben el nombre de plantas crasas. Se incluyen plantas de diversas familias entre las que se encuentran: Cactaceae, Crassulaceae, Agavaceae, Aizoaceae, Euphorbiaceae, Asclepiadaceae, Portulacaceae, Piperaceae, entre otras. Constituyen un grupo de difícil manejo porque muchas presentan espinas muy agudas, como es el caso de las cactáceas y algunas especies de euforbiáceas.

Para la recolección se deben seleccionar preferentemente individuos adultos, sanos y robustos; en lo posible deben estar representados todos los órganos (raíz, tallo, hojas, inflorescencias, flores, frutos y semillas), en especial aquellos que constituyen caracteres diagnósticos en los diferentes grupos. Es importante que la variabilidad dentro de una misma población y el polimorfismo, si lo hubiese, queden representados en muestras diferentes o en una sola muestra cuando se presente en el mismo ejemplar.

Si es posible se debe recolectar la planta completa; en caso de que el ejemplar sea mayor que las hojas de herbario, y la planta u órgano no se pueda doblar, deberán recolectarse porciones basales, mediales o apicales de los distintos órganos en tramos de 15 a 25 cm de longitud. Si el ejemplar es de tallo leñoso



Figura 10.4. Algunas medidas importantes para incorporar a los datos del material de herbario.

deberá tomarse una muestra pequeña de la corteza. Las raíces son también importantes en estos grupos. Las inflorescencias así como sus brácteas y bractéolas son de alto valor taxonómico en crasuláceas, agaváceas y bromeliáceas.

En el caso de las cactáceas son de vital importancia las areolas y las espinas, tanto las del tallo como las que pueden presentarse en el pericarpelo y en el tubo receptacular de la flor. Ciertos caracteres difíciles de apreciar en una muestra de herbario deben ser anotados en el campo, entre ellos: hábito, ramificación, dimensiones, olores y presencia de látex. En cactáceas con hojas (*Pereskia*) se debe recolectar un fragmento de una rama terminal con hojas de unos 15 – 20 cm de longitud, flores (usar soluciones preservadoras) y frutos. Además, deberá tomarse una muestra de la corteza basal del tronco que contenga una o dos areolas. En las cactáceas multiarticuladas (*Opuntia*, *Nopalea*, *Consolea*) se sugiere cortar con un cuchillo un cladodio o “penca” con flores y frutos, con ayuda de una pinza de modo que se pueda cortar una porción del cladodio anterior. Recolectar también un cladodio joven debido a la presencia de hojas rudimentarias (usar bolsas de papel).

En cactáceas con tallos cilíndricos, articulados, simples o ramificados (*Pilosocereus*, *Acanthocereus*) se debe cortar una porción apical con flores y frutos de unos 15 – 20 cm de longitud, una porción medial mediante un corte transversal de unos 30 mm de espesor

y una porción basal mediante corte longitudinal de unos 15 – 20 cm que contenga tres costillas (Fig. 10.5). Para las especies con tallos globosos (*Melocactus*, *Mammillaria*), se recolecta la planta completa, si es posible dos ejemplares. Las cactáceas epífitas o trepadoras con filocladios (*Leptocereus*, *Selenicereus*, *Epiphyllum*) se debe tomar un filocladio maduro completo desde su base.

En el caso de Agavaceae se debe desprender una hoja completa incluyendo la base, generalmente adherida al tallo o bien cortarla lo más cercano al tallo. Además, se debe cortar una rodaja basal del escapo que contenga una bráctea. Si la inflorescencia es en espiga o racimo se debe tomar un corte basal que contenga flores y frutos y la porción apical. Si hay frutos maduros tomar muestras. Si las flores



Figura 10.5. Preparación de cactus columnares para su secado y montaje.

crecen en panículas se deben cortar fragmentos de las ramificaciones con flores frescas y otros con frutos en formación, también recolectar muestras de frutos maduros y semillas. En el caso de presentar inflorescencias si es posible recolectarla completa, y si la planta es caulescente tomar muestras de la corteza. En caso de especies dioicas, recolectar ejemplares de ambos sexos. Estas indicaciones son válidas también para bromeliáceas terrestres.

Cuando las hojas no son muy suculentas, bastará doblarlas del tamaño adecuado para su herborización. En el caso de que sean muy suculentas deben prepararse de la siguiente forma: las hojas deberán ser rebanadas dejando el haz intacto con una capa de tejido parenquimatoso, si la hoja es muy ancha, se deberá cortar una de las aristas de modo que la muestra solo sea el margen de la hoja, con sus dientes o aguijones laterales y la púa apical. En algunos casos es necesario preparar otra muestra con delgados cortes transversales de la parte basal y medial de la hoja. Los escapos deberán ser cortados y raspados (Fig. 10.6).

Las especies de las familias Aizoáceas y Portulacáceas se recolectan las plantas completas cuando es posible y se hierven durante 5 – 10 minutos o se congelan durante 1 – 2 horas. Las muestras deben separarse lo más posible y no conviene prensarlas todas juntas pues quedaría como una masa irreconocible.



Figura 10.6. Algunas medidas importantes para incorporar a los datos del material de herbario de agaváceas y otras suculentas.

En algunas especies de orquídeas es necesario hacer cortes que garanticen el secado, los cuales deberán ser discretos para que no deformen la pieza. En los rizomas, de ser suficientemente gruesos, se hará una sección longitudinal; en el caso de pseudobulbos se tratan de la misma forma pero se extrae el tejido vascular y parenquimatoso con una cucharilla, de ser necesaria la separación total esa mitad se colocará al lado del pseudobulbo cortado. A las hojas suculentas y coriáceas se le harán ranuras en el envés. Las flores si son gruesas deberán hervirse por unos instantes antes del secado. Los frutos si son gruesos deberán aplicársele cortes longitudinales que faciliten el secado.

PROCESAMIENTO DEL MATERIAL EN EL HERBARIO

Una vez que los materiales llegan al herbario deben pasar por una serie de etapas antes de su inclusión en la colección.

SECADO

Para completar el secado de los ejemplares, se colocan en una estufa a una temperatura inferior a 50 °C. Este proceso puede durar desde pocas horas hasta varios días, de acuerdo al contenido de agua del material.

IDENTIFICACIÓN DEL MATERIAL

Para esta tarea es indispensable el empleo de claves de identificación, el uso de herbarios y/o colecciones de referencia, microscopio estereoscópico, lupas, bibliografía y de ser necesaria la consulta a especialistas. Es importante garantizar la identificación correcta de las plantas, cuestión fundamental para su inclusión en el herbario. Si no es posible la identificación de la especie, al menos se ubica en familia o género, hasta tanto un especialista pueda revisarlo.

ENVENENAMIENTO O DESINFECCIÓN

Este es un paso fundamental para la conservación de los materiales de herbario en condiciones tropicales y con escasos recursos, ya

que las plantas secas atraen insectos que pueden llegar a destruirlas total o parcialmente. Entre los tipos de desinfección se encuentran los métodos químicos y los físicos.

Los métodos químicos son una alternativa confiable y duradera, pero debido a la toxicidad de los agentes químicos empleados la tendencia actual es a no usarlos. Un método consiste en el envenenamiento con una solución alcohólica de bicloruro de mercurio (1000 ml de etanol, 20 g de bicloruro de mercurio y 10 ml de glicerina). La solución se vierte en una bandeja esmaltada o plástica donde se sumergen los ejemplares uno a uno durante dos ó tres minutos. El material debe manipularse con pinzas de disección y nunca con las manos; posteriormente cada ejemplar se va colocando en el mismo papel teniendo cuidado de no perder la información asociada. Después de envenenadas las plantas se dejan secar durante una semana. Este proceso debe realizarse con cuidado y en un lugar ventilado, además debe utilizarse bata, nazobuco y guantes de laboratorio. Es importante señalar que el bicloruro de mercurio es altamente tóxico y no debe ser desechado por los tragantes.

Otra variante es el empleo periódico, uno o dos veces al año, de otros agentes letales como la fosfamina. También se pueden emplear repelentes como la naftalina o paradiclorobenceno, los que se colocan en bolsas de tela o de papel dentro de los estantes. Estos productos químicos pueden causar problemas de salud a corto y largo plazo, como náuseas, dolores de cabeza, problemas respiratorios y cáncer. En la actualidad muchos países prohíben o limitan el uso de estos productos, fomentando la utilización de productos naturales o biológicos (Borrego-Alonso, 2015).

Los métodos físicos son los más utilizados en la actualidad porque no afectan la salud humana. Un método consiste en colocar los materiales en estufas entre 40 – 60 °C por 24 horas. Este método tiene como desventajas que aunque las altas temperaturas matan los insectos adultos, sus larvas pueden sobrevivir, además estas provocan la fragilidad del

material. El método físico utilizado con más frecuencia es la congelación. El material se coloca en bolsas de nylon y se somete a temperaturas de -18 °C durante dos días como mínimo. En los trópicos, producto a los elevados valores de temperatura y humedad relativa, cuando se aplican estos métodos puede ocurrir la re-infestación rápida por insectos y hongos.

MONTAJE

MATERIALES NECESARIOS: tijeras, cartulina blanca libre de ácido de 42 × 28 cm de 1 mm de espesor, tiras de papel blanco libre de ácido, pegamento 850 (acetato de polivinilo) que tiene la particularidad que no mancha, pega bien, no cristaliza con el tiempo y no es apetecido por los insectos, hilo blanco grueso, agujas de coser gruesas, pinceles y sobres de papel de diferentes dimensiones para depositar fragmentos desprendidos del material (e. g. hojas, flores, semillas o frutos).

Este proceso consiste en fijar cada ejemplar a la cartulina (Fig. 10.7), que puede hacerse pegando totalmente el material, fijándolo con tiras de papel o cosido; si el material lo requiere, como por ejemplo las palmas y cactáceas, se pueden reforzar por detrás con otra cartulina o cartón. Debe colocarse en cada cartulina la cantidad de material adecuado, sin sobrecargarla y sin exceso de material, dejando un espacio en la parte inferior derecha para colocar la etiqueta. En la parte superior

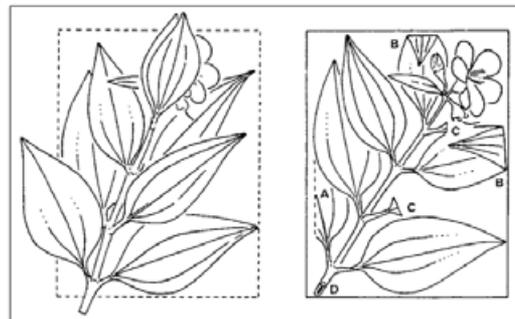


Figura 10.7. Formas de ajustar un ejemplar al tamaño de un pliego de herbario: A. corte de hojas; B. doblado de hojas; C. corte de lámina foliar dejando solo el peciolo y D. corte oblicuo del tallo para mostrar su estructura interna, tomado de Ricker (2014).

izquierda se coloca un sobre donde se depositan fragmentos desprendidos del material, como flores y / o frutos. Cuando son plantas pequeñas se pueden poner en un sobre grande y este es el que se fija a la cartulina. Una vez fijada la planta se puede coser la parte más gruesa del ejemplar para mayor seguridad.

Hay grupos de plantas que requieren atención especial en el montaje, por ejemplo, las acuáticas, que muchas veces tienen dos tipos de hojas, estas deben ponerse en la misma cartulina para no confundirse o hacer dos cartulinas con el mismo número, señalando a y b respectivamente. Otros grupos como cactus, suculentas, palmas, orquídeas y helechos, al igual que estructuras gruesas, pueden coserse para mayor seguridad. Cada ejemplar montado se coloca de nuevo en el papel secante o periódico hasta que se seque.

ETIQUETADO

La etiqueta debe tener el nombre completo de la Institución a que pertenece el herbario o colección. A cada ejemplar se le coloca una etiqueta tomando los datos de la etiqueta provisional o de la libreta de campo. Aunque el formato puede variar, la información mínima indispensable que lleva una etiqueta es la siguiente:

Número de herbario / número del recolector (si lo tiene) / nombre científico / nombre completo de la localidad (e. g. provincia, municipio, localización puntual, coordenadas geográficas) / fecha / nombre de los recolectores / ecótopo / usos. Debe incluirse, además, el resto de la información recogida en el lugar de la recolecta (Fig. 10.8). La designación, revisión y actualización del nombre científico del ejemplar debe realizarlo un especialista del grupo en cuestión.

REGISTRO DE ENTRADA DE LOS EJEMPLARES

En todo herbario debe existir un libro, libreta o registro donde se anotan los ejemplares, a los cuales se les asigna un número consecutivo. Cuando existen varios ejemplares de una misma planta, a todos se les da el mis-

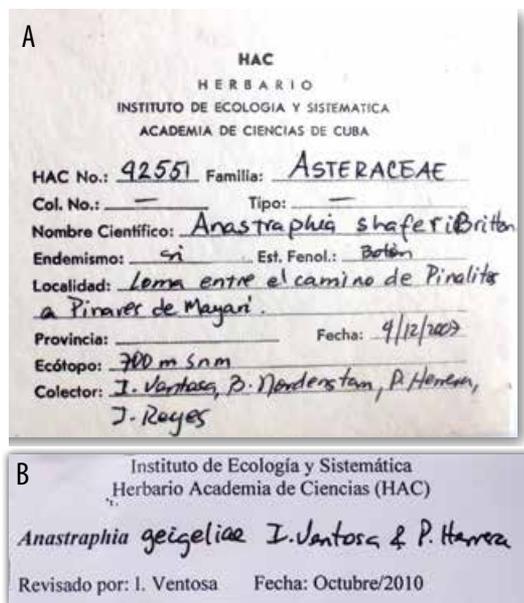


Figura 10.8. Etiqueta de un ejemplar del herbario HAC (A) y etiqueta de revisión (B).

mo número; si son parte del mismo órgano, a los números iguales se le agrega una letra. En el catálogo, además del nombre científico, se anotan el número de recolector, la fecha y la procedencia de cada ejemplar. El catálogo debe ser controlado por una misma persona.

INCLUSIÓN O INTERCALADO

Existen diferentes formas de organización de un herbario; la tendencia más actual es ordenar por orden alfabético las familias, los géneros dentro de éstas y a su vez las especies dentro de los géneros. También se pueden ordenar por sistemas de clasificación (e. g. Cronquist, 1992; Takhtajan, Engler, entre otros). Los géneros se ubican por orden alfabético dentro de las familias y las especies por orden alfabético dentro de los géneros. Separando los ejemplares por familias es fácil ubicarlos. Cada familia, género o especie, en dependencia de la cantidad de material, se coloca en camisetas de cartulina (42 × 64 cm) y posteriormente se ubican en los estantes.

EJEMPLARES TIPOS

El tipo nomenclatural es aquel elemento al cual el nombre de un taxon está permanente unido, ya sea como nombre correcto o sinónimo. Son los ejemplares sobre los que se basa la descripción científica de las especies y valida la publicación de los nombres científicos del taxon, es decir de una nueva especie, género o familia. Los ejemplares tipo de nombres de táxones deben ser preservados permanentemente y no pueden ser organismos vivos o cultivos. La designación del nombre de un taxon se realiza siguiendo las reglas y normas del código internacional de nomenclatura para algas, hongos y plantas (McNeill *et al.*, 2012), que regula la formación y uso correcto de los nombres de los organismos. Los tipos son los ejemplares más valiosos de las colecciones y su valor aumenta a medida que pasan los años. Deben guardarse en habitaciones o estantes separados del resto de los especímenes de herbario y solo deben ser consultados bajo la supervisión del personal del herbario para ayudar a su preservación. Existen varias categorías de tipo (Hawksworth, 2010), entre las principales se encuentran:

HOLOTIPO: es el elemento (ejemplar o ilustración), usado por el autor o designado por él como tipo nomenclatural.

LECTOTIPO: es el elemento (ejemplar o ilustración) del material original designado como tipo nomenclatural si al publicarse el nombre no se indicó el holotipo, o si el holotipo falta, o si se reconoce que corresponde a más de un taxon.

ISOTIPO: ejemplar duplicado del holotipo, presenta la misma localidad, fecha y recolector que el holotipo.

SINTIPO: cualquier ejemplar citado en el protólogo cuando no hay holotipo, o cualquiera de dos o más ejemplares designados simultáneamente como tipos en el protólogo.

PARATIPO: cualquier ejemplar citado en el protólogo que no sea ni el holotipo ni un isotipo, ni tampoco uno de los sintipos cuando

en el protólogo dos o más ejemplares se designaron simultáneamente como tipos.

NEOTIPO: ejemplar o ilustración seleccionados para servir de tipo nomenclatural cuando no exista material original o mientras falte.

TOPOTIPO: espécimen proveniente de la localidad original del tipo o del área de donde el taxon fue descrito, pero no necesariamente parte de la serie tipo.

AUTOMATIZACIÓN DE LAS COLECCIONES

La acumulación, cada vez mayor, de la información contenida en las colecciones, hizo necesaria la creación de medios que permitieran su extracción y utilización de forma rápida eficiente. Las bases de datos son una herramienta que permite compilar información perteneciente a un mismo contexto de forma organizada. Estas son tan viejas como la humanidad (*e. g.* ficheros, catálogos) y en la mitad de los años sesenta del pasado siglo se originaron las automatizadas. Edgar Frank Codd en 1970 propuso “*un modelo relacional de datos para grandes bancos de datos compartidos*” y hasta el momento este ha sido el modelo que se ha mantenido. En las últimas décadas las bases de datos se han convertido para las instituciones y colecciones científicas en una herramienta de uso indispensable. Estas bases permiten almacenar grandes volúmenes de datos y ofrecer un alto rango de soluciones al problema de almacenar, manejar y explotar datos.

Algunas ventajas que proporciona el uso de un sistema de base de datos son que permiten el almacenamiento y la recuperación de grandes volúmenes de información de forma estructurada con la menor redundancia posible. El almacenado es sistemático y se reduce la necesidad de archivos voluminosos en papel. Los datos se pueden recuperar y actualizar rápidamente. Las consultas específicas pueden ser respondidas con rapidez y se elimina gran parte del trabajo de llevar los archivos a mano. La información en estas bases automatizadas se puede actualizar constantemente y la salida de los datos se brinda

de forma estandarizada y se minimizan los errores. Existe la posibilidad de acceder a estas bases de forma remota y existen numerosos programas que permiten el manejo de los datos.

En la actualidad, muchos herbarios cubanos poseen bases de datos donde almacenan la información de la colección, además existen algunas compilativas como la base de datos "Especímenes de la Flora de Cuba" (Greuter y Rankin, 2016), que reúne información actualizada de la mayoría de los especímenes de herbarios cubanos que han sido revisados para la publicación de los fascículos de la obra "Flora de la República de Cuba".

OTRAS ACTIVIDADES QUE SE DESARROLLAN EN LOS HERBARIOS

INCREMENTO

Debe ser constante y se logra a través de recolectas por el personal del herbario y otros investigadores, e igualmente a través del intercambio con otras instituciones y donaciones. Debe cuidarse que el incremento sea equitativo (especies raras, comunes, endémicas, sinantrópicas, etc.)

CONSERVACIÓN

Los principales agentes que causan deterioro a las colecciones son la aplicación de fuerzas físicas directas sobre los materiales, vandalismo, fuego, agua, radiaciones, la contaminación por plagas como insectos, hongos y roedores, temperaturas no adecuadas y humedad relativa no controlada (Michalski, 1992).

Factores que intervienen en la conservación:

- * Inmueble adecuado: edificio de mampostería y cubierta de hormigón
- * Mobiliario: estantes metálicos con cierre hermético
- * Humedad óptima: 40 – 65% ($\pm 5\%$)
- * Temperatura: por debajo de 25 °C (± 2 °C)

- * Actividad humana: cumplimiento del reglamento establecido por parte del personal que atiende la colección y los usuarios
- * Eliminar agua estancada y desperdicios (dentro y alrededores del edificio).
- * Eliminar árboles y arbustos cercanos.
- * No introducir plantas vivas

Los trabajadores del herbario están en la obligación de:

- * Hacer cumplir el reglamento del herbario; tanto en su puesto de trabajo como para la atención a usuarios.
- * Controlar el acceso al inmueble de las colecciones y a las bases de datos a personas ajenas al herbario.
- * No permitir la entrada de plantas, ni animales vivos, ni materiales aún no desecados al área principal de la colección.
- * Tener en cuenta que el acceso a trabajar con las colecciones históricas es limitado.
- * Velar por que se mantenga la limpieza y organización del herbario, tanto en los puestos individuales de trabajo como en las áreas colectivas.

MANTENIMIENTO

Consiste en la revisión y limpieza periódica de todos los ejemplares del herbario, asegurando los fragmentos desprendidos o colocándolos en sobres, a veces es necesario remontarlos si la cartulina se ha deteriorado. La desinfección periódica con productos químicos y la ubicación de bolsitas de naftalina en los entrepaños de los estantes es parte de las labores de mantenimiento de los herbarios. También las revisiones taxonómicas realizadas por los especialistas juegan un importante papel para mantener la información actualizada.

PLAGAS DE LOS HERBARIOS

Dada las condiciones tropicales de Cuba, exponen a las colecciones al ataque frecuente de insectos y hongos. Los insectos plagas de colecciones se clasifican en tres grupos de acuerdo a los daños que provocan:

* El primer grupo es el más destructivo, se alimenta de los materiales herborizados, además de la cartulina, papel y pegamento. En este grupo se encuentran *Stegobium paniceum* y *Lasioderma serricorne*. Ambos pueden volar en su fase adulta y de esta forma penetran a los locales de colecciones.

* En el segundo grupo están los asociados a hongos y detritos, que no afectan mucho a no ser que sean muy abundantes. Entre ellos están *Lepisma saccharina* conocidos como pecesitos de plata o trazas, que se alimentan de papel y pegamento, se activan con condiciones de alta humedad; *Cartodere filum* afecta mayormente los frutos y colecciones micológicas.

* En el tercer grupo están los perforadores de la madera, que afectan la celulosa de los ejemplares, además de libros y cartulinas. Entre estas plagas se encuentran varias especies de los géneros *Cryptotermes* y *Kalotermes*.

ATENCIÓN A USUARIOS

Esta actividad es una de las que más tiempo y personal requiere en el herbario. Los usuarios pueden ser, desde estudiantes de diversos grados, botánicos de otras instituciones, médicos, ingenieros forestales, hasta personas no dedicadas a la investigación que desean conocer el nombre de una planta en particular. Además se realizan consultas relacionadas con la fenología, distribución geográfica de las especies o aquellas presentes en alguna localidad, entre otras. Debe orientarse a los usuarios de cómo manipular los ejemplares. Tener en cuenta que el acceso a los estantes es limitado. No se puede comer ni fumar mientras se manipulan los ejemplares; no tomar muestras del material sin autorización del personal del herbario y cuando se realicen, colocar las etiquetas correspondientes (ver Fig. 8B).

PRÉSTAMOS DE EJEMPLARES

Es usual que investigadores tanto cubanos como extranjeros realicen la solicitud de préstamos de ejemplares. Esto debe atenderse

siempre que la institución a la que pertenece el solicitante se responsabilice con la custodia del material y con fecha límite del préstamo. Debe quedar constancia escrita del material prestado. Salvo situaciones especiales no debe prestarse materiales únicos y los especímenes tipos.

INTERCAMBIO Y DONACIONES

Son otras vías de incremento y diversificación de las colecciones y se establece por el interés de los especialistas o de la institución de obtener materiales de grupos taxonómicos o de zonas geográficas específicas. Los intercambios se pueden realizar a nivel nacional e internacional.

RETOS ACTUALES Y FUTUROS DE LAS COLECCIONES DE HISTORIA NATURAL

Los mayores retos que tienen las colecciones de historia natural en el presente y futuro son la preservación e incremento de sus materiales (Lane, 1996). El problema más grave que afrontan las colecciones es la falta de conciencia que algunos directivos y administradores de la ciencia (e incluso de algunos científicos) tienen del extraordinario valor de las colecciones de historia natural. La desaparición o deterioro de una colección incapacita a la comunidad de documentar el pasado, comprender el presente y de prepararse para el futuro (Crisci, 1998). En tal sentido la preservación y conservación de las colecciones debe sobrepasar las preocupaciones locales y nacionales. Los ejemplares de una colección sirven para dar validez a la investigación biológica, asegurando que se pueda repetir o comparar con investigaciones futuras. Los fondos de los museos no se pueden reemplazar, representan archivos de valor incalculable y sus pérdidas son irreversibles (Resoluciones del Simposio Internacional y I Congreso Mundial sobre Preservación y Conservación de Colecciones de Historia Natural, 1992).

LITERATURA CITADA

- Alvarez Conde, J. 1958. *Historia de la Botánica en Cuba*. Junta Nacional de Arqueología y Etnología, La Habana, 353 pp.
- Borrego-Alonso, S. 2015. Los biocidas vegetales en el control del biodeterioro del patrimonio documental. Perspectivas e impacto. *Revista CENIC Ciencias Biológicas* 46(3): 259-269.
- Bridson, D. y L. Forman (Eds.). 1992. *The Herbarium Handbook*. Royal Botanic Gardens Kew.
- Child, R. E. 1994. *Conservation on the herbarium*. Institute of Paper Conservation, Leigh, Worcestershire, 41 pp.
- Crisci, J. V. 1998. La Sistemática de nuestro tiempo: Hechos, Problemas y Orientaciones. *Biol. Soc. Bot. México* 63: 21-32.
- Cronquist, A. 1992. *An Integrated System of Classification of Flowering Plants*. Columbia University Press.
- Greuter, W. y R. Rankin Rodríguez (Eds.). 2016. *Base de datos de especímenes de la Flora de Cuba - con mapas de distribución*. <http://www.bgbm.org/BioDivInf/Projects/Floraofcuba>.
- Gutiérrez, J., I. Arias, H. Manitz, and E. Aguilar. 1996-1997. Los tipos del Herbario «Prof. Dr. Johannes Bisse» del Jardín Botánico Nacional (HAJB). *Revista del Jardín Botánico Nacional* 17/18: 21-50.
- Hawksworth, D. L. 2010. *Terms used in bionomenclature: The naming of organisms and plant communities: Including terms used in botanical, cultivated plant, phylogenetic, phytosociological, prokaryote (bacteriological), virus, and zoological nomenclature*. Global Biodiversity Information Facility (GBIF).
- Herrera, P. P. 1995. The first Botanic Garden of Havana and José Antonio de la Ossa. *Fontqueria* 42: 173-189.
- Lane, M. 1996. Roles of natural history collections. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 83: 536-545.
- McNeill, J., F. R. Barrie, W. R. Buck, V. Demoulin, W. Greuter, D. L. Hawksworth, P. S. Heerdegen, S. Knapp, K. Marhold, J. Prado, W. F. Prud'homme Van Reine, G. F. Smith, J. H. Wiersema y N. J. Turland (Eds.). 2012. *International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Melbourne Code)*: Adopted by the Eighteenth International Botanical Congress Melbourne, Australia, July 2011. *Regnum Vegetabile* 154. Königstein: Koeltz Scientific Books
- Méndez Santos, I. 1995. Los Herbarios Cubanos. *Fontqueria* 42: 309-315.
- Michalski, R. 1992. A systematic approach to preservation: Description and integration with other museum activities. Pp. 8-11. En: *Preventive Conservation Practice, Theory and Research* (A. Roy y P. Smith, Eds.). Preprints of the Contributions to the Ottawa Congress, 12-16 September 1994. International Institute for Conservation of Historic and Artistic Works, London, 244 pp.
- Regalado, L., I. Ventosa y R. Morejón. 2008. Una revisión histórica de los herbarios cubanos con énfasis en las series de especímenes. *Revista del Jardín Botánico Nacional* 29: 101-138.
- Resoluciones del Simposio Internacional y I Congreso Mundial sobre Preservación y Conservación de Colecciones de Historia Natural. 1992. Madrid, España, 55 pp.
- Ricker, M. 2014. Manual para realizar las colectas botánicas del Inventario Nacional Forestal y de Suelos. UNAM, 42 pp.
- Robles, G., M. Correa y R. Ocampo (Eds.). 1996. *Situación de los herbarios de Centroamérica y el Caribe*. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Proyecto para el Desarrollo Sostenible en América Central. Turrialba, Costa Rica. Serie Técnica. Informe Técnico No. 280, 96 pp.
- Rose, C. L., C. A. Hawks y H. H. Genoway (Eds.) 1995. *Storage of Natural History Collections: A Preventive Conservation Approach*. Vol. I. Society for the Preservation of Natural History Collections, York Graphic, USA, 448 pp.
- Rzedowski, J. 1975. El herbario como instrumento de trabajo, su manejo y operación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 34: 65-74.
- Sousa, M. 1975. El herbario como base de estudios taxonomicos, floristicos y evolutivos. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 34: 111-117.

Anexo 10.1. Directorio de herbarios y colecciones botánicas de Cuba

Herbarios aprobados en el *Index Herbariorum* (Holmgreen et al., 1990) y adiciones posteriores

Pinar del Río

Nombre de la Institución: Jardín Botánico de Pinar del Río
 Nombre del Herbario: "Dr. Armando J. Urquiola"
 Acrónimo: HAJU
 Jefe del Herbario: Lic. Enrique González Pendás
 Teléfono: 048 774028
 e-mail: kikopendas2012@gmail.com

La Habana

Nombre de la Institución: Instituto de Ecología y Sistemática (IES)
 Nombre del Herbario: Herbario Academia de Ciencias de Cuba, "Onaney Muñiz Gutiérrez"
 Acrónimo: HAC
 Jefe del Herbario: Ing. Ricardo Rosa Angulo
 Teléfono: 7643 8266, 7643 8088
 e-mail: hac@ecologia.cu

Nombre de la Institución: Jardín Botánico Nacional de la Universidad de la Habana
 Nombre del Herbario: "Prof. Dr. Johannes Bisse"
 Acrónimo: HAJB
 Jefe del Herbario: Dra. Rosa Gloria Rankin Rodríguez
 Teléfono: 697 9159, 697 9170 ext. 131, 132 y 136
 e-mail: hajb@rect.uh.cu

Villa Clara

Nombre de la Institución: Centro de Estudios Jardín Botánico de Villa Clara. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Central "Marta Abreu" de Las Villas.
 Nombre del Herbario: "Dr. Alberto Alonso Triana"
 Acrónimo: ULV
 Jefe del Herbario: Dr. Alfredo Noa Monzón
 Teléfono: 042 211861
 e-mail: anoa@uclv.edu.cu / alejandropo@uclv.cu

Cienfuegos

Nombre de la Institución: Jardín Botánico de Cienfuegos.
 Nombre del Herbario: Herbario "Atkins" de Cienfuegos
 Siglas: AJBC
 Jefe del Herbario: Tec. Julio León Cabrera
 Teléfono: 043 545334.
 e-mail: julio@jbc.cu

Camagüey

Nombre de la institución: Centro de Investigaciones de Medio Ambiente de Camagüey (CIMAC)
 Nombre del Herbario: Herbario de la Academia de Ciencias en Camagüey
 Acrónimo: HACC
 Jefe Herbario: MSc. Eddy Martínez Quesada (Curador principal)
 Teléfono: 032 296349
 e-mail: eddy@cimac.cu

Nombre de la institución: Universidad de Ciencias Pedagógica "José Martí", de Camagüey
 Nombre del Herbario: "Ing. Julián Baldomero Acuña Gale"
 Acrónimo: HIPC
 Jefe Herbario: Dr. Isidro Eduardo Méndez Santos
 Teléfono: 032 264045, 032 291837, 032 284754
 e-mail: imendez@ucp.cm.rimed.cu, rmorales@ucp.cm.rimed.cu

Las Tunas

Nombre de la Institución: Jardín Botánico de Las Tunas
 Nombre del Herbario: "Maximiliano Curbelo"
 Acrónimo: HMC
 Jefe del Herbario:
 Teléfono: 031 342258
 e-mail: verdecia@ltunas.inf.cu

Santiago de Cuba

Nombre de la institución: Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad
 Nombre del Herbario: Herbario BIOECO
 Acrónimo: BSC-----Aprobado Index Herbariorum
 Jefe Herbario: Dr. Ángel Motito Marín
 Teléfono: 022 623277; 022 626568
 e-mail: motito@bioeco.ciges.inf.cu

Nombre de la institución: Jardín Botánico de los Helechos, El Caney, Santiago de Cuba
 Nombre del Herbario: Sección Pteridophyta-Herbario BIOECO
 Acrónimo: BSC-Sección Pteridophyta
 Jefe Herbario: Ing. Maité Serguera Niño
 Teléfono: 022 648335
 e-mail: maite@bioeco.ciges.inf.cu / manolito@bioeco.ciges.inf.cu

Herbarios establecidos, sin aprobación en el *Index Herbariorum*

Matanzas

Nombre de la Institución: Parque Nacional Ciénaga de Zapata
 Jefe del Herbario: Lic. Tania Chateloi Torres
 Teléfono: 045 987249 y 45 987282
 e-mail: pnacionalcz@enet.cu

Ciego de Ávila

Nombre de la Institución: Centro de Investigaciones de Ecosistemas Costeros (CIEC)
 Acrónimo: HCIEC
 Jefe del herbario:
 Teléfono: 033 301161 ext. 107
 e-mail: carlos@ciec.fica.inf.cu / nela@ciec.fica.inf.cu

Herbarios en formación

Mayabeque

Nombre de la Institución: Universidad Agraria de La Habana
 Jefe del Herbario: M. Sc. Fernando Franco Flores
 Teléfono: 047 860396, 860272, 860217, 86263
 e-mail: fernandoff@isch.edu.cu

Matanzas

Nombre de la Institución: Jardín Botánico, Universidad de Matanzas
 Jefe del Herbario: M. Sc. Lenia Robledo

Sanctis Spiritus

Nombre de la Institución: Jardín Botánico de Sancti Spiritus (CSASS-CITMA)
 Jefe del Herbario: Lic. Reinaldo Lorenzo Cabrero Páez
 e-mail: jpavel@csa.yayabo.inf.cu

Holguín

Nombre de la Institución: Jardín Botánico de Holguín
 Jefe del Herbario: M. Sc. Wilder Carmenate Reyes
 Teléfono: 024 425343
 e-mail: wilder@cisat.cu / jluis@cisat.cu

Colecciones especializadas

Artemisa

Nombre de la Institución: Estación Experimental de Plantas Medicinales "Dr. Juan Tomás Roig"
 Nombre del Herbario: "Dr. Juan Tomás Roig"
 Acrónimo: Roig
 Teléfono: 047-423227
 e-mail: cidem.eepm@infomed.sld.cu

La Habana

Nombre del Instituto: Instituto de Investigaciones Agroforestales
 Nombre del Herbario: Colección Especializada de referencia de la Xiloteca
 Acrónimo: HBN1-----Aprobado Index Herbariorum
 Jefe del Herbario: Ing. Digna Velásquez Viera
 Teléfono: 2084046
 Correo electrónico: digna@forestales.co.cu/katia@forestales.co.cu

Nombre de la Institución: Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical "Alejandro de Humboldt" (INIFAT).
 Nombre del Herbario: "Julián Acuña" (Sujeto a Cambio).
 Jefe del Herbario: Lic. Alejandro González Álvarez
 Teléfono: 683 0024 ext.139, 683 0066 ext. 139, 683 0067 ext. 139, 683 0098.
 e-mail: genetica8@inifat.co.cu

Villa Clara

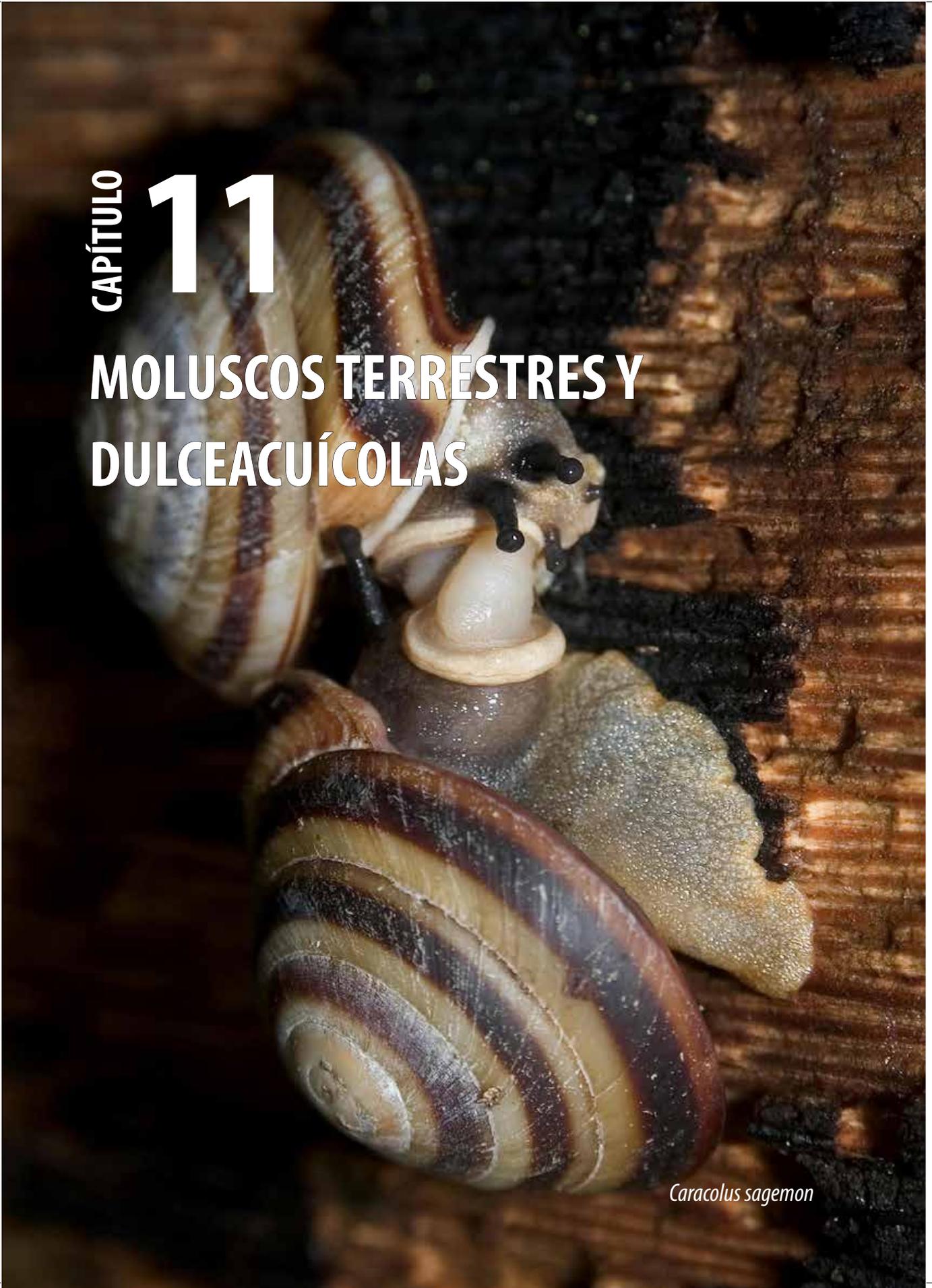
Nombre de la Institución: Empresa Nacional para la Protección de la Flora y la Fauna, Villa Clara
 Jefe del Herbario: Tec. Alberto Bilbao
 Teléfono: 042 224771 Grupo Técnico F y F, V. Clara y 042 200684)

CAPÍTULO

11

MOLUSCOS TERRESTRES Y DULCEACUÍCOLAS

Caracolus sagemon



MOLUSCOS TERRESTRES Y DULCEACUÍCOLAS

MAIKE HERNÁNDEZ QUINTA¹
 LUIS ALVAREZ-LAJONCHERE PONCE DE LEÓN²
 DAILY MARTÍNEZ BORREGO¹
 DAVID MACEIRA FILGUERA³
 ALEJANDRO FERNÁNDEZ VELÁZQUEZ⁴
 JOSÉ ESPINOSA SÁEZ⁵

1. Instituto de Ecología y Sistemática
2. Museo de Historia Natural "Felipe Poey"
3. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad
4. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales y Tecnológicos
5. Instituto de Oceanología



Polymita versicolor

INTRODUCCIÓN

El Phylum Mollusca representa el segundo grupo animal más diverso en cuanto al número de especies descritas, superado sólo por Arthropoda. La riqueza estimada del filo supera las 100 000 especies y se estima que pudieran existir entre 11 000 a 40 000 especies de moluscos aún no descritas para la ciencia (Lydeard *et al.*, 2004). Los gastrópodos constituyen la clase más diversa dentro de los moluscos con aproximadamente 150 000 especies y se calcula entre 30 000 y más de 35 000 la riqueza global de especies de hábitos terrestres (Aktipis *et al.*, 2008).

A pesar del origen relativamente reciente del archipiélago cubano, la fauna de moluscos de Cuba es una de más diversas del mundo con más de 3 000 especies, entre terrestres y marinas (Espinosa y Ortea, 2009). Dentro de la malacofauna terrestre cubana se ha inventariado aproximadamente 1391 especies (Anexo 11.1), de las cuales 910 son pulmonados estilomatóforos, 476 prosobranquios y 5 pulmonados sistelomatóforos (Espinosa

y Ortea, 2009; Maceira *et al.*, 2013; Vázquez y Sánchez, 2014; Tabla 11.1). El alto grado de endemismo a nivel específico (96%), así como la diversidad de formas y colores en las especies que lo conforman, distinguen a este grupo entre los invertebrados terrestres cubanos (Fig. 11.1).

En cuanto a la riqueza de especies de moluscos dulceacuícolas presentes en Cuba, los estimados son controversiales. Pointier *et al.* (2005) reconocieron 42 especies (9 bivalvos y 33 gastrópodos), mientras que Espinosa (2013) declaró 54 especies (46 gastrópodos y 8 bivalvos). Según Espinosa y Ortea (2009) la diferencia en los criterios se debe a que varias especies, por su gran tolerancia fisiológica, aparecen frecuentemente entre las fronteras de los ambientes de agua dulce, terrestres y marinos, por lo que es posible la ocurrencia de omisiones o sobrestimaciones en las listas realizadas. El número total de especies de moluscos terrestres y dulceacuícolas conocidas para Cuba no es definitivo, y puede variar en dependencia de futuras revisiones taxonómicas que se realicen a nivel de especie, género o familia.

Hernández Quita, M., L. Alvarez-Lajonchere Ponce de León, D. Martínez Borrego, D. Maceira Filguera, A. Fernández Velázquez y J. Espinosa Sáez. 2017. Moluscos terrestres y dulceacuícolas. Pp. xx-xx. En: *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas* (C. A. Mancina y D. D. Cruz, Eds.). Editorial AMA, La Habana.

Tabla 11.1. Categorías taxonómicas superiores de moluscos terrestres presentes en el archipiélago cubano; el asterisco indica aquellas familias en las cuales es necesario realizar revisiones taxonómicas.

Grupos informales	Orden	Familia
Prosobranchia	Cycloneritimorpha	Helicinidae
		Proserpinidae
	Architaenioglossa	Megalomastomatidae*
		Neocyclotidae
	Littorinimorpha	Annulariidae*
		Truncatellidae
Pulmonata	Systellommatophora	Veronicellidae*
	Stylommatophora	Achatinidae, Agriolimacidae, Bradybaenidae, Cepolidae*, Cerionidae*, Euconulidae, Ferrussacidae, Gastrodontidae, Haplotrematidae, Helicodiscidae, Oleacinidae*, Orthalicidae*, Pleurodontidae*, Polygyridae, Punctidae, Pupillidae, Sagdidae, Spiraxidae, Streptaxidae, Strobilopsidae, Subulinidae, Succineidae, Thysanophoridae, Urocoptidae*, Vertiginidae, Vitrinidae, Zonitidae

Aunque existe una vasta bibliografía relacionada con los moluscos terrestres cubanos, el nivel de conocimiento es aún insuficiente (Espinosa y Ortea, 1999). Los estudios ecológicos antes de la década de 1980, consistían fundamentalmente en la descripción del hábitat y la distribución geográfica (Henderson, 1916; Pérez, 1942; Herrera, 1945; Jaume, 1945; Jaume, 1972). En años recientes investigadores de diferentes instituciones han realizado algunos estudios ecológicos y actualizado las listas de especies de moluscos en áreas protegidas de la isla (*e. g.* Oliva, 2004; Maceira, 2005; Maceira *et al.*, 2010; Hernández y Reyes-Tur, 2013; Hernández *et al.*, 2014). En relación con los moluscos dulceacuícolas la mayoría de los estudios se han enfocado en especies de importancia médica (Perera *et al.*, 1995; Gutiérrez *et al.*, 2003; Pointier *et al.*, 2005; Vázquez y Sánchez, 2010; Vázquez y Sánchez, 2015).

MÉTODOS DE MUESTREO Y RECOLECTA DE MOLUSCOS TERRESTRES

La elección de los métodos de recolecta está determinada por los objetivos de la investigación y las características del terreno (Barrientos, 2003). Uno de los métodos más

documentado, y empleado en los estudios ecológicos en moluscos, ha sido el de *recolecta manual*, también llamado búsqueda visual cualitativa. Este método permite encontrar un número adecuado de especies de moluscos terrestres, especialmente las de mayor tamaño, en cualquier tipo de hábitat. Si el objetivo es recolectar especímenes vivos o conchas vacías, sin el empleo de una metodología estándar específica, entonces este método podría ser el más recomendado. Existen métodos de trampeo que les proporcionan a los moluscos refugio y alimentos, de manera que se logra una fácil recolecta de manera pasiva tanto de día como durante la noche (Barrientos, *op. cit.*). No obstante, ambos métodos sobredimensionan la abundancia poblacional de determinadas especies.

Por lo general, durante los muestreos suelen ser difíciles de observar vivas todas las especies que coexisten en un hábitat, así como su identificación taxonómica. Por tales razones se recomienda recolectar todas las conchas vacías en buen estado y en particular aquellas que conserven sus colores y no estén rotas. En los casos de incertidumbre o donde el interés de la investigación sea taxonómico, se exhorta a no recolectar más de 10 ejemplares vivos por especie y hábitat.



Figura 11.1. Diversidad de moluscos terrestres cubanos. *Jeanneretia sagraiana* (A), *Jeanneretia parraiana* (B), *Alcudia rotunda* (C), *Setipellis stigmatica* (D), *Leidyula floridana* (E), *Veronicella* sp. (F), *Tomelasmus irroratus* (G), *Proserpina depresa* (H), *Liguus fasciatus* (I), *L. flammellus* (J), *Polymita picta* (K), *P. venusta* (L), *Zachrysia guanensis* (M), *Caraculus sagemon* (N), *Oleacina straminea* (Ñ), *Chondrotyra reticulata* (O), *Chondropometes vignalensis* (P) y *Farcimen vignalensis* (Q). © M. Hernández (A,C,D,G,H,I,Ñ,O,P,Q) y © G. Blanco (B,M,N).

REGIONES Y HÁBITATS DE MAYOR DIVERSIDAD DE MOLUSCOS TERRESTRES

Las zonas más diversas y que contienen mayor número de especies endémicas coinciden, casi siempre, con los principales macizos montañosos del país: Cordillera de Guaniguanico, Sierras al Norte de Isla de la Juventud, Alturas Habana-Matanzas, Sierras del Norte de Villa Clara, Sierras del Escambray, Alturas de Sancti Spiritus, Sierra de Cubitas y Najasa, Altiplano Florida-Camagüey-Tunas, macizo Nipe-Sagua-Baracoa, Sierra Maestra y las terrazas costeras surorientales. Entre las formaciones vegetales más apropiadas para la recolecta de moluscos se encuentran el complejo de vegetación de mogote y los bosques siempreverde y semidecíduos (Fig. 11.2). En estas formaciones se estima una gran riqueza de especie que varía según la región geográfica (Oliva, 2004; Espinosa *et al.*, 2005; Macei-

ra *et al.*, 2010; Pérez *et al.*, 2010; Hernández y Reyes-Tur, 2013; Pereira-Muller, 2015). Otros tipos de hábitats, como los matorrales y charrascales, albergan un menor número de especies, aunque el nivel de endemismo es alto (Maceira, 2000; Maceira *et al.*, 2010). En estos hábitats la búsqueda de los ejemplares debe realizarse fundamentalmente en los troncos caídos, hojarasca, sobre y debajo de las rocas, grietas en los paredones calizos, troncos, ramas y hojas de árboles y arbustos. Las especies arborícolas pueden requerir el uso de prismáticos y varas con cesta.

ÉPOCAS Y HORARIO MÁS ADECUADOS PARA LA RECOLECTA DE MOLUSCOS TERRESTRES

La mayor actividad de los moluscos terrestres está asociada con la temperatura fresca y valores altos de humedad relativa. Estas condiciones regularmente ocurren por las noches,



Figura 11.2. Formaciones vegetales con alta diversidad de moluscos terrestres. A. Complejo de vegetación de mogote, B. bosque de galería y C. bosque lluvioso.

durante el amanecer y en días lluviosos. Experiencias en el campo de los autores sugieren que el horario nocturno es el óptimo para realizar las recolectas y observaciones de los animales al coincidir con su pico de mayor actividad. Si la geografía del lugar lo permite se pueden realizar recolectas y observaciones entre las 20:00 y las 24:00 horas. No obstante, se recomiendan los muestreos en las primeras horas de la mañana (6.00 am - 10:30 am), sobre todo en sitios topológicamente difíciles, en aras de minimizar posibles accidentes. Entrado el horario diurno los moluscos tienden a esconderse como mecanismo para evitar la pérdida de agua por evaporación, dado que se incrementan las radiaciones solares y ocurre un notable incremento de la temperatura. Sin embargo, si los sitios presentan un alto grado de cobertura vegetal, donde es menor la exposición al sol, las recolectas pueden extenderse a otros horarios del día. Por otra parte, debido a que la temporada lluviosa coincide con el período de reproducción de los moluscos, durante estos meses aumentan las probabilidades de encontrar mayor número de animales activos y copulando.

En los inventarios o durante los monitoreos de comunidades o poblaciones de moluscos terrestres, se deben anotar las variables que permitan caracterizar el micro-hábitat o las condiciones ambientales bajo los cuales estos se realizaron. Esta información será de mucha utilidad como variables predictivas de los posibles cambios observados en la composición de la fauna de moluscos. La Figura 11.3 muestra dos propuestas de planillas para la toma de este tipo de información.

MÉTODOS DE MUESTREO

Para los inventarios biológicos y estudios ecológicos generalmente se requiere conocer la mayor cantidad de las especies que habitan un área, así como poder estimar sus abundancias relativas. Por tales razones es necesario cuantificar los moluscos por unidad de área o volumen. Existen varios tipos de unidades muestrales descritas en la literatura (Coney *et al.*, 1982; Emberton *et al.*, 1996; Nekola, 1999), de las cuales las más empleadas son las

parcelas cuadradas o rectangulares y los *trsectos lineales*. La elección de estas unidades dependerá de las características del hábitat y/o del terreno. Además, se debe considerar la cantidad de unidades de muestreos a emplear en la investigación, pues deben abarcar una superficie representativa del área de estudio. La mayoría de las investigaciones emplean varias de estas unidades con el objetivo de detectar una mayor riqueza, debido a la amplia diversidad de hábitats y sustratos que los moluscos pueden utilizar.

PARCELAS

Las parcelas cuadradas y rectangulares se emplean en áreas horizontales o con algún grado de inclinación (menores de 45°). En dependencia de las características del hábitat y/o el terreno, así como la cantidad de observadores, las dimensiones de las parcelas pueden variar. El tamaño más usual de las parcelas es menor de 10 × 10 m. Por experiencia de los autores se recomienda que si los muestreos son realizados por un solo observador utilizar parcelas de 3 × 3 m; si son dos o tres observadores se pueden utilizar parcelas de 5 × 5 m. Se aconseja que en los muestreos se empleen menos de tres observadores para estandarizar el estudio y disminuir la posibilidad de dañar individuos de pequeño tamaño o con conchas frágiles. En el caso particular de los matorrales y charrascales es aconsejable utilizar parcelas con dimensiones de hasta 2 × 2 m.

Las parcelas verticales suelen ser usadas en paredones rocosos, los cuales se presentan en macizos o elevaciones donde predominan los afloramientos cársicos como son Viñales y algunas elevaciones de las Sierras al norte de Villa Clara - Ciego de Ávila, así como en algunas de las cimas de los macizos Guamu-haya y Nipe-Sagua-Baracoa. Se recomienda que las parcelas sean de 1 × 1 m o 2 × 2 m, en dependencia de la altura de los paredones. Se aconseja que las observaciones y conteos sean realizadas por no más de dos observadores. El equipamiento para la confección de las parcelas es bastante sencillo, para ello es necesario una cinta métrica de al menos

Figura 11.3. Planillas para la recopilación de variables; A. planilla de muestreo y B. planilla de parámetros microclimáticos y del microhábitat.

A.

Fecha: Localidad: Longitud ____ Latitud ____ Formación vegetal						
No. unidad de muestreo	Especie o morfoespecie	No. de individuos	Edad (Juvenil - adulto)	Sustrato: 1. suelo, 2. roca, 3. ramas-tallos-hojas, 4. troncos caídos	Estrato: 1. 0 - 1 m 2. 1.1 - 2 m 3. > 2 m	Observaciones

B.

Fecha: Localidad: Longitud ____ Latitud ____ Altitud (m):					
No. unidad de muestreo	Temperatura (°C)	Humedad relativa (%)	Profundidad hojarasca (mm)	Cobertura vegetal (%)	Riqueza vegetal

10 m y cintas de color (*flagging tape*) para marcar cada esquina de la parcela. Una vez delimitada el área, se procederá a revisarla cuidadosamente.

GRUPOS DE MOLUSCOS MÁS FRECUENTES EN LAS PARCELAS. Por lo general las parcelas permiten recolectar una elevada cantidad de especies de moluscos, así como explorar varios sustratos a la vez. Dentro de los grupos más favorecidos resaltan los representantes de las familias Annulariidae y Urocoptidae de amplia distribución en casi todas las localidades, aunque más relacionados con los afloramientos cársicos. Algunos ejemplos de géneros de Annulariidae que tienden a tener hábitos petrícolas son: *Annularops*, *Chondropometes* y *Chondrothyrella* mientras que *Annularodes* y especies del subgénero *Chondropomorus* son más arborícolas. En Urocoptidae, géneros como *Acrocoptis* y *Pleurostemma* son petrícolas mientras que *Centralia* y *Tomelasmus* tienen varias especies que usan los estratos inferiores de la vegetación (Fig. 11.4).

Las especies de los géneros *Emoda* y *Alcadia* (Helicinidae), puede encontrarse con bastante frecuencia sobre piedras, entre la hojarasca y la vegetación, mientras que las del género *Helicina* son arborícolas. Por su parte, los representantes de los géneros *Cysticopsis*, *Hemitrochus* y *Coryda* (Cepolidae), apenas abandonan el estrato arbustivo o arbóreo. Las especies de *Polymita* (Cepolidae) y *Liguus* (Orthalicidae) también permanecen la mayoría del tiempo en arbustos y árboles, este último género a veces a más de 15 m de altura. Durante los periodos más secos del año las especies de moluscos pulmonados desarrollan un epifragma por el cual se adhieren a los troncos, aunque pueden esconderse entre huecos de raíces, ramas y grietas.

Dentro de la familia Pleurodontidae los géneros *Polydotes* y *Zachrysia* son típicos del suelo. Las especies de *Zachrysia* también son comunes en rocas húmedas y sombreadas, y en la vegetación. Los representantes del género *Farcimen* (Megalomastomatidae) son exclusivos del suelo y suben a las piedras y

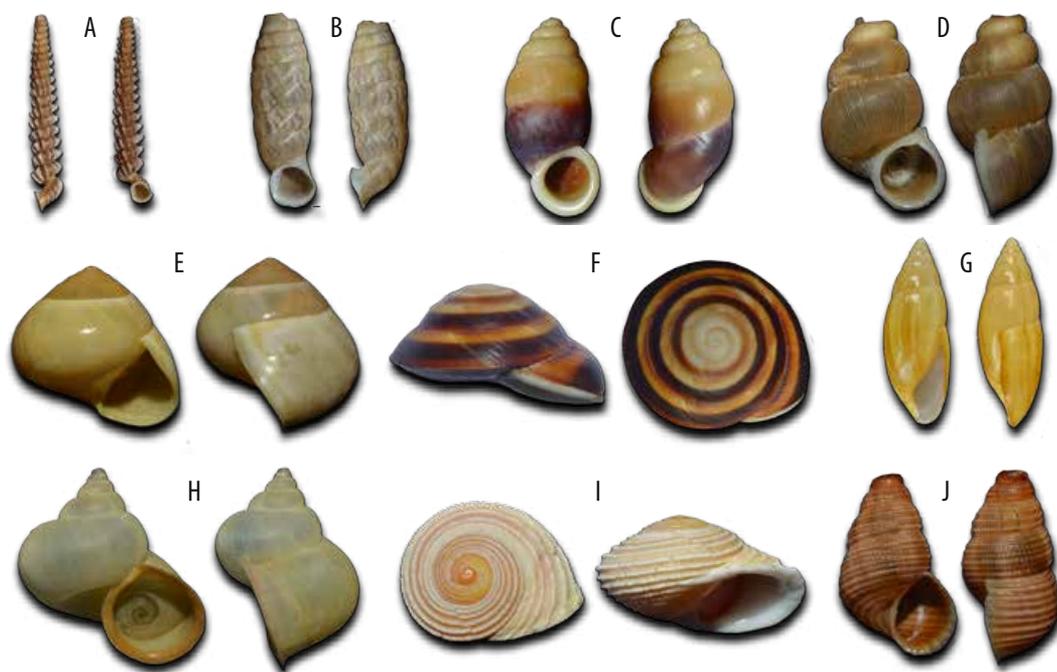


Figura 11.4. Algunas de las especies de moluscos terrestres frecuentes en las parcelas. A. *Callonia gemmata*, B. *Centralia yaguajayensis*, C. *Farcimen vignalense*, D. *Annularodes canoaensis*, E. *Alcudia rotunda*, F. *Caracolus sagemon*, G. *Oleacina straminea*, H. *Chondropometes vignalense*, I. *Glyptemoda torrei* y J. *Chondropoma unilabiatum*. © M. Hernández.

la vegetación ocasionalmente. Los géneros *Setipellis* y *Suavitas*, y la especie *Cysticopsis pemphigodes* (Cepolidae) son típicos de grietas oscuras, húmedas e incluso de cuevas. La mayoría de estas familias tienen coloraciones pardas semejantes a su entorno. Solo los géneros de hábitos arborícolas son más llamativos en su coloración, presentando múltiples morfos de color, muchas veces contrastantes y vivos.

PARCELAS DE HOJARASCA

Para recolectar micro-moluscos el método recomendado es recoger todo el contenido de hojarasca en parcelas que pueden ser de hasta 0,5 m² y verterlo en un envase con cerrado hermético. La ventaja principal de este método es que los especímenes menores de 3 mm pueden ser recolectados (Lee, 1993; Emberton *et al.*, 1996). Se recomienda tomar, en diferentes zonas dentro de la parcela, entre tres y cinco muestras. El material de hojarasca

recolectado puede ser revisado con una pinza sobre una mesa en la estación de campo, separando los moluscos de la materia orgánica, o en el laboratorio empleando diferentes técnicas. El equipamiento y procedimiento para obtener las muestras en las parcelas de hojarasca es muy simple. La pequeña parcela o cuadrante de 0,5 m² puede ser construida con un marco de madera de pequeño grosor. Una vez colocado el cuadrante sobre la hojarasca se retirará suavemente todo el contenido que se encuentra dentro de este y se depositará dentro de una bolsa de nylon de hasta 5 L. Se recomienda que estas bolsas sean etiquetadas con los datos donde fue recolectado el material. Posteriormente se colocarán en un sitio donde la temperatura sea fresca hasta ser trasladadas al laboratorio.

GRUPOS DE MOLUSCOS MÁS FRECUENTES EN LAS PARCELAS DE HOJARASCA. La recolecta en la hojarasca y los primeros 5 cm de la capa superficial de tierra permiten obtener conchas

pertenecientes a familias de talla muy pequeña. Ejemplos de familias con representantes en este sustrato: Helicinidae, Proserpinidae, algunas especies de Annulariidae y Urocopidae, Pupillidae, Vitrinidae, Strobilopsidae, Vertiginidae, Subulinidae, Spiraxidae, Ferussacidae, Haplotrematidae, Helicodiscidae, Punctidae, Vitrinidae, Sagdidae, Zonitidae y Thysanophoridae (Fig. 11.5).

TRANSECTO LINEAL

Los transectos son los menos empleados en los inventarios y monitoreo de moluscos terrestres. Estos no deben ser muy anchos para facilitar la visualización de los moluscos. Lo más factible sería un ancho de 2 m, y entre 50 y 100 m de largo. Este tipo de muestreo podría ser más efectivo para inventariar especies de conchas grandes, fundamentalmente arborícolas y algunas especies de suelo. El equipamiento necesario para el muestreo es muy similar al de las parcelas, aunque la cinta métrica debe tener entre 50 y 100 m, y se emplearán cintas de color (*flagging tape*) para delimitar el inicio y el final del transecto. Para conservar el ancho de la parcela es prudente usar una vara de 2 m sostenida en el centro por uno de los observadores, siempre que las características del área lo permitan. La altura de los muestreos en los transectos puede variar entre los 2 y 3 m, aunque también depende de las características del hábitat. Oca-

sionalmente en los transectos se emplean binoculares para inspeccionar los estratos más altos de la vegetación.

GRUPOS DE MOLUSCOS MÁS FRECUENTES EN LOS TRANSECTOS. Este diseño favorece la búsqueda de individuos de mediana a gran talla, fundamentalmente arborícolas de los géneros *Helicina*, *Liguus*, *Macroceramus*, *Polymita*, *Cysticopsis*, *Hemistrochus* y *Coryda*. También se pueden incluir en este grupo especies que tienen un amplio espectro del uso del sustrato como *Emoda sagraiana* y algunas especies de los géneros *Alcadia* y *Jeanneretia* (Fig. 11.6).

La Tabla 11.2 muestra un resumen de las principales ventajas y desventajas del uso de estos diseños. Elegir cuál de ellos será más efectivo dependerá fundamentalmente de las particularidades de la zona de estudio, la pregunta de investigación, el tiempo y las limitaciones logísticas durante los inventarios. Estudios precedentes sugieren que la combinación de varios métodos y unidades de muestreos resulta la forma más efectiva para maximizar la riqueza observada en un área. Es importante resaltar la vulnerabilidad de muchas especies de moluscos terrestres ante la pérdida de hábitat y la recolecta desmedida que conllevan a la disminución de las poblaciones locales, por lo que los especialistas encargados de realizar los muestreos deberán causar el menor

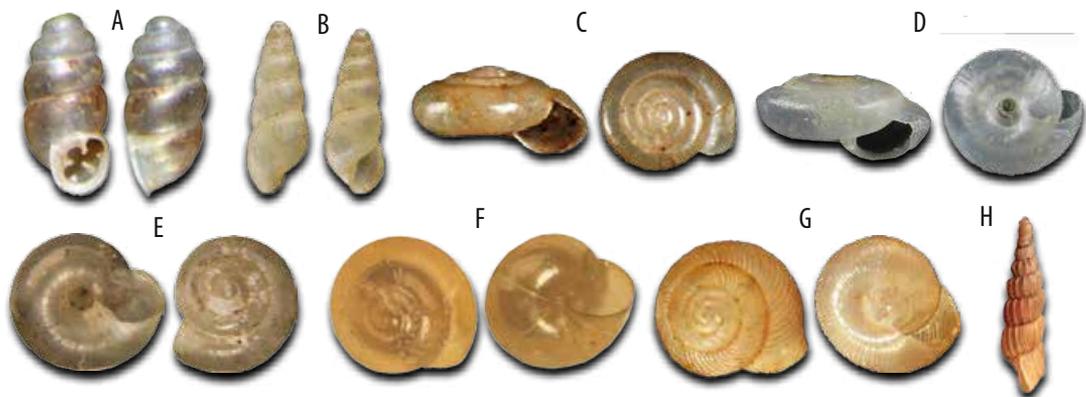


Figura 11.5. Algunas de las especies de micro-moluscos más representativas del sustrato suelo. A. *Gastrocopta pellucida*, B. *Opeas pumilium*, C. *Zonitoides arboreus*, D. *Lacteoluna selenina*, E. *Hojeda boothiana*, F. *Guppia gundlachi*, G. *Lucidella rugosa* y H. *Melaniella manzanillensis*. © L. Alvarez-Lajonchere.

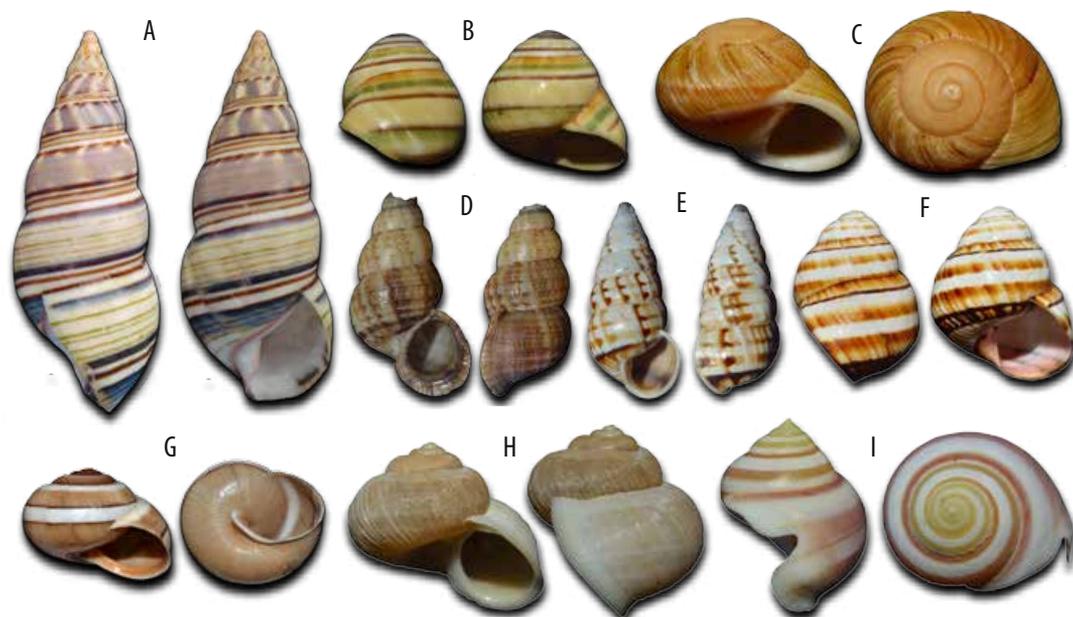


Figura 11.6. Algunas de las especies y familias de moluscos más representativas en los transectos. A. *Liguus fasciatus*, B. *Coryda melanocephala*, C. *Emoda blanesi*, D. *Annularita majuscula*, E. *Macroceramus clerchi*, F. *Polymita brocheli*, G. *Hemitrochus rufoapicata*, H. *Annularisca heynemanni* y I. *Viana regina*. © M. Hernández.

impacto en los hábitats y evitar la recolecta excesiva de especímenes (Coppolino, 2010).

EQUIPAMIENTO PARA LA RECOLECTA DE MOLUSCOS TERRESTRES

Para la recolecta de moluscos en el campo los viales son fundamentales, y se deben disponer de varios tamaños para evitar roturas en las conchas. Se aconseja llevar al campo un frasco con alcohol etílico para preservar los especímenes necesarios para estudios posteriores o para su identificación taxonómica. Se requiere de linternas o frontales para la recolecta en los horarios nocturnos o sitios de baja luminosidad. Para la recolecta de especímenes pequeños hay que auxiliarse de una lupa de mano u optivisores y pinzas suaves. Otro material de gran utilidad en el campo son las etiquetas que deben registrar toda la información asociada a la recolecta. Entre los datos básicos se encuentran la localidad (de ser posible incluir las coordenadas geográficas tomadas con un GPS), fecha, recolector y datos del hábitat (e. g. biotopo, formación

vegetal, etc.). Las etiquetas deben llenarse *in situ* y nunca se debe confiar en memorizar la información, pues en muchos casos se olvida y se pierde información y material de valor. La información debe ser escrita en etiquetas de papel o cartulina y con lápiz, así se garantiza que tras un aguacero no se pierdan los datos, lo cual es muy probable que ocurra de utilizar un bolígrafo. Además, es útil el empleo de una cámara fotográfica para tomar fotos de los especímenes vivos *in situ* y del hábitat (Figura 11.7).

Si se requiere mantener por un tiempo especímenes vivos, estos pueden sobrevivir por algunos días en envases con sustrato húmedo (e. g. hojarasca) y donde puedan recibir aire fresco. Particularmente, las babosas son vulnerables a las altas temperaturas y una forma para asegurar su supervivencia es mantenerlas en un lugar fresco en bolsas de tela con hojas húmedas (Clench, 1974) o en envases con huecos en la tapa y en el fondo hojarasca o papel periódico húmedo.



Figura 11.7. Materiales e instrumentos útiles en los muestreos. A. Viales, pinza, bolsas de nylon y etiquetas; B. Optivisor, cámara fotográfica y GPS.

PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS DE MOLUSCOS TERRESTRES EN EL LABORATORIO

PROCESAMIENTO DE MOLUSCOS PEQUEÑOS DE HOJARASCA Y SUELO. Existen varios métodos para extraer los micro-moluscos de la hojarasca y el suelo; los más comunes son la búsqueda directa, el flotado y el cribado o tamizaje (Pearce y Örstan, 2006). La elección de uno de estos métodos depende en gran medida del volumen de hojarasca y suelo a ser procesado. La búsqueda directa y el flotado son los más apropiados para volúmenes pequeños, y el cribado para los volúmenes más grandes. Para la búsqueda

directa se coloca la muestra de hojarasca o suelo sobre una bandeja lo suficientemente amplia y se procede a la búsqueda con la ayuda de lupa con brazo articulado, una buena fuente de luz y una pinza suave. Para asegurarse de haber recolectado la mayoría de los especímenes se debe revisar la muestra al menos dos veces.

El método de flotado consiste en verter agua sobre la bandeja con la muestra, esto permitirá recolectar las conchas que flotan en la superficie del agua. Este método tiene como desventajas que los especímenes vivos pueden quedarse en el fondo; y que en ocasiones porciones de troncos, ramas y hojas pueden dificultar la búsqueda. El método de cribado consiste en pasar las muestras de hojarasca a través de cribas o coladores de diferentes diámetros, esto permitirá ir separando las partículas de suelo y otros materiales en diferentes tamaños lo que facilitará la búsqueda (Pearce y Örstan, 2006).

PROCESAMIENTO DE EJEMPLARES VIVOS. Existen varios métodos para relajar a los caracoles y poder separar al animal de la concha. El método más simple es ahogarlos en un frasco hermético lleno de agua, tratando que no queden burbujas de aire. El tiempo de ahogamiento será más breve si se emplea agua tibia, ya que aumenta el metabolismo del ejemplar incrementando el consumo

Tabla 11.2. Diseños de muestreos en moluscos terrestres, ventajas y desventajas; modificado de Coppolino (2010).

Método-Diseño	Ventajas	Desventajas
Recolecta manual cualitativa	Sencillo, menos costoso. Búsqueda de especies raras. Permite realizar muestreos en hábitats de difícil acceso (e. g. paredones y grietas).	Se restringe a las especies que son visibles en el campo.
Recolecta manual cuantitativa (parcelas y/o transectos)	Comparaciones más efectivas dentro y entre localidades. Puede tener límite de tiempo u observadores estandarizando el esfuerzo de muestreo.	Es sensible a la selección del área de muestreo.
Recolecta manual cuantitativa de la hojarasca	Búsqueda de micro-moluscos.	Se requiere invertir mucho tiempo de procesamiento de las muestras. Traslado de las muestras al laboratorio Pueden morir aquellas especies que se encontraban vivas durante la recolecta.

de oxígeno (Hubricht, 1951). El empleo de agua fresca recién hervida también acelera el proceso de ahogamiento ya que contiene poco oxígeno. Algunos productos químicos, como los cristales de mentol, pueden diluirse en el agua para facilitar la relajación de los especímenes. En el caso de las babosas, Hubricht (*op. cit.*) sugirió emplear una solución de clorobutanol (se diluye una solución saturada del 5 al 10 %) en lugar de agua corriente. Otro método empleado para relajar a las babosas es introducir las en un frasco con una solución de alcohol etílico al 5 % (Webb 1950), sin llenar el frasco para garantizar que los especímenes queden extendidos. Después de algunas horas en agua los especímenes ahogados deben ser transferidos a una solución de alcohol etílico 95 % por tres horas, para posteriormente almacenarlos en esta misma solución al 70 - 80 %. Esta técnica de ahogamiento en agua suele no ser efectiva para relajar las especies de prosobranquios debido a la presencia del opérculo y branquias, por lo que se requiere más tiempo para su completa relajación.

Una vez sacrificados los animales, se procede a separarlos de la concha. Existen varios métodos como son el congelamiento y posterior descongelamiento, lo que provoca el debilitamiento del músculo columelar y la pérdida de agua del cuerpo. Otra vía es dejar más tiempo en agua a los ejemplares ahogados, pero evitando la descomposición. Otro método sería cortar el músculo columelar con una tijera o una pinza fina, ya sea por la abertura de la concha o abriéndole un pequeño orificio. En todos los casos, con el empleo de una pinza curva de punta fina, el cuerpo puede ser removido fuera de la concha; si el espécimen es muy pequeño esto debe realizarse bajo un microscopio estereoscópico. Se recomienda tomar muestras de la región del pie muscular, pues esta presenta mayor masa de tejido muscular y generalmente se encuentra menos contaminada con parásitos que el resto del cuerpo. Lo anterior es importante cuando se vayan a realizar análisis moleculares pues las muestras se encontrarán menos contaminadas. Estas muestras deberán ser fi-

jadas en alcohol lo más concentrado posible, preferentemente al 96 %.

LIMPIEZA DE LAS CONCHAS VACÍAS. Las conchas de los ejemplares muertos que conserven todas sus partes, colores y escultura son muy útiles debido a que brindan información de la variabilidad de talla, forma y color. Para el lavado de las conchas, estas se deben sumergir en agua tibia con detergente. No se debe usar agua caliente pues se puede alterar el tinte de los pigmentos de la concha, ya sea del periostraco o de las líneas periostracales. En dependencia de la suciedad de la concha esta se pueden dejar sumergida entre 6 y 24 horas. Posteriormente se cepilla con cuidado a intervalos; en el caso de conchas que posean micro-esculturas se debe utilizar un cepillo de cerdas suaves y finas.

Los residuos del animal, que permanezcan en el interior de la concha, se pueden limpiar con algodón y alambres finos moldeados de forma similar a la espira. Los residuos que no se puedan alcanzar o desprender se pueden remover con cloro o hidróxido de sodio o potasio diluidos. Las conchas que ya no presenten periostraco o se encuentre muy degradado, pueden ser sumergidas en cloro. De lo contrario, se debe aplicar el cloro en el interior de la concha con una jeringa ya que puede desprender al periostraco o decolorarlo. Una vez terminado este procedimiento la concha deben ser enjuagada vigorosamente y se puede dejar en agua hasta el otro día para garantizar que difunda fuera de la concha cualquier residuo. Al final de todo el proceso las conchas se pueden untar con aceite mineral para resaltar sus colores (Fig. 11.8).

MÉTODOS DE MUESTREO Y RECOLECTA DE MOLUSCOS DULCEACUÍCOLAS

HÁBITATS MÁS APROPIADOS PARA LA RECOLECTA DE MOLUSCOS DULCEACUÍCOLAS

En el caso de los moluscos dulceacuícolas los métodos de recolecta varían de acuerdo a las características de los hábitats. Si se trata de lagos o lagunas, la recolecta desde un bote es preferible porque asegura llegar a distintos



Figura 11.8. Instrumentos para la limpieza de las conchas y un ejemplo de restauración de *Liguus blainianus fairchildi*. © L. Alvarez-Lajonchere.

lugares dentro del cuerpo de agua. Si se está trabajando en ríos de montaña, la recolecta manual o el uso de jamos de mallas finas suele ser suficiente para permitir revisar distintos microhábitats.

Un inventario exitoso de gasterópodos dulceacuícolas comienza con la observación de la variabilidad de hábitats y microhábitats, estos últimos definidos por peculiaridades bióticas o abióticas del sitio. Por lo tanto, lo primero que se debe hacer al llegar a un sitio de muestreo es caminar por el lugar y observar, a fin de determinar la diversidad de microhábitats a ser registrados. Por ejemplo, un río de montaña, presenta diferentes microhábitats como son los márgenes, las

rocas en el lecho del río, la vegetación flotante o sumergida, bancos de arena o de limo, así como troncos flotantes o hundidos, etc. Los pequeños arroyos y lagunas permanentes o semipermanentes con sustratos blandos y limosos presentan, por su poca corriente, mejores condiciones para albergar moluscos dulceacuícolas. Idealmente en un muestreo cualitativo, todos los sustratos deben ser registrados.

MÉTODOS DE RECOLECTA Y EQUIPAMIENTO

En ambientes lóticos de sustrato rocoso (Fig. 11.9A) conviene realizar una recolección manual, revisando cuidadosamente la superficie de las rocas expuestas y sumergidas. Las rocas



Figura 11.9. Ecosistemas de agua dulce, A. río de montaña (lótico) y B. laguna (léntico). © R. López-Silvero.

deben ser levantadas cuidadosamente para que los gasterópodos adheridos no se suelten. Para estimar la abundancia o densidad de moluscos se pueden utilizar cuadrantes de una superficie determinada y en el caso de rocas pequeñas se puede calcular el volumen de estas sumergiéndolas en un recipiente graduado con líquido. En ambientes lénticos de sustrato blando (Figura 11.9B), los moluscos puede recolectarse con el auxilio de un jamo, ya que en ocasiones las orillas son de difícil acceso. El jamo debe barrer el fondo o hurgar entre la vegetación acuática, la cual es utilizada por los moluscos como sitios de alimentación o sustrato para la reproducción. La vegetación debe revisarse con detenimiento porque los individuos suelen quedar adheridos a las hojas y raíces. Con una pinza de puntas finas se extraen los moluscos del jamo y se colocan en cajas plásticas cubiertas con papel de filtro o servilletas humedecidas, dejando una distancia aproximada entre 10 y 15 mm entre los individuos. Si el traslado del material hacia el laboratorio se demora más de un día, las cajas se deben dejar destapadas.

Estos moluscos nunca se deben trasladar en grandes volúmenes de agua para evitar roturas en la concha de los animales. El método de muestreo más utilizado en estudios de moluscos dulceacuícolas es el de captura por unidad de esfuerzo, durante un tiempo de 15 minutos (Vázquez y Sánchez, 2010). En el sitio de recolecta deben ser tomados los datos particulares del hábitat (ver Fig. 11.2) así como parámetros físico - químicos del agua.

Entre las especies de moluscos más frecuentes en las márgenes de los ríos de Cuba podemos encontrar las de los géneros *Pomacea*, *Marisa*, *Physa*, planorbidos como *Biomphalaria*, *Drepanotrema*, y limneidos como *Pseudosuccinea* y *Galba*; estos últimos también se pueden hallar asociados al fango de embalses y charcas. A veces, aún fuera del agua, se pueden hallar huevos de *Pomacea* adheridos a los tallos de las plantas acuáticas y semi-acuáticas (Fig. 11.10). En los cuerpos de agua de Cuba son frecuentes especies invasoras como *Marisa cornuarietis*. Estos ampuláridos se encuentran entre los caracoles dulceacuícolas



Figura 11.10. Especies de moluscos dulceacuícolas presentes en acuatorios cubanos. A. *Pomacea* cf. *paludosa*, B. *Neritina virginea*, C. *Marisa cornuarietis*, D. *Corbicula fluminea*, E. *Hemisilus brevis*, F. *Physa acuta*, G. *Hemisinus cubanianus* y H. *Tarebia granifera*.

más fáciles de encontrar por su abundancia en los márgenes de ríos y lagos. Sobre rocas y cerca de la desembocadura de los ríos se pueden observar especies del género *Neritina* (Fig. 11.10B) y en los cuerpos de agua lóticos se hallan los géneros *Pachychilus* (más frecuente en la región centro - oriental de Cuba) y *Hemisinus* (en la región el occidental). Las especies introducidas *Tarebia granifera* (Fig. 11.10H) y *Melanoides tuberculata*, que son capaces de desplazar a otras especies nativas, son abundantes en fondos fangosos y rocosos. Los bivalvos de la familia Unionidae, tales como *Nephronaias*, prefieren la gravilla de las riberas de los ríos de Pinar del Río. Para recolectar especies del género *Eupera* es necesario extraer muestras de limo o fango de los fondos. El género *Mytilopsis* es característico de aguas salobres donde habita sobre el mangle, rocas u otros substratos. El colonizador *Corbicula fluminea* (Fig. 11.10D) alcanza grandes densidades en embalses y ríos y a menudo se observan muchas conchas sobre el fondo fangoso.

una buena relajación del cuerpo del animal que permita luego la disección correcta de los distintos sistemas. De manera general las partes blandas se fijan en formol entre 5 % y las destinadas a estudios moleculares en alcohol etílico 96 %.

IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES

No existe una clave taxonómica que englobe todas las especies de moluscos terrestres de Cuba. Solo existen claves de algunas familias, aunque muchas se encuentran desactualizadas. Al menos las familias más grandes como Urocoptidae y Annulariidae (Torre y Bartsch (1938, 1941, 2008) y algunos géneros de la familia Helicinidae (Boss y Jacobson, 1973; 1974; 1975; Clench y Jacobson, 1968; 1970; 1971a; 1971b) disponen de claves y/o catálogo. Varias familias de moluscos pulmonados pueden ser revisadas en los trabajos de Schileyko (1998; 1999a; 1999b; 2000; 2002; 2004; 2006; 2007).

Los prosobranquios y pulmonados pueden ser identificados con relativa facilidad a simple vista, lo que permite organizar la información en las planillas de campo e ir organizando el material recolectado. Existen estructuras de la morfología externa de los moluscos terrestres (Fig. 11.11) que permiten diferenciar a simple vista ambos grupos informales. La presencia de un opérculo calcáreo, el cual funciona a manera de "puerta"

PROCESAMIENTO DE MUESTRAS DE MOLUSCOS DULCEACUÍCOLAS

Para la preservación de los moluscos recolectados, estos deben ser sacrificados en soluciones adecuadas tal como se recomendó para los moluscos terrestres. Se sugiere realizar esta proceso en el campo por las características del grupo ya que es crucial lograr

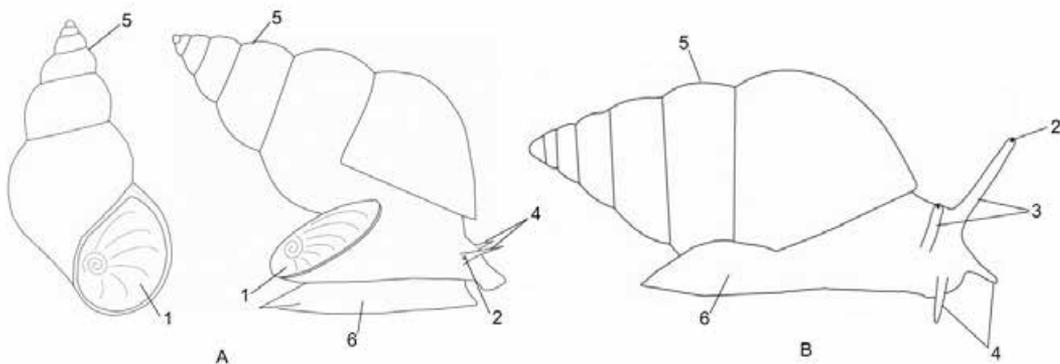


Figura 11.11. Principales estructuras externas de moluscos terrestres: A. molusco prosobranquio inactivo (izquierda) y activo (derecha); B. molusco pulmonado; 1, opérculo; 2, ojos; 3, tentáculos oculares; 4, tentáculos táctiles; 5, concha; 6, pie muscular.

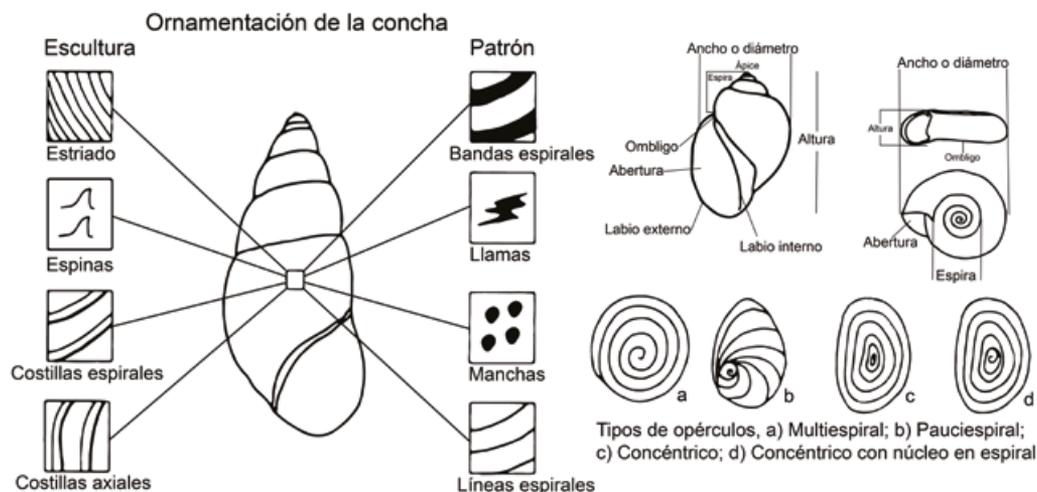


Figura 11.12. Características, estructuras y terminología de la concha de moluscos dulceacuícolas; modificado de Pointier *et al.* (2005).

como mecanismo de defensa, es un carácter único de los moluscos terrestres prosobranquios, excepto para la familia Proserpinidae. Cuando el animal se encuentra inactivo esta estructura se observa cerrando la abertura de la concha y cuando está activo se localiza en la parte trasera superior del pie muscular. El número de tentáculos también diferencia a estos dos grupos, los prosobranquios poseen un solo par y los pulmonados dos pares (oculares y táctiles). Por último, la posición de los ojos, en los prosobranquios se ubica en la base del par de tentáculos mientras que en los pulmonados se ubican en el extremo distal de los tentáculos oculares.

En la mayoría de los moluscos dulceacuícolas la concha presenta torsión en una espira continua de crecimiento. Las características de la concha son constantes, excepto por ligeras variaciones individuales y diferencias asociadas a la edad; no obstante, en ocasiones se presentan variaciones entre las diferentes poblaciones de una misma especie. Dada la apariencia constante de las conchas, las características de estas son muy importantes para el reconocimiento de las especies y generalmente para la ubicación taxonómica al nivel de género y familia. Por lo tanto, el co-

nocimiento de la terminología asociada con las características de la concha es esencial. Algunos de los rasgos más distintivos de las conchas de gasterópodos dulceacuícolas se presentan en la Figura 11.12.

La diversidad de moluscos dulceacuícolas es mucho más baja que los moluscos terrestres, lo cual ha facilitado la confección de claves para su identificación. Pointier *et al.* (2005) proporcionaron una clave en la que incluyeron la gran mayoría de las familias. Vázquez y Sánchez (2015) confeccionaron una clave de identificación ilustrada basada fundamentalmente en caracteres conquiológicos y anatómicos, aunque no incluye a los bivalvos.

LITERATURA CITADA

- Aktipis, S.W., G. Giribet, D. R. Lindberg y W. F. Ponder. 2008. Gastropoda: An overview and analysis. Pp. 201-237. En: *Phylogeny and Evolution of the Mollusca* (W. F. Ponder y D. R. Lindberg, Eds.). Universidad de California, Berkeley, EEUU.
- Barrientos, Z. 2003. Aspectos básicos sobre la clasificación, recolección, toma de datos y conservación de los moluscos. *Revista de Biología Tropical* 51 Suplemento 3: 13-30.

- Boss, K. y K. Jacobson. 1973. Monograph of the genus *Alcudia* in Cuba (Molluscs: Prosobranchia: Helicinidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 145: 311-358.
- Boss, K. y K. Jacobson. 1974. Monograph of the genus *Lucidella* (Prosobranchia: Helicinidae). *Occasional Papers on Mollusks* 4: 1-28.
- Boss, K. y K. Jacobson. 1975a. Proserpine snails of the Greater Antilles (Prosobranchia: Helicinidae). *Occasional Papers on Mollusks* 4: 53-90.
- Bouchet, P. y J. P. Rocroi. 2005. Classification and nomenclator of gastropod families. *Malacologia* 47: 1-397.
- Clench, W. y K. Jacobson. 1968. Monograph of the Cuban genus *Viana* (Mollusca: Archaeogastropoda: Helicinidae). *Breviora* 298: 1-25.
- Clench, W. y K. Jacobson. 1970. The genus *Priotrochatella* (Mollusca: Helicinidae) of the Isle of Pines and Jamaica, West Indies. *Occasional Papers on Mollusks* 3: 61-80.
- Clench, W. y K. Jacobson. 1971a. Monograph of the Cuban genera *Emoda* and *Glyptemoda* (Mollusca: Archaeogastropoda: Helicinidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 141: 99-130.
- Clench, W. y K. Jacobson. 1971b. Monograph of the genera *Calidviana*, *Ustronia*, *Troschelviana* and *Semitrochatella* (Mollusca: Archaeogastropoda: Helicinidae) in Cuba. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* 141: 403-463.
- Clench, W. 1974. Land shell collecting. Pp. 67-68. En: *How to Study and Collect Shells* (M. Jacobson, Ed.). American Malacological Union. Wrightsville Beach, North.
- Coppolino, M. 2010. Strategies for collecting land snails and their impact on conservation planning. *American Malacological Bulletin* 28: 97-103.
- Coney, C., W. Tarpley, J. Warden y J. Nagel. 1982. Ecological studies of land snails in the Hiwassee River basin of Tennessee, U.S.A. *Malacological Review* 15: 69-106.
- Dainton, B. 1954. The activity of slugs: I. The induction of activity by changing temperatures. *Journal of Experimental Biology* 31: 165-187.
- Emberton, K., T. Pearce y R. Randalana. 1996. Quantitatively sampling land-snail species richness in Madagascan rainforests. *Malacologia* 38: 203-212.
- Espinosa, J., J. Ortea, W. Oliva, y J. F. Milera 2005. Moluscos terrestres y fluviales del Pan de Guajaibón, Área Protegida Mil Cumbres, Pinar del Río, Cuba. *Revista Canarias de Ciencia* 16: 279 - 315.
- Espinosa J. y J. Ortega. 2009. *Moluscos terrestres de Cuba*. UCP Print. Vaasa, Finland. 191 pp.
- Gutiérrez, A.; Pointier, J. P.; Yong, M.; Sánchez, J. y Théron, A. 2003. Evidence of phenotypic differences between resistant and susceptible isolates of *Pseudosuccinea columella* (Gastropoda: Lymnaeidae) to *Fasciola hepatica*. *Parasitology Research* 90:129-134.
- Hernández, M. y B. Reyes-Tur. 2013. Composición y estructura en agregaciones de moluscos terrestres en el Complejo de vegetación de mogote, Escaleras de Jaruco, Cuba. *Revista Biología Tropical* 61: 1769-1783.
- Hernández, M., O. Barrio y L. Bidart. 2014. Gastropoda. Pp. 150-176. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana Camagüey, Cuba* (Rodríguez Batista, D., A. Arias Barreto y E. Ruiz Rojas. Eds.). Editorial Academia. La Habana.
- Henderson, I. 1916. A list of the land and fresh water shell of the Isle of Pines. *Annals Carnegie Museum* 10: 315-324.
- Herrera, E. 1945. Moluscos colectados en la Julia, Zulueta. *Revista Sociedad Malacológica "Carlos de la Torre"* 3: 1-18.
- Hubricht, L. 1951. Preservation of slugs. *Nautilus* 64: 90-91.
- Jaume, M. 1945. Excursión Malacológica al Pan de Guajaibón. *Revista Sociedad Malacológica "Carlos de la Torre"* 3: 73-83.
- Jaume, M. 1972. Lista de los moluscos de la Sierra del Rosario. *Serie Biológica* 41:1-29.
- Lee, H. G. 1993. Toward an improved strategy for landsnail collecting. *American Conchologist* 21: 12.
- Lydeard, C y R. L. Mayden. 1995. A diverse and endangered aquatic ecosystem of the southeast United States. *Conservation Biology* 9: 800-805.
- Maceira, D. 2010. Malacocenosis del Matorral Xeromorfo en Punta de Maisí, Guantánamo, Cuba. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 4: 58-61.
- Maceira, D. 2005a. Moluscos terrestres. Pp. 54-55. En: *Cuba: Siboney-Juticí. Rapid Biological Inventories. Report, 10* (F. D. Maceira, A. G. Fong, W. S. Alverson y J. M. Shopland, Eds.). The Field Museum. Chicago, USA.
- Maceira, D. 2005b. Terrestrial Mollusks. Pp. 184-186. En: *Cuba: Parque Nacional Alejandro de Humboldt. Rapid Biological Inventories. Report, 14* (F. D. Maceira., A. G. Fong, W. S. Alverson, y J. M. Shopland, Eds.). The Field Museum. Chicago, USA.
- Maceira, F. D. 2005c. Terrestrial Mollusks. Pp. 60-62. En: *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa. Rapid Biological Inventories. Report, 13* (F. D. Maceira., A. G. Fong, W. S. Alverson, y J. M. Shopland, Eds.). The Field Museum. Chicago, USA.

- Maceira, D., P. R. Pascual y B. J. Reyes. 2010. Land molluscs of the Silla de Romano protected area, north coast of Cuba, and their conservation problems. *Tentacle* 18: 22-25.
- Maceira, D y B. Lauranzón. 2015. Malacofauna terrestre en las Pluvisilvas de la región oriental de Cuba. Pp. 217-226. En: *Pluvisilvas cubanas: tesoro de Biodiversidad*. Fundación Antonio Núñez Jiménez de la Naturaleza y el Hombre.
- Nekola, J. y T. Smith. 1999. Terrestrial gastropod richness patterns in Wisconsin carbonate cliff communities. *Malacologia* 41: 253-269.
- Oliva, W. 2004. Variación en las comunidades de moluscos terrestres de la sierra Pan de azúcar, Viñales. [Inédito]. Tesis de Maestría. Instituto de Ecología y Sistemática. 45pp.
- Pearce, T. A y A. Örstan. 2006. Terrestrial Gastropoda. Pp. 261-285. En: *The Mollusks: A Guide to Their Study, Collection, and Preservation* (C. F. Sturm, T. A. Pearce, and A. Valdés, Eds.). Universal Publishers Boca Raton. Florida, USA.
- Pereira-Muller, J. 2015. Inventario de los moluscos terrestres de Boquerones, Ciego de Ávila, Cuba. *Revista peruana de biología* 22: 239-245.
- Perera G., M. Yong, J. Ferrer, A. Gutiérrez y J. Sánchez. 1995. Ecological structure and factors regulating the population dynamics of the freshwater snail populations in Hanabanilla Lake, Cuba. *Malacological Review* 28: 63-69.
- Pérez, B., A.O. Morgado y M. Cañizares. 2010. Los moluscos terrestres de la Reserva Florística Manejada "Lomas de Fomento". Sancti Spiritus. Cuba. *InfoCiencia* 14: 1-12.
- Pérez, F. 1942. Moluscos de la región de Camoa y Somorrostro y sus condiciones de vida. *Memorias Sociedad Historia Natural Felipe Poey* 15: 45-46.
- Pointier, J-P, M. Yong y A. Gutiérrez. 2005. *Guide to the Freshwater Molluscs of Cuba*. Conchbooks. Hackenheim, Germany. 119 pp.
- Roscoe, E. J. 1974. Collecting mollusks in desert regions. Pp. 73-76. En: *How to Study and Collect Shells* (M. K. Jacobson, Ed.). Wrightsville Beach, North Carolina.
- Schileyko, A. 1998. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Gastrocoptidae, Hypselostomatidae, Vertiginidae, Truncatellinidae, Pachnodidae, Enidae, Sagdidae. *Ruthenica* Supplement 2: 129-261.
- Schileyko, A. 1999a. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Partulidae, Aillyidae, Bulimulidae, Orthalicidae, Megaspiridae, Urocoptidae. *Ruthenica* Supplement 3: 263-436.
- Schileyko, A. 1999b. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Draparnaudiidae, Caryodidae, Macrocyclidae, Acavidae, Clavatoridae, Dorcasiidae, Sculpitariidae, Corillidae, Plectopylidae, Megalobulimidae, Strophocheilidae, Cerionidae, Achatinidae, Subulinidae, Glessulidae, Micrataeonidae, Ferrussaciidae. *Ruthenica* Supplement 4: 437-564.
- Schileyko, A. 2000. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Rhytididae, Chlamydephoridae, Systrophiidae, Haplotrematidae, Streptaxidae, Spiraxidae, Oleacinidae, Testacellidae. *Ruthenica* Supplement 6: 731-880.
- Schileyko, A. 2002. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Punctidae, Helicodiscidae, Discidae, Cystopeltidae, Euconulidae, Trochomorphidae. *Ruthenica*, Supplement 8: 1035-1166.
- Schileyko, A. 2004. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Bradybaenidae, Xanthonychidae, Epiphragmophoridae, Helminthoglyptidae, Elonidae, Sphincterochilidae, Cochlicellidae. *Ruthenica* Supplement 12: 1627-1763.
- Schileyko, A. 2006. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Helicidae, Pleurodontidae, Polygyridae, Ammonitellidae, Oreochelicidae, Thysanophoridae. *Ruthenica* Supplement 13: 1765-1906.
- Schileyko, A. 2007. Treatise on Recent terrestrial pulmonate molluscs. Oopeltidae, Anadenidae, Arionidae, Philomycidae, Succineidae, Athoracophoridae. *Ruthenica* Supplement 15: 2049-2209.
- Vázquez, A y J. Sánchez. 2010. Manual de Malacología médica. [Inédito]. Laboratorio de malacología, Instituto de Medicina Tropical "Pedro Kourí". 51pp.
- Vázquez, A y J. Sánchez. 2015. Clave ilustrada y comentada para la identificación de moluscos gastrópodos fluviales de Cuba. *Revista Cubana de Medicina Tropical* 67:231-243.
- Webb, G. R. 1950. New and neglected philomycids and the genus *Eumelus* Rafinesque (Mollusca, Gastropoda, Pulmonata). *Transactions of the American Microscopical Society* 69: 54-60.

Anexo 11.1. Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícolas reportadas para Cuba. *: especie no endémica, a: especie amenazada, según los criterios de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN); clasificación supragenérica según Bouchet y Rocroi (2005).

MOLUSCOS TERRESTRES

PHYLUM MOLLUSCA

CLASE GASTROPODA

ORDEN CYCLONERITIMORPHA

HELICINIDAE

Alcacia bermudezi Aguayo y Jaume, 1957
Alcacia camagueyana Aguayo y Jaume, 1957
Alcacia concinna (Gundlach en Pfeiffer, 1857)
Alcacia dissimulans (Poey, 1858)
Alcacia euglypta Clench y Aguayo, 1950
Alcacia gonostoma (Gundlach en Poey, 1858)
Alcacia hispida (Pfeiffer, 1839)
Alcacia incrustata (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Alcacia minima (d'Orbigny, 1842)
Alcacia neebiana (Pfeiffer, 1862)
Alcacia nitida (Pfeiffer, 1839)
Alcacia nuda (Arango en Pfeiffer, 1866)
Alcacia rotunda (d'Orbigny, 1842)
Alcacia spectabilis (Pfeiffer, 1858)
Alcacia velutina (Poey, 1858)
Caldiviana littorcola (Gundlach en Pfeiffer, 1860)
Ceratodiscus minimus (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Emoda bayamensis (Poey, 1854)
Emoda bermudezi Aguayo y Jaume, 1954
Emoda blanesi Clench y Aguayo En Aguayo, 1953
Emoda briarea (Poey, 1851)
Emoda caledoniensis Clench y Jacobson, 1971
Emoda ciliata (Poey, 1852)
Emoda clementis Clench y Aguayo, 1950
Emoda emoda (Pfeiffer, 1865)
Emoda mayarina (Poey, 1854)
Emoda najazaensis Aguayo y Jaume, 1954
Emoda pulcherrima (Lea, 1834)
Emoda sagraiana (d'Orbigny, 1842)
Emoda silacea (Morelet, 1849)
Emoda submarginata (Gray, 1824)
Glyptemoda torrei Henderson, 1909^a
Helicina adspersa Pfeiffer, 1839
Helicina declivis Gundlach en Pfeiffer, 1860
Helicina globulosa d'Orbigny, 1842
Helicina holguinensis Clench y Aguayo, 1953
Helicina lembeyana Poey, 1854
Helicina monteiberia Sarasúa, 1976
Helicina poeyi Pfeiffer, 1859
Helicina reeveana Pfeiffer, 1848
Helicina subdepressa Poey, 1854
Helicina subglobulosa Poey, 1852
Lucidella granulum (Gundlach en Pfeiffer, 1864)
Lucidella granum (Pfeiffer, 1856)
Lucidella rugosa (Pfeiffer, 1839)

Lucidella tantilla (Pilsbry, 1902)*
Priotrochatella constellata (Morelet, 1847)^a
Priotrochatella stellata (Velazquez en Poey, 1852)^a
Priotrochatella torrei Clapp, 1918^a
Semitrochatella albiviridis (Wright en Pfeiffer, 1864)
Semitrochatella babei (Arango, 1876)
Semitrochatella conica (Pfeiffer, 1839)
Semitrochatella elongata (d'Orbigny, 1842)
Semitrochatella fuscula (Gundlach en Pfeiffer, 1863)
Troschelviana callosa (Poey, 1854)
Troschelviana chrysochasma (Poey, 1853)
Troschelviana continua (Gundlach en Pfeiffer, 1858)
Troschelviana erythraea (Wright en Sowerby, 1866)
Troschelviana granulum (Gundlach en Pfeiffer, 1864)
Troschelviana hians (Poey, 1852)
Troschelviana holguinensis (Aguayo, 1932)
Troschelviana jugulata (Poey, 1858)
Troschelviana mestrei (Arango, 1879)
Troschelviana methfesseli (Pfeiffer, 1862)
Troschelviana petitiana (d'Orbigny, 1842)
Troschelviana pfeifferiana (Arango en Pfeiffer, 1866)
Troschelviana pyramidalis (Sowerby, 1842)
Troschelviana rubromarginata (Gundlach En Poey, 1858)
Troschelviana rupestris (Pfeiffer, 1839)
Troschelviana scopulorum (Morelet, 1849)
Troschelviana spinipoma (Aguayo, 1943)^a
Troschelviana tumidula (Clench y Aguayo, 1957)
Ustronia acuminata (Velazquez En Poey, 1852)
Ustronia sloanei (d'Orbigny, 1842)
Viana regina (Morelet, 1849)

PROSERPINIDAE

Proserpina depressa (d'Orbigny, 1842)
Proserpina globulosa (d'Orbigny, 1842)

ORDEN ARCHITAEINIOGLOSSA

MEGALOMASTOMATIDAE

Farcimen alutaceum (Menke En Pfeiffer, 1846)
Farcimen arangoi Torre y Bartsch, 1942
Farcimen auriculatum (d'Orbigny, 1842)
Farcimen bartschi Alcalde, 1945
Farcimen bilabiatum Alcalde, 1945
Farcimen bituberculatum (Sowerby, 1850)
Farcimen camagueyanum Torre y Bartsch, 1942
Farcimen cisnerosi Alcalde, 1945
Farcimen guanense Torre y Bartsch, 1942
Farcimen guitarti Torre y Bartsch, 1942
Farcimen gundlachi (Pfeiffer, 1856)
Farcimen hendersoni Torre y Bartsch, 1942
Farcimen imperator Alcalde, 1945
Farcimen jaumei Alcalde, 1945
Farcimen leoninum (Pfeiffer, 1856)
Farcimen magister Torre y Bartsch, 1942

Farcimen majusculum Alcalde, 1945
Farcimen mani (Poey, 1851)
Farcimen najazaense Torre y Bartsch, 1942
Farcimen obesum Torre y Bartsch, 1942
Farcimen procer (Poey, 1854)
Farcimen pseudotortum Torre y Bartsch, 1942
Farcimen rocai Torre y Bartsch, 1942
Farcimen seminudum (Poey, 1854)
Farcimen subventricosum Torre y Bartsch, 1942
Farcimen superbum Torre y Bartsch, 1942
Farcimen torrei (Guitart, 1936)
Farcimen tortum (Wood, 1828)
Farcimen ungula (Poey, 1856)
Farcimen ventricosum (d'Orbigny, 1842)
Farcimen vignalense Torre y Bartsch, 1942
Farcimen wrighthi Torre y Bartsch, 1942
Farcimen yunquense Torre y Bartsch, 1942^a
NEOCYCLOTIDAE
Crocidopoma gunglachi Torre y Bartsch, 1942
Crocidopoma perdinctum (Gundlach, 1858)

ORDEN LITTORINIMORPHA

ANNULARIIDAE

Annularisca aberrans Torre y Bartsch, 1941
Annularisca alata (Pfeiffer, 1851)
Annularisca alayoi (Jaume, 1984)
Annularisca armasi (Jaume, 1984)
Annularisca arquesi Torre y Bartsch, 1941
Annularisca auricoma (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Annularisca borroi (Jaume, 1984)
Annularisca cumulata (Pfeiffer, 1863)
Annularisca eburnea (Gundlach en Pfeiffer, 1858)
Annularisca fragilis (Gundlach en Pfeiffer, 1858)
Annularisca hendersoni Torre y Bartsch, 1941
Annularisca heynemanni (Pfeiffer, 1864)
Annularisca holguinensis Torre y Bartsch, 1941
Annularisca incerta Torre y Bartsch, 1941
Annularisca intercisca Torre y Bartsch, 1941
Annularisca interstitialis (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Annularisca mackinlayi (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Annularisca mayariensis Torre y Bartsch, 1941
Annularisca mayensis Torre y Bartsch, 1941
Annularisca pallens Torre y Bartsch, 1941
Annularisca prestoni (Ramsden, 1914)
Annularisca pseudalata (Torre en Pilsbry y Henderson, 1920)
Annularisca ramsdeni (Pilsbry y Henderson, 1912)
Annularisca romeri (Pfeiffer, 1864)
Annularisca tacrensis Torre y Bartsch, 1941
Annularisca toroensis Torre y Bartsch, 1941
Annularisca torrebartschi (Jaume, 1984)
Annularisca victoris Torre y Bartsch, 1941
Annularisca wrighthi Torre y Bartsch, 1941

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Annularisca yaterasensis* (Pfeiffer, 1865)
Annularisca yumuriensis Torre y Bartsch, 1941
Annularisca yunquensis (Pfeiffer, 1860)
Annularita majuscula (Morelet, 1851)
Annularodes boqueronensis Torre y Bartsch, 1941
Annularodes canoaensis Torre y Bartsch, 1941
Annularodes cantarillensis Torre y Bartsch, 1941
Annularodes indivisa (Welch, 1929)
Annularodes inquisita (Pilsbry, 1929)
Annularodes morenoi Torre y Bartsch, 1941
Annularodes obsoleta Torre y Bartsch, 1941
Annularodes perezii Torre y Bartsch, 1941
Annularodes pilsbryi (Welch, 1929)
Annularodes teneroensis Torre y Bartsch, 1941
Annularodes uncinata (Arango, 1884)
Annularops attenuata Torre y Bartsch, 1941
Annularops blaini (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Annularops coronadoi (Arango En Poey, 1867)
Annularops perplexa Torre y Bartsch, 1941
Annularops sauvallei (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Annularops semicana (Morelet, 1851)
Annularops tryoni (Arango, 1879)
Annularops vannostrandi (Arango, 1876)
Bermudezia bermudezii Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia biayensis Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia capestanyi Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia euglypta Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia eurystoma Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia lirata Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia najazaensis Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia oblitterata Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia payrolli Torre y Bartsch, 1941
Bermudezia sifontesi Torre y Bartsch, 1941
Blaesospira echinus (Wright En Pfeiffer, 1864)
Blaesospira hortensiae Jaume, 1984
Cubadamsiella beneitoi Fernández-Garcés, Espinosa y Ortea, 2003
Cubadamsiella gratiosa (Torre y Bartsch, 1941)
Cubadamsiella lamellata (Alcalde, 1945)
Cubadamsiella leoni (Torre y Bartsch, 1941)
Cubadamsiella procax (Poey, 1851)
Chondropoma abnatum (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Chondropoma abtianum (Pfeiffer, 1862)
Chondropoma aguayoi Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma alayoi Aguayo y Jaume, 1957
Chondropoma alberti Clench y Aguayo, 1948
Chondropoma alcaldei Sánchez de Fuentes, 1943
Chondropoma antonense Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma asperulum Aguayo, 1934
Chondropoma auberianum (d'Orbigny, 1842)
Chondropoma bairense Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma cabrerai Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma carenansense Pilsbry y Henderson, 1912
Chondropoma cleti Aguayo, 1939
Chondropoma cognatum Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma confertum (Poey, 1852)
Chondropoma chordatum (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Chondropoma daudini (Gundlach En Pfeiffer, 1860)
Chondropoma delatreanum (d'Orbigny, 1842)
Chondropoma dilatatum Aguayo, 1934
Chondropoma eduardoi Aguayo, 1934
Chondropoma erectum (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Chondropoma ernesti Pfeiffer, 1862
Chondropoma fuentesi Jaume y Alcalde, 1944
Chondropoma garcianum Torre, 1913
Chondropoma greenfieldi Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma guisaense Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma gutierrezii (Gundlach En Pfeiffer, 1856)
Chondropoma holguinense (Aguayo, 1944)
Chondropoma irradians (Shuttleworth En Pfeiffer, 1852)
Chondropoma jaulense Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma laetum (Gutierrez En Poey, 1858)
Chondropoma lembeyi Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma leoni Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma marginalbum (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Chondropoma moestum (Shuttleworth En Pfeiffer, 1854)
Chondropoma montanum Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma neglectum (Gundlach En Pfeiffer, 1856)
Chondropoma nicolasi Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma nigriculum (Gundlach, 1860)
Chondropoma obesum (Menke, 1830)
Chondropoma oxytremum (Gundlach En Pfeiffer, 1860)
Chondropoma perlatum (Gundlach En Poey, 1858)
Chondropoma pfeifferi Aguayo, 1945
Chondropoma pfeifferianum (Poey, 1851)
Chondropoma pictum (Pfeiffer, 1839)
Chondropoma poeyanum (Orbigny, 1842)
Chondropoma portuandoi Torre y Bartsch, 1938
Chondropoma presasianum (Gundlach, 1863)
Chondropoma revinctum (Poey, 1851)
Chondropoma revocatum (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Chondropoma rolandoi Aguayo, 1943
Chondropoma rufopictum (Gundlach En Pfeiffer, 1860)
Chondropoma solidulum (Gundlach En Pfeiffer, 1860)
Chondropoma tejedorii Clench y Aguayo, 1946
Chondropoma tenuisculptum Aguayo, 1939
Chondropoma textum (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Chondropoma unilabiatum (Gundlach En Pfeiffer, 1860)
Chondropoma vespertinum (Morelet, 1851)
Chondropoma virgineum Aguayo, 1953
Chondropoma wilcoxi Pilsbry y Henderson, 1912
Chondropoma wrightii (Pfeiffer, 1862)
Chondropoma yucayum (Presas En Pfeiffer, 1863)
Chondropoma zorrillae Jaume, 1984
Chondropomatus latum (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Chondropomatus mimetica (Torre y Bartsch, 1941)
Chondropometes bellissimum Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes concolor Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes eximium Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes exquisitum Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes latilabre (d'Orbigny, 1842)
Chondropometes magnum Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes saccharinum Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes sagebieni (Poey, 1858)
Chondropometes scopulorum Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes segregatum Torre y Bartsch, 1938
Chondropometes torrei Bartsch, 1937
Chondropometes vignalense (Wright En Pfeiffer, 1863)
Chondrothyra affinis (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra atristoma Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra barboursi (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra cerina (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra crassa Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra cumbrensis Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra detectabilis (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra egregia (Gundlach En Pfeiffer, 1856)
Chondrothyra foveata (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Chondrothyra gundlachi (Arango, 1862)
Chondrothyra impresa (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra incrassata (Wright En Pfeiffer, 1862)
Chondrothyra natensoni Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra parilis (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra percrassa (Wright En Pfeiffer, 1864)
Chondrothyra reticulata (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra rutila Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra shuttleworthii (Pfeiffer, 1851)
Chondrothyra subegregia Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra tenebrata (Torre y Bartsch, 1938)
Chondrothyra tosta Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra uniplicata Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyra wrightii Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyrella assimilis (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Chondrothyrella claudicans (Poey, 1851)
Chondrothyrella cuzcoensis Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyrella excisa (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Chondrothyrella ottonis (Pfeiffer, 1846)
Chondrothyrella paredonis Sánchez Roig, 1951
Chondrothyrella perturbata Torre y Bartsch, 1938
Chondrothyrella petricosa (Morelet, 1851)
Chondrothyrella pudica (d'Orbigny, 1842)
Chondrothyrella tenebrosa (Morelet, 1849)
Chondrothyrium alcaldei Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Chondrothyrium borroii Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Chondrothyrium crenimargo (Pfeiffer, 1858)
Chondrothyrium mortiarum Sánchez Roig, 1951
Chondrothyrium tejedorii Sánchez Roig, 1951
Chondrothyrium torrei Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Chondrothyrium violaceum (Pfeiffer, 1858)
Dallsiphona dalli (Torre Y Hendelson, 1920)
Diploma arangoi (Jaume, 1984)
Diploma architectonica (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Diploma songoensis (Torre y Bartsch, 1941)
Diploma torrei (Ramsden, 1915)
Diploma varonai (Jaume, 1984)
Diploma zayasi (Jaume, 1984)
Eutudora agassizi (Charpentier En Pfeiffer, 1852)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Eutudora cabrerai* (Torre y Bartsch, 1941)
Eutudora camoensis (Torre y Bartsch, 1941)
Eutudora catenata (Gould, 1843)
Eutudora jimenoii (Arango en Pfeiffer, 1864)^a
Eutudora limbifera (Menke en Pfeiffer, 1846)
Eutudora transitoria (Torre y Bartsch, 1941)
Eutudorops complanata (Torre y Bartsch, 1941)
Eutudorops pulverulenta (Wright en Pfeiffer, 1864)
Eutudorops rocai (Torre y Bartsch, 1941)
Eutudorops rotundata (Poey, 1851)
Eutudorops torquata (Gutiérrez En Poey, 1858)
Eutudorops trotscheli (Pfeiffer, 1864)
Eutudorops undosa (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Eutudorops welchi (Torre y Bartsch, 1941)
Guajabona petrei (d'Orbigny, 1842)
Gundlachitudora decolorata (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Hendersonina bermudezi Torre y Bartsch, 1938
Hendersonina canaliculata (Gundlach en Pfeiffer, 1863)
Hendersonina cirrata (Wright en Pfeiffer, 1867)
Hendersonina deceptor (Arango, 1882)
Hendersonina discolorans (Wright en Pfeiffer, 1863)
Hendersonina echinulata (Wright En Pfeiffer, 1863)
Hendersonina hamlini (Arango, 1882)
Hendersonina hendersoni (Torre, 1909)
Hendersonina maculata Torre y Bartsch, 1938
Hendersonina mendax (Torre y Bartsch, 1938)
Hendersonina scobina (Gundlach en Pfeiffer, 1863)
Hendersonina sinuosa (Wright en Pfeiffer, 1862)
Jaumeia notata (Torre y Bartsch, 1941)^a
Juannularia arguta (Pfeiffer, 1858)
Juannularia perplicata (Gundlach, 1857)
Limadora garciana (Aguayo, 1932)
Limadora scabrata (Torre y Bartsch, 1941)
Limadora tollini (Ramsden, 1915)
Limadorex limonensis (Torre y Bartsch, 1941)
Opisthocoeilum dubium Sánchez Roig, 1949
Opisthocoeilum excurrens (Gundlach en Pfeiffer, 1860)
Opisthocoeilum lamellicostatum (Torre y Henderson, 1921)
Opisthocoeilum occultum (Torre y Henderson, 1921)
Opisthocoeilum opisthocoele Torre y Bartsch, 1941
Opisthocoeilum paradoxum (Torre y Henderson, 1921)
Opisthocoeilum simulans Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon aguilerianum (Arango, 1876)
Opisthosiphon andrewsi Welch, 1929
Opisthosiphon apertum Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon bacillum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon banaoense Torre y Henderson, 1921
Opisthosiphon bermudezi Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon berryi Clapp, 1919
Opisthosiphon bioscai Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon caganense Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon caroli Aguayo, 1932
Opisthosiphon claudens Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon cucullatum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon cunaguae Welch, 1929
Opisthosiphon detectum Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon deviatum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon echinatum (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Opisthosiphon evanidum Torre y Henderson, 1921
Opisthosiphon greenfieldi Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon guanajaense Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon insularum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon judasense Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon lamellosum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon litorale Torre y Bartsch, 1941^a
Opisthosiphon manatiense Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon moreletianum (Petit, 1850)
Opisthosiphon obtectum Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon obturatum Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon palmeri Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon paredonense Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon plateroense Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon plicatum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon poeyi Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon prominulum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon protactum Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon pupoides (Morelet, 1849)
Opisthosiphon quesadaei Aguayo, 1932
Opisthosiphon quinti Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon sabinalense Sánchez Roig, 1949^a
Opisthosiphon sainzi Aguayo, 1934
Opisthosiphon salutii Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon sanchezi Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon sculptum (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Opisthosiphon sosai Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon subobtectum Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon subobturatum Torre y Henderson, 1920
Opisthosiphon tersum Torre y Henderson, 1921
Opisthosiphon torrei Welch, 1929
Opisthosiphon turiguanense Torre y Bartsch, 1941
Opisthosiphon conicus Aguayo y Sánchez Roig, 1949
Ramsdenia bufo (Pfeiffer, 1864)
Ramsdenia natensoni (Torre y Bartsch, 1941)
Ramsdenia nobilitata (Gundlach en Poey, 1858)
Ramsdenia perspectiva (Gundlach en Pfeiffer, 1859)
Rhytidopoma clathratum (Gould, 1842)
Rhytidopoma coronatum (Poey en Pfeiffer, 1856)
Rhytidopoma hespericum Torre y Bartsch, 1941
Rhytidopoma honestum (Poey, 1851)
Rhytidopoma isabellae Aguayo y Jaume, 1953
Rhytidopoma nodulatum (Poey, 1851)
Rhytidopoma occidentale Torre y Bartsch, 1941
Rhytidopoma pinense Torre y Bartsch, 1941
Rhytidopoma rugulosum (Pfeiffer, 1839)
Rhytidopoma scalarinum Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Rhytidopoma violaceum Jaume y Sánchez de Fuentes, 1945
Rhytidopoma wrightianum (Gundlach En Arango, 1881)
Rhytidothyra bilabiata (d'Orbigny, 1842)
Rhytidothyra jacobsoni Alcalde, 1948
Subannularia jeannereti (Pfeiffer, 1861)
Subannularia lacheri (Pfeiffer, 1861)
Subannularia pujalsi Aguayo, 1953
Subannularia storchi (Pfeiffer, 1861)
Torrella deficiens (Gundlach en Pfeiffer, 1857)
Torrella immersa (Gundlach en Pfeiffer, 1857)
Torrella simpsoni Henderson y Bartsch, 1920
Torrilla emmae Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Torrilla torreiana (Gundlach en Arango, 1878)
Torrilla trinidadensis (Torre y Bartsch, 1941)
Troschelvindex agrestis Torre y Bartsch, 1941
Troschelvindex alayoi Aguayo y Jaume, 1947
Troschelvindex arangiana (Gundlach en Pfeiffer, 1857)
Troschelvindex auriflexum Aguayo, 1953
Troschelvindex barbouri (Torre y Bartsch, 1941)
Troschelvindex bebini (Arango, 1865)
Troschelvindex candeana (d'Orbigny, 1842)
Troschelvindex freirei Aguayo y Jaume, 1947
Troschelvindex inculta (Poey, 1851)
Troschelvindex jiguanensis (Pfeiffer, 1861)
Troschelvindex minia (Gundlach en Poey, 1858)
Troschelvindex rocai (Torre y Bartsch, 1941)
Troschelvindex tracta (Gundlach en Poey, 1858)
Tudorina rangelina (Poey, 1851)
Wrightudora aguayoi (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora arcticoronata (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora asperata (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora banensis Aguayo, 1944
Wrightudora bermudezi (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora clenchi Aguayo y Jaume, 1954
Wrightudora crassiuscula (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora cristata (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora enode (Gundlach en Pfeiffer, 1860)
Wrightudora garridoiana (Gundlach en Pfeiffer, 1860)
Wrightudora gibarana Aguayo, 1943
Wrightudora gundlachi (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora laevistria Aguayo y Sánchez Roig, 1949
Wrightudora obesa (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora recta (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Wrightudora semicoronata (Gundlach en Pfeiffer, 1861)
Wrightudora suavis (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora tuberculata (Torre y Bartsch, 1941)
Wrightudora varicosa (Torre y Bartsch, 1941)
Xenophoma aguayoi Torre y Bartsch, 1941^a
Xenophoma hendersoni Torre y Bartsch, 1941
Xenophoma humboldtianum (Pfeiffer, 1867)
Xenophoma hystrix (Wright en Pfeiffer, 1862)
Xenophoma spinosissimum Torre y Bartsch, 1941
Xenopoides delicatum Torre y Bartsch, 1941
TRUNCATELLIDAE
Thaetitia elongata (Poey en Pfeiffer, 1856)
Thaetitia filicosta (Gundlach en Poey, 1858)
Thaetitia lirata (Poey, 1858)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Taheitia wrighti* (Pfeiffer, 1862)
Truncatella caribaensis Reeve, 1826
Truncatella pulchella Pfeiffer, 1839
Truncatella scalaris (Michaud, 1830)
- ORDEN SYSTELLOMMATOPHORA**
VERONICELLIDAE
Leidyula floridana (Leidy y Binney En Binney, 1851)*
Sarasinula plebeia (Fisher, 1868)*
Veronicella cubense (Pfeiffer, 1840)
Veronicella sloanei (Cuvier, 1817)*
Veronicella tenax (Baker, 1931)
- ORDEN STYLOMMATOPHORA**
SUCCINEIDAE
Succinea angustior (Adams, 1850)*
Succinea arangoi Pfeiffer, 1866
Succinea aurea Lea, 1841*
Succinea brevis Dunker En Pfeiffer, 1850*
Succinea fulgens Lea, 1841*
Succinea gundlachi Pfeiffer, 1852
Succinea macta Poey, 1858*
Succinea nobilis Poey, 1853
Succinea ochracina Gundlach En Poey, 1858*
Succinea sagra d'Orbigny, 1842
Succinea tenuis Gundlach En Poey, 1858
- PUPILLIDAE**
Pupoides marginatus (Pfeiffer, 1839)*
- STROBILOPSIDAE**
Discostrilobops hubbardi (Brown, 1861)*
- VERTIGIDAE**
Bothriopupa tenuidens (Adams, 1845)*
Gastrocopta barbadensis (Pfeiffer, 1853)*
Gastrocopta contracta (Say, 1822)*
Gastrocopta pellucida (Pfeiffer, 1840)*
Gastrocopta rupicola (Pfeiffer, 1840)*
Gastrocopta servilis (Gould, 1843)*
Pupisoma dioscoricola (Adams, 1845)*
Sterkia antillensis Pilsbry, 1920*
Vertigo cubana Crosse, 1890
Vertigo gouldii (Binney, 1843)*
Vertigo milium (Gould, 1840)*
Vertigo neglecta Arango in Poey, 1856
Vertigo ovata (Say, 1822)*
Vertigo torrei Aguayo y Jaume, 1934
- ORTHALICIDAE**
Bulimulus sepulchralis Poey, 1852
Drymaeus dominicus (Reeve, 1850)*
Liguus blainianus (Poey, 1851)
Liguus fasciatus (Müller, 1774)*^a
Liguus flammellus Clench, 1934
Liguus vittatus (Swainson, 1822)^a
- CERIONIDAE**
Cerion iostomum (Pfeiffer, 1854)
Cerion acuticostatum Sánchez Roig, 1948
Cerion aguayoi Torre y Clench, 1932
Cerion alberti Clench y Aguayo, 1949
Cerion alleni Torre, 1929
Cerion arangoi (Pilsbry y Vanatta, 1896)
Cerion banesense Clench y Aguayo, 1949
Cerion barro Aguayo y Jaume, 1957
Cerion basistriatum Pilsbry y Vanatta, 1895
Cerion bioscai Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion blanesi Clench y Aguayo, 1951
Cerion cabocruzense Pilsbry y Torre, 1943
Cerion caroli Aguayo y Torre, 1951
Cerion catherwoodianum Wurtz, 1950
Cerion ceiba Clench, 1948
Cerion chaparra Aguayo y Sánchez Roig, 1953
Cerion chaplini Wurtz, 1950
Cerion circumscriptum Aguayo y Jaume, 1951
Cerion cisneroi Clench y Aguayo, 1951
Cerion cobarrubia Aguayo y Jaume, 1951
Cerion columbinus Sánchez Roig, 1951^a
Cerion coutini Sánchez Roig, 1951
Cerion crassiusculum Torre En Pilsbry y Vanatta, 1899
Cerion cyclostomum (Küster, 1841)
Cerion dimidiatum (Pfeiffer, 1847)
Cerion disforme Clench y Aguayo, 1946
Cerion dorotheae Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion ebriolum Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion feltoni Sánchez Roig, 1951
Cerion geophilum Clench y Aguayo, 1949
Cerion grilloensis Sánchez Roig, 1951^a
Cerion gundlachi (Pfeiffer, 1852)
Cerion herrerae Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion hessei Clench y Aguayo, 1949
Cerion humberti Clench y Aguayo, 1949
Cerion hyperlissum Pilsbry y Vanatta, 1896
Cerion incrassatum (Sowerby, 1876)
Cerion infandulum Aguayo y Torre, 1951
Cerion infandum (Shuttleworth En Poey, 1858)
Cerion johnsoni Pilsbry y Vanatta, 1895
Cerion josephi Clench y Aguayo, 1949
Cerion kusteri (Pfeiffer, 1854)
Cerion laureani Clench y Aguayo, 1951
Cerion longidens Pilsbry, 1902
Cerion macrodon Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion magister Pilsbry y Vanatta, 1896
Cerion manatiense Aguayo y Jaume, 1951
Cerion marielinum Torre En Pilsbry, 1927
Cerion maritimum (Pfeiffer, 1839)
Cerion microdon Pilsbry y Vanatta, 1896^a
Cerion microstonum (Pfeiffer, 1854)
Cerion miramarae Sánchez Roig, 1951
Cerion multicosum (Küster, 1845)
Cerion mumia (Bruguère, 1792)
Cerion mumiola (Pfeiffer, 1839)
Cerion nipense Aguayo, 1953
Cerion orientale Clench y Aguayo, 1951
Cerion palmeri Sánchez Roig, 1948^a
Cerion pandionis Aguayo y Jaume, 1951
Cerion paredonis Pilsbry, 1902^a
Cerion pastelilloensis Sánchez Roig, 1951^a
Cerion paucicostatum Torre, 1929
Cerion paucisculptum Clench y Aguayo, 1952
Cerion peracutum Clench y Aguayo, 1951
Cerion pinerum Dall, 1895
Cerion politum (Maynard, 1896)
Cerion prestoni Sánchez Roig, 1951
Cerion pretiosus Sánchez Roig, 1951^a
Cerion pseudocyclostomum Aguayo y Sánchez Roig, 1953
Cerion ramsdeni Torre En Welch, 1934
Cerion ricardi Clench y Aguayo, 1951
Cerion saetiae Sánchez Roig, 1948
Cerion sagraianum (Pfeiffer, 1847)^a
Cerion saintiliaris Sánchez Roig, 1951
Cerion salvatori Torre En Pilsbry, 1927
Cerion sanctacruzense Aguayo y Jaume, 1951
Cerion sanctamariae Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion sanzi Blanes En Pilsbry y Vanatta, 1898
Cerion scalarinum (Gundlach En Pfeiffer, 1860)^a
Cerion scapulorum Aguayo y Jaume, 1951^a
Cerion sculptum (Poey, 1858)
Cerion sisal Clench y Aguayo, 1952
Cerion tanamensis Sánchez Roig, 1951
Cerion tenuilabre (Gundlach En Pfeiffer, 1870)
Cerion torrei Blanes En Pilsbry y Vanatta, 1898
Cerion tridentatum Pilsbry y Vanatta, 1895
Cerion vanattai Clench y Aguayo, 1951
Cerion venustum (Poey, 1858)
Cerion victor Torre, 1929
Cerion vulneratum (Küster, 1855)^a
- UROCOPTIDAE**
Acracoptis browni Torre y Bartsch, 2008
Acracoptis delectabilis (Pilsbry, 1929)
Acracoptis euclasta Torre y Bartsch, 2008
Acracoptis florenciana (Pilsbry, 1929)
Acracoptis rosaperdita Torre y Bartsch, 2008
Acracoptis welchi Torre y Bartsch, 2008
Amphistemma pilsbryana (Ramsden, 1914)
Arangia aequatoris (Morelet, 1873)
Arangia guantanamoensis Torre y Bartsch, 2008
Arangia gundlachi Torre y Bartsch, 2008
Arangia johani Torre y Bartsch, 2008
Arangia perfecta (Pilsbry, 1942)
Arangia scobinata (Torre y Ramsden, 1915)
Arangia sowerbyana (Pfeiffer, 1846)
Badiofaux asinorum Torre y Bartsch, 2008
Badiofaux cavernicola Torre y Bartsch, 2008
Badiofaux elizabethae Torre y Bartsch, 2008
Badiofaux gutierrezii (Arango, 1976)
Badiofaux mendozana (Pilsbry, 1928)
Badiofaux mogotensis Torre y Bartsch, 2008
Badiofaux monelasmus (Pilsbry, 1928)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Badiofaux plumbea* (Wright En Pfeiffer, 1864)
Badiofaux trilamellata (Pfeiffer, 1864)
Bialasmus accola Torre y Bartsch, 2008
Bialasmus bilamellata Torre y Bartsch, 2008
Bialasmus imparata (Arango, 1882)
Brachypodella angulifera (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Brachypodella baracoensis Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella brooksiana (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Brachypodella decipiens Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella electricola Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella elongatula Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella emerita Spence, 1927
Brachypodella frederici Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella gracilior Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella lesscallei Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella libanoensis Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella menciae Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella minuta (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Brachypodella modica Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella prevali Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella ramsdeni Torre, 1914
Brachypodella tanamensis Torre y Bartsch, 2008
Brachypodella torreana Ramsden, 1914
Brachypodella turcasiana (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Callocoptis abdita (Arango, 1880)
Callocoptis abraensis Torre y Bartsch, 2008
Callocoptis hubbardi Torre y Bartsch, 2008
Callocoptis vesperalis Torre y Bartsch, 2008
Callonia dautzenbergiana (Crosse, 1890)
Callonia elizabethae Torre y Bartsch, 2008
Callonia ellioti (Poey, 1857)
Callonia gemmata (Pilsbry, 1927)
Callonia lowei (Torre, 1927)
Capillacea angustior (Wright En Pfeiffer, 1864)
Capillacea capillinea (Pfeiffer, 1863)
Capillacea pulcherrima Torre y Bartsch, 2008
Carcinostemma bipelata Torre y Bartsch, 2008
Carcinostemma perlata (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Centralia alvearis (Torre, 1911)
Centralia bonachensis Torre y Bartsch, 2008
Centralia chambaensis (Pilsbry, 1929)
Centralia cioniscus (Torre, 1911)
Centralia concolor Torre y Bartsch, 2008
Centralia dilatata (Torre, 1911)
Centralia dimidiata (Torre, 1911)
Centralia fulva (Torre, 1911)
Centralia intermedia (Torre, 1911)
Centralia intuscoarctata (Torre, 1911)
Centralia jungalitis Torre y Bartsch, 2008
Centralia martinezi Torre y Bartsch, 2008
Centralia mayajiguensis (Torre, 1911)
Centralia oblicua (Pfeiffer, 1863)
Centralia obscura Torre y Bartsch, 2008
Centralia torreana (Pilsbry, 1929)
Centralia tuba (Torre, 1911)
Centralia turgida (Torre, 1911)
Centralia villarensis (Torre, 1911)
Centralia yaguajayensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella agustini Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella alternans Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella atra Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella atropurpurea (Arango, 1882)
Cochlodinella ayuaensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella bermudezi Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella blainiana (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Cochlodinella broquelesensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella caiguanoensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella canaleticola Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella corralillensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella dossierraensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella grossior Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella hendersoni Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella illamellata (Wright En Pfeiffer, 1864)
Cochlodinella jumaguaensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella lacteoflua (Pilsbry, 1903)
Cochlodinella laureani Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella manzanillensis (Torre, 1930)
Cochlodinella martinezi Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella mediana (Pilsbry, 1913)
Cochlodinella mixta (Wright En Pfeiffer, 1865)
Cochlodinella mulo Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella nana Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella nipensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella pelecostata Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella petri Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella poeyana (d'Orbigny, 1842)
Cochlodinella presasiana (Pfeiffer, 1866)
Cochlodinella pulchra Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella rectaxis (Pilsbry, 1930)
Cochlodinella regis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella saguensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella sculpturata Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella soluta (Pfeiffer, 1863)
Cochlodinella striatissima Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella turiguanensis Torre y Bartsch, 2008
Cochlodinella variegata (Pfeiffer, 1842)
Cochlodinella victoris Torre y Bartsch, 2008
Geminicoptis rocai (Torre, 1929)
Geminicoptis terebella (Torre, 1929)
Gongylostoma arangiana (Gundlach En Arango, 1878)
Gongylostoma artemisiae (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Gongylostoma cardenasi Torre y Bartsch, 2008
Gongylostoma confusa (Arango, 1882)
Gongylostoma consimilis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostoma elegans (Pfeiffer, 1839)
Gongylostoma fortis (Gundlach En Pfeiffer, 1864)
Gongylostoma heterosculpta (Torre, 1932)
Gongylostoma hilleiana (Gundlach En Arango, 1880)
Gongylostoma lirata (Jimeno En Pfeiffer, 1864)
Gongylostoma michaeli Torre y Bartsch, 2008
Gongylostoma peccatrix Torre y Bartsch, 2008
Gongylostoma pipianensis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostoma planospira (Pfeiffer, 1855)
Gongylostoma proxima Torre y Bartsch, 2008
Gongylostoma spatiosa Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella banaoensis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella bicolor Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella canteriana (Gundlach En Arango, 1876)
Gongylostomella contentiosa (Arango, 1884)
Gongylostomella creola (Aguayo, 1934)
Gongylostomella fortis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella gundlachi Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella hilleri (Pfeiffer, 1862)
Gongylostomella inaudita Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella mayensis (Torre y Ramsden, 1915)
Gongylostomella pilsbryi Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella portuondoii Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella regis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella semicostata Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella strigis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella tenerensis Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella turneri (Pilsbry, 1930)
Gongylostomella vigiana Torre y Bartsch, 2008
Gongylostomella wrighti (Pfeiffer, 1862)
Heterocoptis bermudezi Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis biayensis Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis bicorda Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis cachimboensis Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis cara (Pilsbry y Henderson, 1912)
Heterocoptis cavicostata Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis chorrillensis Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis clava Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis guaicanamarensis Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis guitarti Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis jovai Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis mellacea Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis morenoi Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis najasaensis Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis parallela (Torre, 1912)
Heterocoptis rubiola Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis salvatoris Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis sanchezi Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis sublapidea Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis tabacaria Torre y Bartsch, 2008
Heterocoptis whittami Torre y Bartsch, 2008
Idiostemma alfredoi Franke y Fernández, 2007^a
Idiostemma interrupta (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Idiostemma scabrosa (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Idiostemma uncata (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Johaniceramus longus (Henderson, 1915)
Levistemma peculiaris Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia andresensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia antoniensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia arthuri Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia attenuata Torre y Bartsch, 2008

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Liocallonia bierigi* Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia bosquensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia brunnescens (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Liocallonia cacarajicaraensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia canaletensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia chinensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia clara (Wright En Pfeiffer, 1865)
Liocallonia cortinoi Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia cuestai (Torre, 1930)
Liocallonia cumbrens Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia densicostata Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia discrepans Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia dolores Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia galalonensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia guirensis (Gundlach En Pfeiffer, 1876)
Liocallonia infortunata (Arango, 1882)
Liocallonia itineris Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia jaguaensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia jaumei Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia minaensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia natensoni Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia notata (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Liocallonia oligomesa (Pilsbry, 1903)
Liocallonia palmae (Gundlach En Pfeiffer, 1876)
Liocallonia patruelis (Arango, 1876)
Liocallonia propinqua (Gundlach En Arango, 1882)
Liocallonia saxosa (Poey, 1857)
Liocallonia triplicata (Arango, 1882)
Liocallonia vincta (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Liocallonia volubilis (Morelet, 1849)
Liocallonia tacotacoensis Torre y Bartsch, 2008
Liocallonia torrebarschi Herrera-Urria y Espinosa, 2016
Macroceramus aguadorenensis Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus amicornum Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus arangoi Pfeiffer, 1866
Macroceramus bioscai Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus blaini Arango En Pfeiffer, 1866
Macroceramus canimarensis (Pfeiffer, 1839)
Macroceramus catenatus Gundlach En Pfeiffer, 1859
Macroceramus claudens Gundlach En Pfeiffer, 1859
Macroceramus clerchi Gundlach En Pfeiffer, 1859
Macroceramus costulatus Gundlach En Pfeiffer, 1859
Macroceramus crenatus Gundlach En Pfeiffer, 1863
Macroceramus cuzcoensis Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus festus Gundlach En Pfeiffer, 1859
Macroceramus garcianus Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus giganteus Sánchez Roig, 1951
Macroceramus grobei Pfeiffer, 1862
Macroceramus gundlachi (Pfeiffer, 1852)
Macroceramus hendersoni Torre, 1909
Macroceramus inermis Gundlach En Pfeiffer, 1858
Macroceramus interrogacionis Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus jaumei Sánchez Roig, 1948
Macroceramus jeannereti Gundlach En Pfeiffer, 1858^a
Macroceramus muscatus Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus notatus (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Macroceramus parallelus Arango En Pfeiffer, 1866
Macroceramus pazi Gundlach En Pfeiffer, 1858
Macroceramus picturatus Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus pictus Gundlach En Pfeiffer, 1858
Macroceramus pupoides Pfeiffer, 1863
Macroceramus regis Pilsbry, 1930
Macroceramus rotundibasis Pilsbry, 1913
Macroceramus sanchezi Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus siboneyensis Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus simplex Pfeiffer, 1863
Macroceramus torrei Pilsbry, 1930
Macroceramus utriculus Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus vanattai Pilsbry, 1930
Macroceramus variabilis Pfeiffer, 1863
Macroceramus wrighti Torre y Bartsch, 2008
Macroceramus yateresense Sánchez Roig, 1951
Microceramus abraensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus aguayoi Torre y Bartsch, 2008
Microceramus alegrensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus anafensis Henderson, 1916
Microceramus angulosus (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Microceramus bermudezi Torre y Bartsch, 2008
Microceramus bioscanus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus cabocruzensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus camariocaensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus camayensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus caninus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus carinatus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus catalinensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus cienfuegoensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus coliseoensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus conicus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus costatus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus costellaris (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Microceramus cubaensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus delicatus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus denticulatus (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Microceramus dulcis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus elegans (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Microceramus euclatus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus florencianus Pilsbry, 1930
Microceramus fogonensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus gertrudis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus gosei (Pfeiffer, 1845)
Microceramus havanensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus hendersoni Torre y Bartsch, 2008
Microceramus hicaensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus infradenticulatus (Wright En Pfeiffer, 1864)
Microceramus islandicus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus latus (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Microceramus laureanus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus leptus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus longus (Henderson, 1915)
Microceramus maculatus (Gundlach En Pfeiffer, 1865)
Microceramus marmoratus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus martinezi Torre y Bartsch, 2008
Microceramus minor (Arango in Pfeiffer, 1866)
Microceramus modestus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus mota Pilsbry, 1920
Microceramus nigropictus (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Microceramus orientalis Aguayo, 1935
Microceramus paivanus (Pfeiffer, 1866)
Microceramus palenquensis (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Microceramus palmarensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus perconicus Pilsbry, 1904
Microceramus petitianus (d'Orbigny, 1841)
Microceramus pilsbryi Torre y Bartsch, 2008
Microceramus pipianensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus portuondoii Torre y Bartsch, 2008
Microceramus puntillaensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus realensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus remedioensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus rufus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus sanctispiritensis Pilsbry, 1913
Microceramus simplex (Pfeiffer, 1863)
Microceramus subblatus Pilsbry y Torre, 1930
Microceramus tantalus Torre y Bartsch, 2008
Microceramus tenuistriatus Pilsbry, 1913
Microceramus trinidadensis Torre y Bartsch, 2008
Microceramus turricula (Pfeiffer, 1839)
Microceramus virilus Torre y Bartsch, 2008
Nesocoptis leoni Torre y Bartsch, 2008
Nesocoptis majuscula Torre y Bartsch, 2008
Nesocoptis mortei Torre y Bartsch, 2008
Nesocoptis prima (Arango, 1882)
Nesocoptis pruinosa (Morelet, 1849)
Nodulia amoenivallis (Pilsbry, 1929)
Nodulia caponensis Torre y Bartsch, 2008
Nodulia corpulenta (Spence, 1936)
Nodulia handi (Torre, 1927)
Nodulia nodulifera (Torre, 1929)
Nodulia oblita Torre y Bartsch, 2008
Nodulia vignalensis (Wright En Pfeiffer, 1863)
Organocoptis caiguanaboensis Torre y Bartsch, 2008
Organocoptis catalinensis Torre y Bartsch, 2008
Organocoptis constantia Torre y Bartsch, 2008
Organocoptis fusiformis (Wright En Pfeiffer, 1863)
Organocoptis galalonensis Torre y Bartsch, 2008
Organocoptis integra (Pfeiffer, 1856)
Organocoptis natensoni Torre y Bartsch, 2008
Organocoptis portalesensis Torre y Bartsch, 2008
Organocoptis remota (Arango, 1880)
Organocoptis vigilantes Torre y Bartsch, 2008
Paracallonia albocrenata (Gundlach En Pfeiffer, 1873)
Pfeiffericoptis blanesi Torre y Bartsch, 2008
Pfeiffericoptis cardenasensis Torre y Bartsch, 2008
Pfeiffericoptis concreta (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Pfeiffericoptis cristallina (Wright En Pfeiffer, 1865)
Pfeiffericoptis fumosa (Gundlach En Pfeiffer, 1863)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Pfeffericoptis garciana* (Wright En Poey, 1864)
Pfeffericoptis insulana Torre y Bartsch, 2008
Pfeffericoptis lucens (Wright En Sowerby, 1875)
Pfeffericoptis machoi (Arango, 1876)
Pfeffericoptis moralesi (Gundlach En Arango, 1876)
Pfeffericoptis sagraiana (Pfeiffer, 1840)
Pfeffericoptis sinistra Torre y Bartsch, 2008^a
Pfeffericoptis wrightiana Torre y Bartsch, 2008
Pineria beathiana Poey, 1854^a
Pineria terebra Poey, 1854^a
Planostemma intusfalcata (Torre y Ramsden, 1909)
Planostemma laevigata (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Planostemma miranda (Pilsbry, 1929)
Planostemma pilotensis (Gundlach En Arango, 1862)
Pleurostemma geminata (Gundlach En Pfeiffer, 1870)
Pleurostemma intusmalleata (Gundlach En Pfeiffer, 1855)
Pleurostemma perplicata (Beck, 1837)
Poeciloptis coeruleans (Poey, 1864)
Poeciloptis crassilabris (Arango, 1882)
Poeciloptis diaphana (Wright En Arango, 1880)
Poeciloptis discors (Poey, 1856)
Poeciloptis incerta (Arango, 1881)
Poeciloptis lagunillensis (Pilsbry, 1903)
Poeciloptis macra (Wright En Pfeiffer, 1867)
Poeciloptis nubila (Poey, 1864)
Poeycoptis auberiana (d'Orbigny, 1842)
Poeycoptis caeciliae (Gundlach En Arango, 1876)
Poeycoptis lituus (Gould, 1842)
Poeycoptis sosai Torre y Bartsch, 2008
Pycnoptychia amicorum Torre y Bartsch, 2008
Pycnoptychia humboldtiana (Pfeiffer, 1840)
Pycnoptychia oviadoiana (d'Orbigny, 1842)
Pycnoptychia peraffinis (Pilsbry, 1903)
Pycnoptychia scaeva (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Pycnoptychia shuttleworthiana (Poey, 1856)
Pycnoptychia strangulata (Poey, 1856)
Pycnoptychia striatella (Wright En Pfeiffer, 1864)
Pycnoptychia torrei (Arango, 1876)
Pycnoptychia trina Torre y Bartsch, 2008
Sagracoctis consanguinea (Arango, 1882)
Sagracoctis coronadoi (Arango En Pfeiffer, 1864)
Sagracoctis crispula (Pfeiffer, 1839)
Sagracoctis difficulosa (Arango, 1882)
Sagracoctis distincta (Gundlach En Arango, 1876)
Sagracoctis robusta Torre y Bartsch, 2008
Sagracoctis scholappi Torre y Bartsch, 2008
Septilum ornata (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
Spiroceramus amplus (Pfeiffer, 1858)
Spiroceramus barbouri Aguayo, 1958^a
Spiroceramus castanedoi Torre y Bartsch, 2008
Spiroceramus pilsbryi Clench, 1967
Spiroceramus vanattai Clench 1967
Steatocoptis abnormis (Gundlach En Pilsbry, 1903)
Steatocoptis bioscai Torre y Bartsch, 2008
Steatocoptis ventricosa (Gundlach En Pfeiffer, 1857)^a
Teneria teneriensis (Wright En Pfeiffer, 1865)
Teniustemma multispiralis (Sowerby, 1875)
Tenuistemma lateralis (Paz En Pfeiffer, 1860)
Tetrentodon acus Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon aguayo Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon alleni Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon antonitensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon barro Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon bijaensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon bonillensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon brevicollis Pfeiffer En Pilsbry, 1903
Tetrentodon camaronensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon camoensis (Pfeiffer, 1855)
Tetrentodon canasiensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon canimarensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon caobaensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon ceciliasensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon ceiba Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon ceibamochensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon claritaensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon clenchi (Aguayo, 1932)
Tetrentodon clerchi (Arango En Pfeiffer, 1870)
Tetrentodon cocaensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon coliseoensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon cyclostoma (Pfeiffer, 1855)
Tetrentodon distorta Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon elizaldensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon emili Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon empalmensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon filiola Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon gracillima (Poey, 1853)
Tetrentodon gravidula Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon grillensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon guanaboensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon gundlachiana (Poey, 1856)
Tetrentodon hesperia Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon insuflata Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon ischna (Pilsbry, 1903)
Tetrentodon itineraris Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon jarucoensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon lajasensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon lermondi Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon limonarensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon madrugeensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon marmorata (Shuttleworth, 1852)
Tetrentodon martii Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon mellita (Torre, 1932)
Tetrentodon mendezi Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon miraderoensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon mochensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon modesta (Poey, 1858)
Tetrentodon montanensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon montecristensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon mudoensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon nana Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon nazarenensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon palenquensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon palmeri Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon paucicostata Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon perdidoensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon perdita Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon perlonga (Torre, 1932)
Tetrentodon philippiana (Pfeiffer, 1845)
Tetrentodon pipianensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon plicata (Poey, 1856)
Tetrentodon poeyi Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon porrecta Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon portuondo Torre, 1932
Tetrentodon ritae Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon ritana Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon rugeli (Shuttleworth, 1852)
Tetrentodon santacruzensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon sardae Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon scalarina Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon sexdecimalis Jimeno En Pfeiffer, 1863
Tetrentodon sparsicostata Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon striosa Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon tenuicostata Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon tenuistriata (Aguayo, 1932)
Tetrentodon vesperalis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon viruelaensis Torre y Bartsch, 2008
Tetrentodon jaumei Herrera-Uria y Espinosa, 2016
Tomelasmus adnatus (Pfeiffer, 1864)
Tomelasmus arcuistriatus (Wright En Pfeiffer, 1863)
Tomelasmus assimilis (Arango, 1884)
Tomelasmus azucarensis Torre y Bartsch, 2008
Tomelasmus caroli Torre y Bartsch, 2008
Tomelasmus chorrenensis Torre y Bartsch, 2008
Tomelasmus coloratus (Arango, 1882)
Tomelasmus crenulatus (Gundlach, 1857)
Tomelasmus decoloratus (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Tomelasmus denticulatus (Pfeiffer, 1853)
Tomelasmus hesperius Jaume y Torre, 1972
Tomelasmus irroratus (Gundlach, 1856)
Tomelasmus julii Jaume y Torre, 1972
Tomelasmus lavalleanus (d'Orbigny, 1842)
Tomelasmus sauvalleanus (Gundlach, 1856)
Tomelasmus semicoloratus (Spence, 1936)
Tomelasmus thomsoni (Arango, 1884)
Tomelasmus torquatus (Morelet, 1849)
Tomelasmus tumidiorus (Sowerby, 1875)
Torrecoptis acicularis (Torre, 1912)
Torrecoptis amica Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis anafensis (Henderson, 1916)
Torrecoptis atkinsi (Torre y Clench, 1930)
Torrecoptis bacillaris (Torre, 1912)
Torrecoptis baculum (Pilsbry, 1903)
Torrecoptis barbouri (Clench y Torre, 1930)
Torrecoptis barretticola Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis camagueyana (Torre, 1913)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Torrecoptis capitoliensis* Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis caracunaensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis cinerea (Pfeiffer, 1850)
Torrecoptis columbarii Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis concinna Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis costellaris Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis curta Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis decipiens Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis depressicostata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis dorotheae Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis eustriata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis evanescens Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis fortiuscula (Torre, 1912)
Torrecoptis fuscula Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis goodrichi Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis guajenensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis holguinensis (Aguayo, 1934) *
Torrecoptis lajoncheri (Arango, 1884)
Torrecoptis livida (Torre, 1912)
Torrecoptis longa (Pilsbry y Henderson, 1913)
Torrecoptis mameyensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis maraguanensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis martinensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis mercedesensis (Pilsbry, 1930)
Torrecoptis minaensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis nataliae Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis occulta (Torre, 1912)
Torrecoptis oleacea Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis pallidula (Torre, 1912)
Torrecoptis parvula Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis paucicostata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis percostata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis polita Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis praeclara Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis puriosensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis recticostata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis remotocostata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis rinconensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis riveroni Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis rufescens Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis semistriata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis serrana Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis sifontesi Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis sororcula Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis spatata Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis spirifer (Pilsbry, 1930)
Torrecoptis stricta (Torre, 1912)
Torrecoptis tenuisculpta Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis trincherasensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis unctuelia Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis vermicularis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis vitulina Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis welchi Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis yaguajayensis Torre y Bartsch, 2008
Torrecoptis zanjonensis Torre y Bartsch, 2008
- Trilamellaxis castanea* (Torre, 1911)
Trilamellaxis fallax (Torre, 1911)
Trilamellaxis parallela Torre y Bartsch, 2008
Trilamellaxis proteus (Torre, 1911)
Trilamellaxis remediensis (Torre, 1911)
Trilamellaxis transitoria (Torre, 1911)
Uncinicoptis affinis (Pfeiffer, 1864)
Uncinicoptis brevicervix (Pilsbry, 1878)
Uncinicoptis heyneimanni (Pfeiffer, 1865)
Uncinicoptis hidalgovi (Arango, 1879)
Uncinicoptis joaquinii (Pilsbry, 1903)
Uncinicoptis sancticola Torre y Bartsch, 2008
Uncinicoptis tenericola Torre y Bartsch, 2008
Uncinicoptis unguiculata (Arango, 1880)
- FERRUSSACIDAE**
- Ceciliooides aperta* (Guilding En Swainson, 1840) *
Ceciliooides consobrina (d'Orbigny, 1842)
Ceciliooides iota (Adams, 1845) *
- SUBULINIDAE**
- Beckianum beckianum* (Pfeiffer, 1846) *
Cryptelasmus alcaldei Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Cryptelasmus canteroiana (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Cryptelasmus verai Jaume y Sánchez de Fuentes, 1943
Cupulella dominguezii Aguayo y Jaume, 1948
Cupulella valleii Aguayo y Jaume, 1948
Lamellaxis gracilis (Hutton, 1834) *
Lamellaxis micra (d'Orbigny, 1835) *
Leptinaria paludinoidea (d'Orbigny, 1842)
Leptinaria striosa (Poey, 1858) *
Leptinaria unilamellata (d'Orbigny, 1835) *
Obeliscus maximus (Poey, 1854)
Obeliscus strictus (Poey, 1853)
Obeliscus swiftianus (Pfeiffer, 1852) *
Obeliscus terebraster (Lamarck, 1822) *
Obeliscus acicularis Aguayo y Jaume, 1957
Obeliscus angustatus (Gundlach, 1856)
Obeliscus bacillus (Pfeiffer, 1861)
Obeliscus basilissa Aguayo y Jaume, 1954
Obeliscus binneyi Pilsbry, 1906
Obeliscus blandianus Pilsbry, 1906
Obeliscus clavus Pilsbry, 1906
Obeliscus gonostoma (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Obeliscus gundlachi (Pfeiffer, 1863)
Obeliscus homalogyrus (Shuttleworth En Pfeiffer, 1851)
Obeliscus lata Gundlach En Pilsbry, 1905
Obeliscus microstoma (Gundlach En Pfeiffer, 1863)
Obeliscus paradoxus (Arango, 1881)
Obeliscus petricola Aguayo y Jaume, 1957
Obeliscus saueti Aguayo y Jaume, 1957
Opeas pumilum (Pfeiffer, 1840) *
Rumina decollata (Linné, 1758) *
Subulina octona (Bruguière, 1792) *
- OLEACINIDAE**
- Glandinella poeyana* (Pfeiffer, 1854)
Melaniella acuticostata (d'Orbigny, 1842)
Melaniella alcaldei Aguayo y Jaume, 1954
Melaniella bermudezi Aguayo y Jaume, 1954
Melaniella camagueyana Aguayo y Jaume, 1954
Melaniella fuentesii Aguayo y Jaume, 1954
Melaniella gracillima (Pfeiffer, 1839)
Melaniella manzanillensis (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Melaniella multicosta (Gundlach En Pfeiffer, 1866)
Melaniella pichardi (Arango, 1862)
Melaniella quiñonesi Aguayo y Jaume, 1954
Melaniella scalarina (Gundlach En Pfeiffer, 1866)
Melaniella tuberculata Gundlach En Poey, 1858
Oleacina cyanozoaria Gundlach En Pfeiffer, 1857
Oleacina incerta (Reeve En Pfeiffer, 1866)
Oleacina incisa Pfeiffer, 1867
Oleacina lindoni (Pfeiffer, 1846)
Oleacina orysacea (Rang En d'Orbigny, 1842)
Oleacina ottonis (Pfeiffer)
Oleacina poeyana Pfeiffer, 1866
Oleacina rangelina Aguayo, 1953
Oleacina regularis (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Oleacina saturata (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Oleacina sicilis Morelet, 1849
Oleacina solidula (Pfeiffer, 1840)
Oleacina straminea (Deshayes, 1819)
Oleacina subulata (Pfeiffer, 1839)
Oleacina teres Pfeiffer, 1866
Oleacina translucida Gundlach En Pfeiffer, 1860
Oleacina wrighti Pfeiffer, 1866
Rectoleacina cubensis (d'Orbigny, 1842)
Rectoleacina episcopalis (Morelet, 1849)
Rectoleacina suturalis (Pfeiffer, 1839)
Varicella elata (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Varicella gundlachi (Pfeiffer, 1866)
Varicella multilinea Pilsbry, 1907
Varicella swiftiana Pilsbry, 1907
Varicella trinitaria (Gundlach En Poey, 1858)
- SPIRAXIDAE**
- Pseudosubulina exilis* (Pfeiffer, 1839)
Pseudosubulina michaudiana (d'Orbigny, 1842)
Spiraxis moreletianus Pfeiffer, 1866
Volutax melanielloides Gundlach En Pfeiffer, 1858
- STREPTAXIDAE**
- Huttonella bicolor* (Hutton, 1834) *
Streptostele musaecola (Morelet, 1860) *
- HAPLOTREMATIDAE**
- Haplotrema paucispira* (Poey, 1858)
- HELICODISCIDAE**
- Helicodiscus apex* (Adams, 1849) *
Helicodiscus ramsdeni Pilsbry, 1942
- SAGDIDAE**
- Hojeda boothiana* (Pfeiffer, 1839)
Hojeda gracilis (Poey, 1865)
Hojeda holguinensis Clench y Aguayo, 1953
Hojeda mayarina Aguayo, 1953
Hojeda montetaurina (Pfeiffer, 1859)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

- Hojeda translucens* (Gundlach En Pfeiffer, 1860) *Zachrysia torrei* (Henderson, 1916)
Lacteoluna prominula (Pfeiffer, 1858) *Zachrysia trinitaria* (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Lacteoluna selenina (Gould, 1839) * **CEPOLIDAE**
Lacteoluna turbiniformis (Pfeiffer, 1839) *Coryda alauda* (Férussac, 1821)
Odontosagda havanensis Vanatta, 1920 *Coryda armasi* Sarasúa, 1972 ^a
Odontosagda hillei (Gundlach En Pfeiffer, 1870) *Coryda bartlettiana* (Pfeiffer, 1848)
Suavitas raripila (Morelet, 1851) *Coryda lindoni* (Pfeiffer, 1846)
Suavitas suavis (Gundlach, 1857) ^a *Coryda melanocephala* (Gundlach En Pfeiffer, 1859) ^a
Volvidens tichostoma (Pfeiffer, 1839) *Coryda nigropicta* (Arango En Poey, 1867)
GASTRODONTIDAE *Coryda ovumreguli* (Lea, 1831) ^a
Zonitoides arboreus (Say, 1862) * *Cysticopsis auberi* (d'Orbigny, 1842)
Zonitoides bregyi Vanatta, 1920 *Cysticopsis comes* (Poey, 1858)
PUNCTIDAE *Cysticopsis cubensis* (Pfeiffer, 1840)
Paralaena servilis (Shuttleworth, 1852) * *Cysticopsis exauberi* Aguayo y Jaume, 1954
EUCONULIDAE *Cysticopsis jaudenesi* (Cisneros En Arango, 1876)
Euconulus fulvus (Müller, 1774) * *Cysticopsis lassevillei* (Gundlach En Pfeiffer, 1861) ^a
Guppya gundlachi (Pfeiffer, 1840) * *Cysticopsis lescalei* (Gundlach En Pfeiffer, 1859)
ZONITIDAE *Cysticopsis letranensis* (Pfeiffer, 1857)
Retinella identata (Morelet, 1864) * *Cysticopsis luzi* (Arango En Poey, 1868)
AGRIOLIMACIIDAE *Cysticopsis naevula* (Morelet, 1849)
Deroceras laeve (Müller, 1774) * *Cysticopsis pemphigodes* (Pfeiffer, 1846)
Deroceras agreste (Linné, 1758) * *Eurycampta arctistria* (Pfeiffer, 1865)
Deroceras reticulatum (Müller, 1774) * *Eurycampta bonplandi* (Lamarck, 1822)
VITRINIDAE *Eurycampta exdeflexa* (Pilsbry, 1890) ^a
Hawaiiia minuscula (Binney, 1840) * *Eurycampta pinarenis* (Aguayo, 1950)
BRADYBAENIDAE *Eurycampta poeyi* (Petit, 1836)
Bradybaena similaris (Férussac, 1821) * *Eurycampta supertexta* (Pfeiffer, 1845)
PLEURODONTIDAE *Hemirochus alleni* Aguayo y Jaume, 1957
Caracolus lowei Pilsbry, 1929 *Hemirochus amplecta* (Gundlach En Pfeiffer, 1860)
Caracolus najazensis Clench y Aguayo, 1951 *Hemirochus beattiei* Aguayo y Jaume, 1957
Caracolus sagemon (Beck, 1837) *Hemirochus cesticulus* (Gundlach En Pfeiffer, 1858)
Caracolus cimarron Espinosa et al., 2017 *Hemirochus compta* (Gundlach En Pfeiffer, 1857)
Polydontes apollo (Pfeiffer, 1860) ^a *Hemirochus fuscolabiata* (Poey, 1858)
Polydontes imperator (Montfort, 1810) ^a *Hemirochus garciana* Clench y Aguayo, 1953 ^a
Polydontes natensoni Torre, 1938 ^a *Hemirochus hendersoni* Aguayo y Jaume, 1957
Polydontes sobrina (Férussac, 1819) ^a *Hemirochus lucipeta* (Poey, 1854)
Polydontes torrei Pilsbry, 1938 ^a *Hemirochus maculifera* (Gutierrez En Poey, 1858)
Zachrysia auricoma (Férussac, 1822) *Hemirochus maisiana* Aguayo y Jaume, 1957
Zachrysia baracoensis (Gutierrez En Pfeiffer, 1856) *Hemirochus morbida* (Morelet, 1849)
Zachrysia bayamensis (Pfeiffer, 1854) *Hemirochus pseudogilva* Torre, 1939
Zachrysia emarginata (Gundlach En Pfeiffer, 1859) *Hemirochus rufoapicata* (Poey, 1858) ^a
Zachrysia flavicoma Pilsbry, 1938 *Hemirochus sauvallei* (Arango En Pfeiffer, 1866)
Zachrysia gibarana Pilsbry, 1938 *Hemirochus tephritis* (Morelet, 1849)
Zachrysia guanensis (Poey, 1857) *Hemirochus varians* (Menke, 1829) *
Zachrysia quantanamensis (Poey, 1857) *Hemirochus velazqueziana* (Poey, 1858)
Zachrysia gundlachiana Pilsbry, 1938 *Jeanneretia bicincta* (Menke, 1830)
Zachrysia lamellicosta (Gundlach En Pfeiffer, 1861) ^a *Jeanneretia wrighti* (Gundlach En Pfeiffer, 1865)
Zachrysia noscibilis (Férussac, 1822) *Jeanneretia jaumei* Clench y Aguayo, 1951 ^a
Zachrysia petitiana (d'Orbigny, 1842) ^a *Jeanneretia parraiana* (d'Orbigny, 1842)
Zachrysia poeyi Jaume, 1984 *Jeanneretia sagraiana* (d'Orbigny, 1842) ^a
Zachrysia proboscidea (Pfeiffer, 1856) *Guladentia subtussulcata* (Wright En Pfeiffer, 1863)
Zachrysia provisoria (Pfeiffer, 1858) *Guladentia gundlachi* Clench y Aguayo, 1951
Zachrysia ramsdeni Pilsbry, 1938 *Guladentia modica* Clench y Aguayo, 1951
Zachrysia rangelina (Pfeiffer, 1854) *Guladentia torrei* Clench y Aguayo, 1933
- Euclastaria debilis* (Pfeiffer, 1839)
Euclastaria euclasta (Shuttleworth, 1852)
Polymita muscarum (Lea, 1834) ^a
Polymita picta (Born, 1780) ^a
Polymita sulphurea (Morelet, 1849) ^a
Polymita venusta (Gmelin, 1786) ^a
Polymita brocheri (Gutierrez En Pfeiffer, 1864) ^a
Polymita versicolor (Born, 1780) ^a
Setipellis stigmatica (Pfeiffer, 1841)
POLYGYRIDAE
Daedalochila poeyi Aguayo y Jaume, 1947
Polygyra lingulata (Deshayes En Férussac, 1859) *
Praticolella griseola (Pfeiffer, 1841) *
THYSANOPHORIDAE
Thysanophora incrustata (Poey, 1852)
Thysanophora jeannereti (Pfeiffer, 1858)
Thysanophora saxicola (Pfeiffer, 1840)
Lyroconus plagiopycha (Shuttleworth, 1854) *
- MOLUSCOS DULCEACUÍCOLAS**
- CLASE GASTROPODA**
SUBCLASE PROSOBRANCHIA
ORDEN CYCLONERITIMORHA
- SUPERFAMILIA HELICINOIDEA**
NERITILIDAE
Neritilia abeli Espinosa, Ortea & Diez, 2017
Neritilia serana Espinosa, Ortea & Diez, 2017
Neritilia succinea (Récluz, 1841)
- ORDEN NERITIMORPHA**
- SUPERFAMILIA NERITOIDEA**
NERITIDAE
Neritina punctulata Lamarck, 1816*
Neritina reclivata Say, 1822*
Neritina virginea (Linnaeus, 1758)*
- ORDEN CAENOAGASTROPODA**
SUBORDEN ARCHITAEINOGLOSSA
- SUPERFAMILIA AMPULLARIOIDEA**
AMPULLARIIDAE
Marisa cornuarietis (Linnaeus, 1758) *
Pomacea paludosa (Say, 1829) *
Pomacea poeyana (Pilsbry, 1927)
Pomacea bridgesi (Reeve, 1856) *
- SUPERFAMILIA VIVIPAROIDEA**
VIVIPARIDAE
Viviparus bermondianus (d'Orbigny, 1842)

Anexo 11.1 (Continuación). Lista de las especies de moluscos terrestres y dulceacuícola reportadas para Cuba.

ORDEN LITTORINIMORPHA

SUPERFAMILIA RISSOOIDEA

COCHLIOPIDAE

- Littoridinops monroensis* (Frauenfeld, 1863)*
Nanivitreia helicoides (Gundlach, 1865)
Nanivitreia alcaldei Jaume & Abbott, 1947
 Familia Hydrobiidae Stimpson, 1865
Pyrgophorus parvulus (Pfeiffer, 1840)*

ORDEN SORBEOCONCHA

SUPERFAMILIA CERITHIOIDEA

PACHYCHILIDAE

- Pachychilus attenuatus* (Anthony en Reeve, 1861)
Pachychilus nigratus (Poey, 1858)
Pachychilus violaceus Preston, 1911

THIARIDAE

- Hemisinus brevis* (d'Orbigny, 1841)
Hemisinus cubanianus (d'Orbigny, 1841)
Melanoides tuberculatus (O. F. Müller, 1774)*
Tarebia granifera (Lamarck, 1816)*

SUBCLASE PULMONATA

ORDEN BASOMMATOPHORA

SUBORDEN HYGROPHILA

SUPERFAMILIA LYMNAEOIDEA

LYMNAEIDAE

- Galba cubensis* (Pfeiffer, 1839)
Pseudosuccinea columella (Say, 1817)*

Superfamilia Planorbioidea

Physidae

- Physa acuta* Draparnaud, 1805*

PLANORBIDAE

- Biomphalaria havanensis* (Pfeiffer, 1839)*
Biomphalaria helophila (d'Orbigny, 1835)*
Biomphalaria pallida (C. B. Adams, 1846)*
Depanotrema aeruginosum (Morelet, 1851)
Depanotrema anatinum (d'Orbigny, 1835)*
Depanotrema cimex (Moricand, 1839)*
Depanotrema lucidum (Pfeiffer, 1839)*
Helisoma duryi (Wetherby, 1879)*
Gyraulus parvus (Say, 1817)*
Gundlachia radiata (Guilding, 1828)*

CLASE BIVALVIA

SUBCLASE PALEOHETERODONTA

ORDEN UNIONIDA

SUPERFAMILIA UNIONOIDEA

UNIONIDAE

- Nephronaias proctinatus* (von Martens, 1900)
Villosa scammata (Morelet, 1849)

SUBCLASE HETERODONTA

ORDEN VENERIDA

SUPERFAMILIA DREISSENOIDEA

DREISSENIIDAE

- Mytilopsis leucophaeata* (Conrad, 1831)*

SUPERFAMILIA SPHAERIOIDEA

SPHAERIIDAE

- Eupera cubensis* (Prime, 1865)
Pisidium consanguineum Prime, 1865

SUPERFAMILIA CYRENOIDEA

CYRENIIDAE

- Corbicula fluminea* (O.F.Müller, 1774)*
Cyrenoida americana (Morelet, 1851)*
Polymesoda colorata (Prime, 1865)*

CAPÍTULO

12

ARÁCNIDOS



ARÁCNIDOS

LUÍS F. DE ARMAS¹

AYLÍN ALEGRE BARROSO¹

RENÉ A. BARBA DÍAZ¹

TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA²

GIRALDO ALAYÓN GARCÍA³

ABEL PÉREZ GONZÁLEZ⁴

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Sociedad Cubana de Zoología

3. Museo Nacional de Historia Natural de Cuba

4. Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia"



Phormictopus sp.

INTRODUCCIÓN

Los arácnidos constituyen uno de los principales grupos de artrópodos, tanto por su diversidad como por la importancia funcional de algunos de sus representantes en los ecosistemas terrestres, sin obviar la importancia médico-veterinaria de ciertas especies de ácaros, garrapatas, arañas y alacranes. La mayoría de los arácnidos son depredadores y fundamentalmente de hábitos nocturnos. Están presentes en casi todos los ecosistemas terrestres y ocupan una gran variedad de microhábitats, como debajo de piedras y cortezas de árboles, el suelo, la hojarasca, en el dosel de los árboles, entre otros. Excepto los ácaros y garrapatas, el resto de los arácnidos vivos se agrupan en 10 órdenes: Opiliones, Pseudoscorpiones, Schizomida, Amblypygi, Araneae, Ricinulei, Scorpiones, Solifugae, Palpigradi y Thelyphonida (Fig. 12.1), todos presentes en el archipiélago cubano.

La araneofauna cubana cuenta con casi 600 especies descritas (Alayón García, 2000). Otros órdenes de arácnidos muy diversificados en Cuba son los opiliones (Opiliones), los alacranes (Scorpiones) y los esquizómidos (Schizomida), con 71, 56 y 55 especies, respectivamente (Cokendolpher y Camilo-Rivera, 1989; Teruel y Kovařík, 2012; Teruel, 2015; Teruel y Rodríguez-Cabrera, 2017). De los falsos escorpiones (Pseudoscorpiones) se

conocen en la actualidad una treintena de especies cubanas (Barba Díaz, 2001, 2013; Harvey *et al.*, 2007). Los restantes órdenes están representados por muy pocas especies (Tabla 12.1, Anexo 12.1).

En la actualidad Cuba representa, dentro del Caribe insular, el país de mayor diversidad y donde existe el mayor nivel de información acerca de la clase Arachnida. Sin embargo, aún estamos lejos de conocer la diversidad

Tabla 12.1. Número de órdenes y especies de arácnidos (excepto ácaros y garrapatas) registrados para el archipiélago cubano.

Órdenes	Especies	Endemismos
Opiliones	71	64
Pseudoscorpiones	28	17
Amblypygi	16	12
Schizomida	55	54
Palpigradi	1	1
Thelyphonida	3	3
Ricinulei	10	10
Scorpiones	56	51
Solifugae	7	7
Araneae	600	247

de los arácnidos que habitan el Archipiélago cubano; de hecho desde 1970 es raro el año en que no se describan nuevas especies. La mayoría de los estudios publicados sobre arácnidos cubanos están enfocados principalmente en la taxonomía, y muchos aspectos relacionados con la ecología de la mayoría de las especies son aún desconocidos. Por otra parte, en Cuba no existen textos enfocados en los métodos de muestreo y recolecta de arácnidos para el inventario y el monitoreo de poblaciones de especies de los diferentes órdenes.

Entre las escasas publicaciones cubanas que consignan métodos de muestreos e inventarios de arácnidos se hallan los “inventarios biológicos rápidos” (Teruel, 2005a-c, 2006). En dichos inventarios se aplicó el método de búsqueda directa por simple inspección, el cual fue previamente utilizado por Teruel y Díaz (2002), Pérez y Teruel (2004) y Teruel y Montano (2005), aunque en los dos primeros se utilizaron lámparas portátiles de luz ultravioleta (UV) para la detección nocturna de alacranes. Un protocolo de inventario y que involucra varios métodos de muestreos apareció en Alegre y Barba (2014). En cuanto a las arañas, Sánchez-Ruiz (2001) explicó varios de los métodos de muestreo y recolección; en tanto Martín-Castejón (2012) aplicó el método directo por simple inspección y el barrido mediante una red entomológica.

En el presente capítulo se brindan una serie de métodos de recolecta y muestreo para los diferentes órdenes de arácnidos, exceptuando los ácaros y las garrapatas. Los métodos descritos están dirigidos a maximizar la efectividad de los inventarios de especies, así como para la obtención de los datos ecológicos más trascendentes. Aunque en la literatura científica se han descritos muchos métodos, aquí nos centramos en aquellos que están en correspondencia con los recursos materiales y logísticos disponibles en nuestro país. Dado que la mayoría de los métodos empleados para la recolecta de los arácnidos se pueden aplicar a varios de sus órdenes, en el presente protocolo se abordará la descripción de cada uno de los potencialmente aplicables en

Cuba. Además, se señalan sus ventajas, sesgos y grupos taxonómicos en los que sería recomendable aplicarlos.

IDENTIFICACIÓN: CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE LOS ÓRDENES DE ARÁCNIDOS

A veces confundidos con insectos, los arácnidos se distinguen de éstos por la carencia de antenas y alas, así como la posesión de cuatro pares de patas, excepto en las larvas de los ácaros, garrapatas y ricinúleos, que poseen sólo tres pares. Además presentan un par de quelíceros y el cuerpo dividido en cefalotórax o prosoma y abdomen u opistosoma, que en los alacranes está subdividido en preabdomen (mesosoma) y postabdomen (metasoma). En el Anexo 12.2 se presenta una clave dicotómica para la identificación de los diferentes órdenes de arácnidos, que es apoyada por una lámina que ilustra las principales características de cada uno de los grupos (Fig. 12.A1).

DETERMINACIÓN DEL SEXO

Para los inventarios y el monitoreo es importante la identificación de los sexos de los individuos; en muchas ocasiones uno u otro sexo son fundamentales para la identificación de las especies. En la Figura 12.3 se ilustran las principales diferencias entre los sexos de algunos órdenes de arácnidos. En escorpiones el dimorfismo sexual varía entre familias y entre géneros, pero por lo general en las especies cubanas los machos tienen las pinzas más engrosadas, así como los peines más desarrollados que las hembras (Fig. 12.2A). En el género *Rhopalurus* los machos tienen los últimos segmentos metasomales más engrosados (Fig. 12.2B) y las pinzas con los dedos separados en la base (Fig. 12.2C). En los géneros *Centruroides* e *Isometrus* los machos tienen los segmentos metasomales mucho más alargados (Fig. 12.2D). En la familia Scorpionidae el tegumento de los machos tiene un aspecto mate por estar cubierto de una granulación fina, mientras que las hembras tienen un aspecto más pulido y brillante.

En los vinagrillos (Thelyphonida) los machos tienen el margen dorsal interno del trocánter



Figura 12.1. Algunos órdenes de arácnidos. A. Opiliones, B. Pseudoscorpiones, C. Schizomida, D. Amblypygi, E. Araneae, F. Ricinulei, G. Scorpiones, H. Solifugae, I. Palpigradi y J. Thelyphonida. © R. Barba (A), © R. Teruel (C, F) y © J. Larramendi (H).

del pedipalpo en forma de apófisis triangular con algunas espinas fusionadas que forman un espolón apical bicúspide (Fig. 12.2E). En ricinúleos los machos tienen los tarsos del tercer par de patas modificados en un órgano copulador (Fig. 12.2F). En esquizómidos los machos tienen el flagelo altamente modificado y engrosado (Fig. 12.2G), además de los pedipalpos mucho más desarrollados en los machos heteromorfos.

En opiliones los machos de algunas familias tienden a tener pedipalpos y quelíceros más desarrollados (Fig. 12.2H), aunque se pueden encontrar frecuentemente machos que semejan a las hembras por su escasa robustez. Al sacrificar los especímenes en alcohol, del abdomen del macho puede proyectarse el pene, una estructura esclerosada que se encuentra dentro de una vaina carnosa; o

en el caso de las hembras el ovipositor (Fig. 12.2I), que consiste en un tubo carnosos con microproyecciones o cerdas distales. Algunos opiliones machos presentan ornamentaciones en el fémur de la pata IV (Fig. 12.2J), en otros casos puede existir un abultamiento en los metatarsos del tercer par de patas.

En los pseudoescorpiones las hembras de varias especies son más grandes que los machos y por lo general el opérculo genital de estos se observa más esclerosado que el de las hembras (Fig. 12.2K). Por otro lado, hay algunas especies donde las pinzas de los pedipalpos de los machos son más robustas que las de las hembras y exhiben un dimorfismo sexual marcado, como algunos representantes de la familia Chernetidae. Los machos de la familia Cheliferidae presentan unos sacos genitales laterales internos, que normalmente se mantienen replegados en el interior del cuerpo y durante el cortejo y apareamiento se proyectan hacia adelante.

196

En los ambliopigios, determinar el sexo es más difícil, pero los machos tienden a tener los pedipalpos más desarrollados y el opérculo genital con el margen posterior redondeado, mientras que en las hembras este último es más recto; pero el diagnóstico más seguro se obtiene al levantar ligeramente el borde posterior del opérculo, en los machos saldrán dos proyecciones carnosas blanquecinas (órgano opistogeminado) (Fig. 12.2L), mientras que en las hembras se verán dos pequeños escleritos oscuros en forma de gancho, adosados firmemente a la superficie dorsal (Fig. 12.2M). En los solífugos cubanos, los machos tienen el abdomen más delgado (Fig. 12.2N), el cuerpo cubierto de cerdas más fuertes y espiniformes y una estructura laminar en la cara interna del dedo fijo de los quelíceros, que sirve para portar esperma durante la cópula. En las arañas los machos son por lo general más pequeños (Fig. 12.2Ñ), con el abdomen más reducido y con el extremo de los pedipalpos engrosados, modificados en órgano copulador (Fig. 12.2O). En palpígrados determinar el sexo es muy complicado y requiere la intervención de un especialista.

MÉTODOS DE INVENTARIOS Y MONITOREO

Antes de comenzar, se deben definir cuáles son los objetivos de trabajo, sea un inventario de diversidad de especies, un estudio ecológico o un monitoreo. Si es un inventario de diversidad de especies se pueden seleccionar diferentes métodos de muestreos, como realizar recorridos a lo largo de un trayecto o en parcelas en los horarios adecuados para cada grupo, buscando en todos los microhábitats posibles y utilizando los métodos de recolecta ideales en cada uno de ellos, según el grupo de arácnidos en cuestión. En un estudio ecológico o un monitoreo se pueden realizar recorridos en trayectos o parcelas definidos en el espacio y el tiempo y repetirlos varias veces, siguiendo un diseño que responda a su pregunta. La extensión del área de trabajo y los hábitats influyen decisivamente en los métodos de muestreo y de recolecta a usar. Es recomendable usar una combinación de diferentes métodos de muestreo y de recolecta para lograr resultados satisfactorios. Se debe también tener presente el número de personas implicadas en el muestreo, y estas deben ser las mismas durante el estudio para evitar sesgos relacionados con las habilidades de los recolectores.

MÉTODOS DE RECOLECTA

Los métodos de recolecta de arácnidos se pueden agrupar en directos e indirectos. Los directos son realizados por uno o más investigadores durante una sesión de trabajo; los indirectos consisten en diferentes modelos o tipos de trampas aplicados a tales fines y diseñados para obtener muestras durante un periodo prolongado de tiempo (por lo general de no más de 30 días).

INSTRUMENTAL DE TRABAJO PARA LA RECOLECTA DE ARÁCNIDOS

Existe un grupo básico de instrumentos y útiles que se deberá tener a mano para la recolección de estos artrópodos durante los muestreos de campo o en el trabajo de laboratorio.

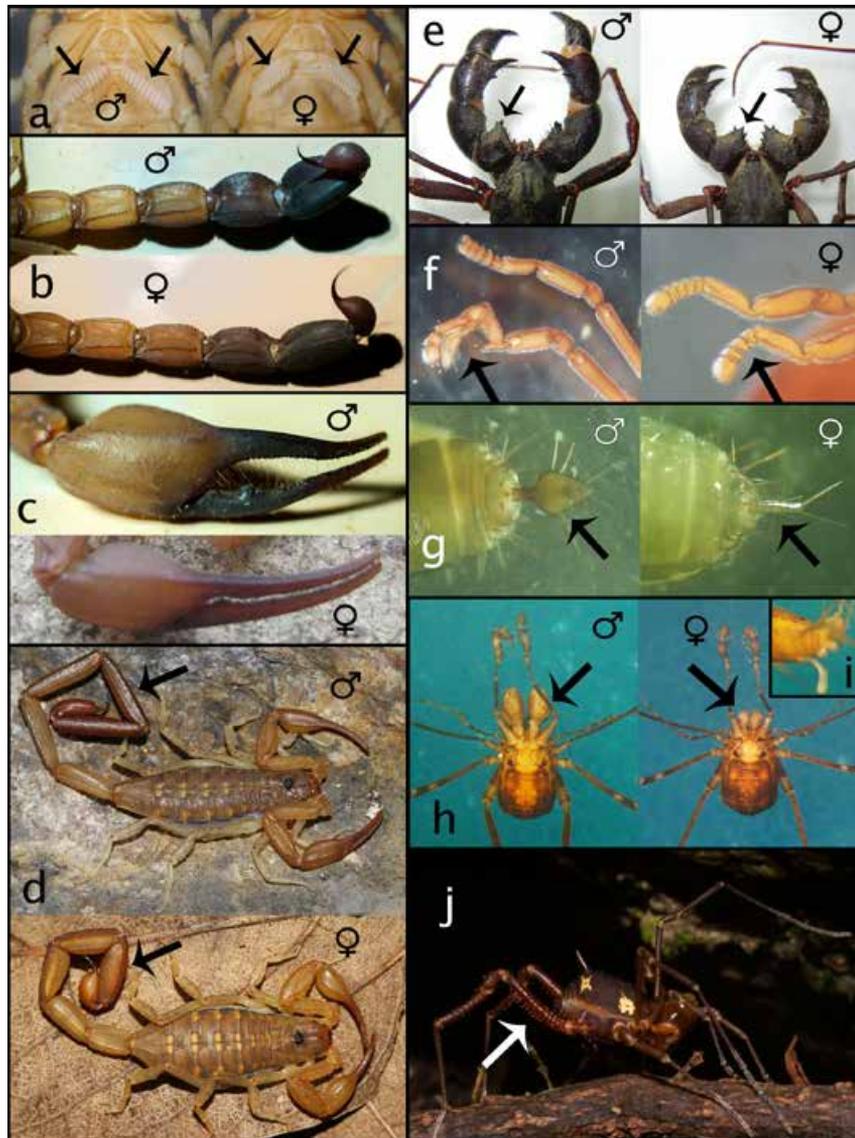


Figura 12.2. Características morfológicas para la diferenciación de sexos en arácnidos. A-D. Escorpiones: (a) se señalan los peines del segundo segmento del mesosoma, en el macho más desarrollados que en la hembra; (b) se muestran últimos segmentos metasomales de *Rhopalurus junceus*, en el macho más engrosados que en la hembra; (c) pinzas de los pedipalpos de *R. junceus*, macho con dedos separados en la base, hembra sin separación; (d) ejemplares de *Centruroides* que muestran diferencias en los segmentos metasomales, el macho tiene segmentos más alargados que la hembra. E. Thelyphonida: pedipalpos de macho y hembra, se señala la apófisis triangular con espinas fusionadas que forman un espolón apical bicúspide en el macho y en la hembra espinas dispersas en el margen dorsal interno del trocánter. F. Ricinulei: segundo y tercer par de patas, se señalan tarsos del tercer par de patas, en el macho modificado en forma de órgano copulador, en la hembra sin modificación. G. Schizomida: se señala el flagelo, en el macho altamente modificado y engrosado en el extremo, hembra sin modificación. H-J. Opiliones: (h) ejemplares macho y hembra (Familia Biantidae), se señalan los quelíceros, en el macho más desarrollados que en la hembra; (i) ovipositor de la hembra; (j) se señalan ornamentaciones en la parte distal del fémur de la pata IV en *Trinimontius darlingtoni*.

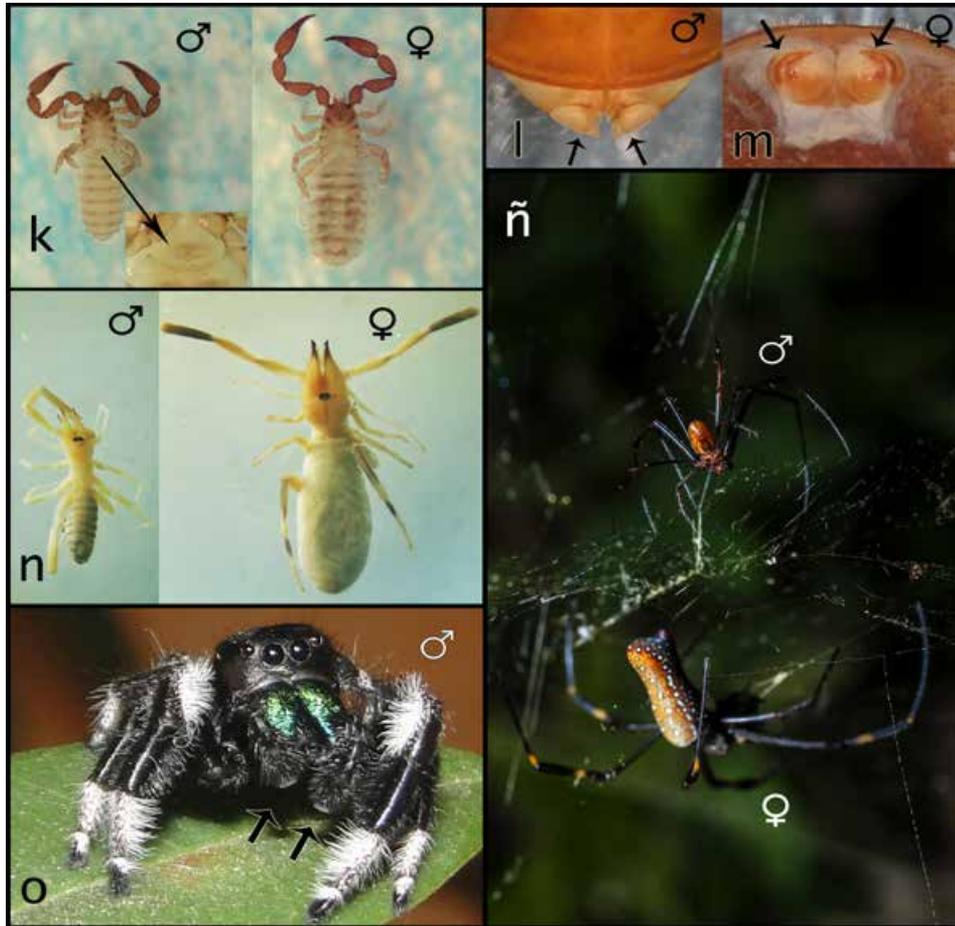


Figura 12.2 (continuación). K. Pseudoscorpiones: ejemplares macho y hembra, hembra de mayor tamaño, macho con detalle ampliado del opérculo genital esclerosado. L-M. Amblypygi: (l) órgano opistogeminado del macho proyectado del opérculo genital; (m) escleritos de los gonópodos. N. Solifugae: ejemplares macho y hembra, macho con abdomen más delgado que la hembra. Ñ-O. Araneae: (ñ) ejemplares macho y hembra, macho de menor tamaño; (o) se señalan pedipalpos engrosados modificados en forma de órgano copulador de un macho. © R. Teruel (a,e), © T. M. Rodríguez (d,f,g,l,m,ñ), © A. Alegre (h,i) y © R. Barba (k,n,o).

* *Pinza metálica de punta estriada* (22 a 25 cm de largo) (Fig. 12.3a). Útil para la recolección de alacranes, arañas migalomorfas, amblypigios y vinagrillos.

* *Pinza metálica de punta estriada* (8 a 15 cm de largo) (Fig. 12.3b). Útil para la recolección de alacranes pequeños, arañas, amblypigios, vinagrillos, opiliones y ricinúleos.

* *Pinza metálica suave* (10 cm de largo) (Fig. 12.3c). Útil para la recolección de arácnidos

pequeños de cuerpo blando, así como para el trabajo de laboratorio con estos especímenes.

* *Pincel* (25 cm de largo) (Fig. 12.3d). Embebido en etanol 75-80%, es muy útil para la recolecta de esquizómidos, arañas pequeñas y pseudoscorpiones. Se le aplica directamente al espécimen para aletargarlo, se espera unos segundos antes de retirarlo y luego, con la punta de sus cerdas se recoge y se introduce en el correspondiente frasco con etanol 75-80 %.

* *Red entomológica o jamo* (Fig. 12.3e). Preferiblemente de mango extensible, pues permite la toma de muestras hasta alturas de 4 m.

* *Aspirador manual* (Fig. 12.3f). Este instrumento se puede fabricar artesanalmente por el propio investigador. Consiste en un pequeño frasco de vidrio o plástico en cuya boca se le coloca un tapón bi-horadado. En una de las perforaciones del tapón se coloca un tubo de metal o de cristal doblado en un ángulo de aproximadamente 90°; en la otra perforación se introduce un tubo recto en cuyo extremo exterior se coloca una manguera fina (para la succión); con la finalidad de evitar que pasen cuerpos extraños, el extremo que queda en el interior del frasco puede ser cubierto por un pequeño filtro que permita solo el paso del aire.

Este aspirador permite la obtención de especímenes muy pequeños, principalmente edafobiontes y lapidícolas, así como de los que viven debajo de la corteza semidesprendida de los árboles. Cuando se capturan arañas, estas deben ser transferidas de inmediato al frasco que las contendrá definitivamente, teniendo la precaución de limpiar el aspirador de los restos de telaraña antes de emplearlo nuevamente. Tampoco es recomendable aglomerar varias capturas, pues estos especímenes permanecen vivos y tienden a canibalizarse o a dañarse entre sí. Se debe tomar precaución de no utilizar este instrumento en ambientes donde pueda haber esporas de hongos perjudiciales para la salud humana.

* *Lámpara portátil (o linterna) de luz ultravioleta (UV)* (Fig. 12.3g). Existen varios modelos y tamaños, todas de gran utilidad para la detección, recolecta y observación (con fines ecológicos o conductuales) de los alacranes y algunos opiliones de la familia Cosmetidae. Situadas en un lugar fijo durante la noche, también pueden ser empleadas para la recolección de solífugos, pues estos arácnidos son atraídos por la luz UV.

* *Linterna frontal* (Fig. 12.3h). Imprescindible para los muestreos nocturnos en busca de

arañas, opiliones y ambliopigios. Tiene la ventaja de dejarle las manos libres al investigador.

* *Frascos con alcohol* (Fig. 12.3i). Necesarios para la preservación en alcohol de los especímenes recolectados durante el trabajo de campo, el alcohol puede ser al 70 % o 99 %, siendo este último indicado para estudios genéticos.

* *Frasco contenedor* (Fig. 12.3j). Útil para preservar especímenes vivos, si el tipo de

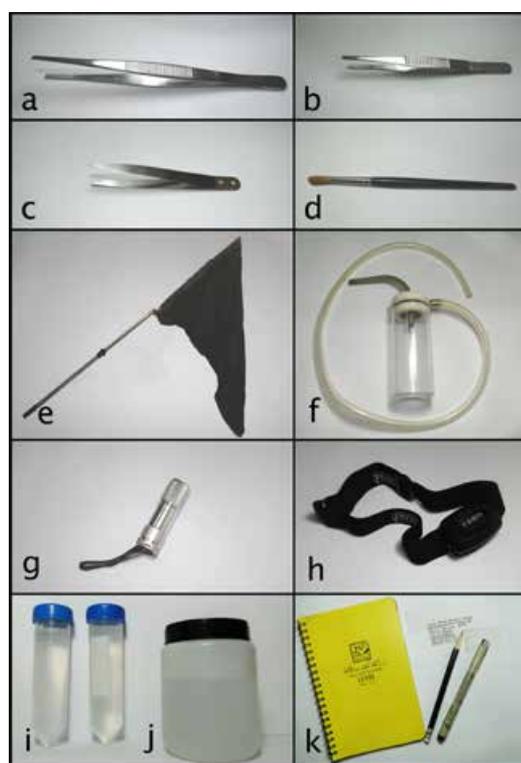


Figura 12.3. Instrumental a emplear en los muestreos aracnológicos. (a) Pinza metálica de punta estriada (22 a 25 cm de largo); (b) Pinza metálica de punta estriada (8 a 15 cm de largo); (c) Pinza metálica suave (10 cm de largo); (d) Pincel (25 cm de largo); (e) Red entomológica o jamo; (f) Aspirador manual; (g) Lámpara portátil (o linterna) de luz ultravioleta; (h) Linterna frontal; (i) Frascos con alcohol; (j) Frasco contenedor; (k) Libreta de campo, etiquetas de papel, lápiz o pluma estilográfica con tinta indeleble (tinta china).

estudio así lo requiere o para preservar en alcohol especímenes de gran tamaño como las arañas migalomorfas.

* *Libreta de campo, etiquetas de papel, lápiz o pluma estilográfica con tinta indeleble* (Fig. 12.3k). Necesarios para recoger datos de campo y elaborar las etiquetas que acompañarán los especímenes de cada recolecta.

INSTRUCCIONES IMPORTANTES ANTES DE COMENZAR LA RECOLECTA

Cada frasco con muestras debe estar clara y correctamente identificado, lo cual se consigue introduciendo en su interior una etiqueta, escrita a lápiz o con tinta indeleble, en la que se consignen: localidad precisa (incluyendo, si es posible, coordenadas geográficas y altitud sobre el nivel del mar), fecha, recolector, método de recolección, hábitat, microhábitat y cualquiera otra información que se considere pertinente. La costumbre de enumerar o codificar los frascos, ya sea externa o internamente, sin proporcionar mayor información, debe ser desechada, pues implica muchos riesgos respecto a la conservación permanente de los datos. Al perderse los datos de una etiqueta de recolecta, el material pierde automáticamente su valor y solo podría ser utilizado con fines didácticos.

Nunca se deben mezclar las muestras obtenidas por diferentes investigadores, o en sitios disímiles, o mediante métodos distintos de recolecta. Aunque ello implica el empleo de mayor cantidad de frascos y de etanol, así como un mayor esfuerzo personal para la confección de las correspondientes etiquetas de datos, esta práctica garantiza la veracidad de la información extrínseca de cada muestra.

MÉTODOS DE RECOLECTA DIRECTOS O ACTIVOS

Los métodos directos más aplicados para el estudio de los arácnidos son: por simple inspección, mediante batido de red entomológica, golpeteo de ramas y tamizado de suelo u hojarasca. La principal ventaja de estos métodos consiste en la amplia gama de microhábitats que un investigador puede explorar

de modo activo, lo cual le posibilita obtener muestras de taxones que con otros métodos pasarían inadvertidos. Su mayor desventaja es el esfuerzo físico que conlleva. La efectividad del método está en dependencia de factores como la experiencia del investigador, el tiempo disponible para el muestreo y las características del hábitat.

MÉTODO POR SIMPLE INSPECCIÓN. Este ha sido, tradicionalmente, el más empleado. Consiste en la búsqueda y captura de los arácnidos mediante el empleo de pinzas, pinceles o aspiradores manuales, aunque en ocasiones la captura se efectúa directamente con las manos, en dependencia del tamaño y del grupo de arácnidos. Este método, constituye el más apropiado para la recolecta de pseudoescorpiones, escorpiones, opiliones, esquizómidos, solífugos, amblipigios y vinagrillos.

Algunos arácnidos, como ciertos escorpiones (familia Scorpionidae) y arañas migalomorfas, habitan en túneles o galerías, por lo general pequeños. Las entradas de los túneles de las arañas generalmente están cubiertas con hilos de seda, siendo fácilmente detectables (Fig. 12.4), pero algunas “arañas puerta-trampa” (Barychelidae, Ctenizidae) camuflan muy bien sus madrigueras y es recomendable para exponerlas barrer el suelo con un pincel o escobilla de cerdas finas (Millar *et al.*, 2000). Para la recolecta de estos arácnidos que viven en túneles, éste debe excavarse íntegramente con una pequeña pala, prestando especial cuidado para no dañar al espécimen, que generalmente se retrae hasta el final ensanchado de dicha galería, de esta forma podemos extraerlo de su interior (Millar *et al.*, 2000). Durante la excavación de estos túneles resulta muy útil introducir una ramita bien fina a través de la galería para no perder su recorrido mientras el suelo colapsa. En el caso de muchas arañas que recubren el interior de dichos túneles parcial o totalmente con seda (Barychelidae, Ctenizidae, Cyrtoucheniidae, Dipluridae) no es necesario utilizar una guía para excavarlos, pues la seda nos va guiando hasta la ubicación del espécimen. Para las especies que viven en pequeñas



Figura 12.4. Madriguera de araña migalomorfa con la entrada cubierta de seda. © T. M. Rodríguez.

oquedades del carso (e. g. algunos escorpiones de la familia Scorpionidae, arañas de la familia Filistatidae), en ocasiones funciona llenar su galería con agua para que el animal salga por sus propios medios, pues romper la dura roca resulta poco práctico por el gran esfuerzo que conlleva y el riesgo de dañar al espécimen.

Particularmente varios arácnidos, como escorpiones, pseudoescorpiones y algunas arañas, pueden refugiarse en las bromelias o curujeyes, encontrando en ellos un microhábitat idóneo. Sin embargo, en ocasiones es difícil recolectar los especímenes en el lugar por simple inspección, dada la escasa accesibilidad a la planta epífita y porque esta puede almacenar gran cantidad de agua en su interior. Por ello, lo recomendable es recolectar las plantas en bolsas de plástico herméticas y luego vaciar su contenido sobre bolsas de plástico o bandejas blancas, para revisarlas y recolectar los especímenes, sin correr el riesgo de que escapen al caer al suelo.

Durante los muestreos nocturnos se utiliza la luz UV para grupos como los escorpiones (Fig. 12.5) y algunos opiliones de la familia Cosmetidae, así como linternas de luz blanca para la detección de arañas y ambliopigios. Las lámparas portátiles de luz UV han demostrado ser una herramienta muy útil para la detección nocturna de los alacranes, pues el exoesqueleto de estos artrópodos posee una sustancia (cumarina) que es fluorescente ante

dicha luz, incluso a la distancia de 10 m (Williams, 1968; Polis, 1990). El empleo de esta técnica no solamente ha permitido mejorar las investigaciones ecológicas y conductuales sobre los alacranes, sino que también ha contribuido a incrementar de modo notable el número de especies conocidas (Polis, 1990).

En Cuba, este método es también muy efectivo cuando se emplea en ecosistemas boscosos (condiciones de sombra) durante el día, sobre todo para detectar escorpiones de coloración críptica y conducta mimética que viven bajo piedras y entre la hojarasca, como las especies pertenecientes a los géneros *Alayotityus*, *Microtityus* y *Tityopsis*. En especial se recomienda revolver cuidadosamente la hojarasca con ayuda de un pequeño rastrillo de jardinería al tiempo que se alumbra de cerca con la luz UV. De este modo los pequeños escorpiones que se quedan inmóviles (catalepsia) durante la perturbación pueden ser detectados con facilidad.

Por otra parte, los escorpiones de hábitos cavadores de la familia Scorpionidae (subfamilia Diplocentrinae) detectan la luz UV y la evitan, por lo que muchas veces durante los muestreos nocturnos solamente se logran ver sus pinzas por un instante en la entrada de sus galerías, antes de que las retraigan rápidamente. Para estos últimos es necesario complementar los muestreos nocturnos con la búsqueda activa durante el día mediante el volteo de piedras y/o excavación de sus galerías; aunque en zonas cársticas una gran



Figura 12.5. Escorpión (*Rhopalurus junceus*) iluminado con luz ultravioleta. © T. M. Rodríguez.

parte de la población vive en las oquedades del diente de perro y se hace un poco difícil detectarlos durante el día. En estos casos se puede señalar de alguna manera (pintura, cintas de colores, chapillas) el sitio exacto donde se observó el escorpión y luego regresar durante el día para emplear otros métodos de intervención directa.

En general, para el muestreo nocturno de escorpiones con luz UV es imprescindible tener en cuenta la fase lunar, pues durante los períodos de luna brillante (cuarto creciente, luna llena) la actividad de la población se reduce casi a cero, lo que puede traer un sesgo considerable en los resultados. En zonas de bosque muy denso la cobertura del dosel reduce la entrada de la luz lunar hasta el suelo, por lo que en estas condiciones la fase lunar no es tan importante. Además, las pocas especies de escorpiones cubanos a las que se les ha estudiado su actividad (*Rhopalurus junceus*, *Didymocentrus trinitarius*; T. M. Rodríguez-Cabrera, datos inéditos), muestran un marcado patrón estacional, con valores casi nulos de actividad superficial durante la estación seca (período desfavorable por las condiciones climáticas adversas y la escasez de alimento) y valores máximos durante la estación lluviosa.

En el caso de muchas arañas, sus ojos brillan en la oscuridad de la noche cuando son alcanzados por los rayos de luz blanca de las linternas portátiles, lo cual permite su fácil detección, aun en la espesura del bosque. De otro modo, no siempre son detectadas durante los muestreos diurnos, ya que permanecen refugiadas en sitios inaccesibles para el observador.

MEDIANTE EL BATIDO DE RED ENTOMOLÓGICA O JAMEO. Conjuntamente con el método de búsqueda por simple inspección, el empleo de la red entomológica (conocida comúnmente en Cuba como jamo), es el más generalizado para el muestreo de las arañas araneomorfas. Una de sus ventajas es que posibilita obtener muestras de hasta 3 o 4 m de altura en la vegetación. No obstante, la inmensa mayoría de los arácnidos así obte-

nidos son arañas que habitan en los estratos herbáceo y arbustivo de la vegetación, siendo prácticamente inapropiado para los restantes grupos pues raramente se capturan alacranes, opiliones y pseudoescorpiones.

MEDIANTE EL GOLPETEO DE LAS RAMAS. A diferencia del método anterior, este se limita a golpear con un palo de aproximadamente 1 m de largo, las ramas de árboles y arbustos. En la otra mano, el investigador sujetará un paño de tela rectangular, de color blanco, tamaño variable y asido tensamente en sus cuatro esquinas a dos maderos cruzados en forma de X. También se puede utilizar una tela no estirada a modo de sombrilla invertida, o igualmente podría ser útil un jamo entomológico. Se recolectarán aquellos arácnidos refugiados entre las hojas y ramas golpeadas (mayormente arañas araneomorfas, algunas familias de pseudoescorpiones y menos frecuente escorpiones). Debido al fuerte impacto que reciben las ramas, se logra la obtención de algunas especies de arañas arbóreas difíciles de recolectar mediante otros métodos. No obstante, posee pocas ventajas sobre el batido de red entomológica y, por otra parte, requiere de gran destreza y rapidez para evitar que algunas de las arañas escapen, una vez hayan caído sobre la tela.

TAMIZADO DE HOJARASCA Y SUELO. Este es otro método eficaz para extraer especímenes de sus hábitats, es ideal para arañas, opiliones, pseudoscorpiones y escorpiones de pequeño tamaño que viven en el suelo y la hojarasca. Consiste en colocar una fracción de suelo extraído hasta cierta profundidad o una cantidad de hojarasca, sobre un tamiz confeccionado con un bastidor y una malla, y agitar vigorosamente la muestra para que los ejemplares caigan sobre una bandeja blanca u otra superficie que permita su rápida detección, aunque existen versiones comerciales más sofisticadas de este aparato. En dependencia de la talla de los especímenes que se quieran recolectar será el entramado de malla que se utilice. Los ejemplares pueden ser recolectados con pinceles, pinzas o un aspirador.

MÉTODOS DE RECOLECTA INDIRECTOS O PASIVOS

Los métodos indirectos más aplicados en los inventarios aracnológicos son: trampas de caída, trampas de intersección y embudos de Berlese y Tullgren. En todos los casos, estas trampas se utilizan para la captura de aquellas especies que habitan mayormente en el suelo (incluida la capa de hojarasca). Aunque pueden obtenerse muestras de algunos taxones de hábitos arbóreos que de forma ocasional deambulan por la noche sobre el suelo en busca de presas.

La principal ventaja de estos métodos radica en el amplio lapso de tiempo que es posible cubrir con ellas y en su fácil operatividad. Como mayor desventaja se pudiera mencionar el hecho de que en los trópicos y subtrópicos las intensas lluvias suelen constituir un peligro para la conservación de las muestras, debido a inundaciones y exceso de agua en el interior de las trampas.

TRAMPAS DE CAÍDA (Fig. 12.6). Este es uno de los métodos indirectos más aplicados a nivel mundial en los estudios de inventario y seguimiento de la diversidad de arácnidos. Tanto el tamaño y la cantidad de recipientes en cada muestreo varían de acorde al área y los criterios de cada investigador. Dentro de los recipientes se puede colocar una mezcla de formalina (10 %), glicerina y agua con detergente doméstico (30 %) (Cepeda-Pizarro *et al.*, 2005). Aunque cuando las trampas se usan por pocos días se puede utilizar una mezcla de etanol al 70 % con una pequeña cantidad de detergente líquido (Alegre Barroso y Barba Díaz, obs. pers.). Para facilitar el trabajo se sugiere colocar dos vasos plásticos dispuestos uno dentro del otro, para que el vaso interior sea de fácil remoción. Debido a que las fuertes lluvias pueden provocar la inundación de las trampas y dañar a los especímenes capturados es conveniente colocar tapas o materiales del hábitat como hojas anchas y ramas.

TRAMPAS DE INTERSECCIÓN. El principio funcional de este tipo de trampa es similar al de la anterior, pero difiere en su forma. Se trata de una especie de paño de malla fina,



Figura 12.6. Trampa de caída.

el cual se tensa por los laterales y debajo se coloca una cajuela metálica, por lo general de 0,7 a 1,0 m de longitud, 15 a 20 cm de ancho y 10 a 12 cm de profundidad, la que se entierra a nivel del suelo y se llena con un líquido similar al empleado para las trampas de caída. En realidad, no está diseñada para la captura de arácnidos, pero en ellas caen fundamentalmente arañas constructoras de telas y errantes activas sobre la vegetación. Este tipo de trampa posee dimensiones mayores y cubre un área mayor que una trampa de caída.

EMBUDOS DE BERLESE Y TULLGREN (Fig. 12.7). Estos dispositivos se utilizan de modo casi exclusivo para la microfauna y la mesofauna, principalmente del suelo y la hojarasca, aunque también se han aplicado en nidos de aves y de pequeños mamíferos, así como en el guano de murciélago en cuevas. El método consiste en colocar muestras de dichos sustratos en los dispositivos y obtener los individuos que componen dicha fauna mediante un principio biológico: los altos requerimientos de humedad que estos poseen. El embudo Tullgren consta de una rejilla en la parte superior y en la inferior un frasco recolector; si se le adiciona una bombilla incandescente por encima de la rejilla, a cierta distancia del embudo, se le denomina embudo de Berlese. La muestra de suelo o de hojarasca es colocada sobre la rejilla durante tres o cuatro días. Según las capas superiores de la muestra se van deshidratando, la fauna acompañante tiende a descender hacia las



204

Figura 12.7. Embudo Tullgren.

más inferiores, hasta que al final termina por caer en el frasco recolector con líquido conservante. En la Tabla 12.2 se resumen los métodos de recolecta más recomendables según los diferentes microhábitats y se señalan los grupos de arácnidos que con mayor frecuencia se pueden capturar.

OBTENCIÓN DE ESPECÍMENES ADULTOS MEDIANTE LA CRÍA EN CAUTIVERIO

Para una correcta y definitiva identificación de la mayoría de las especies de arácnidos se hace imprescindible obtener ejemplares adultos, que son los que portan los caracteres diagnósticos más importantes. Pero muchas veces durante los muestreos se hace muy difícil obtener los especímenes adultos y sólo aparecen juveniles. En estos casos es importante enviarle a los especialistas los animales vivos, para que estos puedan ser criados hasta adultos y así obtener un diagnóstico certero. La mayoría de los grupos de arácnidos se pueden mantener por tiempo

prolongado en frascos acordes al tamaño del espécimen. Estos deben tener uno o varios orificios pequeños en la tapa que permitan el intercambio gaseoso, pero que impidan la deshidratación de los especímenes, así como su fuga. Como sustrato los mejores resultados se obtienen con papel higiénico o de servilletas, el cual se humedece periódicamente en dependencia de los requerimientos de cada grupo. De este modo se pueden mantener y enviar a los especialistas, teniendo cuidado en no dejar los frascos al sol o en lugares muy calurosos durante la transportación. Este método es muy práctico para escorpiones, arañas migalomorfas pequeñas (Barychelidae, Ctenizidae, Cyrtaucheniidae, Dipluridae), amblipigios y solífugos. Si el tiempo antes de enviarlos a los especialistas se prolongara, se pueden alimentar con insectos como grillos, cucarachas, polillas y obreras de termitas administrados una vez por semana.

MÉTODOS DE PRESERVACIÓN

La mayoría de los arácnidos se preservan en alcohol etílico (etanol) al 75-80 %, aunque durante los primeros días el líquido debe renovarse varias veces hasta que deje de tornarse de color amarillento. Esto último es especialmente importante para ejemplares muy voluminosos y con gran contenido de grasa, como las arañas migalomorfas. En el caso de las arañas, en general es importante mantener los frascos lo más inmóviles posible durante los primeros días de fijación, pues su abdomen y patas pueden desprenderse con mucha facilidad. Las "arañas escupidoras" de la familia Scytodidae es necesario sacrificarlas en solitario, pues durante el proceso liberan una gran cantidad del fluido viscoso que utilizan para inmovilizar a sus presas, el cual puede cubrir e inutilizar a otros ejemplares en el mismo frasco.

Al recolectar varios arácnidos en el mismo frasco, se debe prestar atención a aquellos que por sus fuertes pinzas o pedipalpos (escorpiones de la familia Scorpionidae, vinagrillos, grandes amblipigios) son capaces de dañar y hasta cercenar los apéndices de otros ejemplares, por lo que también se recomienda co-

Tabla 12.2. Métodos de recolecta según el microhábitat y principales grupos de arácnidos que se capturan.

Microhábitat	Métodos de recolecta	Grupo de arácnidos
Vegetación herbácea y arbustiva, incluso ramas bajas de algunos árboles.	Inspección simple	Arañas araneomorfas durante el día y en la noche usando lámparas de luz blanca. Escorpiones durante el día y en horarios nocturnos, usando lámparas UV. Además opiliones esclerosomátidos.
	Batido de manga entomológica.	Fundamentalmente arañas araneomorfas, raramente se capturan opiliones, pseudoscorpiones y escorpiones.
	Golpeteo de ramas.	Mayormente arañas araneomorfas, algunas familias de pseudoscorpiones y menos frecuente, escorpiones.
	Trampa de intersección	Ocasionalmente arañas constructoras de telas y errantes sobre la vegetación.
Bromelias o curujeyes	Recolecta directa de la epífita en bolsas y análisis de la muestra sobre bandeja blanca.	Algunas arañas, pseudoscorpiones y escorpiones.
Bajo piedras	Inspección simple	Arañas, opiliones, esquizómidos, pseudoscorpiones, amblipigios, escorpiones, ricinúleos, solífugos, vinagrillos y palpígrados.
Suelo y hojarasca	Inspección simple	Arañas, opiliones, esquizómidos, pseudoscorpiones, amblipigios, escorpiones, ricinúleos, solífugos, vinagrillos y palpígrados.
	Embudos Tullgren/ Berlese/Tamizado	Arañas, opiliones, esquizómidos, pseudoscorpiones, ricinúleos, palpígrados y solífugos. Amblipigios y escorpiones fundamentalmente pequeños y juveniles, según entramado de la malla.
	Trampas de caída/de intersección	Arañas, opiliones, esquizómidos, pseudoscorpiones, amblipigios, escorpiones, ricinúleos, solífugos y vinagrillos.
Sobre troncos de los árboles y debajo su corteza, dentro y debajo de troncos derribados, hojas de palmas, interior de agaves, etc.		Arañas, opiliones, esquizómidos, pseudoscorpiones, amblipigios, escorpiones, solífugos y vinagrillos.

localarlos en solitario antes de transferirlos al frasco definitivo. Los escorpiones de la familia Scorpionidae, debido a su cutícula serosa e impermeable, es recomendable inyectarles pequeñas cantidades del líquido conservante a fin de evitar que sus vísceras se descompongan antes de que el fluido penetre su tegumento. Para la preservación a largo plazo de los ejemplares recolectados durante los inventarios e investigaciones estos deben ser enviados a instituciones del país que posean colecciones especializadas que garanticen su

mantenimiento y además su consulta por otros investigadores.

MÉTODOS DE MUESTREO

Los métodos de muestreos dependen de los objetivos de la investigación, los grupos de arácnidos y el área de estudio en cuestión, como hemos referido anteriormente. Es importante siempre tener en cuenta que el muestreo deber ser al azar y representativo del área. No se debe asumir que la eficiencia

de los métodos de muestreo es similar en diferentes hábitats. A continuación se exponen varios métodos para el estudio de arácnidos tomados de Sanchez-Ruiz (2001) y en algunos casos modificados por los autores.

MUESTREO DE INDIVIDUOS POR UNIDAD DE ESFUERZO. Se cuentan o recolectan individuos en un tiempo determinado. Coddington *et al.* (1991) propusieron una metodología que consistía en muestrear todos los artrópodos que se encuentren por encima de las rodillas o por debajo de estas en una hora. El tiempo puede dividirse en cuatro tiempos de 15 minutos cada uno, que pueden ser programados con un cronómetro para no perder tiempo al mirar constantemente el reloj. Durante el muestreo solo se debe realizar la búsqueda de los invertebrados para disminuir el sesgo introducido asociado a otras actividades. Los especímenes pueden ser recolectados con el auxilio de un pincel o una pinza blanda. Este método es efectivo para las evaluaciones rápidas de la biodiversidad.

MUESTREO POR UNIDAD DE ÁREA. Durante este método se eligen parcelas, que según el tipo de estudio serán de suelo o de vegetación. Para los estudios de suelo, se han utilizado por algunos aracnólogos parcelas de 0,25 x 0,25 m (aunque este tamaño puede ajustarse según los objetivos). En estas parcelas se recolectan todos los individuos que se encuentren por debajo de las rodillas (incluyendo debajo de piedras, troncos podridos, etc.) y hasta 2 cm por debajo de la superficie del suelo, o solamente se recolectan los que se encuentran en el suelo, obviando aquellos que se encuentren en la vegetación. Se puede combinar con un tiempo definido de búsqueda, que no debe pasar de los 15 minutos para evitar el cansancio del recolector e introducir sesgos en los resultados. La parcela de vegetación es un poco más grande (2 x 2 m) y se procede de la misma manera que para la de suelo, solo que en este caso se revisa toda la vegetación que se encuentra por encima de la rodilla y hasta la altura de la cabeza. Es muy importante seleccionar las parcelas al azar.

MUESTREO POR UNIDAD DE VEGETACIÓN. En este caso se tiene en cuenta como unidad de muestreo la unidad de vegetación seleccionada, que puede ser un árbol, un arbusto, bromelias, agaves, etc. Cada unidad de muestreo se trata independientemente y en cada una de ellas se recolectan todos los individuos que se encuentren durante un tiempo definido (*e. g.* 15 minutos). Es importante calcular de antemano el tamaño adecuado de la muestra, no se recomienda muestrear en escasas unidades y que no sean representativas del área de estudio. Para el muestreo de arbustos se puede utilizar el método de recolecta mediante el golpeo de ramas sobre sombrilla invertida, siempre teniendo en cuenta la misma cantidad de golpes por cada arbusto muestreado. Con este método se obtiene un gran número de individuos de forma rápida y es efectivo para estimar poblaciones de artrópodos que usan la vegetación. Este método es muy selectivo, aplicable solo en lugares con abundancia de arbustos altos, siendo poco eficiente en árboles muy altos o arbustos muy bajos. Se debe tener en cuenta la selección aleatoria de la unidad de vegetación.

MUESTREOS A LO LARGO DE UN RECORRIDO. Este método se basa en recolectar individuos a lo largo de trayectos, los que dependerán del tamaño y las características del área. Es recomendable establecer un límite de tiempo por cada microhábitat muestreado, así como designar un mismo recolector para cada estrato o microhábitat. Este recorrido también puede realizarse haciendo pases de una red entomológica o jamo, barriendo la vegetación baja y en este caso se mide la cantidad de pases de jamo realizados. Siempre debe tenerse en cuenta no salirse del recorrido establecido. Para estudios comparativos de áreas se recomienda hacer un número de trayectos que sean representativos del área de estudio, y deben estar separados a una distancia prudencial, de modo que cada uno de ellos sea una unidad de respuesta para obtener datos que respondan la pregunta.

MÉTODOS DE MUESTREOS USANDO MÉTODOS DE RECOLECTA PASIVOS

Los métodos de muestreos anteriores pueden ser combinados utilizando métodos de recolecta pasivos. Por ejemplo, en un número de parcelas o cuadrantes predeterminados y esparcidos al azar, se pueden situar trampas de caída que pueden permanecer colocadas por varios días, de acuerdo a sus objetivos. Luego los ejemplares son retirados, limpiados y conservados en etanol al 70 % hasta el momento de su procesamiento. Ejemplos de esta metodología pueden encontrarse en Cepeda-Pizarro *et al.* (2005) y Taucare-Ríos (2012).

ESPECIES DE IMPORTANCIA MÉDICA, CONSEJOS PARA SU MANIPULACIÓN Y MEDIDAS EN CASO DE LESIONES

En Cuba las especies de arácnidos venenosos o que producen algún tipo de daño pertenecen a los órdenes Araneae, Scorpiones y Thelyphonida. Dentro de las arañas, se encuentra la especie popularmente conocida como viuda negra (*Latrodectus mactans*), que las hembras se caracterizan por presentar un color negro brillante y abdomen globoso con una mancha ventral de color rojo en forma de reloj de arena (Fig. 12.8). Esta araña se distribuye por todo el país y se le puede encontrar asociada a las construcciones humanas, debajo de piedras o escombros, en grietas de paredes o muros de las casas, donde construye una tela irregular y gruesa de la que cuelga en posición invertida. La fortaleza de sus hilos hace que en su tela se acumulen hojas secas y otros residuos sin que se rompan, lo que hace muy difícil su detección. Su veneno es neurotóxico y en áreas continentales puede llegar a producir hasta alrededor de 5 % de mortalidad; no obstante, en Cuba no se han registrado casos de picaduras fatales.

Otras arañas conocidas también por su toxicidad, son las arañas violín del género *Loxosceles*, que son de pequeño tamaño (7-8 mm), de color pardo o pardo rojizo y tienen solo seis ojos agrupados en pares (Fig. 12.9). En



Figura 12.8. Hembra de viuda negra (*Latrodectus mactans*).

Cuba habitan cuatro especies (Sánchez-Ruiz y Brescovit, 2013), aunque las de más amplia distribución son *L. cubana* y *L. caribbaea*. Estas por lo general se encuentran bajo piedras y se han observado frecuentemente en cuevas (Pérez-González, 1999). Estas especies en nuestro país no son consideradas altamente venenosas, sin embargo, se conoce que la picadura causa necrosis en el lugar donde se localiza. Fernández y Díaz-Pino (1972) registraron un caso de un campesino de la provincia de Holguín al cual se le necrosaron los dedos de la mano izquierda y fue diagnosticado como loxoscelismo, basado en la descripción del espécimen que proporcionó el campesino. Sin embargo, Pérez-González (1999) consideró dudosa la identificación de *Loxosceles reclusa* como causante de tal accidente, debido a que esta especie no está registrada para las Antillas y a la pobre descripción ofrecida por el campesino. Según experiencias de otros países, lo que se debe

hacer ante un caso de loxoscelismo es aplicar hielo sobre la picadura, lavar la zona con agua y jabón y no enmascararla con antisépticos que la colorean. Si la afección ocurrió en algún miembro, elevarlo, evitar movimientos innecesarios del paciente y trasladarlo rápidamente a un centro hospitalario.

Por otra parte, se conoce que las arañas peludas (Theraphosidae) poseen algunos pelos urticantes, los que son lanzados al aire con la ayuda de sus patas cuando se sienten agredidas. En humanos pueden llegar a irritar los ojos, nariz y piel y de ser inhalados pueden irritar los pulmones. De manera general cuando ocurren picaduras u otras afecciones producidas por arañas es aconsejable conservar el ejemplar involucrado y enviarlo a un especialista para su correcta identificación, esto puede ser decisivo para tomar las medidas adecuadas.

Todos los escorpiones o alacranes poseen veneno y en potencia pueden infligir picaduras. Los representantes de la familia Buthidae (e. g. alacrán colorado, alacrán azul), el veneno tiene acción neurotóxica y la picadura siempre resulta dolorosa llegando ocasionalmente a provocar calambres, parálisis muscular generalizada y actividad intensa en los ganglios linfáticos. En algunos grupos de bûtidos como los del género *Tityopsis*, los calambres locales alrededor de la picadura pueden permanecer por varios días. En los miembros de la familia Scorpionidae (subfamilia Diplocentrinae) el veneno tiene mayormente acción citotóxica, por lo que su picadura no resulta mucho más dolorosa que la de una hormiga brava, aunque puede llegar a producir necrosis microlocalizada y producción de pus. Es importante mencionar que las reacciones del organismo ante cada accidente con arácnidos van a estar relacionadas con la sensibilidad, el estado inmunológico y las condiciones físicas que posea cada persona.

Los vinagrillos (orden Thelyphonida) son capaces de producir sustancias repulsivas en sus glándulas anales. Esta sustancia está compuesta mayormente por ácido acético (de ahí el fuerte olor a vinagre y a lo que deben su



Figura 12.9. *Loxosceles* sp. © T. M. Rodríguez.

nombre vernáculo) y en menor cantidad por ácido cáprico y agua, por lo que puede llegar a ser muy irritante si entra en contacto con alguna mucosa o áreas de piel más delicadas. Los opiliones también producen sustancias defensivas que pueden llegar a irritar las mucosas. Por lo tanto, con estos dos grupos de arácnidos se debe tener la precaución de no acercarlos a los ojos, nariz y boca, ni frotarse estas áreas con las manos luego de manipularlos. Para realizar esto de forma más segura y evitar un posible accidente se aconseja la utilización de pinzas y ayudarse de frascos recolectores.

CONSERVACIÓN DE LA DIVERSIDAD DE ARÁCNIDOS

El objetivo de este capítulo es proporcionar herramientas para realizar estudios enfocados en la conservación de los arácnidos y sus hábitats. Por ello, antes de acometer cualquier inventario, estudio ecológico o monitoreo debemos tener presente algunas cuestiones éticas elementales. Si sólo se pretende realizar un inventario sobre la riqueza de especies de un área, no se debe recolectar un número mayor de ejemplares que el necesario para poder identificar debidamente las especies. Por otra parte, si se van a realizar un inventario o monitoreo es oportuno indagar previamente sobre las especies que habitan

el área y cuáles de ellas son endémicas, pues estas tienen prioridad en la conservación y en muchos casos tienen una distribución muy restringida. Algunos métodos de recolecta y muestreos son desaconejados en estos casos, pues pueden repercutir negativamente en la conservación de estas especies.

En Cuba, la única especie de arácnido que está bajo explotación a gran escala es el alacrán *Rhopalurus junceus*, que desde la década de los 80 su veneno ha sido empleado en tratamientos contra el cáncer (Teruel y Armas, 2012). Este escorpión es una especie endémica de amplia distribución en Cuba y por el momento sus densidades poblacionales son elevadas. A pesar de que se han dedicado algunos esfuerzos recientemente para monitorear la dinámica de sus poblaciones (T. M. Rodríguez, datos inéditos), aun son insuficientes dado el ritmo acelerado y, muchas veces incontrolado de su explotación debido a la creciente demanda de su veneno. Por esta razón, estudios futuros deberán fomentar el monitoreo a largo plazo de sus poblaciones sometidas a la extracción periódica de individuos, en pos de conocer su posible impacto y así garantizar la conservación a largo plazo de la especie mediante un uso sostenible.

LITERATURA CITADA

- Alayón-García, G. 2000. Las arañas endémicas de Cuba. *Revista Ibérica de Aracnología* 2: 1-48
- Alegre-Barroso, A. y R. Barba-Díaz. 2014. Estado de conservación de *Jimeneziella decui*, una especie cavernícola de Cuba (Opiliones: Laniatores). *Revista Ibérica de Aracnología* 25: 43-57.
- Barba-Díaz, R. 2001. Estado actual del conocimiento del orden Pseudoscorpiones (Arachnida) en Cuba. *Cocuyo* 10: 22-25.
- Barba-Díaz, R. 2013. First record of the family Sternophoridae (Arachnida: Pseudoscorpiones) from Cuba. *Caribbean Journal of Sciences* 47: 354-359.
- Cepeda-Pizarro J., J. Pizarro-Araya y H. Vásquez. 2005. Variación en la abundancia de Arthropoda en un transecto latitudinal del desierto costero transicional de Chile, con énfasis en los tenebriónidos epígeos. *Revista Chilena de Historia Natural* 78: 651-663.
- Coddington, J., Ch. E. Griswold, D. S. Davila, E. Peñaranda y S. F. Larcher. 1991. Designing and testing sampling protocols to estimate biodiversity in tropical ecosystems. Dudley, E. C. (Ed.). *The unity of evolutionary biology. Proceedings of the fourth international congress of systematics and evolutionary biology*. Dioscorides Press, Portland OR. 2 vols. 1048 pp.
- Cokendolpher, J. C. y G. R. Camilo-Rivera. 1989. Annotated bibliography to the harvestmen of the West Indies (Arachnida: Opiliones). *Occasional Papers of the Florida State Collection of Arthropods* 5: i-vii, 1-20.
- Fernández, L. y J. Díaz-Pino. 1972. Necrosis de los dedos de la mano izquierda por picadura de araña: presentación de un caso. *Boletín de Higiene y Epidemiología* 10: 103-106.
- Harvey, M. S., R. Barba-Díaz, W. B. Muchmore y A. Pérez-González. 2007. *Pseudalbiorix*, a new genus of Ideoroncidae (Pseudoscorpiones, Neobisioidea) from Central America. *Journal of Arachnology* 34: 610-624.
- Martín-Castejón, Y. 2012. Araneofauna de los alrededores de dos lagunas interiores en cayo Sabinal, Camagüey, Cuba. *Novitates Caribaeae* 5: 42-47.
- Millar, I. M., V. M. Uys y R. P. Urban (Eds.). 2000. *Collecting and Preserving Insects and Arachnids*. Iteg Scientific Publications, Johannesburg. 105 pp.
- Pérez-González, A. 1999. El género *Loxosceles* (Araneae, Sicariidae) en Cuba. *Troglobio* (La Habana) 1: 2.
- Pérez, Y. y R. Teruel. 2004. La fauna de arácnidos de dos localidades de Cuba oriental (Arachnida: Scorpiones, Amblypygi, Schizomida, Ricinulei). *Revista Ibérica de Aracnología* 10: 167-178.
- Polis, G. A. (Ed). 1990. *The biology of scorpions*. Stanford University Press, California, xiii + 587 pp.
- Sánchez-Ruíz, A. 2001. Las familias de las arañas de Cuba. Una guía para su estudio e identificación. *Biodiversidad de Cuba Oriental*. 6: 3-72.
- Sánchez-Ruíz, A y A. D. Brescovit. 2013. The genus *Loxosceles* Heineken & Lowe (Araneae: Sicariidae) in Cuba and Hispaniola, West Indies. *Zootaxa* 3731: 212-222.
- Taucare-Ríos, A. 2012. Arañas epigeas (Araneae) en el Parque Nacional Volcán Isluga, Altiplano Chileno. *Brenesia* 78: 50-57.
- Teruel, R. 2005a. Otros arácnidos (órdenes Scorpiones, Amblypygi, Schizomida, Solpugida, Ricinulei, y Uropygi). Pp. 59-61. En: *Rapid Biological Inventories: 10. Cuba: Siboney-Juticí* (D. Maceira F., A. Fong G., W. S. Alverson

- y J. M. Shopland, Eds.). The Field Museum, Chicago. 210 pp.
- Teruel, R. 2005b. Otros arácnidos (órdenes Scorpiones, Amblypygi, Schizomida). Pp. 64-65. En: *Rapid Biological Inventories: 13. Cuba: Parque Nacional La Bayamesa* (D. Maceira F., A. Fong G., W. S. Alverson y T. Watcher, Eds.). The Field Museum, Chicago. 243 pp.
- Teruel, R. 2005c. Otros arácnidos (órdenes Scorpiones, Amblypygi, Schizomida, Solpugida, Ricinulei, y Uropygi). Pp. 87-89. En: *Rapid Biological Inventories: 14. Cuba: Parque Nacional "Alejandro de Humboldt"* (Fong G., A., D. Maceira F., W. S. Alverson y T. Watcher, Eds.). The Field Museum, Chicago. 368 pp.
- Teruel, R. 2006. Otros arácnidos (Scorpiones, Amblypygi, y Schizomida). Pp. 55-56. En: *Rapid Biological Inventories: 09. Cuba: Pico Mogote* (D. Maceira F., A. Fong G. y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago. 191 pp.
- Teruel, R. 2015. Nueva especie de *Antillostenochrus* Armas & Teruel 2002 (Schizomida: Hubbardiidae), del extremo oriental de Cuba. *Revista Ibérica de Aracnología* 27: 75-80.
- Teruel, R. y L. F. de Armas. 2012. Redescipción de *Rhopalurus junceus* (Herbst, 1800) (Scorpiones: Buthidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 50: 153-174.
- Teruel, R. y D. Díaz. 2002. Notas sobre la comunidad de arácnidos (Arachnida: Scorpiones, Solpugida, Schizomida, Amblypygi) de una localidad desértica de la costa suroriental de Cuba. *Revista Ibérica de Aracnología* 5: 55-58.
- Teruel, R. y F. Kovařík. 2012. *Scorpions of Cuba*. Clairon Production, Praga. 229 pp.
- Teruel, R. y L. Montano. 2005. Los escorpiones (Arachnida: Scorpiones) del Parque Nacional "Desembarco del Granma", Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 37: 219-228.
- Teruel, R. y T.M. Rodríguez-Cabrera. 2017. The missing piece of the puzzle solved: *Heteronebo Pocock, 1899* (Scorpiones: Scorpionidae) occurs at Isla de Pinos, Cuba. *Euscorpius* 240: 1-4.
- Williams, S. C. 1968. Methods of sampling scorpion populations. *Proceedings of the California Academy of Sciences* 36: 221-230.



Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba, excepto Acari; * especie endémica. El ordenamiento es únicamente alfabético.

ORDEN ARANEAE**SUBORDEN OPISTHETHELAE****INFRAORDEN MIGALOMORPHAE****FAMILIA BARYCHELIDAE**

Trichopelma corozali (Petrunkevitch, 1929)
Trichopelma cubanum (Simon, 1903)*
Trichopelma spinosum (Franganillo, 1926)*
Troglithele coeca Fage, 1929*

FAMILIA CTENIZIDAE

Ummidia nidulans (Fabricius, 1787)

FAMILIA CYRTRAUCHENIIDAE

Bolostromus holguinensis Rudloff, 1996*

FAMILIA DIPLURIDAE

Diplura macrura (C.L. Koch, 1841)
Ischnothele longicauda Franganillo, 1930
Masteria aimeae (Alayón, 1995)*
Masteria golovatchi Alayón, 1995*

FAMILIA THERAPHOSIDAE

Avicularia hirsuta (Ausserer, 1875)
Citharacanthus alayoni Rudloff, 1995*
Citharacanthus cyaneus (Rudloff, 1994)*
Citharacanthus niger Franganillo, 1931*
Citharacanthus spinicrus (Latreille, 1819)
Cubanana cristinae Ortiz, 2008*
Cyrtopholis anacanta Franganillo, 1935*
Cyrtopholis bryantae Rudloff, 1995*
Cyrtopholis gibbosa Franganillo, 1936*
Cyrtopholis innocua (Ausserer, 1871)
Cyrtopholis ischnoculiformis (Franganillo, 1926)*
Cyrtopholis major (Franganillo, 1926)*
Cyrtopholis obsoleta (Franganillo, 1935)*
Cyrtopholis plumosa Franganillo, 1931*
Cyrtopholis ramsi Rudloff, 1995*
Cyrtopholis regibbosa Rudloff, 1994*
Cyrtopholis unispina Franganillo, 1926*
Holothele denticulata (Franganillo, 1930)*
Phormictopus auratus Ortiz & Bertani, 2005*
Phormictopus bistriatus Rudloff, 2008*
Phormictopus cautus (Ausserer, 1875)
Phormictopus cochleasvorax Rudloff, 2008*
Phormictopus cubensis Chamberlin, 1917*
Phormictopus fritzschei Rudloff, 2008*
Phormictopus jonai Rudloff, 2008*
Phormictopus schepanskii Rudloff, 2008*

INFRA ORDEN ARANEOMORPHAE**FAMILIA AGELENIDAE**

Barronopsis arturoi Alayón, 1993*
Barronopsis barrowsi (Gertsch, 1934)
Barronopsis jeffersi (Muma, 1945)

FAMILIA AMAUROBIDAE

Tugana cavatica (Bryant, 1940)*
Tugana cudina Alayón, 1992*

FAMILIA ANYPHAENIDAE

Anyphaena bispinosa Bryant, 1940*
Anyphaena bryantae Roewer, 1951*
Anyphaena darlingtoni Bryant, 1940*
Anyphaena diversa Bryant, 1936*
Arachosia cubana (Banks, 1909)
Hibana fusca (Franganillo, 1926)*
Hibana futilis (Banks, 1898)
Hibana tenuis (C. L. Koch, 1866)
Hibana turquinensis (Bryant, 1940)*
Hibana velox (Becker, 1879)
Luppetiana parvula (Banks, 1903)
Luppetiana piedra Brescovit, 1999*
Thaloe tricuspis (Bryant, 1940)*
Wulfila immaculatus Banks, 1914
Wulfila longipes (Bryant, 1940)*
Wulfila pretiosus Banks, 1914*
Wulfila sanguineus Franganillo, 1931*
Wulfila tauricomus Franganillo, 1935*
Wulfila tinctus Franganillo, 1930*
Wulfila wunda Platnick, 1974

FAMILIA ARANEIDAE

Acacesia hamata (Hentz, 1847)
Acanthepeira venusta (Banks, 1896)
Alloctylosa bifurca (McCook, 1887)
Araneus excavatus Franganillo, 1930*
Araneus faxoni Bryant, 1940*
Araneus fistulosus Franganillo, 1930*
Araneus gundlachi (Banks, 1914)*
Araneus pegnia (Walckenaer, 1841)
Argiope argentata (Fabricius, 1775)
Argiope aurantia Lucas, 1833
Argiope trifasciata (Forsskål, 1775)
Cyclosa alayoni Levi, 1999
Cyclosa caroli (Hentz, 1850)
Cyclosa diversa (O.P.-Cambridge, 1894)
Cyclosa imias Levi, 1999*
Cyclosa turbinata (Walckenaer, 1841)
Cyclosa walckenaeri (O.P.-Cambridge, 1889)
Cyrtophora citricola (Forsskål, 1775)
Eriophora edax (Blackwall, 1863)
Eriophora fulginea (C.L. Koch, 1838)
Eriophora nephiloides (O.P.-Cambridge, 1889)
Eriophora ravilla (C.L. Koch, 1844)
Eustala anastera (Walckenaer, 1841)
Eustala eleuthera Levi, 1977
Eustala fuscovittata (Keyserling, 1864)
Eustala unicurva Franganillo, 1936*
Eustala unimaculata Franganillo, 1930*
Gasteracantha cancriformis (Linneo, 1758)
Gea heptagon Hentz, 1850
Hypsosinga pygmaea (Sundevall, 1831)
Kaira levii Alayón, 1993*
Kapogea isosceles (Mello-Leitao, 1939)
Kapogea sellata (Simon, 1895)

Larinia directa (Hentz, 1847)
Larinoides scolopetarius (Clerck, 1858)
Mangora calcarifera F.O.P.-Cambridge, 1904
Mangora fasciata Franganillo, 1936
Mangora picta O.P.-Cambridge, 1889
Mastophora vaquera Gertsch, 1955*
Mecynogea martiana (Archer, 1958)
Metazygia crewi (Banks, 1903)
Metazygia dubia (Keyserling, 1864)
Metazygia gregalis (O.P.-Cambridge, 1889)
Metazygia matanzas Levi, 1995*
Metazygia zilloides (Banks, 1898)
Meteteira datona Chamberlin & Ivie, 1942
Meteteira triangularis (Franganillo, 1930)
Micrathena banksi Levi, 1985*
Micrathena cubana (Banks, 1909)*
Micrathena forcipata (Thorell, 1859)
Micrathena horrida (Taczanowski, 1873)
Micrathena militaris (Fabricius, 1775)
Neoscona arabesca (Walckenaer, 1842)
Neoscona marcanoi Levi, 1993.
Neoscona moreli (Vinson, 1863)
Neoscona nautica (L. Koch, 1875)
Neoscona oaxacensis (Keyserling, 1864)
Ocrepeira incerta (Bryant, 1936)*
Ocrepeira serralesi (Bryant, 1947)
Parawixia tredecimnotata F.O.P.-Cambridge, 1904
Pozonia nigroventris (Bryant, 1936)
Scoloderus nigriceps (O.P.-Cambridge, 1895)
Spintharidius viridis Franganillo, 1926*
Verrucosa arenata (Walckenaer, 1842)
Wagneriana fina Alayón, 2011*
Wagneriana vegas Levi, 1991
Witica alobatus (Franganillo, 1931)*
Witica crassicaudus (Keyserling, 1865)

FAMILIA CAPONIIDAE

Caponina pelegriana Bryant, 1940.*
Cubanops alayoni Sánchez-Ruiz et al. 2011*
Cubanops armasi Sánchez-Ruiz et al. 2011*
Cubanops granpiedra Sánchez-Ruiz et al. 2011*
Cubanops juragua Sánchez-Ruiz et al. 2011*
Cubanops ludovicorum (Alayón, 1976)*
Cubanops terueli Sánchez-Ruiz et al. 2011*
Cubanops tortuguilla Sánchez-Ruiz et al. 2011*
Nops enae Sánchez-Ruiz, 2004*
Nops gertschi Chickering, 1967
Nops guanabacoae MacLeay, 1839*
Nops siboney Sánchez-Ruiz, 2004*
Tarsonops ariguanabo Alayón, 1986*

FAMILIA CITHAERONIDAE

Cithaeron praedonius O. P.-Cambridge, 1872

FAMILIA CLUBIONIDAE

Clubiona maritima L. Koch, 1867
Elaver albicans (Franganillo, 1930)

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

Elaver carlota (Bryant, 1940)*
Elaver crinophora (Franganillo, 1930)*
Elaver elaver (Bryant, 1940)*
Elaver juana (Bryant, 1940)*
Elaver tenera (Franganillo, 1935)*
Elaver tenuis (Franganillo, 1935)*
Elaver valvula (F.O.P.-Cambridge, 1900)

FAMILIA CORINNIDAE

Ababepa wheeleri (Petrunkevitch, 1930)
Castianeira cubana (Banks, 1926)
Castianeira descripta (Hentz, 1847)
Castianeira floridana (Banks, 1906)
Corinna aberrans Franganillo, 1926*
Corinna octodentata Franganillo, 1946*
Corinna parvula Bryant, 1940
Creugas gulosus Thorell, 1878
Falconina crassipalpis (Chickering, 1937)
Megalostrata bruneri (Bryant, 1936)
Phrurolithus nemoralis Bryant, 1940*
Trachelas contractus Platnick & Shadab, 1974*
Trachelas inclinatus Platnick & Shadab, 1974*
Trachelas oculus Platnick & Shadab, 1974*
Trachelas tomaculus Platnick & Shadab, 1974
Xeropigo tridentiger (O.P.-Cambridge, 1869)

FAMILIA CTENIDAE

Giba calzada (Alayón, 1985)*
Ctenus complicatus Franganillo, 1946*
Ctenus cruciatus Franganillo, 1930*
Ctenus guantanamo (Alayón, 2001)*
Ctenus maculatus Franganillo, 1931*
Ctenus ramosi Alayón, 2002*
Cupiennius cubae Strand, 1909
Ohvida brevitarsus (Bryant, 1940)*
Ohvida coxana (Bryant, 1940)*
Ohvida fulvorufa (Franganillo, 1930)*
Ohvida isolata (Bryant, 1940)*
Ohvida turquino Brescovit & Polotow, 2009*
Ohvida vernalis (Bryant, 1940)*

FAMILIA DEINOPIDAE

Deinopsis bituberculata Franganillo, 1930*
Deinopsis lamia MacLeay, 1839
Deinopsis tuberculata Franganillo, 1926*

FAMILIA DESIDAE

Paratheuma insulana (Banks, 1902)

FAMILIA DICTYNIDAE

Dictyna albopilosa Franganillo, 1936*
Dictyna cavata Jones, 1947
Dictyna meditata Gertsch, 1936
Emblyna altamira (Gertsch & Davis, 1942)
Tivyna spatula (Gertsch & Davis, 191937)
Yorima antillana (Bryant, 1940)*

FAMILIA DRYMUSIDAE

Drymusa armasi Alayón, 1981*
Drymusa spectata Alayón, 1981*

FAMILIA FILISTATIDAE

Antilloides abeli Brescovit et al. 2016*
Antilloides cubitas Brescovit et al. 2016*
Antilloides mesoliticus Brescovit et al. 2016*
Filistatoides polita (Franganillo, 1936)*
Kukulkania hibernalis (Hentz, 1842)

FAMILIA GNAPHOSIDAE

Camillina elegans (Bryant, 1940)
Camillina javieri Alayón, 2004*
Camillina rogeri Alayón, 1993*
Cesonia bilineata (Hantz, 1847)
Cesonia cincta (Banks, 1909)*
Cesonia grisea (Banks, 1914)*
Cesonia irvingi (Mello-Leitao, 1944)
Cubanophyllus inconspicuus (Bryant, 1940)*
Eilica bicolor Banks, 1896
Gnaphosa sericata (L. Koch, 1866)
Lithopyllus cubanus (Bryant, 1940)
Microsa cubitas Alayón & Platnick, 1993*
Sergiolus cyaneiventris Simon, 1893
Sergiolus kastoni Platnick & Shadab, 1981
Sergiolus minutus (Banks, 1898)
Urozelotes rusticus (L.Koch, 1872)
Zelotes holguin Alayón, 1992*

FAMILIA HAHNIIDAE

Neohannia sp.A

FAMILIA HERSILIIDAE

Yabisi habanensis (Franganillo, 1936)

FAMILIA LINYPHIIDAE

Ceraticelus nigripes Bryant, 1940*
Ceraticelus tumidus Bryant, 1940*
Ceratinopsis ruberrima Franganillo, 1926*
Erigone autumnalis Emerton, 1882
Florinda coccinea (Hentz, 1850)
Frontinella sp.A.
Frontinella sp.B.

Grammonota emertoni Bryant, 1940*
Mermessus bryantae Ivie & Barrows, 1935
Mermessus dentiger O.P.-Cambridge, 1899
Tutaibo anglicanus (Hentz, 1850)
Walckenaera orghidani Georgesco, 1977*
Walckenaera vigilax (Blackwall, 1853)

FAMILIA LIOCRANIDAE

Liocranum remotum Bryant, 1940*

FAMILIA LYCOSIDAE

Allocosa floridana (Chamberlin, 1908)
Allocosa georgicola (Walckenaer, 1837)
Arctosa fusca (Keyserling, 1877)
Arctosa minuta O.P.-Cambridge, 1902
Hogna badia (Keyserling, 1877)
Lycosa anclata Franganillo, 1946*
Lycosa insularis Lucas, 1857*
Lycosa isolata Bryant, 1940*
Lycosa ovalata Franganillo, 1930*

Lycosa rostrata Franganillo, 1930*
Pardosa bidentata Franganillo, 1926*
Pardosa cubana Bryant, 1940
Pardosa floridana (Banks, 1896)
Pardosa littoralis Banks, 1896
Pardosa maculata Franganillo, 1931*
Pirata mayaca Gertsch, 1940
Pirata sedentarius Montgomery, 1904
Pirata turrialbicus Wallace & Exline, 1978
Rabidosa punctulata (Hanentz, 1844)
Trochosa ruricola (De Geer, 1778)

FAMILIA MIMETIDAE

Ero sp. A.
Gelanor sp. A
Mimetus hesperus Chamberlin, 1923
Mimetus syllepsicus Hentz, 1832

FAMILIA MITURGIDAE

Cheiracanthium inclusum (Hentz, 1847)
Teminius insularis (Lucas, 1867)

FAMILIA MYSMENIDAE

Calodipoena incredula Gertsch & Davis, 1936
Microdipoena guttata Banks, 1895
Mysmenopsis tibialis (Bryant, 1940)*

FAMILIA NEPHILIDAE

Nephila clavipes (Linneo, 1767)

FAMILIA NESTICIDAE

Eidmanella pallida (Emerton, 1875)
Gaucelmus augustinus Keyserling, 1884
Nesticus antillanus Bryant, 1940*

FAMILIA OCHYROCERATIDAE

Fagueceira cubana Dumitresco & Georgesco, 1992*
Fagueceira loma Dumitresco & Georgesco, 1992*
Fagueceira nasuta Dumitresco & Georgesco, 1992*
Ochyrocera arietina Simon, 1891
Speocera decui Dumitresco & Georgesco, 1992*
Theotima falax Fage, 1912
Theotima minutissima (Petrunkevitch, 1929)
Theotima radiata Simon, 1892

FAMILIA OCOBIIDAE

Oecobius conncinus Simon, 1893

FAMILIA OONOPIDAE

Brignolia cobre Platnick et al. 2011
Brignolia parapumpunctata (Simon, 1893)
Gamasomorpha lutzii (Petrunkevitch, 1929)
Heteronoops colombi Dumitresco & Georgesco, 1983*
Heteronoops spinimanus (Simon, 1891)
Ischnothyreus peltifer (Simon, 1891)
Longoonops ellae Platnick et al. 2013*
Lucetia distincta Dumitresco & Georgesco, 1983
Oonopoides cavernicola Dumitresco & Georgesco, 1983*
Oonopoides habanensis Dumitresco & Georgesco, 1983*
Oonopoides humboldti Dumitresco & Georgesco,

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

- 1983*
Oonopoides maxillaris Bryant, 1940*
Oonopoides orghidani Dumitresco & Goergesco, 1983*
Oonopoides pilosus Dumitresco & Goergesco, 1983*
Oonopoides singularis Dumitresco & Goergesco, 1983*
Scaphiella bryantae Dumitresco & Goergesco, 1983*
Scaphioides camaguey Platnick & Dupérré, 2012*
Scaphioides granpiedra Platnick & Dupérré, 2012*
Scaphioides siboney Platnick & Dupérré, 2012*
Scaphioides cobre Platnick & Dupérré, 2012*
Scaphioides yateras Platnick & Dupérré, 2012*
Stenoopops brendae Platnick et al. 2013*
Stenoopops shuhi Platnick et al. 2013*
Stenoopops tobyi Platnick et al. 2013*
Triaris stenaspis Simon, 1891
- FAMILIA OXYOPIDAE**
Hamataliwa rana (Simon, 1897)
Hamataliwa tuberculata (Chamberlin, 1925)*
Oxyopes crewi Bryant, 1948
Peucetia viridians (Hentz, 1832)
- FAMILIA PALPIMANIDAE**
Otiothops alayoni Cala-Riquelme & Agnarsson, 2014*
Otiothops walckenaeri Mac Leay, 1839*
- FAMILIA PHILODROMIDAE**
Apollophanes sp. A.
Philodromus cubanus Dondale & Redner, 1968*
Tibellus insularis Gertsch, 1933*
- FAMILIA PHOLCIDAE**
Anopsicus cubanus Gertsch, 1982*
Anopsicus pulcher Bryant, 1940*
Anopsicus silvai Gertsch, 1982*
Artema atlanta Walckenaer, 1837
Ciboneya antraia Huber & Pérez, 2001*
Ciboneya nuriae Huber & Pérez, 2001*
Ciboneya odilere Huber & Pérez, 2001*
Ciboneya parva Huber & Pérez, 2001*
Leptopholcus delicatulus Franganillo, 1930*
Metagonia debrasi Pérez & Huber, 1999*
Micropholcus fauroti (Simon, 1887)
Modisimus concolor Bryant, 1940*
Modisimus culicinus (Simon, 1893)
Modisimus elevatus Bryant, 1940*
Modisimus elongatus Bryant, 1940*
Modisimus glaucus Simon, 1993
Modisimus ovatus Bryant, 1940*
Modisimus pavidus Bryant, 1940*
Modisimus sexoculatus Petrunkevitch, 1929
Pholcus phalangioides (Fuesslin, 1775)
Physocyclus globosus (Taczanowski, 1874)
- Platnicknia coxana* (Bryant, 1940)*
Platnicknia incerta (Bryant, 1940)*
Smeringopus pallidus (Blackwall, 1858)
- FAMILIA PISAURIDAE**
Dolomedes triton (Walckenaer, 1837)
Pisaurina undulata (Keyserling, 1887)
Thaumasia marginella (C.L. Koch, 1847)
Tinus connexus (Bryant, 1940)
Tinus fuscus (Franganillo, 1931)*
Tinus guamuhaya (Alayón, 2003)*
Tinus toldo (Alayón, 2003)*
- FAMILIA PLECTREURIDAE**
Plectreurys globosa Franganillo, 1931*
Plectreurys hatibonico Alayón, 2003*
- FAMILIA PRODOMIDAE**
Caudalia insularis Alayón, 1980*
Lygromma chamberlini Gertsch, 1941
Prodidomus bryantae Alayón, 1995*
Prodidomus rufus Hentz, 1847
Zimiris doriai Simon, 1882
- FAMILIA SALTICIDAE**
Agobardus cubensis (Franganillo, 1935)*
Agobardus fimbriatus Bryant, 1940*
Agobardus keyserlingi Bryant, 1940*
Agobardus mandibulatus Bryant, 1940*
Agobardus mundus Bryant, 1940*
Agobardus prominens Bryant, 1940*
Anasaitis canosa (Walckenaer, 1837)
Antillatus wickhami (Peckham & Peckham, 1894)
Corythalia arcuata Franganillo, 1930
Corythalia cubana Roewer, 1951*
Corythalia emertoni Bryant, 1940*
Corythalia squamata Bryant, 1940*
Habronattus ciboneyanus Griswold, 1987
Habronattus mexicanus (Peckham & Peckham, 1896)
Hasarius bisetatus Franganillo, 1930*
Hentzia antillana Bryant, 1940
Hentzia audax Bryant, 1940*
Hentzia chekika Richman, 1989
Hentzia cubana Bryant, 1940*
Hentzia palmarum (Hentz, 1832)
Hentzia tibialis Bryant, 1940*
Hentzia vittata (Keyserling, 1885)
Lyssomanes antillanus Peckham & Wheeler, 1889
Lyssomanes antillanus fasciatus Franganillo, 1935*
Marpissa pikei (Peckham & Peckham, 1888)
Menemerus bivittatus (Dufour, 1831)
Menemerus depressus Franganillo, 1930*
Menemerus fasciatus Franganillo, 1930*
Menemerus ochraceus Franganillo, 1930*
Menemerus proximus Franganillo, 1935*
Nagaina olivacea Franganillo, 1930*
Neon nigriceps Bryant, 1940*
Neonella sp.A
- Paraphidippus aurantius* (Lucas, 1833)
Paraplexippus quadrisignatus Franganillo, 1930*
Paraplexippus sexsignatus Franganillo, 1930*
Pechamia picata (Hentz, 1846)
Pelegrina proxima (Peckham & Peckham, 1901)
Petemathis unispina (Franganillo, 1930)*
Phiale cubana Roewer, 1951*
Phidippus apacheanus Chamberlin & Gertsch, 1929
Phidippus regius C.L. Koch, 1846
Plexippus paykulli (Audouin, 1826)
Sarinda glabra Franganillo, 1930*
Sidusa inconspicua Bryant, 1940*
Sidusa turquinensis Bryant, 1940*
Siloca cubana Bryant, 1940*
Siloca minuta Bryant, 1940*
Synemosina smithi Peckham & Peckham, 1893
Tariona maculata Franganillo, 1930*
Thiodina inerma Bryant, 1940*
Thiodina peckhami (Bryant, 1940)*
Zygoballus concolor Bryant, 1940*
- FAMILIA SCYTODIDAE**
Scytodes alayoi Alayón, 1977
Scytodes blanda Bryant, 1940*
Scytodes cubensis Alayón, 1977
Scytodes darlingtoni Alayón, 1977*
Scytodes fusca Walckenaer, 1837
Scytodes longipes Lucas, 1844
Scytodes longipes simplex Franganillo, 1926*
Scytodes lorenzoi Alayón, 1977*
Scytodes noeli Alayón, 1977*
Scytodes robertoi Alayón, 1977*
Scytodes univittata Simon, 1882
- FAMILIA SEGESTRIIDAE**
Ariadna arthuri Petrunkevitch, 1926
- FAMILIA SELENOPIIDAE**
Selenops aequalis Franganillo, 1935*
Selenops aissus Walckenaer, 1837
Selenops alemani Muma, 1953*
Selenops cabagan Alayón, 2005*
Selenops canasta Alayón, 2005*
Selenops caney Alayón, 2005*
Selenops celer Mac Leay, 1839*
Selenops formosus Bryant, 1940*
Selenops iberia Alayón, 2005*
Selenops imias Alayón, 2005*
Selenops insularis Keyserling, 1881
Selenops rosario Alayón, 2005*
Selenops siboney Alayón, 2005*
Selenops simius Muma, 1953
Selenops submaculosus Bryant, 1940
Selenops vinalesi Alayón, 2005*
- FAMILIA SICARIDAE**
Loxosceles caribbaea Gertsch, 1958
Loxosceles cubana Gertsch, 1958

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

- Loxosceles maisi* Sánchez-Ruiz & Brescovit, 2013*
Loxosceles mogote Sánchez-Ruiz & Brescovit, 2013*
- FAMILIA SPARASSIDAE**
Decaphora cubana (Banks, 1909)
Heteropoda venatoria (Linneo, 1767)
Neostasina bryantae Rheims & Alayón, 2016*
Neostasina granpiedra Rheims & Alayón, 2016*
Neostasina iberia Rheims & Alayón, 2016*
Neostasina lucasi (Bryant, 1940)*
Neostasina macleayi (Bryant, 1940)*
Neostasina montegordo Rheims & Alayón, 2016*
Neostasina siempreverde Rheims & Alayón, 2016*
Neostasina turquino Rheims & Alayón, 2016*
- FAMILIA SIMPHYTOGNATHIDAE**
Simphytognatha orghidani Georgesco, 1988*
- FAMILIA TETRABLEMMIDAE**
Caramaitta cambridgei (Bryant, 1940)
Monblemma sp.A.
- FAMILIA TETRAGNATHIDAE**
Alcimosphenus licinus Simon, 1895
Azilia montana Bryant, 1940*
Chrysometa distincta (Bryant, 1940)*
Chrysometa linguiformis (Franganillo, 1930)
Cyrtognatha simoni (Bryant, 1940)*
Homalomete nigriraris Simon, 1897
Leucauge pinarensis (Franganillo, 1930)*
Leucauge pulcherrima ochrerufa (Franganillo, 1930)*
Leucauge regny (Simon, 1897)
Leucauge spiculosa Bryant, 1940*
Meta serrana Franganillo, 1930*
Pachynatha autumnalis Marx, 1864
Tetragnatha caudata Emerton, 1884
Tetragnatha elongata Walckenaer, 1842
Tetragnatha franganilloi Brignoli, 1983*
Tetragnatha guatemalensis O.P.-Cambridge, 1889
Tetragnatha orizaba (Banks, 1898)
Tetragnatha pallescens F.O.P.-Cambridge, 1903
Tetragnatha piscatoria Simon, 1897
Tetragnatha straminea Emerton, 1884
Tetragnatha tenuissima O.P.-Cambridge, 1889
Tetragnatha versicolor Walckenaer, 1842
- FAMILIA THERIDIIDAE**
Anelosimus jucundus (O.P.-Cambridge, 1896)
Anelosimus studiosus (Hentz, 1850)
Argyrodes elevatus Taczanowski, 1873
Argyrodes nephilae Taczanowski, 1873
Ariamnes mexicanus Exline & Levi, 1962
Chryso albomaculata O.P.-Cambridge, 1882
Chryso pulcherrima (Mello-Leitao, 1917)
Coleosoma acutiventer (Keyserling, 1884)
Coleosoma floridanus Banks, 1900
Dipoena bimini Levi, 1963
Episinus unitus Levi, 1964
Faiditus americanus (Taczanowski, 1874)
- Faiditus cancellatus* (Hentz, 1850)
Faiditus caudatus (Taczanowski, 1874)
Faiditus cubensis (Exline & Levi, 1962)*
Faiditus exiguus (Exline & Levi, 1962)
Faiditus globosus (Keyserling, 1884)
Hentziectypus florens (O.P.-Cambridge, 1896)
Hentziectypus turquino (Levi, 1959)*
Latrodectus geometricus C.L. Koch, 1841
Latrodectus mactans (Fabricius, 1775)
Neopisus gratiosus (Bryant, 1940)
Nesticodes rufipes (Lucas, 1846)
Parasteatoda lunata serrata (Franganillo, 1930)*
Parasteatoda tepidarium (C.L. Koch, 1841)
Parasteatoda tessellata (Keyserling, 1884)
Phoronidia americana (Emerton, 1882)
Platnickina mneon (Bösenber & Strand, 1906)
Rhomphaea fiticium (Hentz, 1850)
Rhomphaea projiciens O.P.-Cambridge, 1896
Spintharus flavidus Hentz, 1850
Steatoda erigoniformis (O.P.-Cambridge, 1872)
Steatoda quadrimaculata (O.P.-Cambridge, 1896)
Stemmops bicolor O.P.-Cambridge, 1894
Theridion antillanum Simon, 1894
Theridion archeri Levi, 1959*
Theridion austral Banks, 1899
Theridion castaneum Franganillo, 1931*
Theridion dilucidum Simon, 1897
Theridion evexum Keyserling, 1884
Theridion flavotatum Becker, 1879
Theridion fuscum Franganillo, 1930*
Theridion hispidum O.P.-Cambridge, 1898
Theridion triangulare Franganillo, 1936*
Theridula gonygaster (Simon, 1973)
Thymoites expulsus (Gertsch & Mulaik, 1936)
Thymoites guanicae (Petrunkevitch, 1930)
Thymoites levii Gruia, 1973*
Thymoites pallidus (Emerton, 1913)
Thymoites simplex (Bryant, 1940)*
Tidarren sisypoides (Walckenaer, 1842)
Wamba congener O.P.-Cambridge, 1896
Wamba crispulus (Simon, 1895)
- FAMILIA THERIDIOSOMATIDAE**
Ogulnius cubanus Archer, 1958*
Theridiosoma argenteolunulatum Simon, 1897
Wendilgarda clara Keyserling, 1886
Wendilgarda mexicana Keyserling, 1886
- FAMILIA THOMISIDAE**
Isaloides toussanti Bamks, 1903
Majellula pulchra Bryant, 1940*
Mecaphesa celer (Hentz, 1847)
Mecaphesa celer olivacea (Franganillo, 1930)*
Mecaphesa celer punctata (Franganillo, 1926)*
Misumena picta Franganillo, 1926*
Misumena quadrivulvata Franganillo, 1926*
- Misumenops bellulus* (Banks, 1896)
Onocolus echinatus (Taczanowski, 1872)
Parasthephanops echinatus (Banks, 1914)*
Rejanellus granulatus (Bryant, 1940)*
Rejanellus pallescens (Bryant, 1940)
Thomisus onustus Walckenaer, 1805
Xysticus laticeps Bryant, 1933
Xysticus pella O.P.-Cambridge, 1894
- FAMILIA ULOBORIDAE**
Miagrammopes cubanus Banks, 1909*
Miagrammopes latens Bryant, 1936
Philoponella republicana (Simon, 1891)
Philoponella semiplumosa (Simon, 1893)
Uloborus glomus (Walckenaer, 1842)
Uloborus trilineatus Keyserling, 1883
Zosis geniculata (Olivier, 1789)
Zosis geniculata altissima (Franganillo, 1926)*
Zosis geniculata humilis (Franganillo, 1926)*
Zosis geniculata quadripunctata (Franganillo, 1926)*
Zosis geniculata similis (Franganillo, 1926)*
- FAMILIA ZODARIIDAE**
Antillorena polli (Simon, 1887)
- FAMILIA ZORIDAE**
Odo arigunabo Alayón, 1995*
Odo cubanus (Franganillo, 1946)*
- ORDEN AMBLYPYGI**
FAMILIA CHARINIDAE
Charinus acosta (Quintero, 1983)*
Charinus centralis Armas & Ávila Calvo, 2001*
Charinus cubensis (Quintero, 1983)*
Charinus decu (Quintero, 1983)*
Charinus tomasmicheli Armas, 2006*
Charinus wanlessi (Quintero, 1983)*
- FAMILIA PHRYNIDAE**
Paraphrynus cubensis Quintero, 1983*
Paraphrynus robustus (Franganillo, 1931)*
Paraphrynus viridiceps (Pocock, 1893)
Phrynus damonidaensis Quintero, 1983*
Phrynus decoratus Teruel & Armas, 2005
Phrynus hispaniolae Armas & Pérez, 2001
Phrynus marginemaculatus C. L. Koch, 1840
Phrynus noeli Armas & Pérez, 1994*
Phrynus pinarensis Franganillo, 1930*
Phrynus pinero Armas & Ávila Calvo, 2001*
- ORDEN OPILIONES**
FAMILIA AGORISTENIDAE
Agoristenus cubanus Šilhavý, 1973*
Calmotrinus turquinensis Šilhavý, 1973*
Dumitrescuella ornata Avram, 1977*
Lichirtes hexapodoides Šilhavý, 1973*
Orghidaniella granpiedrae Avram, 1977*

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

- Piratinus calcaratus* Šilhavý, 1973*
Torreana poeiy Avram, 1977*
Torreana spinata Avram, 1977*
- FAMILIA BIANIIDAE**
Caribbiantes cubanus Šilhavý, 1973*
Decuella cubaorientalis Avram, 1977*
Galibrotus carlotanus Šilhavý, 1973*
Galibrotus matiasis Avram, 1977*
Galibrotus riedeli Šilhavý, 1973*
Manahunca bielawskii Šilhavý, 1973*
Manahunca cuevajibarae Avram, 1977*
Manahunca silhavayi Avram, 1977*
Negreaella fundorai Avram, 1977*
Negreaella palenquensis Avram, 1977*
Negreaella riaindiocubanicola Avram, 1977*
Negreaella vinai Avram, 1977*
Negreaella yumuriensis Avram, 1977*
- FAMILIA COSMETIDAE**
Cynorta fraterna Banks, 1909*
Cynorta juncta (Gervais, 1844) spec. inquirenda
Cynorta lithoclasica Avram, 1981*
Cynorta poaensis Avram, 1981*
Cynorta quibijana Avram, 1981*
Cynorta quinquesignata Franganillo, 1926*
Cynorta sextuberculata Franganillo, 1926*
Cynortellana bisignata (Banks, 1909)*
Cynortellana quadrimaculata (Gervais, 1844)
Cynortoides cubana cubana (Banks, 1909)*
Cynortoides cubana signata Roewer, 1912*
Cynortoides roeweri (Henriksen, 1932)
Erginulus quadricristatus (Franganillo, 1926)*
Heterovonones insularis Roewer, 1947*
Metacynortoides scabrosa (Banks, 1909)*
Platycynorta secunda Roewer, 1947*
Trinimontius darlingtoni Šilhavý, 1970*
Vonones sayi (Simon, 1879)
- FAMILIA KIMULIDAE**
Kimula banksi Šilhavý, 1969*
Kimula goodnightorum Šilhavý, 1969*
Kimula levii Šilhavý, 1969*
Kimula tuberculata Goodnight & Goodnight, 1943*
Kimula turquinensis Šilhavý, 1969*
Metakimula botosaneanui (Avram, 1973)*
- FAMILIA PHALANGODIDAE**
Phalangodes flavipes (Banks, 1908)*
- FAMILIA PODOCTIDAE**
Santobius cubanus (Šilhavý, 1969)
- FAMILIA SAMOIDAE**
Maracaynatum cubanum Šilhavý, 1979*
Maracaynatum stridulans Šilhavý, 1979*
Vlachiolus vojtechii Šilhavý, 1979*
- FAMILIA STYGNOTMATIDAE**
Stygnumma spiniferum bolivari (Goodnight & Goodnight, 1945)*
- FAMILIA SCLEROSOMATIDAE**
Holcobunus riedeli Starega, 1970*
Parageya bielawskii Starega, 1970*
Prionostemma bryantae Roewer, 1953*
Prionostemma cubanum Roewer, 1953*
Prionostemma mediobrunneum Roewer, 1953*
- FAMILIA ZALMOXIDAE**
Cersa kratochvili Šilhavý, 1979*
Ethobunus cubensis (Šilhavý, 1979)*
Ethobunus zebroides (Šilhavý, 1979)*
Pachylicus castaneus (Šilhavý, 1979)*
Minuides milleri Šilhavý, 1978*
- FAMILIA INCIERTA**
Anamota custodiens Šilhavý 1979*
Caribula longimana Šilhavý 1979*
Jimenezella decui Avram, 1970*
Jimenezella negreai Avram, 1970*
Neoscotolemon pictipes (Banks, 1908)*
Turquinia montana Šilhavý, 1979*
Valifema blanda Šilhavý, 1979*
- ORDEN PALPIGRADI**
FAMILIA EUKOENIIDAE
Eukoenia orghidani Conde & Juberthie, 1981*
- ORDEN PSEUDOSCORPIONES**
FAMILIA ATEMNIDAE
Paratemnoides elongatus (Banks, 1895)
- FAMILIA BOCHICIDAE**
Antillobisium mitchelli Dumitresco y Orghidan, 1977*
Antillobisium vachoni Dumitresco y Orghidan, 1977*
Mexobisium armas Muchmore, 1980*
Mexobisium cubanum Muchmore, 1973*
Mexobisium sierramaestrae Muchmore, 1980*
- FAMILIA CHEIRIDIIDAE**
Cheiridium chamberlini Dumitresco y Orghidan, 1981*
Cryptocheiridium (Cubanocheiridium) elegans Dumitresco y Orghidan, 1981*
- FAMILIA CHELIFERIDAE**
Chelifer cancroides (Linnaeus, 1758)
Cubachelifer strator Hoff, 1946
Tyrannochelifer cubanus Hoff, 1964
- FAMILIA CHERNETIDAE**
Americhernes oblongus (Say, 1821)
Antillochernes muchmorei (Dumitresco y Orghidan, 1977)*
Bituberchernes mumae Muchmore, 1974
Epactiochernes insularum Muchmore, 1974
Lustrochernes viniai Dumitresco y Orghidan, 1977
Macrochernes wrightii (Hagen, 1869)*
Neoallochernes cubanus Muchmore, 1992*
Neoallochernes garcianus (Banks, 1909)*
- FAMILIA CHTHONIIDAE**
Aphrastochthonius cubanus Dumitresco y Orghidan, 1977*
Chthonius tetrachelatus Preysslner, 1790
Pseudochthonius thibaudi Vitali-di Castri, 1984
Tyrannochthonius ovatus Vitali-di Castri, 1984
- FAMILIA IDEORONCIDAE**
Pseudalbiorix armas Barba y Pérez, 2007*
Pseudalbiorix muchmorei Barba y Pérez, 2007*
- FAMILIA OLPIIDAE**
Antilloplium cubanum Muchmore, 1991
Aphelolpium cayanan Muchmore, 1979
Aphelolpium brachytarsus Tooren, 1995
Novohorus obscurus (Banks, 1893)
Pachyolpium medium Hoff, 1945
Pachyolpium puertoricensis Hoff, 1945
Planctolpium arboreum Hoff, 1964
- FAMILIA PSEUDOCHIRIDIIDAE**
Pseudochiridium insulae Hoff, 1964
- FAMILIA STERNOPHORIDAE**
Garyops depressus Banks, 1909
Idiogaryops pumilus Hoff, 1963
- FAMILIA TRIDENCHTHONIIDAE**
Tridenchthonius cubanus (Chamberlin, 1929)
- FAMILIA WITHIIDAE**
Neowithius cubanus (Banks, 1909)*
Withius piger (Simon, 1878)
- ORDEN RICINULEI**
FAMILIA RICINOIDIDAE
Pseudocellus abeli Armas, 2017*
Pseudocellus aridus Teruel, 2015*
Pseudocellus cubanicus (Dumitresco & Juvara-Bals, 1973)*
Pseudocellus ignotus Armas, 2017*
Pseudocellus paradoxus (Cooke, 1972)*
Pseudocellus permagnus Armas, 2017*
Pseudocellus silvai (Armas, 1977)*
Pseudocellus mayari (Armas, 1977)*
Pseudocellus pachysoma Teruel & Armas, 2008*
Pseudocellus undatus Armas, 2017*
- ORDEN SCHIZOMIDA**
FAMILIA HUBBARDIIDAE
Antillostenochnus alejandroi (Armas, 1989)*
Antillostenochnus alticola Teruel, 2003*
Antillostenochnus anseli Teruel, 2015*
Antillostenochnus cokendolpheri Armas & Teruel, 2002*
Antillostenochnus gibarensis Armas & Teruel, 2002*
Antillostenochnus holguin Armas & Teruel, 2002*
Antillostenochnus longior Teruel, 2013*
Antillostenochnus planicauda Teruel, 2003*
Cokendolpherius ramosi Armas, 2002*
Cokendolpherius jumagua Teruel & Rodríguez, 2010*
Cubacanthozomus rowlandi (Dumitresco, 1973)*
Cubazomus armas (Rowland & Reddell, 1981)*

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

Cubazomus montanus Teruel, 2004*
Dumitrescoella decui (Dumitresco, 1977)*
Guanazomus armatus Teruel & Armas, 2002*
Heterocubazomus sierramaestrae Teruel, 2007*
Luisarmasius insulaepinorum (Armas, 1977)*
Reddellzomus cubensis Armas, 2002*
Rowlandius abeli Armas, 2002*
Rowlandius alayoni (Armas, 1989)*
Rowlandius arenicola Teruel et al. 2012*
Rowlandius baracoae (Armas, 1989)*
Rowlandius biconourus (Rowland & Reddell, 1979)*
Rowlandius candidae Teruel et al. 2012*
Rowlandius cubanacan (Armas, 1989)*
Rowlandius cupeyalensis Armas, 2002*
Rowlandius digitiger (Dumitresco, 1977)*
Rowlandius falcifemur Teruel, 2003*
Rowlandius florenciae Teruel, 2003*
Rowlandius gladiger (Dumitresco, 1977)*
Rowlandius gracilis Teruel, 2004*
Rowlandius guama Teruel & Armas, 2012*
Rowlandius guamuhaya Teruel et al. 2012*
Rowlandius Guantanamo Teruel, 2004*
Rowlandius labarcae (Armas, 1989)*
Rowlandius littoralis Teruel, 2003*
Rowlandius marianae Teruel, 2003*
Rowlandius martinezi Teruel, 2012*
Rowlandius melici Teruel, 2003*
Rowlandius mixtus Teruel, 2004*
Rowlandius moa Armas, 2005*
Rowlandius monticola Armas, 2002*
Rowlandius negreai (Dumitresco, 1973)*
Rowlandius ramosi Armas, 2002*
Rowlandius reconditus Teruel et al. 2012*
Rowlandius recuerdo (Armas, 1989)*
Rowlandius reyesi Teruel, 2000*
Rowlandius serrano Teruel, 2003*
Rowlandius siboney Armas, 2002*
Rowlandius terueli Armas, 2002*
Rowlandius toldo Armas, 2002*
Rowlandius tomasi Armas, 2007*

Rowlandius vinai Teruel, 2003*
Stenochrus portoricensis Chamberlin, 1922
Troglocubazomus orghidani (Dumitresco, 1977)*

ORDEN SCORPIONES

FAMILIA BUTHIDAE

Alayotityus delacruzii Armas, 1973*
Alayotityus feti Teruel, 2004*
Alayotityus granma Armas, 1984*
Alayotityus juraguensis Armas, 1973*
Alayotityus lapidicola Teruel, 2002*
Alayotityus nanus Armas, 1973*
Alayotityus pallidus Teruel, 2002*
Alayotityus sierramaestrae Armas, 1973*
Centruroides anchorellus Armas, 1976*
Centruroides arctimanus Armas, 1976*
Centruroides baracoae Armas, 1976*
Centruroides edwardsii (Gervais, 1843)
Centruroides galano Teruel, 2001*
Centruroides gracilis (Latreille, 1804)
Centruroides guanensis Franganillo, 1930
Centruroides margaritatus (Gervais, 1841)
Centruroides melanodactylus Teruel, 2001*
Centruroides navarroi Teruel, 2001*
Centruroides nigropunctatus Teruel, 2006*
Centruroides polito Teruel, 2007*
Centruroides robertoi Armas, 1976*
Centruroides spectatus Teruel, 2006*
Centruroides stockwelli Teruel, 2001*
Isometrus maculatus (De Geer, 1778)
Microtityus difficilis Teruel & Armas, 2006*
Microtityus farleyi Teruel, 2000*
Microtityus flavescens Teruel 2001*
Microtityus fundorai Armas, 1974*
Microtityus Guantanamo Armas, 1984*
Microtityus jaumei Armas, 1974*
Microtityus kovariki Teruel & Infante, 2007*
Microtityus pusillus Teruel & Kovařík, 2012*
Rhopalurus aridicola Teruel & Armas, 2012*
Rhopalurus garridoi Armas, 1974*

Rhopalurus gibarae Teruel, 2006*
Rhopalurus granulimanus Teruel, 2006*
Rhopalurus junceus (Herbst, 1800)*
Rhopalurus melloleitai Teruel & Armas, 2006*
Tityopsis inaequalis (Armas, 1974)*
Tityopsis inexpectata (Moreno, 1940)*

FAMILIA SCORPIONIDAE

Cazierius asper Teruel, 2006*
Cazierius chryseus Teruel & Armas, 2006*
Cazierius granulatus Teruel, 2013*
Cazierius gundlachii (Karsch, 1880)*
Cazierius paradoxus Teruel & Díaz 2004*
Cazierius parvus Armas, 1984*
Cazierius torrei (Moreno, 1938)*
Cryptoiclus rodriguezi Teruel & Kovařík, 2012*
Didymocentrus armasii Teruel & Rodríguez, 2008*
Didymocentrus jaumei Armas, 1976*
Didymocentrus sanfelipensis Armas, 1976*
Didymocentrus trinitarius (Franganillo, 1930)*
Heteronebo nibujon Armas, 1984*
Heteronebo bermudezi (Moreno, 1938)*
Heteronebo morenoi (Armas, 1973)*

ORDEN SOLIFUGAE

FAMILIA AMMOTRECHIDAE

Ammotrecha enriquei Armas & Teruel, 2005*
Ammotrechella cubae (Lucas, 1835)*
Ammotrechella elieri Armas, 2012*
Ammotrechella jutisi Armas & Teruel, 2005*
Antillotrecha difficilis Armas, 2012*
Antillotrecha guama Armas & Teruel, 2005*
Antillotrecha disjunctodens Armas & Teruel, 2005*

ORDEN THELYPHONIDA

FAMILIA THELYPHONIDAE

Mastigoproctus baracoensis Franganillo, 1931*
Mastigoproctus pelegrini Armas, 2000*
Mastigoproctus santiago Teruel, 2010*

Anexo 12.2. Clave dicotómica para la identificación de órdenes de Arachnida.

1. Pedipalpos terminados en pinzas bien desarrolladas (Figs. 2A, D) _____	2
Pedipalpos con otra forma _____	3
2. Abdomen dividido en preabdomen y postabdomen que termina en un telson bulboso con aguijón (Fig. 2B). Preabdomen ventralmente con apéndices en forma de peines en el segundo segmento (Fig. 2C) _____	SCORPIONES
Abdomen no diferenciado (Fig.2D), sin telson ni peines _____	PSEUDOSCORPIONES
3. Abdomen con flagelo terminal segmentado _____	4
Abdomen sin flagelo terminal _____	6
4. Flagelo terminal corto (cilíndrico en las hembras (Fig. 2H), bulboso en los machos) _____	SCHIZOMIDA
Flagelo terminal largo y filiforme (Figs. 2F, G) _____	5
5. Cuerpo grande y esclerosado; pedipalpos robustos y fuertes con función raptora (Fig. 2E) _____	THELYPHONIDA
Cuerpo diminuto (< 3 mm) y traslúcido, pedipalpos no diferenciados (Fig.2G) _____	PALPIGRADI
6. Abdomen ampliamente unido al prosoma (Figs. 2I, J, K, L) _____	7
Abdomen unido al prosoma por un pedicelo corto y estrecho (Figs. 2N, Ñ, P, R) _____	9
7. Abdomen alargado, prosoma dorsalmente dividido, quelíceros enormemente desarrollados en forma de pinzas dirigidas hacia adelante (Fig. 2 L) _____	SOLIFUGAE
Abdomen no alargado, prosoma no dividido _____	8
8. Abdomen con segmentación visible, regiones corporales definidas (Fig. 2I) _____	OPILIONES
Abdomen sin segmentación visible, sin regiones corporales bien definidas (Fig. 2J, K) _____	ÁCAROS Y GARRAPATAS
9. Abdomen en su parte posterior con estructuras (hileras) por donde se segrega la seda (Fig. 2P, R); quelíceros en forma de colmillos huecos para inocular veneno _____	ARANEAE
(quelíceros que se mueven hacia los lados u oblicuamente (Fig. 2Q): suborden <i>Araneomorphae</i> ; quelíceros que se mueven hacia arriba y hacia abajo, paralelos al eje longitudinal del cuerpo (Fig. 2S): suborden <i>Mygalomorphae</i>)	
Abdomen sin hileras, quelíceros adaptados para macerar _____	10
10. Pedipalpos modificados, con función raptora y terminados en garra (Fig. 2O); primer par de patas anteniformes, con función sensorial (Fig. 2Ñ) _____	AMBLYPYGI
Pedipalpos cortos y terminados en una pinza diminuta (Fig. 2M), primer par de patas no diferenciado (Fig. 2N) _____	RICINULEI

Figura A1. Principales características morfológicas de los diferentes órdenes de arácnidos. (A-C) Escorpiones: (A) pinzas de los pedipalpos (*p*); (B) telson con aguijón (*t*); (C) peines (*pe*). (D) Pseudoscorpiones: se señala el abdomen no diferenciado (*and*) y pinzas del pedipalpo (*p*). (E,F) Thelyphonida: (E) detalle ampliado de los pedipalpos robustos; (F) se señala el flagelo terminal plurisegmentado (*fl*). (G) Palpigradi: se señala el flagelo terminal plurisegmentado (*fl*) y pedipalpos no diferenciados (*pd*). (H) Schizomida: se señala el flagelo terminal (*fl*) corto de una hembra. (I) Opiliones: apariencia general y detalle ampliado del cuerpo donde se señalan el abdomen ampliamente unido al prosoma (*aaup*), con segmentación visible (*acsv*). (J) Ácaro y (K) garrapata: se señala el abdomen ampliamente unido al prosoma (*aaup*), área sin segmentación visible (*assv*). (L) Solifugae: se señala el abdomen alargado (*aa*), ampliamente unido al prosoma (*aaup*) y quelíceros (*q*) muy desarrollados en forma de pinzas. (M, N) Ricinulei: (M) se señala el pedipalpo corto (*p*), con una pinza diminuta; (N) se señalan la unión del abdomen con el prosoma mediante un pedicelo y el primer par de patas no diferenciado. (Ñ, O) Amblypygi: (Ñ) se señala el primer par de patas anteniformes (*pl*) y la unión del abdomen con el prosoma mediante un pedicelo (*ped*); (O) se señalan los pedipalpos modificados (*pd*) con función raptora. (P-S) Araneae: (P) se señalan las hileras de una araña araneomorfa (*h*); detalle ampliado del cuerpo donde se señala la unión del abdomen con el prosoma mediante un pedicelo (*ped*); continúa.



Figura A1 (continuación). Q se señalan los quelíceros, flecha curva que indica movimiento hacia los lados (suborden Araneomorphae); (R) se señalan las hileras de una araña migalomorfa (*h*) y la unión del abdomen con el prosoma por un pedicelo (*ped*); (S) se señalan los quelíceros (*q*), flecha curva que indica movimiento hacia arriba y abajo, paralelo al eje longitudinal del cuerpo (suborden Mygalomorphae). © T. M. Rodríguez (A, J), © R. Teruel (C, E, H, N), © R. Barba (F, I, M, Q, S), © S. Montagud (G) y © J. Larramendi (L).

CAPÍTULO

13

INSECTOS TERRESTRES



Chinche (*Vulsirea nigrorubra*)

INSECTOS TERRESTRES

ILEANA FERNÁNDEZ GARCÍA¹
 JORGE LUIS FONTENLA RIZO¹
 MARTA M. HIDALGO-GATO GONZÁLEZ¹
 DARYL DAVID CRUZ FLORES¹
 DELY RODRÍGUEZ VELÁZQUEZ¹
 BETINA NEYRA RAOLA¹
 NEREIDA MESTRE NOVOA¹
 ESTEBAN GUTIÉRREZ CUBRÍA²

1. Instituto de Ecología y Sistemática
 2. Museo Nacional de Historia Natural de Cuba

INTRODUCCIÓN

Con aproximadamente un millón de especies descritas (Bailowitz y Palting, 2010) y una cifra por describir estimada entre 5 y 10 millones (Ødegaard, 2000), los insectos representan el grupo animal más diverso. De hecho, la clase Insecta agrupa a más de la mitad de todos los organismos conocidos en el planeta. Debido a su diversidad y papel ecológico, los insectos pueden suministrar información sobre los cambios en la diversidad asociada a la fragmentación y la calidad de los hábitats. Por ejemplo, las mariposas reaccionan de manera rápida ante cambios ambientales, ya sean estos relacionados con el tiempo, el clima, la degradación o la contaminación (Prabakaran *et al.*, 2014 y Min Lee *et al.*, 2015). Otros grupos, como las hormigas, se consideran adecuados para establecer líneas bases para la diversidad biológica (Rojas *et al.*, 2012). La realización de inventarios de insectos requiere del conocimiento básico en la identificación de los diferentes órdenes. Si estos se realizan de una manera estandarizada, es posible llevar el registro de la abundancia relativa de las especies, lo cual permite la aplicación de estimaciones de la diversidad y el conocimiento más preciso de la estructura de los ensamblajes ecológicos y de su estado de conservación.



Xylocopa cubaecola

Comparado a otras islas del Caribe, el conocimiento acerca de la taxonomía de algunos órdenes de insectos en Cuba es relativamente alto. Sin embargo, la información relacionada con la ecología, dinámica de poblaciones y composición de los ensamblajes, es aún escasa y existen grandes territorios de la isla donde no se han realizado estudios entomológicos. El mayor conocimiento sobre la composición de las comunidades de insectos está concentrada en zonas de alta diversidad como son los macizos montañosos de la Sierra de los Órganos (Coy *et al.*, 2000), la Sierra del Rosario (Fernández *et al.*, 2005; Hidalgo-Gato *et al.*, 2010; Cruz y Barro, 2015), Topes de Collantes (Mestre *et al.*, 2003), en la región Jibacoa-Hanabanilla, en el Macizo de Guamuha (Rivero, 2006), Nipe-Sagua-Baracoa (Portuondo, 1998, 2001) y Sierra Maestra (Portuondo, 2000, 2001). Por otra parte, en otros ecosistemas cubanos como son los cayos del Archipiélago de Sabana-Camagüey, en los últimos años se han incrementado los estudios relacionados con la composición y distribución de las especies (Rodríguez-León *et al.*, 2000; Rivero *et al.*, 2003; Fernández, 2014; López y Torres, 2014; Núñez *et al.*, 2014; Rodríguez-León e Hidalgo-Gato, 2014).

Dado lo anterior, resulta necesario incrementar el conocimiento de la entomofauna cubana a diferentes niveles, no solo geográficos, sino a nivel de paisajes, áreas protegidas e, incluso, zonas antropizadas con diferente intensidad, incluidas las áreas urbanas. En el presente capítulo se exponen bases metodológicas para la recolecta y procedimientos para inventariar insectos. Para la realización de los inventarios deben combinarse diferentes métodos, aunque sin dejar de considerar la cuantía de los recursos materiales, de personal y de tiempo necesarios para llevar a cabo tales métodos y procedimientos. Sin embargo, algunos autores (*e.g.* Gotelli *et al.*, 2011) señalan que para algunos grupos de insectos (*e.g.* hormigas) podría resultar más útil utilizar un método único estandarizado, que pudiera ser aplicado a cualquier situación aunque no sea el método más óptimo para ser empleado de manera única en un hábitat particular.

DIVERSIDAD DE INSECTOS EN CUBA

Para Cuba, Genaro y Tejuca (1999), listaron 8 312 especies de insectos agrupados en 29 órdenes, incluyendo a los órdenes Collembola,

Protura y Diplura, los cuales actualmente se encuentran ubicados en la Clase Entognatha, mientras que Homoptera se integró a Hemiptera como un solo orden (Brusca y Brusca, 2003; Forero, 2008). En la última década se han registrado o descrito más de 100 nuevas especies para Cuba, y esta cifra debe continuar incrementándose debido a los estudios sistemáticos y ecológicos de los entomólogos de todo el país. Algunos estimados consideran que la riqueza de insectos en Cuba pudiera alcanzar las 15 000 especies (Vales *et al.*, 1998). Hasta el presente, la entomofauna cubana está integrada por 25 órdenes y 8 459 especies. Los órdenes más diversos son Coleoptera (escarabajos) con 32 % del total, seguido de Lepidoptera (mariposas y polillas; 18 %) y Hemiptera (chinches y pulgones, 14 %) (Tabla 13.1; Fig. 13.1). El endemismo varía significativamente entre y dentro de los diferentes órdenes, lo que está en correspondencia con diferencias en la capacidad de dispersión e historia biogeográfica de las especies. Existen grupos donde el endemismo supera 90 %, como en los insectos palos (Phasmatoidea) y los mutílidos (Hymenoptera) (Genaro y Tejuca, 1999). En el Anexo 13.1 se ofrece una clave dicotómica

Tabla 13.1. Número de órdenes, familias y especies de insectos registrados para el archipiélago cubano, modificado de Genaro y Tejuca (1999, 2001).

ORDEN	FAMILIAS	ESPECIES	ORDEN	FAMILIAS	ESPECIES
Thysanura	3	10	Hemiptera	65	1 260
Ephemeroptera	6	35	Thysanoptera	4	61
Odonata	7	85	Neuroptera	9	75
Orthoptera	12	140	Megaloptera	1	1
Dictyoptera (Blattaria)	4	89	Trichoptera	12	90
Mantodea	1	4	Siphonaptera	2	6
Phasmatoidea	3	16	Coleoptera	87	2 691
Dermaptera	5	19	Strepsiptera	4	7
Isoptera	3	32	Diptera	65	995
Embiidina	3	4	Lepidoptera	56	1 558
Psocoptera	20	80	Hymenoptera	49	1 157
Zoraptera	1	1	Total	428	8 459



Figura 13.1. Representatividad de algunos órdenes de insectos. A y B. Lepidoptera, C. Hemiptera, D. Hymenoptera, E. Blattaria, F. Mantodea, G y H. Coleoptera.

para la identificación de los órdenes de insectos más comunes en Cuba.

MÉTODOS DE RECOLECTA E INVENTARIOS

Para inventariar a los insectos terrestres es necesario emplear diferentes estrategias y tipos de trampas, debido a la amplia diversidad de formas de vida y hábitats que presentan las especies. En Cuba, los insectos se han capturado principalmente por métodos tradicionales, entre estos, la red entomológica ha sido el más utilizado para recolectar a las especies terrestres aéreas (Genaro y Tejuca, 1999), ya sea para capturas directas de insectos o barrido de la vegetación, seguida por la recolecta manual a la luz, trampas de luz y trampas Malaise (*e. g.* Fernández *et al.*; 2005; Rivero, 2006; Méndez, 2008; Frago *et al.*, 2010; Hidalgo-Gato *et al.*, 2010; González *et al.*, 2014). También con menor frecuencia se han empleado las trampas de intercepción del vuelo, platos amarillos, y en ocasiones las trampas nocturnas de luz negra (*e. g.* Portuondo *et al.*, 1999; Genaro y Tejuca, 2001; Fernández-Triana, 2005). En el presente protocolo se proponen una serie de métodos de captura de insectos que han sido empleados con determinada regularidad en Cuba para realizar inventarios y monitoreos de insectos terrestres. Para cada método se indican aquellos grupos de insectos que pudieran ser detectados con mayor frecuencia. Estos métodos son:

1. **INSPECCIÓN MANUAL.** Consiste en inspeccionar cuidadosamente el área de interés, registrando piedras, troncos o materia orgánica en descomposición, hojarasca, corteza de árboles y arbustos, epífitas, ramas huecas, flores, hojas, nectáreos y otras estructuras. Los ejemplares se capturan manualmente con pinzas, pinceles o frascos aspiradores. Una de las ventajas al emplear esta técnica es la posibilidad de obtener datos sobre la historia natural de las especies, como pudiera ser: la planta hospedera donde se desarrolla, características de su alimentación, observación de los diferentes estadios de la especie, abundancia, etc. En el caso de los insectos escamas (Hemiptera: Sternorrhyncha), que viven ad-

heridos a las plantas, deben recolectarse con una muestra de la misma mediante una tijera de podar. Los insectos escama, junto con la muestra de la planta, se introducen en un vial de plástico o de vidrio con alcohol etílico al 70%. Este método garantiza que no se pierdan o deterioren los ejemplares.

COMENTARIOS. Una de las limitaciones más importante de este método es que se requiere de mucho tiempo para recolectar a las especies y resulta muy dependiente de la habilidad y experiencia del recolector. En Cuba, el empleo de este método de captura de insectos es muy frecuente. Entre los grupos de insectos más comunes capturados por la inspección manual se encuentran las mantis religiosas, grillos, insectos palo, cucarachas, comejenes, hemípteros (chinchas e insectos escama), coleópteros y hormigas.

2. **RED O MANGA ENTOMOLÓGICA.** De manera general la red entomológica consta de tres partes principales: mango de madera o metálico, aro o armazón metálico y la bolsa o red que debe ser de tela suave como muselina, tul o lienzo de color claro. Estas bolsas deben ofrecer poca resistencia al aire sin dejar de ser fuertes y duraderas, y que sea de terminación redonda (forma de "U"). El borde del aro debe reforzarse mediante un tejido más resistente, al ser la zona que soporta más fricción. Esta red puede tener diferentes dimensiones; aquellas de mango más largo, dimensión del aro mayor y bolsa más larga, resultan más convenientes para la captura de mariposas y odonatos; otras con el mango corto y la bolsa más corta y estrecha, es recomendable para la captura de los restantes órdenes de insectos. Las principales cualidades que debe tener la red son la ligereza y la resistencia de su armazón metálico, que permiten, respectivamente, su fácil manejo y la seguridad necesaria en el barrido de la vegetación.

La recolecta de insectos mediante la red entomológica puede realizarse de dos formas: directa e indirecta (Morón y Terrón, 1988). La forma *directa* se utiliza cuando es posible visualizar al insecto. Después que es capturado, se toma el fondo de la red con dos

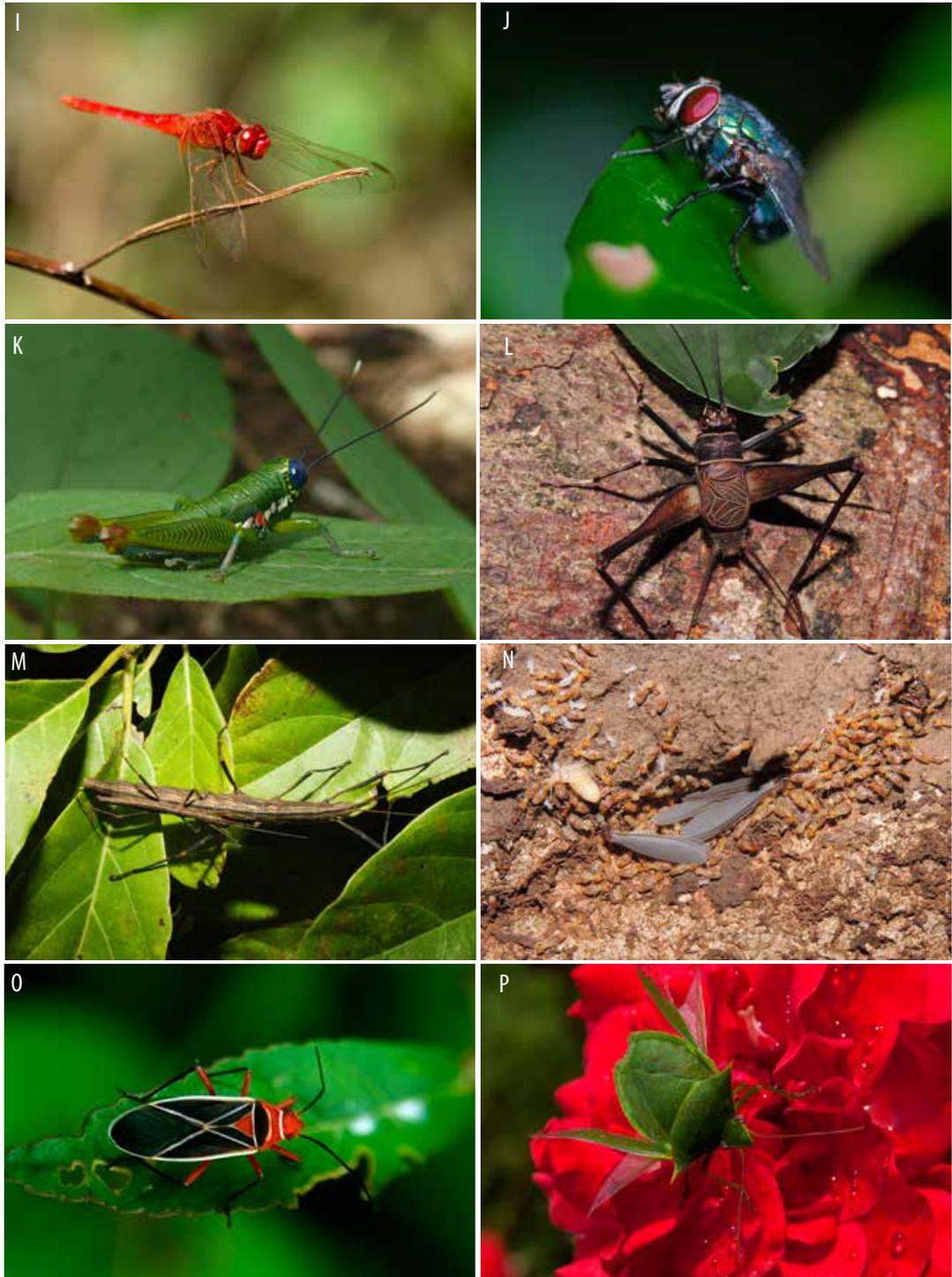


Figura 13.1 (continuación). Órdenes de insectos. I. Odonata, J. Diptera, K y L. Orthoptera, M. Phasmatodea, N. Isoptera, O y P. Hemiptera.

dedos, dejando la entrada abierta y vuelta hacia abajo (Fig. 13.2 A), ya que la mayoría de los insectos se quedarán en el fondo, cerca de los dedos y podrán ser traspasados hacia un frasco letal (con éter etílico o alcohol 70 %). La *indirecta* se utiliza cuando no es posible observar de manera directa a los insectos. Al emplear la red entomológica se tratará que siempre esté abierta por encima de la hierba, maleza o vegetación, realizando movimientos de barrido rápidos en forma de 8 sobre la vegetación o por las ramas de los arbustos y árboles hasta los 2 m de altura según la persona se va desplazando por el área de muestreo. Después de un número de pasadas por la vegetación, la red se gira o dobla rápidamente tapando la abertura de la bolsa para impedir así el escape de los insectos (Fig. 13.2 B). Los ejemplares capturados contenidos dentro de la red pueden ser transferidos hacia un frasco letal o una bolsa de plástico que contenga un papel absorbente embebido con éter etílico.

226

COMENTARIOS. La red entomológica es la técnica más común que se usa para capturar insectos en vegetación a poca altura, una de sus ventajas es que los ejemplares recolectados pueden ser removidos de la red de manera selectiva mediante pinzas entomológicas, pinceles o frasco aspirador (Samways *et al.*, 2010). Los muestreos deben realizarse cuando la vegetación no esté muy húmeda. El horario óptimo es a partir de las 9:00 am hasta las 12:00 pm. A pesar de ser un método bastante eficaz, presenta una serie de desventajas como la imposibilidad de manguear en



Figura 13.2. Formas de manipular la red entomológica. © J. L. Fontenla.

plantas espinosas, la dificultad con las copas de los árboles, o que el manguero queda reducido a la parte exterior de los arbustos (Avinent y Llácer, 1995).

La red entomológica es una técnica que se ha empleado tradicionalmente en Cuba para recolectar insectos voladores (Portuondo *et al.*, 1999; Fernández *et al.*, 2005), aunque también es efectiva en la captura de otros grupos que no son voladores eficaces, sino que se trasladan a través de saltos de una planta a otra (Hidalgo-Gato *et al.*, 2012). Entre los grupos de insectos más comunes capturados por la red entomológica se encuentran libélulas, fásmidos, saltamontes, grillos, neurópteros, mariposas, moscas, avispas, abejas e insectos de pequeño tamaño como son hemípteros (chinchas y saltahojas), coleópteros y avispas parasitoides que habitan entre las hierbas y el follaje de las plantas.

3. RED DE GOLPEO, VAREO O BATIDO DEL FOLLAJE. Este método requiere de una vara o bastón pequeño pero fuerte, de unos 60 cm de largo para realizar el batido o golpeo de la vegetación y una superficie receptora que se coloca debajo de las ramas, que sirve para retener y visualizar a los organismos caídos. La superficie receptora puede ser un cuadrado de tela blanca de 1 m² con las esquinas reforzadas por una cruz desarmable o plegable de madera o metal (Fig. 13.3). De igual modo se puede utilizar un paraguas de color claro colocado de forma inversa (Darrigran *et al.*, 2007) o una sábana blanca extendida en el suelo debajo del árbol o arbusto a muestrear.

COMENTARIOS. La red de golpeo es utilizada para recolectar insectos pequeños (difíciles de ver) en árboles y arbustos. Durante el muestreo la red de golpeo se sostendrá colocándola debajo del follaje y con la otra mano libre, las ramas serán golpeadas energicamente con una vara de madera o goma, por periodos cortos de tiempo tratando de no dañarlas, de esta manera los insectos caerán sobre la superficie de la tela. En la medida que los insectos caigan sobre la red, serán capturados rápidamente. Este método es más efectivo para insectos poco voladores o



Figura 13.3. Tipo de red de golpeo conformado por un cuadrado de tela blanca y una cruz plegable de metal.

estados inmaduros. Entre los insectos más comunes capturados por la red de golpeo se encuentran socópteros, hemípteros (saltahojas y chinches), coleópteros, himenópteros, dípteros y cucarachas (especies pequeñas y algunas que mimetizan coleópteros).

4. TRAMPA MALAISE. Es una de las trampas más utilizadas para capturar insectos, desarrollada por el entomólogo sueco René Malaise. Constituye un tipo de casa de campaña pequeña, elaborada con tela fina similar a la de las redes aéreas o entomológicas (tul), de color negro o verde, excepto el techo que debe ser blanco (Fig. 13.4). La trampa consiste en una red vertical que actúa como un deflector, redes terminales y una red dosel o de techo en pendiente que conduce a un dispositivo de recolecta. Esta trampa se amarra de sus extremos de manera que el borde inferior de la pantalla central y los laterales hagan contacto directo con la superficie del suelo. Todas las piezas del techo deben confluir hacia una



Figura 13.4. Trampa Malaise con recolector lateral. © M. Hidalgo-Gato.

abertura ubicada en la parte más alta de la estructura, a la cual se le asegura el recipiente recolector. Una vez que los insectos golpean la red vertical o deflector, se sienten atraídos por la luz solar (fototropismo positivo) y vuelan hacia la región superior de la trampa donde se encuentra el frasco de recolecta, que puede contener un agente de matar sólido, por evaporación o alcohol etílico 70 % en el que los insectos mueren (Achterberg, 2009). Existen tres tipos de trampas: trampa unilateral con un frasco recolector lateral, trampa bilateral con un frasco recolector lateral y trampa bilateral con un frasco recolector central. El frasco recolector de estas trampas consiste en una botella de policloruro de vinilo (PVC) que va enroscada a una pieza de igual material que presenta una abertura que desemboca en el interior de la trampa formando un ángulo de 45° (Achterberg, 2009). En el caso que se utilice un frasco con alcohol etílico 70 %, es semejante al descrito, pero ambos frascos quedan conectados verticalmente, el superior presenta la abertura por donde entran los insectos y caen en el otro que contiene la solución de alcohol.

COMENTARIOS. La trampa Malaise debe colocarse donde la luz solar incida por completo sobre esta, preferiblemente, en lugares abiertos, alejados de los árboles y donde se establezca un corredor de vuelo, con el propósito de incrementar la probabilidad de captura de un mayor número de insectos. De no detectarse un corredor, lo ideal es ubicar la trampa perpendicular en el borde de dos hábitats (ej.: dos formaciones vegetales). Las comunidades locales donde se está efectuando el muestreo deben estar informadas de la localización de las trampas y se debe evitar el contacto de estas con animales domésticos. Se sugiere que la trampa se mantenga abierta 72 horas. En Cuba, la trampa Malaise se ha empleado para la captura de himenópteros (Fernández-Triana y Portuondo, 2004), dípteros (López *et al.*, 2014), coleópteros (López y Fernández, 2002; Fernández y Favila, 2007), hemípteros auquenorrincos (Hidalgo-Gato y Rodríguez-León, 2007) y cucarachas silvestres voladoras (Gutiérrez y López, 1999; Gutiérrez, 2015). Entre los grupos de insectos más comunes captura-

dos por la trampa Malaise se encuentran himenópteros, en especial icneumónidos y braconídeos, y diversos grupos de dípteros como agromízidos, bombilidos, ceratopogónidos, múscidos, sarcófágidos, simúlidos, sírfidos, tábanos y taquinidos (Cepeda-Pizarro *et al.*, 2013) y coleópteros (Fernández *et al.*, 2009).

5. TRAMPA DE INTERCEPCIÓN DEL VUELO. Es una trampa similar a la Malaise, propuesta por Peck y Davies (1980), mediante la cual los insectos son capturados cuando se les interrumpe el paso normal de vuelo. Se utiliza una malla fina, transparente y de forma rectangular; con la altura y anchura variables, de color negro o verde. En los laterales se le adiciona un borde estrecho de tela fuerte, con ojales o lazos (Fig. 13.5). También puede hacerse un pliegue a todo lo largo de cada lado de la tela rectangular por donde se introducen tubos de aluminio que son fijados al suelo. La malla puede ser del tipo que se usa en los mosquiteros (de nailon, poliéster u otra fibra sintética resistente). Con la ayuda de cuerdas o tubos de aluminio, la malla se coloca tensa, amarrada de sus extremos a una rama de un arbusto o árbol, que se mantenga en posición vertical con relación a la vegetación. Sobre la línea media se coloca una serie de bandejas o recipientes rectangulares de poca profundidad, de plástico o metal y colocados nivelados, uno al lado del otro, sin dejar es-

pacio entre ellos (Fig. 13.5). Es recomendable utilizar una tela oscura o transparente, para que no sea muy visible a los organismos que, volando por ese sitio, chocan con ella y caen hacia los recipientes rectangulares colocados exactamente debajo de la pantalla. También se puede aprovechar la trampa Malaise colocando recipientes debajo y así utilizarla como una trampa de intercepción. Se sugiere que la trampa se mantenga abierta 72 horas.

A los recipientes se les coloca agua saturada de sal o algún otro líquido preservante, con unas gotas de detergente líquido sin olor para eliminar la tensión superficial del agua y que los insectos se hundan (Márquez, 2005). Se recomienda además colocar un techo de plástico, lona o de cualquier otro material, que cubra la malla y los recipientes (Fig. 13.5). También se puede aplicar en la malla un insecticida de contacto, de tal forma que facilite la caída de los insectos. El tiempo de exposición dependerá del tipo de estudio específico que se realice, es recomendable que si se mantiene por más de 24 horas se cambien las bandejas, para evitar el deterioro de los individuos al rozar unos con otros. También en la época de lluvia, las bandejas deben ser revisadas con cierta frecuencia, ya que es común que el recipiente recolector se sature de agua y que los organismos sean arrastrados fuera de él.

COMENTARIOS. Empleo semejante al descrito para la trampa Malaise. En Cuba esta trampa ha sido empleada por Portuondo *et al.* (1999), predominando en la captura especies de dípteros, coleópteros, himenópteros, hemípteros y lepidópteros. Este tipo de trampa es efectiva para capturar insectos voladores que habitan en los estratos bajos de los bosques, matorrales, vegetación herbácea, etc.; como son hemípteros (saltahojas y chinches), coleópteros, cucarachas, lepidópteros, himenópteros y dípteros.

6. TRAMPA DE LUZ. El concepto de trampa de luz constituye un término generalizado que abarca todos los métodos para atraer o capturar insectos nocturnos y crepusculares con lámparas u otras fuentes de luz artificial,

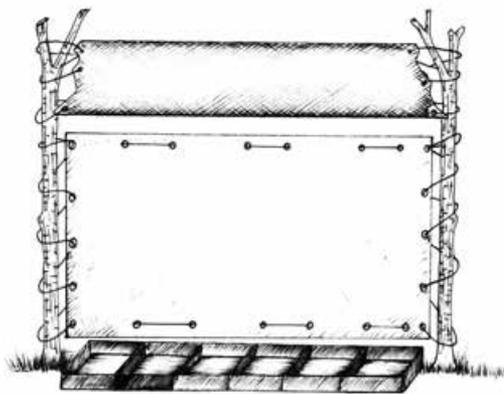


Figura 13.5. Esquema de la trampa de intercepción de vuelo con las bandejas debajo de la pantalla central y un techo de plástico o lona para protegerlas de la lluvia. © G. Pineda Quiala.

que usualmente presentan fuertes emisiones en el rango ultravioleta del espectro. Tal es el caso de los tubos fluorescentes y de luz negra (125 W). También se emplean las lámparas de vapores de mercurio, desde 80 W a 250 W, siendo la última la más efectiva para la atracción de los insectos, pero más dañina para el hombre.

Las recolectas en las trampas de luz pueden ser de manera directa mediante el uso de sábanas blancas y cilindros de gasa. La sábana blanca es el método más común de la recolecta a la luz, consiste en una lámpara, sábana blanca que actúa como pantalla, soga o tendedera y un generador eléctrico portátil. La sábana blanca se coloca verticalmente, de manera que cubra parte del suelo, se puede sujetar utilizando variantes económicas como palillos de tender en sogas o tendederas amarradas a árboles o arbustos fuertes (Fig. 13.6) u otros medios de mayor complejidad y costo como un marco de aluminio plegable. También una pared o cualquier sustrato que sea buen reflector de la luz pueden servir de pantalla. Es útil colocar una sábana adicional extendida en el suelo debajo de la vertical, para incrementar el reflejo y, además, para poder ver algunos insectos que se dejan caer y que no se podrían apreciar bien en el suelo o entre la vegetación. Para la sujeción de la lámpara, esta se puede colocar en la parte superior de la sábana o adaptar un trípode de cámara fotográfica en cuyo centro se fije el



Figura 13.6. Trampa de luz de recolecta directa de insectos mediante el uso de una sábana blanca sujetada con tendederas. © M. Hernández.

socket del bombillo, el cual se puede improvisar con ramas de árboles.

El cilindro de gasa consta de una lámpara, un largo cilindro de gasa con aros en ambos extremos, soga o cordel y un generador eléctrico portátil. El cilindro de gasa puede colgarse de una rama de árbol, de manera que el borde inferior haga contacto con el suelo. En el interior del mismo se coloca la lámpara conectada a la fuente de electricidad (Fig. 13.7). La ventaja de este método respecto al de la sábana blanca es que los insectos son atraídos de manera similar desde todas las direcciones y éstos no entran en contacto directo con la lámpara, lo que impide que se quemen y se dañen con la misma.

Otra forma de recolecta a la luz es mediante trampas de luz automática. En este caso la lámpara se acopla a una estructura para la captura de los insectos. La más común y asequible consiste en un tubo de actinio generalmente de 6 W colocado sobre un embudo que dirige los insectos atraídos por la luz a un receptáculo de recolecta, el cual puede o no contener un líquido preservante (alcohol etílico 70 %) o un gas para sacrificar a los insectos (Fig. 13.8). Usualmente, el bombillo puede estar rodeado de dos a cuatro placas de plexiglás, plástico o metal contra las cuales chocan los insectos y aumentan las probabilidades de que caigan en el embudo. También se les puede añadir una estructura a manera de techo que proteja al bombillo de la lluvia y la caída de hojas y ramas de los árboles. La



Figura 13.7. Trampa de luz de tipo cilíndrica; tomado de Steiner y Häuser (2010).

fuente de energía de estas trampas proviene de células fotoeléctricas con un sensor para la luz lo que permite que se enciendan automáticamente al anochecer.

Esta trampa puede colgarse dentro del bosque o colocarse en el suelo, generalmente en áreas abiertas y sin vegetación. Para la realización de inventarios se recomienda un período entre dos a cuatro horas. Durante ese horario se puede revisar y recolectar de la trampa en el tiempo que esté encendida o por intervalos definidos por el investigador, por ejemplo, cada 10 minutos y recolectar durante 5 minutos. En este tipo de trampa, en la cual hay acumulación de organismos, existe el peligro de que se dañen los ejemplares unos a otros. Por ello, es necesario realizar la revisión de la trampa frecuentemente (Monge *et al.*, 2001). Algunas de las trampas acopladas presentan mecanismos automáticos de encendido/apagado de la lámpara e incluso temporizadores que permiten la apertura y cierre de la trampa coincidiendo con el horario de actividad del grupo de insectos que se desea capturar.

COMENTARIOS. Las trampas deben colocarse en espacios abiertos a cierta distancia del follaje. La lámpara debe ser encendida al menos cinco minutos antes de la puesta de sol y hasta las 12 am, coincidiendo con el período de mayor actividad de los insectos.

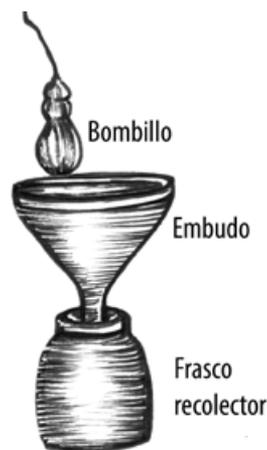


Figura 13.8. Esquema de una trampa de luz automática colgable. © G. Pineda Quiala.

Sorto (2011) planteó que este tipo de trampa se debe utilizar durante las noches oscuras, preferiblemente dos días antes o después de la luna nueva y en lugares alejados de las luces del sistema de alumbrado de la comunidad para que no compitan con la trampa. De manera ideal, las noches deben ser cálidas, húmedas, nubladas y con viento débil. Las trampas de luz permiten recolectar y observar una notable riqueza y abundancia de insectos en un período corto. Este método es comúnmente utilizado en Cuba para capturar insectos nocturnos (Núñez, 2004; Fernández *et al.*, 2009; Rodríguez *et al.*, 2013). Entre los grupos de insectos más comunes capturados por trampas de luz se encuentran ortópteros, mántidos, fásmidos, efemerópteros, socópteros, tricópteros, hemípteros (saltahojas y chinches), coleópteros, cucarachas, lepidópteros, himenópteros y dípteros.

7. RECORRIDOS. Constituyen senderos fijos a través de hábitats para registrar información sobre la composición y abundancia de los grupos de interés. A lo largo del recorrido, los insectos pueden ser registrados mediante observación directa o captura para su posterior identificación. Se reconocen tres tipos de recorridos: lineales, puntuales y de áreas. El más utilizado es el recorrido lineal o recorrido de Pollard (Nowicki *et al.*, 2008; Samways *et al.*, 2010; Van y Quang, 2011; Van Swaay *et al.*, 2012 y Carrero *et al.*, 2013). Este recorrido se realiza caminando con lentitud dentro de una caja móvil imaginaria de 5 x 5 x 5 metros que cubren ambos lados del trayecto, así como el frente y el espacio por encima del observador (Fig. 13.9). No se deben contabilizar los individuos a la espalda del observador. Es posible detenerse para observar un individuo, pero no se deben contabilizar otros mientras el observador se encuentre detenido. La identificación se efectúa de manera visual, con la utilización de binoculares cuando sea necesario. De manera eventual, se podrá requerir la captura de algún insecto para la observación de sus patrones de coloración u otras características, procurando siempre su posterior liberación sin dañar al individuo. Siempre que sea posible los ejemplares testigos pueden ser sustituidos por fotografías.

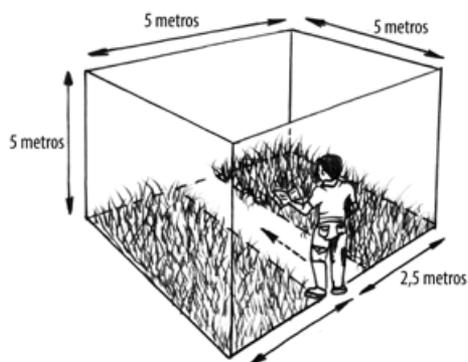


Figura 13.9. Caja imaginaria dentro de la cual el observador realiza conteos de especies e individuos de insectos. © G. Pineda Quiala.

El recorrido debe ser representativo de las diferentes características del hábitat o paisaje. Debe tenerse en cuenta posibles cambios a lo largo del tiempo, pues algunos parches ambientales pueden resultar muy adecuados para la presencia del grupo de insectos en cuestión en ciertas épocas, pero no en otras. Por consiguiente, es posible dividir el recorrido en varias secciones, idealmente de longitud semejante, que reflejen los diferentes parches o variabilidad fundamental del paisaje (Fig. 13.10). Por ejemplo, un cambio en el hábitat o uso del suelo. Así, se garantiza observar la mayor riqueza de especies y, si es necesario, documentar las preferencias y diferencias en abundancia y riqueza dentro del mosaico ambiental del paisaje. El recorrido debe ser fijo y fácilmente localizable en

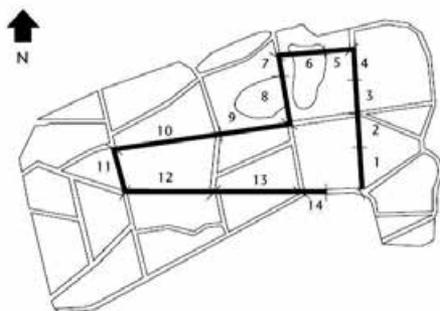


Figura 13.10. Ejemplo de recorrido dividido en 14 secciones en un mosaico ambiental del paisaje.

cualquier circunstancia. Resulta conveniente trazar la ruta en un mapa satelital, de manera que el recorrido se encuentre delimitado con precisión en su totalidad y en sus posibles secciones. Se recomienda recorrer el sendero al menos un día a la semana. Mientras más se cuente un sendero, será mayor la confianza de sus resultados.

Es preferible que los conteos sean realizados por el mismo observador o por el método del observador doble. Un sesgo posible del método sería la falta de coincidencia de especies raras en el momento de la observación, pero ello es rectificable con el incremento de la frecuencia de los conteos. Para inventariar un área es posible establecer varios recorridos con independencia de su posible división en secciones dentro de esta, en particular si el paisaje está fragmentado. Los senderos de una misma área o paisaje deben tener la misma longitud, con independencia de la forma de los recorridos o su división en secciones. Un método que puede ser complementario del recorrido, sobre todo en bosques tupidos, es el establecimiento de puntos de conteos por tiempo (5-15 minutos). Este método pudiera incrementar la posibilidad de detección de especies raras, que vuelen sobre el dosel vegetal o que tengan gran movilidad y/o rapidez de desplazamiento.

COMENTARIOS. El recorrido debe realizarse en condiciones meteorológicas buenas, con vientos suaves o calma, entre media mañana y media tarde. Deben ser recorridos de 30-60 minutos y tener entre 100-500 m hasta 1-2 km de longitud. El tiempo no tiene que ser muy estricto, pues la duración del recorrido depende, sobre todo, de la cantidad de especies e individuos que aparezcan a lo largo del mismo, así como del conocimiento que del grupo tenga el observador. Si el objetivo es el seguimiento intensivo de la dinámica de un ensamble local, se ajusta el horario de las observaciones a las características de la especie. Los recorridos no tienen que ser rectilíneos, sino amoldados a las características del terreno. Un área relativamente pequeña se podrá recorrer en diferentes sentidos, siempre y cuando no se superponga el volumen

de la caja imaginaria de desplazamiento (Fig. 13.11).

Una manera de estandarizar es calcular la densidad del ensamble mediante el área del rectángulo (largo x ancho) que delimita el recorrido dentro de la caja imaginaria. Dicha densidad se calcula mediante el área del rectángulo que forma la caja imaginaria. Si el sendero mide 5 m de ancho x 500 m de longitud, el área sería de 2 500 m². Para la densidad de individuos o especies/m² se harían los ajustes pertinentes. De estar dividido el sendero en secciones, se podrá calcular la densidad del ensamble en cada una de las mismas. De la misma manera, es posible estimar la densidad de una especie en particular dentro del ensamble. En Cuba se han utilizado recorridos para evaluar ensambles de mariposas de áreas antropizadas (Fontenla, 1987) y en lugares más naturales, como los bosques de Canasí (Núñez y Barro, 2003), el macizo del Turquino (Núñez, 2012) y el Parque Natural Caguanes (Luna y Hernández, 2013). Los grupos de insectos más frecuentes detectados mediante recorridos son las mariposas, libélulas y varios grupos de dípteros e himenópteros.



Figura 13.11. Recorridos no rectilíneos sin división en secciones. © G. Pineda Quiala.

8. FUMIGACIÓN DEL DOSEL. Se deben seleccionar árboles individuales y dirigir una mochila de fumigación hacia la corona del árbol. Los insectos caen y se recogen en una tela blanca montada en una cruceta de alrededor de 2 m².

COMENTARIOS. Es considerado el método más destructivo tanto para la fauna como para la vegetación y en general para el ecosistema (Floren, 2010). Entre los grupos de insectos más comunes para ser inventariados por el método de fumigación de dosel se encuentran las avispas, dípteros y algunos coleópteros, cucarachas y grillos.

9. PARCELAS. Este método de muestreo es recomendado fundamentalmente para especies de la familia Formicidae (Hymenoptera). Se buscan y determinan todas las especies de hormigas en un área dada (generalmente 1 m²). Se puede remover la hojarasca y el suelo superficial de la parcela y ser colocados sobre una tela blanca en una bandeja. El suelo descubierto se revisa con cuidado y después se procede a revisar el material removido. En ocasiones, la visibilidad del terreno puede ser escasa, por lo que se recomienda la disponibilidad de una fuente de luz. Si en la parcela existe algún árbol o arbusto se puede revisar el tronco o golpear las hojas y ramas bajas hasta los 2 m de altura.

COMENTARIOS. Con este método la probabilidad de obtener una representación más completa de la fauna de hormigas se incrementa. Presenta el inconveniente que los resultados dependen de la experiencia y habilidades del observador. Es posible realizarlo con dos observadores. De igual modo, requiere más tiempo de campo, aunque el tiempo por parcela dependerá, sobre todo, de las características del microhábitat, la cobertura vegetal, densidad de la hojarasca y otras variables. Se recomienda realizar entre 20 y 30 parcelas en dependencia de las características del hábitat, separadas entre sí no menos de 5 m. Este procedimiento ha sido aplicado en Cuba en sistemas naturales, antropizados y agroecosistemas (Fontenla, 1993, 2012).

10. CEBOS ATRAYENTES. Existe un amplio espectro de cebos en dependencia de la alimentación del insecto. Consisten en muestras de proteína, grasa o carbohidrato, o una combinación de los mismos. Por lo general, se utiliza pescado enlatado y miel. Es posible, de igual modo, utilizar cebos con soluciones

de azúcar, melado de caña o, incluso, fragmentos de galletas o fruta fermentada y excremento; este último para el caso de coleópteros coprófagos y varios grupos de moscas. Los cebos sólidos son preferibles, porque los insectos, en particular las hormigas, invierten más tiempo en fragmentarlos y acarrearlos. Los cebos deben colocarse sobre rectángulos de cartulina blanca o de colores contrastantes con el sustrato en cuestión.

COMENTARIOS. A los cebos acuden solamente aquellos organismos que son atraídos por un tipo de cebo en particular o por un conjunto de ellos. Es un método muy común, se puede llevar a cabo de manera rápida, sencilla y efectiva. El sesgo principal es el de la representatividad de la composición local, pues la atracción de las especies depende de sus preferencias. En particular, para las hormigas, este método se encuentra sesgado a favor de la presencia de especies agresivas y dominantes. Por la misma razón, resulta adecuado para precisar límites de territorio entre especies dominantes y otras interacciones interespecíficas. Las especies depredadoras u otras especialistas, como las acarreadoras de semillas, no es común que acudan a los cebos. Entre los grupos de insectos más comunes detectados mediante cebos se encuentran algunos coleópteros (Scarabaeinae), ciertas mariposas (Nymphalidae), moscas (Sarcophagidae, Muscidae, Calliphoridae, Tachinidae, Drosophilidae), hormigas, ortópteros y cucarachas.

11. **TRAMPAS DE CAÍDA.** Consisten en contenedores pequeños de boca ancha que se entierran hasta que la boca del frasco queda a nivel del suelo (Fig. 13.12). Los insectos caen en las trampas mientras se desplazan por su territorio. El líquido preservante puede ser alcohol etílico o propílico, de igual modo, se puede utilizar alcohol y detergente o agua y detergente, aunque en este último caso, los ejemplares deben sacarse con premura para evitar su descomposición. Es posible utilizar frascos dobles, donde se entierra el de mayor volumen y el pequeño recoge las muestras, y así facilita su recambio y limpieza. Las trampas pueden ser revisadas cada 24-72 horas.

Según los objetivos del estudio, pueden revisarse cada cuatro horas, para ver la actividad diaria o al amanecer y al atardecer, para separar los insectos nocturnos de los diurnos.

COMENTARIOS. Según Luff (1975), las especies de mayor tamaño presentan una menor tasa de caída en la trampa una vez alcanzado el borde de esta. En cuanto al tamaño de la trampa, Turner (1962) estimó que la eficiencia del muestreo presenta una correlación positiva con la circunferencia de la boca de la trampa. Existen también factores extrínsecos que influyen en la captura de los ejemplares como las condiciones climáticas, características de la cubierta vegetal y la presencia de barreras como irregularidades en el suelo, pendientes y obstáculos dificultan el desplazamiento de los individuos y hace que disminuya su presencia en las capturas. También las pendientes pueden aumentar o disminuir el número de capturas según la disposición de las trampas en relación al relieve (Adis, 1979). Se ha observado que algunas especies tienden a evitarlas o ser repelidas por el olor del líquido preservante. Otra desventaja es que atrapan con frecuencia organismos no deseados o escasos en el hábitat, como diferentes tipos de artrópodos y vertebrados pequeños. Entre los insectos más comunes capturados en trampas de caída se encuentran cucarachas, algunos coleópteros y hormigas.



Figura 13.12. Trampa de caída para la captura de insectos con un protector para la lluvia. © A. Hernández.

De manera general durante los inventarios es importante estandarizar los métodos a fin de hacerlos comparables entre localidades, hábitats y táxones. La Tabla 13.2 presenta formas de poder estandarizar los datos para diferentes métodos de inventario y recolectas.

MÉTODOS DE PRESERVACIÓN

De manera implícita, en la realización de inventarios se impone la necesidad de capturar y preservar insectos. A continuación, se exponen instrumentos y procedimientos básicos para efectuar esas tareas.

INSTRUMENTOS

1. *Lupa plegable de bolsillo*. Las más comunes magnifican entre 8x-10x. Se utilizan en el campo o laboratorio para el reconocimiento e identificación de insectos pequeños o estructuras morfológicas (Fig. 13.13).

2. *Pinzas*. Las pinzas pueden ser rígidas y de puntas agudas, o más suaves y de puntas planas, según se requieran para capturar o manipular insectos de cuerpo duro o blando, respectivamente (Fig. 13.13).

3. *Pincel*. Para la captura de insectos pequeños y cuerpo blando (Fig. 13.13), el pincel se introduce en un frasco con alcohol 70 %



Figura 13.13. Lupa plegable de bolsillo y diferentes tipos de pinzas y pinceles para recolectar insectos.

para humedecerlo, después se pasa sobre la superficie donde se encuentra el insecto. Los especímenes capturados se introducen en frascos con alcohol etílico 70 %.

4. *Frasco aspirador*. El frasco aspirador es muy útil para recolectar insectos pequeños y de cuerpo blando, tales como hormigas y termites, o los atraídos a la luz sobre diversas superficies como saltahojas, chinches, coleópteros y mariposas. Los frascos aspiradores se pueden construir de dos maneras. Una de ellas consiste en un frasco, que se utiliza en posición vertical, con una tapa de corcho o goma con dos orificios por donde se intro-

Tabla 13.2. Métodos de inventarios de insectos y propuestas de estandarización.

Método	Estandarización
Recolecta manual	Cada muestra en un lapso de 10 ó 20 minutos
Red aérea o entomológica (barrido de la vegetación)	Número de golpes con la red sobre la vegetación (ejemplo: 20 golpes= 1 muestra). Tiempo de barrido con la red sobre la vegetación (ejemplo: 10 minutos= 1 muestra).
Red de golpeo para el follaje	Número de golpes en el follaje (ejemplo: 10 golpes = 1 muestra).
Trampa Malaise Trampa de intercepción del vuelo	Número de trampas. Orientación. Total horas/trampas.
Trampa de luz	Tipo de trampa empleada. Horario de exposición a la luz. Total horas/trampas.
Recorridos	Recorridos de 500 -1 000 metros

ducen tubos, cada uno con una manguerita de goma. La más larga se utiliza para la acción de aspirar (Fig. 13.14). Al tubo conectado a esta manguerita se le debe poner una mallita o gasa, que puede o no estar engrasada, para impedir la posible penetración de insectos en la boca del recolector. El segundo modelo consiste en un frasco abierto por ambos extremos, con dos tapas de corcho o goma, cada una con un orificio, con igual disposición de tubos y mangueras.

El frasco aspirador se utiliza sosteniéndolo con una mano, mientras que con la otra se aproxima el extremo del tubo libre al individuo y con el tubo unido a la goma se aspira fuertemente, creando un vacío parcial en el frasco mediante el cual el insecto es succionado al interior del mismo. Con el frasco aspirador se puede realizar más de una captura, siempre que los ejemplares atrapados sean del mismo sitio o sustrato. Es recomendable acarrear tubos de repuesto para reemplazar el original de manera rápida cuando las capturas son abundantes.

5. *Red entomológica.* Es uno de los instrumentos más utilizados en la captura de insectos. Los detalles de esta se ofrecen en la sección anterior.

6. *Frascos con cierre hermético.* Pueden ser de plástico o vidrio, preferentemente con tapa de plástico y transparente, de diferentes tamaños. Estos se usan para preparar los frascos

letales donde se depositarán los insectos capturados. Este frasco puede ser empleado para realizar capturas directas de insectos sobre superficies planas.

7. *Bolsas de plástico de tamaño mediano a grande.* Se utilizan como cámaras letales.

8. *Papel absorbente, algodón.*

9. *Libreta de campo.* En ésta se anotarán los datos obtenidos en el área de estudio.

10. *Etiquetas de papel.* Para rotular las muestras.

11. *Lápiz o plumones indelebles.*

SACRIFICIO Y PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

1. *GASES TÓXICOS.* Estos gases asfixiantes son emitidos por sustancias que se depositan en frascos o bolsas, idealmente transparentes para comprobar el efecto del veneno. El uso de la bolsa de plástico es recomendable cuando se realizan muestreos con la red entomológica, ya que se garantiza que la gran mayoría de los insectos capturados pasen a la bolsa de plástico, la cual debe ser gruesa y resistente, de tamaño mediano a grande para que el contenido de la red pueda ser sacudido dentro de esta.

Dentro del frasco o bolsa de plástico se deposita un papel absorbente o un pedazo de algodón, al cual se le aplicará una sustancia que emita gases letales o paralizantes para sacrificar al insecto. El algodón debe estar envuelto con papel higiénico o tela para que los individuos no queden atrapados entre las fibras del algodón y no se deterioren las patas, antenas o alas. Las sustancias tóxicas más comunes suelen ser éter etílico, cloroformo o acetato de etilo.

Estos reactivos son muy volátiles, por lo que una vez aplicado al papel o algodón, el frasco o bolsa de plástico deben ser cerrados de inmediato. Si el veneno utilizado para sacrificar a los individuos no fue suficiente, se deberá

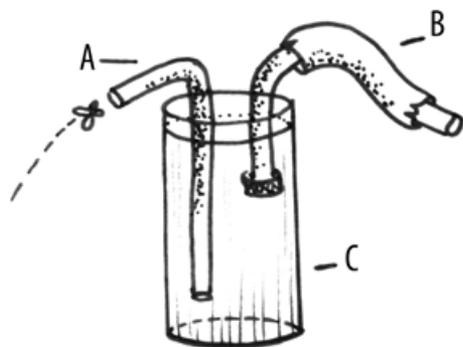


Fig. 13.14. Frasco aspirador de una sola tapa para la captura de insectos pequeños. © G. Pineda Quijala.

añadir más para que los insectos no se estropeen al tener rozaduras o mordeduras entre ellos. No conviene guardar muchos insectos dentro de un mismo recipiente, ya que los distintos apéndices se suelen enredar provocando las consiguientes roturas de las estructuras del insecto. Para ello se deben transportar un número adecuado de frascos y bolsas.

2. **LÍQUIDOS.** El líquido comúnmente utilizado para sacrificio y preservación de los insectos es el alcohol etílico o etanol, usualmente con 70 % de concentración (3 partes de alcohol y 1 de agua).

3. **SOBRES O TRIÁNGULOS DE PAPEL.** Los sobres o triángulos de papel se usan para los insectos de cuerpo delicado como son las mariposas, libélulas, neurópteros y efímeras. Estos deben almacenarse con posterioridad en cajas de plástico, cartón grueso o metal inoxidable. En la figura 13.15 se muestra la manera de confeccionar los triángulos. Para los lepidópteros es preferible que el papel sea encerado para evitar que las escamas de las alas se adhieran a la superficie de otro tipo de papel.

Los lepidópteros se sacrifican apretándoles el tórax entre el dedo índice y el pulgar, o simplemente introduciéndolos en un frasco que contenga un papel absorbente impregnado en éter etílico. Nunca se deben colocar a los lepidópteros en alcohol o medios húmedos ya que el cuerpo de estos animales se deteriora considerablemente. Una vez sacrificados se guardan en los triángulos de papel (Fig. 13.16). Las libélulas pueden sacrificarse con gases tóxicos e introducirse en sobres, o ser introducidas en estos de manera directa y sacrificarse mediante enfriamiento.

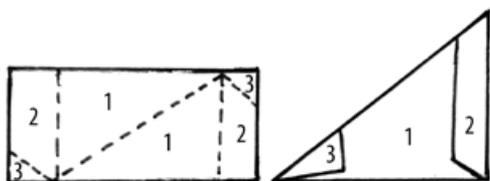


Figura 13.15. Esquema del plegado o dobleces de un triángulo de papel. © G. Pineda Quiala.



Figura 13.16. Conservación de insectos en seco mediante camas entomológicas y triángulos confeccionados con papel.

Los insectos de cuerpo duro (Fig. 13.16) se colocan en capas de papel absorbente y algodón dentro de una caja bien cerrada denominada cama entomológica. Los adultos de los siguientes órdenes pueden sacrificarse y preservarse en seco: Dermaptera, Odonata, Neuroptera, Thysanura, Hemiptera (excepto áfidos o pulgones e insectos escamas), Hymenoptera, Diptera (excepto esciáridos, cecidomidos y psicódidos), Coleoptera y Lepidoptera.

4. **ENFRIAMIENTO.** Los insectos que se encuentran vivos dentro de los frascos o en las bolsas de plástico, que no pudieron ser sacrificados por la carencia de alcohol etílico o gases tóxicos, pueden ser colocados de esta forma dentro de un congelador. Se recomienda dejarlos por varias horas.

5. **CALENTAMIENTO.** Las bolsas plásticas que contienen a los insectos vivos se someten durante 2 h en una estufa graduada a 40 °C, para provocar la muerte de los individuos y facilitar su extracción.

TOMA DE DATOS

Las muestras deben separarse en diferentes frascos, bolsas de papel glasé o plástico, según la localidad y sustrato, sin mezclar ejemplares atrapados en diferentes sitios y fechas. Debe anexarse a cada frasco, bolsa, cama entomo-

lógica o triángulos de papel, una etiqueta temporal con los datos que relacione la muestra con la información recogida en la libreta de campo. Las etiquetas deben realizarse con lápiz, plumón indeleble o impresas con láser.

Los datos que deben ser recogidos en el área de muestreo, según Márquez y Asiain (2000) son:

Localidad. Los datos deben ser arreglados en orden jerárquico, comenzando con el país, municipio, poblado o algún otro dato de referencia. Es recomendable tomar las coordenadas geográficas con un aparato de geoposición satelital (GPS) o mediante cartas topográficas.

Tipo de vegetación o el sustrato. Es el sitio o sustrato donde fue recolectado el organismo. Esta información resulta esencial para insectos adheridos al sustrato, como es el caso de los insectos escama.

Método de captura. Indicar el tipo de trampa o método particular utilizado en la captura de los insectos.

Fecha de captura. Debe incluir el año completo; se recomienda usar números romanos o letras para indicar los meses y evitar que se confundan con los días.

Nombre del recolector. Se escribe con la inicial del nombre propio seguido de su primer apellido, antecedido por la abreviación "col", referido al recolector.

También se puede, anotar datos sobre las condiciones climáticas imperantes: día lluvioso, soleado, ventoso, así como la temperatura y la humedad.

PROCESAMIENTO DE LOS EJEMPLARES EN EL LABORATORIO

El material entomológico procedente de las capturas realizadas puede ser preparado de dos formas: húmeda o seca (Márquez, 2005). Las preparaciones húmedas requieren de diferentes preservantes, de los cuales el más

usado es el etanol o alcohol etílico. De las secas, la más frecuente es el montaje de insectos pinchados o punteados. Los métodos de montaje y preservación varían en dependencia del grupo de insectos de que se trate, por lo cual algunos ejemplares serán conservados en seco y otros en líquido.

Los individuos procedentes de cada muestra deberán ser separados en órdenes taxonómicos. Este paso debe realizarse de forma cuidadosa para que el ejemplar conserve todas sus partes y pueda ser identificado por un especialista posteriormente. Es importante mantener la tarjeta que cada muestra trae con la información recogida en las áreas, para así confeccionar la etiqueta que acompañará al insecto cuando sea conservado.

Las muestras de insectos se vierten en una bandeja, placa de Petri grande o sobre un papel blanco. El contenido debe revisarse con lupa y microscopio estereoscópico, para separar los ejemplares de la tierra, restos de vegetación y otras impurezas. Este procedimiento se realiza mediante pinzas suaves y agujas enmangadas. Los insectos deben ser limpiados de impurezas mediante un pincel humedecido en alcohol.

Antes de ser montados, los himenópteros y dípteros preservados en alcohol etílico 70 % se sumergen en agua entre dos a cuatro horas. Con posterioridad, los individuos se sumergen en acetona durante el mismo lapso.

El mejor preservante es el alcohol etílico, generalmente al 70 %, aunque puede variar entre 70 y 80 %, en dependencia del volumen de los insectos. Nunca se deben conservar en alcohol a menores porcentajes de pureza, ya que esto puede ocasionar que se formen precipitados de grasas del cuerpo de los animales que puede poner en riesgo la muestra. Los insectos a preservar se colocarán en frascos de plástico o de vidrio de diferentes capacidades, dependiendo del tamaño y número de éstos, con la información obtenida en las áreas recogidas en una etiqueta.

Es frecuente utilizar frascos para preservar muestras de un mismo taxón, táxones cercanos, de un mismo sitio, o de sustratos particulares. Estos serán etiquetados cada uno y se colocarán juntos en un frasco mayor. En cada vial se coloca un pedazo de algodón a manera de tapa. El propio frasco puede ser rotulado para una mejor ubicación de las muestras. Este tipo de preservación requiere de la revisión periódica de las muestras para reponer el alcohol que se evapora. También es recomendable colocar las muestras en lugares frescos, secos y oscuros para disminuir la evaporación y la decoloración que pueda provocar la luz a los organismos. Las mariposas y las libélulas que no puedan montarse inmediatamente se conservarán en triángulos de papel encerado guardados en cajitas de cartón a las cuales se les añade un poco de preservante, como es la naftalina (Medina-Gaud, 1977).

CÁMARA HÚMEDA

238

Los insectos que se endurecen durante la revisión del material recolectado en el laboratorio, deben colocarse en la llamada cámara húmeda con el fin de hidratarlos, ya que secos se tornan rígidos y quebradizos. La hidratación los torna suaves y flexibles, lo cual es indispensable para el montaje. La cámara húmeda consiste en un recipiente, cuyo requisito principal es tener un cierre lo más hermético posible. Esta cámara húmeda puede prepararse de dos formas: añadir al recipiente agua destilada y unas gotas de fenol para evitar la aparición de hongos, después se coloca una malla o recipiente más pequeño que no tengan contacto con el líquido y sobre estos, la placa de Petri o un papel blanco donde los insectos son depositados para hidratarlos y ablandarlos, siempre con la etiqueta que contenga los datos de campo (Fig. 13.17).

Otra forma es colocar en el fondo del recipiente una capa de arena de 1-2 cm y se le vierte agua con unas gotas de fenol o una cucharada de vinagre (ácido acético) para evitar la formación de mohos. La arena debe quedar bien húmeda y sobre la misma se colocan pedazos de corcho o piedras para evitar que el

papel blanco o cartón donde se depositarán los insectos no se humedezca.



Figura 13.17. Cámara húmeda para ablandar insectos.

En el papel o placa de Petri, los insectos a ablandar no deben quedar unos sobre otros y el tiempo que permanecerán en la cámara húmeda no debe ser menor de 36 horas, para asegurar que el cuerpo se ablande y permita su posterior procesamiento (Lorea, 2004). Debe evitarse una permanencia excesiva de los ejemplares para que la humedad no favorezca putrefacción de tejidos o crecimiento de hongos.

MONTAJE DE INSECTOS EN ALFILERES ENTOMOLÓGICOS

Los alfileres entomológicos varían en grosor desde 00 para insectos muy pequeños, hasta el número siete para ejemplares de gran talla (Borror *et al.*, 1989). El montaje se realiza de forma directa e indirecta. La forma directa es más utilizada en insectos con más de 2 cm de largo. En el momento del montaje y preparación los ejemplares deben estar flexibles. El insecto a montar se mantiene entre los dedos índice y pulgar con el dorso hacia arriba, y con la otra mano se le atraviesa el alfiler perpendicularmente al eje longitudinal y trans-

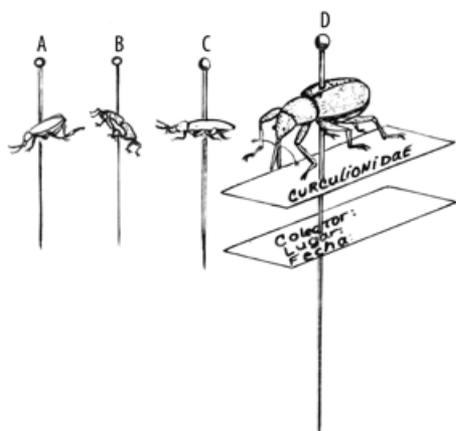


Figura 13.18. Forma directa de montar insectos en alfileres entomológicos. A y B: Formas incorrecta. C y D: Formas correctas. © G. Pineda Quiala.

versal del insecto, de modo que este quede nivelado. La punta del alfiler debe atravesar el cuerpo sin interesar las patas situadas en la parte inferior. El cuerpo del insecto montado debe quedar a no menos de 13 mm de la cabeza del alfiler, de manera que haya espacio suficiente para agarrar este con la punta de

los dedos y mover al ejemplar en la forma deseada sin romperlo (Medina-Gaud, 1977) (Fig. 13.18).

Para insectos de cuerpo delgado, tales como insectos palo, mantis, himenópteros, lepidópteros y dípteros, el alfiler debe quedar vertical en el centro del tórax y salir ventralmente entre el segundo y tercer par de patas. En los insectos de cuerpo ancho o robusto, como los coleópteros, el alfiler debe quedar vertical en el lado derecho del tórax, atravesándolo por el ala y saliendo también entre el segundo y tercer par de patas. En los hemípteros (Heteroptera y Auchenorrhyncha) el alfiler se atraviesa por el escutelo (Márquez, 2005) (Fig. 13.19).

El método de montaje indirecto se debe realizar bajo un microscopio estereoscópico para grupos de insectos de talla pequeña o frágil. Consiste en pegar al insecto en triangulitos o rectángulos pequeños confeccionados de plástico transparente o cartulina blanca (Medina-Gaud, 1977). Existen perforadores de metal diseñados para esta operación, si no se dispone de estos, se pueden hacer con tije-

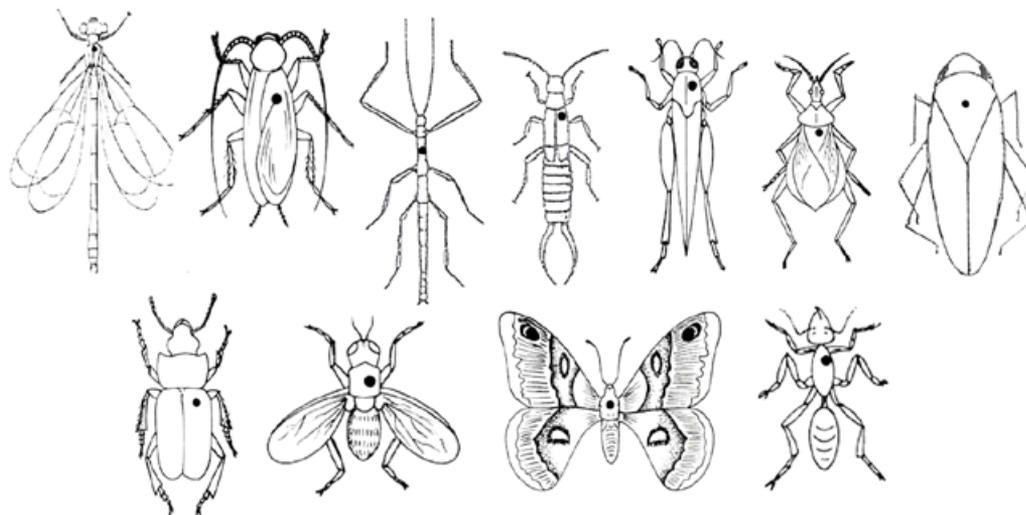


Figura 13.19. Métodos para colocar alfileres entomológicos en los especímenes de insectos. Los puntos negros sobre las figuras indican el sitio específico del cuerpo de distintos órdenes de insectos donde se coloca el alfiler dependiendo de la anchura del cuerpo. Superior y de izquierda a derecha: Odonata, Blattaria, Phasmatodea, Dermaptera, Orthoptera, Hemiptera-Heteroptera y Hemiptera-Auchenorrhyncha. Inferior y de izquierda a derecha: Coleoptera, Diptera, Lepidoptera e Hymenoptera.

ras. Los triángulos o rectángulos cortados se montan en alfileres número 5 ó 6 hasta una distancia de 12 mm de la cabeza del alfiler. El insecto se pegará con pegamento adecuado colocando la punta entre el segundo y tercer par de patas. Si no se dispone de goma entomológica se recomienda el acetato. Se debe precisar la cantidad de pegamento a usar, ya que si es demasiado ocultará varias estructuras del ejemplar y si es muy poco el insecto se despegará con facilidad. Los insectos de menor talla pueden ser atravesados por microalfileres (alfileres minutos Nadeln) que se colocarán sobre pequeños rectángulos de corcho, atravesados a su vez en un extremo por un alfiler entomológico (Fig. 13.20 A). A este método se le denomina montura doble. Se realiza en microlepidópteros, dípteros e himenópteros de talla muy pequeña. Los insectos de talla pequeña a mediana como son algunas especies de isópteros, tisanuros, anopluros, hemípteros, sifonápteros, coleópteros, ortópteros, dípteros e himenópteros; se colocan en vista dorsal o lateral (Márquez, 2005) (Fig. 13.20 B-E).

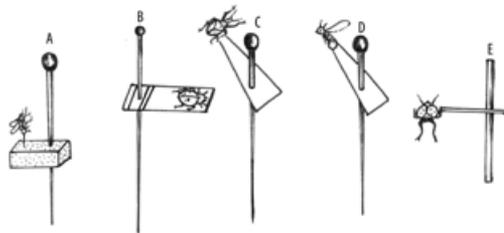


Figura 13.20. Método indirecto de montar insectos en triángulos y rectángulos de cartulina. A: díptero en montura doble, con microalfiler o minucia montado en un pedacito de corcho y este en un alfiler entomológico. B: escarabajo, montado en rectángulo de cartulina con el dorso hacia arriba. C: chinche montado en triángulo con la parte dorsal, hacia arriba. D: mosca, montada en triángulo con el lado izquierdo hacia arriba. E: pequeño escarabajo, montado con el dorso hacia arriba, pegado al lado con la punta del triángulo doblado hacia abajo. © G. Pineda Quiala.

DISPOSICIÓN DE ANTENAS, ALAS Y PATAS

Para la correcta disposición de antenas, patas y alas de los insectos durante el montaje, se debe disponer de una plancha de corcho, madera blanda o espuma de polietileno con 2 o 3 cm de grosor, los que servirán como superficie o “mesa de preparación”, para colocar a los insectos montados en los alfileres entomológicos. Para los ejemplares de mayor talla, se acomodan las patas una por una sobre la superficie de preparación, de modo que asemejen la posición natural en reposo. Esta operación se realiza con la ayuda de una pinza de puntas finas, con las que se extenderán las patas contraídas del insecto y se fijan con dos alfileres cruzados por encima de cada pata.

Las posiciones que deben adoptar las patas son: el primer par se dirige hacia adelante y el segundo y tercero hacia atrás, todas paralelas al cuerpo. Las mandíbulas pueden abrirse o dejarse cerradas. Las antenas, si son cortas, pueden ubicarse hacia cualquier posición, pero si son largas deben colocarse simétricamente hacia atrás, siguiendo el contorno del cuerpo para reducir los riesgos de ruptura. El resto del cuerpo debe estar lo más horizontal posible (Lorea, 2004; Márquez, 2005) (Fig. 13.21).

Para los neurópteros, dípteros, lepidópteros, odonatos e himenópteros, es conveniente subir las alas antes de montarlos, ya que al morir quedan hacia abajo, tapando al tórax y abdomen. Para ello las alas serán fijadas hasta que el insecto se seque, ya que la forma y las venas de éstas, se utilizan para la identificación taxonómica. Para acomodar las alas se emplean alfileres, tiritas de cartulina o algún papel grueso. Las alas se acomodan mediante un extensor pequeño o pedazo de espuma de polietileno, al que se le harán ranuras adecuadas a la proporción del cuerpo del insecto. Posteriormente, las tiritas se pondrán sobre las alas extendidas (una por cada par de alas), se hace presión sobre las mismas y se fijan con la ayuda de los alfileres. En el caso de los hemípteros, ortópteros y coleópteros, las alas no necesitan ninguna atención especial



Figura 13.21. Disposición de antenas y patas en insectos montados en alfileres entomológicos.

(Medina-Gaud, 1977; Lorea, 2004). La preparación de las mariposas se realiza según lo ya descrito, pero en este caso se usa un extensor de madera, que consta de una ranura en donde se coloca el cuerpo del insecto. Las alas deben quedar a un mismo nivel (Fig. 13.22). Las alas se mantendrán en su sitio por tiras de papel encerado que es el recomendado para evitar la pérdida de las escamas alares (Fig. 13.23) Este tipo de extensor también se utiliza para el montaje de especies con alas grandes, tales como libélulas, chicharras y ortópteros (Millar *et al.*, 2000).



Figura 13.22. Extensor de alas para diferentes órdenes de insectos.

Para que todos los ejemplares montados queden a la misma altura en el alfiler, es conveniente utilizar una estructura o "montador" en forma de escalera con un orificio en el centro de cada nivel (Fig. 13.24). El monta-

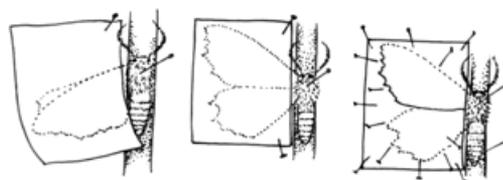


Figura 13.23. Método de acomodar las alas de mariposas en un extensor. © G. Pineda Quiala.

dor puede estar confeccionado con espuma de polietileno, madera, metal, corcho o con hojas de papel. En todos los casos deben tener una altura estándar y deseada que facilite el montaje del insecto. Los montadores también se utilizan para colocar las etiquetas adjuntas al ejemplar (Fig. 13.24) (Millar *et al.*, 2000; Márquez, 2005). Algunos grupos de insectos se montan en portaobjetos entre los que se encuentran Anoplura y Malophaga (piojos), Psocoptera (psócidos), Ephemeroptera (efímeras), Isoptera (comejenes o termites), Embioptera, Zoraptera (zorápteros) y Thysanoptera (trípidos), Hemiptera Sternorrhyncha (áfidos o pulgones, insectos escamas, moscas blancas), Siphonaptera (pulgas) y Diptera (esciáridos, cecidomiidos y psicódidos).

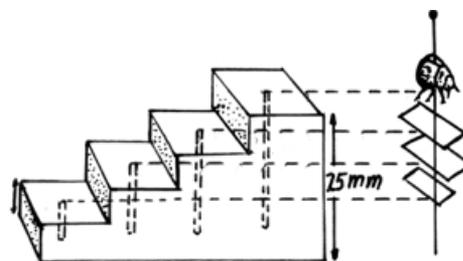


Figura 13.24. Estructura de madera con perforaciones a alturas establecidas para el montaje de insectos en alfileres entomológicos. © G. Pineda Quiala.

SECADO DEL EJEMPLAR

Luego del montaje, los ejemplares se colocan en una estufa a 58 °C por tres días para que pierda toda la humedad y evitar así la aparición de hongos. Si no se dispone de una estufa, se colocan en un sitio fresco y seco durante

una semana o más, hasta que sus estructuras queden firmes. Al comprobar que el insecto está seco, se retiran los alfileres de apoyo y con el que atraviesa al insecto se fija en la caja entomológica prevista para su almacenamiento o conservación (Medina-Gaud, 1977).

ETIQUETADO

Todos los ejemplares montados deben llevar una etiqueta con los datos recogidos en el campo. Estas etiquetas se colocan en el mismo alfiler que sostiene al insecto, por debajo de éste, evitando que la tarjeta toque al ejemplar, para impedir que con el roce se desprenda alguna parte de aquél. La tarjeta debe contener la información de la localidad, fecha (día, mes y año), nombre del recolector, formación vegetal, planta hospedante, u otro dato de interés obtenido durante su recolecta.

PREPARACIONES FIJAS PARA LOS INSECTOS ESCAMAS (HEMIPTERA: STERNORRHYNCHA)

A continuación se describe la técnica de Wilkey (1962) con diferentes modificaciones para la aclaración, tinción y montaje en preparaciones permanentes de cocoideos (Mestre *et al.*, 2004). Primero el espécimen se coloca en una solución de hidróxido de potasio al 10 % para aclarar el cuerpo y eliminar la escama del insecto. El tiempo que se mantiene en dicha solución debe ser entre 2 - 4 días. Posteriormente, se colocan en una placa de Petri pequeña y bajo el microscopio estereoscópico se le realizan uno o varios cortes en los márgenes laterales del cuerpo del animal, según la convexidad de la escama.

A través de los cortes se introduce una aguja hipodérmica y se inyecta KOH para remover el contenido del cuerpo: la hemolinfa y los huevos. El cuerpo se presiona por las superficies ventral y dorsal hasta que quede completamente limpio. El material se transfiere a un recipiente con agua destilada para hidratar y completar la limpieza del ejemplar. Posteriormente se coloca en gradientes crecientes de alcohol etílico desde 75 % hasta 90

%, para deshidratar el cuerpo y eliminar los restos de cera.

Después se transfiere a colorante doble o triple Essig (Lignina rosada, fushina ácida, ácido láctico y fenol) durante unos segundos. Una vez coloreado se transfiere a alcohol 90 % durante 5 minutos para eliminar el exceso de colorante. Posteriormente se transfiere a aceite de clavo de 10 a 15 minutos para ablandar el espécimen y eliminar el exceso de colorante.

En un portaobjeto se colocan dos o tres gotas de bálsamo de Canadá, el cual se diluye con unas gotas de xileno, evitando la formación de burbujas. Con cuidado se coloca un ejemplar en el bálsamo en el centro del portaobjeto, con la superficie ventral hacia arriba y con la cabeza (aparato bucal) dirigida hacia la persona que está realizando el montaje. Se presiona suavemente el ejemplar, para evitar que se mueva y se coloca el cubre objeto. Si el bálsamo no cubre todo el espacio del cubre objeto, se coloca cuidadosamente una pequeña gota de xileno en el borde del cubre objeto y el bálsamo se expande. Con un plumón cristalográfico se escribe a la derecha del montaje los datos (*e. g.* número de muestra, localidad, planta hospedante, etc.). Las preparaciones ya terminadas deben colocarse sobre una plancha eléctrica de temperatura regulable entre 30 y 40 °C por 10 o 20 minutos aproximadamente. De esta forma se eliminan totalmente las burbujas del bálsamo de Canadá y ayuda a secar la preparación lo suficiente para que los ejemplares montados no se muevan debajo del cubre objeto. Las preparaciones son colocadas en bandejas metálicas de acero inoxidable o similar y se ubican en una estufa por 1 o 2 meses a 30 o 40 °C.

LITERATURA CITADA

- Achterberg, C. Van. 2009. Townes type Malaise traps can be improved? Some recent developments. *Entomologische Berichte Amsterdam*, 69: 129-135.
- Adis, J. 1979. Problems of interpreting arthropod sampling with pitfall traps. *Zoologische Anzeigen*, Jena, 202: 177-184.

- Avinent, L. Y G. Llácer. 1995. Adaptación de un aspirador de jardín para la captura de insectos. *Boletín Sanidad Vegetal, Plagas*, 21: 329-335.
- Bailowitz, R. A. y J. Palting. 2010. Biodiversidad de los insectos con especial énfasis en Lepidoptera y Odonata. Pp. 315-337. En: *Diversidad biológica de Sonora* (F. E. Molina-Freaner y T. R. Van Devender, Eds.). UNAM, México.
- Borror, D. J., C. A. Triplehorn y N. F. Johnson. 1989. *An introduction to the study of insects*. Saunders College Publishing, Philadelphia, 230 pp.
- Brusca, R. C. y G. J. Brusca, 2003. *Invertebrates*. Segunda edición, Sinauer Associates, Inc, Publishers, 936 pp.
- Carrero, D. A., L. R. Sánchez, D. E. Tobar. 2013. Diversidad y distribución de mariposas diurnas en un gradiente altitudinal en la región nororiental andina de Colombia. *Boletín científico. Centro de Museos de Historia Natural*. 17: 168-188.
- Cepeda-Pizarro, C., C. González, C. Zuleta y J. Pizarro-Araya. 2013. Comparación de la eficiencia de trampas Barber y Malaise para el estudio de la biodiversidad de Hexapoda de vegas altoandinas. *Idesia*, 3 (4): 103-109.
- Coy, A. O., A. López, D. Albert, N. Cuervo, J. F. Milera, M. A. Olcha, A. Chamizo, L. Bidart, R. Rodríguez-León, M. M. Hidalgo-Gato, S. Rosete, V. Rivalta, N. García, N. Mestre, D. Rodríguez, J. Pérez, P. Blanco, M. Mercedes, A. Pérez, L. Ventosa, L. Moreno, M. Reyes, R. Sánchez, M. Condis, M. C. Marquetti, M. Luis y C. Mancina. 2000. *Biodiversidad de Sierra de los Órganos, Pinar del Río*. [Inédito]. Informe Final, depositado en la biblioteca del Instituto de Ecología y Sistemática, CITMA, La Habana, 272 pp.
- Cruz, D. y A. Barro. 2015. Diversidad de los ensamblajes de esfingidos (Lepidoptera: Sphingidae) de un bosque siempreverde mesófilo, Sierra del Rosario, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas*, 4 (1): 27-35.
- Darrigran, G. A., A. Vilches, T. Legarralde y C. Damborenea 2007. Guía para el estudio de macroinvertebrados. I. Métodos de colecta y técnicas de fijación. La Plata, Buenos Aires, Argentina. *Serie Didáctica*, No. 10: 1-86.
- Fernández, I. 2014. Coleoptera: Composición, distribución y aspectos ecológicos, Pp: 62-83. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Saba-na-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias y E. Ruiz, Eds.). La Habana, Editorial Academia].
- Fernández, I. y M. E. Favila. 2007. Evaluación de dos métodos de captura para inventariar coleópteros terrestres. *Poeyana*, 495: 23-28.
- Fernández, I., M. E. Favila y G. L. Iborra. 2009. Coleópteros (Insecta, Coleoptera) del Área Protegida de Recursos Manejados Mil Cumbres, Sierra del Rosario, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 45: 317-325.
- Fernández, I., M. Hidalgo-Gato, D. Rodríguez, N. Mestre, R. Rodríguez-León, N. Ricardo, R. Oviedo, R. Núñez, A. Lozada, M. Trujillo, E. Reyes, R. Carbonell y M. Pimentel. 2005. Insectos del Área Protegida Mil Cumbres, Sierra del Rosario, Pinar del Río, Cuba, con énfasis en los órdenes Homoptera, Coleoptera y Diptera. *Poeyana* 493: 17-29.
- Fernández-Triana, J. 2005. Los inventarios de himenópteros (Insecta: Hymenoptera) en Cuba: Logros, limitaciones y perspectivas futuras. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 37: 2001-2006.
- Fernández-Triana, J. y E. Portuondo. 2004. Biodiversidad del orden Hymenoptera en los macizos montañosos de Cuba oriental. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 35: 121-136.
- Floren, A. 2010. Sampling arthropods from the canopy by insecticidal knockdown. Pp. 158-172. En: *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories* (J. Eymann J., J. Degreef, C. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. Vanden Spiegel, Eds.). *Abc Taxa*, Vol 8.
- Fontenla, J. L. 1987. Aspectos comparativos estructurales de tres comunidades de mariposas (Lepidoptera, Rhopalcera) en Cuba. *Poeyana* 337: 1-20.
- Fontenla, J. L. 1993. Composición y estructura de comunidades de hormigas en un sistema de formaciones vegetales costeras. *Poeyana*, 441: 1-19.
- Fontenla, J. L. 2012. Mirmecofauna (Hymenoptera: Formicidae) del sistema cañaveral-guardarraya en Cuba. Pp: 121-138. En: *La Producción de Biocombustibles y su Impacto Alimentario, Energético y Medio Ambiente* (A. Valdés, M. S. Vales, Eds.) PROGRAMA CYTED. RED "La Producción de Biocombustibles y su Impacto Alimentario, Energético y Medio Ambiental" (BIALEMA)].
- Forero, D. 2008. The systematics of the Hemiptera. *Revista Colombiana de Entomología* 34 (1): 1-21.
- Frago, E., E. Portuondo, J. L. Fernández, O. Sariego y J. Garcés 2010. Entomofauna del Parque Nacional "Desembarco del Granma", Cuba suroriental. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 46: 355-362.

- Genaro, J. A., y A. Tejuca. 1999. Datos cuantitativos, endemismo y estado actual del conocimiento de los insectos cubanos. *Cocuyo*, 8: 23-28.
- Genaro, J. A. y A. Tejuca. 2001. Patterns of endemism and biogeography of Cuban insects. Pp: 77-83. En: *Biogeographic of the West Indies Patterns and perspectives* (C. A. Woods y F. E. Sergile, Eds). CRC Press, Boca Ratón, Florida.
- González, C., M. Herrera y N. Castillo. 2014. Caracterización de la entomofauna y la flora en un área protegida. *Métodos en Ecología y Sistemática* 9 (1): 54-61.
- Gotelli, N. J., A. M. Ellison, R. D. Dunn y N. J. Sanders. 2011. Counting ants (Hymenoptera: Formicidae): biodiversity sampling and statistical analysis for mirmecologists. *Myrmecological News*, 15: 13-19.
- Gutiérrez, E. 2015. Primer registro cubano de *Symploce morsei* Hebard (Blattaria: Ectobiidae: Blattellinae) y dos especies nuevas del género en Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 57: 175-181.
- Gutiérrez, E. y M. López. 1999. Primer registro de *Symploce jamaicana* para el Archipiélago cubano. *Cocuyo* 8: 22-23.
- Hidalgo-Gato, M. M. y R. Rodríguez-León. 2007. Valoración de la diversidad de hemípteros (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha) mediante dos técnicas de captura: trampa Malaise y red entomológica en una localidad de la provincia de Pinar del Río, Cuba. *Poeyana*, 495: 36-40.
- Hidalgo-Gato M. M., R. Rodríguez-León y N. Ricardo. 2012. Estimación de la riqueza de especies y abundancia de Auchenorrhyncha (Insecta: Hemiptera) presente en bosque semideciduo y vegetación sinantrópica de tres localidades de la Sierra del Rosario, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 50: 481-493.
- Hidalgo-Gato, M. M., R. Rodríguez-León, I. Fernández y D. Rodríguez. 2010. Tendencias estacionales de la riqueza, abundancia y diversidad de Coleoptera, Diptera y Hemiptera (Auchenorrhyncha) (Insecta) en el Área Protegida de Recursos Manejados Mil Cumbres, Pinar del Río, Cuba. *Poeyana*, 498: 21-26.
- López, M. e I. Fernández. 2002. Coleópteros recolectados con trampas Malaise en bosques semideciduos de Cayo Coco. *Poeyana*, 490: 35-40.
- López, M. y M. Torres. 2014. Otros órdenes de insectos: Composición y distribución. Pp: 136-149. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias y E. Ruiz, Eds). La Habana, Editorial Academia.
- López, M., G. Garcés, y D. Rodríguez. 2014. Díptera: Composición, distribución y aspectos ecológicos. Pp: 123-135. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias y E. Ruiz, Eds). La Habana, Editorial Academia.
- Lorea, L. 2004. *Guía para la Captura y Conservación de Insectos*. Folleto. Universidad Nacional de Santiago del Estero, Facultad de Ciencias Forestales, Instituto de Control Biológico, 12 pp.
- Luff, M. L. 1975. Some features influencing the efficacy of pitfall traps. *Oecologia*, 10: 345-357.
- Luna L. H. y Hernández, A. 2013. Mariposas diurnas (Lepidoptera: Rhopalocera) de Cayo Caguanes (Parque Natural Caguanes), Sancti Spiritus, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, No.: 52: 6-228.
- Márquez, J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, No.: 37: 385-408.
- Márquez, J. y J. Asiain. 2000. La colección de Coleoptera (Insecta) del Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera". *Acta Zoológica Mexicana*, nueva serie, 79: 241-25.
- Medina-Gaud, S. 1977. Manual de procedimientos para coleccionar, preservar y montar insectos y otros artrópodos. Universidad de Puerto Rico. Estación Experimental Agrícola, Puerto Rico. *Boletín*, 254: 1-54.
- Méndez, A. 2008. Lista preliminar de órdenes y familias de insectos en la cuenca hidrográfica de la Cana, Las Tunas. *Fitosanidad* 12 (3): 135-142.
- Mestre, N., P. Herrera, L. Bidart, A. Lozada, D. Rodríguez, M. L. Ventosa, M. Reyes, A. Ávila, M. C. Marquetti, S. Rosete, R. Rodríguez-León, D. Albert, L. F. de Armas, N. Cuervo, I. Fernández, W. Oliva, M. Trujillo, A. Coy, R. Álvarez et al. 2003. Diversidad de la flora y la fauna de invertebrados de Topes de Collantes, Sancti Spiritus, Cuba. [Inédito]. Informe Final. Depositado en la biblioteca del Instituto de Ecología y Sistemática, La Habana, 149 pp.
- Mestre, N., T. Ramos, A. B. Hamon y G. Evans. 2004. Los insectos escamas (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) presentes en el Orquideario de Soroa, Pinar del Río, Cuba. *Fitosanidad*, 8 (3): 25-29.
- Millar, L. M., V. M. Uys y R. P. Urban (Eds) 2000. *Collecting and preserving insects and arachnids. A manual for Entomology and Arachnology*, Sponsored by SDC, Switzerland, 105 pp.

- Min Lee, C., J. W. Park, T. S. Kwon y S. K. Lee. 2015. Diversity and density of butterfly communities in urban green areas: an analytical approach using GIS. *Zoological Studies*, 54: 4-10.
- Monge, J., P. Gómez y M. Rivas. 2001. *Biodiversidad Tropical*. Editorial Universidad Estatal a Distancia. 1ª Reimpresión. San José, Costa Rica, 305 pp.
- Morón, M. y R. Terrón 1988. Colecta y acondicionamiento de artrópodos. *Entomología Práctica*, Instituto de Ecología, México, 18 pp.
- Nowicki, P., J. Settele, H. Pierre-Yves y M. Woyciechowski. 2008. Butterfly monitoring methods: the ideal and the real world. *Israel Journal of Ecology and Evolution*, 54: 69-88.
- Núñez, R. 2004. Lepidoptera (Insecta) de Topes de Collantes, Sancti Spiritus, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 34: 151-159.
- Núñez, R. 2012. The butterflies of Turquino National Park, Sierra Maestra, Cuba (Lepidoptera, Papilionoidea). *Arxius de Miscelania Zoologica*, 10: 29-49.
- Núñez, R y A. Barro. 2003. Composición y estructura de dos comunidades de mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea) en Boca de Canasí, La Habana, Cuba. *Revista de Biología*, 17: 8-21.
- Núñez, R., M. López y P. Aborrezco. 2014. Lepidoptera: Composición, distribución y aspectos ecológicos. Pp. 101-122. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (Rodríguez, D., A. Arias y E. Ruiz, Eds.). La Habana, Editorial Academia.
- Ødegaard, F. 2000. How many species of arthropods? Erwin's estimate revised. *Biological Journal of the Linnean Society*, 71: 583-597.
- Peck, S. B. y A. E. Davies. 1980. Collecting small beetles with large-area "window" traps. *The Coleopterists Bulletin*, 34: 237-239.
- Portuondo, E. 1998. Caracterización de la entomofauna. Pp. 614-626. En: *Diversidad Biológica del macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa* (N. Viña, Ed.). Primer Informe parcial del proyecto Diversidad Biológica de los macizos montañosos Sierra Maestra y Nipe-Sagua-Baracoa. BIOECO, Santiago de Cuba. Depositado en la Agencia de Medio Ambiente, La Habana].
- Portuondo, E. 2000. Caracterización de la entomofauna. Pp. 505-518. En: *Diversidad Biológica del macizo montañoso Sierra Maestra* BIOECO-CITMA (Eds.) Segundo Informe parcial del proyecto Diversidad Biológica de los macizos montañosos Sierra Maestra y Nipe-Sagua-Baracoa. BIOECO, Santiago de Cuba. Depositado en la Agencia de Medio Ambiente, La Habana.
- Portuondo, E. 2001. Caracterización de la entomofauna en los macizos montañosos orientales. Pp. 625-633. En: *Diversidad Biológica del macizo montañoso Sierra Maestra* BIOECO-CITMA (Eds.). Informe final del proyecto Diversidad biológica de los macizos montañosos Sierra Maestra y Nipe-Sagua-Baracoa. BIOECO, Santiago de Cuba. Depositado en la Agencia de Medio Ambiente, La Habana].
- Portuondo, E., A. Sánchez y D. Maceira. 1999: Valoración de tres métodos pasivos de colectas en el estudio de la biodiversidad entomológica. *Cocuyo*, 9: 18-19.
- Prabakaran S., Y. Chezhan, G. Evangelin y J. Williams. 2014. Diversity of butterflies (Lepidoptera: Rhopalocera) in Tiruvallur District, Tamilnadu, India. *Biolife*, 2: 769-778.
- Rivero, A. 2006. Estudios de diversidad de insectos en la región Jibacoa-Hanabanilla. Macizo Guamuhaya. *Centro Agrícola*, Año 33, No. 2: 49-56.
- Rivero, A., H. Grillo, S. Regea y P. Aborrezco. 2003. Lista de insectos conocidos, de los cayos Majá y Español de Adentro, Cayería Norte de Villa Clara. *Centro Agrícola*, No. 2: 71-75.
- Rodríguez, I. A., M. L. Sisne, H. Grillo, J. C. Nápoles, R. E. Izquierdo, O. Pino. 2013. Especies de la familia Scarabaeidae asociadas al guayabo (*Psidium guajava* L.) en Ciego de Ávila, Cuba. *Centro Agrícola*, 40 (1): 11-14.
- Rodríguez-León, R. y M. Hidalgo-Gato. 2014. Hemiptera (Auchenorrhyncha y Heteroptera): Composición, distribución y aspectos ecológicos. Pp. 84-100. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias, E. Ruiz, Eds.). La Habana, Editorial Academia.
- Rodríguez-León R., I. Fernández, D. Rodríguez, M. Otero, M. M. Hidalgo-Gato, A. Fernández, M. Trujillo y M. López. 2000. Presencia de insectos en 12 cayos del Archipiélago Sabana-Camagüey, Cuba. *Poeyana*, 476-480: 23-28.
- Rojas P., D. Palacios, A. Ángeles y L. Hernández. 2012. Monitoreo de las hormigas del suelo en una mina de roca caliza rehabilitada. pp: 145-180. [En: *Monitoreo ecológico de una cantera rehabilitada por cementos*. Instituto de Ecología A. C. Veracruz, México].
- Samways, M., A. Melodie, A. McGeoch y T. R. New. 2010. *Insect Conservation: A Handbook of Approaches and Methods*. Oxford University Press, 425 pp.

- Sorto, R. 2011. Inventario de Insectos y Arácnidos. Área Natural Protegida El Espino- Bosque Los Pericos. Parque del Bicentenario, El Salvador, 1-40 pp.
- Steiner, A. y C. Häuser. 2010. Capítulo 16 Light traps for insects. [En: J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. VandenSpiegel (Eds.). *Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories*, 653 pp].
- Turner, F. B. 1962. Some sampling characteristics of plants and arthropods of the Arizona desert. *Ecology*, 43 (3): 567- 571.
- Van L y Quang C. 2011. Divesity pattern of butterfly communities (Lepidoptera: Papilionidae) in different hábitat types in a tropical rain forest of Southern Vietnam. *International Scholarly Research Network Zoology*, 2011: 1-8.
- Van Swaay, C. A. M., T. Brereton, P. Kirkland y M. S. Warren. 2012. *Manual for Butterfly Monitoring*. Report VS2012.010, De Vlinderstichting / Dutch Butterfly Conservation, Butterfly Conservation UK & Butterfly Conservation Europe, Wageningen.
- Vales, M., A. Alvarez de Zayas, L. Montes y A. Ávila (compiladores). 1998. *Estudio nacional sobre la diversidad biológica en la República de Cuba*. Ed. CESYTA, Madrid, 408 pp.
- Wilkey, R. F. 1962. A simplified technique for clearing, staining and permanently mounting small arthropods. *Annal Entomological Society of America*, 55: 606.



Greta cubana

Anexo 13.1. Clave dicotómica para órdenes de insectos terrestres de Cuba

1. Alas bien desarrolladas (a veces cortas) _____	2
1'. Alas ausentes o, como mucho, reducidas a vestigios poco conspicuos _____	15
2. Primer par de alas desarrolladas, el segundo reducidas (Fig. A1) _____	DIPTERA (MOSCAS)
2'. Dos pares de alas desarrolladas _____	3
3. Los dos pares de alas diferentes en su estructura, el primer par más grueso que el segundo _____	4
3'. Los dos pares de alas similares en estructura, aproximadamente del mismo grosor _____	9
4. Primer par de alas duro (como una cáscara) (Fig. A2) _____	COLEOPTERA (ESCARABAJOS)
4'. Una parte del primer par de alas coriáceo (duro) _____	5
5. Primer par de alas coriáceo en la base y membranoso en la punta (Fig. A3), piezas bucales para chupar _____	HEMIPTERA HETEROPTERA (CHINCHES)
5'. Primer par de alas coriáceos totalmente y con venas en todas partes, piezas bucales para masticar _____	6'
6. Las seis patas son para caminar, no para saltar _____	7
6'. Al menos un par de patas modificado para otra función que no sea caminar _____	8
7. Cabeza cubierta por un escudo dorsal (pronoto) (Fig. A4) _____	BLATTARIA (CUCARACHAS)
7'. Primer segmento del tórax corto, mientras que el segundo y el tercero es alargado. Aspecto de hoja o palo (Fig. A5) _____	PHASMATODEA (INSECTOS PALO)
8. Primer par de patas raptor (para atrapar presas) (Fig. A6) _____	MANTODEA
8'. Las patas traseras largas diseñadas para saltar (Fig. A7) _____	ORTHOPTERA (GRILLOS Y ESPERANZAS)
9. Alas cubiertas de escamas (Fig. A8) _____	LEPIDOPTERA (MARIPOSAS Y POLILLAS)
9'. Alas no cubiertas de escamas (claras y membranosas) _____	10
10. Piezas bucales dispuestas en un tubo para succionar. Alas de estructuras homogéneas y dispuestas en forma de techo a dos aguas (Fig. A9) _____	HEMIPTERA AUCHENORRHYNCHA (CIGARRAS, CHICHARRAS, SALTAMONTES)
10'. Piezas de la boca no dispuestas en un tubo para succionar _____	11
11. Alas con pocas o ninguna vena _____	12
11'. Alas con muchas venas _____	13
12. Alas muy delgadas, bordeadas de pelos cerdosos (Fig. A10) _____	THYSANOPTERA
12'. Alas no bordeadas de pelos cerdosos (Fig. A11) _____	HYMENOPTERA (ABEJAS, AVISPAS Y HORMIGAS VOLADORAS)
13. Con dos cercos pequeños al final del abdomen. Parecen hormigas, pero la unión entre el abdomen y el tórax no es estrecha. Individuos reproductores (Fig. A12) _____	ISOPTERA (TERMITAS, COMEJENES)
13'. Sin cercos. Insectos largos y esbeltos, con alas de igual desarrollo _____	14
14. Antenas muy cortas (como pequeñas cerdas) (Fig. A13) _____	ODONATA (LIBÉLULAS Y CABALLITOS DEL DIABLO)
14'. Antenas relativamente largas, con múltiples segmentos (Fig. A14) _____	NEUROPTERA (CRISOPAS, HORMIGAS-LEÓN)
15. Insectos aplanados lateralmente, con patas traseras para saltar y piezas bucales para chupar (Fig. A15) _____	SIPHONAPTERA (PULGAS)
15'. Insectos no aplanados lateralmente _____	16

Anexo 13.1 (continuación). Clave dicotómica para órdenes de insectos terrestres en Cuba

16. Con forma redondeada o alargada, ligeramente endurecido y recubierto por una cubierta cérea en forma de escama. Normalmente pegado a las plantas formando grupos (Fig. A16) _____ **HEMIPTERA STERHNORRHYNCHA (INSECTOS ESCAMA)**
 16'. Sin las características arriba nombradas _____ 17

17. Unión entre el tórax y el abdomen estrecha (cintura), sin proyecciones (cercos) en la punta del abdomen (Fig. A17) _____ **HYMENOPTERA FORMICIDAE (HORMIGAS)**
 17'. Cintura ancha con dos cercos caudales corto en la punta del abdomen (aunque pueden faltar) (Fig. A18) ___ **ISOPTERA**



Figura A. Diptera (1), Coleoptera (2), Hemiptera Heteroptera (3), Blattaria (4), Phasmatodea (5), Mantodea (6), Orthoptera (7), Lepidoptera (8), Hemiptera Auchenorrhyncha (9). © J. L. Fontenla (1, 3, 9) y © G. Blanco (2, 4, 5, 7).



Figura A (continuación). Hemiptera Auchenorrhyncha (9), Thysanoptera (10), Hymenoptera (11), Isoptera (12), Odonata (13), Neuroptera (14), Siphonaptera (15), Hemiptera Sternorrhyncha (16), Hymenoptera Formicidae (17) y Isoptera (18). © J. L. Fontenla (9, 11, 13, 14, 16, 17, 18).

CAPÍTULO

14

FAUNA DEL SUELO



Escolopendra con sus crías

FAUNA DEL SUELO

GRISSEL CABRERA DÁVILA¹

ANA A. SOCARRÁS¹

ESTEBAN GUTIÉRREZ CUBRÍA²

TAMARA TCHERVA³

CARLOS A. MARTÍNEZ-MUÑOZ⁴

ADRIANA LOZADA PIÑA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Museo Nacional de Historia Natural de Cuba

3. Facultad de Biología, Universidad de La Habana

4. Universidad de Greifswald, Alemania



Espirololida (*Rhinocricus* sp.)

INTRODUCCIÓN

CONCEPTO Y CLASIFICACIÓN DE LA FAUNA EDÁFICA O DEL SUELO

El suelo está formado a partir de los horizontes superficiales o externos de las rocas, que fueron modificados de manera natural mediante la acción conjunta del agua, el aire y las distintas clases de organismos vivos y muertos (Dokuchaev, 1899). En este concepto antiguo se destaca, en el proceso de formación del suelo, el papel de los organismos que forman la biota edáfica. La fauna del suelo constituye el 10 % de esta biota, y comprende aquellos organismos que pasan toda o una parte de su vida en el interior del suelo, sobre la superficie inmediata de éste, en la hojarasca superficial, en los troncos caídos en descomposición y en otros ambientes anexos llamados suelos suspendidos (Brown *et al.*, 2001).

De acuerdo a la talla del animal adulto y su forma de vida, existe una clasificación primaria de la fauna del suelo que la divide en *microfauna*, *mesofauna* y *macrofauna* (Fragoso *et al.*, 2001). La *microfauna* contempla organismos acuáticos menores de 0,2 mm de longitud y 0,1 mm de diámetro, que pueden ser hallados en el agua contenida entre las partículas del suelo, e incluye a los nemátodos,

protozoos y rotíferos. La *mesofauna* agrupa a individuos microscópicos, de 4 mm de longitud y entre 0,2 a 2 mm de diámetro. Vive en la hojarasca y/o en el interior del suelo y entre sus integrantes se pueden señalar a los ácaros del suelo, colémbolos, proturos, dipluros, psocópteros, tisanópteros o trips, paurópodos, sínfilos y enquitreidos (Fig. 14.1). Por otra parte, la *macrofauna* está compuesta por invertebrados que poseen una longitud igual o mayor de 10 mm y un ancho de cuerpo mayor de 2 mm, por lo que se pueden detectar a simple vista. Vive también dentro del suelo o inmediatamente sobre él y reúne esencialmente a las lombrices de tierra, moluscos, cochinillas, milpiés, ciempiés, arácnidos y diversos insectos (Fig. 14.2).

DIVERSIDAD, FUNCIÓN Y TAXONOMÍA

En este capítulo de fauna del suelo solo se abordarán las categorías de la mesofauna y la macrofauna, debido al escaso conocimiento en el país sobre la microfauna, mayormente en aspectos de su ecología. En el medio edáfico ocurren diferentes procesos como consecuencia de la actividad de la edafofauna. Muchos organismos que componen la mesofauna (*e. g.* ácaros oribátidos, colémbolos, enquitreidos) y la macrofauna edáfica (*e. g.* lombrices de tierra, termitas, hormigas) tienen verdadera importancia en las transformaciones de la

materia orgánica y las propiedades físicas del suelo, estableciendo canales y poros que favorecen la aireación, el drenaje, la estabilidad de agregados y la capacidad de retención de agua; y siendo considerados por ello micro- y macro-ingenieros del suelo y del ecosistema. Estos, además, generan estructuras biogénicas que son reservorios de nutrientes (e. g. heces fecales de lombrices de tierra y nidos de termitas y hormigas), controlan la disponibilidad de recursos para otros organismos y activan la microflora edáfica a través de interacciones mutualistas (Jones *et al.*, 1994). Otros autores señalan la conexión de la biota del suelo con servicios ambientales, como el secuestro y la liberación del carbono, y por tanto con la regulación de la composición de gases atmosféricos y con el cambio climático (Swift *et al.*, 2012).

La fauna edáfica se puede separar en los grupos funcionales de detritívoros, fungívoros, herbívoros, depredadores y omnívoros, según

su hábito alimentario y su contribución al funcionamiento multitrofico del ecosistema (flujos de energía y mejoramiento de la calidad del suelo) (Zerbino *et al.*, 2008; Swift *et al.*, 2012; Barnes *et al.*, 2014).

El grupo funcional de los detritívoros, abarca gran parte de los invertebrados que habitan en el interior del suelo (endógeos) y en su superficie (epígeos). Estos últimos, son los principales encargados de triturar los restos vegetales y animales que forman la hojarasca, lo cual reduce el tamaño de las partículas de detrito e incrementa la superficie expuesta a la actividad descomponedora de bacterias y hongos. Sin la acción de los organismos detritívoros (e. g. ácaros oribátidos y uropodinos, colémbolos, proturos, psocópteros, lombrices de tierra, moluscos, cochinillas, milpiés, termitas), se hacen más lentos los procesos de descomposición de la materia orgánica y el reciclaje de nutrientes en el suelo.



Figura 14.1. Táxones de la mesofauna del suelo. A, B y C. Colémbolos (Collembola: Symphypleona, Entomobryomorpha). D, E y F. Ácaros (Acari: Mesostigmata, Cryptostigmata). G. Sínfilo (Symphyla). H. Dipluro (Diplura). I. Trips (Thysanoptera).

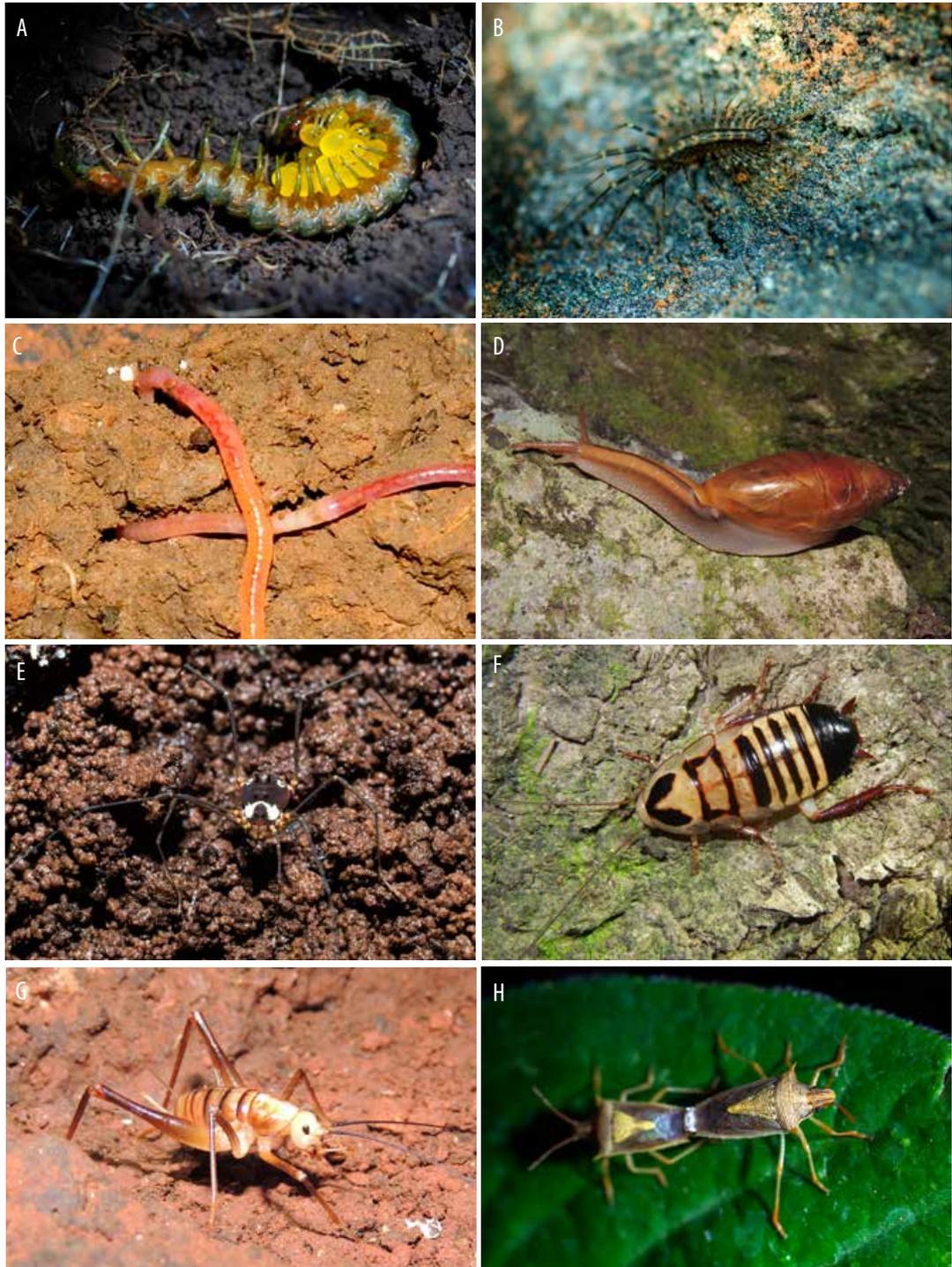


Figura 14.2. Táxones de la macrofauna del suelo. A y B. Ciempiés (Chilopoda: Scolopendromorpha, Scutigermorpha). C. Lombrices de tierra (Haplotaxida). D. Caracol (Gastropoda). E. Opilión (Opiliones). F. Cucaracha (Dictyoptera: Blattaria). G. Grillo (Orthoptera). H. Chinchas (Hemiptera: Heteroptera).

Por su parte, los fungívoros (*e. g.* ácaros asigmados, paurópodos) son comedores de hongos y los herbívoros (*e. g.* trips, chinches, salta hojas, orugas, larvas de escarabajos) se alimentan de las partes vivas de las plantas, lo que influye sobre la cantidad de material vegetal que ingresa al suelo. Los depredadores (*e. g.* ácaros gamasinos y prostigmados, dipluros, ciempiés, arañas, escorpiones, escarabajos adultos) consumen invertebrados y pequeños vertebrados vivos, de forma que modifican el equilibrio de sus poblaciones, el balance entre estas y los recursos disponibles en el ecosistema. Por último, los omnívoros (*e. g.* sínfilos, cucarachas, hormigas) consumen todo tipo de material de origen vegetal o animal.

En los Anexos 14.1 y 14.2 se exponen el nombre común, la ubicación taxonómica, las características morfológicas externas más distintivas (hasta nivel de clase u orden) y el grupo funcional, de los principales táxones que integran la mesofauna y la macrofauna del suelo. También para facilitar su identificación se ilustran con fotos estos táxones, que son importantes por su alta abundancia, frecuencia de aparición en el suelo y destacada intervención en el mejoramiento de la fertilidad edáfica.

En Cuba, en la actualidad existen pocos especialistas dedicados a la sistemática y taxonomía de los grupos que componen la mesofauna y la macrofauna del suelo. Por tal razón, en la Tabla 14.1 se resumen la diversidad de especies y el nivel de endemismo en el país, solo de los táxones con la información disponible y de gran significación funcional en el suelo. Grupos notables como los caracoles, las arañas y determinados insectos, entre ellos las hormigas y los escarabajos, no se incluyen porque se abordan de forma más profunda en otros capítulos.

IMPACTO DEL USO DE LA TIERRA SOBRE LA FAUNA EDÁFICA Y SU UTILIZACIÓN COMO BIOINDICADOR DE LA CALIDAD DEL SUELO

La transformación de los ecosistemas naturales con fines agrícolas o mineros resulta

en un impacto directo sobre las comunidades vegetales y la estructura física del suelo. En el suelo, provoca cambios negativos en la composición y la estructura de la fauna que lo habita, así como en el funcionamiento de este recurso y en general del ecosistema. Diversos autores enfatizan sobre la relación directa entre la eliminación de los invertebrados edáficos y la disminución de la estabilidad y fertilidad del suelo. Las variaciones ocurridas en estas comunidades dependen en primera instancia del cambio y la intensidad del uso de la tierra, que a su vez condicionan factores edáficos determinantes para la edafofauna, tales como la temperatura, la humedad, la textura, el estatus nutricional y el contenido de materia orgánica (Lavelle *et al.*, 1994; Ruiz *et al.*, 2008).

Los estudios conducidos en el mundo y en Cuba sobre las transformaciones ocurridas en las comunidades de la mesofauna y la macrofauna edáfica debido a la utilización de diferentes prácticas de manejo, y la derivación de la aplicación de estos grupos como indicadores de condiciones de conservación/perturbación, se reseñan en trabajos publicados últimamente por autores cubanos (Cabrera Dávila, 2012; Socarrás, 2013).

Para la mesofauna del suelo, los estudios más actuales obtuvieron en ecosistemas conservados un mayor porcentaje de ácaros debido a la considerable contribución de los oribátidos y el segundo lugar lo ocuparon los colémbolos. Asimismo, las perturbaciones afectaron más a los colémbolos y a los ácaros gamasinos, lo que fue atribuido a su susceptibilidad por la morfología de sus cuerpos blanquecinos y blandos. Los datos alcanzados en el país permitieron valorar el estado de salud del medio edáfico, su capacidad de recuperación y advertir sobre la necesidad de nuevos manejos para una producción estable del suelo (Socarrás y Rodríguez, 2007; Socarrás y Robaina, 2011a y b; Hernández *et al.*, 2012; Socarrás e Izquierdo, 2014, 2016).

Respecto a la macrofauna, las primeras investigaciones en Cuba se efectuaron en ecosistemas boscosos y forestales, principalmente de

Tabla 14.1. Diversidad y endemismo de especies de la fauna del suelo en el archipiélago cubano.

TÁXONES	ESPECIES	ENDEMISMO (%)
Ácaros oribátidos (Acari: Cryptostigmata)	191	-
Colémbolos (Collembola)	117	19
Lombrices de tierra (Haplotaxida)	46	39,1
Cochinillas (Isopoda)	72	69,4
Milpiés (Diplopoda)	100	93
Ciempíes (Chilopoda)	45	48,9
Termitas (Isoptera)	32	16
Cucarachas (Dictyoptera: Blattaria)	89	59,5

la Sierra del Rosario (González y López, 1987; Prieto y Rodríguez, 1996). Más adelante la mayoría de los estudios ecológicos se llevaron a cabo en sistemas de uso de la tierra de importancia agrícola, pecuaria y forestal, y evaluaron la intensidad del uso a partir de los cambios producidos en la macrofauna edáfica (Rodríguez, 2000; Cabrera Dávila *et al.*, 2011a y b; Rodríguez *et al.*, 2011; García *et al.*, 2014; Chávez Suárez *et al.*, 2016). Todos los autores confirmaron que sistemas con elementos arbóreos, mayor cobertura sobre el suelo, estabilidad en la temperatura y humedad edáfica y más altos tenores de materia orgánica, incrementaron la diversidad y abundancia de los macroinvertebrados edáficos y en especial de grupos detritívoros. Por el contrario, sistemas de intenso laboreo, con uso de maquinarias y fertilización química, con alta compactación y bajos contenidos de materia orgánica tuvieron una mayor degradación edáfica en conjunción con la pérdida de la calidad biológica del suelo.

La fauna del suelo es un bioindicador apropiado dado sus hábitos relativamente sedentarios y presencia a lo largo del año, su facilidad de medición y su alta sensibilidad y rápida respuesta al estrés ambiental. No obstante, se reconoce la importancia del estudio integrado de las propiedades físicas, químicas y biológicas para explicar el estado de salud del suelo, pero es necesario señalar que utilizar indicadores biológicos, como puede ser la fauna edáfica, sobre mediciones físicas y químicas tiene ventaja porque son los primeros

en manifestar los cambios que implican los disturbios del medio, además de por sí solos requerir pocos recursos y un menor costo (McGeoch *et al.*, 2002; Ferrás *et al.*, 2010; De Vries *et al.*, 2013).

Por ejemplo, como indicador de la mesofauna, el índice más utilizado ha sido oribátidos/astigmados, el cual fue propuesto por Karg (1963). Los ácaros oribátidos como organismos detritívoros, son sensibles y disminuyen ante bajos contenidos de materia orgánica, baja humedad edáfica y prácticas agrícolas con un efecto negativo en el suelo; sin embargo, los ácaros astigmados son considerados buenos indicadores de suelos perturbados porque sobreviven y se incrementan en escenarios desfavorables (Andrés, 1990; González, 2000). Otros índices que han sido creados a nivel internacional son oribátidos/prostigmados (Andrés, 1990), ácaros/colémbolos (Mateos, 1992) y astigmados/mesostigmados (Bedano *et al.*, 2001), a partir de la alta abundancia y la función definida de estos grupos en el suelo.

En el país también han sido aplicados para la mesofauna la relación área transformada/área de origen, que sugiere la capacidad de recuperación de un ambiente (Ares *et al.*, 2001; Socarrás y Rodríguez, 2005) y el índice recién propuesto por Hernández *et al.* (2012) y Socarrás (2013) de detritívoros/recolonizadores, el cual puede detectar el estado avanzado de recuperación del medio edáfico ante un predominio significativo de detritívoros

sobre recolonizadores, estos últimos representados esencialmente por los psicópteros.

Para la macrofauna se han diseñado diversos índices o formulaciones que involucran la abundancia y diversidad de esta fauna y también su relación con propiedades físicas y químicas del suelo. Entre estos se encuentran el índice de densidad lombrices/termitas, el indicador multifuncional de calidad del suelo (GISQ) y el índice biológico de calidad del suelo (IBQS) (Barros *et al.*, 2002; Lavelle *et al.*, 2003; Velásquez *et al.*, 2007; Ruiz *et al.*, 2011).

En Cuba, teniendo en cuenta los resultados de la macrofauna alcanzados en diferentes ecosistemas semi-conservados y totalmente perturbados (Cabrera Dávila, 2012), se están proponiendo por primera vez indicadores entre grupos funcionales y taxonómicos que reflejan la calidad del suelo y su capacidad sostenible de uso (Hernández *et al.*, 2012; Cabrera Dávila *et al.*, 2017). Uno de estos indicadores, es la relación entre el número de individuos de organismos detritívoros/no detritívoros. Hasta el momento se ha constatado que la presencia y la abundancia de la fauna detritívora y en particular de grupos claves como las lombrices de tierra, se benefician ante circunstancias idóneas de humedad, temperatura y contenido de materia orgánica en el medio edáfico, así como por una mayor estabilidad y protección sobre el suelo, lo que podría indicar un estado favorable de fertilidad. Mientras que los grupos no detritívoros (omnívoros, fungívoros, herbívoros y depredadores) son más resistentes y adaptables a un variado rango de condiciones edáficas y climáticas y por tanto posibles indicadores de perturbación.

En una investigación desarrollada para diferentes ecosistemas con suelo ferralítico rojo en el occidente de Cuba (Cabrera Dávila *et al.*, 2011a), se determinó la proporción de individuos detritívoros con respecto a los restantes grupos funcionales, y se verificó la hipótesis del impacto negativo del cambio y la intensidad del uso de la tierra sobre la abundancia de la macrofauna detritívora (Fig. 14.3).

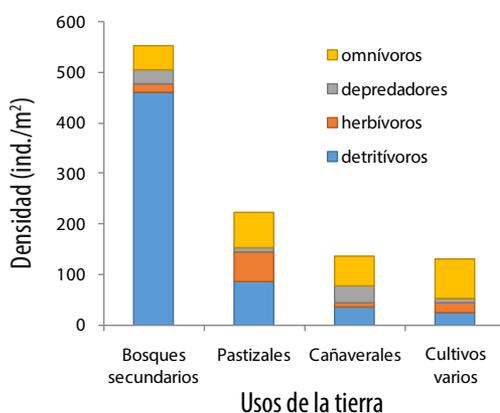


Figura 14.3. Composición funcional de la macrofauna del suelo en diferentes sistemas de uso de la tierra en el occidente de Cuba.

Es importante destacar respecto a los índices abordados, tanto de la meso- como de la macrofauna, que no es necesaria la aplicación de todos ellos en un estudio determinado. La selección de su uso dependerá de la presencia y abundancia de los diferentes grupos, que permitan la evaluación de la situación de conservación/perturbación de los ecosistemas. En Cuba la intención actual y futura de investigación es continuar la identificación de relaciones entre los grupos, o específicamente táxones como indicadores del estado de salud y funcionalidad del suelo, para ser generalizados y aplicados en distintos tipos de suelo y sistemas de uso de la tierra.

MÉTODOS DE INVENTARIOS

MESOFAUNA

RECOLECTA EN EL CAMPO. En las áreas a muestrear, se traza un transecto diagonal o varios transectos paralelos (hasta tres o cuatro), tratando de abarcar una mayor heterogeneidad del hábitat. En los transectos, se distribuyen y extraen un total de 10 a 12 muestras de suelo, separadas entre 5 a 20 m. La definición de los transectos y el distanciamiento entre muestras de suelo, se deben concretar en función de las características y extensión del área, así como del tipo de ecosistema o uso de la

tierra (Malagón *et al.*, 1987). Para tomar las muestras de suelo se utiliza un cilindro o nucleador de metal, de 5 cm de diámetro por 10 cm de altura. El cilindro se entierra en el suelo hasta el borde con el auxilio de un martillo, se saca y el suelo contenido en el cilindro se deposita en bolsas plásticas que sean posibles de cerrar herméticamente (Fig. 14.4).



Figura 14.4. Recolección en el campo de la mesofauna del suelo a través del uso del cilindro o nucleador de metal.

Este método ha sido utilizado comúnmente en Cuba, aunque algunos autores explican la eficacia de extraer muestras compuestas de suelo, donde una muestra compuesta contiene varios núcleos o cilindros de suelo, en cada punto de recolección (Huisling *et al.*, 2012; Karyanto *et al.*, 2012). Estos autores también exponen la importancia de combinar las metodologías del nucleador y de trampas de caída (descritas en el acápite siguiente de macrofauna) para obtener la mesofauna del suelo. Además, especificaron que las trampas de caída son convenientes en la captura de los colémbolos de la superficie del suelo, que se concentran en el contenido líquido de las trampas; y la metodología del nucleador es útil en la recolección de los ácaros oribátidos, los cuales son dominantes en los horizontes orgánicos de la mayoría de los suelos.

Si se estudian diversos sistemas de uso de la tierra a la vez, es imprescindible colocar una etiqueta, escrita a lápiz, en cada bolsa con

datos como la localidad y fecha de muestreo, tipo de sistema, estrato o profundidad de la recolección y colector.

EQUIPAMIENTO. Cintas marcadores para señalar los transectos, cilindro de metal, martillo u otro instrumento que permita el enterramiento del cilindro, un cuchillo o pala pequeña que pueden ser útiles para ayudar en la extracción del cilindro del suelo, bolsas plásticas con cierre para almacenar el suelo extraído, ligas para asegurar el cierre de las bolsas, papel y lápiz para la confección de las etiquetas.

PROCESAMIENTO EN EL LABORATORIO PARA EXTRAER LA MESOFAUNA. La extracción de la mesofauna de las muestras de suelo se realiza en el laboratorio a través de los embudos Berlese-Tullgren (Karyanto *et al.*, 2012). Los embudos se pueden confeccionar de metal, plástico, cartulina o vidrio, todos los materiales lisos para evitar que los animales queden retenidos durante su captura en cualquier oquedad o rugosidad; y también tener una abertura en el extremo inferior para permitir la caída de los especímenes. Las muestras de suelo se colocan en los embudos sobre una rejilla o tamiz de 1,5 a 2 mm de ancho de poro, pero no directamente, sino aisladas por una tela de malla. El suelo se dispersa sobre la malla de forma que no exceda 1 cm de grosor.

Las muestras de suelo se deben mantener en los embudos entre cinco y siete días y se someten a una fuente de luz y calor, la cual se ubica encima de los embudos y debajo de estos se coloca un frasco recolector sin tapa y con la mitad o más de alcohol etílico al 70 o 75 %, donde caerán los diferentes organismos (Fig. 14.5). Es conveniente la iluminación de 25 °C hasta 40 °C. Los organismos ante la fuente de luz y calor se escabullen y descienden al frasco, debido a su comportamiento de fototaxis negativo (huyen de la luz) y geotaxis positivo (responden al incremento de temperatura o sequedad en el suelo migrando hacia abajo). Los embudos, además, se deben confeccionar del mismo tamaño y contarse



Figura 14.5. Método de extracción de la mesofauna del suelo mediante los embudos Berlese-Tullgren.

con la cantidad precisa según el número de muestras a procesarse.

Una transformación del método (Berlese modificado), puede ser el uso de los embudos sin fuente de luz, sometiendo el proceso de calentamiento-secado a temperatura ambiente en un rango de tiempo de 7 a 14 días, variante que ha sido la más utilizada en Cuba. Para los procesos de aclarado y montaje de los especímenes también se recomienda el capítulo citado de Karyanto *et al.* (2012), incluido en el último manual de biología de suelos tropicales (Moreira *et al.*, 2012).

DESVENTAJAS Y VENTAJAS. El método de los embudos Berlese-Tullgren no garantiza la extracción total de la mesofauna. Es por ello que es importante respetar el espesor de la muestra antes comentado (no exceder de 1 cm), para obtener un buen rendimiento de la mesofauna que cae en los frascos recolectores. Existen muchos animales que tienen poca movilidad y no logran atravesar toda la muestra de suelo durante el proceso de extracción, quedando atrapados o huyendo a otro lugar. Por otro lado, está la posibilidad de que la desecación sea muy brusca y los individuos queden inmovilizados en los terrones de suelo. No obstante, André *et al.* (2002) reportaron que el sistema Berlese-Tullgren, es uno de los más usuales y eficaces para la extracción y evaluación de la diversidad y densidad de los microartrópodos del suelo. Por otra parte, el equipo completo requerido es barato, puede ser fácilmente improvisado, moverse

con relativa facilidad y ser ajustado para acomodar un gran número de muestras.

EQUIPAMIENTO. Se requiere de cartulina, plástico o metal, preferiblemente, para confeccionar los embudos; soportes universales para sostener los embudos; tela de malla; rejilla o tamiz de 1,5 a 2 mm de ancho de poro; pequeños frascos plásticos o de vidrio que funcionen como recolectores; alcohol etílico preparado al 70 o 75 % que funcionará como líquido conservante de la mesofauna recolectada. Teniendo en cuenta las experiencias de trabajo en Cuba, se recomienda como fuente de luz y calor, el uso de bombillos hasta 25 W o lámparas de luz fría (fluorescente) de 20 W.

MACROFAUNA

Para la macrofauna del suelo serán descritos de forma general dos métodos, uno estándar consistente en la apertura de monolitos de suelo, y otro complementario a través del uso de trampas de caída libre o *pitfall* que permitirán la recolecta de la mayoría de los grupos macrofaunísticos. También serán mencionados muy brevemente, algunos métodos específicos para la recolecta de grupos con importancia funcional en el suelo. Estos últimos pueden ser utilizados si existe un interés de estudio más exhaustivo en las comunidades de los grupos que se detallan. La mayoría de los procedimientos referidos se reúnen y profundizan en el manual antes sugerido y más actual sobre biología de suelos tropicales (Moreira *et al.*, 2012).

RECOLECTA POR TRANSECTO LINEAL. Anderson e Ingram (1993) propusieron, en el marco del Programa Internacional sobre Biología y Fertilidad del Suelo Tropical (TSBF), el método estándar del transecto lineal. Esta metodología describe la extracción de 8 a 10 monolitos de $25 \times 5 \times 30$ cm de profundidad, distribuidos cada 5 m en un transecto diagonal con origen y dirección al azar dentro de un ecosistema.

El procedimiento consiste en la delimitación inicial del cuadrante de 25×25 cm, y para ello se puede utilizar un marco o

simplemente se marca con el auxilio de una lienza. Una vez marcado el monolito, se comienza a abrir y perfilar por los bordes, para lo cual es recomendado el uso de una coa, pues con este instrumento se simplifica el trabajo de perforación del monolito y se daña menos la fauna durante su extracción. Se saca el contenido de suelo y se deposita en bandejas plásticas grandes o en una manta de polietileno, para revisar en el campo y recolectar manualmente todos los organismos visibles con la ayuda de pinzas suaves y pinceles (Fig. 14.6).

La macrofauna extraída se coloca en frascos pequeños o medianos, preferiblemente de plástico y con tapas. Los frascos deben contener formaldehído al 4 % para conservar las lombrices de tierra y alcohol etílico al 70-75 % para preservar el resto de los organismos. Cada recipiente con una cantidad suficiente que cubra los organismos recolectados, e identificado con una etiqueta añadida, escrita a lápiz y que refiera el monolito de estudio correspondiente y demás datos de recolecta (lugar, fecha, tipo de ecosistema). Una vez que se revisa todo el volumen de suelo, este se deberá incorporar nuevamente en el cuadrante abierto. Si los intereses de estudio contemplan la distribución vertical de la fauna, el monolito se puede separar y examinar por estratos, se revisan las capas de 0 - 10, 10 - 20 y 20 - 30 cm. La hojarasca superficial se puede incluir en el estrato de 0 - 10 cm, o se puede reconocer como un estrato independiente.

Lavelle *et al.* (2003) recomendaron incrementar la distancia entre monolitos en al menos 20 m, debido a la autocorrelación detectada entre los puntos de muestreo distanciados en 5 m. Esta modificación partió de la fuerte distribución agregada de los invertebrados edáficos debido a las condiciones heterogéneas del suelo, lo que resultó en una alta varianza entre muestras. Actualmente se exhorta al estudio de 10 monolitos, 5 como mínimo, distanciados en 20 m o más, a lo largo de un transecto, por réplica de uso de la tierra.



Figura 14.6. Recolecta en el campo de la macrofauna del suelo mediante el método estándar del TSBF o monolitos de suelo.

DESVENTAJAS Y VENTAJAS. Este método tiene desventajas respecto a la recolecta de los invertebrados más pequeños y móviles, que no se detectan ni capturan con rapidez. También lo reducido de las muestras, a veces subestima los organismos mayores de 25 cm de longitud, dígase algunas lombrices de tierra u otras especies grandes detritívoras pero que viven en la hojarasca, como los milpiés del género *Rhinocricus*, conocidos como mancaperros, gusanos meones o cocosías, que son cortados al preparar el monolito.

Por otro lado, la estimación de la macrofauna se puede encontrar afectada por la variabilidad espacial de estos organismos, tanto por su distribución horizontal parcheada o agregada, debido a variaciones edáficas, como por su distribución vertical y descenso a profundidades mayores de 30 cm en la época de sequía, lo que no es totalmente considerado dentro del método del transecto lineal. Por estas razones es aconsejable el uso de métodos complementarios, fundamentalmente si los objetivos de estudio son inventarios más completos de la biodiversidad edáfica.

La gran ventaja del método estándar del TSBE, del transecto lineal o de los monolitos de suelo, radica en la posibilidad de comparar un gran número de ecosistemas y localidades de forma relativamente fácil y rápida (Brown *et al.*, 2001) y de estimar la abundancia y diversidad de aquellos macroinvertebrados menos móviles, con mayor permanencia en el interior del suelo y actividad fundamentalmente diurna, entre ellos las lombrices de tierra, los caracoles, las cochinillas, los milpiés, los ciempiés y algunos insectos como las termitas y las larvas de escarabajos y lepidópteros.

En algunas investigaciones en Cuba, en dependencia de la naturaleza y extensión del lugar, en vez de marcar un solo transecto diagonal, se han establecido hasta tres transectos paralelos. En cada uno de ellos se han muestreado dos monolitos de suelo, ambos, transectos y monolitos separados en 50 m,

para el estudio de seis monolitos en total por área o réplica de uso de la tierra. Se ha utilizado, además, un tiempo estándar de aproximadamente 45 min entre dos personas por monolito, tratando de homogeneizar el esfuerzo de muestreo y capturar la mayor cantidad de fauna contenida en el volumen de suelo extraído. El número de transectos y monolitos examinados, el distanciamiento entre ellos y el tiempo de muestreo empleado, han posibilitado recolectar una proporción significativa de la macrofauna y abarcar una mayor complejidad del hábitat, para detectar posibles diferencias entre los sistemas en estudio. En cuanto a la perforación del monolito, en la metodología original este se delimita cavando una zanja a su alrededor, de forma que queda aislado y sin perturbación para su revisión. En el país se ejecuta una variante de este aspecto, pues el monolito se abre directamente (Fig. 14.6), en aras de utilizar menos tiempo y personal en el muestreo.

EQUIPAMIENTO. Cinta métrica de al menos 50 m y cintas de colores utilizadas en el marcaje de los transectos, machete para eliminar la vegetación herbácea, lienza o cuadrante de madera para marcar el monolito en el suelo, coa para abrir el monolito, bandejas plásticas grandes o nylon de polietileno para desplegar el suelo extraído y proceder a su revisión, palas pequeñas que pueden utilizarse para sacar el suelo, pinceles y pinzas suaves para recolectar los animales, frascos medianos plásticos y con tapas donde se depositará la fauna capturada, formol 4 % y alcohol 70 % como líquido conservante, papel y lápiz para confeccionar las etiquetas.

RECOLECTA MEDIANTE TRAMPAS DE CAÍDA O PITFALL. Las trampas de caída resultan útiles y muy efectivas en la recolección de los invertebrados que viven en la hojarasca, y se basan en envases profundos, por ejemplo: vasos o botellas de plástico de tamaño mediano, que se entierran en el suelo justo hasta su borde superior (Bignell *et al.*, 2012).

Se comienza abriendo un hueco en el suelo, acorde al tamaño del recipiente trampa, con auxilio de una pala pequeña o de la misma

coa utilizada en el procedimiento de los monolitos. El hueco se abre hasta que sea posible enterrar el recipiente a ras del suelo. Se coloca la trampa en el hoyo y los lados vacíos se llenan de tierra procedente de la excavación y se aplana esta tierra con cuidado para mantener el mismo nivel que el borde de la trampa. El suelo que cae en el interior de la trampa se debe extraer a mano. En Cuba se han utilizado comúnmente los potes plásticos de helado como recipientes, enterrándose dos juntos, uno dentro de otro. La tierra de los bordes cae dentro del pote superior, el cual es seguidamente extraído, dejando el inferior limpio de tierra. Posteriormente se llena la trampa, hasta alrededor de $\frac{1}{4}$ de su capacidad, con agua, una cucharadita de sal y un poquito de detergente, todo lo cual funcionará como líquido conservador de los invertebrados que caen en la trampa. El detergente, en específico, romperá la tensión superficial del líquido y facilitará la inmovilización y la caída de los organismos al fondo.

Por último, es necesario colocar techos sobre las trampas a una altura de 2,5 cm de su borde, para evitar la pérdida de su contenido, debido a la incidencia de las lluvias. Para esto, se entierran en el suelo y alrededor de la trampa tres soportes, que pueden ser palos finos de madera o procedentes de las ramas de la vegetación del lugar, y en ellos se inserta el techo. El techo puede estar confeccionado de una lámina plástica (ejs: placas radiográficas, platos plásticos desechables), de un diá-

metro mayor al borde superior de la trampa. El techo, además, debe ser opaco, sin colores vistosos, para evitar un efecto invernadero dentro de la trampa y para que no atraiga insectos voladores, ajenos a la fauna del suelo.

Si existe un marcado interés en la captura de grupos funcionales específicos dentro de la fauna edáfica, es aconsejable el uso de cebos en las trampas. Como cebos pueden utilizarse principalmente: pescado para atraer la fauna carnívora o depredadora, frutas si el interés es la macrofauna detritívora y heces (humana o de algún tipo de ganado) si se desea una mayor incidencia de especies coprófagas. El cebo se debe colocar de forma suspendida y siempre separado del líquido conservador, en un pequeño envase o envuelto en una tela muy fina, agarrado de un soporte de madera o rama, e instalado sobre el borde superior de la trampa (Fig. 14.7).

El tiempo de exposición de las trampas en el campo puede variar entre 24, 48 o 72 hrs y el número recomendado es de 3 a 5 trampas, asociadas al monolito de suelo abierto o por punto de muestreo, en un área determinada o ecosistema. Para extraer la fauna recolectada en los recipientes, se retira el techo y se levanta el cebo, si lo contiene. También se eliminan los elementos grandes, tales como hojas, palitos, animales vertebrados, etc. que hayan caído en la trampa. Se agita suavemente el contenido restante del recipiente para levantar los especímenes del fondo y se deposita en

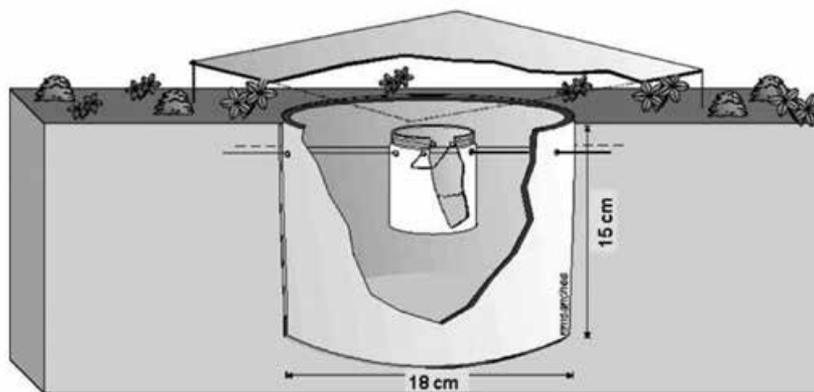


Figura 14.7. Esquema de una trampa de caída con cebo, tomado de Bignell *et al.* (2012).

un frasco mediano o bolsa plástica con cierre. Para cada trampa corresponde un frasco recolector o bolsa plástica, con su respectiva etiqueta de datos.

En Cuba, una variante de estudio aplicando las trampas de caída, ha sido dentro de los tres transectos delimitados para el muestreo de los monolitos, marcar dos parcelas de 5 × 5 m distanciadas en 50 m. Dentro de cada parcela, considerada una unidad de muestreo, realizar el monolito de suelo y ubicar cuatro trampas esquinadas, para un total de 24 trampas, expuestas durante 48 hr en un ecosistema (Fig. 14.8).

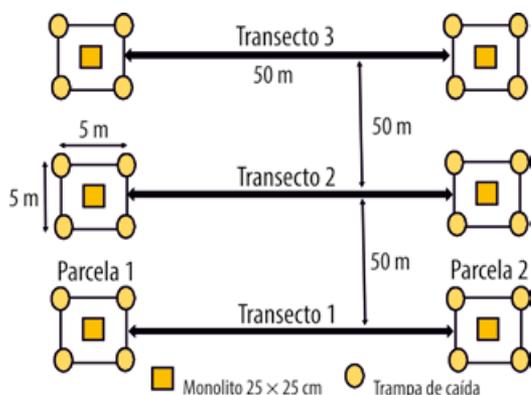


Figura 14.8. Esquema de muestreo de la macrofauna del suelo mediante monolitos y trampas de caída.

DESVENTAJAS Y VENTAJAS. Las trampas de caída son proclives a sufrir daños ocasionados por mamíferos y aves, al igual que a actos de vandalismo, por lo que se puede perder la información de las que son retiradas del campo, por estas razones. Por otra parte, la obtención de datos de densidad y biomasa poblacional se encuentra limitado, ya que es imposible su estimación para un área de muestreo determinada; sin embargo, son aplicables para hallar la abundancia total y el número de especies dentro de un ecosistema. También concentran su acción en los grupos taxonómicos con características de mayor movilidad y de actividad principalmente nocturna, como son la mayoría de los escarabajos, las hormigas, los arácnidos,

los grillos y las cucarachas. Las trampas de caída son muy útiles en áreas con un estrato herbáceo denso, donde la detección visual de los organismos es difícil. Algunos autores defienden el uso de estas trampas, pues son baratas, de fácil instalación y posibilitan los inventarios de los macroinvertebrados de la hojarasca, con relativamente poca inversión de tiempo y esfuerzo, en comparación con métodos absolutos de muestreo (Lietti *et al.*, 2008; Bignell *et al.*, 2012).

EQUIPAMIENTO. Cintas de colores, necesarias para marcar las parcelas y la posición de las trampas. Pala pequeña para perforar los sitios donde se ubicarán las trampas. Como trampas de caída, usar recipientes plásticos suficientemente amplios para recolectar un número razonable de especímenes y profundos para impedir su fuga, entre 10-18 cm de ancho y 12-15 cm de profundidad. Láminas plásticas usadas para los techos, que pueden ser de 20 cm de diámetro, siempre mayores que el diámetro del borde superior del recipiente trampa. Clavos de madera de no más de seis pulgadas, como posibles soportes de los techos. Agua disponible, detergente líquido no perfumado y sal para preservar los especímenes. Frascos medianos o bolsas plásticas con cierre, para verter el contenido de las trampas. Etiquetas y lápiz para plasmar los datos de recolecta (localidad, fecha, tipo de ecosistema, número de la parcela y de la trampa).

OTROS MÉTODOS ESPECÍFICOS DE RECOLECTA

LOMBRICES DE TIERRA

En el mismo transecto marcado para la extracción de los cuadrantes de suelo de 25 × 25 cm, se pueden estudiar otros tres cuadrantes alternativos de mayor área. Para el estudio de la diversidad y abundancia de las lombrices de tierra, se recomienda abrir al menos tres monolitos de 50 × 50 cm y hasta solo 20 cm de profundidad, intercalados entre los otros monolitos de menor tamaño. En este caso el muestreo se restringe a los 20 cm de profundidad ya que los especímenes se concentran hasta este nivel durante la temporada de llu-

vias (Bignell *et al.*, 2012). La perforación del monolito, la recolección y la conservación de las lombrices de tierra, así como el equipamiento necesario, son similares a los descritos en el método estándar del TSBF.

MILPIÉS Y CIEMPIÉS

Los métodos utilizados para el estudio de la composición, la distribución vertical y la dinámica de la abundancia y la biomasa de los milpiés en Cuba han sido principalmente las trampas de caída, los monolitos (con diferentes medidas) y los cuadrantes de 1×1 m. En los últimos 15 años, profesores y estudiantes de la Facultad de Biología de la Universidad de La Habana obtuvieron buenos resultados, utilizando la metodología del TSBF explicada en este capítulo, para el estudio de la distribución vertical. Este método es muy informativo también para los ciempiés geofilomorfos, que viven mayormente en el interior del suelo. Para investigar la composición, densidad, abundancia y biomasa, especialmente de milpiés y ciempiés escolopendromorfos, han demostrado ser muy útiles las parcelas de 1×1 m, donde se recolectan de manera directa los ejemplares de la hojarasca, la superficie del suelo, dentro y bajo troncos y bajo piedras sueltas o semienterradas. La cantidad de transectos y de parcelas por transecto son flexibles, pero se recomienda que la separación entre parcelas sea de al menos 5 m.

En el caso de los diplópodos mancaperros, los datos de número y biomasa de los adultos se toman en el campo, para evitar sacrificarlos. El pesaje se realiza introduciendo todos los individuos de la parcela o tantos como sea posible dentro de una bolsa de nylon y pesándolos de conjunto. Se anota el peso y el número de individuos, y luego se liberan. Otro método usado en el estudio de los milpiés han sido las trampas madrigueras. Constituyen tablas de $20 \times 20 \times 1$ cm que se colocan en la interfase hojarasca-suelo, con la finalidad de que los organismos que prefieren ambientes húmedos y oscuros se concentren bajo ellas.

En específico, el método de parcelas puede ser insuficiente para los ciempiés escolopen-

dromorfos, que se encuentran en menores densidades por ser depredadores, y cuya abundancia en la superficie del suelo está fuertemente influida por la disponibilidad de refugios sólidos bajo los cuales ocultarse, como piedras, cortezas y troncos. Para este grupo se han empleado con éxito parcelas rectangulares de 10×2 m (modificado de Druce *et al.*, 2004), que deben utilizarse en número de 10 o más, por lo que el esfuerzo de recolecta puede llegar a ser considerable.

EQUIPAMIENTO. Pinzas, frascos y etiquetas como los descritos anteriormente. En el caso de los mancaperros, bolsas de nylon y balanza de mano. Las parcelas de 1×1 m se delimitan con ramas rectas medidas y cortadas al efecto. Las parcelas de 10×2 m se pueden delimitar con una soga fina amarrada a estacas o troncos a unos 20 cm del suelo, a la cual se pueden añadir cintas de colores para hacerla más visible.

TERMITAS

En cada ecosistema de estudio, se delimitará un transecto cercano al monolito estándar, de 100 m de largo y 2 m de ancho. El transecto se divide en secciones o parcelas de 5×2 m y en ellas se buscarán las termitas en diferentes micrositios (Jones y Eggleton, 2000; Bignell *et al.*, 2012).

Para el estudio solamente de las comunidades de termitas, el procedimiento es establecer entre tres y seis transectos de 65 m de largo y 2 m de ancho, distanciados de 50 a 200 m. En cada transecto serán muestreadas cinco parcelas de 5×2 m, con una distancia de 10 m entre ellas dentro del mismo transecto (Cancelli, 2002). En las parcelas de 10 m^2 definidas en el transecto estándar o en los descritos posteriormente, los micrositios o microhábitats que se explorarán son: en y bajo troncos caídos, bajo corteza, bajo piedras, en troncos muertos en pie, en la base de los árboles, en nidos sobre suelo, en nidos arbóreos establecidos hasta 2 m de altura, en hojarasca y en suelo. El esfuerzo de muestreo empleado en la parcela será de una hora/recolector. Los individuos (de ser posible de 15 a 20 ejemplares

de cada casta) se recolectarán de forma directa utilizando pinzas suaves y pinceles y serán preservados en alcohol etílico al 75 u 80 %. El equipamiento necesario para este tipo de muestreo, coincide con los expuestos en los métodos generales de recolecta. Las parcelas de 5 × 2 m se pueden marcar en el campo según se explica en el muestreo de milpiés y ciempiés.

MÉTODOS DE PRESERVACIÓN

En el laboratorio se procede a la limpieza de las muestras obtenidas mediante los molinillos de suelo, en las trampas de caída o a través de los otros métodos específicos de recolecta. Es imprescindible eliminar terrones pequeños de suelo que hayan podido caer durante el momento de la recolecta y limpiar la fauna con el auxilio de pinceles, todo para facilitar la manipulación y ulterior identificación de los macroinvertebrados. Las muestras provenientes de las trampas de caída, deben enjuagarse con abundante agua con el fin de remover la sal, el detergente y la tierra u otra basura orgánica. El lavado de ejemplares en agua fresca es esencial ya que el detergente y la suciedad forman una película sobre los animales, que será imposible de retirar si se les introduce directamente en alcohol y dificultará su visibilidad bajo el microscopio. Una vez limpias, a las muestras se les añade nuevo líquido para su conservación, formol 4 % para las lombrices de tierra y alcohol 70 o 75 % para el resto de la fauna (Bignell *et al.*, 2012).

IDENTIFICACIÓN Y ANÁLISIS DE LA FAUNA EDÁFICA

Tanto la mesofauna como la macrofauna recolectada se someterán a la identificación hasta el nivel taxonómico más bajo posible y además se separarán en los diferentes grupos funcionales, según los criterios de Zerbino *et al.* (2008), Swift *et al.* (2012) y Barnes *et al.* (2014). Para la identificación taxonómica de la mesofauna y la macrofauna hasta la categoría de clase u orden, se sugiere la revisión de los Anexos 1 y 2 de este capítulo. También se recomienda el manual elaborado por Ruiz

et al. (2008), que contiene una clave ilustrada con fotos, para clasificar los diferentes órdenes que componen la macrofauna del suelo.

Sin embargo, si se desea un trabajo taxonómico más detallado, hasta nivel de familias y géneros, se indica la siguiente literatura para algunos grupos de la mesofauna y la macrofauna del suelo: ácaros (Krantz, 2009), colémbolos (Palacios Vargas, 1990, 1991), lombrices de tierra (Righi, 1971, 1995; Frago-so y Rojas-Fernández, 1994; Rodríguez, 1999; Blakemore, 2002, 2005), cochinillas (Armas y Juarrero de Varona, 1999; Juarrero de Varona y Armas, 2003 a y b), milpiés (Hoffman *et al.*, 1996; Bueno-Villegas *et al.*, 2004), ciempiés (Matic *et al.*, 1977; Würmli y Negrea, 1977), termitas (Constantino, 2002; Cabrera Dávila y Hernández, 2008) y cucarachas (Gutiérrez, 1995; Roth, 2003).

En la identificación de la fauna del suelo, se sugiere en ocasiones la separación en morfoespecies o unidades taxonómicas reconocidas que agrupen organismos con un mismo papel ecológico, cuando la identificación hasta el nivel de especie no es posible (Lavelle *et al.*, 2003). Otros autores defienden el trabajo a nivel superior de órdenes y familias para el conocimiento inicial de la respuesta de las comunidades del suelo ante diferentes usos de la tierra. Ellos argumentan que la riqueza específica contribuye poco a comprender aspectos funcionales del ecosistema y que es una medida redundante cuando especies diferentes comparten la misma función en el suelo (Villalobos *et al.*, 2000); otros mencionan que el análisis de táxones superiores tiene un valor más operativo y un grado mayor de generalidad (Bedano *et al.*, 2001).

Una vez identificadas la meso y la macrofauna, se procede al conteo del número de individuos, con el cual se estimará la densidad poblacional, expresada en ind./m². Para la macrofauna del suelo, también se deben pesar los individuos (peso húmedo), que dará lugar a la biomasa, representada en g/m². Tanto la densidad como la biomasa, se pueden determinar para la fauna total, para cada taxon y grupo funcional. Para el cálculo

de la densidad de la mesofauna, la cantidad de individuos encontrados en cada muestra representativa de un cilindro de 5×10 cm, se multiplicará por el número constante = 509,16, con lo cual se obtendrá la cantidad de mesofauna contenida en 1 m^2 . Para hallar igualmente la densidad y la biomasa de la macrofauna correspondiente a un monolito de suelo de 25×25 cm, la cantidad y el peso de los individuos se multiplicarán, en este caso, por el número constante = 16. La estimación de la biomasa resulta importante ya que muchos procesos del ecosistema son proporcionales a esta variable más que al número de individuos, y porque denota más claramente la influencia de la macrofauna sobre la transformación de las propiedades físicas y químicas de un suelo y en la productividad vegetal (Bignell *et al.*, 2012).

Para el caso de los insectos sociales (*e. g.* hormigas y termitas) recolectados mediante el método de los monolitos, la abundancia se estima contando cada uno de los individuos encontrados, igual que se determina para el resto de los grupos. Si se realiza un estudio particular de las comunidades de termitas utilizando el método de los transectos, entonces la abundancia relativa de estos insectos se estimará a partir del número de encuentros o colonias de la especie en el transecto. Los individuos de una especie recolectados más de una vez en la misma parcela serán considerados como una sola colonia (Jones, 2000).

Entre las formas o vías de análisis de la abundancia y dominancia de los diferentes grupos de la macrofauna y por ende de su importancia dentro del ecosistema, se sugiere también determinar el *porcentaje de dominancia combinada* (PDC), propuesto por Jesús *et al.* (1981). Este índice ha sido utilizado en estudios ecológicos en Cuba, específicamente para las comunidades de macroinvertebrados edáficos y ha proporcionado resultados certeros, ya que combina la frecuencia de aparición de los grupos, su abundancia y biomasa. El cálculo del PDC involucra el *porcentaje de presencia* (PP), que se obtiene de dividir el número de parcelas en las que apareció el taxon entre el total de parcelas

en estudio, su *porcentaje de abundancia* (PI) que se determina a partir de la división del número de individuos de ese grupo entre el total de individuos recolectados, y su *porcentaje de peso* (PPE) que se halla igualmente al dividir su peso entre el peso total de todos los organismos capturados. Los tres porcentajes se calculan para el taxon (cualquier nivel taxonómico) en cada ecosistema, y se fusionan en la siguiente fórmula:

$$PDC = \frac{(PP \times 100 / \Sigma PP) + PI + PPE}{3}$$

Donde: ΣPP es la suma de los porcentajes de presencia de todos los grupos. El valor del PDC es adimensional, y valores más altos representan una mayor dominancia e importancia del taxon en el ecosistema.

EQUIPAMIENTO. Para una detallada observación y conteo de los individuos pertenecientes a la meso y la macrofauna, es necesario disponer de un microscopio estereoscópico con aumento de al menos $5\times$; así como de pinceles, pinzas suaves, agujas enmangadas, vidrios reloj y placas de Petri, para una fácil manipulación e identificación de los ejemplares. Para pesar los diferentes individuos de la macrofauna, se debe contar con una balanza digital analítica de precisión 0,0001 g y abundante papel de filtro que será de utilidad en el secado de los animales antes de proceder a su pesaje.

ÉPOCA Y HORARIO PARA LA RECOLECTA DE LA FAUNA EDÁFICA

El horario ideal de muestreo es en las mañanas, entre 7:00 am y 12:00 am, cuando todavía se mantiene un estado favorable de temperatura y humedad para la permanencia de esta fauna. El horario de la tarde no es idóneo debido a las temperaturas más elevadas y la consecuente migración de la mayoría de los invertebrados edáficos a estratos profundos del suelo; sobre todo en los ecosistemas sin árboles o con pobre cobertura vegetal, donde ocurren por lo general cambios bruscos de temperatura y humedad en el medio edáfico. La temporada adecuada es el final de la época de lluvias (septiembre u octubre en Cuba),

cuando existe una mayor actividad y abundancia de la fauna en el suelo (Tondoh y Lavelle, 2005; Huising *et al.*, 2012). Debido a la alta concentración de agua durante esta estación, la fauna edáfica se beneficia en cuanto a su movilidad, respiración, reproducción y alimentación. En dependencia de los objetivos de investigación, por ejemplo, si se desea establecer patrones de distribución edáfica, es recomendable el estudio solo en la época de lluvias, con la posibilidad de repetirlo durante dos o tres años consecutivos. En caso que el estudio contemple el conocimiento de la variabilidad temporal de la fauna, debe concebirse la toma de muestras también en la época de seca, con la posibilidad de repetirlo al menos dos años en ambas estaciones.

ASPECTOS DEL DISEÑO EXPERIMENTAL PARA EL MUESTREO DE LA FAUNA EDÁFICA

Los métodos de recolecta descritos, pueden ser aplicados en cualquier sistema con diferente uso del suelo, de modo que es posible evaluar el impacto que provoca la intensificación agrícola, la fragmentación del hábitat y el manejo de los cultivos sobre la diversidad biológica del suelo.

Para cumplimentar estos propósitos con relación a la biodiversidad edáfica, la literatura especializada refiere como diseño experimental más apropiado un muestreo estratificado y sistemático. El enfoque de estratificación se basa en el estudio de diferentes áreas bajo un determinado uso del suelo, las que constituirán los estratos o réplicas verdaderas del estudio. Es decir, si se quiere conocer la variación de la fauna edáfica por influencia del uso, intensidad y manejo del suelo entre bosques, pastizales y cultivos se deberán estudiar varias áreas o estratos de bosques, varios pastizales y varios cultivos, cada categoría con características similares, para asegurar un tamaño de muestra representativo. En la definición del tamaño de muestra influye la gran variabilidad de la fauna edáfica como consecuencia de las diferenciaciones en las prácticas agrícolas o forestales, historias de uso, cambios de la vegetación sobre el suelo; lo que podría reducirse ante este enfoque de

estratificación. Entre otros requisitos fundamentales en la valoración del tamaño de muestra, se deben incluir los objetivos y la totalidad de la región en estudio.

Por otra parte, según las metodologías definidas para la recolecta de la edafofauna, estas se ajustan a un diseño sistemático porque explican la localización de los puntos de muestreo a una distancia fija entre sí que asegura independencia entre ellos, la estimación del tiempo requerido para muestrear un número fijo de puntos, etc. Un tipo de diseño estratificado y sistemático suficientemente robusto, con las réplicas adecuadas e igual esfuerzo de muestreo, además posibilita que los insectos sociales (*e. g.*, hormigas y termitas) puedan evaluarse en cuanto a su abundancia y biomasa de manera similar a los restantes grupos de la macrofauna, sin necesidad de excluirlos, si se toma en cuenta su impacto ecológico en el medio edáfico. Otras particularidades y aspectos más profundos sobre el diseño y las estrategias de muestreo para la evaluación de la biodiversidad del suelo, se pueden encontrar en Huising *et al.* (2012).

DATOS AMBIENTALES REQUERIDOS PARA RELACIONAR CON LA FAUNA EDÁFICA

- * Tipo e historia de uso de la tierra
- * Prácticas actuales de manejo del suelo y de los cultivos
- * Características de la vegetación
- * Temperatura y humedad del suelo y la hojarasca.
- * Propiedades físicas y químicas del suelo: Densidad aparente, capacidad máxima de retención de agua, pH, contenido de materia orgánica y nutrientes esenciales para el desarrollo vegetal.
- * Datos climáticos de precipitación y temperatura en la región de estudio, antes y en el momento del muestreo.

INDICADORES DE LA FAUNA EDÁFICA PARA EL MONITOREO DEL ESTADO DE SALUD DEL SUELO

Se aconseja el uso de los siguientes indicadores:

1. **ÍNDICES ORIBÁTIDOS/ASTIGMADOS, DETRITÍVOROS/RECOLONIZADORES Y DETRITÍVOROS/NO DETRITÍVOROS.** Los dos primeros aplicables solo para la mesofauna y el último tanto para la meso- como para la macrofauna del suelo.

Un mayor número de oribátidos y de individuos detritívoros (numeradores en las relaciones) contra un menor número de astigmados, recolonizadores e individuos no detritívoros (denominadores en las relaciones), mostrará como resultado de la división valores mayores que 1, lo que podría apuntar hacia sistemas con mejores condiciones edáficas de fertilidad. De modo inverso, un menor número de individuos de los grupos que son numeradores en las relaciones contra un mayor número de los grupos denominadores, mostrará como resultado de la división valores entre 0 y 1, y mientras más cercanos a 0, podría indicar sistemas con menor calidad del suelo o perturbados.

2. **RELACIÓN ÁREA TRANSFORMADA/ÁREA DE ORIGEN,** para cualquier grupo faunístico de la meso- y la macrofauna edáfica. Para la utilización de este índice se debe contar con un área natural de referencia y tener en cuenta lo que indica el grupo que se escoja para tal aplicación.

Por ejemplo, si se usan los colémbolos o las lombrices de tierra, que son indicadores de fertilidad y estabilidad del medio edáfico, y estos tienen una abundancia similar o mayor en el área transformada con respecto al área de origen, la relación dará un valor cercano o por encima de 1, lo cual puede expresar que el ecosistema tiende a la rehabilitación por su acercamiento a las condiciones del área original. Un resultado contrario explicaría que el ecosistema aún no se recupera totalmente.

3. **CÁLCULO DEL ÍNDICE BIOLÓGICO DE CALIDAD DEL SUELO O IBQS,** para un hábitat, uso de la tierra o ecosistema. Es aplicable también para la mesofauna y la macrofauna del suelo.

Ruiz *et al.* (2011) diseñaron una fórmula para hallar este índice, que combina la abundancia

de los invertebrados edáficos indicadores y sus valores indicadores o IndVal, en un hábitat, uso de la tierra o ecosistema. La fórmula genera valores que se clasifican en un rango de 1 a 20, donde 1 indica pobre o mala calidad del suelo y 20 buena o la más alta calidad. Otro análisis más simple, sería que los valores más altos de IBQS explicarían sistemas con mayor calidad del suelo y los más bajos, sistemas con la menor calidad.

$$IBQS = \sum_{i=1}^n [\ln(Di+1)/N/\ln(Di+1)_{max}] \times Si$$

Donde, Di es la abundancia total del taxon indicador i , en un hábitat, uso de la tierra o ecosistema, Di_{max} es la abundancia total del taxon con el máximo valor indicador, N es el número total de muestras o sitios analizados y Si es el valor indicador del taxon i o $IndVal$ en el hábitat.

Valor Indicador de los táxones (IndVal)

Dufrêne y Legendre (1997) propusieron este método que permite identificar especies indicadores o táxones característicos de cada ambiente. Este valor es expresado en porcentaje y combina las medidas de especificidad (abundancia relativa en un hábitat) y fidelidad (frecuencia de aparición dentro del mismo hábitat) de una especie o taxon en un tipo de hábitat. Tiene un rango de 0 a 100, donde 0 significa ausencia de indicación y 100 indicación perfecta. Se considera que un taxon indicador o característico de un hábitat es aquel que tiene IndVal significativo y mayor de 70 %, o sea, son específicos de un hábitat y tienen una alta probabilidad de ser muestreados en el mismo hábitat durante el monitoreo. El método tiene como ventajas que es calculado independientemente para cada especie o taxon y no tiene restricciones en cuanto a la categorización de los hábitats, que pueden ser agrupados arbitrariamente.

El valor indicador del taxon i para el grupo de sitios del hábitat j (IndVal) se calcula:

$$IndVal_{ij} = A_{ij} \times B_{ij} \times 100$$

Especificidad (A_{ij})= N individuos _{ij} / N individuos _{i}

Donde N individuos ij es el número medio de individuos del taxón i con relación a todos los sitios de un mismo hábitat j , y N individuos i es la suma del número medio de individuos del taxón i de todos los hábitats estudiados.

Fidelidad (B_{ij})= N sitios _{ij} / N sitios _{j}

Donde N sitios ij es el número de sitios del hábitat j donde apareció el taxon i , y N sitios j es el número total de sitios estudiados del hábitat j .

LITERATURA CITADA

- Anderson, J.M. y J.S.I. Ingram. 1993. *Tropical Soil Biology and Fertility. A Handbook of Methods*. CAB International. Reino Unido. 221 pp.
- Andrés, P. 1990. Descomposición de la materia orgánica en dos ecosistemas forestales del macizo del Montseny (Barcelona): Papel de los ácaros oribátidos (Acarina, Oribatei). [Inédito]. Tesis doctoral. Universidad Autónoma de Barcelona, 237 pp.
- André, H. M., X. Ducarme y Ph. Lebrun. 2002. Soil biodiversity: Myth, reality or conning?. *Oikos* 96: 3-24.
- Ares, J., M. Bertiller y S. H. del Valle. 2001. Funcional aere structural and scape indicators of intensification, resilience and resistance in agroecosystems in Southern Argentina based on remotely sensed data. *Landscape Ecology* 16: 221-234.
- Armas, L. F. de y A. Juarrero de Varona. 1999. Sistemática de la familia Delatorreidae (Iso-poda: Oniscidea) en Cuba. *Avicennia* 10-11: 1-42.
- Barnes, A.D., M. Jochum, S. Mumme, N. F. Hanneda, A. Farajallah, T. H. Widarto, U. Brose. 2014. Consequences of tropical land use for multitrophic biodiversity and ecosystem functioning. *Nature Communications* 5: 5351.
- Barros, E., B. Pashanasi, R. Constantino y P. Lavelle. 2002. Effects of land-use system on the soil macrofauna in western Brazilian Amazonia. *Biology and Fertility of Soils* 35 (5): 338.
- Bedano, J. C., M.P. Cantú y M. E. Doucet. 2001. La Utilización de Ácaros Edáficos como Indicadores de Calidad de Suelos en Agroecosistemas del Centro de Argentina. En: *Memorias del XV Congreso Latinoamericano de las Ciencias del Suelo*. CD-Room.
- Bignell, D., R. Constantino, C. Csuzdi, A. Karyanto, S. Konaté, J. Louzada, F. Susilo, J. Tondoh y R. Zanetti. 2012. Capítulo 3. Macrofauna. Pp. 91-148. En: *Manual de Biología de Suelos Tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo* (F. Moreira, E. J. Huisin y D. E. Bignell. Eds.). Instituto Nacional de Ecología, México.
- Blakemore, R. J. 2002. Cosmopolitan Earthworms – an Eco-Taxonomic Guide to the Peregrine Species of the World. *VermEcology*. P.O. Box 414, Kippax, ACT 2615, Australia, 426pp.
- Blakemore, R. J. 2005. Introductory key to revised earthworm families of the world. En: *A Series of Searchable Texts on Earthworm Biodiversity, Ecology and Systematics from Various Regions of the World* (N.Kaneko y M.T. Ito, Eds.). Yokohama National University. Japan. Disponible en <http://www.bio-eco.eis.ynu.ac.jp/eng/index.htm>.
- Brown, G., C. Frago, I. Barois, P. Rojas, J. C. Patrón, J. Bueno, A. Moreno, P. Lavelle, V. Ordaz y C. Rodríguez. 2001. Diversidad y rol funcional de la macrofauna edáfica en los ecosistemas tropicales mexicanos. *Acta Zoológica Mexicana* 1: 79-110.
- Brusca, R. y G. Brusca. 2003. *Invertebrates*. Sinauer Associates. Sunderland. Massachusetts. USA. 936 pp.
- Bueno-Villegas, J., P. Sierwald y J. E. Bond. 2004. Capítulo 22. Diplopoda. En: *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México IV* (J. Llorente-Bousquets, J. J. Morrone, O. Y. Ordóñez y I. V. Fernández, Eds.). 569-599 pp.
- Cabrera Dávila, G. 2012. La macrofauna edáfica como indicador biológico del estado de conservación/perturbación del suelo. Resultados obtenidos en Cuba. *Pastos y Forrajes* 35 (4): 349-364.
- Cabrera Dávila, G., A. A. Socarrás, G. Hernández, D. Ponce de León, Y. I. Menéndez y J. A. Sánchez. 2017. Evaluación de la macrofauna como indicador del estado de salud del suelo en varios usos de la tierra en Cuba. *Pastos y Forrajes* 40 (2).
- Cabrera Dávila, G. y A. Hernández. 2008. Conocimiento actual del orden Isoptera (Insecta) en Cuba. *Cocuyo* 17: 16-25.
- Cabrera Dávila, G., N. Robaina y D. Ponce de León. 2011a. Composición funcional de la macrofauna edáfica en cuatro usos de la tier-

- ra en las provincias de Artemisa y Mayabeque, Cuba. *Pastos y Forrajes* 34 (3): 331-346.
- Cabrera Dávila, G., N. Robaina y D. Ponce de León. 2011b. Riqueza y abundancia de la macrofauna edáfica en cuatro usos de la tierra en las provincias de Artemisa y Mayabeque, Cuba. *Pastos y Forrajes* 34 (3): 313-330.
- Canello, E. M. 2002. Termite diversity along the Brazilian Atlantic forest. En: Proceedings of the XIV International Congress of IUSSI -The Golden Jubilee Proceedings, 27 July-3 August 2002, Hokkaido University, Sapporo, Japan, 164 pp.
- Chávez Suárez, L., Y. Labrada Hernández y A. Álvarez Fonseca. 2016. Macrofauna del suelo en ecosistemas ganaderos de montaña en Guisa, Granma, Cuba. *Pastos y Forrajes* 39 (3): 111-115.
- Constantino, R. 2002. An illustrated key to Neotropical termite genera (Insecta: Isoptera) based primarily on soldiers. *Zootaxa* 67:1-40.
- De Vries, F.T., E. Thébault, M. Liiri, K. Birkhofer, M.A. Tsiafouli y L. Bjørnlund. 2013. Soil food web properties explain ecosystem services across European land use systems. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 110: 14296-14301.
- Dokuchaev, V. V. 1899. *Sobre el estudio de las zonas de la Naturaleza. Zonas edáficas verticales*. Traducción y Prólogo de Fernando Ortega Sastriques. Edt. Científico-Técnica, La Habana.
- Dufrêne, M. y P. Legendre. 1997. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. *Ecological Monographs* 67 (3):345.
- Druce, D., M. Hamer y R. Slotow. 2004. Sampling strategies for millipedes (Diplopoda), centipedes (Chilopoda) and scorpions (Scorpionida) in savanna habitats. *African Zoology* 39 (2): 293-304.
- Ferrás, H., A. Martell, A. A. Socarrás, M. Rodríguez, N. Ricardo y C. López. 2010. Paquete Informático de Bioindicadores. Informe final de Proyecto. [Inédito]. Instituto de Ecología y Sistemática, CITMA, Cuba.
- Fragoso, C. y P. Rojas-Fernández. 1994. Earthworms from Southeastern Mexico. New Acanthodrilina genera and species (Megascolecidae, Oligochaeta). *Megadrilogica* 6: 1-12.
- Fragoso, C., P. Reyes-Castillo y P. Rojas. 2001. La importancia de la biota edáfica en México. *Acta Zoologica Mexicana* (n.s.) Número especial 1: 1-10.
- García, Y., W. Ramírez y S. Sánchez. 2014. Efecto de diferentes usos de la tierra en la composición y la abundancia de la macrofauna edáfica en la provincia Matanzas. *Pastos y Forrajes* 37 (3): 313-321.
- González, V. 2000. Mesofauna edáfica asociada al cultivo de caña de azúcar. [Inédito]. Tesis doctoral. Dpto. de Biología Animal y Humana. Facultad de Biología. Universidad de La Habana. La Habana, Cuba, 87 pp.
- González, R. y R. López. 1987. La macrofauna de la hojarasca y del suelo de algunos ecosistemas forestales de Cuba. *Reporte de Investigación, Instituto de Zoología* 46: 1-9.
- Gutiérrez, E. 1995. Annotated checklist of Cuban cockroaches. *Transactions of the American Entomological Society* 121(3): 65-84.
- Hernández, G., A.A. Socarrás, G. Cabrera Dávila, M. M. Alguacil, E. Torrecillas y A. Roldán. 2012. Impacto de la siembra de plantas con fines bioenergéticos sobre la biodiversidad edáfica. En: *La Producción de Biocombustibles y su Impacto Alimentario, Energético y Medio Ambiental* (A. Valdés y M.A. Vales, Eds.). Programa CYTED, Cuba. 51-77 pp.
- Hoffman, R.L., S.I. Golovatch, J. Adis y J.W. de Moraes. 1996. Practical keys to the orders and families of millipedes of the Neotropical region (Myriapoda: Diplopoda), *Amazoniana* 14 (1-2): 1-35.
- Huising, J., R. Coe, J. Cares, J. Louzada, J., R. Zanetti, F. Moreira, F. Susilo, S. Konate, M van Noordwijk y S. P. Huang. 2012. Capítulo 2. Diseño y Estrategias de muestreo para la evaluación de la biodiversidad del suelo. Pp. 53-90. En: *Manual de Biología de Suelos Tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo* (F. Moreira, E. J. Huising y D. E. Bignell, Eds.). Instituto Nacional de Ecología, México.
- Jesús, J. B., A. G. Moreno y D. J. Diaz Cosín. 1981. Lombrices de tierra de la Vega de Aranjuez (España) I. Asociaciones. *Revue d'Écologie et de Biologie du Sol* 18(4): 507-519.
- Jones, C.G., J.H. Lawton y M. Shachak. 1994. Organisms as ecosystem engineers. *Oikos* 69: 373-386.
- Jones, D. T. 2000. Termite assemblages in two distinct montane forest types at 1000 m elevation in the Maliau Basin, Sabah. *Journal of Tropical Ecology* 16: 271-286.
- Jones, D. T. y P. Eggleton. 2000. Sampling termite assemblages in tropical forests: testing a rapid biodiversity assessment protocol. *Journal of Applied Ecology* 37: 191-203.
- Juarrero de Varona, A. y L. F. de Armas. 2003a. Especie nueva de *Pseudarmadillo* (Isoptoda:

- Oniscidea: Delatorreidae) de Cuba suroriental. *Solenodon* 2: 21-26.
- Juarrero de Varona, A. y L. F. de Armas. 2003b. A new species of terrestrial isopod (Oniscidea: Delatorreidae) from Cuba. *Avicennia* 16: 97-102.
- Karg, W. 1963. Die edaphischen Acarina in ihren Beziehungen zur Mikroflora und ihre Eignung als Anzciger für Prozesse der Bodenbildung. En: *Soil Organisms Amsterdam* (J. Doeksen y J. van der Drif, Eds.). North-Holland. Co. 305-315 pp.
- Karyanto, A., C. Rahmadi, E. Franklin, F. Susilo y J. W. de Morais. 2012. Capítulo 4. Collembola, acari y otra mesofauna del suelo: el método Berlese. Pp. 149-162. En: *Manual de Biología de Suelos Tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo* (F. Moreira, E. J. Huising y D. E. Bignell, Eds.). Instituto Nacional de Ecología, México.
- Krantz, G.W. 2009. *A manual of Acarology*. 2nd Ed. Oregon State University Book Stores. Corvallis. USA, 509 pp.
- Lavelle, P., M. Dangerfield, C. Fragoso, V. Eschenbrenner, D. López- Hernández, B. Pashanasi y L. Brussaard. 1994. The relationship between soil macrofauna and tropical soil fertility. Pp. 137-170. En: *The Biological Management of Tropical Soil Fertility* (P.L. Woomey y M. J. Swift, Eds.). New York.
- Lavelle, P., B. Senapati y E. Barros. 2003. Soil Macrofauna. En: *Trees, Crops and Soil Fertility. Concepts and Research Methods* (G. Schroth y F.L. Sinclair, Eds.). CABF Publishing. UK. 303-323 pp.
- Liatti, M., J. C. Gamundi, G. Montero, A. Molinari y V. Bulacio. 2008. Efecto de dos sistemas de labranza sobre la abundancia de artrópodos que habitan en el suelo. *Ecología Austral* 18:71
- Malagón, D., J. Sevink, I. Garay, R. Vis y E. La Marca. 1987. Manual of methods for transects studies. En: *Comparative studies of tropical mountains ecosystems* (D. Mueller-Dombois, M. Little y T. van der Hammen, Eds.). International Union of Biological Sciences - Decade of the Tropics, 66 pp.
- Mateos, E. 1992. Colémbolos (Collembola: Insecta) edáficos de encinares de la Serra de l'Ova y de la Serra de Prades (Sierra prelitoral catalana). Efecto de los incendios forestales sobre estos artrópodos. [Inédito]. Tesis doctoral. Dpto. de Biología Animal. Facultad de Biología. Universidad de Barcelona. España.
- Matic, Z., S. T. Negrea y C. F. Martínez. 1977. Recherches sur les Chilopodes hypogés de Cuba. En: *Résultats des expéditions biospéologiques Cubano- Roumaines à Cuba* (T. Orghidan, A. Núñez, V. Decou, S.T. Negrea y N. Viña, Eds.). Academie Republicii Socialista. Romania, 40 pp.
- McGeoch, M. A., B.J. van Rensburg y A. Botes. 2002. The verification and application of bioindicators: a case study of dung beetles in a savanna ecosystem. *Journal of Applied Ecology* 39: 661-672.
- Moreira, F., E. J. Huising y D. E. Bignell. 2012. *Manual de biología de suelos tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo*. Instituto Nacional de Ecología, México, 337 pp.
- Palacios Vargas, J. G. 1990. *Manuales y Guías para el estudio de los microartópodos. I. Diagnóstico y clave para determinar las familias de los Collembola de la Región Neotropical*. Facultad de Ciencias. UNAM, México, 15 pp.
- Palacios Vargas, J.G. 1991. *Manuales y Guías para el estudio de los microartópodos. II. Introducción a los insectos sin alas (Protura, Diplura, Collembola, Thysanura)*. Facultad de Ciencias. UNAM, México, 23 pp.
- Prieto, D y C. Rodríguez. 1996. Índices de agregación de los invertebrados de la hojarasca en un bosque siempre-verde de la Reserva de la Biosfera de la Sierra del Rosario, P. Río, Cuba. Análisis comparativo. *Revista Biología* 10: 27-35.
- Righi, G. 1971. Sobre a familia Glossoscolecidae (Oligochaeta) no Brasil. *Arquivos de Zoologia* 20: 1-95
- Righi, G. 1995. Colombian earthworms, Studies on Tropical Andean. *Ecosystems* 4: 485-607
- Rodríguez, C. 1999. Lombrices de tierra (Oligochaeta: Moniligastrida y Haplotaxida) de Cuba. [Inédito]. Tesis doctoral. Dpto. de Biología Animal y Humana. Facultad de Biología. Universidad de La Habana, La Habana, 90 pp.
- Rodríguez, C. 2000. Comunidades de lombrices de tierra en ecosistemas con diferente grado de perturbación. *Revista Biología* 14(2): 147-155.
- Rodríguez, I., G. Crespo, A. Morales, B. Calero y S. Fraga. 2011. Comportamiento de los indicadores biológicos del suelo en unidades lecheras. *Revista Cubana de Ciencias Agrícolas* 45 (2): 187-193.
- Roth, L. M. 2003. Systematics and phylogeny of cockroaches (Dictyoptera: Blattaria). *Oriental Insects* 37: 1-186.
- Ruiz, N., P. Lavelle y J. Jiménez. 2008. *Soil Macrofauna Field Manual*. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Roma, Italy, 100 pp.

- Ruiz, N., J. Mathieu, L. Célini, C. Rollard, G. Hommay, E. Iorio y P. Lavelle. 2011. IBQS: A synthetic index of soil quality based on soil macro-invertebrate communities. *Soil Biology & Biochemistry* 43: 2032-2045.
- Socarrás, A. A. 2013. Mesofauna edáfica: indicador biológico de la calidad del suelo. *Pastos y Forrajes* 36(1): 5-13.
- Socarrás, A. A. y M. E. Rodríguez. 2005. Variación de la mesofauna en la recultivación de áreas devastadas por la minería, Moa, Holguín. *Poeyana* 493: 30-35.
- Socarrás, A. A. y M. E. Rodríguez. 2007. Evaluación de la mesofauna del suelo en áreas rehabilitadas con casuarina y marañón de la zona minera de Moa. *Centro Agrícola* 34 (2): 69-74.
- Socarrás, A. A. y N. Robaina. 2011a. Mesofauna edáfica en diferentes usos de la tierra en la Llanura Roja de Mayabeque y Artemisa, Cuba. *Pastos y Forrajes* 34 (3): 347-358.
- Socarrás, A. A. y N. Robaina. 2011b. Caracterización de la mesofauna edáfica bajo diferentes usos de la tierra en suelo Ferralítico Rojo de Mayabeque y Artemisa. *Pastos y Forrajes* 34 (2): 185-198.
- Socarrás, A. y I. Izquierdo. 2014. Evaluación de sistemas agroecológicos mediante indicadores biológicos de la calidad del suelo: mesofauna edáfica. *Pastos y Forrajes* 37(1): 47-54.
- Socarrás, A. y I. Izquierdo. 2016. I. Variación de los componentes de la mesofauna edáfica en una finca con manejo agroecológico. *Pastos y Forrajes* 39: 41-48.
- Swift, M.J., D. Bignell, F. Moreira y E. J. Huising. 2012. Capítulo 1. El inventario de la biodiversidad biológica del suelo: conceptos y guía general. Pp. 29-52. En: *Manual de Biología de Suelos Tropicales. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo suelo* (F. Moreira, E. J. Huising y D. E. Bignell, Eds.). Instituto Nacional de Ecología, México.
- Tondoh, E. J. y P. Lavelle. 2005. Population dynamics of *Hyperiodrilus africanus* (Oligochaeta, Eudrilidae) in Ivory Coast. *Journal of Tropical Ecology* 21: 493-500
- Velásquez, E., P. Lavelle y M. Andrade. 2007. GISQ, a multifunctional indicator of soil quality. *Soil Biology & Biochemistry* 39: 3066-3080.
- Villalobos, F. J., R. O. Pulido, C. Moreno, N. P. Pavón, H. Hernández Trejo, J. Bell y S. Montiel. 2000. Patrones de la macrofauna edáfica en un cultivo de *Zea mays* durante la fase post-cosecha en la Mancha, Veracruz, México. *Acta Zoologica Mexicana* 80: 167-183.
- Würmli, M. y S. Negrea. 1977. Les Scutigéromorphes de l'île de Cuba (Chilopoda: Scutigero-morpha). *Fragmenta Faunistica* 23 (7): 75-81.
- Zerbino, M. S., N. Altier, A. Morón y C. Rodríguez. 2008. Evaluación de la macrofauna del suelo en sistemas de producción en siembra directa y con pastoreo. *Agrociencia* 12 (1): 44-55.



Cópula de *Rhinocricus maximus*. © C. Martínez-Muñoz

Anexo 14.1. Táxones que integran la mesofauna del suelo. NC: nombre común, UT: ubicación taxonómica (Phylum: Subphylum: Clase: Subclase: Orden: Suborden), CME: características morfológicas externas distintivas, GF: grupo funcional (Palacios Vargas, 1990, 1991; Brusca y Brusca, 2003; Krantz, 2009).

NC: **ÁCAROS ORIBÁTIDOS**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Acari: Cryptostigmata
 CME: Los ácaros tienen el cuerpo dividido en gnatosoma e idiosoma. Gnatosoma ubicado anteriormente, con estructuras en par llamadas quelíceros y pedipalpos y las piezas bucales, todas involucradas en la alimentación. Idiosoma separado en una región media o podosoma donde están las patas y una región posterior u opistosoma. Presencia de cuatro pares de patas. Los oribátidos con cuerpo muy esclerotizado, con gnatosoma e idiosoma distinguibles e idiosoma globoso, como un caparazón o escudo.
 GF: Detritívoros



NC: **ÁCAROS UROPODINOS**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Acari: Mesostigmata
 CME: Cuerpo fuertemente esclerotizado, en forma de carapacho de jicotea, sin notable distinción entre gnatosoma e idiosoma.
 GF: Detritívoros



272

NC: **ÁCAROS GAMASINOS**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Acari: Mesostigmata
 CME: Cuerpo poco esclerotizado, de tamaño mediano a grande, donde se definen claramente gnatosoma e idiosoma. Con pedipalpos y quelíceros bien desarrollados, que emplean en la depredación.
 GF: Depredadores



NC: **ÁCAROS ASTIGMADOS**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Acari: Astigmata
 CME: En comparación con otros ácaros, son de muy pequeño tamaño. Tienen el cuerpo blando y son blanquecinos o transparentes. Como característica muy distintiva del grupo, presentan en el idiosoma un par de glándulas de aceite, aunque no siempre se observan. Entre todos los ácaros del suelo, son los menos frecuentes.
 GF: Fungívoros



NC: **ÁCAROS PROSTIGMADOS**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Acari: Prostigmata
 CME: De cuerpo pequeño, blanquecinos o transparentes, con gnatosoma muy desarrollado por su función depredadora. Piezas bucales como estiletes, que en ocasiones usan para lixiviar las presas.
 GF: Depredadores



Anexo 14.1 (continuación). Mesofauna.

NC: COLÉMBOLOS

UT: Arthropoda: Hexapoda: Entognatha: Collembola

CME: Los colémbolos tienen el cuerpo dividido, igual que los insectos, en cabeza, tórax y abdomen. Poseen un par de antenas, tres pares de patas, pero no tienen alas (ápteros). Con o sin ojos pequeños compuestos. Abdomen generalmente con seis segmentos y al final del cuerpo presentan un órgano bifurcado llamado fúrcula, utilizado para el salto y a veces ausente. La clase Collembola tiene dos órdenes fundamentales: Arthropleona y Symphypleona y dentro de Arthropleona dos subórdenes característicos: Poduromorpha y Entomobryomorpha

GF: Detritívoros

ORDEN ARTHROPLEONA: Cuerpo alargado, nunca globoso, con segmentación visible, segmentos del tórax y primeros segmentos abdominales no fusionados. Fúrcula en ocasiones reducida o ausente.

SUBORDEN PODOROMORPHA. Cuerpo cilíndrico, con segmentación visible y protórax bien desarrollado. Antenas cortas y fúrcula reducida o ausente.

SUBORDEN ENTOMOBRYOMORPHA. Cuerpo alargado, con segmentación visible y protórax reducido. Antenas y fúrcula muy largas.

ORDEN SYMPHYPLEONA. Cuerpo globoso, pigmentado, con segmentación poco clara, primeros segmentos abdominales fusionados. Antenas en forma de manubrio y fúrcula siempre bien desarrollada.

NC: PSOCÓPTEROS

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Psocoptera

CME: Cuerpo dividido en cabeza, tórax y abdomen, con tres pares de patas y dos pares de alas, como en la mayoría de los insectos. Los psocópteros son de pequeñas dimensiones y pueden ser alados o ápteros. Su cabeza es globosa, presentan ojos compuestos y antenas filiformes, aparato bucal masticador y mandíbulas asimétricas. Abdomen con nueve segmentos.

GF: Detritívoros



Anexo 14.1 (continuación). Mesofauna.

NC: **TRIPS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Thysanoptera

CME: Insectos con largas y estrechas alas, cuando están presentes. Con antenas y ojos compuestos. Piezas bucales de forma cónica, del tipo chupador, con mandíbula izquierda como estilete. Abdomen con 10 segmentos, sin cercos terminales.

GF: Herbívoros



NC: **DIPLUROS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Entognatha: Diplura

CME: Cuerpo delgado, alargado, blanquecino, segmentado y dividido en cabeza, tórax y abdomen. Con antenas largas hacia adelante, sin ojos, ápteros y con tres pares de patas. Abdomen con 11 segmentos y un par de cercos evidentes al final del cuerpo, de diferente forma y tamaño.

GF: Detritívoros y Depredadores



NC: **PROTUROS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Entognatha: Protura

CME: Cuerpo alargado y segmentado, con la cabeza en forma cónica y las piezas bucales adaptadas para chupar. Sin ojos ni antenas, ápteros y con tres pares de patas. Primer par de patas dirigidas hacia adelante tomando la posición y la función sensorial de las antenas. Abdomen con 11 segmentos y sin apéndice terminal.

GF: Detritívoros



NC: **PAURÓPODOS**

UT: Arthropoda: Myriapoda: Pauropoda

CME: Cuerpo dividido en cabeza y tronco segmentado, incoloros. Son ciegos y poseen antenas ramificadas y de 9 a 11 pares de patas en estado adulto.

GF: Fungívoros y herbívoros.



NC: **SÍFILOS**

UT: Arthropoda: Myriapoda: Symphyla

CME: Cuerpo blanquecino, dividido en cabeza y tronco segmentado, con 15–24 segmentos, protegidos por placas dorsales solapadas. Por lo general, 12 pares de patas en estado adulto. No presentan ojos. Tienen antenas lineales muy largas y cercos terminales.

GF: Herbívoros y Omnívoros



NC: **GUSANOS ENQUITREIDOS**

UT: Annelida: Clitellata: Oligochaeta: Haplotaxida (Familia Enchytraeidae)

CME: Gusanos muy pequeños segmentados, blanquecinos, sin ojos, hermafroditas, muy cercanos a las lombrices de tierra.

GF: Detritívoros



Anexo 14.2. Táxones que integran la macrofauna del suelo. NC: nombre común, UT: ubicación taxonómica (Phylum: Subphylum: Clase: Subclase: Orden), CME: características morfológicas externas distintivas, GF: grupo funcional (Brusca y Brusca, 2003).

NC: **LOMBRICES DE TIERRA**

UT: Annelida: Clitellata: Oligochaeta: Haplotaxida

CME: Gusanos segmentados, cilíndricos, de textura blanda, húmeda y con estructuras externas e internas repetidas en cada segmento del cuerpo, lo que genera su condición de metamerismo. Cuerpo dividido en región anterior donde se ubica la boca y región posterior donde abre el ano. Organismos hermafroditas, con los órganos sexuales femeninos y masculinos en el mismo individuo. Externamente desarrollan el clitelo, estructura que interviene en la reproducción, y se manifiesta cuando el individuo ha alcanzado la madurez sexual como un cinturón engrosado alrededor de todo el cuerpo y que abarca pocos segmentos. Presencia de setas, a modo de pelos muy reducidos, que ayudan en la locomoción y la reproducción.

GF: Detritívoros e Ingenieros del ecosistema



NC: **CARACOL Y BABOSAS TERRESTRES**

UT: Mollusca: Gastropoda: Prosobranchia o Pulmonata

CME: Los gastrópodos tienen el cuerpo dividido en cabeza y tronco, más una cutícula o manto que secreta la concha de los caracoles, y un pie musculoso en contacto con el suelo, utilizado en la locomoción. La cabeza con tentáculos en cuyos extremos se encuentran los ojos. Los caracoles tienen el cuerpo cubierto con una concha rica en carbonato de calcio, de forma oval o cónica. Las babosas no tienen concha, el cuerpo es húmedo y envuelto en una sustancia gelatinosa que segregan y ayuda en el movimiento.

GF: Detritívoros y Depredadores



NC: **COCHINILLAS**

UT: Arthropoda: Crustacea: Malacostraca: Eumalacostraca: Isopoda

CME: Cuerpo aplanado dorsoventralmente, sin carapacho y dividido en cabeza (cefalón), tórax (pereion) y abdomen (pleon). Por lo general, la cabeza con dos a cinco segmentos fusionados, tórax con ocho segmentos y abdomen con seis. Cabeza pequeña, y tórax y abdomen sin diferenciarse claramente. Cabeza fusionada a los primeros segmentos torácicos, y provista de un par de ojos compuestos y dos pares de antenas, el primer par vestigial y el segundo bien desarrollado. Los segmentos torácicos y abdominales distintivos o fusionados, y tórax con siete pares de patas. Presencia de una estructura final llamada telson, fusionada casi siempre al último segmento abdominal. Últimos apéndices llamados urópodos, en forma de abanico o de estiletes.

GF: Detritívoros



NC: **MILPIÉS**

UT: Arthropoda: Myriapoda: Diplopoda

CME: Cuerpo dividido en cabeza y tronco. Cabeza con un par de antenas relativamente cortas de 7 u 8 segmentos, con campos ocelares o sin ocelos, y con órganos sensoriales de Tömösváry generalmente presentes en la base de las antenas. Dignatos, piezas bucales compuestas por un par de mandíbulas y un par de maxilas, llamadas gnatoquilario. Tronco con un número variable de segmentos. Los cuatro segmentos anteriores simples, el primero de ellos se llama collum o collar y es ápodo, los tres siguientes portan un par de patas cada uno, y a partir del quinto segmento del tronco los segmentos son dobles, con dos pares de patas y reciben el nombre de diplosegmentos. La presencia de los diplosegmentos es lo que da nombre al grupo (Diplopoda), y se encuentran divididos en terguito (parte dorsal), pleuras (laterales) y esternito (parte ventral). Las patas se articulan ventralmente y el tronco termina en el telson, formado por un anillo preanal con una placa dorsal, un par de valvas anales entre las que abre el ano, y una placa subanal. La mayoría de los diplópodos presenta un par de glándulas repugnatorias a partir del quinto anillo corporal, que secretan una sustancia repelente ante diversas amenazas. De los ocho órdenes de milpiés presentes en Cuba los más abundantes y frecuentes en el suelo de cualquier ecosistema son: Polyxenida, Polydesmida y Spirobolida

GF: Detritívoros

Anexo 14.2 (continuación). Macrofauna.

ORDEN POLYXENIDA. Con tegumento blando, no calcificado y de 5 a 10 mm de longitud. Tronco con 10-17 segmentos, con mechones de setas en las pleuras y en el extremo posterior del animal. No presentan glándulas repugnatorias.



ORDEN POLYDESMIDA. Con tegumento duro, calcificado y de cuerpo generalmente aplanado y variada coloración. Sin ocelos. Tronco con 18-20 segmentos, con o sin setas dispersas y tubérculos o protuberancias en su superficie. Diplosegmentos con terguitos lateralmente prominentes como quillas, llamadas paranotas.



ORDEN SPIROBOLIDA. Con tegumento duro, calcificado. Cabeza con una línea sutural media y ojos compuestos de numerosos ocelos. Cuerpo cilíndrico y tronco con más de 30 segmentos. Diplosegmentos con terguitos separados de las pleuras por una línea sutural distintiva.



NC: **CIEMPIÉS**

UT: Arthropoda: Myriapoda: Chilopoda

CME: Cuerpo dividido en cabeza y tronco, segmentado, alargado y aplanado. Tegumento blando, sin sales de calcio. Cabeza lenticular, con un par de antenas alargadas, moniliformes, articuladas y distalmente atenuadas, con órganos de Tömösváry en la base de las antenas. Cabeza con ojos, agrupaciones ocelares o sin ocelos. Trignatos, piezas bucales compuestas por un par de mandíbulas y dos pares de maxilas. Tronco con múltiples segmentos como en los milpiés, pero a diferencia de estos, con un solo par de patas por segmento, las cuales se articulan lateralmente y no ventralmente. Primer par de patas modificadas en forcípulas, las cuales contienen una glándula venenosa que actúa en la depredación. El último par de patas más desarrollado que los restantes, con función sensorial, de defensa o sostén del cuerpo. Tronco terminado en el telson, formado por un terguito y dos valvas anales entre las que se abre el ano. De los 4 órdenes de ciempiés presentes en Cuba (Scolopendromorpha, Geophilomorpha, Scutigermorpha y Lithobiomorpha), los más comunes de encontrar en el suelo son los escolopendromorfos y los geofilomorfos. Estos y los escutigermorfos también se encuentran con frecuencia en las cuevas.

GF: Depredadores

ORDEN SCOLOPENDROMORPHA. Cabeza con 4 ocelos a cada lado o sin ellos, con antenas de 17 o más segmentos. Tronco con 21 o 23 pares de patas y terguitos subiguales. Con espiráculos que abren en las pleuras. Último par de patas más unidas y orientadas en la misma dirección que el eje longitudinal del cuerpo (más unidas).



Anexo 14.2 (continuación). Macrofauna.

ORDEN GEOPHILOMORPHA. Cuerpo muy aplanado, como una cinta. Cabeza sin ocelos y con antenas de 14 segmentos. Tronco con más de 27 pares de patas y terguitos visiblemente iguales. Con espiráculos que abren en las pleuras. Último par de patas divergentes con respecto al eje longitudinal del cuerpo (más separadas).



ORDEN SCUTIGEROMORPHA. Cuerpo más bien cilíndrico. Cabeza con ojos compuestos y globosos, con antenas muy alargadas y filiformes. Tronco con 15 segmentos, aunque dorsalmente solo son visibles siete terguitos y los otros ocho son mucho más pequeños y quedan ocultos bajo los mayores. Con espiráculos que abren en los terguitos. 15 pares de patas muy largas, las 14 primeras participan en la locomoción y están adaptadas para correr; el último par anteniforme, con función sensorial.



NC: **ARAÑAS**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Araneae

CME: Cuerpo dividido en cefalotórax o prosoma y abdomen o opistosoma, ambas partes unidas por una constricción denominada pedicelo. Región anterior o cefalotórax esclerosado dorsalmente, con dos a cuatro pares de ojos, un par de quelíceros y un par de pedipalpos, ambas estructuras usadas para capturar y dar muerte a sus presas. Región posterior o abdomen no segmentado, y donde se destacan ventralmente el surco epigástrico, los orificios respiratorios y los tres pares de hileras o hilanderas, junto al tubérculo anal. Poseen cuatro pares de patas como es característico en todos los arácnidos.

GF: Depredadores



NC: **OPILIONES**

UT: Arthropoda: Cheliceriformes: Chelicerata: Arachnida: Opiliones

CME: Se diferencian de las arañas por tener el cefalotórax y el abdomen fusionados. Poseen quelíceros en forma de pinzas, un par de pedipalpos y cuatro pares de patas. A ambos lados del cefalotórax se abren glándulas repugnatorias que producen una sustancia maloliente con las que se defienden de los depredadores.

Otros representantes de arácnidos que pueden ser capturados en el suelo a través de los métodos descritos, son los escorpiones (orden Scorpiones), los pseudoescorpiones (orden Pseudoscorpionida) y esquizómidos (orden Schizomida).

GF: Depredadores.



NC: **INSECTOS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta

CME: Seguidamente se describen los grupos de insectos que más inciden en el suelo, ya sea en su estado adulto y/o larval. Los insectos adultos tienen el cuerpo dividido en cabeza, tórax y abdomen, y varían en tamaño y coloración. Cabeza con un par de ojos compuestos, un par de antenas y las piezas bucales; las antenas y piezas bucales de forma variable en cada insecto. En el tórax se insertan seis patas, y usualmente dos pares de alas. Abdomen con nueve a once segmentos, y en el último, algunos insectos poseen un par de estructuras llamadas cercos, de función sensorial. Las larvas no presentan alas ni ojos compuestos.

Anexo 14.2 (continuación). Macrofauna.

NC: **ESCARABAJOS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Coleoptera

CME: Es común encontrar en el suelo tanto adultos como larvas. Los adultos son esclerotizados y poseen piezas bucales masticadoras con fuertes mandíbulas; el primer par de alas llamadas élitros son esclerotizadas, cubren total o parcialmente el abdomen, no son funcionales para el vuelo y protegen el segundo par de alas que son membranosas y aptas para volar. Las larvas de escarabajos en comparación con las larvas de otros insectos, presentan la cabeza con sus piezas bucales de tipo masticador y los tres pares de patas, bien diferenciados. Las familias más usuales de encontrar son: Curculionidae, Chrysomelidae, Tenebrionidae, Carabidae, Staphylinidae, Elateridae y Scarabaeidae, las dos últimas principalmente en su forma larval.

GF: Detritívoros, Depredadores y Herbívoros

NC: **HORMIGAS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Hymenoptera (Familia Formicidae)

CME: Insectos sociales cuyas colonias poseen diferentes castas o individuos (hembras o reinas, machos y obreras) definidos en cuanto a su morfología y función. Las hembras y los machos pueden desarrollar alas, ojos y son de mayor tamaño que las obreras. Estas últimas con aparato reproductor reducido y sin alas. Las hormigas se identifican fácilmente por sus antenas en ángulo recto o de forma acodada, con un primer segmento, el escapo, muy largo, y otro llamado flagelo compuesto por varios segmentos. Otra característica distintiva, es la presencia de una constricción entre el tórax y el abdomen, nombrada "cinturita" o pedicelo. El pedicelo formado por uno o dos segmentos, peciolo y postpeciolo, que se observan como protuberancias y pueden tener o no espinas.

GF: Omnívoros e Ingenieros del ecosistema

NC: **TERMITAS O COMEJENES**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Isoptera

CME: Insectos sociales, cuyas comunidades forman nidos denominados termiteros, donde conviven diferentes castas (alados, obreros y soldados). En general, son de cuerpos blandos, blanquecinos, con boca masticadora y en comparación con las hormigas, tienen antenas rectas, uniformes, no acodadas y no presentan constricción entre el tórax y el abdomen. Los adultos o alados tienen la cabeza con ojos prominentes, un par de antenas y una fontanela o poro frontal, que representa la abertura de la glándula frontal que secreta sustancias repelentes. Presentan en el tórax un par de alas iguales y membranosas. Los obreros tienen apariencia de ninfas, con tegumento blando y blanquecino, no tienen ojos ni alas, y son estériles. Los soldados, de características similares a los obreros, pero con la cabeza más fuerte, esclerotizada, de coloración oscura, con o sin fontanela y casi siempre con gran desarrollo de las mandíbulas.

GF: Detritívoros e Ingenieros del ecosistema

NC: **CUCARACHAS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Dictyoptera (Suborden Blattaria)

CME: En el suelo habitan tanto formas inmaduras o ninfas, como adultos. Son insectos aplanados y de forma ovalada. Poseen la cabeza pequeña y triangular, con un par de ojos compuestos grandes, un par de antenas muy largas y piezas bucales masticadoras muy desarrolladas. Tienen la primera parte del tórax, llamada pronoto, como un escudo que cubre la cabeza. Alas presentes en la mayoría de los adultos, aunque puede haber formas braquípteras (alas reducidas) y ápteras. Son animales que tienen patas largas y espinosas, de ágiles movimientos.

GF: Detritívoros y Omnívoros



Anexo 14.2 (continuación). Macrofauna.

NC: **TJERETAS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Dermaptera

CME: Insectos que realizan todo su ciclo de vida en el suelo y de actividad principalmente nocturna. Cuerpo ligeramente deprimido, elongado y de coloración oscura. Cabeza con ojos pequeños, antenas filiformes y boca masticadora. Pronoto plano, casi siempre cuadrado o rectangular con bordes redondeados. Puede haber individuos ápteros y alados. El primer par de alas como élitros y el segundo membranoso, en forma de abanico o semicircular y protegido por los élitros. Como carácter distintivo, presentan al final del cuerpo un par de estructuras a modo de fórceps, cercos o pinzas, usadas para la defensa y depredación.

GF: Detritívoros y Depredadores



NC: **MOSCAS Y MOSQUITOS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Diptera

CME: Es habitual encontrar en el suelo adultos y larvas. Los adultos tienen aparato bucal chupador, en forma de trompa bilobulada al final. Es peculiar en el grupo la presencia de solo un par de alas para el vuelo; el segundo par está reducido a manera de raqueta, que ayuda en el equilibrio y se conoce como halterios. Las larvas de moscas son finas y no se les distingue la cabeza ni las patas.

GF: Detritívoros y Depredadores



NC: **CHINCHES Y SALTA HOJAS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Hemiptera

CME: Se caracterizan por poseer un aparato bucal chupador, en forma de estilete o tubo succionador, que se extiende por debajo del cuerpo. Las chinches (Suborden Heteroptera) presentan el primer par de alas o hemiélitros, divididas en una mitad anterior o basal, dura y una mitad posterior o distal, membranosa. El segundo par es totalmente membranoso, y en reposo ambos pares de alas quedan planos con respecto al área del abdomen. En el caso de los salta hojas (Suborden Homoptera), sus alas son uniformemente membranosas y al cerrarse quedan inclinadas sobre el abdomen, formando un tejado.

GF: Herbívoros y Depredadores



NC: **ORUGAS, POLILLAS Y MARIPOSAS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Lepidoptera

CME: En el suelo se pueden capturar en estado adulto a las polillas, más que a las mariposas. Las polillas no tienen colores vistosos y su actividad es fundamentalmente nocturna, pero en común con las mariposas, presentan escamas en todo el cuerpo y tienen boca en forma de trompa enrollada que permite chupar el néctar de las flores. También es fácil encontrar orugas, que constituyen la fase larval de los lepidópteros, y se pueden confundir con las larvas de escarabajos. Las orugas tienen forma de gusano, aparato bucal masticador, la cabeza y los tres pares de patas diferenciados, y unas estructuras proyectadas o abultadas en el abdomen, consideradas falsas patas.

GF: Herbívoros



NC: **GRILLOS**

UT: Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Pterygota: Orthoptera

CME: Los grillos tienen aparato bucal masticador y se distinguen porque la región anterior o fémur del tercer par de patas está engrosado, lo que facilita el salto de estos insectos. Poseen también antenas filiformes muy largas, que pueden llegar a tener una longitud que representa el doble de sus cuerpos. Típicamente presentan dos pares de alas, el primer par más coriáceo (tégminas) que el segundo. En comparación con otros insectos, poseen estructuras que producen sonido.

GF: Herbívoros



CAPÍTULO

15

INVERTEBRADOS CAVERNÍCOLAS



Pseudoescorpión (familia Bochicidae)

INVERTEBRADOS CAVERNÍCOLAS

RENÉ BARBA DÍAZ¹

AYLÍN ALEGRE BARROSO¹

LUIS F. DE ARMAS¹

ARMANDO R. LONGUEIRA LOYOLA^{2,3}

TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA³

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Sociedad Espeleológica de Cuba

3. Sociedad Cubana de Zoología

INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas hipogeos o subterráneos constituyen una entidad ecológica con características muy particulares (Fig. 15.1). La ausencia de luz impide el desarrollo de organismos fotosintetizadores, por lo que el flujo de energía dentro de las cavernas proviene en su mayor parte del exterior, ya sea debido al transporte de materia por parte de los animales (*e. g.* murciélagos), por arrastres provocados por los cursos de agua o proveniente de bacterias quimiosintetizadoras (Culver y Pipan, 2009). Estos factores determinan la predominancia de ecosistemas hipogeos oligotróficos (escasos en recursos alimentarios), con la excepción de las cuevas calientes neotropicales. Estas condiciones extremas imponen presiones selectivas muy altas para la fauna hipogea, condicionando a su vez adaptaciones especiales al medio donde habitan. Uno de los principales valores de los ecosistemas cavernarios es su función como centros de especiación y refugio de elementos relictos, o sea, sirven de resguardo a miembros de grupos otrora ampliamente distribuidos y en la actualidad severamente diezmados o eliminados de los ecosistemas epigeos. El medio hipogeo comprende todo un gradiente que



Phrynus pinarensis © T. M. Rodríguez-Cabrera

incluye desde el intersticio hasta las grandes cavernas; sin embargo, la fauna que habita en estos ambientes se encuentra sometida a presiones selectivas similares y exhibe adaptaciones específicas para la vida en ellos. En este capítulo nos referiremos particularmente a los invertebrados que habitan en aquellas cavidades accesibles al ser humano.

El archipiélago cubano, posee alrededor del 70 % de su superficie cubierta por rocas calcáreas y presenta uno de los mayores índices de cavernamiento por unidad de área en el Caribe insular (Silva, 1979; Armas, 2007), lo cual ha favorecido una importante especialización en la utilización de estos refugios por diversos grupos zoológicos. El aislamiento en el medio hipogeo de numerosos grupos de invertebrados, ha dado lugar a numerosos endemismos y linajes con una morfología completamente diferente a la de sus parientes epigeos más cercanos, lo cual genera serios problemas para los taxónomos, pues muchas estructuras que son utilizadas como diagnósticas en un grupo, están altamente modificadas, reducidas o ausentes en sus equivalentes cavernícolas.

Hasta el presente, en Cuba existen muy pocas publicaciones relacionadas con los métodos de recolecta de invertebrados cavernícolas. Alegre y Barba (2014) esbozaron un protocolo de inventario utilizando el método de recolecta directa en varias cuevas del oriente cubano. En el presente capítulo se ofrecen las técnicas más utilizadas para el muestreo de fauna cavernícola de invertebrados, algunas de estas muy similares o idénticas a las descritas para algunos grupos en ecosistemas epigeos, pero dadas las particularidades de los ecosistemas hipogeos, se describe cada una en detalle con las respectivas modificaciones para poder emplearlas en estos ambientes. Debido a la gran complejidad asociada a la recolecta de la microfauna, nos referiremos solo a la meso y macrofauna, que por lo general presentan un tamaño superior a 1 mm y son visibles a simple vista, en el caso de los parásitos, solo se tratarán los ectoparásitos asociados a los murciélagos.

FAUNA DE INVERTEBRADOS CAVERNÍCOLAS EN CUBA

En agosto de 1846 se realizó la exploración de la Cueva de Cotilla, ubicada en San José de las Lajas, provincia de Mayabeque. En sus salones fue recolectado el miriápodo *Amphelictogon subterraneus* (Saussure, 1859) (Diplo-

poda: Polydesmidae), primer invertebrado descubierto en una cueva cubana. Durante la primera mitad del siglo XX, numerosos investigadores realizaron estudios bioespeleológicos en Cuba y aportaron los primeros registros para la fauna de invertebrados, dentro de los que podemos citar al italiano Filipo Silvestri (1929), quien describió un nuevo género de diplópodo (Myriapoda) para Cuba y el español Carlos Bolívar (1944), que registró por primera vez la presencia de un palpígrado (Arachnida) en las cuevas de Bellamar. Los trabajos conjuntos cubano-rumanos (1969, 1970, 1973) aportaron un sinnúmero de registros y especies nuevas para la ciencia que enriquecieron en gran medida el conocimiento que hasta ese momento existía de la fauna cavernícola cubana (Orghidan *et al.*, 1977, 1981, 1983).

Silva (1974) recopiló la información existente sobre las especies animales encontradas en cuevas de Cuba hasta 1970 y años más tarde (Silva, 1988) la actualizó, alcanzándose un total de 807 registros, donde los artrópodos fueron uno de los grupos más representados. Otras contribuciones al conocimiento de los invertebrados cavernícolas cubanos se han limitado a las descripciones taxonómicas y listas de especies que habitan en estos ecosistemas (Cruz, 1969; 1973 a, 1973 b; 1974;



Figura 15.1. Cueva Perla del Agua, Majana, Baracoa, Guantánamo. © R. Barba.

1976; 1978; Armas y Alayón, 1984; Alayo y Armas, 1992; Peck *et al.*, 1998; Pérez y Yager, 2001; Longueira, 2006; Harvey *et al.*, 2007); mientras que pocos autores han tratado el tema de la conservación de la biodiversidad cavernícola (Cruz y Socarrás, 1992; Longueira, 2006; Alegre y Barba, 2010, 2014; Teruel, 2012).

El archipiélago cubano posee la más rica y diversa espeleofauna de las Antillas, especialmente de invertebrados. Los grupos más representativos de invertebrados en los ambientes cavernícolas son los arácnidos, insectos, miriápodos y crustáceos (Fig. 15.2). Se han registrado más de un centenar de especies troglobias (Pérez y Yager, 2001), de las cuales la mayoría de los invertebrados acuáticos son crustáceos y los terrestres son arácnidos e insectos (Tabla 15.1), por lo que Cuba constituye un laboratorio natural para las investigaciones bioespeleológicas.

Tabla 15.1. Invertebrados troglobios registrados para Cuba, para cada clase se muestra el orden y entre paréntesis el número de especies conocidas.

Táxones
ACUÁTICOS (53)
Crustacea (52)
Remipedia (1), Ostracoda (5), Copepoda (18), Mysidacea (5), Isopoda (7), Decapoda (13), Amphipoda (3)
Arachnida (Acari) (1)
TERRESTRES (59)
Arachnida (33)
Scorpiones (1), Pseudoscorpiones (3), Amblypygi (1), Schizomida (5), Ricinulei (4), Opiliones (4), Araneae (7), Acari (11)
Myriapoda (Chilopoda) (2)
Insecta (21)
Zygentoma (= Thysanura) (3), Collembola (7), Orthoptera (4), Blattoidea (1), Coleoptera (6)
TOTAL (112)

CLASIFICACIÓN DE LA FAUNA CAVERNÍCOLA Y CARACTERÍSTICAS

Existen diversas clasificaciones que caracterizan la fauna que habita en los ecosistemas ca-

vernarios. Una de las más utilizadas a través de los años por los investigadores del medio hipogeo es la propuesta por Schiner (1854) y modificada por Racovitza (1907; 2006) que reconoce tres categorías ecológicas:

TROGLÓXENOS: Aquellas especies que son huéspedes ocasionales dentro de las cuevas, atraídas por la humedad o el alimento, pero que no la habitan de manera permanente; es decir, no completan su ciclo de vida en ellas. Nunca muestran caracteres morfológicos adaptados al medio subterráneo. Para las especies acuáticas se utiliza el término estigóxenos.

TROGLÓFILOS: Especies que pueden vivir de manera permanente y reproducirse en las cuevas, pero también pueden encontrarse en el medio epigeo. Pueden presentar algunas características adaptativas al medio cavernícola. Para las especies acuáticas se utiliza el término estigófilos.

TROGLOBIOS: Especies que habitan exclusivamente dentro de las cuevas y completan su ciclo de vida dentro de ellas, preferentemente en las partes más profundas de esta. Presentan diversas adaptaciones (morfológicas, fisiológicas, conductuales) al medio donde habitan. Para las especies acuáticas se utiliza el término estigobios.

Las categorías anteriores otorgan mayor peso a la parte del ciclo de vida que las diferentes especies realizan dentro de los ecosistemas cavernarios, mientras que las adaptaciones morfológicas como indicadores de procesos evolutivos quedan en un segundo plano. La clasificación más moderna es la propuesta por Sket (2008) y seguida por Culver y Pipan (2009), quienes agruparon a las especies cavernícolas en cuatro categorías ecológicas:

TROGLÓXENO: Especie que aparece esporádicamente en los ambientes hipogeos y es incapaz de establecer una población subterránea.

SUBTROGLÓFILO: Especie que habita temporal o permanentemente en el medio hipogeo, pero está muy relacionada con los hábitats

epigeos debido a algunas funciones biológicas, como la alimentación o reproducción.

EUTROGLÓFILO: Especie epigea que puede mantener poblaciones subterráneas de manera permanente y puede llegar a convertirse en troglobionte.

TROGLOBIONTE: Especie residente permanente de los hábitats hipogeos.

La diversidad de términos utilizados a través de los años por diferentes autores para la clasificación ecológica de los habitantes de las cuevas tiende a crear confusión, por ello en la Tabla 15.2 se ofrece un resumen de los



Figura 15.2. Algunos invertebrados comunes en las cuevas cubanas. A. amblypigio (Arachnida: Amblypygi), B. garrapata (Arachnida: Ixodida), C. cucaracha (Insecta: Blattodea), D. grillo (Insecta: Orthoptera), E. pececillo de plata (Insecta: Zygentoma), F. araña escupidora (Arachnida: Araneae: Scytodidae), G. cochinilla (Malacostraca: Isopoda), H. ciempiés (Chilopoda: Scolopendromorpha), I. araña peluda (Arachnida: Araneae: Mygalomorphae), J. camarón (Malacostraca: Decapoda), K. milpiés (Myriapoda: Diplopoda), L. escarabajo (Insecta: Coleoptera). © T. M. Rodríguez-Cabrera (A, D, E, I), © H. González (G) y © R. Barba (H, J, K).

Tabla 15.2. Comparación de la terminología actual de la clasificación ecológica de las especies que habitan en las cuevas (Sket, 2008) respecto a algunos de los términos precedentes.

Categorías según Sket (2008)	Sinónimos
Troglóxeno	Troglóxeno (Schiner, 1854; Racovitza, 2006), accidental (Barr, 1968).
Subtroglófilo	Troglófilo (Schiner, 1854; Racovitza, 2006); troglóxeno (Barr, 1968)
Eutroglófilo	Troglófilo (Schiner, 1854; Barr, 1968; Racovitza, 2006)
Troglobionte	Troglobio

diferentes términos actuales y los sinónimos usados por investigadores anteriores. En el presente capítulo se utilizará el término troglobio para referirse a los invertebrados que habitan exclusivamente en cuevas porque ha sido el más utilizado en la literatura.

La fauna de las cuevas generalmente se distribuye según su preferencia espacial, es decir,

suelo (fauna pavimental), paredes (fauna parietal) o en el techo (fauna cenital). También se agrupan en dependencia del grado de iluminación dentro de la cueva: zona vestibular o umbral (la más cercana a la entrada de luz), zona de penumbra (hasta donde llega la luz) y zona oscura o afótica, donde generalmente podemos encontrar los verdaderos troglobios. Los animales que habitan exclusivamente en las cuevas poseen una serie de modificaciones en su morfología, denominados troglomorfismos, así como en la ecofisiología y el comportamiento (Galán, 1993). Entre las características morfológicas más comunes encontramos: despigmentación corporal, atrofia o pérdida de los órganos de la visión (anoftalmia), cuerpo estilizado y alargamiento de los apéndices con hipertrofia de sistemas sensoriales no ópticos (e. g. mecanorreceptores y quimiorreceptores) (Fig. 15.3).

Generalmente, los troglobios son más grandes que las especies epigeas pertenecientes a

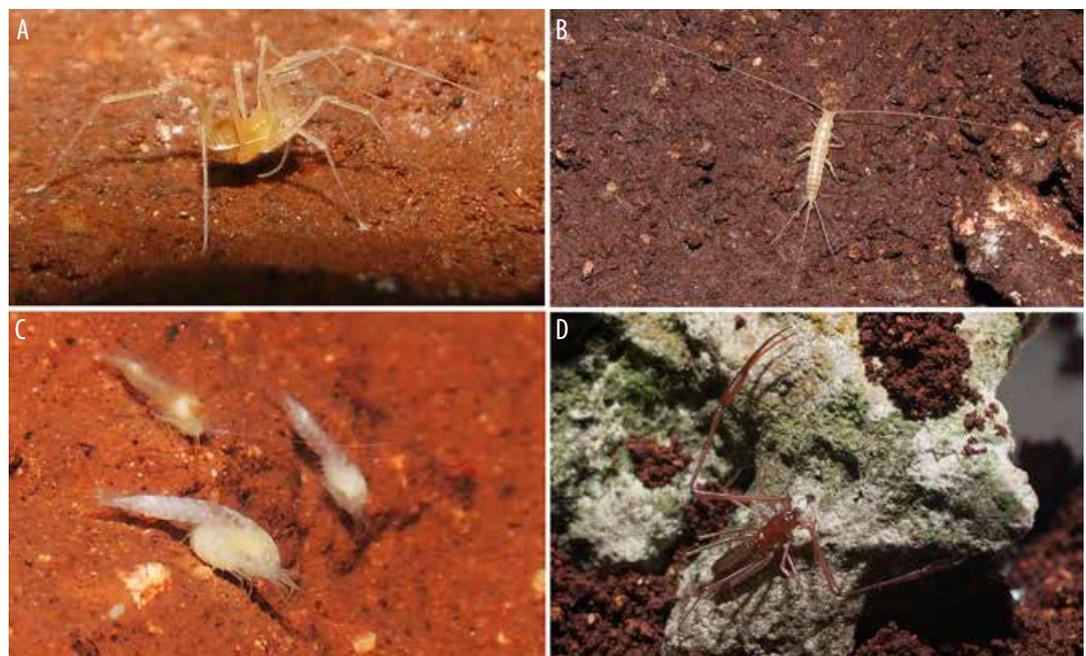


Figura 15.3. Algunos representantes de la fauna de invertebrados troglobios que muestran caracteres troglomórficos como: la despigmentación corporal, alargamiento de los apéndices y ausencia de ojos. A. Opilión (Arachnida: Opiliones), B. Pececillo de plata (Insecta: Zygentoma), C. Camarón (Malacostraca: Decapoda) y D. Pseudoescorpión (Arachnida: Pseudoscorpiones). © R. Barba (A) y © T. M. Rodríguez-Cabrera (B, C).

su mismo grupo zoológico (gigantismo) y en insectos se pueden presentar regresión alar o apterismo. Las modificaciones en la eco-fisiología y el comportamiento de estos organismos incluyen una tasa metabólica muy baja; reducción del número de huevos y aumento de su tamaño; desarrollo embrionario y post-embrionario lento; mayor duración de la etapa adulta; cambios en el comportamiento (ausencia de ciclo circadiano, fototaxismo negativo o indiferencia a la luz y reducción general de las actividades locomotoras).

Un caso particular, entre los organismos que pueden ser hallados en el medio cavernario, es el de los parásitos, pues a diferencia de los restantes, su supervivencia no depende de la cueva en sí, sino del hospedero. Ello ha dado lugar a que, incluso, algunos los consideren como una categoría ecológica independiente.

Por lo general, los parásitos son agrupados en dos categorías principales: los ectoparásitos y los endoparásitos. Por supuesto, cada grupo taxonómico posee su peculiar ciclo de vida, que puede incluir a uno o más hospederos. Entre los endoparásitos predominan los nemátodos, céstodos y tremátodos, presentes en el tracto digestivo y otros órganos de casi todos los vertebrados y en algunos invertebrados, principalmente moluscos y artrópodos. Por otra parte, la inmensa mayoría de los ectoparásitos pertenecen al diversificado grupo de los ácaros y garrapatas, muy comunes sobre cualquier especie de murciélago en las cuevas.

Entre las llamadas garrapatas blandas (familia Argasidae), se distinguen las pertenecientes a los géneros *Ornithodoros* y *Antricola*. Las primeras desarrollan toda su fase larval sobre el cuerpo de los murciélagos y para mudar se dejan caer al suelo, tras lo cual se refugian en las pequeñas oquedades del techo y las paredes, desde donde acceden a los murciélagos para alimentarse. En las especies del género *Antricola* (Fig. 15.2 B), estrechamente asociadas a las llamadas cuevas de calor, solamente la larva constituye el estadio parásito (Cruz y Socarras, 1992). Una vez listas para mudar, se dejan caer al suelo, donde continúan desarro-

llando todo su ciclo de vida como guanobios, por lo que fueron clasificadas como parásitos-guanobios (Armas *et al.* 1989).

LAS CUEVAS DE CALOR COMO HÁBITATS DE ELEVADA DIVERSIDAD

Cuba es el mejor exponente de las cuevas de calor en el Neotropico, aunque estas representan solo el 1% del total de cuevas en el país (Longueira, 2004a). Estas cavidades eutróficas (abundantes en recursos alimentarios) son el resultado de la conjugación de factores morfológicos, biológicos y climáticos. El establecimiento de colonias de murciélagos estrictamente cavernícolas y altamente gregarios, hacinados en galerías con pobre circulación del aire debido a la reducción de las dimensiones de los accesos a los salones de calor (trampa térmica), promueve valores plurianuales de la temperatura del aire cavernario entre 28 - 40 °C, de la humedad relativa entre 90-100 % y concentraciones de CO₂ entre 0,5 - 8 % del volumen total. Estas cuevas son ocupadas por variadas y numerosas poblaciones de especies de invertebrados terrestres que aprovechan las condiciones favorables para el refugio, la alimentación y la reproducción. En Cuba la base de las condiciones microclimáticas y las relaciones tróficas de este ambiente son los murciélagos de las familias Phyllostomidae y Mormoopidae (Silva, 1979; Longueira, 2006; Ladle *et al.*, 2012).

Un alto por ciento de las especies de invertebrados exclusivos de las cuevas de calor cubanas son arácnidos, la mayoría ácaros y garrapatas parásitas, parásito-guanobias y detritívoras, aunque también otros grupos de invertebrados son exclusivos de este ambiente (Longueira, 2006). Cuba tiene la más alta diversidad de garrapatas del género *Antricola*, con 11 especies descritas (Cruz, y Socarras, 1992). En las cuevas de calor son también frecuentes diversas especies de invertebrados detritívoros, omnívoros y depredadores, que ocupan diferentes zonas de las cuevas y que pueden tener poblaciones muy abundantes, como es el caso de blátidos, isópodos, diplópodos, quilópodos, ortópteros, coleópteros, heterópteros, amblipigios, pseudoscorpiones,

Tabla 15.3. Principales grupos de invertebrados terrestres presentes en cuevas de calor.

Zonas ecológicas	Principales grupos de invertebrados terrestres
Salones vestibulares y galerías oscuras “frías”.	Araneídos, escorpiones, opiliones, esquizómidos, ambliopígos, isópodos diplópodos, blátidos, dípteros tipúlidos, estréblidos y nictéribidos, tisanuros, ácaros oribátidos y uropódidos, ortópteros y formícidos.
Salones de transición aledaños a la trampa térmica.	Araneídos, isópodos, esquizómidos, formícidos, quilópodos, dermápteros, microlepidópteros, blátidos, heterópteros, dípteros tipúlidos, nictéribidos, estréblidos y guasasas, diplópodos, ambliopígos, coleópteros, ortópteros, pseudoscorpiones, ácaros prostigmatos, astigmatos mesostigmatos y argásidos.
Parte intermedia y profunda de los salones de calor.	Ácaros argásidos y prostigmatos, dípteros estréblidos, tenebriónidos y blátidos.

himenópteros, microlepidópteros, opiliones, dermápteros y araneídos, entre otros (Tabla 15.3).

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

Antes de empezar el trabajo de campo se deben tener en cuenta cuáles son los objetivos y las características del sitio de estudio, porque en dependencia de estos así van a ser los métodos y materiales a utilizar. Si es un inventario de fauna se pueden recolectar todas las especies que se observen en las distintas zonas de la cueva (umbral, penumbra u oscuridad) y en los diferentes sustratos (suelo, bajo piedras, materia vegetal, pared, etc.). Para un estudio ecológico o un monitoreo, se pueden definir parcelas dentro de la cueva y recolectar en un tiempo definido previamente, repitiendo varias veces los muestreos para lograr mejores resultados. Además, debemos tener en cuenta el número de personas involucradas en el muestreo, pues el equipo de trabajo debe ser de pocas personas y de preferencia siempre el mismo, lo cual reduce las posibles alteraciones a estos frágiles ecosistemas y los sesgos relacionados con la experiencia de los recolectores. Durante las recolectas es provechoso anotar cuanto detalle sea posible sobre los ejemplares, tales como tipos de asociaciones, cópula, presencia de huevos, larvas, estadios ninfales, etc.

Es importante destacar que muchas de las especies que habitan en las cavernas presentan

una distribución restringida y poseen bajas densidades, por lo que pueden sufrir afectaciones en el tamaño de sus poblaciones, incluso una total extinción si estos ecosistemas son seriamente afectados por acciones humanas. Es por ello que si fuese necesaria la recolecta de ejemplares para su posterior identificación, la muestra debe ser la mínima. El número de animales que se pueden recolectar depende del grupo zoológico en cuestión, por ejemplo, si queremos recolectar crustáceos, que casi siempre se encuentran en grandes cantidades, una veintena de ejemplares probablemente no afecten el tamaño total de la población. Por otro lado, si utilizamos trampas con cebo para recolectar coleópteros carábidos es probable que gran cantidad de ejemplares caigan en la trampa, por lo que un tiempo prolongado de utilización de esta trampa podría afectar la población (Hunt y Millar, 2001). En sentido general, una serie de hasta cinco ejemplares sería suficiente para identificar una especie e incluso describirla si es nueva para la ciencia. También es importante conocer que las especies troglobias no solo habitan en cavernas aisladas, sino que se pueden distribuir a través de cavernas que se comunican con otros espeleo-accidentes, por lo que es aconsejable muestrear en varias cavernas cercanas (si existiesen) y no en una sola para lograr una mayor representatividad (Juberthie y Delay, 1981; Howarth, 1983).

En el caso de las cuevas de calor la caracterización de la fauna de invertebrados resulta

compleja y trabajosa, debido a los numerosos microhábitats, la severas condiciones ambientales, la elevada riqueza de especies y densidad de individuos. Sin embargo, el inventario de especies se facilita, pues la mayoría presentan poblaciones numerosas, lo cual es ventajoso incluso para la localización de las de menor tamaño.

INSTRUMENTAL PARA RECOLECTAR INVERTEBRADOS TERRESTRES Y ACUÁTICOS

Pinza metálica de punta estriada (8 a 15 cm de largo). Útil para la recolección de arácnidos, insectos y miriápodos (Fig. 15.4A).

Pinza metálica suave (10 cm de largo). Útil para la recolección de arácnidos pequeños de cuerpo blando, así como para el trabajo de laboratorio con estos especímenes (Fig. 15.4B).

Pincel (25 cm de largo). Embebido en etanol 75-80 %, es útil para la recolección de arácnidos pequeños, insectos y miriápodos. Se le aplica directamente al espécimen para aletargarlo, se espera unos segundos antes de retirarlo y luego, con la punta de sus cerdas se recoge y se introduce en el correspondiente frasco con etanol 75-80 % (Fig. 15.4C).

Bandejas plásticas (de diferentes tamaños). Necesarias para verter el contenido de la red o jamo dentro de ellas, se deben llenar de agua para poder revisar las muestras acuáticas. Aunque también se utilizan para revisar el guano de las cuevas en busca de invertebrados terrestres (Fig. 15.4D).

Linterna de mano o frontal con filtro de luz. Imprescindible para iluminarse en ambientes cavernícolas donde predomina la ausencia de luz. Los filtros son útiles para el trabajo con algunas especies sin provocarles perturbación. La linterna frontal tiene la ventaja de dejar las manos libres al recolector (Fig. 15.4E).

Goteros. Útiles para recolectar los crustáceos de pequeño tamaño que caen en las bandejas (Fig. 15.4F).

Libreta de campo, etiquetas de papel, lápiz o pluma estilográfica con tinta indeleble (tinta china). Necesarios para recoger datos de campo y elaborar las etiquetas que acompañarán los especímenes de cada recolecta (Fig. 15.4G).

Frasco contenedor. Útil para preservar especímenes vivos tanto terrestres como acuáticos, si el tipo de estudio así lo requiere o para preservar en alcohol especímenes de gran tamaño (Fig. 15.4H).

Frascos con alcohol etílico. Necesarios para la preservación de los especímenes recolectados durante el trabajo de campo; la concentración del alcohol puede ser al 75-80 % o al 99 %, siendo este último el indicado para estudios genéticos (Fig. 15.4I).

Red o jamo (de diferentes tamaños de malla). Se utiliza para recolectar invertebrados acuáticos como anfípodos y otros crustáceos (Fig. 15.4J).

Microscopio estereoscópico. Se utiliza en el laboratorio para observar e identificar los invertebrados de pequeño tamaño, tanto terrestres como acuáticos (Fig. 15.4K).

Lupas con aumento 10× - 20×. Necesarias para las observaciones y recolecta *in situ* de los invertebrados de pequeño tamaño.

MÉTODOS PARA RECOLECTAR INVERTEBRADOS TERRESTRES

Estos métodos se dividen en activos y pasivos. Los activos son los ejecutados por uno o varios investigadores, mientras que los pasivos son trampas o cebos que se ubican para recolectar los especímenes.

MÉTODOS DE RECOLECTA ACTIVOS

RECOLECTA POR SIMPLE INSPECCIÓN. Es el método más utilizado y más efectivo, ya que se puede recolectar la mayor cantidad de especies con ayuda de las pinzas o pinceles, cuidando que el número de individuos no sea muy grande. Resulta muy aconsejable buscar en sitios donde haya deposición de detritus

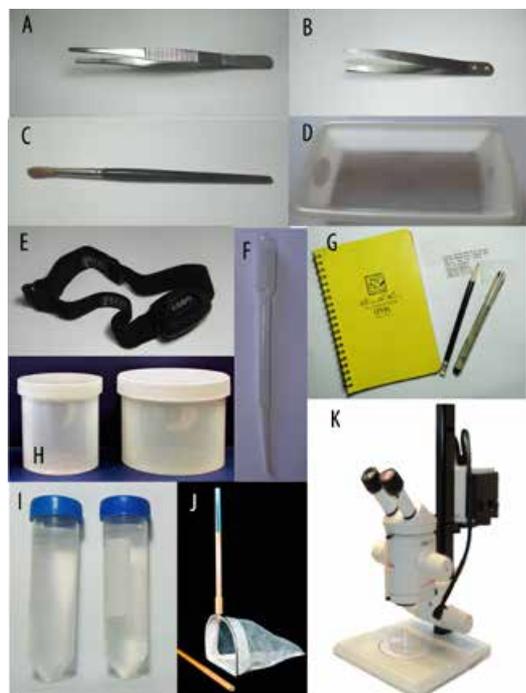


Figura 15.4. Instrumental a emplear en los muestreos y estudio de los invertebrados de las cuevas. A. pinza metálica de punta estriada (8 a 15 cm de largo); B. Pinza metálica suave (10 cm de largo); C. Pincel (25 cm de largo); D. Bandeja plástica; E. Linterna frontal; F. Gotero; G. Libreta de campo, etiquetas de papel, lápiz o pluma estilográfica con tinta indeleble (tinta china); H. Frasco contenedor; I. Frascos con etanol; J. Red o jamo y K. Microscopio estereoscópico.

y debajo de las piedras, siempre volviendo a ponerlas en su lugar para afectar lo menos posible el hábitat. En estos sitios se pueden encontrar coleópteros, grillos, colémbolos, arañas, opiliones, pseudoescorpiones, amblipigios, esquizómidos, palpígrados, vina-grillos, ricinúleos, quilópodos y diplópodos, entre otros. También se deben observar detenidamente las paredes y sus grietas, donde se refugian grillos, arañas, quilópodos, etc. Para la recolecta en paredes y techos con puntales altos puede utilizarse una escalera construida *in situ* de 4 m de longitud como altura tope por seguridad. En los casos de galerías muy estrechas (gateras o laminadores), donde es necesario arrastrarse para avanzar y en grietas ampliadas, es suficiente realizar las recolectas en los pisos, en ambas paredes y en los

techos si el puntal lo permite. Es importante tener cuidado a la hora de desplazarnos por la cueva, pues podemos pisar individuos que deambulan por el suelo y que pueden pertenecer a especies troglobias con distribución restringida: *e. g.* *Pseudocellus silvai* (Arachnida: Ricinulei), conocida únicamente de la galería final de Cueva del Pirata, Cayo Caguanes, Sancti Spíritus.

BARRIDO DE SUPERFICIES. Este método es válido para recolectar especímenes de gran tamaño, como amblipigios, arañas, ortópteros, escorpiones, etc., que se hallen en techos o paredes planos o poco accidentados, hasta alturas de 3 m. Se utiliza una escobilla de cerdas blandas ajustada a un mango plegable o telescópico (semejante al de los jamos) cuya longitud puede llegar hasta los 2 m, y un jamo entomológico de boca amplia (\varnothing 50 cm) o una red de golpeo desmontable (\varnothing 1 m), según sea conveniente. Consiste en realizar el barrido y la captura en el jamo de los ejemplares ubicados en hoyos angostos en el techo, o en la red para los ejemplares que se encuentran en hoyos ampliados, techos y paredes planos. Se puede alcanzar alturas mayores mediante el uso de una escalera.

En el caso de las cavernas que tengan raíces de árboles en su interior, éstas se deben inspeccionar cuidadosamente, pues pueden albergar gran cantidad de especies. Si son muchas raíces, de manera tal que resulta muy tediosa la búsqueda a simple vista, se puede poner un pedazo de tela debajo de ellas para que al sacudirlas caigan los especímenes.

CAPTURAS DE INSECTOS AL VUELO CON JAMO ENTOMOLÓGICO. En las zonas vestibulares de las cuevas puede resultar útil el empleo de jamos entomológicos para la recolecta de insectos, tales como dípteros, lepidópteros, hemípteros, coleópteros, entre otros, auxiliándonos de una lámpara de luz blanca para atraerlos.

RECOLECTA DE INVERTEBRADOS DEL GUANO DE MURCIÉLAGO. Para recolectar especies que habitan en el guano de murciélago, se pueden recoger muestras de guano en bolsas

plásticas herméticas, con el objetivo de revisarlo posteriormente fuera de la cueva en bandejas, con ayuda de lupas de 10× y 20×. El guano humectado hasta un 35 % se puede filtrar con un tamiz de un diámetro de poro en correspondencia con el tamaño del grupo zoológico que se desea obtener. Se debe tener cuidado de no dejar el guano mucho tiempo en la bolsa cerrada, pues los invertebrados pueden morir, lo cual dificulta la recolecta para su estudio y posterior conservación de los especímenes.

RECOLECTA DE ECTOPARÁSITOS DE MURCIÉLAGOS. El jameo es el método más utilizado para la captura de murciélagos en el interior de las cuevas. Puede realizarse batiendo al aire el jamo o colocándolo en techos y paredes donde los murciélagos reposan. En las trampas térmicas algunas especies se pueden capturar con mayor facilidad. El uso de redes de niebla dentro de las cuevas es útil para capturar especies poco gregarias en salones espaciosos. Las trampas de arpa en las entradas de las cuevas es un método eficaz durante la salida o retorno de los murciélagos. En el exterior de las cuevas los murciélagos pueden ser capturados con trampas de arpa o redes, emplazadas en los corredores de la vegetación, cauces de arroyos y caminos (Silva, 1979, Kunz y Kurta, 1988; ver capítulo de mamíferos en este mismo volumen). Las redes no deben ser ubicadas cerca de las entradas de las cuevas de calor debido a que la densidad de murciélagos durante el éxodo puede dañarlas; éstas deben revisarse frecuentemente para evitar la acumulación de capturas y los murciélagos deben ser manipulados con guantes.

Una vez capturados los murciélagos, antes de su revisión para extraer los ectoparásitos, pueden mantenerse individualmente en bolsas de tela. Luego, se debe proceder a la revisión del cuerpo de los murciélagos, principalmente el pelaje, las orejas, la piel y la superficie ventral de la base de los patagios. Los ácaros ectoparásitos (Fig. 15.5A), tanto las larvas como los adultos, generalmente se encuentran firmemente anclados al pelaje y la piel del hospedero y para su remoción po-



Figura 15.5. Ectoparásitos de murciélagos: A. larvas y adultos de garrapatas (Arachnida: Ixodida: Argasidae), B. adultos de estréblidos (Insecta: Diptera: Streblidae). © C. A. Mancina (A).

dría ser necesario el empleo de pinzas finas. Sin embargo, los adultos de los dípteros estréblidos (Fig. 15.5B) tienen una movilidad extraordinaria y para su recolecta es necesario aletargarlos con alguna sustancia química, usualmente éter etílico o cloroformo. Estas sustancias pueden rociarse sobre el cuerpo de los murciélagos colocados dentro de una bolsa (Patterson *et al.*, 2008). Otra manera de realizar la remoción de los ectoparásitos grandes es cubrir con un paño fino humedecido con éter o cloroformo el cuerpo del hospedero dejando libre sus vías respiratorias (Longueira, ob. pers.). Los dípteros hallados se pueden recolectar con un pincel humedecido.

Las bolsas empleadas para guardar los murciélagos capturados también deben rociarse con el narcótico para extraer los dípteros que

hayan quedado. Los ectoparásitos se colocan en frascos con líquido conservante, uno por cada especie y ejemplar de hospedero. Se debe tener cuidado en el traslado y manipulación del éter y el cloroformo, pues son compuestos químicos extremadamente volátiles, tóxicos e inflamables.

La mayoría de los ectoparásitos pueden ser conservados en una solución de etanol 75 % y 5 % de glicerina (Whitaker, 1988). Estos frascos deben etiquetarse con los datos del hospedero (*e. g.* especie, sexo, edad relativa, etc), región del hospedero donde fue recolectado, localidad, fecha, etc.

MÉTODOS DE RECOLECTA PASIVOS

Los métodos pasivos más utilizados en ambientes cavernícolas son los cebos, las trampas de caída con cebos, las trampas de caída para capturar animales vivos y las trampas de hojarasca húmeda (Hunt y Millar, 2001). La mayor ventaja que tienen algunos de estos métodos es que se pueden dejar colocadas durante un tiempo sin necesidad de la presencia del investigador. Su mayor desventaja consiste en que si se dejan por largos períodos pueden ocasionar daños en algunas poblaciones de invertebrados cavernícolas. Con estos métodos se pueden capturar una gran variedad de insectos (*e. g.* coleópteros, grillos, colémbolos, etc.), miriápodos y arácnidos (*e. g.* arañas, opiliones, pseudoescorpiones, esquizómidos, amblipigios, etc.).

CEBOS. Se pueden utilizar pequeños pedazos de carne, queso o fruta madura, aunque se pueden usar otros en dependencia de lo que se tenga en el momento de la recolecta. Se depositan varios cebos en diferentes lugares dentro de la cueva y se dejan por varios días, luego se revisan los sitios con cuidado para recolectar los animales atraídos por los cebos. Se debe tener cuidado de colocar los cebos en lugares donde se protejan de las inundaciones y marcar los sitios para luego poder encontrarlos con facilidad. Además, es conveniente colocarlos debajo de piedras o troncos que provean refugios a los organismos atraídos por el cebo y también proteger los cebos del

ataque de ratas o ratones. Los sitios se pueden revisar cada dos o cinco días, pues si se dejan por mucho tiempo se puede correr el riesgo de que los cebos sean comidos por completo y los animales se diseminen nuevamente.

TRAMPA DE CAÍDA CON CEBOS (Fig. 15.6). Consiste en un recipiente plástico que se entierra completamente y se deja a nivel del suelo con un líquido preservante en el fondo, que puede ser alcohol etílico 75 – 80 % con una pequeña cantidad de detergente líquido para disminuir la tensión superficial y que las muestras vayan al fondo (Alegre y Barba, obs. pers.). El cebo se debe colocar de manera tal que no contamine el líquido preservante y a su vez evite el escape del animal, por lo que se debe ubicar dentro de un recipiente más pequeño inmerso en el líquido preservante y con un peso tal que no flote. A las trampas se les debe colocar una piedra encima, siempre dejando una abertura para que puedan pasar los animales que van a ser capturados. Se deben colocar dispersas por toda el área de la cueva y deben ser revisadas al menos cada cuatro o cinco días.

TRAMPA DE CAÍDA PARA CAPTURAR ANIMALES VIVOS. Este tipo de trampa permite ser más selectivo a la hora de capturar una especie en particular. Al no contener ningún líquido preservante en el fondo, nos permite recolectar los especímenes necesarios para el estudio, dejando en libertad el resto. Se de-



Figura 15.6. Trampa de caída con cebo, modificado de Hunt y Millar (2001).

ben utilizar recipientes grandes que permitan introducirle pequeñas piedras que ayudan a los invertebrados a refugiarse y protegerse de sus depredadores que también pueden caer junto con ellos. Los recipientes deben taparse con una piedra y en caso de no encontrar una con el tamaño necesario, colocaríamos una tapa de madera o plástico en su lugar, siempre dejando espacio para permitir el paso de los invertebrados. Este método tiene la desventaja de que se necesitan grandes áreas en el suelo para ser colocadas y se puede alterar el hábitat, además de que, por su gran tamaño, son algo incómodas de manejar dentro de la cueva.

TRAMPA DE HOJARASCA HÚMEDA. Consiste en llenar de hojarasca húmeda una bolsa con pequeños orificios y ponerla en el suelo de la cueva por un período de tiempo que permita que los invertebrados utilicen el material como refugio y luego poder recolectarlos. En realidad no constituye una trampa como tal, sino que provee de refugio o sustrato a los organismos que la utilizan. La hojarasca que se usa es recogida en el bosque y debidamente limpiada para no transportar especies epigeas hacia la cueva. Los paquetes de hojarasca se deben revisar periódicamente, así como rehumedecerlas si estuvieran secas, aunque en muchas cuevas de Cuba la humedad relativa es elevada y esto las mantendría bastante hidratadas. Se puede revisar la hojarasca en una bandeja dentro de la misma cueva y recolectar las especies de interés, mientras que el resto se puede liberar. Es necesario contar con muy buena iluminación para evitar que pequeños invertebrados escapen. Las muestras también se pueden revisar fuera de la cueva, pero para eso se deben poner los paquetes en bolsas cerradas herméticamente para que no se escapen los especímenes. Estas trampas han sido utilizadas con buenos resultados en estudios de invertebrados de cuevas de Australia (Weinstein y Slaney, 1995).

CAPTURAS DE INSECTOS AL VUELO CON TRAMPAS DE LUZ. Se utilizan uno o varios frascos plásticos (\varnothing 5 cm y profundidad de 10 cm) horadados en ambos extremos, con tapas y pequeñas lámparas portables de luz blanca.

En uno de los extremos abierto se coloca la lámpara encendida y por el otro penetran los ejemplares, luego se retira la lámpara y se cierran ambos extremos. Los animales pueden ser sacrificados mediante el empleo de éter o cloroformo, o directamente en etanol.

MÉTODOS PARA RECOLECTAR INVERTEBRADOS ACUÁTICOS

Para recolectar los invertebrados acuáticos que habitan en los ambientes hipogeos, es necesario primeramente seleccionar los sitios de muestreo. Si se pretenden estudiar los invertebrados exclusivos de las cuevas, se deben escoger lugares con agua acumulada o ríos subterráneos, con agua originada por la percolación de esta y que no provenga de alguna fuente de la superficie. Esto se puede identificar luego de estudiar los mapas cartográficos de la cueva o caminando por la superficie encima de la cueva para encontrar la posible fuente. Los métodos de recolecta también se pueden dividir en activos y pasivos.

MÉTODOS DE RECOLECTA ACTIVOS

SIMPLE INSPECCIÓN CON JAMO O RED. Es el más utilizado por los bioespeleólogos, donde el instrumento clave es el jamo o la red manual. Esta debe tener un paso de red lo suficientemente pequeño para la recolecta de invertebrados acuáticos. Se jamea recogiendo la materia orgánica que se encuentre, así como pequeñas piedras y ayudándonos de una bandeja donde se vierte el contenido del jamo para revisar cuidadosamente la muestra. En el caso de los anfípodos y otras especies de crustáceos resulta muy difícil su recolección debido a su pequeño tamaño y rápido movimiento, por lo que se recomienda el uso de una pipeta o un gotero que pueda succionarlos. Los jamos con mallas de 250 micrones permiten recolectar organismos muy pequeños como copépodos y ostrácos, que luego tendrán que ser separados en el laboratorio. Para la revisión del material se colocará la muestra de agua en una placa Petri bajo un microscopio estereoscópico y los organismos extraídos se preservarán en

alcohol etílico al 75 - 80 %. Cuando se termina de recolectar en un sitio se debe tener la precaución de dejar bien limpio el jamo, para así evitar el intercambio de especímenes con otros sitios de muestreo.

MÉTODOS DE RECOLECTA PASIVOS

TRAMPAS ACUÁTICAS CON CEBOS (Fig. 15.7). Se pueden fabricar de manera rústica a partir de una botella plástica de un litro y medio. Se abren agujeros en el fondo de la botella para que permita el paso del agua por toda la extensión de la trampa y se les pega una malla, mientras que la parte de la boca se recorta a modo de embudo y se invierte de posición. El cebo se introduce en el interior de la botella; para evitar que éste se desintegre dentro del agua se puede poner en el interior de una bolsita de malla. Se puede utilizar un pequeño pedazo de carne, queso u otro alimento, probando para ver cuál es el que ofrece mejores resultados. Las trampas se deben poner por un período de cinco días, pues la materia orgánica podría taponar los orificios de estas. Luego la muestra se puede revisar en una bandeja para recolectar los especímenes capturados y preservarlos en alcohol etílico al 75 - 80 % (excepto las planarias, que se fijan en formol al 10 % y luego se transfieren a alcohol etílico al 75 - 80 %).

TRAMPAS ACUÁTICAS DE HOJARASCA. Utiliza el mismo principio que las terrestres, lo que en este caso se ubican en los reservorios de agua por algunas semanas para que sean colonizadas por los invertebrados que allí ha-

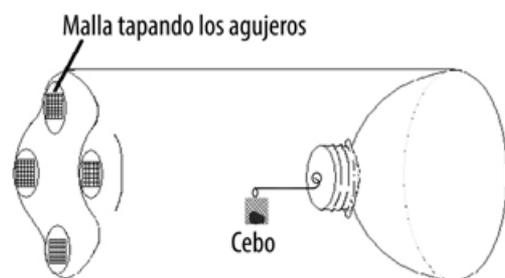


Figura 15.7. Trampa acuática con cebo; modificado de Hunt y Millar (2001).

bitan. Hay que tener cuidado de no dejar el paquete por mucho tiempo, para evitar que la hojarasca se desintegre por completo. Se debe fijar el paquete en algún sitio, ya sea con piedras o con un pedazo de sogas o alambre.

REDES A LA DERIVA. No son más que redes que han sido ampliamente utilizadas para muestrear invertebrados acuáticos en los lugares donde hay corrientes fuertes de agua, ya sea a la entrada de la cueva o en otros lugares dentro de ella. Sin embargo, si se desea estudiar específicamente los invertebrados exclusivos de las cuevas, la fuente de agua debe ser producto de la percolación y no la proveniente de la superficie. El tamaño de la malla a utilizar dependerá una vez más del grupo zoológico que se está estudiando. Si se deja la red colocada por más de 24 horas, hay que revisarla a menudo, porque puede tupirse con la materia orgánica.

MÉTODOS DE MUESTREO

Los métodos de muestro siempre van a depender de los objetivos del estudio que se quiere realizar dentro de una cueva, así como del grupo zoológico que va a ser objeto de la investigación. Estos se pueden ejecutar combinando métodos de recolecta activos y pasivos.

MUESTREO POR UNIDAD DE ESFUERZO. Es uno de los métodos más utilizados que permite estimar la riqueza y abundancia relativa de las especies. Consiste en contar o recolectar los especímenes en un intervalo de tiempo definido por el investigador, en las diferentes zonas de la cueva (umbral, penumbra y oscuridad) y en los distintos sustratos (suelo, bajo piedras, pared, etc.). Los estudios de abundancia que impliquen la recolección y sacrificio de especímenes, no deberían incluir especies troglobias, pues la recolección sin límites de estas podría afectar el tamaño de sus poblaciones.

MUESTREO POR UNIDAD DE ÁREA. Mediante transectos o parcelas de área conocida, además del inventario de especies, se puede estimar la densidad de las poblaciones para

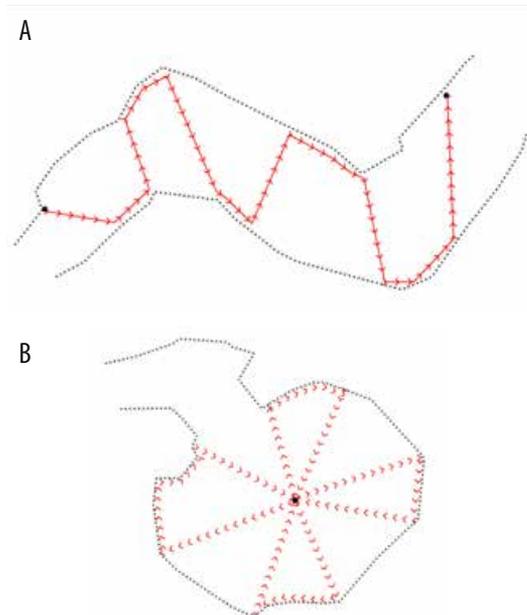


Figura 15.8. Esquemas en planta de una galería (A) y un salón (B) de la cueva con dos diseños de transectos para la recolección sobre el piso y las paredes.



Figura 15.9. Parcela sobre el guano en una cueva de calor. © R. Domínguez.

drían utilizar escaleras, ubicando los puntos de muestreo suficientemente separados.

diferentes especies o grupos taxonómicos (e. g. individuos/m²). Los transectos podrán realizarse en diferentes direcciones tratando de seguir las superficies de pisos, paredes y techos cavernarios. En salones espaciosos los transectos podrían realizarse de forma radial, combinado con la inspección de las paredes y techos en cuevas con puntales altos, se po-

Las parcelas pueden emplearse para muestrear la diversidad asociada al suelo y paredes. Para muestrear el sustrato (e. g. guano de murciélago u otro tipo de sedimento) estas podrían ser construidas a manera de marcos cuadrados, de madera o aluminio de 25 × 25 cm, y enterradas hasta 5 cm dejando al menos 1 cm por encima del sustrato (Fig. 15.9) para que no escapen los especímenes (Longueira, 2004b). Para facilitar el muestreo se pudieran



Figura 15.10. Fotografías que pueden ser utilizadas para realizar conteos de individuos por unidad de área en superficies cavernarias, A. *Byrsotria fumigata* (Insecta: Blattodea: Blaberidae), B. *Cubaris murina* (Malacostraca: Isopoda: Armadillidae) y C. *Antricola marginatus* (Arachnida: Ixodida: Argasidae). © A. Longueira (A), © T. M. Rodríguez-Cabrera (B) y © R. Domínguez (C)..

emplear tamizadores de diversos diámetros. Para muestrear parcelas en las paredes, se podrían tomar como límites de referencia los propios accidentes de la superficie o utilizar marcadores. Para estimar el número de individuos, además del conteo directo, se podrían auxiliar de fotografías digitales, las que posteriormente podrán ser analizadas (Fig. 15.10).

MÉTODO DE MARCAJE-LIBERACIÓN-RECAPTURA. Es una técnica útil para determinar el tamaño de la población de algunas especies en los ambientes hipogeos. Solo es aconsejable para especies de invertebrados cuyo tamaño permita la realización de marcas visibles y en animales adultos para evitar que al mudar se pierdan dichas marcas. El tiempo transcurrido entre la primera captura y la siguiente debe ser el suficiente para permitir que los organismos marcados se integren al resto de la población y para que no ocurran migraciones, muertes, ni nacimientos, pues esto distorsionaría los resultados. Las marcas se realizan con pinturas acrílicas resistentes que no dañen a los individuos y se utiliza un sistema de marcaje que garantice el reconocimiento individual de los especímenes. Con este fin, usualmente se utilizan colores diferentes o marcas en distintas partes del cuerpo. En Brasil se ha utilizado con éxito esta técnica para el estudio de poblaciones de opiliones, tanto troglóxenos como troglóbios (Gnaspini, 1996; Pinto da Rocha, 1996a; 1996b; Willemart y Gnaspini, 2004; Ferreira *et al.*, 2005). A través de esta técnica también se puede conocer la distribución espacial y las migraciones de los individuos dentro de los diferentes sectores de la cueva. Los datos obtenidos a través de esta técnica se pueden analizar con algoritmos matemáticos específicos según las tasas de recaptura alcanzadas.

CARACTERIZACIÓN DE LAS LOCALIDADES Y SITIOS DE RECOLECTAS

Las entradas de la cueva se deben ubicar geográficamente y para mayor exactitud se sugiere utilizar un GPS. Es recomendable realizar el croquis de la cueva señalando los accidentes más notables, como taludes, pendientes fuertes, claraboyas, dolinas y pozos,



Figura 15.11. A. Araña del género *Loxosceles*, B. hembra de *Antricola marginatus* portando larvas. © R. Domínguez (A) y © T. M. Rodríguez-Cabrera (B).

formaciones secundarias, conos de clastos y acumulaciones de sedimentos y agua. Para la caracterización microclimática de los lugares de recolectas, deben ser medidas algunas variables como la temperatura y humedad relativa del aire, empleando *data loggers* para registros continuos. Debe anotarse siempre la localidad, estación de observación, fecha y horas de las observaciones.

INVERTEBRADOS CAVERNÍCOLAS DE IMPORTANCIA MÉDICA

En las cuevas cubanas podemos encontrar especies de animales que debemos tratar con especial cuidado, como son los escorpiones de los géneros *Rhopalurus*, *Centruroides* y *Tityopsis* y algunas arañas migalomorfas, cuyas picadas resultan dolorosas, o cuyos pelos

pueden irritar las mucosas. También se encuentran las llamadas arañas violín, pertenecientes al género *Loxosceles* (Fig. 15.11A), que habitan bajo piedras o en las paredes y que con su picadura pueden ocasionar la necrosis local (Pérez-González, 1999). Por otro lado, las larvas de la garrapata *Antricola marginatus* (Fig. 15.11B) son capaces de anclarse a la piel y producir lesiones (Cerny, 1967; Longueira, ob. pers.).

AMENAZAS Y CONSERVACIÓN DE LA FAUNA DE INVERTEBRADOS CAVERNÍCOLAS

Los ambientes subterráneos presentan características geomorfológicas e hidrológicas especiales, además de una biocenosis muy particular que los convierte en únicos dentro de los ecosistemas terrestres. Muchas de las especies que habitan exclusivamente en cuevas son endémicos locales numéricamente raros, lo cual los hace muy vulnerable a cualquier cambio o perturbación humana (Culver y Pipan, 2009).

En Cuba no existen muchos trabajos que definan las amenazas y medidas para la conservación de los invertebrados cavernícolas y sus hábitats. Cruz y Socarrás (1992) discutieron acerca de las alteraciones humanas que posiblemente afectaron varias cuevas de calor de Cuba, entre ellas el espeleoturismo, las construcciones humanas cercanas a las cuevas, las especies invasoras como la cucaracha (*Periplaneta americana*) y la extracción del guano de murciélago en grandes cantidades, esta última con una alta incidencia en gran número de cuevas calientes estudiadas. Armas (2000) señaló como amenazas para la conservación de la espeleofauna de las Antillas Mayores, el uso de explosivos en los yacimientos mineros y los insecticidas por la agricultura.

Longueira (2006) evaluó el estado de conservación de la fauna de las cuevas de calor de Cuba y las afectaciones antrópicas a las que se han visto sometidas, además de las ya comentadas, debido a la deforestación, la contaminación por desechos industriales y domésticos, la construcción de embalses y viales y las adaptaciones para uso humano.

Teruel (2012) evaluó el estado de conservación de varios esquizómidos (Arachnida) de la parte oriental de Cuba, donde incluye varias especies troglobias, las amenazas potenciales que podrían afectar a sus poblaciones y las categorías de amenaza según los criterios de la UICN (2012). El estado de conservación del opilión troglobio *Jimenziella decui* (Arachnida) del oriente cubano fue analizado por Alegre y Barba (2010; 2014), quienes discutieron sobre las posibles amenazas para la especie y su hábitat, Alegre *et al.* (2016) incluyeron a dicho arácnido en el Libro Rojo de los invertebrados terrestres de Cuba.

Las cuevas de calor constituyen uno de los ecosistemas cársticos subterráneos más destacados en Cuba. El incremento de las visitas a estas cuevas, junto a la invasión de especies exóticas (gatos, roedores, cucarachas, hormigas, etc.), son factores importantes en la declinación de las poblaciones que en ellas residen. En los últimos 50 años han desaparecido por diversas causas antrópicas más del 20 % del total de las cuevas de calor en Cuba y es posible que al menos tres especies de las garrapatas del género *Antricola* estén extintas, pues no han sido halladas desde hace más de 30 años. En total, 18 especies de invertebrados exclusivos de las cuevas de calor en Cuba (ácaros, colémbolos y coleópteros) tienen una propuesta de categoría de amenaza (Longueira, 2006), donde tres especies de garrapatas (*Antricola habanensis* Cruz, 1976, *A. martelorum* Cruz, 1978, *A. silvai* Černý, 1967) fueron incluidas en el Libro Rojo de los invertebrados terrestres de Cuba (Cuervo y Longueira, 2016).

Un conocimiento más completo sobre la biología y ecología de las especies que componen la fauna cavernícola de invertebrados del archipiélago cubano, permitirá trazar estrategias más integrales y mejor concebidas para su conservación. Además, es necesaria la concientización de la sociedad acerca de la importancia de la conservación de estos ecosistemas para la biodiversidad.

EQUIPAMIENTO Y MEDIDAS DE SEGURIDAD PARA EL TRABAJO DENTRO DE LAS CUEVAS

Para realizar cualquier incursión dentro de una caverna es necesario ir provisto con el equipamiento adecuado. Dentro de los elementos más importantes podemos señalar:

Casco: Útil para proteger la cabeza de ser golpeada al caminar por galerías pequeñas o estrechas con formaciones secundarias o en caso de posibles caídas (Fig. 15.12A).

Equipamiento para progresión vertical: Compuesto por cuerdas, arneses, mosquetones, bloqueadores, entre otros (Fig. 15.12B). Se utilizan para acceder a cuevas y galerías que se encuentren en accesos difíciles.

Chaleco salvavidas: Necesario cuando se va a trabajar con fauna acuática en cuerpos de agua (Fig. 15.12C).

Señales lumínicas o balizas: Muy útiles para señalar el camino dentro de la cueva y evitar perdernos, además sirven para marcar los lugares donde se está desarrollando la investigación (Fig. 15.12D).

Tapaboca o nasobuco: Necesario para el trabajo dentro de cuevas de calor (Fig. 15.12E).



Figura 15.12. Equipamiento utilizado en espeleología: A. Casco, B. Equipos para progresión vertical, C. Chaleco salvavidas, D. Señales lumínicas o balizas, E. Tapaboca o nasobuco y F. Guantes.

Guantes: Importantes para protegernos las manos en cuevas con topografía peligrosa y agreste (Fig. 15.12F).

Pequeñas linternas de mano con luz blanca auxiliares de los frontales: Ventajosas en las cuevas de calor para alejar los insectos, evitando el contacto con ojos y vías respiratorias.

En los ambientes hipogeos la ausencia de iluminación, la existencia de diferentes formaciones secundarias y otros accidentes geográficos, hacen que debemos tener un cuidado especial cuando estamos investigando dentro de una cueva. Entre las medidas de seguridad más recomendadas se encuentran:

1. Llevar siempre más de una fuente de iluminación (dos o tres), con baterías de repuesto que le permitan trabajar el tiempo necesario, siempre cuidando de no botar las baterías descargadas dentro de la cueva. De ser posible, alguna de las fuentes de luz deben ser resistentes al agua dado la alta humedad relativa presente en muchas cuevas en Cuba.

2. Utilizar ropa adecuada que cubra piernas y brazos, así como calzado apropiado para las condiciones del terreno que muchas veces es fangoso, resbaladizo y agreste, con formaciones secundarias que pueden desgarrar la piel.

3. Para cualquier exploración es recomendable ir acompañados de una o más personas, pues en caso de ocurrir algún accidente contar con ayuda para salir de la caverna. También se recomienda que otras personas, ya sean campesinos o vecinos de la zona donde se encuentra la cueva, tengan conocimiento de la hora de entrada y el tiempo que va a demorar el trabajo en el interior de esta.

4. Se recomienda llevar siempre un botiquín con primeros auxilios para cualquier situación de emergencia que se presente y algo ligero de comida como barras de alimentos energéticos, (e. g. chocolate, maní, etc) y agua.

5. Siempre se debe utilizar chaleco salvavidas en cuevas con cuerpos de agua.

6. Si por casualidad se agotaran todas las fuentes de luz, debemos permanecer calmados en un lugar seguro, protegiéndonos de la hipotermia hasta que llegue el rescate.

Otro de los riesgos a los que nos enfrentamos dentro de las cuevas es la presencia de patógenos típicos de estos ambientes. En los sedimentos se pueden desarrollar esporas del hongo *Histoplasma capsulatum*, que pueden provocar afectaciones respiratorias. También han sido aislados, en el guano de murciélago de las cuevas de calor, cepas de algunas especies de bacterias y hongos que pueden provocar enfermedades en los humanos (Longueira y Rosado, 2000). Algunos mamíferos que habitan las cuevas como ratas y murciélagos pueden ser portadores de la leptospirosis y la rabia. Es recomendable que las personas que estén frecuentemente en contacto con este medio estén vacunadas contra estas enfermedades, usen guantes, nasobuco y se desinfecten las manos al terminar los trabajos. Por otra parte, dentro de las cuevas calientes, nos enfrentamos a altas temperaturas que pueden provocar un golpe de calor y las elevadas concentraciones de CO₂ en el aire pueden producir intoxicación severa (Longueira, ob. pers.).

LITERATURA CITADA

- Alayo, R. y L. F. de Armas. 1992. Himenópteros (Insecta: Hymenoptera) de las cuevas cubanas. *Reporte de Investigación del Instituto de Ecología y Sistemática, serie Zoología.*, 18: 1-14.
- Alegre Barroso, A. y R. Barba Díaz. 2010. *Jimenezziella decui* Avram, 1970: un opilión cubano amenazado (Arachnida: Opiliones). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 47: 455-456.
- Alegre Barroso, A. y R. Barba Díaz. 2014. Estado de conservación de *Jimenezziella decui*, una especie cavernícola de Cuba (Opiliones: Laniatores). *Revista Ibérica de Aracnología* 25: 43-57.
- Alegre, A., R. Barba, J. C. Lobaina y N. Hernández. 2016. *Jimenezziella decui* Avram, 1970. Pp. 210-211. En: *Libro Rojo de Invertebrados Terrestres de Cuba* (M. M. Hidalgo-Gato, J. Espinosa y R. Rodríguez-León, Eds.). Editorial Academia, La Habana, 244 pp.
- Armas, L. F. de. 2000. La artropodofauna cavernícola de las Antillas Mayores. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* (S.E.A.), 27: 134-138.
- Armas, L. F. de. 2007. El mundo subterráneo. Pp. 276-287. En: *Biodiversidad de Cuba* (H. González Alonso, Ed.). Editorial Polymita, Guatemala, 321 pp.
- Armas, L. F. de y G. Alayón García. 1984. Sinopsis de los arácnidos cavernícolas de Cuba (excepto ácaros). *Poeyana* 276: 1-25.
- Armas, L. F. de, R. Novo Carbó y M. E. Palacios Lemagne. 1989. Notas sobre la fauna de la Cueva de la Ventana, península de Guanahacabibes, Cuba. *Reporte de Investigación del Instituto de Ecología y Sistemática, serie Zoología*, 9: 1-8.
- Barr, T. C. 1968. Cave ecology and the evolution of troglobites. *Evolutionary Biology* 2: 35-102.
- Bolívar Pieltain, C. 1944. Exploración biológica de algunas cavernas de Cuba. *Ciencia* 4(11-12): 301-304.
- Cerny, V. 1967. Two new species of argasid ticks (Ixodoidea, Argasidae) from Cuba. *Folia Parasitologica* 14 (2): 141-148.
- Cruz, J. de la. 1969. Nueva especie de ácaro (Acarina: Lirophoridae) parásito de murciélagos cubanos. *Poeyana* 62: 1-8.
- Cruz, J. de la. 1973a. Notas sobre las garrapatas del género *Antricola* Cooley y Kohls, 1942 (Ixodiformes, Argasidae), con la descripción de una nueva especie. *Academia de Ciencias de Cuba, Serie Espeleología Carsológica* 44: 1-13.
- Cruz, J. de la. 1973b. Nueva especie de ácaro del género *Geckobia* Megnin, 1978 (Acarina: Pterygosomidae) parásito de *Tarentola americana* (Gray) de Cuba. *Poeyana* 102: 1-6.
- Cruz, J. de la. 1974. Notas adicionales a la fauna de garrapatas (Ixodoidea) de Cuba. II. Nuevo status para *Parantricola* Cerny, 1966. *Poeyana* 130: 1-4.
- Cruz, J. de la. 1976. Notas adicionales a la fauna de garrapatas (Ixodoidea) de Cuba. V. Una nueva especie del género *Antricola* Cooley y Kohls, 1942 (Argasidae). *Poeyana* 151: 1-8.
- Cruz, J. de la. 1978. Notas adicionales a la fauna de garrapatas (Ixodoidea) de Cuba. VI. Cuatro nuevas especies del género *Antricola* Cooley et Kohls, 1942 (Argasidae: Ornithodorinae). *Poeyana* 184: 1-17.
- Cruz, J. de la y A. A. Socarrás. 1992. Garrapatas (Acarina: Argasidae) de las cuevas de calor de Cuba. *Reporte de Investigación del Instituto de Ecología y Sistemática, serie Zoología* 19: 1-22.

- Culver D. C. y T. Pipan. 2009. *The biology of caves and other subterranean habitats*. Oxford University Press, Oxford, 256 p.
- Cuervo Pineda, N. y A. R. Longueira Loyola. 2016. *Antricola habanensis* Cruz, 1976 (Carios); *Antricola martelorum* Cruz, 1978 (Carios); *Antricola silvai* Cerny, 1967. Pp. 214-218. En: *Libro Rojo de Invertebrados Terrestres de Cuba* (Hidalgo-Gato, M. M., J. Espinosa y R. Rodríguez-León, Eds.), Editorial Academia, La Habana.
- Ferreira, R. L., E. M. Kawamura, G. B. Pontes, S. S. Pinheiro Almeida, V. A. Araújo, y V. R. Cardoso Teixeira. 2005. Ecología populacional de *Goniosoma* sp. (Arachnida, Opiliones, Gonyleptidae) em uma caverna ferruginosa do município de Ouro Preto, MG. *Revista Brasileira de Zoociências Juiz de Fora* 7 (2): 203-216.
- Galán, C. 1993. Fauna hipógea de Guipúzcoa: su ecología, biogeografía y evolución. *Munibe* 45: 1-163.
- Gnaspini, P. 1996. Population ecology of *Goniosoma spelaum*, a cavernicolous harvestman from southeastern Brazil (Arachnida: Opiliones: Gonyleptidae). *Journal of Zoology* 239: 417-435.
- Harvey, M. S., R. Barba-Díaz, W. B. Muchmore y A. Pérez-González. 2007. *Pseudalbiorix*, a new genus of Ideoroncidae (Pseudoscorpiones, Neobisioidea) from Central America. *Journal of Arachnology* 34: 610-624.
- Howarth, F. G. 1983. Ecology of cave arthropods. *Annual Review of Entomology* 28: 365-389.
- Hunt, M. e I. Millar. 2001. Cave invertebrate collecting guide. *Department of Conservation technical series* 26: 1-29.
- Juberthie, C. y B. Delay. 1981. Ecological and biological implications of the existence of a "superficial underground compartment" Pp. 203-206. En: *Proceedings of the 8th International Congress of Speleology* (Beck, B. F., Ed.). Bowling Green, Kentucky, Vol. 2.
- Kunz, T. H. y A. Kurta. 1988. Capture methods and holding devices. Pp. 1-29. En: *Ecological and behavioral methods for study of bats* (Thomas H. Kunz, Ed.) Smithsonian Institution Press.
- Ladle R. J., J. V. L. Firmino, A. C. M. Malhado y A. Rodríguez-Durán. 2012. Unexplored diversity and conservation potential of Neotropical hot caves. *Conservation Biology* 26: 978-982.
- Longueira Loyola, A. R. 2004 a. *Las cuevas de calor de Cuba: sistemas subterráneos complejos en el trópico americano*. Memorias II Seminario Biental Internacional sobre la Teoría de la Complejidad. La Habana.
- Longueira Loyola, A. R. 2004 b. Ecoetología de argásidos guanobios en cuevas de calor de Cuba. Memorias Congreso de Ecología Tropical y Biodiversidad. Convención Trópico 2004, La Habana.
- Longueira Loyola, A. R. 2006. Composición, distribución y conservación de la fauna exclusiva de las cuevas de calor de Cuba. Tesis presentada en opción al título académico de Máster en Medio Ambiente y Desarrollo, Mención Biodiversidad y Medio Ambiente. Centro de Estudios del Medio Ambiente (CEMA), Universidad de La Habana, 145 pp.
- Longueira Loyola, A. R. e I. Rosado. 2000. Patógenos hallados en el guano de murciélago de tres cuevas de calor de Cuba. Congreso Internacional 60 Aniversario de la Sociedad Espeleológica de Cuba. Camagüey. Resúmenes: 88.
- Orghidan, T., A. Núñez Jiménez, V. Decou, St. Negrea y N. Viña Bayés (Eds). 1977. Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines à Cuba. Editora Academiei Republicii Socialiste România, Bucarest. Vol. 2.
- Orghidan, T., A. Núñez Jiménez, V. Decou, St. Negrea y N. Viña Bayés (Eds). 1981. Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines à Cuba. Editora Academiei Republicii Socialiste România, Bucarest. Vol. 3.
- Orghidan, T., A. Núñez Jiménez, V. Decou, St. Negrea y N. Viña Bayés (Eds). 1983. Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines à Cuba. Editora Academiei Republicii Socialiste România, Bucarest. Vol. 4.
- Patterson, B., C. Dick y K. Dittmar. 2008. Parasitism by bat flies (Diptera: Streblidae) on neotropical bats: effects of host body size, distribution, and abundance. *Parasitology Research* 103: 1091-1100.
- Peck, S. B., A. Ruiz-Baliú y G. F. Garcés. 1998. The Cave-inhabiting Beetles of Cuba (Insecta: Coleoptera): Diversity, Distribution and Ecology. *Journal of Cave and Karst Studies* 60(3): 156-166.
- Pérez-González, A. 1999. El género *Loxosceles* (Araneae, Sicariidae) en Cuba. *Troglobio* (La Habana), 1: 2.
- Pérez-González, A. y J. Yager. 2001. The Cuban troglobites. En: *Mapping Subterranean Biodiversity. Karst Waters Institute Special Publication* 6: 71-74.
- Pinto-da-Rocha, R., 1996 a, Biological notes on and population size of *Pachylospeleus strinatii* Silhavy, 1974 in the Gruta das Areias de Cima, Iporanga, south-eastern Brazil (Arachnida, Opiliones, Gonyleptidae). *Bulletin of the British Arachnological Society* 10: 189-192.

- Pinto-da-Rocha, R. 1996 b, Description of the male of *Daguerreia inermis* Soares & Soares, with biological notes on population size in the Gruta da Lancinha, Paraná, Brazil (Arachnida, Opiliones, Gonyleptidae). *Revista Brasileira de Zoología* 13: 833–842.
- Racovitza, E. G. 1907. Essai sur les problèmes biospéologiques. *Arch Zool Exp Gen (Biospeol I)*, 4e serie. 6:371–488.
- Racovitza, E. G. 2006. Essay on biospeological problems. Pp : 127–183. En : *Essay on biospeological problems*—French, English, Romanian version, (O. T. Moldovan, Ed. Emil George Racovitza. (D. C. Culver and O. T. Moldovan, trans.). Casa Cartii de Ştiinţa. Cluj-Napoca, Romania.
- Schiner, J.R. 1854. Fauna der Adelsberger, Luegger, and Magdalenen Grotte. Pp: 231–272. En: *Die Grotten und Höhlen von Adelsberg, Lueg, Planina, and Laas* (A. Schmidt, Ed.). Braunmüller. Vienna. Austria.
- Silva Taboada, G. 1974. Sinopsis de la espeleofauna cubana. *Academia de Ciencias de Cuba, Serie Espeleología Carsológica* 43: 1-65.
- Silva Taboada, G. 1979. *Los murciélagos de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 423 pp.
- Silva Taboada, G. 1988. *Sinopsis de la espeleofauna cubana*. Editorial Científico-Técnica, Ciudad de La Habana, 144 pp.
- Silvestri, F. 1929. Descrizione di un nuovo genere cavernicolo di Polydesmidae (Myriapoda: Diplopoda) di Cuba. *Bolletino del Laboratorio di Zoologia di Genova* 23: 6-9.
- Sket, B. 2008. Can we agree on an ecological classification of subterranean animals? *Journal of Natural History* 42: 1549–63.
- Teruel, R. 2012. Estatus de conservación del orden Schizomida (Arthropoda: Arachnida) en Cuba oriental. *Revista Ibérica de Aracnología* 21: 38-40.
- IUCN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza). 2012. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. Second edition. Gland, Switzerland and Cambridge, U.K.: IUCN. Available at www.iucnredlist.org/technical-documents/categories-and-criteria
- Weinstein, P. y D. Slaney. 1995. Invertebrate faunal survey of Rope Ladder Cave, Northern Queensland: a comparative study of sampling methods. *Journal of Australian Entomological Society* 34: 233-236.
- Willemart, R. H. y P. Gnaspini. 2004. Breeding biology of the cavernicolous harvestman *Goniosoma albiscriptum* (Arachnida, Opiliones, Laniatores): sites of oviposition, egg batches characteristics and subsocial behavior. *Invertebrate Reproduction and Development* 45: 15–28.
- Whitaker; J. O. Jr. 1988. Collecting and preserving ectoparasites for ecological study. Pp. 459 – 474. En: *Ecological behavioral methods for the study of bats* (T. H. Kunz, Ed.). Smithsonian Institution Press. Washington, D. C.



Conglomerado de cucarachas (*Byrsotria* sp.) en una cueva

CAPÍTULO

16

MACROINVERTEBRADOS DULCEACUÍCOLAS



Chinche acuática de la familia Belostomatidae

MACROINVERTEBRADOS DULCEACUÍCOLAS

ORESTES C. BELLO GONZÁLEZ¹
 PEDRO LÓPEZ DEL CASTILLO²
 ADRIÁN D. TRAPERO QUINTANA³
 YOANDRI SUÁREZ MEGNA³
 BETINA NEYRA RAOLA¹
 MAIKE HERNÁNDEZ QUINTA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática
 2. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad
 3. Universidad de Oriente



Larva de libélula (Odonata). © Monika Springer

INTRODUCCIÓN

Los macroinvertebrados dulceacuícolas incluyen a especies de moluscos, anélidos, artrópodos (mayoritariamente insectos), nemátodos y turbelarios que tienen en común una talla igual o superior a los 500 μm y que desarrollan al menos una parte de su ciclo de vida en un cuerpo de agua no marino (Jacobsen *et al.*, 2008; Thorp y Covich, 2009). Estos habitan en prácticamente todos los ríos y arroyos del mundo (Hauer y Resh, 2006). En estos ecosistemas son un componente importante de la diversidad y desempeñan un papel clave en las tramas tróficas. Además son organismos claves en el procesamiento de la materia orgánica alóctona y en los mecanismos de redistribución de los nutrientes sedimentados (Roldán 1992; Wallace y Webster, 1996; Lampert y Sommer, 2007).

DIVERSIDAD TAXONÓMICA Y CONSERVACIÓN

En Cuba los estudios de macroinvertebrados han estado enfocados en la taxonomía. Algunos grupos como Ephemeroptera (Naranjo *et al.*, 2014), Trichoptera (Naranjo *et al.*, 2014), Odonata (Trapero y Naranjo, 2003) y Heteroptera (Naranjo *et al.*, 2010; Muñoz *et al.*, 2010) muestran un mayor nivel de conocimiento. En la Tabla 16.1 se resumen la categorización

taxonómica de los macroinvertebrados acuáticos que se encuentran o que con mayores posibilidades pueden encontrarse en los cuerpos de agua de Cuba. Algunos grupos de macroinvertebrados muestran alto porcentaje de endemismos, tal es el caso de los insectos del orden Ephemeroptera, con 94 % (González *et al.*, 2008) y Trichoptera, con 73 % (Naranjo y González, 2005).

A pesar de la alta especialización ecológica de los macroinvertebrados acuáticos y el notable deterioro ambiental que sufren la mayoría de los ríos del país, afectados por la contaminación (principalmente fertilizantes, pesticidas, y aguas residuales domésticas e industriales sin tratamiento), el represamiento, la deforestación en sus márgenes, el cambio de usos del suelo, extracción de materiales para la construcción, introducción de especies invasoras, etc. (Naranjo *et al.*, 2014), solo dos especies del orden Odonata aparecen en alguna categoría de amenaza (Amaro, 2012). Al parecer la ausencia de un mayor número de especies en las listas rojas es más motivada por la falta de estudios que brinden la información para evaluar el estatus de los taxones en cuestión, que por el buen estado de conservación de los ecosistemas fluviales cubanos.

Los trabajos que incluyen información ecológica sobre los macroinvertebrados son esca-

Tabla 16.1. Categorías taxonómicas de los principales grupos de macroinvertebrados acuáticos presentes en Cuba.

CLASE	ORDEN	FAMILIA
		PHYLLUM NEMATODA
Adenophorea	Mermithida	Mermithidae
		Phyllum Nematomorpha
Gordioida	Chordodea	Chordodidae, Parachordodidae
		Phyllum Platyhelminthes
Turbellaria	Tricladida	Dugesidae
		PHYLLUM ANNELIDA
Hirudinea	Rhynchobdellae	Glossiphoniidae
Polychaeta	Scolecida	Aelosomatidae
Oligochaeta	Haplotaxida	Enchytraeidae, Naididae, Opistocystidae, Tubificidae
		PHYLLUM ARTHROPODA
Malacostraca	Amphipoda	Gammaridae, Talitridae
	Isopoda	Anthuridae
	Decapoda	Astacidae, Atyidae, Cambaridae, Grapsidae, Hyppolitidae, Palaemonidae, Pseudothelphusidae
Insecta	Ephemeroptera	Baetidae, Caenidae, Euthyplociidae, Leptohiphidae, Leptophlebiidae, Oligoneuridae
	Odonata	Aeshnidae, Coenagrionidae, Gomphidae, Lestidae, Libellulidae, Megapodagrionidae, Protoneuridae
	Heteroptera	Belostomatidae, Corixidae, Dipsocoridae, Gelastocoridae, Gerridae, Hebridae, Hermatobatidae, Hydrometridae, Mesoveliidae, Naucoridae, Nepidae, Notonectidae, Ochteridae, Pleidae, Saldidae, Veliidae
	Coleoptera	Chrysomelidae, Curculionidae, Dryopidae, Dytiscidae, Elmidae, Gyrinidae, Haliplidae, Heteroceridae, Hydraenidae, Hydrophilidae, Lampyridae, Limnichidae, Lutrochidae, Noteridae, Psephenidae, Ptilodactylidae, Scarabaeidae, Scirtidae, Staphylinidae
	Trichoptera	Calamoceratidae, Ecnomidae, Glossosomatidae, Helicopsychidae, Hydrobiosidae, Hydropsychidae, Hydroptilidae, Leptoceridae, Philopotamidae, Polycentropodidae, Odontoceridae, Xiphocentronidae
	Lepidoptera	Crambidae
	Diptera	Blephariceridae, Ceratopogonidae, Chaoboridae, Chironomidae, Culicidae, Dixidae, Dolichopodidae, Empididae, Psychodidae, Simuliidae, Stratiomyidae, Syrphidae, Tipulidae
		PHYLLUM MOLLUSCA
Gasteropoda	Neritimorpha	Neritidae
	Hygrophila	Lymnaeidae, Physidae y Planorbidae
Bivalvia	Unionoida	Unionidae
	Veneroida	Corbiculidae, Dreissenidae, Sphaeriidae

sos. Entre los más destacados se encuentra la “Guía elemental de las aguas dulces de Cuba” de Alayo (1965), donde el autor brinda datos sobre la ecología de los principales grupos acuáticos, incluyendo muchos macroinvertebrados. Un punto aparte merecen la serie de publicaciones derivadas de las expediciones cubano-rumanas que abarcaron diferentes ambientes acuáticos por todo el archipiélago cubano. Los principales resultados se editaron en cuatro tomos que incluyeron nuevos registros, descripción de nuevas especies y valiosa información ecológica, principalmente del hábitat, de muchos tricópteros, coleópteros, dípteros, lepidópteros, ácaros y crustáceos (Orghidan *et al.* 1973; 1977; 1981; 1983).

Los macroinvertebrados han sido extensivamente utilizados como bioindicadores y en estudios de integridad ecológica (Hellowell, 1986; Rosemberg y Resh, 1996; Karr, 1999; Figueroa *et al.*, 2003; Bonada *et al.*, 2006; Gravelle *et al.*, 2009; Ibáñez *et al.* 2010), al punto que hoy se aplican por ley estándares basados en su empleo en varios países latinoamericanos, europeos y en los EE UU (Bonada *et al.*, 2006). Su empleo puede resultar económicamente ventajoso frente al empleo de los indicadores químico-físicos (Resh, 1995). Estos últimos además tienen la desventaja de representar las características del agua solo en el momento de la toma de muestras, mientras que los macroinvertebrados integran un periodo que puede durar semanas, por lo que es posible detectar perturbaciones ocurridas en ese periodo de tiempo (Jacobsen *et al.*, 2008).

En Cuba se han realizado avances en el empleo de los macroinvertebrados como bioindicadores mediante la adaptación de un índice biótico, el “Biological Monitoring Working Party” (BMWP) (Hellowell, 1978). El índice resultante, el BMWP-Cub, tiene en cuenta los valores de tolerancia de 69 familias de macroinvertebrados cubanos (Naranjo *et al.*, 2005; Naranjo y González, 2007) y permite categorizar la calidad del agua. Basado en este índice González *et al.* (2005) analizaron la calidad del agua en tres ríos del macizo Nipe-Sagua-Baracoa.

En el presente capítulo se brindan elementos sobre la diversidad, composición taxonómica y la utilización de los macroinvertebrados como bioindicadores. Además se ofrecen métodos para la recolecta y preservación de los representantes del grupo, así como la estimación de índices para obtener información sobre la calidad y estado de conservación de los ríos y arroyos cubanos. Finalmente se proporciona una clave dicotómica para identificar los principales órdenes que conforman la fauna de macroinvertebrados acuáticos de Cuba.

RECOLECTA DE MACROINVERTEBRADOS

El hábitat fluvial es usualmente muy heterogéneo, ya que comprende diversas combinaciones de profundidad, velocidad de la corriente y tipos de sustrato (Allan y Castillo, 2007), los que varían espacialmente (Li *et al.*, 2001). Esta situación, junto a las consideraciones logísticas, los objetivos propios de cada estudio y la intrínseca heterogeneidad del grupo, impone retos para la recolecta. A pesar de que se han descritos numerosos equipos para la recolecta (*e. g.* Merrit *et al.*, 1996; Ausden, 1996; Hauer y Resh, 2006; Rodríguez-Capítulo *et al.*, 2009), en la práctica existe un pequeño número de técnicas estandarizadas, con equipamiento relativamente sencillo, que se utilizan en la mayoría de los estudios (Hauer y Resh, 2006).

La gran mayoría de los ríos cubanos y especialmente los de zonas montañosas, son poco profundos, de corriente relativamente rápida y fondos más o menos rocosos. Para este tipo de ríos la mayoría de los métodos de recolecta siguen un principio de funcionamiento básico. La idea consiste en aprovechar la corriente y remover el sustrato en el que se encuentran los macroinvertebrados, de modo que estos sean arrastrados aguas abajo donde son capturados generalmente con algún tipo de red. Bajo este principio funcionan las redes Surber, Hess y “de pateo” (*kick-net*) que forman parte, especialmente la última, de un gran número de protocolos (Hilsenhoff, 1988; Poreti *et al.*, 2007; Acosta *et al.*, 2009).

La “red de pateo” básicamente consiste en dos listones de madera o metal a los que se fija una red (Fig. 16.1). Sin embargo, en la práctica, puede ser sustituida por la misma red fijada a un marco rectangular, triangular o en forma de “D” (Fig. 16.2). Su uso ha demostrado ser efectivo en la evaluación rápida de la riqueza de especies y en la aplicación de índices relacionados con la diversidad y la calidad biológica de las aguas. En Cuba solo existe un trabajo publicado que aborda el tema de los aspectos técnicos y metodológicos del muestreo de los macroinvertebrados en ecosistemas lóticos. Naranjo *et al.* (2010) describieron un protocolo para obtener muestras representativas de la comunidad de macroinvertebrados con el objetivo de aplicar el BMWP-Cub y evaluar así la calidad biológica de las aguas.

MÉTODOS DE INVENTARIOS

En los ríos típicamente existe una alternancia de zonas donde el agua alcanza una alta velocidad (zonas erosionales, rápidos o rabinos) y zonas con muy poca velocidad de la corriente (zonas deposicionales o remansos). Los métodos que a continuación se



Figura 16.2. La red “D” y su utilización. © M. Springer



Figura 16.1. Empleo de la “red de pateo” (*kick net*). © M. Springer.

describen están concebidos para obtener la mayor información posible sobre la riqueza y composición taxonómica de la comunidad de macroinvertebrados acuáticos en una estación de recolecta de un río o arroyo de poca profundidad, donde existan zonas de rápidos y remansos y donde estén representados la mayoría de los hábitats acuáticos.

Siguiendo los procedimientos recomendados, es posible obtener la información necesaria de sitios con elevada heterogeneidad de hábitats. Si por determinadas razones, la estación se ubica en un tramo sin zonas de rápidos o remansos o que carezca de algunos de los hábitats considerados, solamente habría que aplicar aquellas técnicas correspondientes a los hábitats presentes. En la Tabla 16.2 aparece el método a emplear en cada zona y hábitat.

INSPECCIÓN DIRECTA DE PIEDRAS

Este método se emplea con frecuencia en ríos y arroyos con abundante presencia de rocas de entre 6 y 25 cm de diámetro. Consiste en la revisión visual de las piedras del fondo y la extracción directa de los ejemplares con ayuda de pinzas y pinceles. El levantamiento e inspección visual se realiza durante 10 min en la zona de remansos e igual periodo de tiempo en la de rápidos. En cada estación de muestreo es importante, tanto en la aplicación de este método como en los siguientes, que se realicen siempre avanzando en contra de la corriente, de esta forma las perturbaciones en el sustrato ocasionadas por los movimientos de los recolectores no alteran los sitios de los que posteriormente se toman las muestras.

Las rocas deben seleccionarse tratando de cubrir la mayor heterogeneidad de condiciones posibles, considerando aspectos como: posición respecto a las orillas (rocas próximas a las orillas o al centro del cauce), color de las rocas (claras u oscuras), velocidad de la corriente y profundidad. No debe invertirse más de 1 min en la revisión de cada roca seleccionada. El énfasis en la captura de ejemplares debe ponerse en aquellos taxones fuertemente adheridos al sustrato debido a sus estructuras o forma corporales (e. g. larvas de Simuliidae, Blaphariceridae, Psephenidae) y en aquellos que construyen casas (e.g. larvas de Trichoptera y algunas de Chironomidae y Crambidae). Los representantes de

los taxones que se mueven activamente serán mucho más fácilmente capturados con el método de “pateo de fondo” que describimos a continuación.

Los ejemplares serán depositados en frascos previamente etiquetados, herméticos y bien rellenos de alcohol etílico 80 %. Para obtener la mayor información posible es necesario separar la muestra procedente de la zona de rápidos de la de remansos, etiquetándolas correspondientemente.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. Este método aumenta la probabilidad de capturar aquellos taxones estrechamente adheridos a las rocas como las larvas de Crambidae (Lepidoptera), algunos representantes del orden Trichoptera, que construyen refugios aprovechando el microrelieve de las rocas, las larvas de Psephenidae (Coleoptera) y de Simuliidae (Diptera) que de otra manera sería poco probable encontrar.

El método que se sugiere es una modificación de la propuesta de Naranjo *et al.* (2010). Estos autores consideraron el levantamiento de 25 piedras en la zona de remansos y otras tantas en la de rápidos. Sin embargo, es preciso mencionar dos inconvenientes a este proceder. El primero tiene que ver con las variaciones en el área superficial y por tanto en la superficie colonizable por los macroinvertebrados entre las rocas de diferentes ríos y de diferentes puntos en un mismo río. De forma natural existe un gradiente desde las

Tabla 16.2. Métodos a aplicar en las zonas de rápidos y remansos de una estación de recolecta en dependencia del tipo de hábitat.

ZONA	HÁBITATS	MÉTODO
Rápidos o rabiones	Rocas, cantos, guijarros, grava, hojarasca, fragmentos de madera, esponjas	Pateo de fondo
	Rocas entre seis y 25 cm de diámetro	Inspección directa de piedras
Remansos	Vegetación acuática (incluyendo algas filamentosas) y partes sumergidas de la vegetación riparia	Tamizaje de vegetación de orilla
	Cantos, guijarros, grava, arena, limo	Pateo de fondo
	Vegetación acuática (incluyendo algas filamentosas) y partes sumergidas de la vegetación riparia	Tamizaje de vegetación de orilla
	Acumulaciones de hojarasca y fragmentos de madera	Tamizaje de hojarasca depositada

cabeceras a la desembocadura donde cabe esperar una reducción en las dimensiones de las partículas que forman el sustrato de los ríos (Thorp *et al.*, 2008). Consecuentemente, la superficie colonizable de los tramos superiores de los ríos diferirá notablemente de aquella aguas abajo. Esta situación implica un sesgo importante a la hora de comparar resultados entre sitios. En la práctica la meta de lograr un tamaño de muestra comparable puede ser abordada más eficientemente estandarizando el esfuerzo de muestreo por el tiempo invertido en la captura de los ejemplares (Vinson y Hawkins, 1996; Li *et al.*, 2001). En segundo lugar, si la meta final es obtener la mayor información posible sobre la riqueza y composición taxonómica de los macroinvertebrados, no resulta práctico invertir tanto esfuerzo en un hábitat del que se puede extraer la mayor cantidad de información con otra técnica más sencilla, como el “pateo de fondo” al que nos referiremos seguidamente.

308

PATEO DE FONDO

Este método se desarrolla preferentemente entre dos personas, aunque también puede realizarlo una sola con algo de práctica. La primera persona, de frente a la corriente sostiene una red de 30 × 20 cm de abertura en la boca, hecha con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro, la segunda persona remueve el fondo pateándolo con fuerza. Ambos van desplazándose en contra de la corriente hasta completar una distancia total de 8 m. La distancia entre la boca de la red y los pies de la persona que remueve el sustrato no debe exceder los 40 cm para evitar que los ejemplares removidos se depositen nuevamente. Una vez recorrida la distancia indicada se vierte el contenido de la red en una bandeja blanca y se extraen los ejemplares directamente con la ayuda de pinzas y pinceles (Fig. 16.3). El tiempo empleado en la revisión del material depositado en la bandeja es de 15 min, una vez concluido ese tiempo el material que queda en la bandeja se devuelve al río. Si el material es demasiado como para ser analizado de una sola vez, se vierte una parte del contenido de la red en la bandeja para su análisis. La red se deposita de forma que permanezca húme-

da pero con la boca cerrada para evitar que se escapen ejemplares. Una vez concluida con la primera parte se vierte el resto del contenido de la red en la bandeja y se termina la revisión. Es conveniente que junto con el contenido de la red se vierta en la bandeja un poco de agua, de esta manera muchos ejemplares serán más visibles al nadar activamente.

Los ejemplares extraídos serán depositados en frascos previamente etiquetados, herméticos y bien rellenos de alcohol etílico 80 %. En el caso de que se disponga de poco tiempo para hacer la revisión en el campo esta se puede realizar en el laboratorio si se sigue el siguiente procedimiento. Una vez que el contenido de la red está depositado en la bandeja se debe añadir agua en cantidad suficiente



Figura 16.3. Vertimiento del contenido de la red en la bandeja blanca y extracción de los ejemplares. © M. Springer

como para que los fragmentos de roca, madera y hojarasca queden cubiertos. Luego estos se remueven vigorosamente con la mano para desprender los ejemplares y que estos queden suspendidos en la columna de agua. Inmediatamente se filtra el agua sobrenadante a través de un fragmento de la red de 0,5 mm de diámetro. En la bandeja permanecerán todavía la mayor parte de los fragmentos de roca, madera, etc. Se vuelve a añadir agua a la bandeja y la operación se repite hasta completar las tres veces. El material retenido por la red se deposita entonces en un frasco con alcohol según lo descrito anteriormente.

Este método se recomienda para una serie de hábitats que incluyen: rocas, hojarasca, grava, arena, fragmentos de madera, etc. En el supuesto de que existan dos o más de esos hábitats deben abarcarse con el esfuerzo de muestreo recomendado. Por ejemplo, si en la zona de rápidos de una estación determinada existen dos o más de estos hábitats entonces deben quedar incluidos en el recorrido de ocho metros. No importa que tenga que extraerse la red al cabo de recorrer una parte de los 8 m y que haya que desplazarse (dentro de la misma zona de rápidos) para incluir en el resto del recorrido a los otros hábitats presentes. Si existen dos o más zonas de rápidos o remansos en la estación es preferible tomar tramos menores en cada una de estas zonas hasta completar los ocho metros correspondientes a remansos y los ochos metros correspondientes a rápidos.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. La principal ventaja de este método es su sencillez y que bien realizado, abarca de una vez una serie de hábitats, por lo que suele ser el que aporta la mayor parte de los taxones capturados. Los ejemplares fuertemente adheridos al sustrato pueden no ser capturados con este método. Otro inconveniente está relacionado con el proceso de revisión en la bandeja blanca. Durante esta fase suelen ser mucho más visibles los ejemplares de colores llamativos y de elevada movilidad mientras que los pequeños, de colores sombríos y poco móviles pasan desapercibidos. Para resolver esta situación debe ponerse énfasis en la captura de estos ta-

xones inconspicuos. Otra variante consiste en evitar la revisión en el campo de la muestra recolectada y, siguiendo los pasos descritos anteriormente, trasladarla para su revisión en el laboratorio. En la zona de remansos, la poca velocidad de la corriente plantea un inconveniente ya que los ejemplares desprendidos del sustrato tienden a depositarse más rápidamente. En este caso debe emplearse la red con movimientos ascendentes desde el fondo a la vez que se avanza, semejando los movimientos que realiza una pala mecánica para recoger materiales.

TAMIZAJE DE VEGETACIÓN DE ORILLA

Con frecuencia la vegetación riparia extiende ramas que entran en contacto con el agua o proyecta conjuntos de raíces que permanecen sumergidas. Suelen encontrarse también numerosas plantas acuáticas sumergidas, flotantes o emergentes que constituyen hábitats preferidos de numerosas especies de macroinvertebrados. Para capturarlos se emplea este método que consiste básicamente en el arrastre de una red de 30 × 20 cm de abertura en la boca, hecha con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro, a lo largo de una distancia total de 8 m a través de las partes sumergidas de la vegetación riparia o acuática. Como en los casos anteriores, es necesario proceder siempre en sentido contrario a la corriente para que los ejemplares desprendidos caigan a la red más fácilmente arrastrados por la corriente. Para facilitar la tarea, si la estructura de las partes de la vegetación a muestrear lo permite, puede insertarse por debajo la red y remover vigorosamente las partes de la vegetación. La distancia de 8 m a recorrer debe incluir a todos los hábitats mencionados, trasladándose de uno a otro y dedicando a cada uno una parte, proporcional a la abundancia del hábitat en cuestión. El material retenido por la red se vierte entonces sobre una bandeja blanca y a partir de aquí se sigue el mismo proceder y sugerencias que en el método anterior.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. Muchos taxones son especialmente abundantes o más o menos exclusivos de estos tipos de hábitats. Tal

es el caso de muchas larvas de odonatos, crustáceos y algunos moluscos. Este método es la mejor opción para capturarlos. El principal inconveniente práctico radica en que muchas veces se acumulan en la red gran cantidad de hojas, fragmentos de madera y raíces que dificultan la visualización y extracción de los ejemplares. Esta dificultad puede minimizarse si antes de verter el contenido de la red en la bandeja blanca y dejando dicha red a medio sumergir se lavan vigorosamente dentro de esta los pedazos más grandes de materiales retenidos. Estos fragmentos una vez lavados se pueden devolver al río.

TAMIZAJE DE HOJARASCA DEPOSITADA

En el protocolo sugerido por Naranjo *et al.* (2010) no se incluye el muestreo del hábitat formado por las acumulaciones de hojarasca y fragmentos de madera, que puede ser abundante en la zonas de remansos y puede albergar un número elevado de especies de algunos grupos como: tricópteros, quironómidos y crustáceos, muchos de ellos presentes solo en este tipo de hábitat. Existen experiencias para la estandarización del tamaño de muestras empleando una red en este tipo de hábitat (Henderson y Walker, 1986; Southwood y Henderson, 2000).

Se tomarán cuatro muestras en la zona de remansos, que es donde se acumula la mayor cantidad de hojarasca y fragmentos de madera. Cada muestra corresponde a un área delimitada por el marco de una red de 30 × 20 cm de abertura en la boca, hecha con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro. Para que la muestra de hojarasca quede incluida en el cuerpo de la red la boca de esta se colocará sobre la acumulación de hojarasca, luego con un movimiento semejante a una pala mecánica, se insertará uno de los bordes de la boca de la red por debajo y ayudándose con la mano la muestra quedará dentro. La red se elevará hasta que su borde quede por encima del nivel del agua pero la mayor parte de su cuerpo permanezca sumergido. La hojarasca incluida en el interior de la red será enjuagada, con fuerza para que se desprendan los ejemplares y luego devuelta al río. Este en-

juague se realiza con pequeños conjuntos de hojas para reducir la posibilidad de que entre ellas sean descartados ejemplares. El material retenido por la red se vierte entonces sobre una bandeja blanca y a partir de aquí se sigue el mismo proceder antes descrito. Si existen dos o más zonas de remansos con este hábitat en la estación es preferible dispersar las muestras por cada una de estas zonas hasta completar las cuatro muestras.

VENTAJAS Y DESVENTAJAS. Muchos táxones son más o menos exclusivos de este tipo de hábitats, por ejemplo algunos crustáceos, sanguijuelas, coleópteros y larvas de algunos otros insectos; este es el método más práctico para su captura. El principal inconveniente viene dado por las dificultades para visualizar y capturar los ejemplares entre tanta hojarasca una vez depositada la muestra en la bandeja blanca. Este inconveniente puede minimizarse enjuagando y desechando la mayor cantidad posible de hojarasca antes de verter la muestra a la bandeja.

COMENTARIOS Y RECOMENDACIONES GENERALES PARA LA MEJOR APLICACIÓN DE LOS MÉTODOS DE INVENTARIOS

* Los grandes fragmentos de hojas, ramas, piedras, etc. pueden ser lavados dentro de la red antes de verter su contenido en la bandeja blanca. Así se evita que la red se deteriore rápidamente, se llene demasiado mientras se toman las muestras y se facilita la posterior extracción de los ejemplares.

* Cuando se está revisando la muestra en la bandeja blanca, generalmente los ejemplares grandes, coloreados y fácilmente visibles son encontrados en los primeros minutos. Debe ponerse énfasis entonces en los ejemplares diferentes, pequeños y de colores poco notables. Generalmente esos grupos contribuyen mucho a la diversidad.

* El gotero es de mucha ayuda para extraer los ejemplares pequeños y buenos nadadores como ácaros y larvas de quironómidos. Cuando los ejemplares se depositan en el frasco con alcohol desde el gotero, general-

mente van acompañados de una porción de agua. Es conveniente tener en cuenta que este aporte de agua puede diluir demasiado el alcohol del frasco donde se están depositando los ejemplares extraídos. Cuando se han depositado todos los ejemplares en el frasco es recomendable extraer un poco del líquido en su interior y rellenarlo con alcohol.

MATERIALES NECESARIOS

La lista de materiales (Tabla 16.3) incluye no solo los necesarios para la recolecta de muestras de macroinvertebrados, sino también para la caracterización de las estaciones de muestreo durante el trabajo de campo y el posterior procesamiento de las muestras.

ETIQUETADO, TRANSPORTACIÓN Y CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Las muestras de cada estación deben depositarse en frascos herméticos, separadas entre zonas de rápidos y remansos y dentro de cada zona por la técnica de recolecta empleada. Típicamente para cada estación de muestreo se requieren unos seis frascos. Conviene llevar algunos más para el caso de un mayor número de ejemplares o posibles roturas.

Cada frasco debe tener una etiqueta en su interior, escrita con grafito o tinta insoluble en alcohol, donde aparezca al menos la información referida a la estación de recolecta, localidad, río o arroyo, provincia y municipio, fecha, recolector y referencia de si la muestra fue tomada en rápidos o remanso y el método de recolecta. Los frascos para transportar los ejemplares deben completarse hasta la boca con alcohol para evitar el movimiento excesivo que puede desprender estructuras importantes en la identificación. Cada frasco tendrá su correspondiente etiqueta. En caso de ser necesaria la conservación por tiempo prolongado de los ejemplares, estos pueden permanecer en alcohol al 80 % en un lugar fresco y protegido de la luz directa.

Tabla 16.3. Lista de materiales necesarios para la descripción de las estaciones, recolecta de macroinvertebrados y procesamiento de muestras.

MATERIALES	A EMPLEAR EN:		
	Descripción de estaciones	Recolecta	Procesamiento de muestras
Red de 30 x 20 cm de abertura en la boca, con malla de agujeros de 0,5 mm de diámetro.		X	
Bandeja blanca		X	
Pinzas		X	X
Pinceles		X	
Gotero		X	
Alcohol 80-90%		X	X
Etiquetas		X	X
Lápiz, portaminas o lapicero con tinta indeleble		X	X
Frascos diversos de cierre hermético		X	X
Lupa		X	X
Cuerda marcada cada 0,2 m	X		
Planillas para toma de datos	X		
Placas de Petri			X
Agujas enmangadas			X
Claves para la identificación			X
Libreta de notas	X		X

DESCRIPCIÓN Y UBICACIÓN ESPACIAL Y TEMPORAL DE LOS SITIOS DE MUESTREO

LOCALIZACIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Debe tratarse que la estación seleccionada incluya tanto zonas de rápidos como de remansos, ya que existen especies adaptadas a las condiciones predominantes en cada una

de ellas. Cada estación consistirá en un tramo de unos 100 m de longitud en el que:

* Exista al menos una parte de rápidos y una de remansos

* No exista ninguna fuente de alteración apreciable en la calidad o volumen de las aguas o en la continuidad del río (*e. g.* embalses u otras obras ingenieras, cascadas, tubos de descarga de residuales, sitios de lavado de autos, paso de animales, etc.)

* No exista, al menos 100 metros aguas arriba, un tributario.

De acuerdo al objetivo del estudio podremos considerar dos distribuciones típicas de las estaciones de recolecta:

Si la meta es obtener información sobre la diversidad del grupo, las estaciones de recolecta deben ubicarse a distancias más o menos regulares a lo largo del tramo de río de interés. Existen fuertes variaciones naturales en las características del ambiente fluvial desde el nacimiento a la desembocadura. En correspondencia con estas variaciones existe un recambio espacial en la comunidad de macroinvertebrados. En dependencia del largo del río y de la heterogeneidad natural de las condiciones de este (litología, pendiente, etc.) las estaciones pueden ubicarse tan cerca como cada 2 – 3 km o estar separadas por 8 – 10 km.

Si la meta es analizar la influencia de la actividad humana originada por fuentes puntuales o no de contaminación u otra fuente potencial de impactos, debe ubicarse una estación aguas arriba y otra aguas abajo del tramo potencialmente impactado. Ambas estaciones deben estar tan próximas como sea posible para minimizar la influencia de las variaciones naturales en la estructura de las comunidades y tan lejos como sea necesario para reducir la posibilidad de que los macroinvertebrados arrastrados por la corriente desde la estación de aguas arriba lleguen directamente a la estación de aguas abajo. En la práctica ambas estaciones pueden es-

tar separadas por 500 – 800 m. La estación ubicada aguas arriba funcionará como una estación en “condiciones de referencia” con la que contrastar los datos obtenidos en la estación de aguas abajo. En ocasiones cuando no se dispone de una estación con “condiciones de referencia” en el mismo río o arroyo (*e. g.* debido a que la estación aguas arriba ya sufre de evidentes impactos por actividad antrópica) pueden emplearse, con cautela, los datos de una estación ubicada en otro río o arroyo lo más cercano posible que sea muy semejante en las características físico-geográficas al estudiado. También pueden ubicarse más estaciones aguas arriba y debajo de la potencial fuente de impactos. Las primeras para reforzar la información sobre las “condiciones de referencia” y las segundas para evaluar la recuperación del ecosistema o de la comunidad de macroinvertebrados.

MOMENTO Y FRECUENCIA DE LA TOMA DE MUESTRAS

La mayoría de las especies de macroinvertebrados en los ríos tropicales son multivoltinas; sin embargo, existen variaciones en las abundancias asociadas a los periodos de lluvia y poca lluvia. En cada estación de muestreo deben tomarse muestras al menos una vez en cada periodo comprendido entre mayo y octubre (época de lluvias) y noviembre y abril (época de pocas lluvias), para tener una idea más completa de la composición y de las variaciones temporales en la estructura de la comunidad de macroinvertebrados. Las muestras deben tomarse con el caudal normal del río y no antes de dos semanas después de haber ocurrido la última crecida. No es relevante el momento del día para la toma de muestras, aunque es recomendable realizarla durante las horas de máxima iluminación para facilitar la visualización de los macroinvertebrados.

DESCRIPCIÓN DE LAS ESTACIONES DE MUESTREO

Una vez ubicadas las estaciones es necesario proceder a su descripción, con énfasis en las variables que aparecen en la Tabla 16.4.

Dentro de las estaciones, los elementos que componen el fondo, juegan un rol clave en la distribución y abundancia de los macroinvertebrados. Una propuesta para la clasificación de los elementos del fondo aparece en la Tabla 16.5.

IDENTIFICACIÓN Y ANÁLISIS DE LOS MACROINVERTEBRADOS

Para la identificación se deben seguir los siguientes pasos:

Primeramente se debe verter el contenido del frasco en una placa de Petri. Seguidamente se deben agrupar los ejemplares por sus características morfológicas, considerando principalmente: forma del cuerpo, tamaño, presencia/ausencia de patas, antenas, branquias, patrones de manchas y bandas (el color podría no ser un buen criterio ya que tiende a perderse en el alcohol) y de filamentos al

final del cuerpo. También puede considerarse que estén o no utilizando alguna especie de refugio y las características de este (e. g. hecho con recortes de hojas, con pequeñas piedras, etc.). En este último caso debe tenerse en cuenta que algunos individuos pueden haber abandonado el refugio al ponerse en contacto con el alcohol por lo que en un primer momento podrían considerarse como un taxon diferente.

Cada conjunto de ejemplares semejantes deberá agruparse en una placa de Petri y proceder con su identificación. La identificación se realizará primeramente a nivel de orden y luego de familia. En esta fase pueden ser muy importantes una lupa y buenas condiciones de iluminación. La clave que aparece en este capítulo (Anexo 16.1) pudiera ser de utilidad para separar los especímenes al nivel de orden. Esta clave ha sido preparada, siempre que fue posible, en base a caracteres

Tabla 16.4. Definición y forma de medición de las principales variables a considerar para la descripción de las estaciones de muestreo

Variable	Definición y/o forma de evaluación
Velocidad de la corriente	Se deja arrastrar por la corriente a lo largo de cinco metros un objeto flotante y se mide el tiempo en recorrer esa distancia. Se repite el ejercicio diez veces y con los valores promediados se aplica la ecuación: $V = 0,8 \times (S/t)$, siendo: <i>S</i> : distancia recorrida por el objeto y <i>t</i> : tiempo en recorrerla
Profundidad máxima	Es la máxima profundidad en la estación, se mide directamente utilizando una vara o cinta marcada.
Profundidad predominante	Es la profundidad típica en la estación, se estima por apreciación realizando cuantas mediciones sean necesarias.
Ancho máximo y mínimo del cauce	La mayor y la menor distancia a la que se encuentra una orilla de la opuesta en el tramo definido como estación de muestreo
Composición del fondo	El fondo está formado por elementos de origen biológico y no biológico. Los primeros, cuando están presentes, se depositan o crecen sobre los segundos. Según la apreciación del observador se anota la presencia/ausencia de cada elemento y el % de cobertura respecto a toda la estación. Deben considerarse ambos grupos de elementos independientemente (los elementos a considerar aparecen resumidos en el Tabla 5)
Sombreo del espejo de agua por la vegetación riparia	Según la apreciación del observador o mediciones efectuadas se selecciona una de las siguientes categorías: estación sin sombreado del espejo de agua, < 25% del espejo de agua sombreado, del 25 al 50 %, > del 75 % y espejo de agua completamente sombreado.
Anchura de la franja de vegetación riparia:	Según la apreciación del observador o mediciones efectuadas se selecciona una de las siguientes categorías: sin vegetación riparia, hasta cinco metros de anchura, entre cinco y diez metros, entre diez y 20 metros o > de 20 metros de anchura.

Tabla 16.5. Elementos a considerar durante la descripción del fondo.

Elementos no biológicos		
	Diámetro (mm)	Comentarios
Roca madre	---	Roca continua y desnuda o los bloques de más de un metro
Bloques	> 250	Mayores que la mano abierta y menores de un metro de diámetro
Cantos	60 - 250	Desde el tamaño de la mano abierta hasta el de una caja de fósforos
Guijarros	20 - 60	Menor que una caja de fósforos hasta el tamaño de una moneda de 20 centavos
Grava	0,2 - 20	Menor que una moneda de 20 centavos
Arena	0,006 - 0,2	Aún más fina y áspera al contacto
Limo	< 0,002	Al contacto es suave y se suspende en el agua muy fácilmente
Elementos biológicos		
Comentarios		
Hojarasca, fragmentos de madera, etc	Hojas, fragmentos de hojas y ramas de diverso tamaño que caen al río desde la vegetación riparia. En el remanso se acumulan en el fondo de las pozas y en los rápidos entre algunas rocas.	
Plantas acuáticas sumergidas	Varias plantas acuáticas pueden formar densas aglomeraciones y cubrir buena parte del fondo.	
Algas filamentosas	Suelen tener un color verde brillante y se extienden como "pelos" en el sentido de la corriente. Generalmente crecen sobre sustratos duros.	
Eponjas	Forman colonias con bordes redondeados y típicamente de entre 2 y 8 cm de diámetro y solo un par de milímetros de alto. Generalmente de color blancuzco o verdoso. Se encuentran sobre sustratos duros.	

fácilmente observables, aún sin disponer de un microscopio estereoscópico.

Otros trabajos que pueden ayudar a las identificaciones al nivel de familia son:

- * Phylum Mollusca: Pointier *et al.* (2005)
- * Phylum Platyhelminthes: Codreanu y Balcesco (1973)
- * Orden Decapoda: Holthuis (1977), Gómez *et al.* (1990), Juarrero y Gómez (1995)
- * Orden Ephemeroptera: González y Salles (2007), González y Naranjo (2007)
- * Orden Odonata: Naranjo y Trapero (2008)
- * Orden Heteroptera: Alayo (1974), Muñoz *et al.* (2010), Naranjo *et al.* (2010)
- * Orden Trichoptera: Botosaneanu (1994)
- * Orden Coleoptera: Archangelsky *et al.* (2009), Epler (2010), Shepard y Megna (2006)
- * Orden Lepidoptera: Hollinger (1983)
- * Orden Diptera: González (2008)

CÁLCULO DEL BMWP-CuB

El índice BMWP-CUB se calcula basándose en las listas de familias, aún cuando algunas identificaciones taxonómicas puedan ser por debajo de este nivel. El índice tiene gran utilidad para lograr una estimación rápida del estado de las aguas y de las condiciones de los ecosistemas estudiados. Perteneció al grupo de los índices bióticos y tiene entre sus principales ventajas que no precisa de datos cuantitativos, solo de información sobre presencia/ausencia. A partir de la lista de familias recolectadas en cada estación de muestreo (el inventario para cada estación de muestreo incluye lo recolectado con todos los métodos) se le asigna a cada familia la puntuación (Tabla 16.6). En caso de recolectar individuos que no pertenecen a las familias que se listan en la Tabla 16.6 se continúa el procedimiento solo con aquellos que reciben puntaje. Al concluir, se suma el puntaje de todas las familias encontradas en la estación y con el valor

resultante se busca el rango correspondiente en la Tabla 16.7.

Tabla 16.6. Puntuación correspondiente a cada familia según el BMWP-Cub.

Familia	BMWP-Cub	Familia	BMWP-Cub
Gnathobdellidae	1	Odontoceridae	10
Dugesidae	7	Phylopotamidae	8
Ancylidae	6	Polycentropodidae	8
Thiaridae	6	Crambidae	5
Gammaridae	1	Carabidae	8
Paleomonidae	6	Dytiscidae	8
Coenagrionidae	5	Elmidae	6
Protoneuridae	4	Scirtidae	7
Gomphidae	8	Chironomidae	4
Libellulidae	3	Ceratopogonidae	5
Baetidae	7	Culicidae	2
Caenidae	4	Dixidae	7
Leptohyphidae	6	Simuliidae	5
Leptophlebiidae	9	Veliidae	6
Belostomidae	4	Calamoceratidae	8
Corixidae	2	Glossosomatidae	9
Gerridae	3	Hydropsychidae	5
Hydrometridae	3	Helicopsychidae	8
Notonectidae	7	Hydroptilidae	7
Pleidae	2		

Tabla 16.7. Calidad, significación y color correspondiente a cada rango de valores del BMWP-Cub.

Calidad	BMWP-Cub	Significación	Color
Buena	> 101	Aguas muy limpias, no alteradas de modo sensible.	Azul
Aceptable	61 a 100	Evidentes algunos efectos de contaminación.	Verde
Dudosa	36 a 60	Aguas contaminadas.	Amarillo
Crítica	16 a 35	Aguas muy contaminadas.	Naranja
Muy crítica	< 15	Aguas fuertemente contaminadas.	Rojo

Tabla 16.8. Familias de macroinvertebrados capturadas por tres tipos de métodos en dos zonas de una estación de recolecta hipotética.

Rápidos		Remansos
Inspección directa	Pateo de fondo	Tamizaje de hojarasca
Notonectidae	Thiaridae	Chironomidae
Leptohyphidae	Ceratopogonidae	Culicidae
Libellulidae		Scirtidae
Calamoceratidae		Dugesidae
		Thiaridae
		Odontoceridae

A modo de ejemplo de la aplicación del índice BMWP-Cub, la Tabla 16.8 muestra el resultado de una recolecta “hipotética” de macroinvertebrados en un río del occidente de Cuba en julio de 2016. La lista total de las familias recolectadas es el resultado de la superposición de las listas por zonas y métodos de recolecta. La suma de los valores de tolerancia por familias es de 65 (Tabla 16.9), al ubicar este valor en el rango correspondiente de la Tabla 16.7, arroja que el tramo del río donde se efectuaron las recolectas presentaba aguas aceptables, aunque parecen existir algunos efectos de contaminación.

RECOMENDACIONES GENERALES PARA LA APLICACIÓN DEL BMWP-CUB

Siempre que sea posible es importante ubicar estaciones de recolecta en “condiciones de referencia”. Estas estaciones, para cumplir su papel, deben estar ubicadas en un contexto geográfico lo más semejante posible a aquel en el que se encuentran las estaciones que se sospecha han sido perturbadas. En la práctica se trata de ubicarlas en afluentes aledaños bien conservados pertenecientes a la misma cuenca. Este proceder contribuye a separar las variaciones naturales en la estructura del ensamblaje de macroinvertebrados, de aquellas ocasionadas por las perturbaciones originadas por la actividad humana. Los resultados de los índices obtenidos en las estaciones potencialmente impactadas deben compararse con aquellos que proceden de las estaciones en condiciones de referencia.

Tabla 16.9. Lista general de familias y sus valores de tolerancia de una estación hipotética

Familias	Valores de tolerancia por familia
Notonectidae	7
Leptohyphidae	6
Libellulidae	3
Ceratopogonidae	5
Polycentropodidae	8
Chironomidae	4
Culicidae	2
Scirtidae	7
Dugesiidae	7
Thiaridae	6
Odontoceridae	10
BMWP-Cub	65

Un valor semejante, sugeriría ausencia de impactos importantes; un valor diferente, usualmente menor, sugeriría alteraciones en la estructura de la comunidad de macroinvertebrados originados muy posiblemente por un deterioro en la calidad de las aguas debido a la actividad humana. En la misma medida en que aumente o disminuya la diferencia entre los valores del índice entre la estación evaluada y la de referencia, así se interpretará la dinámica de la degradación o recuperación del ecosistema.

LITERATURA CITADA

Acosta, R., B. Ríos, M. Rieradevall y N. Prat. 2009. Propuesta de un protocolo de evaluación de la calidad ecológica de ríos andinos (CERA) y su aplicación a dos cuencas en Ecuador y Perú. *Limnetica* 28 (1): 35-64.

Alayo, P. 1965. *Guía elemental de las aguas dulces de Cuba*. Museo Felipe Poey de la Academia de Ciencias de Cuba. Trabajo de Divulgación N° 31.

Alayo, P. 1974. Los Hemípteros Acuáticos de Cuba. *Torreia, Nueva serie* 36: 9-64.

Allan, J. D. y M. M. Castillo. 2007. *Stream Ecology. Structure and Function of Running Waters*. Springer. 436 pp.

Amaro, V. S. 2012. *Lista Roja de la fauna cubana*. Editorial AMA, La Habana. 171 pp.

Archangelsky, M., V. Manzo, M. C. Michaty y L. M. Torres. 2009. Coleoptera. Pp. 411-468. En: *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos*.

Sistemática y biología (E. Domínguez y H. R. Fernández, Eds.). Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.

Ausden, M. 1996. Invertebrates. Pp 139-177. En: *Ecological Census Techniques*. (W. J. Sutherland, Ed.). Cambridge University Press. 336 pp.

Bonada, N., N. Prat, V. H. Resh y B. Statzner. 2006. Developments in Aquatic Insects Biomonitoring: A comparative analysis of recent approaches. *Annual Reviews of Entomology* 51: 495-523.

Botosaneanu, L. 1994. A study of the larvae of Caddisflies (Trichoptera) from Cuba. *Tropical Zoology* 7: 451-475.

Carvalho, E. M. y V. S. Uieda. 2009. Diet of invertebrates sampled in leaf-bags incubated in a tropical headwater stream. *Zoologia* 26 (4): 694-704.

Codreanu, R. y D. Balcesco. 1973. *Dugesia cubana n. sp.*, planarienouvelle de l'île de Cuba et ses affinités sud-américaines. Pp. 71-87. En: *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines à Cuba* (1) (Orghidan, T., A. Núñez, L. Botosaneanu, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña., Eds.). Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.

Epler, J. H. 2010. *The Water Beetles of Florida - an identification manual for the families Chrysomelidae, Curculionidae, Dryopidae, Elmidae, Gyrinidae, Haliplidae, Helophoridae, Hydraenidae, Hydrochidae, Hydrophilidae, Noteridae, Psephenidae, Ptilodactylidae and Scirtidae*. Florida Department of Environmental Protection, Tallahassee, FL., 399 pp.

Figueroa, R., C. Valdovinos, E. Araya y O. Parra. 2003. Macroinvertebrados bentónicos como indicadores de calidad de agua de ríos del sur de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural* 76: 275-285.

Gómez, O., A. Juarrero y A. Virsida. 1990. Catálogo y bibliografía de los camarones (Crustacea: Decapoda) cubanos de agua dulce. *Poeyana* 397: 1-11.

González, D. y C. Naranjo. 2007. Clave de identificación para larvas de las especies del orden Ephemeroptera (Insecta) presentes en Cuba. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 66 (1-2): 139-147.

González, D. y F. Salles. 2007. Description of a new species of *Fallceon* from Cuba, and redescription of the larva of *F. longifolius* (Ephemeroptera, Baetidae). *Zootaxa* 1583: 51-57.

González, D., F. Salles y C. Naranjo. 2008. Situación actual del estudio del orden Ephemeroptera en Cuba. *Neotropical Entomology* 37(1): 45-50.

González, D., A. Trapero, C. Naranjo y P. López. 2005. Macroinvertebrados dulceacuícolas y calidad de las aguas de tres estaciones de Sierra de Nipe y Sierra Cristal, Región Oriental de Cuba. *Cocuyo* 15: 15-20.

- González, R. 2008. *Culicidos de Cuba*. Editorial Científico Técnica. La Habana, Cuba. Gravelle, J. A., T. E. Link, J. R. Broglio, y J. H. Braatne. 2009. Effects of timber harvest on aquatic macroinvertebrate community composition in a northern Idaho watershed. *Forest Science* 55(4): 352-366.
- Hauer, F. R y V. H. Resh. 2006. Macroinvertebrates. Pp 435-464. En: *Methods in Stream Ecology* (F. R. Hauer, y G. A. Lamberti, Eds.). Academic Press, 877 pp.
- Hellawell, J. M. 1978. *Biological surveillance of rivers water*. Research Center, Stevenage, 322 pp.
- Hellawell, J. M. 1986. *Biological Indicators of Freshwater Pollution and Environmental Management*. London, Elsevier, 546 pp.
- Henderson, P. A. 2003. *Practical Methods in Ecology*. Blackwell Science Ltd, 163 pp.
- Henderson, P. A. e I. Walker. 1986. On the leaf-litter community of the Amazonian blackwaterstream Tarumazinho. *Journal of Tropical Ecology* 2: 1-17.
- Hilsenhoff, W. L. 1988. Rapid field assessment of organic pollution with a family-level biotic index. *Journal of the North American Benthological Society* 7 (1): 65-68.
- Hollinger, A. 1983. Larvae and pupae of aquatic Lepidoptera collected in running waters in Cuba. Pp. 208-215. En: *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba* (4) (T. Orghidan, A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña, Eds.). Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Holthuis, L. B. 1977. On some freshwater and terrestrial Crustacea Decapoda from Cuba. Pp. 271-275. En: *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba* (2) (T. Orghidan, A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña, Eds.). Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Ibáñez, C., N. Caiola, P. Sharpe y R. Trobajo. 2010. Ecological Indicators to Assess the Health of River Ecosystems. Pp 447-464. En: *Handbook of Ecological Indicator for Assessment of Ecosystems Health* (S. E. Jørgensen, F. Xu, y R. Costanza, Eds.). Taylor and Francis Group, LLC., 484 pp.
- Jacobsen, D., C. Cressa, J. M. Mathooko y D. Dudgeon. 2008. Macroinvertebrates: composition, life histories and production. Pp. 65-105. En: *Tropical Stream Ecology* (D. Dudgeon, Ed.). Academic Press, USA., 324 pp.
- Juarrero, A. y O. Gómez. 1995. *Sinopsis de los camarones dulceacuícolas: (Crustacea: Decapoda) de Cuba*. Editorial Academia, Cuba.
- Karr, J. R. 1999. Defining and measuring river health. *Freshwater Biology* 41: 221-234
- Lampert, W. y U. Sommer. 2007. *Limnoecology. The Ecology of Lakes and Streams*. Oxford University Press. Great Britain, 324 pp.
- Li, J., A. Herlihy, W. Gerth, P. Kaufmann, S. Gregory, S. Urquhart y D. P. Larsen. 2001. Variability in stream macroinvertebrates at multiple spatial scales. *Freshwater Biology* 46: 87-97.
- López, P., D. González y C. Naranjo. 2006. Lista de insectos acuáticos de la Reserva Ecológica "Alturas de Banao", Sancti Spiritus, Cuba (Insecta). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 38: 201-204.
- López, P., C. Naranjo, J. Fernández, D. González, A. Trapero y J. Pérez. 2004. Insectos acuáticos del parque nacional "La Bayamesa", Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 35: 225- 231.
- Merritt, R. W, V. H. Resh y K. W. Cummins. 1996. Design of Aquatic Insects Studies: Collecting, Sampling and Rearing Procedures. Pp 12-28. En: *An Introduction to the Aquatic Insects of North America* (R. W. Merritt, y K. W. Cummins, Eds.). Kendall/Hunt Publishing Company. 862 pp.
- Muñoz, S., F. Ferraz, F. Moreira y C. Naranjo. 2010. Checklist, distribution, and habitat of the semi-aquatic and aquatic bugs from Cuba (Heteroptera: Heteroptera: Dipsocoromorpha, Lepidopodomorpha, Gerromorpha and Nepomorpha). *Zootaxa* 2562: 1-23.
- Naranjo, C., G. Garcés, D. González, A. Brandimarte, S. Muñoz y Y. Musle. 2005. Una metodología rápida y de fácil aplicación para la evaluación de la calidad del agua utilizando el índice BMWP-Cub para ríos cubanos. *Tecnura* 17: 65-76.
- Naranjo, C. y D. González. 2005. Situación actual del estudio del orden Trichoptera en Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 36: 147-152.
- Naranjo, C. y D. González. 2007. El BMWP, un índice biótico promisorio. *Bioriente* 1 (1): 9-12.
- Naranjo, C., I. Aguirre, Y. Martínez y J. Soria. 2010. Metodología de trabajo para macroinvertebrados dulceacuícolas en ríos de Cuba. *Cocuyo* 18: 55-57.
- Naranjo, C., P. López, O. Bello, y S. Muñoz. 2014. Cuba. Pp. 153-179. En: *Diversidad, conservación y uso de los macroinvertebrados dulceacuícolas de México, Centroamérica, Colombia, Cuba y Puerto Rico* (P. Alonso-Eguía Lis, J. M. Mora, B. Campbell, y M. Springer, Eds.). Instituto Mexicano de Tecnología del Agua, Jiutepec, Morelos, México.
- Naranjo C., S. Muñoz, F. Moreira y R. Correa. 2010. Taxonomy and distribution of aquatic and semi-aquatic Heteroptera (Insecta) from Cuba. *Revista de Biología Tropical* 58(3): 897- 907.

- Naranjo, C. y A. Trapero. 2008. Clave dicotómica para la identificación de las especies cubanas del orden Odonata, en estado larval. *Cocuyo* 17: 28-36.
- Orghidan, T., A. Núñez, L. Botosaneanu, V. Decou, S. T. Negrea y N. Viña (Eds.) 1973. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (1)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Orghidan, T., A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea y N. Viña (Eds.). 1977. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (2)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Orghidan, T., A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea, y N. Viña (Eds.). 1981. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (3)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Orghidan, T., A. Núñez, V. Decou, S. T. Negrea y N. Viña (Eds.). 1983. *Résultats des expéditions biospéologiques cubano-roumaines á Cuba (4)*. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania.
- Ortiz-Zayas, J. R., W. M. Lewis, J. F. Saunders, J. H. McCutchan y F. N. Scatena. 2005. Metabolism of a tropical rainforest stream. *Journal of the North American Benthological Society* 24 (4): 769-783.
- Pointier, J. P., M. Yong y A. Gutiérrez. 2005. *Guide to the freshwater mollusks of Cuba*. Conchbooks, Alemania.
- Poretti, V., D. Bryson y T. Miller. 2007. *Ambient Biological Monitoring using Macroinvertebrates. Field, Lab, and Assessment Methods*. New Jersey Department of Environmental Protection, pp 44.
- Resh, V. H. 1995. Freshwater benthic macroinvertebrates and rapid assessment procedures for water quality monitoring in developing and newly industrialized countries. Pp. 167-177. En: *Biological Assessment and Criteria - Tools for Water Resource Planning and Decision Making* (W. S. Davis, y T. P. Simon, Eds.). Lewis Publishers, Boca Raton, U.S.A.
- Rodríguez-Capítulo, A., I. Muñoz, N. Bonada, Ainhoa Gaudes y Sylvie Tomanova. 2009. La biota de los ríos: los invertebrados. Pp 253-270. En: *Conceptos y Técnicas en Ecología Fluvial* (A. Elosegui, y S. Sabater, Eds.). Fundación BBVA. 424 pp.
- Roldán, G. P. 1992. *Fundamentos de limnología neotropical*. Editorial Universidad de Antioquia, 523 pp.
- Rosemberg, D. M. y V. H. Resh. 1996. Use of aquatic insects in biomonitoring. Pp 87-97. En: *An Introduction to the Aquatic Insects of North America* (Merritt, R. W. y K. W. Cummins, Eds.). Kendall/Hunt Publishing Company, 862 pp
- Shepard, W. D. y Y. S. Megna. 2006. Los byrrhoideos acuáticos (Coleoptera: Byrrhoidea) en Cuba. *Cocuyo* 16: 32-35.
- Southwood, T. R. E. y P. A. Herderson. 2000. *Ecological Methods*. Blackwell Science Ltd. 575pp.
- Thorp, J. H. y A. P. Covich. 2009. Introduction to freshwater invertebrates. Pp: 1-18. En: *Ecology and Classification of North American freshwater invertebrates* (J. H. Thorp, y A. P. Covich, Eds.). Academic Press. 1056 pp.
- Thorp, J. H., M. C. Thoms y M. D. Delong. 2008. *The Riverine Ecosystem Synthesis. Toward Conceptual Cohesiveness in River Science*. Academic Press. 215 pp.
- Trapero, A. y C. Naranjo. 2003. Revision of the order Odonata in Cuba. *Bulletin of American Odonatology* 7(2): 23-40.
- Vinson, M. R. y C. P. Hawkins. 1996. Effects of sampling area and subsampling procedure on comparisons of taxa richness among streams. *Journal of the North American Benthological Society* 15:392-399.
- Wallace, J. B. y J. R. Webster. 1996. The role of macroinvertebrates in stream ecosystem function. *Annual Reviews of Entomology* 41: 115-139.
- Wantzen, K. M., C. M. Yule, J. M. Mathooko y C. M. Pringle. 2008. Organic Matter Processing in Tropical Streams. Pp: 43-64. En: *Tropical Stream Ecology* (D. Dudgeon, Ed.). Academic Press, USA. 324 pp.
- Welch, P. S. 1952. *Limnology*. McGraw-Hill Book Company, Inc. 538 pp.

Anexo 16.1. Clave para la identificación, a nivel de orden, los principales grupos de macroinvertebrados acuáticos.

Nota: Muchos grupos de macroinvertebrados tienen una morfología externa compleja y los caracteres taxonómicos pueden ser difíciles de apreciar. Esta clave sencilla permitirá la separación de la mayoría de los macroinvertebrados en grandes grupos, que corresponden mayormente a órdenes. Hasta ese nivel muchos caracteres son visibles a simple vista o con la ayuda de una lupa, siempre contando con buena iluminación.

1a Con concha _____	2
1b Sin concha _____	4
2a Concha formada por una pieza usualmente en forma de espiral (Fig. A1) _____	MOLLUSCA, GASTROPODA (CARACOL)
2b Concha formada por dos piezas que se pueden cerrar y están unidas como si fuera por una bisagra _____	3
3a Patas y antenas ausentes. Generalmente > 2 mm de longitud. Usualmente viven enterrados en la arena y los sedimentos. Sedentarios (Fig. A2) _____	MOLLUSCA, BIVALVIA
3b Patas y antenas presentes. < 2 mm. Se desplazan activamente _____	OSTRACODA
4a Cuerpo blando, aplanado o cilíndrico, con o sin cabeza bien diferenciada, sin ningún tipo de apéndices (patas, parápodos, muelas, pinzas o antenas) _____	5
4b Cuerpo con cabeza bien diferenciada, con presencia de apéndices _____	8
5a Cuerpo no segmentado, sin ventosas, aplanado, en la región anterior generalmente se observan unos ensanchamientos laterales y pueden estar presentes un par de manchas que semejan ojos (Fig. A3) _____	TURBELLARIA
5b Cuerpo segmentado, forma general aplanada o cilíndrica, sin ensanchamientos en la región anterior _____	6
6a Cuerpo aplanado con presencia de dos ventosas en la región ventral, una anterior y otra posterior (Fig. A4) _____	HIRUDINEA (SANGUIJUELAS)
6b Cuerpo cilíndrico, sin ventosas _____	7
7a Cabeza no diferenciada _____	OLIGOCHAETA (LOMBRICES, GUSANOS)
7b Cabeza bien diferenciada (Fig. A5) _____	COLEOPTERA, LARVAS
8a Ocho o más patas _____	9
8b Seis patas o menos _____	11
9a Ocho patas, < 3 mm de longitud, cuerpo globoso (Fig. A6) _____	ACARI
9b Presencia de 10 patas, tamaño > 3 mm, cuerpo no globoso _____	10
10a Presencia de un caparazón continuo, no dividido, que cubre dorsal y lateralmente los segmentos donde se encuentran las patas (Fig. A7) _____	DECAPODA (CAMARONES Y CANGREJOS)
10b Los segmentos donde se encuentran las patas cubiertos por varias placas no fusionadas en un caparazón (Fig. A8) _____	AMPHIPODA, GAMMARIDAE
11a Sin patas articuladas, aunque pueden estar presentes apéndices con forma de patas, pero estos no son articulados (Fig. A9 y 10) _____	DIPTERA
11b Seis patas articuladas _____	12
12a Sin estuches alares o alas desarrolladas _____	13
12b Con estuches alares o alas desarrolladas _____	15

- 13a Con cinco pares de parápodos abdominales (en los tres segmentos que siguen a la cabeza se encuentran patas articuladas) _____ **LEPIDOPTERA, CRAMBIDAE**
- 13b Sin dichos parápodos abdominales _____ **14**
- 14a Presencia de un par de ganchos al final del cuerpo. Generalmente dentro de refugios hechos de fragmentos de hojas, madera, pequeñas piedras, etc. (Fig. A11 y 12) _____ **TRICHOPTERA**
- 14b Sin estos ganchos, no en el interior de refugios _____ **COLEOPTERA, LARVAS**
- 15a Primer par de alas duro formando una cubierta protectora para el segundo que se encuentra debajo y es membranoso _____ **COLEOPTERA, ADULTOS**
- 15b Primer par de alas más o menos membranoso o solo están presentes estuches alares _____ **16**
- 16a Aparato bucal puntiagudo semejando un punzón o estilete (Fig. A13 y 14) _____ **HETEROPTERA**
- 16b Aparato bucal de otra forma _____ **17**
- 17a Presencia de tres filamentos largos al final del cuerpo y branquias que pueden ser lobuladas o filamentosas a lo largo del abdomen (Fig. A15 y 16) _____ **EPHEMEROPTERA**
- 17b Sin filamentos al final del cuerpo (no confundir con las branquias en los odonatos-zigópteros) ni branquias a lo largo del abdomen (Fig. A17 y 18) _____ **ODONATA (LIBÉLULAS, CIGARRILLOS)**

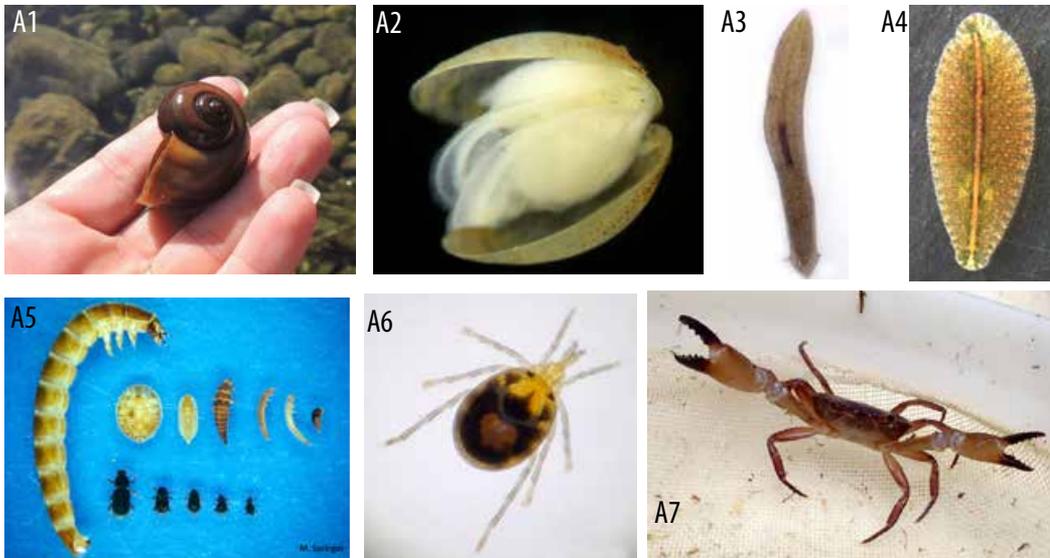


Figura A. Molusco gastrópodo (Mollusca, Gasteropoda) (A1), Molusco bivalvo (Mollusca, Bivalvia) (A2), Planaria (Platyhelminthes, Turbellaria) (A3), Sanguijuela (Annelida, Hirudinea) (A4), Larvas (y algunos adultos) de coleóptera (Arthropoda, Insecta, Coleoptera) (A5), Ácaro adulto (Arthropoda, Arachnida, Acari) (A6), Cangrejo (Arthropoda, Malacostraca, Decapoda) (A7). © M. Springer (A1, A5), © D. Vásquez (A2, A4), © T. Goldschmidt (A3, A6, A7).



Figura A (continuación). Anfípodo (Arthropoda, Malacostraca, Amphipoda) (A8), Larva de díptero (Arthropoda, Insecta, Diptera, Blephariceridae) (A9), Larva de díptero (Arthropoda, Insecta, Diptera, Simuliidae) (A10), Larva de tricóptero (Arthropoda, Insecta, Trichoptera) (A11), Larva de tricóptero (Arthropoda, Insecta, Trichoptera) (A12), Adultos de chinches (Arthropoda, Insecta, Heteroptera) (A13), Adultos de chinches (Arthropoda, Insecta, Heteroptera) (A14), Larva de efemeróptero (Arthropoda, Insecta, Ephemeroptera) (A15), Larva de efemeróptero (Arthropoda, Insecta, Ephemeroptera) (A16), Larva de libélula (Arthropoda, Insecta, Odonata, Anisoptera) (A17), Larva de libélula (Arthropoda, Insecta, Odonata, Zygoptera) (A18). © D. Vásquez (A8), © P. López (A9, A11, A12, A15, A16), © O. Bello (A10), © M. Springer (A13, A14; A17, A18).

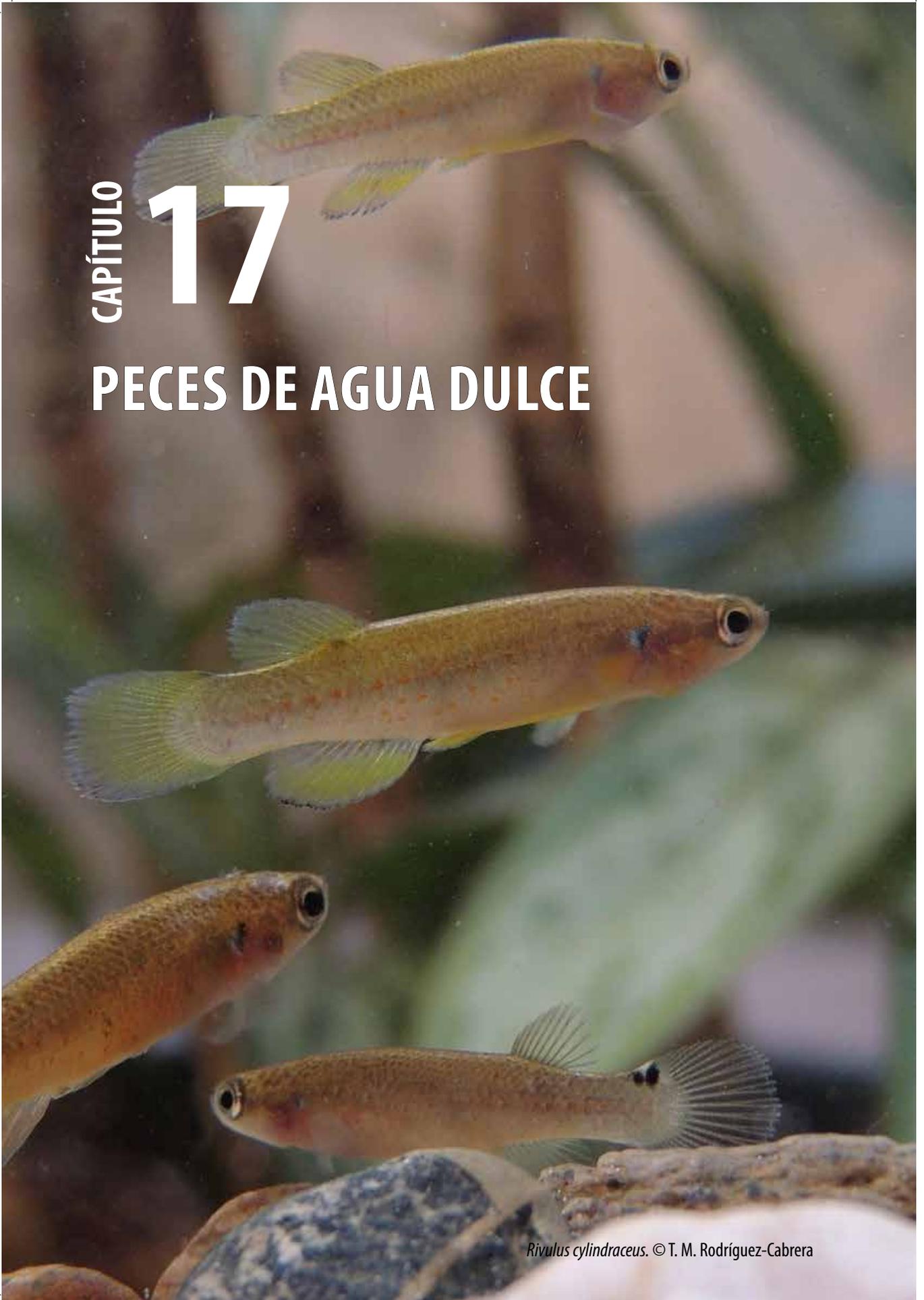


Macrobrachium sp. © T. M. Rodríguez-Cabrera

CAPÍTULO

17

PECES DE AGUA DULCE



Rivulus cylindraceus. © T. M. Rodríguez-Cabrera

PECES DE AGUA DULCE

SHEILA RODRÍGUEZ-MACHADO¹
 JOSÉ L. PONCE DE LEÓN²

1. Instituto de Ciencias del Mar
 2. Sociedad Cubana de Zoología



Cubanichthys cubensis. © T. M. Rodríguez-Cabrera

INTRODUCCIÓN

Los peces constituyen el grupo de vertebrados con mayor diversidad de formas de vida y de hábitats. La mitad de las especies de vertebrados del planeta son peces, y cifras conservadoras estiman en 32 500 el número de especies de peces. De estas, el 50% habitan total o temporalmente en ecosistemas de agua dulce (Nelson, 2006). Los peces pueden habitar desde fosas oceánicas a 7 000 m de profundidad hasta ecosistemas a más de 5 000 m sobre el nivel del mar. También, algunas especies pueden sobrevivir en lagos y océanos cuya superficie se congela en invierno, o en contraste, en cuerpos de agua donde la temperatura puede alcanzar los 40 °C. Algunas especies pueden sobrevivir fuera del agua respirando aire (Singh y Hughes, 1971).

Por otra parte, los peces son elementos claves en las redes tróficas donde habitan. En particular, en los ecosistemas acuáticos muchas especies son depredadoras importantes de larvas de insectos plagas que transmiten enfermedades al hombre (Walton, 2007; Fimia, 2010). Además, los peces brindan un aporte importante a la proteína de origen animal consumida por la población mundial. En la última década, más del 75 % de la producción mundial de pescado se usa para consumo humano y más de un tercio de la producción mundial de pescado tiene algún uso comercial (FAO, 2010).

El archipiélago cubano alberga la mayor diversidad y endemismo de peces dulceacuícolas del Caribe Insular (Rosen y Bailey, 1963; Burgess y Franz, 1989; Vergara, 1992;). De acuerdo con Vales *et al.* (1998), la ictiofauna nativa de Cuba comprende 57 especies incluidas en 10 órdenes, 15 familias y 35 géneros (Fig. 17.1). Estos valores incluyen especies que incursionan en ecosistemas de agua dulce. Sin embargo, Vergara (1992) reconoció solamente 38 especies como estrictamente dulceacuícolas. Este autor se basó en la limitada tolerancia a la salinidad y en la presencia de estas especies en ecosistemas de agua dulce durante la mayor parte de su ciclo de vida. En este texto se sigue el criterio de Vergara (1992), aunque se incluyen las lisas (*Mugil* spp., recientemente revisadas por Alvarez-Lajonchere y Alvarez-Lajonchere, 2015) y la anguila (*Anguilla rostrata*). Estas especies están presentes durante casi todo el año en la mayoría de los ambientes de agua dulce que se comunican con el mar. En el presente capítulo, un número significativamente alto de especies (*e. g.* pataos, cuberas, agujones, sábalos, róbalos, mojarras, machuelos, mapos, roncós, morenas, levisas, algunos juveniles de tiburones, etc.) que pueden incursionar en los ecosistemas de agua dulce, no son consideradas como especies dulceacuícolas.

Por otro lado, es importante señalar que el número de especies de peces de agua dulce ha cambiado con respecto al estudio de Vergara (1992). Algunas de las especies han sido clasificadas como sinonimias de otras (Ponce de León *et al.*, 2014), otras han sido confirmadas (Alvarez-Lajonchere y Alvarez-Lajonchere, 2015; Galván-Quesada *et al.*, 2016) y se han descrito nuevas especies (Rodríguez, 2015). En total, aquí se listan 46 especies, incluidas en 15 familias y 9 órdenes (Anexo 17.1). Sin embargo, en el futuro cercano el número de especies de peces de agua dulce conocidas para Cuba seguirá cambiando debido a que estudios recientes de genética molecular sugieren la existencia de numerosas especies crípticas (Lara *et al.*, 2010; García-Machado *et al.*, 2011; Lemus, 2013; Gutiérrez, 2016).

Entre las principales amenazas a la fauna cubana de peces dulceacuícolas se encuentra la fragmentación y destrucción de los hábitats, producto del represamiento de ríos y la deforestación. Por otro lado, la contaminación de las aguas producto del vertimiento de residuos industriales y domésticos (Cabrera *et al.*, 2008), así como la pesca de las especies de mayor talla, también afectan severamente la ictiofauna cubana. Otra importante amenaza son las especies invasoras, las cuales tienen un fuerte impacto en las especies nativas a través de la depredación y la competencia por los recursos. Según Welcomme (1988) y Vales *et al.* (1998), en Cuba se reconoce la existencia de 21 de estas especies en los ecosistemas de agua dulce. Sin embargo, un estudio reciente reveló que esta cifra es mucho mayor (Álvarez, 2013), de hecho se estima que hay más de 14 especies de peces introducidos en ecosistemas cubanos de agua dulce. Aunque son pocos, algunos pasos se han dado para tratar de entender los efectos que estas especies introducidas pueden tener en la fauna autóctona de Cuba (Ponce de León *et al.*, 2013a; Rodríguez-Machado y Rodríguez-Cabrera, 2015).

Por una razón u otra, en la actualidad siete especies de peces dulceacuícolas se encuentran en peligro de extinción: dos categorizadas como En Peligro Crítico, cuatro En Peligro y

una considerada Vulnerable (Ponce de León *et al.*, 2012a) (Anexo 17.2). De estas especies, sólo *Lucifuga subterranea* y *Girardinus cubensis* están fuera del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (CNAP, 2013). Sin embargo, los peces de agua dulce cubanos están muy poco representados en los planes de manejo de las áreas y por tanto, los esfuerzos para su conservación son limitados.

En general se conoce poco sobre la ictiofauna cubana. Aspectos básicos sobre la biología de la mayoría de las especies aún están por investigar. Actualmente, en Cuba no existe un inventario actualizado de especies de peces de agua dulce. La mayor parte de los trabajos sobre este grupo comprenden estudios sobre su identificación y distribución (Eigenmann, 1903; Poey, 1984; Rivas, 1944; 1958; 1963) y hábitos tróficos (Fong *et al.*, 1996; Fong y Garcés, 1997; Hernández *et al.*, 2004; 2006; Ponce de León y Rodríguez, 2013). No obstante, en la última década se han incrementado las investigaciones enfocadas en la filogenia molecular y filogeografía del grupo (Lara *et al.*, 2010). Esto ha permitido profundizar el análisis en diferentes géneros como *Lucifuga* (García-Machado *et al.*, 2011; Hernández *et al.*, 2016), *Gambusia* (Lemus 2013; Gutiérrez, 2016), *Rivulus* (Ponce de León *et al.*, 2014; Rodríguez, 2015), *Girardinus* (Doadrio *et al.*, 2009; Lara *et al.*, 2010) y *Atractosteus* (Ulmo-Díaz *et al.*, 2016).

Aunque son muy importantes para entender aspectos evolutivos, los estudios de ecología sobre los peces de agua dulce de Cuba también son escasos. Sólo algunos estudios presentan datos sobre el estado de las comunidades de peces (Vergara, 1992; Ponce de León y Rodríguez, 2012), sus variaciones temporales (Ponce de León y Rodríguez, 2007), las interacciones entre las especies que las componen (Ponce de León, 2012; Ponce de León y Rodríguez, 2013) o las características de historia de vida relacionadas con la reproducción, como es el caso de la familia Poeciliidae (Ponce de León *et al.*, 2011, 2013b).

En resumen, existe un número creciente de investigaciones relacionadas con la biología



Figura 17.1. Representación de la diversidad de especies de agua dulce de Cuba. A. *Lucifuga* sp., B. *Agonostomus monticola*, C. *Alepidomus evermanni*, D. *Nandopsis tetracanthus*, E. *Girardinus falcatus*, F. *Gambusia punctata*, G. *Kryptolebias marmoratus*, H. *Atractosteus tristoechus*, I. *Gobiomorus dormitor* y J. *Dormitator maculatus*. © E. García-Machado (A), © T. M. Rodríguez-Cabrera (B-G, J), © S. León (H) y © R. Marrero (I).

de los peces de agua dulce de Cuba y hay avances evidentes en la clarificación del estado taxonómico del grupo. Sin embargo, todavía es necesario trabajar para lograr un sistema eficiente de generación de datos que permita realizar análisis útiles a la conservación. En ese sentido, se vuelve imprescindible la capacitación del personal de áreas protegidas, tanto en la identificación de las especies como en el uso adecuado de los métodos básicos de recolecta para los inventarios y el monitoreo. El objetivo de este texto no es sustituir los manuales clásicos sobre técnicas de censo y monitoreo. Sin embargo, aquí los autores presentan brevemente una selección de elementos a tener en cuenta, así como algunas técnicas y métodos que son frecuentemente utilizados en el campo para estudiar poblaciones de peces, con la intención de facilitar estudios de campo para la conservación de los peces de agua dulce en Cuba.

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

326

CONSIDERACIONES PREVIAS

Los inventarios taxonómicos o censos de especies son elementos básicos en cualquier estudio de ecología, biogeografía y biología de la conservación. Son sumamente importantes debido a su utilidad para la identificación y construcción de patrones de riqueza de especies y la definición de los rangos de distribución de especies. También permiten cuantificar los riesgos de extinción de especies y establecer prioridades de esfuerzos de conservación en áreas de elevada diversidad biológica (Mora *et al.*, 2008).

Entre los vertebrados, los peces son un grupo particularmente sensible a la manipulación: la mayoría de las especies son muy susceptibles a daños o a morir al estar fuera del agua. Por eso, en los casos que involucran manipulación, una vez tomados los datos es necesario devolver los peces al agua y sujetarlos mientras se espera a que se recuperen totalmente. Este paso puede tomar algunos minutos, pero es muy importante porque así se facilita que los individuos muestreados recuperen la capacidad de reacción frente a depredadores o

elementos físicos del hábitat. Algunos inventarios requieren de la recolecta de especímenes para su posterior identificación o análisis. En estos casos, los peces deberán ser eutinizados con algún tipo de anestésico. El más comúnmente usado es el Metasulfonato de Tricafina (MS-222), único producto aprobado en Norte América y Europa con este objetivo. En general, se emplea en una concentración aproximada de 10 mg/L, aunque será necesario usarlo en concentraciones más altas si se requiere tratar especies de gran talla.

La ictiofauna cubana de agua dulce está compuesta, en su mayoría, por especies de tamaño pequeño (Vergara, 1992). Sin embargo, muestran una gran diversidad de formas del cuerpo y modos de vida. Existen especies que pasan más tiempo cerca de la superficie, como el manjuarí (*Lepisosteidae*) y peces pipa (*Syngnathidae*), otras en la mitad de la columna de agua, como los peces ciegos (*Bythitidae*) y algunas especies de guajacónes (*Girardinus*, familia *Poeciliidae*), otras cerca del fondo (*Cichlidae*), mientras que otras permanecen quietas en el fondo o escondidas entre piedras u otros elementos del fondo, como guabinas, gobios y chupapiedras (*Eleotridae*, *Gobiidae* y *Gobiesocidae*) (Fig. 17.2). En correspondencia con los hábitos de las especies y las características de los ecosistemas donde habitan serán los requerimientos en cuanto a los métodos y artes de pesca a emplear para su captura.

Entre los aspectos físicos a tener en consideración a la hora de la selección de las artes de pesca para los inventarios en los diferentes ecosistemas se encuentran la profundidad del acuatorio, el tipo de fondo y la velocidad de la corriente. En el caso de artes de pesca más sofisticados como es la pesca con electricidad (*electrofishing*), se debe tener en cuenta la turbidez del agua y la concentración de sales. Otro aspecto importante a considerar es el momento del año en la que se va a realizar la recolecta. En los meses lluviosos aumenta el nivel del agua y los peces están menos confinados espacialmente, lo que hace más difícil su captura. También hay que tener en cuenta el momento del día en que es mejor

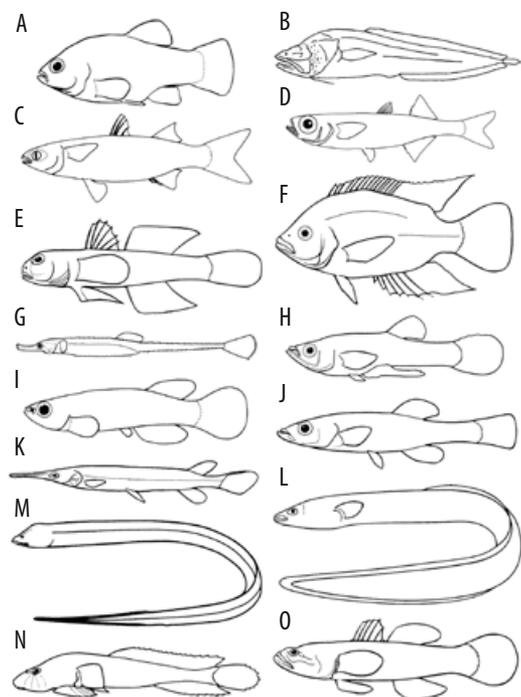


Figura 17.2. Diversidad de formas del cuerpo de las familias de peces de agua dulce de Cuba. A. Cyprinodontidae, B. Bythitidae, C. Mugilidae, D. Atherinidae, E. Gobiidae, F. Cichlidae, G. Syngnathidae, H. Poeciliidae, I. Rivulidae, J. Fundulidae, K. Lepisosteidae, L. Anguillidae, M. Synbranchidae, N. Gobiessocidae y O. Eleotridae; modificado de Nelson (2006).

recolectar una determinada especie. Aunque la mayoría de los peces cubanos son diurnos y es más fácil encontrarlos y capturarlos de día, algunos permanecen quietos cerca del fondo o la superficie durante la noche y eso los hace muy fáciles de recolectar a esas horas en los humedales someros y en arroyos de montañas con ayuda de luces. Sin embargo, las recolectas de noche suelen tener la desventaja de que en la oscuridad la visibilidad es limitada. Además, las recolectas a veces se hacen difíciles por el efecto de otros elementos del ecosistema como son los mosquitos, jejenes y en ocasiones también los cocodrilos.

TOMA DE DATOS

En función de los objetivos del trabajo los datos pueden ser tomados en el campo si se

tienen los equipos necesarios. Por ejemplo, algunos parámetros abióticos como profundidad, velocidad de la corriente, pH, temperatura y conductividad, o también parámetros bióticos como composición y abundancia por grupos o por sexo, densidad, peso, número de ectoparásitos por individuo, etc. El Anexo 17.3 presenta ejemplos de planillas utilizadas para registrar los datos básicos para muchas investigaciones y programas de monitoreo. La uniformidad en la toma de datos que facilita el uso de este tipo de planilla permite utilizar datos de diferentes ecosistemas y especies en estudios locales, regionales o nacionales, así como para estudios a corto (menos de cinco años) y largo plazo. Además, permite establecer comparaciones entre tipos de hábitat, especies, morfos, grupos etarios, etc. Por otra parte, permitiría investigar como varía la relación longitud/peso con otras variables como número y localización de los ectoparásitos y si existen diferencias en las relaciones entre esas variables entre especies, hábitats, etc.

Otros datos pueden ser tomados en el laboratorio previa recolecta. Algunas variables como la composición y abundancia de los elementos presentes en el contenido estomacal, la masa de las gónadas, el tamaño o el número de ovocitos, la forma de determinadas estructuras como las mandíbulas, o la faringe, entre otras, son algunos ejemplos. La mayoría de los datos que se toman en el laboratorio son aquellos que requieren el uso de instrumentos o herramientas especializadas o que, sencillamente, consumen mucho tiempo como para tomarlos en el campo.

En particular, los inventarios biológicos son ejemplos de datos que se toman en el campo. En general, consisten en identificar especies y estimar el tamaño de las poblaciones en un lugar, área o ecosistema determinados. Son relativamente fáciles de realizar y son imprescindibles para conocer la diversidad de especies en los ecosistemas. De esta forma es posible conocer las necesidades de conservación y realizar planes de manejo en correspondencia con el estado de las poblaciones. En Cuba, se deben realizar los inventarios de especies de

peces en ambas estaciones del año. Esto permite conocer la dinámica de la comunidad de peces o de la población objeto de estudio. Sin embargo, en el peor de los escenarios, donde sólo se pueda muestrear una sola vez, se recomienda muestrear en los meses lluviosos a pesar de que generalmente aumenta el nivel de agua y la recolecta puede hacerse difícil. En el período lluvioso frecuentemente existe una mayor diversidad debido a que aumenta la conectividad entre ecosistemas y algunas especies de peces migran entre ecosistemas de agua dulce y salada.

TIPOS DE ARTES DE PESCA

Los peces son un grupo muy diverso y en general es muy difícil de observar en su hábitat natural. Muestrear peces requiere de muchos recursos (tiempo, trabajo, costo del equipamiento, etc.) lo cual se incrementa en hábitats de mayor tamaño (Martella *et al.*, 2012). En general hay dos tipos de artes de pesca (Neumann, 2010): (1) los métodos activos, que necesitan del uso constante por parte de los recolectores (ej. atarrayas, chinchorros, jamos y pesca con electricidad) y (2) los métodos pasivos, que se colocan y posteriormente son revisados para la recolecta de los peces (ej. redes de enmalle y trampas). A continuación se describen algunos de estos métodos que pueden ser utilizados para la recolecta de peces de agua dulce para investigaciones científicas en Cuba. La descripción de estos métodos sigue los criterios de los manuales de técnicas de muestreo de Cote y Perrow (2006) y de Martella *et al.* (2012).

MÉTODOS ACTIVOS

ATARRAYA (Fig. 17.3). Este arte de pesca requiere de entrenamiento previo para que la captura sea efectiva, puede ser lanzada desde la orilla o desde una embarcación por una sola persona. El sitio de captura debe estar libre de obstáculos, de lo contrario la red se cierra antes de poder capturar los peces. Debe ser empleada en cuerpos de agua de poca corriente y con una profundidad de más de un metro. El ancho y paso de malla (generalmente entre 0,8-2 cm) varía según las



Figura 17.3. Atarraya abierta dentro del agua, tomado de www.youtube.com

especies objeto de estudio, pero es mejor para aquellas que nadan en la superficie y/o a media agua. En Cuba se usa habitualmente para la pesca de subsistencia y comercial.

CHINCHORRO (Fig. 17.4). No requiere de entrenamiento previo, generalmente dos personas arrastran la red desde la orilla o desde una embarcación. Es adecuado para lugares poco profundos ($\leq 1,5$ m) cuando se usa desde la orilla. Funciona bien en lugares con poca, moderada o mucha corriente, pero a mayor corriente mayor fuerza hay que ejercer durante el arrastre. Es importante que el sitio de captura esté libre de obstáculos, fundamentalmente en el fondo, de lo contrario la red se traba y los peces escapan saltando por encima de las boyas o por debajo de los plomos. El paso de malla, así como el ancho y largo de la red pueden variar de acuerdo con las características de las especies que se deseen capturar y del tamaño y la profundidad del ecosistema. Puede ser aplicado para capturar especies que nadan en la superficie, a media agua y cerca del fondo; las especies bentónicas que permanecen cerca de las ro-



Figura 17.4. Recolectores arrastrando un chinchorro hacia la orilla.

cas del fondo frecuentemente escapan del chinchorro.

JAMO (Fig. 17.5). No requiere de entrenamiento previo, pero sí agilidad y rapidez durante la captura. Es manipulado por una sola persona, que puede encontrarse dentro del agua o desde la orilla. Puede ser muy eficiente en lugares poco profundos donde no es factible usar chinchorros ni atarrayas; o para lugares más profundos en caso que el interés sea en especies de superficie. Existen varias modificaciones en cuanto al paso de malla y la forma de la anilla (circular, triangular, rectangular, cuadrada) que pueden ser más o menos eficientes según las especies a recolectar y los hábitats. Este arte de pesca es el más recomendado para capturar especies bentónicas de pequeño tamaño o de poca movilidad, así como los individuos que salen al pescar con electricidad. En Cuba, el jamo ha sido uno de los métodos más empleados para realizar inventarios de especies.



Figura 17.5. Ejemplos de jamos utilizados para la captura de peces.

PESCA CON ELECTRICIDAD (Fig. 17.6). En este método la corriente eléctrica es pasada a través de dos electrodos que se encuentran sumergidos. La electricidad transmitida a través del agua atrae y produce un “shock” eléctrico en los peces, lo que facilita su captura con jamos o redes. Este método se basa en que los peces responden involuntariamente al efecto de los campos eléctricos, nadando hacia el polo positivo (electrotaxis) (Reynolds, 1983) o quedando inmóviles por la

contracción muscular (electronarcosis). Para su aplicación se requiere entrenamiento previo y una vestimenta apropiada (incluyendo guantes de goma) para aislar la electricidad de las personas que están en el agua. Generalmente se necesitan dos personas, una que trabaja con el equipo y otra que recolecta los peces. Cuando se usa por una persona dentro del agua, es mejor emplearlo en acuatorios de poca profundidad (≤ 1 m). Este es un método relativamente fácil de usar, aunque costoso comparado con los mencionados anteriormente. Siempre que el equipo se use correctamente, los peces que son aturcidos por la electricidad se pueden recuperar relativamente rápido sin efectos secundarios negativos (Snyder, 1995). Este método es recomendado para hacer estimaciones poblacionales y ha sido muy poco empleado en Cuba con fines científicos. Al emplear este método hay que tener en cuenta la concentración de sales y la turbidez del agua. Una mayor concentración de sales, favorece la conductividad de la corriente eléctrica en el agua y, por tanto, el efecto de la descarga eléctrica del equipo en los peces será mayor. La turbidez del agua afecta la visibilidad. Entonces, el usuario del equipo podría estar causando daño a peces que no serían visualizados ni recolectados y por tanto no se utilizarían en el muestreo.

PESCA CON ANZUELO Y CORDEL. Esta técnica se basa en la captura de peces con un anzuelo con un cebo o carnada atado a un cordel. Para los peces depredadores, el cebo



Figura 17.6. Manipulación del equipo de pesca con electricidad por dos recolectores, tomado de www.fishbio.com

o carnada pueden ser invertebrados vivos, como gusanos o trozos de carne, pescado, etc. Imitaciones de gusanos, moscas, peces, ranas y mamíferos, también funcionan. El cordel puede ser corto y puede simplemente ser sostenido a mano, o más largo y estar amarrado a una vara. El uso de varas permite que los peces no tengan que ser abordados demasiado cerca y por eso son menos perturbados. Esta técnica puede ser utilizada para generar estadísticos del tipo captura por unidad de esfuerzo (CPUE, ver más adelante en este texto) para grupos o especies en particular.

OBSERVACIONES DIRECTAS BAJO EL AGUA. Este método se puede realizar con máscara y snorkel solamente o se pueden utilizar tanques de oxígeno comprimido (SCUBA) en caso de hábitats profundos, sitios o transectos grandes o en hábitats de complejidad física, como son las cavernas subacuáticas. Esta técnica normalmente permite obtener buenas mediciones de la abundancia, la densidad y la diversidad de especies.

330

CONTEO DE RIBERA. Este método consiste en realizar observaciones directas desde la orilla. Las estimaciones se pueden realizar a través de transectos o por unidad de tiempo. Una vez en el lugar, se debe esperar al menos 5 min antes de empezar a contar para minimizar los disturbios creados por la presencia del investigador. Para este método es imprescindible que los investigadores sepan identificar las especies o disponer de guías de identificación. Este método es más eficiente en ambientes acuáticos de aguas claras y poca profundidad. Normalmente se usa en transectos lineales previamente establecidos.

MÉTODOS PASIVOS

RED DE ENMALLE O RED DE AGALLAS (Fig. 17.7). Este método no requiere de un elevado entrenamiento, pero sí mucho cuidado para no dañar los peces al sacarlos de la red. En este método una o dos personas ponen la red perpendicular a la corriente de agua y después de esperar algunas horas la recogen. Tanto el paso de malla, como el ancho y largo de la red varían según las características de las



Figura 17.7. Peces capturados en una red de enmalle, tomado de www.fao.org

especies y del tipo y profundidad del cuerpo de agua, respectivamente. Las redes de enmalle se aplican con mayor éxito en hábitats poco profundos ($\leq 1,5$ m) y para la captura de las especies de mayor tamaño (e.g. biajacas, tilapias, carpas, clarias, etc.) que nadan cerca de la superficie, a media agua y cerca del fondo. Este método facilita el muestreo de especies nocturnas y dado el daño que pudieran ocasionar a los peces, es útil para estudios fisiológicos o morfológicos que requieran sacrificar los animales. En Cuba estas redes se emplean fundamentalmente en la pesca de subsistencia y comercial.

TRAMPAS O NASAS (Fig. 17.8). Este arte de pesca no requiere entrenamiento previo y una o dos personas pueden poner la trampa y después retirarla. El paso de malla, así como el ancho (o diámetro) y largo de la nasa varía en función de los objetivos: para especies de menor tamaño pueden ser de 30×60 cm con paso de malla pequeño (< 5 mm), mientras que para especies grandes puede ser 75×200 cm y paso de malla entre 5-20 mm. Las nasas funcionan mejor en lugares poco profundos

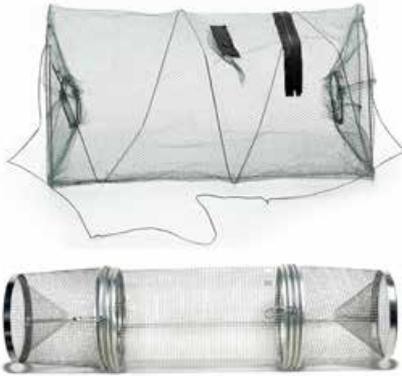


Figura 17.8. Diferentes formas de las trampas o nasas, tomado de www.es.dhgate.com.

y con poca corriente. Son efectivas para capturar especies de baja densidad poblacional, especies bentónicas y especies nocturnas. En Cuba se usan fundamentalmente para la captura de invertebrados acuáticos.

ESTIMACIÓN DEL TAMAÑO DE LA POBLACIÓN

El tamaño de la población (número de individuos de la misma especie), la estructura etaria (número de individuos en cada categoría de edad: juvenil, preadulto, adulto, etc.) y el factor de condición, son variables frecuentemente utilizadas para describir el estado de las poblaciones de peces (Hubert y Fabrizio, 2004). Sin embargo, dado que en la mayoría de las situaciones es imposible contar todos los individuos de una población, se realizan diferentes estimaciones. En los estimados absolutos se obtiene un valor exacto (media ± error) al cuantificar una muestra representativa de la población. Las formas más comunes de obtener dichos valores son mediante (1) capturas sucesivas con extracción y (2) captura, marcaje y recaptura. Sin embargo, el principal inconveniente de estas técnicas es que requieren mucho esfuerzo en términos de tiempo, personal y recursos. Por otro lado, los estimados relativos permiten comparar entre tramos o entre ríos, pero no calcular un número o densidad real. La forma más común de estimaciones por métodos relativos es a través de índices de abundancia, como la (3) captura por unidad de esfuerzo. De esta última forma se obtienen tendencias

de la población en vez del número de individuos. Una vez más, los métodos a usar deben responder a las características de los peces y sus hábitats, así como a los objetivos de la investigación (Fig. 17.9).

1. CAPTURAS SUCESIVAS CON EXTRACCIÓN. De los tres métodos, este es el más factible en términos de tiempo, personal, recursos y análisis de los datos, aunque asume varias premisas (Moran, 1951). Consiste en realizar capturas sucesivas dentro de un tramo cerrado del río o cualquier otro acuatorio. Los individuos capturados en cada ocasión sólo se devuelven al agua al final del experimento (es decir, hay que mantenerlos en recipientes de tamaño apropiado para evitar dañarlos durante el confinamiento) y el tamaño de la población se estima a partir de la disminución de las capturas en las distintas ocasiones (Schwarz y Seber, 1999). El esfuerzo de captura debe ser conocido y constante, y se puede medir a partir del tiempo total de pesca, o de la longitud del tramo (o superficie) en caso de pesca con electricidad, o de las dimensiones de la red si se usan trampas o cercos, etc. (Zamora *et al.*, 2009). El número de eventos de captura por lo general es entre tres y ocho veces, en dependencia de las disminuciones en las capturas de los peces. Para el cálculo del

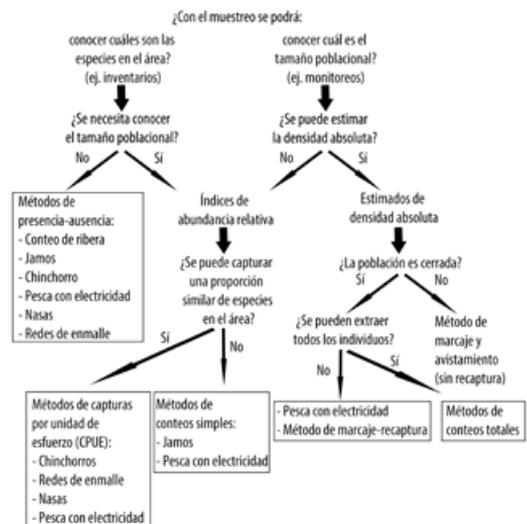


Figura 17.9. Secuencia de decisiones para seleccionar el método de acuerdo a los objetivos del estudio

tamaño de la población basado en este método se puede consultar a Zippin (1956, 1958), Seber (1982) y Junge y Libosvárský (1965). Como los análisis matemáticos detrás de estos modelos son complejos, en la actualidad se usan programas que realizan los cálculos. Los programas MARK (White, 2008; Cooch y White, 2010) y MicroFish (Van Deventer, 1989) son ampliamente usados y están parcialmente disponibles en internet.

2. MARCAJE-RECAPTURA. Este método se basa en capturar un grupo de animales de una población, marcarlos, dejar un tiempo prudencial que se mezclen con el resto y volver a tomar una muestra (Martella *et al.*, 2012). Es imprescindible que en cada muestreo el esfuerzo de captura sea el mismo. La lógica sugiere que si la proporción de animales marcados en el segundo muestreo es representativa, entonces dicha proporción es un estimador razonable del tamaño poblacional total. En términos matemáticos esta idea se puede expresar de la siguiente forma: $m_2/n_2 = n_1/N$, donde n_1 es el número de animales marcados y liberados en el primer muestreo, n_2 es el número de animales capturados en el segundo muestreo, m_2 es el número de animales marcados en dicho muestreo y N es el tamaño poblacional. Como n_1 , n_2 y m_2 son conocidos, entonces se puede estimar el tamaño poblacional (N). Este estimador es el mejor usado en poblaciones cerradas, es decir, donde la mortalidad, la emigración, la natalidad y la inmigración son despreciables, por lo que N es constante.

En general, este método ofrece una estimación absoluta de la abundancia, permite calcular la tasa de supervivencia y obtener información individual de procesos biológicos como la tasa de crecimiento, migraciones y selección de microhábitats. Al emplearlo se debe tener en cuenta que: las marcas no pueden lastimar a los peces, deben ser duraderas y fácilmente reconocibles, se emplea frecuentemente en especies de mayor talla, donde las marcas no afectan a los individuos y se necesita de una inversión económica para la adquisición de las marcas (Martella *et al.*, 2012).

Al usar este método asumiendo que la población es cerrada se tienen que cumplir las siguientes premisas: 1) todos los animales tienen la misma probabilidad de ser capturados en la primera muestra, 2) la marca no afecta la probabilidad de captura de un animal, 3) la segunda captura es una muestra aleatoria simple, o sea que cualquiera de las posibles muestras tiene igual oportunidad de ser elegida, 4) los animales no pierden la marca durante el tiempo transcurrido entre la primera y la segunda muestra, 5) todas las recapturas son registradas sin error (Martella *et al.*, 2012). Si este es el caso, entonces se puede estimar el tamaño poblacional de dos formas. Una manera es a través del método de Petersen (Ricker, 1975), descrito al inicio e incluye un evento de marcaje y uno de recaptura. La otra forma es a través del método de Schnabel (1938), que incluye un evento de marcaje y varios eventos de recaptura. La disminución del número de animales marcados en cada evento de recaptura es un buen indicador de que la población no es cerrada. Ambos análisis se pueden realizar en los programas CAPTURE (Otis *et al.*, 1978) y MARK (White, 2008; Cooch y White, 2010).

En el caso de asumir que las poblaciones son abiertas (como realmente ocurre en la naturaleza), se propone el método de Jolly-Seber (Jolly, 1965; Seber, 1982) (JS). Es recomendado para investigaciones a largo plazo o para monitoreos. Este método consiste en realizar varios eventos de captura y recaptura, específicamente, más de tres eventos. Para realizar el muestreo es imprescindible tener en cuenta que: el identificador de la marca debe ser específico de cada momento en que se vaya a muestrear (las marcas deben dejar bien claro cuando fue la última vez que se capturó el individuo en cuestión), los intervalos entre muestreos no necesitan ser exactamente constantes y a partir del segundo muestreo la captura total debe ser dividida en dos fracciones: animales marcados-animales sin marcar. Para usar este método es importante muestrear dos veces antes y dos veces después del tiempo en que realmente se quiere cuantificar la población. El programa MARK realiza los cálculos necesarios y ofrece los estimados de

abundancia poblacional de JS, probabilidad de supervivencia y otros.

3. **CAPTURA POR UNIDAD DE ESFUERZO (CPUE).** Es un índice de abundancia recomendado para poblaciones en explotación (Leslie y Davis, 1939) o para ecosistemas muy grandes, donde un estimado relativo de este tipo es más apropiado. Estima el tamaño poblacional a partir de la disminución en la CPUE con el tiempo. Este método sólo funcionará si se extrae una fracción suficiente de la población, de manera que haya una disminución en la CPUE. No funcionará si la población es grande respecto a las extracciones. Las principales premisas son: la población es cerrada y los individuos tienen la misma probabilidad de ser capturados en cada muestreo. Bajo estas asunciones, las CPUE serán directamente proporcionales al tamaño poblacional. Se puede estimar como $Ct/Et = qNt$, donde Ct es número o peso de individuos extraídos en el tiempo t , Et es la unidad de esfuerzo invertido en ese tiempo t , q es el coeficiente de capturabilidad (o probabilidad de capturar un individuo cuando se aplica una unidad de esfuerzo) y Nt es el tamaño de la población en ese tiempo t . De esta forma, cuando se aplica una unidad de esfuerzo, el número de peces capturados depende del total de individuos de la población en cuestión y de la probabilidad de capturarlos. De estas, el número de capturas y el esfuerzo son las únicas variables que se pueden controlar.

En este sentido, Zamora *et al.* (2009) comentaron que las capturas se pueden relacionar con el tiempo invertido durante una sesión de pesca con electricidad, con la distancia de río muestreada, con el número de trampas dispuestas o con la superficie de redes instaladas. El esfuerzo se puede medir en función de las técnicas y métodos utilizados, por ejemplo. Estos autores sugirieron que en el diseño del muestreo la clave es contrarrestar los efectos de la variación de la capturabilidad, aunque esto es difícilmente evitable. Si se identifican los factores que determinan las CPUE y se estandariza el muestreo (el esfuerzo), es posible llegar a minimizar la variabili-

dad de q , por ejemplo, pescando siempre con el mismo equipo, con la misma intensidad, en los mismos tramos o en los mismos períodos del año.

PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Una vez terminadas las recolectas de peces, aquellos individuos que no serán devueltos al agua deben ser depositados en colecciones ictiológicas. Es importante depositar los especímenes en colecciones porque: 1) los estudios deben estar respaldados por la evidencia que representan los ejemplares depositados en colecciones zoológicas reconocidas y 2) los especímenes conservados podrán ser consultados para análisis en estudios posteriores.

Los especímenes deben ser incorporados a las colecciones con etiquetas que porten la mayor cantidad de datos asociados con su captura. Estas etiquetas deben ser rotuladas con lápiz o impresas a láser, pues la tinta de los bolígrafos comunes es soluble en alcohol. Los principales datos a incluir son: el nombre científico y común de la especie, la ubicación geográfica del sitio de recolecta (*e. g.* provincia, municipio, localidad, reparto, etc.), y si es posible usar coordenadas geográficas). También resulta útil una descripción detallada del lugar que incluya características del sitio como la profundidad, tipo de fondo, área del acuatorio, otras especies de peces observadas durante el muestreo, fecha de captura y recolectores (Fig. 17.10).

Actualmente, se sugiere que los ejemplares se conserven en alcohol etílico, pues esta sustancia permite que los animales puedan ser usados en estudios moleculares. La concentración ideal es 70 %, pues por debajo de esta el etanol no es eficiente como agente conservante de los tejidos de los peces y en concentraciones más altas los ejemplares pueden ser deshidratados en exceso. El formaldehído, popularmente conocido como formol, aunque permite una excelente fijación de los tejidos, existe la tendencia a no emplearlo como preservante porque se ha comprobado que destruye el material genético. Finalmente, el curador de la colección deberá otorgar

un número de catálogo a cada individuo o a cada lote correctamente etiquetado. El catálogo facilita la organización para el trabajo y el control de las colecciones.

<p>Laguna Lugones, Península de Guanahacabibes, Pinar del Río 21.94426 N, 84.40769 W</p> <p>Constituye un Refugio de Fauna del SNAP; área aprox.=18,6 ha; profundidad aprox.=2 m; fondo compacto de fango fino; bordes de cortadera (Cyperacea)</p> <p>Col: Tomás M. Rodríguez-Cabrera, José L. Linares, Roberto Varela, Sheila Rodríguez-Machado</p> <p>28.febrero.2016 (frente)</p>
<p><i>Limia vittata</i>, <i>Limia cubana</i> (2H) <i>Gambusia punctata</i>, <i>Gambusia cubana</i> (4H, 1M) <i>G. punctulata</i>, <i>Gambusia</i> del Caribe (1H, 2M) <i>Girardinus metallicus</i>, guajacón metálico (3H, 1M) <i>G. falcatus</i>, guajacón de vientre amarillo (5H) <i>Alepidomus evermanni</i>, cabezote (9) <i>Nandopsis tetracanthus</i>, biajaca (2)</p> <p>Chinchorro (2x1 m, 1 mm de paso de malla)</p> <p>Muestras tomadas para estudios genéticos (reverso)</p>

Figura 17.10. Ejemplo de etiqueta con los datos más importante de una captura de varias especies de peces.

LITERATURA CITADA

- Álvarez García, O. 2013. Un análisis a los vertebrados introducidos en Cuba. Tesis de Licenciatura. Facultad de Biología, Universidad de La Habana. 93 pp.
- Alvarez-Lajonchere, L. y L. Alvarez-Lajonchere-Ponce de León. 2015. Presencia de *Mugil rubrioculus* en Cuba y situación taxonómica de *Mugil longicauda* (Pisces, Mugilidae). *Poeyana* 501: 41-48.
- Barbour, M.T., J. Gerritsen, B.D. Zinder y J.B. Stribling. 1999. *Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable Rivers: periphyton, benthic macroinvertebrates and fish*. Segunda edición. EPA 841-B41-99-002. U.S. Environmental Protection Agency. Office of Water, Washington D.C.
- Burgess, H. G. y R. Franz. 1989. Zoogeography of the Antillean freshwater fish fauna. Pp. 263-304. En: *Biogeography of the West Indies: Past, Present, and Future* (C. A. Woods, Ed.). Sandhill Crane Press, Gainesville, 878 pp.
- Cabrera Y., C. Aguilar y G. González-Sansón. 2008. Reproductive and morphological indicators of the fish *Gambusia puncticulata* (Poeciliidae) in very polluted sections of Almendares River, Cuba. *Revista de Biología Tropical* 56: 1991-2004.
- CNAP. 2013. *Plan del Sistema Nacional de Áreas Protegidas 2014-2020*. Ministerio de Ciencias Tecnología y Medio Ambiente, La Habana, 366 pp.
- Cooch, E. y G. C. White. 2010. Program MARK: A Gentle Introduction. Novena edición. Disponible en <http://www.phidot.org/software/mark/docs/book/>. Último acceso: 17 de agosto de 2016.
- Cote, I. M. y M. R. Perrow. 2006. Fish. Pp. 250-277. En: *Ecological Census Techniques: A Handbook* (W. J. Sutherland, Ed.). Cambridge University Press, Cambridge, 432 pp.
- Eigenmann, C. H. 1903. The fresh-water fishes of western Cuba. *Bulletin of the U. S. Fish Commission* 22: 211-236.
- FAO, 2010. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. ISBN 978-92-5-306675-9. Disponible en <http://www.fao.org/fishery/statistics/es/>. Último acceso: 30 de agosto de 2016.
- Fimia, R. 2010. Eficacia del control de larvas de mosquitos (Diptera: Culicidae) con peces larvivoros en Placetas, provincia Villa Clara, Cuba. *Revista Electrónica de Veterinaria* 11 (03B): http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n030310B/0310B_DS12.pdf
- Fischler, K. J. 1965. The use of catch-effort, catch-sampling, and tagging data to estimate a population of blue crabs. *Transactions of the American Fisheries Society* 94: 287-310.
- Fong, A. y G. Garcés. 1997. Notas sobre la alimentación de *Gambusia puncticulata* Poey (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en un hábitat marino. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 2: 54-58.
- Fong, A., G. Garcés y E. Portuondo. 1996. Invertebrados en la alimentación de *Gambusia punctata* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en aguas marinas. *Cocuyo* 5: 13-14.
- Galván-Quesada, S., I. Doadrio, F. Alda, A. Perdices, R. G. Reina, M. García Varela, et al. 2016. Molecular phylogeny and biogeography of the amphidromous fish genus *Dormitator* Gill 1861 (Teleostei: Eleotridae). *PLoS ONE* 11(4): e0153538.
- García Machado, E. y D. Hernández Martínez. 2012a. *Lucifuga dentata dentata*. Pp. 37-39. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A.

- Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- García Machado, E. y D. Hernández Martínez. 2012b. *Lucifuga simile*. Pp. 40–42. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- García Machado, E. y D. Hernández Martínez. 2012c. *Lucifuga subterranea*. Pp. 42–44. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- García-Machado, E., D. Hernández, A. García-Debrás, P. Chevalier-Montea-gudo, C. Metcalfe, Bernatchez, L. y Casane, D. 2011. Molecular phylogeny and phylogeography of the Cuban cave-fishes of the genus *Lucifuga*: Evidence for cryptic allopatric diversity. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 61: 470–483.
- García Machado, E., D. Hernández Martínez y A. García Debrás. 2012. *Lucifuga dentata holguinensis*. Pp. 39–40. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Greenwood, J. J. D. y R. A. Robinson. 2006. General census methods. Pp. 87–185. En: *Ecological Census Techniques: A Handbook* (W. J. Sutherland, Ed.). Cambridge University Press, Cambridge, 432 pp.
- Gutiérrez, M. A. 2016. Análisis filogenético del complejo de especies *Gambusia punctata* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en Cuba: nuevas evidencias de especiación críptica. Tesis de Maestría. Facultad de Biología, Universidad de La Habana. ix + 79 pp.
- Hernández, N., M. Díaz, J. Mendiola, J. A. Báez y I. García. 2004. Ingestión de larvas de *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) por *Girardinus metallicus* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae). *Revista Cubana Medicina Tropical* 56: 152–155.
- Hernández, N., I. Doadrio, A. Sostoa, R. Fimia y N. Odio. 2006. Determinación de la ictiofauna que participa en el control de culícidos en sistemas acuáticos del municipio Guamá, Santiago de Cuba. *Revista Cubana Medicina Tropical* 58:36–9.
- Hernández, D., D. Casane, P. Chevalier-Montea-gudo, L. Bernatchez y E. García-Machado. 2016. Go West: A One Way Stepping-Stone Dispersion Model for the Cave fish *Lucifuga dentata* in Western Cuba. *PLoS ONE* 11(4): e0153545.
- Hubert, W. A. y M. C. Fabrizio. 2004. Relative abundance and catch/effort relationships. Pp. 1–95. En: *Analysis and interpretation of freshwater fisheries data* (M.L. Brown, y C.S. Guy, Eds). American Fisheries Society, Bethesda, 961 pp.
- Jolly, G. M. 1965. Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model. *Biometrika* 52: 225–247.
- Junge, C.O. y J. Libosvárský. 1965. Effects of size selectivity on populations estimates based on successive removals with electrical fishing gear. *Zoologické Listy* 14: 171–178.
- Lara, A., J. L. Ponce de León, R. Rodríguez, D. Casane, G. Côté, L. Bernatchez y E. García-Machado. 2010. DNA barcoding of Cuban freshwater fishes: evidence for cryptic species and taxonomic conflicts. *Molecular Ecology Resources* 10: 421–430.
- Lemus, E. 2013. Relaciones filogenéticas en el complejo de especies *Gambusia punctulata* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) en Cuba. Tesis de Diploma. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 104 pp.
- Leslie, P. H. y D. H. S. Davis. 1939. An attempt to determine the absolute number of rats on a given area. *Journal of Animal Ecology* 8: 94–113.
- Martella, M. B., E. Trumper, L. M. Bellis, D. Renison, P. F. Giordano, G. Bazzano y R. M. Gleiser. 2012. Manual de Ecología. Poblaciones: Introducción a las técnicas para el estudio de las poblaciones silvestres. *Reduca (Biología). Serie Ecología* 5 (1): 1–31.
- Mora, C. D., P. Tittensor y R. A. Myers. 2008. The completeness of taxonomic inventories for describing the global diversity and distribution of marine fishes. *Proceeding of the Royal Society B* 275: 149–155.
- Moran, P. A. P. 1951. A mathematical theory of animal trapping. *Biometrika* 38: 307–311.
- Nelson, J. S. 2006. *Fishes of the World*. Cuarta edición. Hoboken: John Wiley & Sons. New Jersey, 601 pp.
- Neumann, D. 2010. Preservation of freshwater fishes in the field. Pp. 587–631. En: *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring* (J. Eymann, J. Gegreef, C. L. Hauser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. Vanden Spiegel, Eds.). Abc Taxa, 632 pp.
- Otis, D. L., K. P. Burnham, G. C. White y D. R. Anderson. 1978. Statistical inference from

- capture data on closed animal populations. *Wildlife Monographs* 62: 1-135.
- Poey, F. 1854. Los guajacones, pececillos de agua dulce. *Memorias de la Historia Natural de la Isla de Cuba* 1 (32): 374-392.
- Ponce de León, J. L. 2012. Estrategias de historia de vida relacionadas con la reproducción de la familia Poeciliidae (Actinopterygii: Cyprinodontiformes) en Cuba: Patrones opuestos en ambientes lóticos y lénticos. Tesis de Doctorado. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 120 pp.
- Ponce de León, J. L. y R. Rodríguez. 2007. Dinámica poblacional de tres especies de Poeciliidae (Teleostei: Cyprinodontiformes) en Govea, un arroyo intermitente de Cuba. *Revista Biología* 21 (1-2): 40-45.
- Ponce de León, J. L. y R. Rodríguez. 2012. Riqueza y abundancia relativa de especies de peces de agua dulce en dos localidades de la Isla de la Juventud, Cuba, al final de época de seca de 2008. *Revista Biología* 22 (1-2): 78-80.
- Ponce de León, J. L. y R. Rodríguez. 2013. Spatial segregation of freshwater fish in an intermittent Cuban stream. *Revista Biología* 22: 31-35.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez, M. Acosta y M. C. Uribe. 2011. Egg size and its relationship with fecundity, newborn length and female size in Cuban poeciliid fishes (Teleostei: Cyprinodontiformes). *Ecology of Freshwater Fish* 20: 243-250.
- Ponce de León, J. L., E. García Machado, R. Rodríguez, I. Ramos García y D. Hernández. 2012a. Peces de agua dulce. Pp. 33-36. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez e I. Ramos. 2012b. *Girardinus cubensis*. Pp. 47-48. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez y F. Núñez. 2013a. Alimentación de juveniles de *Clarias gariepinus* (Teleostei: Clariidae) en un campo de cultivo de arroz en el Sur del Jíbaro, Sancti Spiritus, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas* 2 (1): 43-45.
- Ponce de León, J. L., R. Rodríguez y G. León. 2013b. Life-history patterns of Cuban poeciliid fishes (Teleostei: Cyprinodontiformes). *Zoo Biology* 32: 251-256.
- Ponce de León, J. L., G. León, R. Rodríguez, C. J. Metcalfe, D. Hernández, D. Casane y E. García-Machado. 2014. Phylogeography of Cuban *Rivulus*: Evidence for allopatric speciation and secondary dispersal across a marine barrier. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 79: 404-414.
- Ramos García, I. 2012a. *Nandopsis ramsdeni*. Pp. 44-45. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ramos García, I. 2012b. *Atractosteus tristoechus*. Pp. 46-47. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Ramos García, I., J. L. Ponce de León y R. Rodríguez Silva 2012. *Quintana atrizona*. Pp. 48-50. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (H. González Alonso, L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia. La Habana, 303 pp.
- Reynolds, J. B. 1983. Electrofishing. Pp. 147-164. En: *Fisheries Techniques* (L.A. Nielsen y D. L. Johnson, Eds.). American Fisheries Society. Maryland, 468 pp.
- Ricker, W. 1975. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. *Fisheries Research Board of Canada Bulletin* 191: 1-382.
- Rivas, L. R. 1944. Contributions to the study of the Poeciliid fishes of Cuba. I. Descriptions of six new species of the subfamily Gambusiinae. *Proceedings of the New England Zoological Club* 23: 41-53.
- Rivas, L. R. 1958. The origin, evolution, dispersal and geographical distribution of the Cuban poeciliid fishes of the tribe Girardinini. *The American Philosophical Society* 102: 281-320.
- Rivas, L. R. 1963. Subgenera and species groups in the poeciliid fish genus *Gambusia* Poey. *Copeia* 2: 331-347.
- Rodríguez, R. 2015. *Rivulus berovidesi*, a new killifish species (Teleostei: Rivulidae) from western Cuba. *Zootaxa* 3949 (2): 289-296.
- Rodríguez-Machado, S. y T. M. Rodríguez-Cabrera. 2015. First record of native amphibian predation by the invasive alien African catfish *Clarias gariepinus* (Siluriformes, Clariidae) in Cuba. *Pan-American Journal of Aquatic Sciences* 10 (3): 254-258.
- Rosen, D. E. y R. M. Bailey. 1963. The poeciliid fishes (Cyprinodontiformes), their structure, zoogeography, and systematics. *Bulletin of the*

- American Museum of Natural History* 126: 1-176.
- Schnabel, Z. E. 1938. The estimation of the total fish population of a lake. *American Mathematician Monthly* 45: 348-352.
- Schwarz, C. J. y G. A. F. Seber. 1999. A review of estimating animal abundance III. *Statistical Science* 14: 427-456.
- Seber, G. A. F. 1982. *The estimation of animal abundance and related parameters*. Charles Griffin & Company, London, 654pp.
- Singh, B. N. y G. M. Hughes. 1971. Respiration of an air breathing catfish *Clarias batrachus* (Linn). *Experimental Biology* 55: 421-434.
- Snyder, D. E. 1995. Impacts of electrofishing on fish. *Fisheries Research* 20: 26-27.
- UICN, 2001. *Categorías y Criterios de la Lista Roja de la UICN*. Versión 3.1. Comisión de Supervivencia de Especies de la UICN. UICN, Gland, Suiza y Cambridge, Reino Unido. 33 pp.
- Ulmo-Díaz, G., J. Castellanos-Gell, J. L. Ponce de León, D. Casane, A. Hurtado y E. García-Machado. 2016. Evidence of very low genetic diversity of Cuban gar (*Atractosteus tristoechus*). *Revista de Investigaciones Marinas* 36 (2).
- Vales, M., A. Álvarez, L. Montes y A. Ávila (Eds.). 1998. Pisces. Pp. 202-203. En: *Estudio nacional sobre la diversidad biológica en la República de Cuba*. CESYTA. Madrid, 480 pp.
- Van Deventer, J. S. 1989. Microcomputer software system for generating population statistics from electrofishing Data-User's Guide for MicroFish 3.0. USDA Forest Service, General Technical Report INT-254, 29 pp.
- Vergara, R. R. 1992. *Principales características de la ictiofauna dulceacuícola cubana*. Información adicional (N. R. Garrido, Ed.). Editorial Academia, La Habana, 27 pp.
- Walton, W. E. 2007. Larvivorous fish including *Gambusia*. *Journal of the American Mosquito Control Association* 23:184-220.
- Welcomme, R. L. 1988. *International introductions of inland aquatic species*. FAO Fisheries Technical Paper 294. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, 303 pp.
- White, G. C. 2008. Closed population estimation models and their extensions in program MARK. *Environmental and Ecological Statistics* 15: 89-99.
- Zamora, L., A. Vilay J. Naspleda. 2009. La biota de los ríos: los peces. Pp. 271-291. En: *Conceptos y técnicas en ecología fluvial* (A. Elosegí y S. Sabater, Eds.). Fundación BBVA, Bilbao, 437 pp.
- Zippin, C. 1956. An evaluation of the removal method of estimating animal populations. *Biometrics* 12: 163-189.
- Zippin, C. 1958. The removal method of population estimation. *Journal of Wildlife Management* 22: 82-90.



Nandopsis ramsdeni. © S. León.

Anexo 17.1. Clasificación taxonómica de los peces de agua dulce de Cuba; * indica endemismo de Cuba.

Orden: Familia	Especie	Nombre común
Anguilliformes: Anguillidae	<i>Anguilla rostrata</i> (Lesueur, 1817)	Anguila americana
Atheriniformes: Atherinidae	<i>Alepidomus evermanni</i> (Eigenmann, 1903)*	Cabezote
Cyprinodontiformes: Cyprinodontidae	<i>Cyprinodon variegatus</i> La Cepède, 1803	Cachorro
	<i>Cubanichthys cubensis</i> (Eigenmann, 1903)*	Neón cubano
Cyprinodontiformes: Fundulidae	<i>Fundulus grandis</i> Baird y Girard, 1853	Guasábalo
Cyprinodontiformes: Poeciliidae	<i>Gambusia punctata</i> Poey, 1854*	Gambusia cubana
	<i>Gambusia puncticulata</i> Poey, 1854	Gambusia del Caribe
	<i>Gambusia rhizophorae</i> Rivas, 1969	Gambusia de manglar
	<i>Girardinus metallicus</i> Poey, 1854*	Guajacón metálico
	<i>Girardinus falcatus</i> (Eigenmann, 1903)*	Guajacón de vientre amarillo
	<i>Girardinus creolus</i> (Garman, 1895)*	Guajacón creol
	<i>Girardinus microdactylus</i> Rivas, 1944*	Guajacón
	<i>Girardinus uninonatus</i> Poey, 1860*	Guajacón
	<i>Girardinus cubensis</i> (Eigenmann, 1903)*	Guajacón
	<i>Girardinus denticulatus</i> (Garman, 1895)*	Guajacón
	<i>Limia vittata</i> Guichenot, 1853*	Limia cubana
Cyprinodontiformes: Rivulidae	<i>Quintana atrizona</i> Hubbs, 1934*	Guajacón barrado
	<i>Kryptolebias marmoratus</i> (Poey, 1880)	Rivulus de manglar
	<i>Rivulus beroidesi</i> Rodríguez, 2015*	Rivulus verde
Gasterosteiformes: Syngnathidae	<i>Rivulus cylindraceus</i> Poey, 1860*	Rivulus verde
Gasterosteiformes: Syngnathidae	<i>Microphis lineatus</i> (Kaup, 1856)	Pez pipa
Lepisosteiformes: Lepisosteidae	<i>Atractosteus tristoechus</i> (Bloch y Schneider, 1801)*	Manjuarí
Mugiliformes: Mugilidae	<i>Agonostomus monticola</i> (Bancroft en Griffith y Smith, 1834)	Dajao
	<i>Joturus pichardi</i> Poey, 1860	Bobo
	<i>Mugil curema</i> Valenciennes en Cuvier y Valenciennes, 1836	Lisa blanca, Liseta
	<i>Mugil incilis</i> Hancock, 1830	Liseta
	<i>Mugil hospes</i> Jordan y Culver, 1895	Lebranchito
	<i>Mugil liza</i> Valenciennes en Cuvier y Valenciennes, 1836	Lisa, Lebranchito
	<i>Mugil longicauda</i> Guitart y Álvarez-Lajonchere, 1976	Lisa rabúa
	<i>Mugil rubrioculus</i> Harrison, Nirchio, Oliveira, Ron y Gaviria, 2007	Lisa ojicandela
	<i>Mugil trichodon</i> Harrison, Nirchio, Oliveira, Ron y Gaviria, 2007	Lisa plateada

Anexo 17.1 (continuación). Clasificación taxonómica de los peces de agua dulce de Cuba; * indica endemismo de Cuba.

Orden: Familia	Especie	Nombre común
Ophidiiformes: Bythitidae	<i>Lucifuga dentata</i> Poey, 1858*	Pez ciego
	<i>Lucifuga simile</i> Nalbant, 1981*	Pez ciego
	<i>Lucifuga subterranea</i> Poey, 1858*	Pez ciego
Perciformes: Cichlidae	<i>Nandopsis tetracanthus</i> (Valenciennes, 1831)*	Biajaca
	<i>Nandopsis ramsdeni</i> (Fowler, 1938)*	Joturo, Biajaca frentona o del Guaso
Perciformes: Eleotridae	<i>Eleotris pisonis</i> (Gmelin, 1789)	
	<i>Dormitator cubanus</i> (Ginsburg, 1953)*	
	<i>Dormitator maculatus</i> (Bloch, 1792)	
	<i>Gobiomurus dormitor</i> La Cèpède, 1800	Guabina de ley, Guabina dormilona
Perciformes: Gobiiesocidae	<i>Gobiesox nudus</i> (Linnaeus, 1758)	Chupapiedras
Perciformes: Gobiidae	<i>Awaous banana</i> (Valenciennes 1837)	Gobio de río
	<i>Lophogobius cyprinoides</i> (Pallas, 1770)	Guabina, mapo
	<i>Sicydium plumieri</i> (Bloch, 1786)	Sirajo
	<i>Sicydium altum</i> Meek, 1907	
Synbranchiformes: Synbrachidae	<i>Ophisternon aenigmaticus</i> Rosen y Greenwood, 1976	Mamporro

Anexo 17.2. Especies de peces de agua dulce de Cuba con algún grado de amenaza, los valores en paréntesis indican los criterios de la UICN (2001).

Especie	Categoría de amenaza		Referencia
	CUBA	UICN	
<i>Lucifuga dentata dentata</i>	Casi Amenazada	Vulnerable	García y Hernández, 2012a
<i>Lucifuga dentata holguinensis</i>	En Peligro Crítico (A2ce; B1+B2ab)	Vulnerable	García <i>et al.</i> , 2012
<i>Lucifuga simile</i>	En Peligro Crítico (A2ce;B1+B2ab)	Vulnerable	García y Hernández, 2012b
<i>Lucifuga subterranea</i>	Vulnerable (D1+2)	Vulnerable	García y Hernández, 2012c
<i>Nandopsis ramsdeni</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	Vulnerable	Ramos, 2012a
<i>Atractosteus tristoechus</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	Vulnerable	Ramos, 2012b
<i>Girardinus cubensis</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	Vulnerable	Ponce de León <i>et al.</i> , 2012b
<i>Quintana atrizona</i>	En Peligro (A1bcde; 2bcde; B2cd)	No Evaluada	Ramos <i>et al.</i> , 2012

Anexo 17.3.1. Planilla para la caracterización de la ictiofauna en ecosistemas de agua dulce.

Nombre del acuario				Planilla llenada por			
Provincia				Institución			
Latitud	Comentarios			Motivo del muestreo			
Longitud				Fecha		Hora	
Número del individuo	Especie	Sexo	Estadio	Largo estándar (mm)	Largo total (mm)	Peso (g)	Número de ectoparásitos evidentes
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
11							
12							
13							
14							

Anexo 17.3.2. Planilla para la caracterización física y química del acuatorio (primera parte), modificado de Barbour *et al.* (1999).

Nombre del acuatorio			Planilla llenada por		
Provincia			Institución		
Sitio de muestreo			Fecha		
Latitud			Hora		
Longitud			Motivo del muestreo		
CONDICIONES CLIMÁTICAS	Al momento del muestreo		Pasadas 24 horas		¿Ha llovido mucho en los últimos 7 días? Sí___ No___
	___tormenta ___lluvia moderada ___llovizna		___tormenta ___lluvia moderada ___llovizna		Temperatura del aire ___°C
	___nubosidad (%) ___soleado		___nubosidad (%) ___soleado		Otros datos de interés
MAPA DEL LUGAR			ESQUEMA O FOTO DEL SITIO DE MUESTREO		
CARACTERIZACIÓN DEL ACUATORIO	Subsistema		Origen		Área de captura ___ km ²
	___ permanente		___ montaña		
	___ intermitente		___ ciénaga		
			___ otro ()		
COMPOSICIÓN INORGÁNICA DEL SUSTRATO (debe sumar 100%)			COMPOSICIÓN ORGÁNICA DEL SUSTRATO (no necesariamente debe sumar 100%)		
Tipo	Diámetro	Composición (%) en el área muestreada	Tipo	Característica	Composición (%) en el área muestreada
Fondo rocoso			Detrito	palos, madera, restos de plantas	
Rocas grandes	> 256 mm				
Rocas medianas	256-64 mm		Fango/Lodo	negro, materia orgánica muy fina	
Gravilla	64-2 mm				
Arena	2-0,06 mm		Marga	gris, fragmentos de conchas	
Fango	< 0,06 mm				

Anexo 17.3.2 (continuación). Planilla para la caracterización física y química del acuatorio (primera parte), modificado de Barbour *et al.* (1999).

CARACTERÍSTICAS DEL ÁREA CIRCUNDANTE	Uso predominante de la vegetación circundante. <input type="checkbox"/> Forestal <input type="checkbox"/> Pastoreo <input type="checkbox"/> Agricultura <input type="checkbox"/> Residencial <input type="checkbox"/> Industrial <input type="checkbox"/> Otro	
	Contaminación local. <input type="checkbox"/> No evidente <input type="checkbox"/> Algunas fuentes potenciales <input type="checkbox"/> Fuentes evidentes	
	Erosión local. <input type="checkbox"/> Ninguna <input type="checkbox"/> Moderada <input type="checkbox"/> Fuerte	
VEGETACIÓN RIBEREÑA (18 m amortiguamiento)	Vegetación dominante. <input type="checkbox"/> Árboles <input type="checkbox"/> Arbustos <input type="checkbox"/> Hierbas <input type="checkbox"/> Herbáceas Especies dominantes _____	
CARACTERÍSTICAS DEL ACUATORIO	Largo estimado _____ m Ancho estimado _____ m Área de muestreo _____ m ² Profundidad estimada _____ m Velocidad de la corriente _____ m/seg Marca del máximo nivel de agua observado en la ribera _____ m	Cobertura del dosel <input type="checkbox"/> Abierto parcialmente <input type="checkbox"/> Sombreado parcialmente <input type="checkbox"/> Sombreado
	Proporción y tipo de morfología de los tramos del acuatorio <input type="checkbox"/> Agua corriente _____% <input type="checkbox"/> Poceta _____% <input type="checkbox"/> Saltos _____%	Canalización <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No
		Embalses/presas cercanos <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No
VEGETACIÓN ACUÁTICA	Vegetación dominante <input type="checkbox"/> Raíces emergidas <input type="checkbox"/> Raíces sumergidas <input type="checkbox"/> Raíces flotantes <input type="checkbox"/> Sin vegetación flotante <input type="checkbox"/> Algas flotantes <input type="checkbox"/> Algas fijas al fondo Especies dominantes _____ Vegetación acuática en el tramo muestreado _____%	
CALIDAD DEL AGUA	Temperatura _____ Conductividad específica _____ Oxígeno disuelto _____ pH _____ Turbidez _____ Propiedades y precisión del instrumento usado	Olor del agua <input type="checkbox"/> Normal/ninguno <input type="checkbox"/> Aguas residuales <input type="checkbox"/> Petróleo <input type="checkbox"/> Químicos <input type="checkbox"/> Pescados <input type="checkbox"/> Otro
		Turbidez (a simple vista) <input type="checkbox"/> Limpio <input type="checkbox"/> Ligeramente turbio <input type="checkbox"/> Turbio <input type="checkbox"/> Opaco <input type="checkbox"/> Manchado <input type="checkbox"/> Otro
		Manchas de aceites <input type="checkbox"/> No evidentes <input type="checkbox"/> Evidentes
CALIDAD DEL SUSTRATO/ SEDIMENTO	Olores. <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Aguas residuales <input type="checkbox"/> Petróleo <input type="checkbox"/> Químicos <input type="checkbox"/> Anaerobio <input type="checkbox"/> Ninguno <input type="checkbox"/> Otro	
	Sedimento. <input type="checkbox"/> Residuales <input type="checkbox"/> Serrín <input type="checkbox"/> Fibroso <input type="checkbox"/> Arena <input type="checkbox"/> Conchas <input type="checkbox"/> Otro	
	Aceites. <input type="checkbox"/> Ausentes <input type="checkbox"/> Ligeros <input type="checkbox"/> Moderados <input type="checkbox"/> Muy evidentes	
	Color negro en la base de las rocas que no están muy profundas. <input type="checkbox"/> Sí <input type="checkbox"/> No	

CAPÍTULO

18

ANFIBIOS



Peltophryne peltocephala

ANFIBIOS

ROBERTO ALONSO BOSCH¹
L. YUSNAVEL GARCÍA PADRÓN²

1. Museo de Historia Natural "Felipe Poey", Universidad de La Habana
2. Museo de Historia Natural "Tranquilino Sandalio de Noda", Pinar del Río



Peltophryne florentinoi © L. Gómez

INTRODUCCIÓN

La diversidad de anfibios está disminuyendo a escala global, se conocen más de 7500 especies y cerca del 41 % de ellas están amenazadas (Stuart *et al.*, 2004; Pounds *et al.*, 2006; AmphibiaWeb, 2016). Entre las principales causas de este fenómeno se han identificado el cambio de uso del suelo (pérdida o alteración de los hábitats), la introducción de especies invasoras, la sobreexplotación, el cambio climático global y las enfermedades emergentes (Wake y Vredenburg, 2008; Catenazzi, 2015). Sin embargo, la sinergia entre más de una de estas causas a escala local parece ser la interpretación más coherente al decline de las poblaciones (Hof *et al.*, 2011; Mantyka-Pringle *et al.*, 2012).

Hasta la fecha, Cuba cuenta con unas 68 especies reconocidas de anfibios (Fig. 18.1, Anexo 18.1), lo que constituye casi un ter-

cio de la fauna de estos vertebrados en las Antillas (Caribherp, 2016). De los tres órdenes en que se agrupan los anfibios, solo Anura está representado en el archipiélago y son cuatro las familias e igual número de géneros las que componen la batracofauna cubana (Tabla 18.1, Anexo 18.2). Se destaca el género *Eleutherodactylus* por su diversidad y endemismo, en tanto el archipiélago alberga la mayor riqueza de especies de *Peltophryne*, un género endémico de las Antillas Mayores, cuyas representantes son todos exclusivos de sus respectivas islas. De las cinco especies de anfibios introducidos en Cuba (*Hoplobatrachus tigerinus*, *Lithobates catesbeianus*, *Osteocephalus* sp., *Pseudacris crucifer*, y *Rhinella marina*), solo una de ellas (*L. catesbeianus*) ha logrado expandirse en los ecosistemas cubanos (Borroto-Páez *et al.*, 2015).

Según la UICN (2016), Cuba figura entre los países con mayor cantidad de especies de

Tabla 18. 1. Diversidad y endemismo de especies de anfibios en el archipiélago cubano*

Familias	Géneros	Especies	% Endemismo
Bufonidae	<i>Peltophryne</i>	8	100
Eleutherodactylidae	<i>Eleutherodactylus</i>	58	98,3
Hylidae	<i>Osteopilus</i>	1	0
Ranidae	<i>Lithobates</i>	1	0

* Cuba es uno de los primeros diez países del mundo con mayor porcentaje de endémicos (Stuart *et al.*, 2008).

anfibios bajo alguna categoría de amenaza. En el Libro Rojo de los Vertebrados Cubanos (González *et al.*, 2012), de las 61 especies evaluadas, aproximadamente 44 % de estas fueron categorizadas como amenazadas (Anexo 18.1). La mayoría de ellas bajo la categoría Vulnerable por su reducida distribución geográfica, y solo para dos se han detectado declines en el número de localidades conocidas (Anexo 18.1). Sin embargo, poco se conoce acerca de la estructura y densidad poblacional de la mayoría de las especies (Fong *et al.*, 2010) y de los principales riesgos que estas afrontan en sus respectivos hábitats (Rodríguez, 2012).

Aunque en los últimos dos siglos se han dado a conocer numerosas listas de especies de anfibios de Cuba (Gundlach, 1880; Barbour y Ramsden, 1919; Alayo, 1955; Buide, 1967; Garrido y Jaume, 1984; Díaz y Cádiz, 2008;

Estrada, 2012; Rivalta *et al.*, 2014), con información por localidades (Estrada *et al.*, 1987; Novo *et al.*, 1987; Estrada, 1994; Hedges, 1999; Fong, 2000; Rivalta, 2000; Fong y Navarro, 2001; Rivalta *et al.*, 2014), pocos son los trabajos que brindan detalles sobre los métodos y técnicas empleadas (Fong, 2010; Fong *et al.*, 2010). En un esfuerzo por contribuir al conocimiento de la biodiversidad cubana, utilizando una aproximación a la metodología de inventarios rápidos (Sayre *et al.*, 2000), entre los años 2005-2006, fueron publicados varios informes que recogen los resultados de los inventarios florísticos y faunísticos de varias localidades de la isla, donde se incluyeron los anfibios (Díaz y Abreu, 2005; Díaz *et al.*, 2005; Fong *et al.*, 2005; Fong, 2006).



Figura 18.1. Representatividad de la diversidad de anfibios presentes en Cuba. A. *Peltophryne gundlachi*, B. *P. longinasa*, C. *E. empusa*, D. *P. taladai*, E. *Eleutherodactylus acmonis*, F. *E. dimidiatus*, G. *E. atkinsi*, H. *E. goini* e I. *E. zugii*.



Figura 18.1 (continuación). J. *Eleutherodactylus caspari*, K. *E. limbatus*, L. *E. ricardii*, M. *E. orientalis*, N. *E. iberia*, Ñ. *E. guanahacabibes*, O. *E. klinikowskii*, P. *E. blairhedgesi*, Q. *E. thomasi*, R. *E. greyi*, S. *E. symingtoni*, T. *E. eileenae*, U. *E. olibrus*, V. *Osteopilus septentrionalis* en amplexus y W. *Lithobates catesbeianus*. © R. Alonso (A, D, E, L, N), © L. Y. García (B, G, Ñ, S, U), © T. M. Rodríguez (I, Q), © A. I. Castellón (C), © R. Teruel (M) y © C. A. Mancina (T).

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

CONSIDERACIONES GENERALES PREVIAS

Antes de recomendar cuales podrían ser los métodos y técnicas más apropiados para inventariar y monitorear exitosamente la diversidad de anfibios de Cuba (“el cómo”), primero hay que tener claro qué es lo que se desea inventariar específicamente, además de dónde y cuándo debemos llevar a cabo el estudio. Algunas especies viven en hábitats próximos a las costas, en zonas bajas o llanuras al nivel del mar, mientras otras habitan tierra adentro, ocupando incluso las cotas máximas de altitud en los principales macizos montañosos de la isla (Hedges, 1999; Rivalta *et al.*, 2014). Un gran número de especies se encuentran asociadas a hábitats boscosos, en tanto otras exhiben mayor plasticidad ecológica, lo cual les ha permitido sobrevivir en una gran diversidad de ambientes, incluso en sitios perturbados por la actividad humana (Henderson y Powell, 2009).

Se debe tener en cuenta que la mayor parte de la fauna de anfibios de Cuba es de hábitos terrestres, muchos de ellos se han independizado casi totalmente del agua para la reproducción. Solo diez especies (ocho bufónidos, un hílido y un ránido) acuden a los cuerpos de agua para la reproducción, donde tiene lugar el amplexus, la ovoposición, el desarrollo larval y la metamorfosis. Los eleuterodactílicos frecuentan sitios húmedos protegidos de la desecación y la depredación, donde desarrollan todas sus actividades vitales, incluidas la alimentación y la reproducción (Díaz y Cádiz, 2008). En los ecosistemas boscosos cubanos suele apreciarse una segregación espacial entre las especies, las que exhiben adaptaciones morfológicas, ecológicas y conductuales para la vida en los diferentes microhábitats (Díaz y Cádiz, 2008).

Los individuos de algunas especies de estas comunidades se encuentran exclusivamente adaptados a la vida entre la hojarasca y otros componentes del suelo (Fig. 18.2A); este quizás sea el grupo más abundante y diverso entre los anfibios de una comunidad. Otras



Figura 18.2. Ejemplos de la diversidad de ecomorfos dentro del género *Eleutherodactylus*. A. De suelo y hojarasca: *Eleutherodactylus emiliae*, B. De suelo y vegetación herbácea: *E. varleyi*, C. Arborícola: *E. auriculatus*, D. Bromeliadícola: *E. quantanamera*, E. Ribereña: *E. riparius*, F. Cavernícola-lapidícola: *E. zeus*. © L. Y. García (E, F), © R. Alonso (D), © S. L. del Castillo (C) y © L. Larramendi (B).

desarrollan gran parte de su actividad en el estrato herbáceo (Fig. 18.2B), mientras un grupo, quizás el más conspicuo dada su abundancia y el atractivo de sus vocalizaciones, está representado por tres o cuatro especies y ocupa sitios elevados entre las ramas, hojas y troncos de la vegetación arbustiva y arbórea (Fig. 18.2C), con la mayor especialización en las ranas bromeliadícolas (Fig. 18.2D), que son aquellas que desarrollan gran parte de su ciclo de vida en las bromeliáceas epifíticas del dosel del bosque. En las márgenes de ríos, arroyos, lagunas, presas, estanques y otros cuerpos de agua usualmente aparecen una o dos especies con hábitos riparinos y adaptaciones a la vida ribereña (Fig. 18.2E). Otro grupo perfectamente distinguible dentro de una comunidad de anfibios cubanos, está constituido por aquellas especies con hábitos cavernícolas-lapidícolas que frecuentan solapas, abrigos rocosos, oquedades entre las rocas, cuevas, cavernas y otras formaciones cársicas (Fig. 18.2F). Es por ello que a la hora de realizar un inventario debe considerarse que el muestreo podría abarcar zonas bajas, llanuras y montañas, cuerpos de agua dulce o salobre (lénticos y lóticos, perennes o temporales), áreas abiertas o boscosas, abrigos rocosos y cavernas, entre otros microhábitats (Fig. 18.3A-F).

Para realizar los inventarios es preciso considerar en qué momento las especies focales son más activas, por ello el periodo de muestreo debe ajustarse al de mayor actividad diaria y estacional. Los monitoreos de anfibios deberán llevarse a cabo por lo menos dos veces al año, para incluir los cambios estacionales asociados a los periodos de seca y de lluvia. Sin embargo, inicialmente se sugiere hacer tres a cuatro monitoreos por año, especialmente en sitios poco estudiados (Ibañez, 2014). Algunos autores han apuntado que el inicio de la temporada lluviosa es el mejor momento para el muestreo de anfibios, dadas las condiciones de temperatura y humedad (Duellman, 1995), pero las precipitaciones intensas suelen afectar la conducta de muchos individuos adultos, y ocasionar daños a huevos y larvas.

Los anuros son mayoritariamente nocturnos (Wells, 2007), en Cuba la mayor parte de las especies son activas desde el atardecer y las primeras horas de la noche. Algunas tienen cortos picos de actividad, mientras otras permanecen activas durante toda la madrugada. Unas pocas especies tienen actividad diurna (e.g. las ranas del grupo *Eleutherodactylus limbatus*) o crepuscular (e.g. algunas especies del grupo *E. auriculatus*). En nuestro país no se ha investigado la influencia de la fase lunar sobre la actividad y detectabilidad de los anfibios, no obstante se sugiere evitar las noches de luna llena. Los muestreos de huevos y larvas deben realizarse durante el día para garantizar una mayor fiabilidad en la toma y cuantificación de datos.

Otro aspecto importante a tener en cuenta es el número de réplicas que deben realizarse para cada muestreo. Se sugiere hacer tantas réplicas como sean posibles, pero como mínimo se deben tener tres en cada hábitat seleccionado, de manera que esto pueda ofrecer un cuadro representativo de la diversidad del área de estudio y pueda ser utilizado con fines comparativos en el tiempo y el espacio.

Paralelamente a la toma de datos de los individuos se debe recopilar información sobre las variables abióticas y climatológicas (e.g. temperaturas del aire, humedad relativa, velocidad y dirección del viento; en el caso del agua: pH, conductividad del agua, etc.), las características del hábitat (topografía, tipo de suelo, formación vegetal, cobertura y altura de la vegetación; en ambientes acuáticos, si es de tipo léntico o lótico, profundidad del agua, grado de perturbación antropogénica, etc.). Se recomienda obtener datos sobre las condiciones ambientales al comenzar y al finalizar los muestreos. Los valores de temperatura y acumulados de precipitación a largo plazo en las áreas de estudio son también importantes para los inventarios.

En el diseño de los inventarios deben considerarse además otros aspectos claves como, la disponibilidad de personal y tiempo para hacer los muestreos, así como el equipamiento disponible. De igual manera se debe tener

en cuenta cuales son los materiales indispensables para lograr obtener la información deseada. La lista de materiales podría incluir: libreta de notas, planillas diseñadas a los efectos (Anexo 18.3), lápices y marcadores indelebiles, cintas de colores para señalar el área de trabajo, calibrador y balanzas para medir la longitud hocico-cloaca y estimar la masa corporal de los animales respectivamente, un equipo de posicionamiento global (GPS) para la ubicación y localización precisa de las áreas trabajadas, así como el equipamiento necesario para la medición de las variables ambientales (e. g. termo-higrómetro, termómetros para medir la temperatura del agua y los sustratos, anemómetros, etc.). La toma de datos climatológicos puede hacerse de forma manual activa o de forma automática pasiva, en función de la disponibilidad de tiempo, personal capacitado y equipamiento.

INVENTARIOS Y MONITOREOS DE ADULTOS Y JUVENILES

350

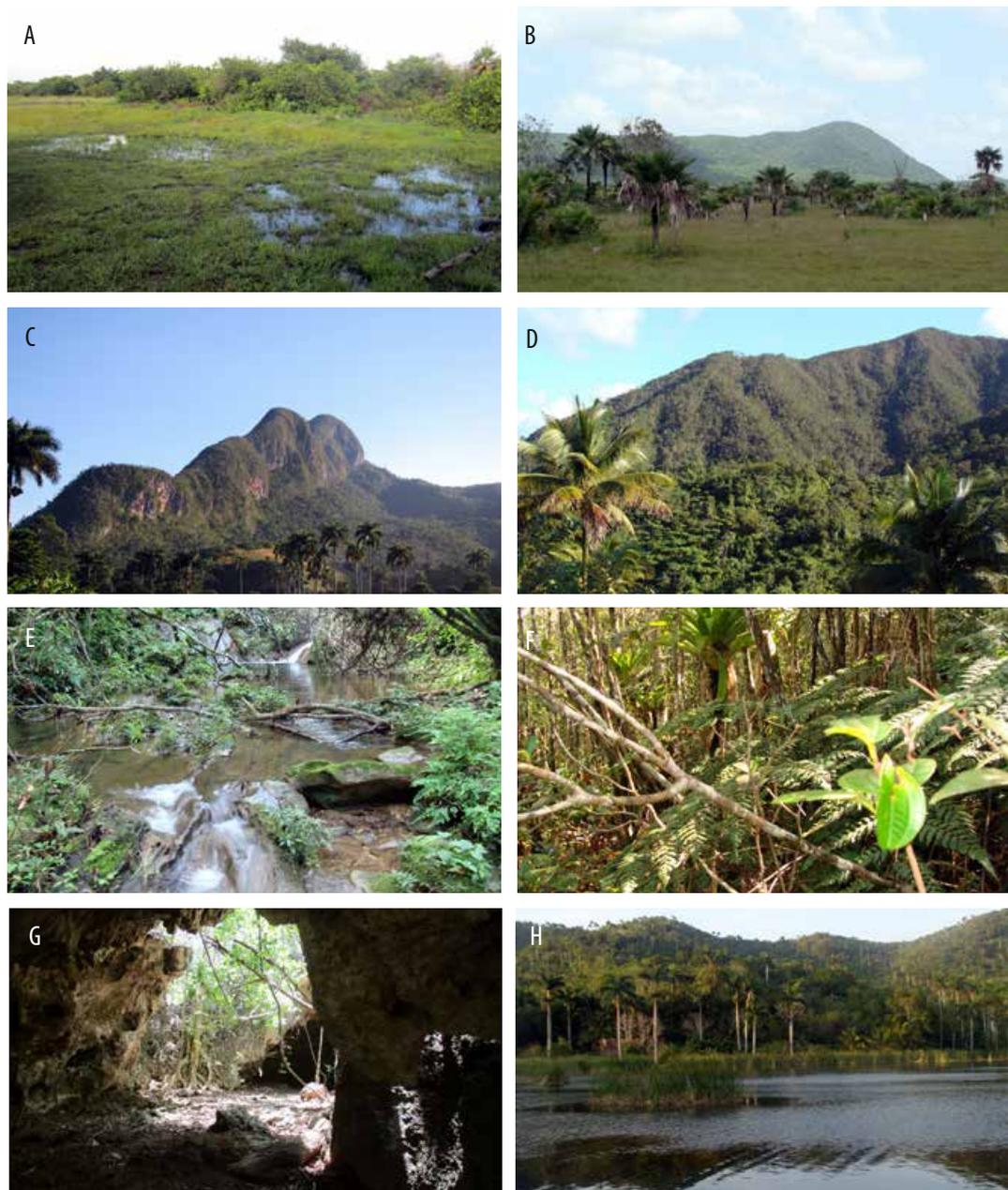
Varios son los métodos descritos y evaluados para realizar inventarios y monitoreo de poblaciones de anfibios (Heyer *et al.*, 1994; Pearman *et al.*, 1995; Parris, 1999; Lips *et al.*, 2001; Rodda *et al.*, 2001; Rödel y Ernst, 2004;

Angulo *et al.*, 2006). Estos pueden brindar información sobre la riqueza de especies, la densidad de individuos e incluso ofrecer datos sobre la fenología y la dinámica poblacional de cada una de ellas en una localidad dada. La efectividad de estas metodologías varía de acuerdo con el tipo de hábitat y la detectabilidad de las especies (Doan, 2003). En la Tabla 18.2 se ofrece una valoración de cada uno de los métodos para que el investigador pueda decidir cuál de ellos elegir en función de los objetivos y las realidades concretas de su investigación.

A continuación se exponen algunos de los métodos más comúnmente utilizados, aunque para obtener información más detallada de cada uno de estos, se recomienda consultar Heyer *et al.* (1994). Estos métodos, aunque estandarizados, son flexibles y susceptibles a cambios para una mejor adecuación a las condiciones locales. La combinación de dos o más de ellos, permitiría obtener una información más completa de la diversidad y abundancia de anfibios del área de estudio. En el Anexo 18.3 se ofrecen algunas planillas para facilitar la toma de datos según el método empleado.

Tabla 18.2. Factores a considerar para la selección de técnicas estándares, adaptado de Heyer *et al.* (1994).

TECNICA	INFORMACIÓN OBTENIDA	INVERSIÓN DE TIEMPO	COSTO	PERSONAL
Inventarios completos de especies	Riqueza de especies	Alta	Barato	1 persona
Transectos de franja auditiva	Abundancia relativa	Media	Moderadamente caro	1 persona
Muestreo de parcelas	Densidad	Alta	Barato	1 o más
Muestreo de transectos	Densidad	Alta	Barato	1 o más
Grabaciones automáticas	Riqueza de especies	Baja	Caro	1 persona
Trampas de caídas	Riqueza de especies y Abundancia relativa	Alta	Moderadamente caro	3 o más
Cercas de desvío con trampas de caídas	Riqueza de especies y Abundancia relativa	Alta	Moderadamente caro	3 o más
Inventario en sitios de apareamiento	Abundancia relativa	Media	Barato	1 o más
Inventario de larvas	Densidad o abundancia relativa	Media	Moderadamente caro	1 o más



1. INVENTARIOS COMPLETOS DE ESPECIES (búsqueda libre y sin restricciones). Según Rueda-Almonacid *et al.* (2006) este es el método más eficiente, por parte de personal experimentado, para detectar el mayor número de especies en el menor tiempo. Consiste en buscar anfibios en todos los microhábitats disponibles, durante el día y la noche, sin restricciones de tiempo, distancia o área. No obstante, se recomienda cuantificar el número de observadores y el número de horas muestreadas. La riqueza estimada podría ser predicha mediante curvas de acumulación de especies, exponencial o logarítmica, en función del esfuerzo de muestreo y el tamaño y heterogeneidad del hábitat muestreado; también podrían emplearse análisis de regresión. En Cuba este método se recomienda para muestrear especies que viven en hábitats homogéneos (*e. g.* bosques de pinos, vegetación costera) o en áreas pequeñas (*e. g.* pequeños cayos ó islotes, parches aislados de vegetación, etc.).

2. INSPECCIÓN POR ENCUENTRO VISUAL. Consiste en que, durante un tiempo fijo, el investigador caminando observa y cuenta todos los animales detectados. La búsqueda puede realizarse en direcciones al azar, a lo largo de transectos o en cuadrantes (Fig. 18.4 A-C). Este método es utilizado para la evaluación rápida en grandes áreas boscosas donde la visibilidad sea buena. Debe de evitarse hacer los inventarios cerca de caminos y trochas usadas por pobladores locales. En Cuba puede ser utilizado para ranas de hojarasca, arborícolas que frecuenten los estratos

arbóreos y arbustivos bajos, y algunas riparianas que habitan bosques de galerías relativamente abiertos. Esto requiere por supuesto que cada individuo observado sea considerado una sola vez. La abundancia relativa, para fines comparativos, podría ser estimada en función del tiempo.

3. MUESTREO DE TRANSECTOS. Son recorridos de longitud previamente establecida que permiten evaluar diferencias faunísticas entre varias áreas (gradientes topográficos y de hábitats, zonas con diferentes tipos de vegetación, etc.). Se recomienda que el trazado de cada transecto sea debidamente señalado (banderillas o cintas de colores) para garantizar el éxito del muestreo y sus réplicas, durante el estudio o en investigaciones futuras. Los transectos deben disponerse de forma perpendicular y alejada entre 5 y 10 m del acceso, camino o trocha (Lips *et al.*, 2001), en tanto deberán espaciarse unos de otros entre 50 y 250 metros (Lips *et al.*, 2001; Doan, 2003; Rueda-Almonacid *et al.*, 2006).

a) TRANSECTOS DE REGISTRO DE ENCUENTROS VISUALES (REV). El método consiste en que dos o más personas caminan lentamente a lo largo de un transecto y cuidadosamente buscan ranas en todos los microhábitats posibles. Se pueden realizar inspecciones limitada por distancia (*e. g.* 400 m) o tiempo (1 hora de búsqueda) o una combinación de ambos (*e. g.* un transecto de 400 m inspeccionado en una hora). La distancia efectiva para encontrar ranas visualmente es aproximadamente de 1 a 3 m a cada lado del transecto, dependiendo

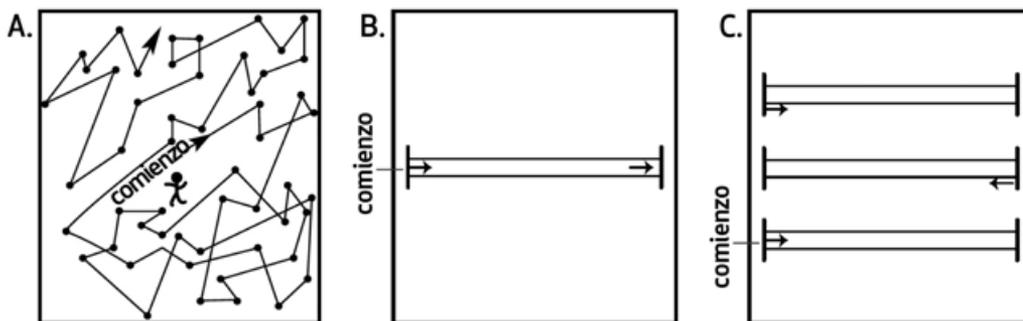


Figura 18.4. Diseño de rutas para inspecciones visuales en el interior de un bosques. A. En direcciones al azar. B. A lo largo de transectos lineales. C. En transectos múltiples paralelos, adaptado de Heyer *et al.* (2001).

de la densidad de la vegetación. Para mayor eficiencia se sugiere lo realicen dos personas, una hace las observaciones, mientras la otra registra la información.

En la medida de lo posible se hace necesario determinar la especie, sexo y edad (adulto, juvenil) de cada ejemplar avistado. Deberá también medirse la longitud y peso de cada individuo, registrar la información básica sobre su actividad, hora de captura y el sustrato donde fue detectado. Deberá registrarse además la localización de cada animal en relación a la marca más cercana en el transecto, así como las variables ambientales que se requieran. El animal deberá manipularse lo menos posible y liberarse rápidamente en el mismo sitio de captura. En nuestro país estos transectos pueden ser efectivos en el inventario y monitoreo de ranas terrestres, arborícolas (en el interior del bosque), riparinas (a lo largo del curso de un cuerpo de agua) y cavernícolas-lapidícolas (en el interior de una cueva o caverna).

b) **TRANSECTOS DE FRANJA AUDITIVA.** Los transectos auditivos son similares a los encuentros visuales, pero se basan en la detección de las señales acústicas especie-específicas emitidas por los machos adultos (vocalizaciones) para atraer a las hembras durante la época reproductiva. Los observadores identifican y cuantifican el número de machos vocalizando a lo largo de un transecto. Para ello deben estar lo suficientemente entrenados, o disponer de un equipo reproductor (e. g. CD ó MPEG-4) con las vocalizaciones de la mayor parte de las especies conocidas de la zona para facilitar la identificación. Individuos juveniles, hembras, o no aptas para el apareamiento no son detectados mediante inventarios auditivos, se recomienda que se utilice en combinación con los transectos de registro de encuentros visuales. En ocasiones puede estimarse el número de individuos vocalizando; Bishop *et al.* (1995) recomendaron rangos para la estimación de la densidad poblacional de machos cantores, estos son: 1. para un macho individual, 2. coros de 2 a 5, 3. coros de 6 a 10, y 4. coros de más de 10 machos.

En nuestro país los inventarios auditivos resultan efectivos para identificar y cuantificar individuos de especies que vocalizan desde los diferentes estratos del bosque, desde el suelo hasta el dosel, siempre y cuando las vocalizaciones sean lo suficientemente intensas como para ser audibles. Este método es particularmente útil para el registro de las especies arborícolas del género *Eleutherodactylus*, las cuales emiten conspicuas e intensas vocalizaciones.

Para los inventarios en sitios de apareamiento, los observadores se deben posicionar próximos a los cuerpos de agua donde se congregan hembras y machos para la reproducción desde donde es posible estimar la abundancia de especies individuales durante sus picos de actividad acústica. La cuantificación puede realizarse de la misma manera que para los transectos auditivos.

4. **GRABACIONES AUTOMÁTICAS DE LAS VOCALIZACIONES.** Se coloca el equipo de grabación automático digital en un lugar seleccionado y se procede a grabar por un tiempo determinado (Fig. 18.5). El equipo (Song-



Figura 18.5. Equipo de grabación remota (SongMeter®) instalado en lo alto de la vegetación para grabar especies que frecuentan los estratos arbustivos y arbóreos en el interior de un bosque (Upper Green River Biological Reserve, Kentucky, EE UU). © R. Márquez.

Meter®) permite hacer ciclos de grabaciones programables y almacena los datos en una tarjeta de memoria SD. Los registros acústicos obtenidos se transfieren a una computadora y se analizan utilizando un programa de audio adecuado para el procesamiento (e. g. SongScope). Por ejemplo, es posible grabar 5 minutos de actividad acústica cada hora, durante 12 horas consecutivas y de esta manera obtener información sobre las diferentes especies que vocalizaron durante este período. Sin la necesidad de hacer un muestreo activo y presencial es posible además obtener información acústica de especies raras o poco comunes, grabar todo o parte importante del repertorio vocal de las especies y establecer sus picos de actividad acústica diaria y/o estacional.

5. MUESTREO DE PARCELAS (cuadrantes). Los cuadrantes son áreas de tamaño conocido delimitados sobre el terreno, dentro de los que se deben identificar y contar a todos los individuos presentes. Los resultados a obtener dependerán del tamaño, forma y número de cuadrantes utilizados y del hábitat, si es homogéneo o no. Se recomienda emplear pequeñas parcelas cuadradas (e. g. 5×5 m) para aumentar el número de réplicas en espacios accesibles; y parcelas grandes (e. g. 10×10 m) para incrementar la probabilidad de encontrar un mayor número de animales (Fig. 18.6A). Estas deben ser dispuestas y muestreadas en una secuencia aleatoria para minimizar los efectos de los cambios temporales de corto plazo en la actividad de las especies. El procedimiento implica que un equipo de dos o más observadores (cuatro es preferible) recoge y remueve lentamente toda la hojarasca y otros restos vegetales fuera de esta, comenzando de los bordes hacia adentro (Lips *et al.*, 2001; Doan, 2003). Los animales capturados se identificarán, medirán y liberarán en un área cercana. De ser posible, el equipo deberá colocar la hojarasca nuevamente en la parcela para minimizar el disturbio causado.

Este método usualmente muestra buenos resultados en la cuantificación de algunas especies del género *Eleutherodactylus*, especialmente aquellas del ecomorfo terríco-

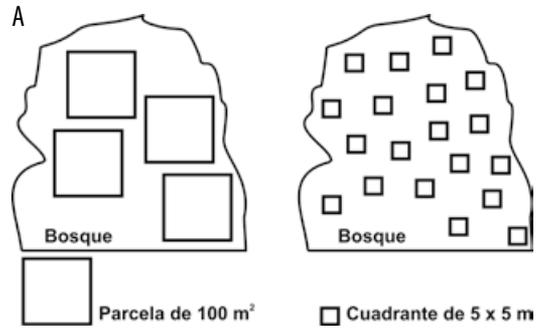


Figura 18.6. Diseño del muestreo en parcelas de hojarasca. A. Localización de parcelas al azar dentro de un área de muestreo, cuyas dimensiones varían en función de la(s) especie(s) en estudio. B. Un ejemplar activo del subgénero *Eleutherodactylus* dentro de una parcela de hojarasca en el Occidente de Cuba. © L. Y. García.

la o de hojarasca (Fig. 18.6B), pero también aquellos arborícolas que encuentran refugio diurno en el suelo. Tiene como principales inconvenientes que además de requerir una intensa labor, puede no ser muy efectivo en terrenos irregulares o pendientes, y causa perturbación en los hábitats.

6. TRAMPAS DE CAÍDA (*pitfalltraps*). Este método involucra la colocación de recipientes cilíndricos enterrados en el suelo con la boca hacia la superficie. El tamaño, la forma y la profundidad del recipiente (3 – 20 L) dependerán de las especies a muestrear. Los recipientes pueden colocarse en cuadrantes

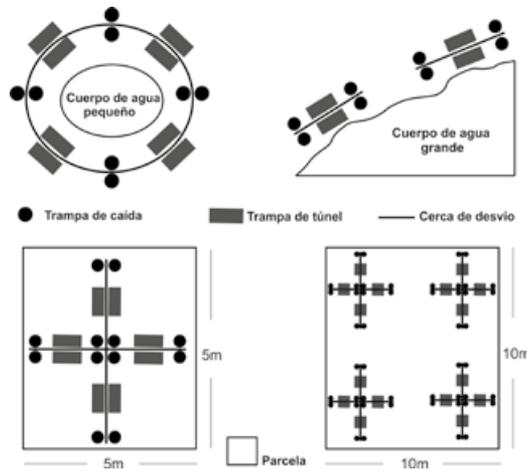


Figura 18.7. Disposición de trampas y cercas de desvío dentro en diseños para el monitoreo de especies que frecuentan cuerpos de agua, y para parcelas de dimensiones variables, modificado de Heyer *et al.* (2001).

o transectos (Fig. 18.7). Los animales capturados pudieran marcarse para hacer estimaciones del tamaño poblacional mediante el método de captura-recaptura. Para fines comparativos entre áreas, el muestreo debe estandarizarse en relación al tipo de trampa utilizada, disposición, época y horario. Es re-

comendable para pequeñas especies de hojarasca que no tengan gran capacidad de salto.

7. CERCAS DE DESVÍO (*drift fences*) ASOCIADAS A TRAMPAS (*pitfall* o *funnel traps*). Es una de las técnicas más efectivas para la captura de anfibios. Se basa en la intercepción de animales con cercas (0,8 – 1 m de altura), ya que al encontrarse con éstas, los anfibios cambian de dirección a la izquierda o derecha y continúan a lo largo de la cerca hasta que caen dentro de las trampas (Fig. 18.8). Sin embargo, las cercas y trampas requieren de un esfuerzo considerable para construir-las, colocarlas, mantenerlas y operarlas, por ello su empleo se suele restringir a lugares relativamente planos, de suelos arenosos o fango-arenosos, fáciles de cavar y bien drenados, y en programas de monitoreo a largo plazo (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Las trampas de caída tienen la ventaja de ser menos conspicuas y elaboradas que las cercas. Recomendamos este trabajoso método para algunas especies de bufónidos que concurren a pequeños cuerpos de agua temporales para su reproducción.

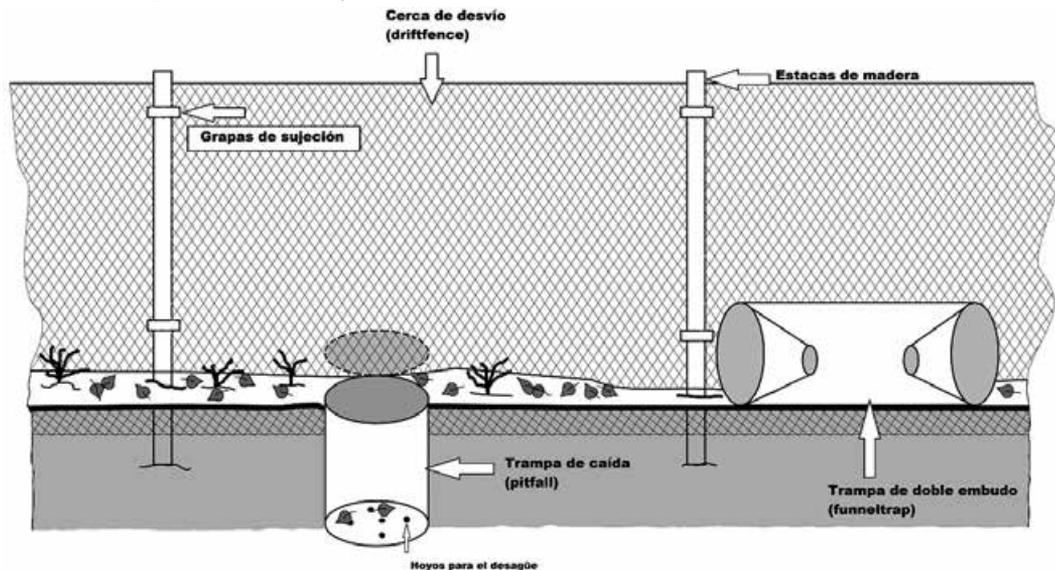


Figura 18.8. Disposición de tipos de trampas y cercas de desvío, el esquema representa la ampliación de uno de los sistemas de trampas de la Fig. 18.7, representando la colocación de una de desvío en combinación con una trampa de caída y una trampa de túnel de doble entrada, modificado de Heyer *et al.* (2001).

La longitud de la cerca puede variar dependiendo del hábitat, por lo general estas pueden ser de alrededor de 10 m (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Es importante que las cercas estén bien tensionadas y sean enterradas a una profundidad de al menos 25 cm. Las cercas pueden contener de dos a seis recipientes, separados entre cinco y diez metros. Cada recipiente requiere orificios de drenaje para permitir la salida del agua (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Estas trampas usualmente se colocan por un mínimo de cuatro días y se revisan periódicamente (cada seis a ocho horas), para evitar que los animales capturados logren escapar, sean depredados o ahogarse después de fuertes lluvias.

De cualquier manera se deben emplear como mínimo dos técnicas de muestreo para cada área de inventario, para que este sea más completo y exhaustivo. Los métodos de muestreos pueden a su vez combinarse con estrategias de remoción de individuos o captura-recaptura para que los estimados de abundancia sean más certeros y confiables. La remoción de individuos, es la extracción física o por marcado consecutivo de los organismos para contabilizarlos en un área dada, la tasa de disminución de las nuevas remociones está en relación directa con el tamaño de la población. Mientras que con el procedimiento de captura-marcaje-recaptura, los individuos detectados se capturan, marcan y liberan en el sitio de captura, para luego ser recapturados durante múltiples muestreos consecutivos. La probabilidad de recapturar al mismo individuo será menor en la medida que la población a la que se reincorpore sea de mayor tamaño.

INVENTARIOS Y MONITOREOS DE LARVAS

En Cuba diez especies de anfibios ponen sus huevos en el medio acuático (Fig. 18.9), donde tiene lugar el desarrollo larval y la metamorfosis: las ocho especies de sapos endémicos (*Peltophryne* ssp), la nativa rana platanera (*Osteopilus septentrionalis*) y la introducida rana toro (*Lithobates catesbeianus*). Para una apropiada identificación de las larvas de cada

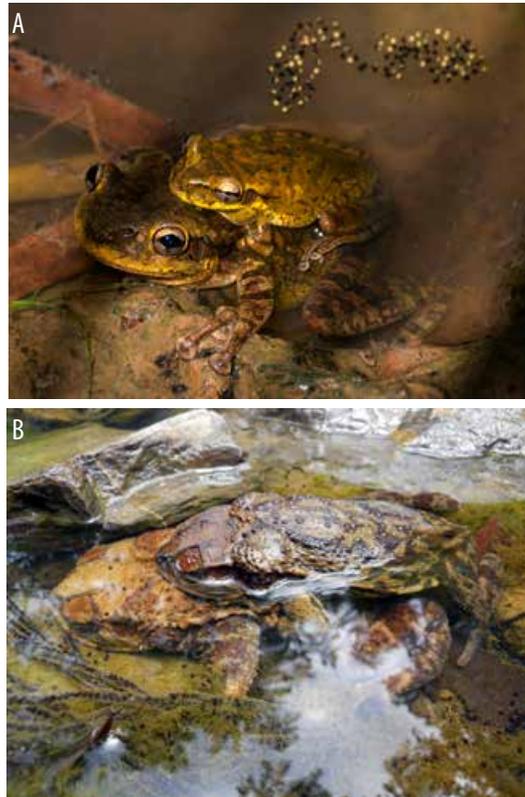


Figura 18.9. A. *Osteopilus septentrionalis* en amplexo, B. *Peltophryne fustiger* en amplexo, nótese las puestas a modo de cordones gelatinosos, dentro de los cuales se observa una hilera de huevos. © L. Y. García (B).

una de estas, se sugiere consultar Díaz y Cádiz (2008)

DISEÑO DEL MUESTREO. Existen dos técnicas: 1) para estimados del tamaño de la población por remoción, donde el muestreo es aleatorio, sin poner atención a la independencia de la muestra; 2) para cuadrantes, donde las muestras deben ser independientes. Atribuir independencia en hábitats acuáticos no siempre es sencillo, porque las larvas pueden nadar varios metros para escapar de la red o del humano. Las muestras que estén separadas a 5 m pueden ser consideradas independientes (Shaffer *et al.*, 1994). Entonces, si una charca pequeña o un arroyo son muestreados, dichas muestras, por definición, no son independientes, y el estimado por cuadrantes para estimar abundancia en este caso es inapro-

piado. La selección de la técnica dependerá del tamaño del área muestreada en relación con el tamaño del hábitat. Algunos de los análisis cuantitativos pueden ser aplicables solo en determinadas situaciones. Cuando un esfuerzo desigual es requerido para microhábitats diferentes entonces estos tipos de análisis se hacen imposibles. Sin embargo, la riqueza de especies podría determinarse cualitativamente.

Si el barrido de las redes de captura es demasiado lento o las redes no se sumergen lo suficiente, las larvas pueden escapar hasta el fondo del cuerpo de agua dado que la mayoría son rápidas y buenas nadadoras. Muchas larvas de anfibios se especializan en el hábitat donde se encuentran, por tal razón cada parte del hábitat debe ser identificado como un “estrato diferente”. Para mayor información sobre los diferentes tipos de larvas y sus microhábitats se recomienda consultar a McDiarmid y Altig (1999). Por ejemplo, las larvas de los sapos usualmente utilizan el fondo y son semi-sésiles; mientras que las de *O. septentrionalis* pueden nadar en cualquier lugar de la columna de agua, tanto en el fondo, como en el medio o la superficie. En estos casos el fondo, el medio y la superficie son identificados como tres estratos diferentes en un diseño de muestra estratificado.

Aunque existen varias clasificaciones de aguas, como mínimo debería especificarse si son lólicas o lénticas, temporales o permanentes o claras, blancas o negras. Hay tres tipos básicos de hábitats donde se desarrollan las larvas de los anfibios:

a) PEQUEÑOS CUERPOS DE AGUA. Se incluyen hoyos en el suelo y en los árboles, charcas y otros cuerpos de agua de menos de 1 m de diámetro. En estos hábitats es preferible la utilización de redes barrederas o pequeñas redes sumergibles. El número de larvas capturadas en cada barrido es contabilizado, pero no son devueltas al agua, sino que se mantienen en un depósito. Después de cinco a diez barridos sin capturar larvas, es probable que se haya capturado la población total, o al menos la mayoría de las larvas. Luego

de haber tomado los datos correspondientes, las larvas se devuelven al cuerpo de agua. En nuestras condiciones solo las larvas de un par de especies podrían ser identificadas en estos microhábitats. *Osteopilus septentrionalis* dada su extraordinaria plasticidad ecológica, particularmente relacionada con la reproducción (Meshaka, 2001), y *Peltophryne florentinoi*, que utiliza para la ovoposición y desarrollo de los renacuajos exclusivamente casimbas y pequeñas depresiones en el carso del suelo que han sido inundadas por las lluvias (Díaz y Cádiz, 2008).

b) CHARCAS O LAGUNAS. Para charcas temporales se sugiere un esfuerzo de muestreo estratificado por cada microhábitat. Se recomienda usar un esquema aleatoriamente estratificado, teniendo en cuenta la profundidad y distancia de la orilla. Para esto es necesario establecer un transecto a lo largo del perímetro de la charca o laguna (Shaffer *et al.*, 1994). En lagunas se pueden seleccionar transectos de 100 m de longitud, dispuestos paralelos a la línea costera y subdivididos en 5 secciones de 20 m de longitud cada uno. Las diferentes zonas de profundidad (tres o cuatro como máximo) pueden ser establecidas acorde con la máxima profundidad registrada (Rueda-Almonacid *et al.*, 2006). Con excepción de *P. florentinoi*, las restantes especies podrían encontrarse reproduciéndose en tales condiciones (Díaz y Cádiz, 2008).

c) RÍOS Y ARROYOS. Los arroyos tienden a ser más heterogéneos, lo que hace que el estimado cuantitativo de la abundancia sea más difícil. Por eso se recomienda hacer conteos basados en muestras por cada hábitat en un intervalo de tiempo determinado, promediando las muestras de larvas en todos los tipos de hábitats. Varias especies de sapos (*Peltophryne fustiger*, *P. longinasa*, *P. peltoccephala*, *P. taladai*), la rana platanera y la rana toro utilizan los remansos de ríos y arroyos para la reproducción (Díaz y Cádiz, 2008).

Varias técnicas se utilizan con el fin de contar e identificar las especies de larvas en un cuerpo de agua, entre estas se encuentran: redes sumergidas (*seining*), red barredera o red

“D” (*dipnetting*), muestreo cercado (*enclose*), y trampas (*trapping*). Estas técnicas proveen un muestreo cualitativo o cuantitativo rápido, relativamente confiable y con un mínimo de personal, recursos y tiempo; además, si son usadas correctamente, no dañan a las larvas. Las dos metas principales que se persiguen con estos procedimientos son: determinar la riqueza de especies de larvas en un cuerpo de agua y tener un estimado del tamaño poblacional (Shaffer *et al.*, 1994; Lips *et al.*, 2001).

Cada técnica es más eficiente en cierto tipo de hábitats. Basados en lo propuesto por Shaffer *et al.* (1994) a continuación describiremos cada técnica, donde sería mejor utilizarla y el tipo de estudio que se puede realizar con cada una.

1. REDES SUMERGIDAS O NASAS (*seining*). Son redes sin marco, sostenidas por los extremos laterales por dos personas, una a cada lado, y en caso de redes pequeñas es posible sostenerlas con pequeñas varas para facili-

tar su manipulación por una sola persona (Fig. 18.10A). Esta técnica es muy efectiva en charcas poco profundas y en lagunas con pequeña vegetación en el fondo. Quizás sea esta la técnica más eficiente para lograr un tamaño de muestra suficiente como para estimar la riqueza y la abundancia de larvas de anfibios, especialmente cuando las muestras son removidas del cuerpo de agua, en lugar de utilizar la técnica de captura-marcaje-recaptura antes mencionada.

Es recomendable barrer el fondo de orilla a orilla; algunos investigadores colocan flotantes en la parte superior de estas redes y en la base colocan pesos (como plomadas o cadenas) para evitar que las larvas escapen por encima o por debajo, además de que facilita el trabajo en fondos con mucha hojarasca. Tanto los flotadores como los pesos deben estar acordes al tipo y tamaño de red, para evitar roturas y facilitar la manipulación. Estas redes son utilizadas, generalmente para muestrear larvas grandes, como pueden ser

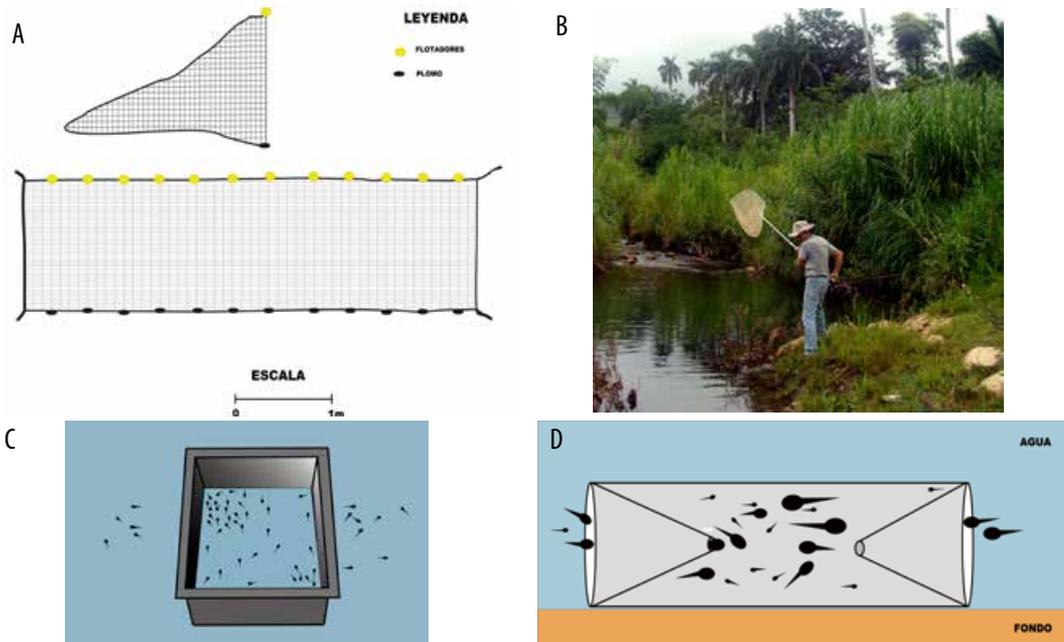


Figura 18.10. Algunas técnicas utilizadas para el muestreo y cuantificación de larvas de anfibios en un cuerpo de agua. A. Representación esquemática de una red sumergida (*seining*). B. Un investigador utilizando una red de barredera en forma de D o jamo (*dipnetting*) en la orilla de un arroyo. C. Esquema de un muestreo cercado (*enclose*). D. Esquema de una trampa tubo de doble entrada sumergida.

las de *L. catesbeianus* (McDiarmid y Altig, 1999). No obstante también podrían ser útiles para muestrear las larvas de *Osteopilus septentrionalis*, *Peltophryne fustiger*, *P. peltocephala*, *P. taladai*, *P. empusa*, *P. gundlachi* y *P. cataulaciceps*.

2. REDES BARREDERAS (*dipnetting*). Son redes relativamente pequeñas con marcos, que por lo general son rectangulares o con forma de "D" (Fig. 18.10B). El mango debe ser de metal y su longitud varía en dependencia de la profundidad del cuerpo de agua. Es el método más simple para monitorear lugares con vegetación densa, arroyos de difícil acceso o gran complejidad estructural, pequeñas charcas, agujeros en los árboles, axilas de bromelias, etc. Es más efectivo para estimar abundancia en arroyos poco profundos (generalmente menos de 1 m de profundidad), y su efectividad aumenta a medida que el cuerpo de agua es más pequeño. En charcas pequeñas es posible contar y remover todos los individuos, pudiéndose obtener incluso la abundancia absoluta. Las larvas de *Osteopilus septentrionalis*, *Peltophryne longinasa* y *P. florentinoi* podrían ser muestreadas con esta técnica.

3. MUESTREO POR CERCADO (*enclose*). Pueden utilizarse cajas u otros objetos que permitan cercar un área determinada (Fig. 18.10C). Esta técnica es efectiva en hábitats de aguas poco profundas con sustrato relativamente uniforme (fondos fangosos, grava fina, hojarasca o plantas sumergidas), y como las redes barrederas, es apropiada para pequeños cuerpos de agua y se utiliza generalmente para estimar el tamaño de la población. Tiene entre sus limitaciones que la profundidad del agua nunca debe ser superior a la altura de la caja y que esta tiene que hacer un contacto total con el fondo. Adicionalmente, el disturbio provocado por la persona al colocar la caja puede hacer que las larvas evadan la captura y cuando la caja es de un material pesado (e. g. zinc galvanizado) pueda ser difícil su traslado y manipulación por una sola persona. Las larvas de especies cubanas que pudieran ser muestreadas con esta técnica son: *Osteopilus septentrionalis*, *Peltophryne fustiger*,

P. peltocephala, *P. empusa*, *P. gundlachi*, y *P. cataulaciceps*.

4. TRAMPAS (*trapping*). Ya que generalmente son usadas en peces, esta técnica también es conocida como trampas para peces. Posiblemente sea la única forma de monitoreo para larvas que se encuentran en hábitats profundos o fondos complejos, como fondos rocosos y palizadas. Esta técnica es utilizada solo en situaciones especiales, cuando las otras técnicas fallan. En general, este tipo de trampa (trampa-tubo, porque tiene forma cilíndrica; Fig. 18.10D) puede utilizarse como herramienta para estimar la riqueza de especies y la abundancia relativa. No obstante, esta técnica aún no ha sido apropiadamente validada para larvas de anfibios, por lo que su uso puede considerarse aún experimental. Las larvas de *Lithobates catesbeianus* que aparezcan en tales situaciones son factibles de ser muestreadas con esta técnica.

Independientemente del tipo de técnica que se utilice, es muy útil tomar datos abióticos de la localidad por cada muestra. Un mínimo de datos pueden incluir, la profundidad, tipo de sustrato del fondo, condiciones climáticas y algunos parámetros del agua como la temperatura, la concentración del oxígeno disuelto, conductividad y turbidez; también es útil tomar datos de la presencia de otros animales como peces e invertebrados acuáticos. Para mayor información sobre las técnicas antes descritas, se recomienda consultar los trabajos de: Shaffer *et al.* (1994), Adams *et al.* (1997), Olson y Leonard (1997), Wassersug (1997) y McDiarmid y Altig (1999).

PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA USO CIENTÍFICO Y COMO MATERIAL DE COLECCIONES ZOOLOGICAS

Una vez recolectados aquellos individuos cuya identificación no haya sido posible hasta el nivel específico, se recomienda su preservación para la consulta de especialistas. Los animales deben ser sacrificados (eutanasia) mediante su inmersión en una solución de clorobutanol (1 cda/ galón) o en una solución de hidrato de cloral (1 cc de una solución

saturada en alcohol etílico 70 %/ 1 L). Una vez sacrificados, se procede a su montaje, fijación y preservación (Fig. 18.11A). Las soluciones preservantes más comúnmente utilizadas son la formalina 10 % y el alcohol etílico (etanol) 70 %. La formalina se emplea generalmente para fijar y preservar larvas y huevos, mientras el etanol 70 % es la solución por excelencia para adultos y juveniles; las muestras de tejidos suelen conservarse en etanol 95 %. Se sugiere que todo el material recolectado durante los inventarios u otro tipo de estudios sean depositados en colecciones científicas con personal especializado en su mantenimiento y preservación a largo plazo.

Adultos y juveniles deben inyectarse con el líquido fijador en el abdomen o a través de la cloaca, pero debe procurarse mantener la postura del animal, evitando que la piel se distienda por un volumen exagerado de líquido. Los animales pequeños no necesitan ser inyectados, mientras los grandes requieren incluso que les sean inyectados los miembros posteriores. Si no se dispone de material de inyección debe realizarse una pequeña incisión en el abdomen para garantizar que penetre el líquido fijador. Las larvas deben ser cubiertas totalmente con formalina 10 % y luego de 24 hrs. debe ser remplazada por for-

malina fresca al mismo porcentaje. Una vez fijados los especímenes deben ser colocados preferiblemente en frascos de vidrio que contengan la solución preservante y almacenados en sitios protegidos. Estos sitios deben ser más bien oscuros o con poca iluminación (el material no debe ser expuesto directamente a los rayos solares) y con condiciones estables de temperatura ($\sim 23^{\circ}\text{C}$) y humedad relativa ($< 50\%$). El formol se expende comercialmente como solución acuosa al 30-40 % por lo que es necesario mezclarla con agua destilada hasta el 10 %. Según Hughes y Cosgrove (1990) es recomendable utilizar 4 g de fosfato de sodio básico monobásico monohidratado ($\text{Na}_2\text{H}_2\text{PO}_4 + \text{H}_2\text{O}$) y 6 g de fosfato de sodio básico monobásico anhidratado ($\text{Na}_2\text{H}_2\text{PO}_4$) por cada litro de formalina 10 %).

Transferir los datos de campo a un catálogo de una colección y a la correspondiente etiqueta de cada animal es crucial para su valor como material de colección científica. Estas etiquetas no deben retirarse del ejemplar en estudio y deben contener como mínimo: la identificación específica, sexo y/o estadio, localidad con la mayor precisión posible (país, provincia, municipio, localidad específica, georreferenciación, etc.), nombre (-s) del



Figura 18.11. Ejemplares de colecciones de museo. A. Ejemplares de especies de los cuatro géneros de anfibios presentes en Cuba, fijados y montados en posición de estudio. B. Frasco de la colección del Museo de Historia Natural "Felipe Poe" de la Facultad de Biología de la Universidad de La Habana, véase la etiqueta con los datos de recolecta del ejemplar preservado. © R. Alonso.

recolector (-es), fecha y observaciones más relevantes (Fig. 18.11B).

PRECAUCIONES PARA EVITAR LA DISEMINACIÓN DE ENFERMEDADES INFECCIOSAS EN ANFIBIOS

La Fuerza de Tarea para Enfrentar el Decline de los Anfibios (DAPTF, por sus siglas en inglés) ha dado a conocer una lista de medidas para evitar la diseminación de enfermedades entre las poblaciones de anfibios (DAPTF, 1998). Esta organización recomienda lavar y desinfectar todo el equipo de campo (*e. g.* botas, redes, guantes de goma, trípodes, instrumentos para calidad del agua, etc.). Para la desinfección se sugiere preparar una solución diluyendo 4 oz (120 ml) de hipoclorito de sodio en un galón (4 L) de agua limpia. Se recomienda que aquellos individuos con síntomas y/o signos de aletargamiento deban recolectarse y tratarse con cautela, e informar inmediatamente a especialistas. Para mayor detalle sobre estas medidas se sugiere consultar FROGLOG (<http://acs-info.open.ac.uk/info/newsletters/FROGLOG.html>) boletín oficial de la Fuerza de Tarea para Enfrentar el Decline de los Anfibios (Declining Amphibian Population Task Force).

LITERATURA CITADA

- Adams, M. J., K. L. Richter y W. P. Leonard. 1997. Surveying and monitoring amphibians using aquatic funnel traps. Pp. 47-54. En: *Sampling amphibian in lentic habitats* (D. H. Olson, W. P. Leonard, y R. B. Bury, Eds.). Northwest Fauna Number 4 Society for Northwestem Vertebrate Biology, Olympia, WA.
- Alayo, P. 1955. *Lista de los Anfibios de Cuba*. Museo Charles Ramsden, Universidad de Oriente, Santiago de Cuba, 11 pp.
- AmphibiaWeb. 2016. Information on amphibian biology and conservation. Berkeley, California: AmphibiaWeb. Disponible en <http://amphibiaweb.org>. Último acceso: 7 de abril de 2016.
- Angulo A., J. V. Rueda-Almonacid, J. V. Rodríguez-Mahecha y E. La Marca (Eds.) 2006. *Técnicas de inventario y monitoreo para los anfibios de la región tropical andina*. Conservación Internacional. Serie Manuales de Campo N° 2. Panamericana Formas e Impresos S.A., Bogotá D.C. 298 pp.
- Barbour T. y C. T. Ramsden. 1919. The herpetology of Cuba. *Memoirs of the Museum of Comparative Zoology* 47: 71-213.
- Bishop, C., D. Bradford, G. Casper, S. Corn, S. Droege, G. Fellers, *et al.* 1995. A proposed North American amphibian monitoring program. *CAH/ACH Bulletin* 9(1): 6-13.
- Borroto-Páez, R., R. Alonso, B. A. Fabres y O. A. García. 2015. Introduced amphibians and reptiles in the Cuban archipelago. *Herpetological Conservation and Biology* 10(3): 985-1012.
- Buide, M. S. 1967. Lista de los anfibios y reptiles de Cuba. *Torreia* 1:1-60.
- Caribherp. 2016. Amphibians and reptiles of Caribbean Islands. Disponible en <http://www.caribherp.org/>. Último acceso: 7 de marzo de 2016.
- Catenazzi, A. 2015. State of the World's Amphibians. *Annual Review Environmental Resources* 40: 91-119.
- DAPTF (Declining Amphibians Population Task Force). 1998. The DAPTF Fieldwork Code of Practice. *FrogLog* 27: leaflet.
- Díaz, L. M. y E. Abreu. 2005. Anfibios y reptiles. Pp 50-53. En: *Cuba: Península de Zapata. Rapid Biological Inventories Report 07*. (Kirkconnell P. A., D. F. Stotzy y J. M. Shopland, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Díaz, L. M., y A. Cádiz. 2008. Guía taxonómica de los anfibios de Cuba. *AbcTaxa* 4, 294 pp.
- Díaz, L. M., A. Fong, N. Viña y G. Knell. 2005. Anfibios y reptiles. Pp.72-75. En: *Cuba: Parque Nacional La Bayamesa. Rapid Biological Inventories Report 13*. A. Fong, D. Maceira y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Doan, T. M. 2003. Which methods are most effective for surveying rainforest herpetofauna? *Journal of Herpetology* 37 (1): 72-81.
- Duellman, W. E. 1995. Temporal fluctuations in abundances of anuran amphibians in a seasonal Amazonian rainforest. *Journal of Herpetology* 29:13-21.
- Estrada, A. R. 1994. Herpetofauna de la Cuenca Banao-Higuanojo, Sancti Spiritus, Cuba. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias* 19: 353-360.
- Estrada, A. R. 2012. The Cuban archipelago. Pp. 113-125. En: *Island lists of West Indian amphibians and reptiles*. (R. Powell y R. W. Henderson, Eds.). Bulletin of the Florida Museum of Natural History 51(2): 85-166.
- Estrada, A. R., G. Alayón, A. A. Pérez, C. Peña y E. Solana. 1987. Lista preliminar de anfibios y reptiles de las cuchillas de Moa y Toa, Cuba. *Garciana* 8: 3-4.

- Fong, A. 2000. Anfibios y reptiles del macizo montañoso Sierra Maestra, Cuba: Composición, distribución y aspectos ecológicos. *Biodiversidad de Cuba Oriental* 5: 124-132.
- Fong, A. 2006. Anfibios y reptiles. Pp. 58-59. En: *Cuba: Pico Mogote*. Rapid Biological Inventories Report 9 (D. Maceira, A. Fong y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Fong, A. 2010. *Anfibios de los macizos montañosos de Cuba oriental*. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante, España. 242 pp.
- Fong, A. y N. Navarro. 2001. Checklist of amphibians and reptiles of the Sagua-Baracoa mountains, Eastern Cuba. *Smithsonian Herpetological Information Service* 130: 1-13.
- Fong, A., L. M. Díaz y N. Viña. 2005. Anfibios y reptiles. Pp. 93-98. En: *Cuba: Parque Nacional "Alejandro de Humboldt"*. Rapid Biological Inventories Report 14. (D. Maceira, A. Fong y W. S. Alverson, Eds.). The Field Museum, Chicago.
- Fong, A., J. M. Hero, R. Viña y I. Bignotte-Giró. 2010. Population ecology of the riparian frog *Eleutherodactylus cuneatus* in Cuba. *Biotropica* 42(3): 348-354.
- Garrido, O. H. y M. L. Jaume. 1984. Catálogo descriptivo de los anfibios y reptiles de Cuba. *Doñana Acta Vertebrata* 11: 5-128.
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García (Eds). 2012. *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, Cuba. 303 pp.
- Gundlach, J. 1880. *Contribución a la Herpetología Cubana*. G. Montiel, La Habana, 99 pp.
- Hedges, S. B. 1999. Distribution patterns of amphibians in the West Indies. Pp. 211-254. En: *Patterns of distribution of amphibians: a global perspective*. (W. E. Duellman, Ed.). Johns Hopkins University Press. Baltimore, Maryland.
- Henderson, R. W. y R. Powell. 2009. *Natural History of West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, 496 pp.
- Heyer, W. R., M. A. Donnelly, R. W. Mc-Diarmid, L. C. Hayek y M. S. Foster. 1994. *Measuring and Monitoring Biological Diversity*. Smithsonian Institution Press, Washington, 364 pp.
- Hof, C., M. B. Araujo, W. Jetz y C. Rahbek. 2011. Additive threats from pathogens, climate and land-use change for global amphibian diversity. *Nature* 480: 516-21.
- Hughes, G. W. y J. A. Cosgrove. 1990. pH change in a formalin borax solution with inferences about uses of neutralized formalin in vertebrate collections. *Collection Forum* 6(1): 21-26.
- Ibañez, R. 2014. Anfibios y Reptiles. Pp 104-118. En: *Metodologías para el Sistema de Monitoreo de la Diversidad Biológica de Panamá* (versión en Español). (Puerta-Piñero C., R. E. Gullison y R. S. Condit, Eds.). R.S.DOI <http://dx.doi.org/10.5479/si.ctfs.0001>.
- Lips, K. R., J. K. Reaser, B. E. Young y R. Ibañez. 2001. *Amphibian Monitoring in Latin America: A Protocol Manual*. Monitoreo de Anfibios en América Latina: Manual de Protocolos. Herpetol. Circ. 30, Society for the Study of Amphibians and Reptiles.
- Mantyka-Pringle, C. S., T. G. Martin y J. R. Rhodes. 2012. Interactions between climate and habitat loss effects on biodiversity: a systematic review and meta-analysis. *Global Change Biology* 18: 1239-1252.
- McDiarmid, R.W. y R. Altig. 1999. *Tadpoles, the biology of anuran larvae*. The University of Chicago Press, Chicago, 444 pp.
- Meshaka, W. E. 2001. *The Cuban treefrog in Florida: life history of a successful colonizing species*. University Press of Florida, Gainesville, Florida.
- Novo, J., A. R. Estrada y L. V. Moreno. 1987. Adiciones a la fauna de anfibios de la Península de Guanahacabibes, Cuba. *Miscelania Zoológica* 36: 3-4.
- Olson D. H. y W. P. Leonard. 1997. Amphibian inventory and monitoring: a standardized approach for the Pacific Northwest. Pp 1-21. En: *Sampling amphibians in lentic habitats: methods and approaches for the Pacific Northwest Olympia* (D. H. Olson, W. P. Leonard y R. B. Bury, Eds.). Washington, USA: Society for Northwestern Vertebrate Biology.
- Parris, K. M. 1999. Review: Amphibian surveys in forests and woodlands. *Contemporary Herpetology* (1): 1-14.
- Pearman, P. B., A. M. Velasco y A. López. 1995. Tropical amphibian monitoring: a comparison of methods for detecting inter-site variation in species composition. *Herpetologica* 51: 325-335.
- Pounds, J. A., M. R. Bustamante, L. A. Coloma, J. A. Consuegra, M. P. Fogden, P. N. Foster, E. La Marca et al. 2006. Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. *Nature* 439: 161-167.
- Rivalta, V. 2000. Checklist and bibliography of Cuban amphibians (Anura). *Smithsonian Herpetological Information Service* 124: 1-20.
- Rivalta, V., L. Rodríguez-Schettino, C. A. Mancina y M. Iturriaga. 2014. Amphibians of Cuba: checklist and geographic distributions. *Smithsonian Herpetological Information Service* 124: 1-20.

- thsonian Herpetological Information Service* 145: 1-48.
- Rodda, G. H., E. W. Campbell y T. H. Fritts. 2001. A high validity census technique for herpetofaunal assemblages. *Herpetological Review* 32: 24-30.
- Rödel, M. O. y R. Ernst. 2004. Measuring and monitoring amphibian diversity in tropical forests. I. An evaluation of methods with recommendations for standardization. *Ecotropica* 10: 1-14.
- Rodríguez, A. 2012. Anfíbios. Pp.-55-59. En: *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García, Eds.). Editorial Academia, La Habana, Cuba.
- Rueda-Almonacid, J. V., F. Castro y C. Cortez. 2006. Técnicas para el inventario y muestreo de anfíbios: una compilación. Pp. 135-71. En: *Técnicas de inventario y monitoreo para los anfíbios de la región tropical andina* (A. Angulo, J. V. Rueda-Almonacid, J. V. Rodríguez-Mahecha, y E. La Marca, Eds.). Conservación Internacional, Bogotá.
- Sayre, R., E. Roca, G. Sedaghatkish, B. Young, S. Keel, R. L. Rocay y S. Sheppard (Eds.) 2000. *Nature in focus: rapid ecological assessment*. Island Press, Washington DC.
- Shaffer, H. B., R. A. Alford, B. D. Woodward, S. J. Richards, R. G. Altig y C. Gascon. 1994. Quantitative sampling of amphibian larvae. Pp 130-141. En: *Measuring and monitoring biological diversity* (Heyer, W.R., M.A. Donnelly, R.W.McDiarmid, L.C. Hayek, y M.S. Foster, Eds.). Standard Methods for Amphibians. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.
- Stuart, S. N., J. S. Chanson, N. A. Cox, B. E. Young, A. S. L. Rodrigues, D. L. Fischman y R. W. Waller. 2004. Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. *Science* 306: 1783-1786.
- Stuart, S. N., M. Hoffmann, J. S. Chanson, N. A. Cox, R. J. Berridge, P. Ramani y B. E. Young (Eds.). 2008. *Threatened Amphibians of the World*. Lynx Editions, Barcelona, Spain. IUCN, Gland, Switzerland; and Conservation International, Arlington, Virginia, USA.
- IUCN. 2016. Lista Roja de especies amenazadas de la IUCN. v 2016.1. <http://www.iucnredlist.org>
- Wake, D. B. y V. T. Vredenburg. 2008. Are we in the midst of the sixth mass extinction? A view from the world of amphibians. *PNAS* 105: 11466-11473.
- Wassersug, R. J. 1997. Where the tadpole meets the world – observations and speculations on biomechanical and biochemical factors that influence metamorphosis in anurans. *American Zoologist* 37: 124-136.
- Wells, K. D. 2007. *The Ecology and Behavior of Amphibians*. The University of Chicago Press, 1148 pp.



Eleutherodactylus atkinsi

Anexo 18.1. Lista de las especies conocidas de anfibios para Cuba. Para cada especie se indica el patrón de distribución geográfica (PDG) y la categoría de amenaza según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) y el Libro Rojo de los Vertebrados cubanos (González *et al.*, 2012). PC: Pancubano, CPC: Cuasi-pancubano, R: Regional, RPA: regional pero con poblaciones aisladas, L: local [varias localidades dentro de un área relativamente reducida o por encima de una cota de altitud (*e. g.* macizo Sierra Maestra, costa sur oriental)], LR: Local restringido (conocido de unas pocas localidades dentro de un área relativamente reducida), LMR Local restringido (solo conocido de una a tres localidades).

FAMILIA/ESPECIE	PDG	CATEGORIA DE AMENAZA	
		UICN	LIBRO ROJO
FAMILIA BUFONIDAE			
<i>Peltophryne cataulaciceps</i> Schwartz, 1959	RPA	EN	EN
<i>Peltophryne empusa</i> Cope, 1862	PC	VU	NE
<i>Peltophryne florentinoi</i> Moreno y Rivalta, 2007	LMR	CR	VU
<i>Peltophryne fustiger</i> Schwartz, 1960	R	LC	NE
<i>Peltophryne gundlachi</i> Ruibal, 1959	PC	VU	NE
<i>Peltophryne longinasa</i> Stejneger, 1905		EN	EN
<i>Peltophryne l. longinasa</i> Stejneger, 1905	LMR		
<i>Peltophryne l. cajalbanensis</i> Valdés de la Osa y Ruiz García, 1980	LMR		
<i>Peltophryne l. dunni</i> Barbour, 1926	R		
<i>Peltophryne l. ramsdeni</i> Barbour, 1914	LMR		
<i>Peltophryne peltocephala</i> Tschudi, 1838	CPC	LC	NE
<i>Peltophryne taladai</i> Schwartz, 1960	RPA	VU	NE
FAMILIA ELEUTHERODACTYLIDAE			
<i>Eleutherodactylus acmonis</i> Schwartz, 1960	LMR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus adelus</i> Díaz, Cádiz y Hedges, 2003	LMR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus albipes</i> Barbour y Schreve, 1937	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus atkinsi</i> Dunn, 1925	LC	NE	
<i>Eleutherodactylus a. atkinsi</i> Dunn, 1925	R		
<i>Eleutherodactylus a. estradai</i> (Lynch, 1991)		R	
<i>Eleutherodactylus auriculatus</i> (Cope, 1863)	CPC	LC	NE
<i>Eleutherodactylus bartonsmithi</i> Schwartz, 1960	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus beguei</i> Díaz y Hedges, 2015	LMR	NE	NE
<i>Eleutherodactylus blairhedgesi</i> Estrada, Díaz y Rodríguez, 1997	LMR	CR	CR
<i>Eleutherodactylus bresslerae</i> Schwartz, 1960	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus casparii</i> Dunn, 1926	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus cattus</i> Rodríguez <i>et al.</i> , 2017	LR	NE	NE
<i>Eleutherodactylus cubanus</i> Barbour, 1942	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus cuneatus</i> (Cope, 1863)	R	LC	NE
<i>Eleutherodactylus dimidiatus</i> (Cope, 1863)	NT	NE	
<i>Eleutherodactylus d. dimidiatus</i> (Cope, 1863)	CPC		
<i>Eleutherodactylus d. amelasma</i> Schwartz, 1958	R		

Anexo 18.1 (Continuación). Lista de las especies conocidas de anfibios para Cuba.

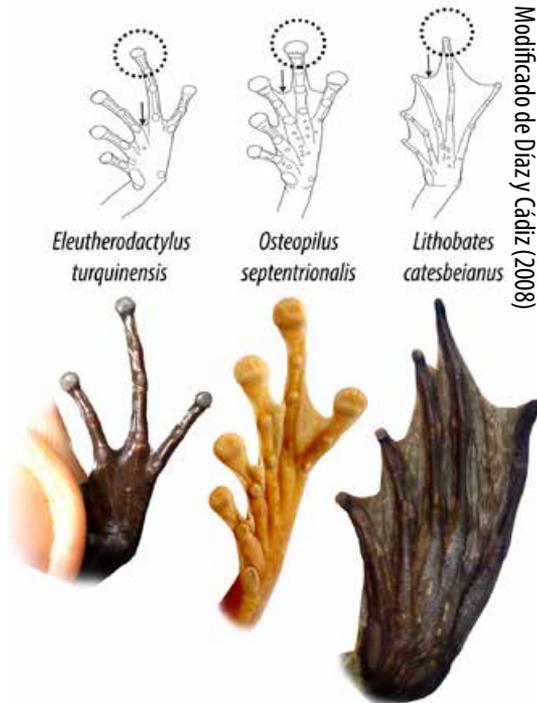
FAMILIA/ESPECIE	PDG	CATEGORIA DE AMENAZA	
		UICN	LIBRO ROJO
<i>Eleutherodactylus eileenae</i> Dunn, 1926	RPA	NT	NE
<i>Eleutherodactylus emiliae</i> Dunn, 1926	R	EN	VU
<i>Eleutherodactylus erythroproctus</i> (Schwartz, 1960)	LMR	NA	NE
<i>Eleutherodactylus etheridgei</i> Schwartz, 1958	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus feichtingeri</i> Díaz, Hedges y Schmid, 2012	R	LC	NE
<i>Eleutherodactylus glamyrus</i> Estrada y Hedges, 1997	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus goini</i> Schwartz, 1960	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus greyi</i> Dunn, 1926		R	EN
<i>Eleutherodactylus guanahacabibes</i> Estrada y Novo Rodríguez, 1985	L	EN	NT
<i>Eleutherodactylus Guantanamo</i> Hedges, Estrada y Thomas, 1992	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus gundlachi</i> Schmidt, 1920	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus iberia</i> Estrada y Hedges, 1996	L	CR	VU
<i>Eleutherodactylus intermedius</i> Barbour y Schreve, 1937	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus ionthus</i> Schwartz, 1960	R	EN	NE
<i>Eleutherodactylus jaumei</i> Estrada y Alonso, 1997	LR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus klinikowskii</i> Schwartz, 1959	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus leberi</i> Schwartz, 1965	LR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus limbatus</i> (Cope, 1862)	CPC	VU	NE
<i>Eleutherodactylus maestrensis</i> Díaz, Cádiz y Navarro, 2005	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus mariposa</i> Hedges, Estrada y Thomas, 1992	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus melacara</i> Hedges, Estrada y Thomas, 1992	L	EN	VU
<i>Eleutherodactylus michaelschmidi</i> Díaz, Cádiz y Hedges, 2007	LR	EN	VU
<i>Eleutherodactylus olibrus</i> Schwartz, 1958	R	NA	NE
<i>Eleutherodactylus orientalis</i> Barbour y Schreve, 1937	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus pezopetrus</i> Schwartz, 1960	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus ricordi</i> (Duméril y Bibron, 1841)	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus pinarensis</i> Dunn, 1926	RPA	LC	NE
<i>Eleutherodactylus planirostris</i> (Cope, 1863)	PC	LC	NE
<i>Eleutherodactylus principalis</i> Estrada & Hedges, 1997	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus riparius</i> Estrada y Hedges, 1998	CPC	LC	NE
<i>Eleutherodactylus rivularis</i> Díaz, Estrada y Hedges, 2001	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus ronaldi</i> Schwartz, 1960	R	VU	NE
<i>Eleutherodactylus simulans</i> Díaz y Fong, 2001	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus staurometopon</i> Schwartz, 1960	LMR	NA	NE
<i>Eleutherodactylus symingtoni</i> Schwartz, 1957	LR	CR	EN
<i>Eleutherodactylus tetajulia</i> Estrada y Hedges, 1996	L	CR	VU

Anexo 18.1 (Continuación). Lista de las especies conocidas de anfibios para Cuba.

FAMILIA/ESPECIE	PDG	CATEGORIA DE AMENAZA	
		UICN	LIBRO ROJO
<i>Eleutherodactylus thomasi</i> Schwartz, 1959	CR	NE	
<i>Eleutherodactylus t. thomasi</i> Schwartz, 1959	L		
<i>Eleutherodactylus t. trinidadensis</i> Schwartz, 1959	L		
<i>Eleutherodactylus t. zayasi</i> Schwartz, 1960	L		
<i>Eleutherodactylus toa</i> Estrada y Hedges, 1991	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus tonyi</i> Estrada y Hedges, 1997	LMR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus turquinensis</i> Barbour y Schreve, 1937	LR	CR	VU
<i>Eleutherodactylus varians</i> (Gundlach y Peters, en Peters, 1864)	CPC	VU	NE
<i>Eleutherodactylus varleyi</i> Dunn, 1925	R	LC	NE
<i>Eleutherodactylus zeus</i> Schwartz, 1958	L	EN	NE
<i>Eleutherodactylus zugii</i> Schwartz, 1958	L	EN	NE
FAMILIA HYLIDAE			
<i>Osteopilus septentrionalis</i> (Duméril y Bibron, 1841)	PC	LC	NE
FAMILIA RANIDAE			
<i>Lithobates catesbeianus</i> Shaw, 1802	CPC	LC	NE

Anexo 18.2. Clave para la identificación de las familias y géneros de anfibios presentes en Cuba, modificado de Díaz y Cádiz, 2008; © R. Alonso, © J. Bosch y © J. Larramendi.

1. Pies sin membranas interdigitales o con éstas muy reducidas a la base de los dedos. Desarrollo directo (sin fase larval acuática) _____ **ELEUTHERODACTYLIDAE: GÉNERO *ELEUTHERODACTYLUS***
- 1^a. Pies con las membranas interdigitales sobrepasando la base de los dedos. Con fase larval acuática _____ 2.
2. Glándulas paratoides presentes; discos digitales siempre ausentes. Larvas con ojos dispuestos dorsalmente _____ **BUFONIDAE: GÉNERO *PELTOPHRYNE***
- 2^a. Glándulas paratoides ausentes; discos digitales presentes o ausentes. Larvas con ojos laterales _____ 3.
3. Discos digitales desarrollados; vientre granuloso; membranas interdigitales de los pies alcanzando la mitad del cuarto dedo. Larvas con claro rostral sin inflexiones laterales _____ **HYLIDAE: GÉNERO *OSTEOPILUS***
- 3^a. Discos digitales ausentes; vientre liso; membranas interdigitales de los pies casi alcanzando el extremo del cuarto dedo. Larvas con claro rostral con inflexiones laterales; a partir del estadio 26 son de gran tamaño _____ **RANIDAE: GÉNERO *LITHOBATES***



Anexo 18.3. Algunos formularios o planillas de campo propuestos por Lips *et al.* (2001).

Anexo 18.3.1 Datos del Sitio de Muestreo

Institución a cargo del proyecto		Sede Central de la Institución		Persona a cargo del proyecto	
País	Provincia	Nombre del pueblo más cercano		Nombre del sitio	
Descripción del lugar					
Coordenadas				Altitud	
TOPOGRAFÍA: Llanuras Montañas Pequeñas lomas		INCLINACIÓN: Poca (<3%) Moderada (3-6%) Mucha>6%		ASPECTO: Norte Este Sur Oeste	
FORMACIÓN VEGETAL:		ALTURA DE LA VEGETACIÓN: Baja (<3m) Mediana (3-6m) Alta(>6m)			
DOSEL: Denso Medioabierto Muy Abierto				CANTIDAD DE EPIFITAS: Mucha Media Poca Nada	
CLASE DE EPIFITAS: Bromeliáceas Helechos Musgos Orquídeas Otras				SOTOBOSQUE: Denso Moderado Abierto	
GRADO DE PERTURBACIÓN: Ninguna (hábitat maduro) Poca (Algunos árboles extraídos) Moderada (vegetación secundaria) Extrema (Uso del suelo totalmente cambiado)					
AGUA					
Clase de agua superficial: Río Arroyo Ciénaga Laguna Charca temporal					
Evidencia de inundación estacional: SI NO Evidencia:					
SUELO					
Sustrato general: Fango/arcilla Arena Piedra Carso Hojarasca					
PROFUNDIDAD DE LA HOJARASCA: No hay: Hay, pero no cubre totalmente el suelo Cubre el suelo <1cm Cubre el suelo>1cm					
COMENTARIOS					

Anexo 18.3.2. Descripción del transecto

DESCRIPCIÓN DEL TRANSECTO		
Sitio		Nombre del Transecto
Clase de transecto	Terrestre	Acuático Río Laguna Ciénaga
UBICACIÓN DEL TRANSECTO		
Coordenadas del Inicio		Orientación
Altitud	Longitud	Ancho
DESCRIPCIÓN DEL HÁBITAT:		
DESCRIPCIÓN Y UBICACIÓN DEL AGUA SUPERFICIAL A LO LARGO DEL TRANSECTO		
OTRAS OBSERVACIONES DEL TRANSECTO QUE PUEDEN INFLUIR SOBRE LOS RESULTADOS DEL MUESTREO		

Anexo 18.3.3. Datos para el Muestreo en un Transecto

Nombre del Sitio			Nombre del transecto			
Fecha (dd/mm/aa)	Hora inicial	Hora final	No. de observadores 1 2 3 4			
Nombres de los observadores:						
Condiciones meteorológicas						
Cielo			Viento			
Claro	Neblina	Lluvia	Sin viento	Poco viento	Mucho viento	Dirección (0-360°)
Poco nublado	Bastante nublado	100% nublado				
Precipitación hoy: Volumen: mm			Horario			
			Mañana	Tarde	Noche	
Precipitación en los últimos días:	Seco		Poca lluvia	Mucha lluvia	Inundaciones	
Luna hoy:	Nueva		Cuarto creciente	Llena	Cuarto menguante	
Distancia total del transecto: m			Ancho del transecto: m			
Nivel del agua	Alto		Medio		Bajo	
REGISTROS						
Especie	Sexo	LHC (mm)	Actividad	Hora	Sustrato	Comentarios

Anexo 18.3.4. Datos para el muestreo en una parcela

Nombre del Sitio			Nombre del transecto			
Fecha (dd/mm/aa)		Hora inicial		Hora final		No. de observadores 1 2 3 4 5
Nombres de los observadores:						
Condiciones meteorológicas						
Cielo			Viento			
Claro	Neblina	Lluvia	Sin viento	Poco viento	Mucho viento	Dirección (0-360°)
Poco nublado	Bastante nublado	100% nublado				
Precipitación hoy:			Horario			
Volumen: mm			Mañana		Tarde	Noche
Precipitación en los últimos días:	Seco		Poca lluvia	Mucha lluvia	Inundaciones	
Luna hoy:	Nueva		Cuarto creciente	Llena	Cuarto menguante	
Parcela:						
Tamaño. Longitud de cada lado (m)			Profundidad de la hojarasca (mm)			
Humedad de la hojarasca		Seca	Húmeda	Saturada	Inclinación: poca <3% moderada (3-6%) mucha > 6%	
Humedad del suelo		Seca	Húmeda	Saturada		
Hábitat dentro de la parcela:						
Árbol(es) > 10 cm DAP		Árbol(es) < 10 cm DAP		Troncos secos en el suelo	1-5 plantas < 1m altura	> 5 plantas < 1m altura
REGISTROS						
Especie	Sexo	LHC (mm)		Peso (g)	Comentarios	

Anexo 18.3.5. Datos para el muestreo de vocalizaciones

Nombre del Sitio			Nombre del punto de observación					
Fecha (dd/mm/aa)		Hora inicial		Hora final		No. de observadores 1 2 3 4 5		
Nombres de los observadores:								
Condiciones meteorológicas								
Cielo			Viento					
Claro		Neblina	Lluvia	Sin viento	Poco viento	Mucho viento	Dirección (0-360°)	
Poco nublado		Bastante nublado	100% nublado					
Precipitación hoy: Volumen: mm			Horario					
			Mañana		Tarde	Noche		
Precipitación en los últimos días:		Seco		Poca lluvia	Mucha lluvia	Inundaciones		
Luna hoy:		Nueva		Cuarto creciente	Llena	Cuarto menguante		
Descripción del área acuática								
Clase:		Ciénaga	Río o Arroyo	Laguna o represa		Charca estacional		
Tamaño:		Área aproximada en m ² (si es ciénaga, laguna o represa)		Largo (m)	Ancho (m)			
				(si es río o Arroyo)				
Profundidad promedio			Coordenadas					
Índice de Vocalizaciones: 1: 1 macho 2: coro de 2-5 machos 3: coro de 6-10 machos 4: coro > 10 machos								
REGISTROS:								
Especie		Índice de Vocalizaciones			Comentarios			
		1	2	3	4			
		1	2	3	4			

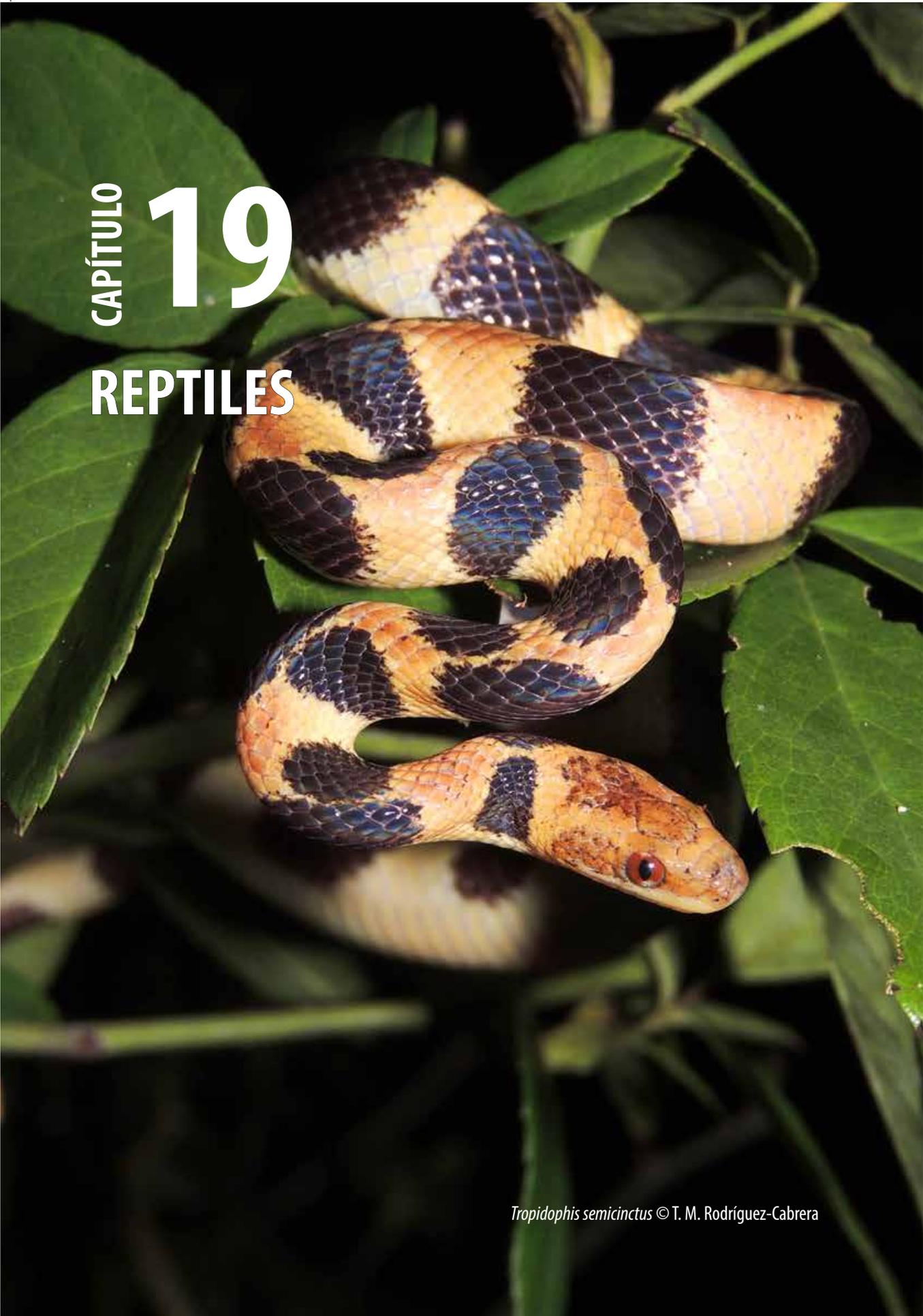
ANEXO 3.6 Planilla para datos de microhábitat para renacuajos

FECHA		HORA	
Localidad			
Coordenadas		Altitud	No. Estación:
Tipo del Acuatorio:		Medidas	
Tipo de microhábitat:			
Descripción:			
Tipo de sustrato/fondo			
Corriente:		PH	Temperatura
Oxígeno disuelto		Salinidad	
Posición Vertical:			
Biota Acompañante:			
Otros datos:			

CAPÍTULO

19

REPTILES



Tropicophis semicinctus © T. M. Rodríguez-Cabrera

REPTILES

JAVIER TORRES LÓPEZ¹

TOMÁS M. RODRÍGUEZ-CABRERA²

RUBÉN MARRERO ROMERO²

1. Universidad de Kansas, E.E.U.U.

2. Sociedad Cubana de Zoología



Anolis quadriocellifer

INTRODUCCIÓN

Los reptiles son fáciles de reconocer a simple vista, sin embargo, son difíciles de definir debido a la heterogeneidad morfológica y complejidad filogenética del grupo. Podemos definir a un reptil como un vertebrado cubierto total o parcialmente por escamas, placas o escudetes y que carecen de pelos o plumas. No obstante, existe consenso en agrupar a los dinosaurios, cocodrilos y aves en un clado monofilético llamado Archosauria y al resto de los reptiles en otros clados como Lepidosauria (escamosos y tuatara) y las tortugas, que se han agrupado indistintamente en las subclases Anapsida y Diapsida (Hedges, 2012; Vitt y Caldwell, 2014).

El número de especies de reptiles vivientes asciende aproximadamente a 10 550 (Uetz y Hošek, 2017) y todos los años se describen nuevas especies. La presencia de un huevo amniota, una cubierta impermeable y extremidades adaptadas para la locomoción en tierra firme, están entre las adaptaciones más importantes que permitieron su diversificación, pues los hicieron menos dependientes del agua (Vitt y Caldwell, 2014). Se reconocen cuatro órdenes vivientes: Rynchocephalia (tuatara), Testudines (tortugas y afines), Crocodylia (cocodrilos, caimanes y gaviales) y Squamata (anfisbenios, lagartos y serpientes).

DIVERSIDAD DE REPTILES EN CUBA

La diversidad de reptiles en Cuba se puede considerar alta: están representados de forma autóctona tres de los cuatro órdenes vivos, 18 familias, 27 géneros y 153 especies (Anexo 19.1). En Cuba el endemismo es de 85,7 %, incluyendo una familia y cuatro géneros y en la isla habita el 1,5 % de las especies del mundo (Uetz y Hošek, 2017). Además, existe un grupo de especies introducidas que incrementa el número de táxones presentes en Cuba (Borroto-Páez *et al.*, 2015). Estos últimos se agrupan en cinco familias, seis géneros y ocho especies que, junto con las autóctonas, suman 21 familias, 32 géneros y 161 especies (Tabla 19.1, Anexo 19.1).

La Lista Roja de la UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) reconoce 13 especies de reptiles cubanos bajo alguna categoría de amenaza (Anexo 19.1). Sin embargo, evaluaciones más recientes a nivel nacional consideran que al menos 83 especies (52 %) se encuentran amenazadas, y muchas de ellas en las categorías más apremiantes: 20 En Peligro y 44 En Peligro Crítico (González *et al.*, 2012; Anexo 19.1). Lo anterior indica la necesidad de conocer el estado de sus poblaciones, requerimientos de hábitat y límites de distribución, con el fin de poder establecer prioridades de conservación y proporcionar el manejo más adecuado dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas.

ORDEN TESTUDINES (Fig. 19.1 A, B)

Los quelonios están representados en Cuba por una especie dulceacuícola, la jicotea (*Trachemys decussata*: familia Emydidae), y cinco especies marinas de las familias Cheloniidae y Dermochelyidae (Anexo 19.1). La jicotea tiene dos subespecies reconocidas en el archipiélago: *T. d. angusta* (en el occidente de Cuba e Isla de la Juventud, también presente en Islas Caimán) y *T. d. decussata* (en el resto del archipiélago, también presente en Jamaica). Sin embargo, estudios moleculares sugieren que ambas formas pudieran tratarse de especies diferentes (Parham *et al.*, 2013).

ORDEN CROCODILIA (Fig. 19.1 C, D)

En Cuba habitan tres especies de cocodrilos, que se agrupan en dos familias: Crocodylidae y Alligatoridae (Anexo 19.1). El cocodrilo cu-

bano (*Crocodylus rhombifer*) es una especie endémica restringida a la Ciénaga de Zapata y Ciénaga de Lanier en Isla de la Juventud, mientras que el cocodrilo americano (*Crocodylus acutus*) tiene amplia distribución en Centroamérica, sur de La Florida y Las Antillas. La babilla (*Caiman crocodilus*) es un caimán originario de Centro y Sudamérica, que fue introducido en la Ciénaga de Lanier. Las tres especies son ovíparas y durante la época de cría (febrero-junio) construyen nidos en forma de montículos en las riberas de los ríos, lagunas, canales y esteros, los cuales son custodiados celosamente por las hembras, que pueden tornarse muy agresivas (Ramos, 1998; Alonso-Tabet *et al.*, 2014).

ORDEN SQUAMATA

Los reptiles escamosos (orden Squamata) son por mucho el grupo más diverso a nivel

Tabla 19.1. Diversidad y endemismo de reptiles en el archipiélago cubano, entre paréntesis el número de especies para cada género; los asteriscos indican si el taxon es endémico (*) o introducido (**).

Orden	Familia	Género
Testudines	Cheloniidae	<i>Caretta</i> (1), <i>Chelonia</i> (1), <i>Eretmochelys</i> (1), <i>Lepidochelys</i> (1)
	Dermochelyidae	<i>Dermochelys</i> (1)
	Emydidae	<i>Trachemys</i> (1)
Crocodilia	Crocodylidae	<i>Crocodylus</i> (2)
	Alligatoridae**	<i>Caiman</i> ** (1)
Squamata	Amphisbaenidae	<i>Amphisbaena</i> (3)
	Cadeidae*	<i>Cadea</i> * (2)
	Dactyloidae	<i>Anolis</i> (64)
	Iguanidae	<i>Cyclura</i> (1)
	Leiocephalidae	<i>Leiocephalus</i> (6)
	Diploglossidae	<i>Diploglossus</i> (6)
	Teiidae	<i>Pholidoscelis</i> (1)
	Xantusiidae	<i>Cricosaura</i> * (1)
	Gymnophthalmidae**	<i>Gymnophthalmus</i> ** (1)
	Gekkonidae**	<i>Hemidactylus</i> ** (3)
	Phyllodactylidae	<i>Tarentola</i> (2)
	Sphaerodactylidae	<i>Gonatodes</i> ** (1), <i>Sphaerodactylus</i> (21), <i>Aristelliger</i> (1)
	Boidae	<i>Chilabothrus</i> (1)
	Colubridae	<i>Arrhyton</i> * (8), <i>Caraiba</i> * (1), <i>Cubophis</i> (1), <i>Nerodia</i> (1), <i>Tretanorhinus</i> (1)
	Tropidophiidae	<i>Tropidophis</i> (16)
	Typhlopidae	<i>Cubatyphlops</i> (8), <i>Typhlops</i> (4), <i>Indotyphlops</i> ** (1)

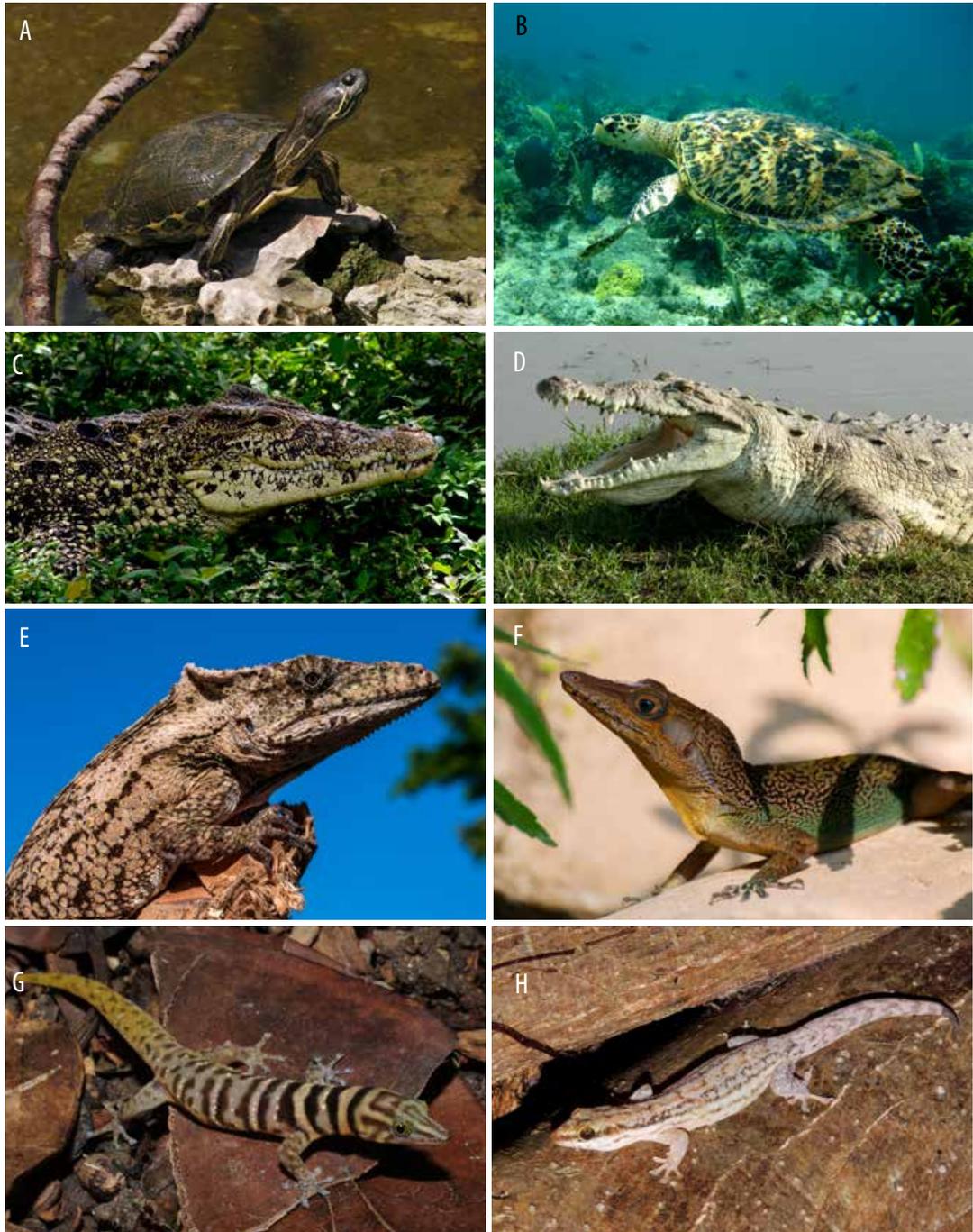


Figura 19.1. Ejemplos representativos de la diversidad de reptiles cubanos, A. *Trachemys decussata*, B. *Eretmochelys imbricata*, C. *Crocodylus rhombifer*, D. *Crocodylus acutus*, E. *Anolis chamaeleonides*, F. *Anolis vermiculatus*, G. *Sphaerodactylus intermedius*, H. *Aristelliger reyesi*. © S. León (B), © N. Navarro (D) y © T. M. Rodríguez-Cabrera (H).

mundial (Uetz y Hošek, 2017), y Cuba no es la excepción (Tabla 19.1). Históricamente el orden Squamata se ha dividido en tres subórdenes: 1) Sauria (lagartos), 2) Serpentes (serpientes u ofidios) y Amphisbaenia (anfísbennios o lagartos ápodos). Sin embargo, estudios basados en técnicas moleculares y análisis morfológicos indican que los saurios constituyen un grupo parafilético, o sea, las serpientes y anfísbennios no son más que lagartos modificados que perdieron las extremidades durante su evolución (Vidal y Hedges, 2005; Reeder *et al.*, 2015). No obstante, para los efectos prácticos de este libro seguiremos utilizando los tres grandes grupos tradicionales (lagartos, serpientes y anfísbennios), debido a las particularidades ecológicas de cada uno que implican metodologías de muestreo y recolecta diferentes.

LAGARTOS (Fig. 19.1 E - L)

El término “lagarto” se aplica a un grupo de reptiles escamosos que se caracteriza fundamentalmente por tener cuatro extremidades, oído con abertura externa y párpados móviles. Muchas especies tienen autotomía caudal como mecanismo antidepredación, o sea, en situaciones de peligro son capaces de desprender su cola para distraer al depredador. En la nueva cola regenerada las vértebras son sustituidas por un eje central cartilaginoso (Vitt y Caldwell, 2014; Pough *et al.*, 2016). En los lagartos cubanos, el tamaño varía desde unos pocos centímetros y menos de un gramo en los geocos del género *Sphaerodactylus*, hasta más de un metro y 5,5 kg de masa corporal en la iguana (*Cyclura nubila*) (Henderson y Powell, 2009). En Cuba habitan de forma autóctona 99 especies de lagartos, que se agrupan en 9 géneros y 8 familias (Rodríguez *et al.* 2013; Uetz y Hošek, 2017). Las dos familias más diversas son Dactyloidae con 64 especies, todas del género *Anolis* (95,3 % de endemismo) y Sphaerodactylidae (23 especies, 82,6 % de endemismo), compuesta por los géneros *Sphaerodactylus*, *Aristelliger* y *Gonatodes* (Rodríguez *et al.*, 2013).

SERPIENTES (Fig. 19.1 M, N)

Las serpientes se caracterizan por presentar un cuerpo muy alargado y carente de extremidades, presentan una lengua bífida y un gran desarrollo del sentido del olfato. Todas las serpientes son carnívoras y engullen a sus presas enteras. Los ojos carecen de párpados móviles y están cubiertos por una membrana delgada (*e. g.* Typhlopidae) o por una escama gruesa transparente en forma de lente (Lillywhite, 2014). Un rasgo distintivo de las serpientes es que mudan la piel en una sola pieza, a diferencia de otros grupos de reptiles escamosos que lo hacen por secciones (Lillywhite, 2014). En Cuba habitan 42 especies (92,7 % endémicas) agrupadas en cuatro familias, las más diversas son Tropicodophiidae (16 especies, todas endémicas) y Typhlopidae (12 especies endémicas y 1 introducida) (Tabla 19.1, Anexo 19.1).

ANFISBENIOS (Fig. 19.1 O, P)

Los anfísbennios también presentan el cuerpo muy alargado y carecen de extremidades como las serpientes. Son reptiles adaptados a la vida subterránea y como adaptaciones a este modo de vida presentan ojos degenerados, cuerpo cilíndrico y una escama rostral engrosada. La piel está muy suelta del cuerpo, lo que les permite moverse más eficientemente bajo tierra en las galerías que cavan. Son ovíparos y se alimentan de artrópodos y lombrices. Debido a su modo de vida subterráneo son difíciles de encontrar y por tanto relativamente poco conocidos. En Cuba existen cinco especies, todas endémicas, agrupadas en dos familias: Amphisbaenidae (3 especies) y Cadeidae (2 especies), esta última es endémica de Cuba. (Tabla 19.1, Anexo 19.1).

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

Debido a la gran heterogeneidad morfológica, conductual y ecológica de los reptiles, cuando se realizan inventarios en un área determinada se hace necesario combinar varios métodos para maximizar la riqueza de especies observada. Se deben tener en cuenta varias dimensiones: temporal (día y noche,



Figura 19.1 (continuación). I. *Pholidoscelis auberi*, J. *Leiocephalus cubensis*, K. *Cricosaura typica*, L. *Diploglossus delasagra*, M. *Tropidophis melanurus*, N. *Nerodia clarkii*, O. *Cadea blancoides*, P. *Amphisbaena* sp. © R. Marrero (O, P), © R. Almeida (K), © T. M. Rodríguez-Cabrera (L) y © D. Bartlett (N).

época del año), espacial (horizontal, vertical, altitudinal) y ecológica (hábitos alimentarios, sustrato, refugios). Por ejemplo, si se buscan reptiles durante el día sobre los paredones y rocas calizas expuestas en los mogotes de la Sierra de los Órganos, habrá grandes probabilidades de encontrar *Anolis bartschi*, *A. mestrei* y *Leiocephalus carinatus*; pero si se hace durante la noche se verá entonces *Tarentola americana* y *Tropidophis feicki*. También es necesario saber identificar correctamente lo que se observa hasta el nivel taxonómico más bajo posible. Para ello se deben consultar libros especializados o guías ilustradas, o acudir directamente a los especialistas. Antes de hacer un muestreo se deben tener claros los objetivos a alcanzar y las características del área, con lo que se evita un gasto innecesario de tiempo y de recursos. Una vez claro el objeto de estudio, por ejemplo inventariar reptiles, hay que saber dónde buscarlos, cómo identificarlos, recolectarlos y preservarlos en caso de ser necesario.

CAPTURA Y MANIPULACIÓN

Una vez detectado el individuo, puede que sea necesario capturarlo, pero esto hay que hacerlo con cuidado para no dañar al animal, ni resultar dañado, ya que los reptiles despliegan un gran número de conductas defensivas (Greene, 1988). La gran mayoría de los reptiles cubanos se pueden capturar directamente con las manos y manipular con relativa facilidad, sin embargo, se facilita el trabajo si se siguen determinadas reglas.

ORDEN TESTUDINES

Durante la manipulación de las jicoteas se debe tener especial precaución con la cabeza, pues pueden llegar a hacer mucho daño debido a su fuerte mordida. También se debe tener cuidado con sus garras. En Cuba las tortugas marinas por lo general solo se estudian cuando arriban a las playas para desovar, tiempo durante el cual no son capturadas, las mediciones simplemente se hacen *in situ* una vez que comienzan a desovar (Moncada *et al.*, 2013). Una persona es la encargada de contar los huevos que pone colocando la mano

debajo de la cloaca, mientras que otras se encargan de medir al animal, anotar los datos y realizar el marcaje colocando una chapilla numerada en la aleta anterior (Moncada *et al.*, 2013).

ORDEN CROCODILIA

Los cocodrilos tienen una de las mordidas más potentes del reino animal y una poderosa cola, por lo que pueden causar mucho daño si no se mantienen precauciones extremas durante su captura y manipulación. Los especímenes más grandes se capturan con un lazo, auxiliándose de una vara larga para colocarlo en su cabeza desde una distancia prudencial, generalmente desde la seguridad de un bote o desde la orilla. Los individuos juveniles se pueden capturar directamente con las manos o utilizando guantes, de forma similar a como se procede con las iguanas y chipojos (ver más adelante). Luego de la captura se inmovilizan con cuerdas y/o cinta adhesiva tanto las mandíbulas como las extremidades para facilitar la posterior toma de datos y marcaje. Durante el manejo de especímenes adultos directamente en el campo o en granjas, resulta muy efectivo el empleo de una vara de 2-3 m de largo, la cual se interpone entre el investigador y el animal cada vez que éste intenta atacar o acercarse, incluso se le golpea en la cabeza, si es necesario. Esto último es especialmente útil cuando se monitorean nidos que pueden estar custodiados por hembras agresivas.

ORDEN SQUAMATA

Todos los lagartos que habitan en Cuba pueden perder la cola por autotomía excepto los chipojos verdes (grupo *equestris*) y cenicientos (grupo *chamaeleonides*). Es por ello que no se deben capturar por la cola, sino por el cuerpo. Hay que tener especial cuidado con los geos (familias Phyllodactylidae, Sphaerodactylidae y Gekkonidae), pues como mecanismo antidepredación (de escape específicamente) pueden desprender la cola y fragmentos de piel muy fácilmente. Estos lagartos se capturan con la mano, así como los de las familias Xantusiidae y Diploglossidae.

El resto de los lagartos (familias Dactyloidae, Iguanidae, Leiocephalidae y Teiidae) se capturan más fácilmente mediante una vara con un lazo de nudo corredizo, aunque muchos se pueden capturar directamente con las manos. Las mordidas de los chipojos son dolorosas y los chipojos verdes (grupo *equestris*) tienden a mantener la mordida por mucho tiempo. Estos animales se pueden sostener por la región temporal o el cuello con los dedos índice y pulgar evitando las puntiagudas garras que pueden penetrar la piel del recolector (Fig. 19.2). El lagarto cubano que más daño puede ocasionar durante su manipulación es la iguana (*Cyclura nubila*), especialmente por su gran tamaño, fuerza muscular, garras afiladas y potencia de su mordida, por lo que se debe manipular con especial cuidado. También se debe tener precaución a la hora de enlazarlas, pues se retuercen y comienzan a girar sobre su propio eje de forma violenta, lo que puede ocasionar daños al animal, incluso la muerte. Una vez enlazado el ejemplar se puede calmar cubriendo su cabeza con un pedazo de tela, a la vez que esta se sostiene firmemente con una mano y con la otra la base de la cola evitando las garras y controlando los giros violentos.

Todas las serpientes cubanas se pueden capturar directamente con las manos. Durante la recolecta y manipulación se debe tener cuidado con dos especies: el jubo gris (*Cubophis cantherigerus*) y el majá de Santa María (*Chi-*



Figura 19.2. Forma de sostener un anolino gigante, en este caso un *Anolis equestris*. © T. M. Rodríguez-Cabrera.

labothrurus angulifer). El jubo gris o de sabana, puede morder, especialmente después de hacer su demostración de agresividad (Fig. 19.3) similar a la de las cobras (Elapidae). En esta posición la distancia de ataque es igual a la longitud elevada sobre el suelo y el ataque tiende a ser frontal, de arriba hacia abajo, por lo que resulta sencillo calcular la distancia de ataque. Aunque no todos los individuos muestran conductas de agresividad es importante evitar cualquier mordedura ya que aparentemente su saliva es tóxica (Neill, 1954; Jaume y Garrido, 1980; Díaz, 2014; Rodríguez-Cabrera *et al.*, 2016). La tendencia en esta especie una vez que muerde es a sostener la mordida por un tiempo prolongado, aparentemente para favorecer que las toxinas penetren y hagan efecto. Para evitar la reacción defensiva de esta serpiente se debe actuar rápidamente capturándola por la cola inmediatamente después del avistamiento y elevando luego su cuerpo, hasta sostener la cabeza. En esta situación casi siempre expulsan el contenido de las glándulas almizcleras, que es expelido por la cloaca y de olor muy desagradable. Se puede evitar el contacto con dicha sustancia manteniendo el agarre de la cabeza y la cola con el cuerpo en el aire. Aun-



Figura 19.3. Jubo gris (*Cubophis cantherigerus*) mostrado una conducta de agresividad, aplanando el cuello y elevando la cabeza, similar a las cobras. © R. Cruz.

que los otros colúbridos en Cuba no tienden a ser agresivos, ocasionalmente muerden (*Tretanorhinus*, *Nerodia*) y se pueden manipular de igual forma que al jubo.

El majá de Santa María puede llegar a ser muy agresivo y la mordedura de un individuo puede ser dolorosa. La demostración de agresividad es distinta a la del jubo gris, así como la forma de ataque. El majá recoge la parte anterior de su cuerpo en forma de S (Fig. 19.4A), similar a las víboras, y puede atacar en cualquier dirección. A diferencia del jubo, la mordedura del majá es a modo de advertencia, liberando casi tan rápido como muerde. La mejor forma de capturar un majá es ir directamente a la cabeza y apresararlo con la mano, sin titubear. Cuando se encuentra en un sitio de difícil acceso como una oquedad o grieta de una roca, se puede utilizar un gancho fuerte y romo o un garabato de madera para extraerlo o estimularlo a salir. De

forma similar a otras boas, el majá tiene gran fuerza muscular y su manipulación tiene sus particularidades. En principio se puede sostener por la cabeza y la cola al mismo tiempo, parecido a como se procede con los grandes colúbridos; de esta forma también se evita el contacto con el almizcle maloliente y que se enrosque en nuestros brazos y nos constriña (Fig. 19.4B). Pero esto es solo aplicable a individuos de talla pequeña a mediana (< 2 m de longitud), los individuos grandes deberán ser manipulados por más de una persona. Para mayor seguridad durante la manipulación se recomienda utilizar guantes.

Ante una mordedura de serpiente se debe, en primer lugar, minimizar el tiempo de la mordida para reducir el tiempo de exposición a la saliva y sufrir posibles efectos tóxicos. A continuación, se debe lavar bien la herida con agua y jabón y eliminar cualquier diente que haya podido quedar en la piel y luego se procede a desinfectar la zona afectada.

Todos los anfisbenios se capturan con la mano. Pueden morder ocasionalmente, aunque la mordida no ocasiona ningún daño. Ésta se evita sosteniendo la cabeza o el cuello suavemente con los dedos índice y pulgar dejando descansar el cuerpo en la palma de la mano.

DETERMINACIÓN DEL SEXO

El grado de reclutamiento, proporción de sexos y estado reproductivo de los individuos son aspectos importantes para conocer el estado de salud de una población animal. Por esta razón pudiera ser necesario reconocer el sexo de los individuos encontrados durante un muestreo. En algunos grupos es sencillo hacerlo, pero en otros ocurre lo contrario. En este epígrafe se ofrece información sobre cómo determinar el sexo en especímenes de los distintos grupos en condiciones de campo.

ORDEN TESTUDINES

El sexo de las tortugas se puede identificar por la longitud de la cola, las garras (en el caso de la jicotea) y el grado de concavidad

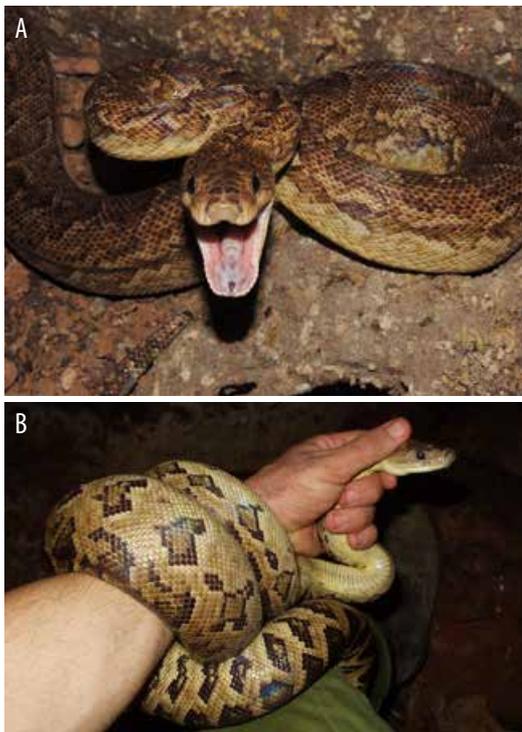


Figura 19.4. Majá (*Chilabothrus angulifer*) en posición defensiva (A) y conducta constrictora al sujetarlo con una sola mano (B). © T. M. Rodríguez-Cabrera.

del peto. Los machos tienen una cola notablemente más larga, pues en esta se aloja el pene y es necesario que tenga la longitud suficiente para alcanzar la cloaca de la hembra durante el apareamiento. Las garras en los machos de jicotea son mucho más largas, lo que les permite un agarre firme al caparazón de la hembra durante la cópula y son usadas también durante el cortejo para estimular a la hembra. También en la jicotea los machos con frecuencia son melánicos, o sea, de coloración muy oscura y profusamente manchados de negro, pero este carácter puede expresarse o no. El peto en el macho es más cóncavo, favoreciendo un acople más cómodo al caparazón de la hembra durante la cópula. Las hembras alcanzan tallas mayores.

ORDEN CROCODILIA

Se puede identificar el sexo de los cocodrilos mediante el tacto intracloacal. En el macho se detecta el pene, mientras que en la hembra hay una cavidad. Además, los machos son mayores que las hembras y la protuberancia supraauricular (hueso escamoso) tiende a ser más grande.

ORDEN SQAMATA

En muchas especies de lagartos existe un marcado dimorfismo sexual, donde el macho tiende a ser más grande y robusto, con colores más llamativos y la cabeza más desarrollada (Fig. 19.5 A, B, C). En *Anolis* la característica más notable que permite distinguir los sexos es la presencia de un pliegue gular más desarrollado en machos que en hembras (Fig. 19.5 D-I); aunque esto no es aplicable a los anolinos gigantes, pues ambos sexos tienen el pliegue gular de tamaño similar (Fig. 19.5 J). En las especies del grupo *equestris* los machos presentan un área desnuda de escamas en el centro del pliegue gular que es mucho más amplia que en las hembras. En la mayoría de los demás anolinos y especies del género *Leiocephalus*, los machos presentan escamas postcloacales diferenciadas (Fig. 19.5 K, L). *Anolis bartschi* y *A. vermiculatus*, carecen de pliegue gular, pero en ambas los machos son mucho más grandes y más coloridos.

Los machos en algunos grupos de especies del género *Sphaerodactylus* son ocelados y las hembras suelen presentar bandas transversales en el cuerpo (Fig. 19.5 M, N). Además, los machos de *Sphaerodactylus* también presentan un área de escamas diferenciadas en la región ventral entre las extremidades posteriores justo antes de la cloaca, estructura conocida como “*escutcheon*” (Fig. 19.5 O, P). En otros géneros como *Cricosaura*, *Pholidoscelis*, *Diploglossus* y *Hemidactylus*, los machos presentan una hilera longitudinal de poros femorales por la parte ventral de los muslos (Fig. 19.5 Q, R).

Los escamosos presentan dos hemipenes, uno a cada lado después de la cloaca. En dependencia del grupo y del estado reproductivo, estos son más o menos evidentes y producen dos abultamientos postcloacales (Fig. 19.5. Q). En los grupos con dimorfismo sexual poco aparente se puede recurrir a la eversión manual de los hemipenes. Esto se realiza presionando suavemente con los dedos por detrás de la cloaca y en dirección a la apertura hasta que se puedan observar los hemipenes (Fig. 19.5 S). Si luego de presionar con suficiente fuerza no se proyectan los hemipenes es muy probable que el individuo sea hembra. Otra técnica para identificar el sexo consiste en introducir suavemente una varilla metálica por la cloaca y hacia atrás. En los machos esta penetra más del doble que en las hembras, debido a que se introduce en los sacos donde se alojan los hemipenes. La varilla debe ser fina y estar lubricada antes de utilizarla; se recomienda limpiarla y desinfectarla entre un individuo y otro, lo que minimiza las probabilidades de traumatismo y transmisión de patógenos.

En la familia Tropidophiidae los machos presentan unas pequeñas espuelas a ambos lados de la cloaca que son vestigios de las extremidades posteriores; las hembras no las presentan (Fig. 19.5 T, U). En *Chilabothrus angulifer* ambos sexos presentan espuelas, pero están mucho más desarrolladas en los machos (Fig. 19.5 V, W). En los colúbridos el abultamiento postcloacal en los machos producto de los hemipenes es bien notable. En la mayoría de



Figura 19.5. Dimorfismo sexual en reptiles cubanos. Conducta copulatoria en *Anolis*, nótese que los machos muestran colores más llamativos y mayor tamaño, A. *Anolis porcatus*, B. *A. allisoni*, C. *A. allogus*; variación del pliegue gular en machos de *Anolis*, D. *A. sagrei*, E. *A. mestrei*, F. *A. jubar*, G. *A. homolechis*, H. *A. allogus*, I. *A. angusticeps* y J. *A. barbatus*.



Figura 19.5 (continuación). Dimorfismo sexual en reptiles cubanos. K-L. Región cloacal en *Anolis*, se indica la posición de las escamas postcloacales en el macho (flecha), M-P. Dimorfismo sexual en *Sphaerodactylus intermedius*, se indica el escutcheon en el macho, Q-R. Región cloacal en *Hemidactylus*, se indica la posición de los abultamiento de los hemipenes en el macho, S. Hemipenes proyectados de *Chilabothrus angulifer*, T-U. Región cloacal en *Tropidophis melanurus*, se indican las espuelas en el macho. V-W. Región cloacal en *Chilabothrus*, se indican las espuelas en ambos sexos, nótese el mayor desarrollo en los machos. © T. M. Rodríguez-Cabrera (A, J, L, O, P, Q, S, T, U, V y W), © R. Marrero (B, R) y © C. A. Mancina (D, F, G).

las serpientes las hembras son más grandes y más robustas que los machos y estos suelen tener la cola más larga.

MÉTODOS DE MUESTREO

Antes de comenzar los inventarios es fundamental seleccionar sitios de muestreos apropiados, estos deben ser representativos de la mayor cantidad de macrohábitats (*e. g.* bosques, herbazales, sitios antropizados, zonas costeras, etc.) y microhábitats (arbus-tos, lianas, bromelias, rocas, troncos caídos) (Rodríguez *et al.*, 2010). La selección adecuada de los sitios de muestreo permitirá reali-zar inventarios de especies más completos. También resulta de gran utilidad, antes de comenzar los inventarios, familiarizarse con las especies que habitan la región objeto de estudio a través de la literatura, la revisión de colecciones herpetológicas y la consulta a especialistas.

384

Otro aspecto a tener en cuenta son los mo-mentos en los que se van a realizar los inven-tarios. En Cuba, los reptiles están presentes en la mayoría de los ecosistemas, no obstante, son más fáciles de localizar ya comenzada la época de lluvias pues se incrementa la dispo-nibilidad de alimentos (*e. g.* insectos, frutas, etc.). En la mayor parte del archipiélago cuba-no el período más lluvioso se extiende desde mayo a octubre. El momento del día también es importante, pues algunas especies son diurnas y otras son nocturnas. El muestreo debe cubrir desde horas de la mañana has-ta el mediodía, pues hay especies que están más activas cuando la incidencia del sol no es muy fuerte, mientras que otras prefieren altas temperaturas para realizar sus actividades. Durante la noche se debe comenzar a buscar inmediatamente luego de que oscurezca por completo (1 – 2 horas después de la pue-sta del sol). Según nuestra experiencia tres o cuatro horas de trabajo hasta poco después de la medianoche, son suficientes para realizar muestreos nocturnos efectivos.

Los inventarios permiten conocer la diversi-dad de una localidad; mientras que la estan-darización del muestreo posibilita hacer com-

paraciones entre sitios y obtener información para el monitoreo de las poblaciones. Existen varias formas de estandarizar el muestreo: a) restringido por tiempo, b) restringido por área, c) por parcelas y d) por transectos. A continuación, se describen algunos de los métodos más empleados para el inventario y monitoreo de poblaciones de reptiles (Bero-vides *et al.*, 2005; Eekhout, 2010; McDiarmid *et al.*, 2012).

MÉTODOS ACTIVOS

MUESTREO POR TRANSECTOS. El transecto puede ser una línea imaginaria que se recorre a través de una o varias formaciones vegetales, donde para cada individuo observado se estima la distancia desde su posición hasta el centro de la línea eje (línea-transecto). También puede ser una banda-transecto, donde se establece un ancho fijo a cada lado del observador y se registran únicamente los avistamientos dentro de los límites imaginarios de la banda; en este caso los cálculos numéricos se efectúan de forma similar a las parcelas (ver más adelante). Para estimar la densidad se divide el número de individuos detectados entre el área que abarcan las observaciones (*e. g.* individuos/ m^2). En este método se asume que se observan todos los individuos, lo que en la práctica es muy difícil. Por esta razón este método suele subestimar la cantidad real de individuos, pero es muy útil para comparar la densidad o abundancia de determinada especie entre épocas, hábitats y a lo largo de gradientes de hábitats.

La longitud y ancho del transecto se establece según el objetivo del estudio y las especies presentes. Este método tiene un sesgo hacia las especies más conspicuas dentro de una comunidad de reptiles. Las especies crípticas rara vez son detectadas por este método. De manera general, los transectos son más adecuados para monitorear una sola especie, ya que distintas especies suelen tener diferente detectabilidad, lo que genera sesgos en los datos. Para diseñar un transecto adecuadamen-te se debe tener conocimiento previo de la distribución general, preferencia de microhá-

bitat y comportamiento de la especie a monitorear. Este conocimiento se traducirá en un mejor diseño de transecto, lo cual repercutirá positivamente en la calidad y veracidad de los datos obtenidos. El transecto se debe recorrer varias veces bajo las mismas condiciones (*e. g.* horario, estación, condiciones climáticas), lo cual permite calibrar el muestreo y aumentar la precisión en la toma de datos. Este método es más apropiado cuando se necesita muestrear un área grande, la población presenta una alta densidad y los individuos son muy móviles (Berovides *et al.* 2005; Martínez *et al.* 2005).

Las asunciones de este método son:

1. Todos los individuos sobre la línea de progresión tienen la misma probabilidad de ser detectados.
2. El tamaño del área a muestrear es conocido, esto permite extrapolar estimados de tamaño poblacional al área total de estudio.
3. Los individuos no son perturbados por el observador antes de su detección.
4. Los individuos son contados solo una vez.
5. No hay mayor detectabilidad de un grupo (*e. g.* sexo, estado etario) por encima de otro.

MUESTREO POR PARCELAS (CUADRANTES). Consiste en la búsqueda exhaustiva de individuos en un área de extensión conocida, por lo que permite estimar la densidad de individuos, así como diferentes parámetros poblacionales como la composición etaria (clases de edad), proporción sexual, etc. Las parcelas se deben ubicar de forma aleatoria y su número (réplicas) deben estar en correspondencia con la extensión del hábitat o sitio de estudio. Una manera de estimar el número óptimo de parcelas para determinado hábitat es construyendo una curva de acumulación de especies, que se hace ploteando el número de nuevas especies registradas (eje Y) contra el número de parcelas (eje X). El número de parcelas adecuado se corresponde al valor donde la curva se torna asintótica.

Este método no se debe aplicar para especies que: 1) se orientan fundamentalmente mediante la visión y huyen rápidamente ante

la presencia humana y 2) especies de gran tamaño y que se desplazan grandes distancias. Este método se aplica mejor a especies de pequeño tamaño que habitan en el suelo entre la hojarasca y/o bajo rocas o troncos pequeños (*e. g.* *Diploglossus*, *Sphaerodactylus*, *Tropidophis*). Habitualmente, este método se emplea como complemento de otros métodos para completar inventarios de especies en un área determinada o un tipo de hábitat. Para cada parcela se debe registrar su ubicación, hora y fecha del muestreo, así como diferentes variables abióticas como temperatura, humedad relativa, inclinación, entre otras.

En el caso de su utilización para monitoreos, las parcelas deben cumplir determinados requerimientos:

1. Las parcelas se distribuyen aleatoriamente y de forma tal que en su conjunto representen la variabilidad de hábitats en el área de estudio
2. Los animales no abandonan la parcela antes de ser contados.
3. Todos los individuos tienen la misma probabilidad de ser detectados y no hay mayor detectabilidad de un grupo (sexo, estado etario) por encima de otro.

Este método es relativamente agresivo hacia el microhábitat (debido al volteo intensivo de piedras, descortezado de árboles, revisión de bromelias, etc.), por tanto, no se debe ubicar una parcela donde ya hubo una con anterioridad, a menos que haya transcurrido el tiempo suficiente como para que se haya recuperado (un año suele ser suficiente). Por esta razón es necesario ser lo más cuidadoso y éticos posibles durante los muestreos. Por ejemplo, si se voltea una roca, se debe regresar a una posición lo más cercana posible a la original; con las bromelias y demás microhábitats el daño colateral es inevitable.

MÉTODOS DE CAPTURA - MARCAJE - RECAPTURA. Para especies que requieren monitoreos a largo plazo uno de los métodos más utilizados es el de establecer estaciones permanentes que se visitan regularmente y en las

que se pueden capturar, marcar y recapturar individuos de dicha población. Si las visitas se repiten por un tiempo suficientemente largo, esto permite hacer estimaciones más precisas sobre la variación en el tiempo de variables demográficas. La frecuencia de visitas dependerá de la pregunta de investigación. En este sentido las visitas pueden ser mensuales, bimestrales, trimestrales o estacionales (lluvia y seca). También se pueden establecer estaciones por grado de perturbación del hábitat y de esta forma se puede estudiar cómo afecta esta variable a determinada especie. De manera general este método se aplica para conocer si una población está creciendo o decreciendo y en qué medida. Esta información suele ser muy valiosa para establecer y mejorar planes de manejo de poblaciones amenazadas y/o en decline.

Este método requiere de gran esfuerzo, por lo que se suelen establecer pocas estaciones de captura-marcaje-recaptura, en dependencia de la disponibilidad de tiempo y esfuerzo. Por estas razones, las estaciones se suelen ubicar en sitios donde se sabe que se pueden localizar individuos de la especie a estudiar con una certeza razonable (hay que tener en cuenta que en estudios de perturbación de hábitat la especie a estudiar puede quedar extirpada con el tiempo, lo cual es un resultado). Sea cual sea el caso, las estaciones se deben establecer donde se pueda acumular la mayor cantidad de datos posibles.

El tamaño de las estaciones dependerá del tamaño y movilidad de la especie a estudiar y de la complejidad del área (topografía, vegetación). Por ejemplo, en el caso de las tortugas marinas, una estación puede tener varios kilómetros de largo (e. g. cubriendo el área total de nidificación en determinada playa). En cocodrilos, jicoteas y catibos la estación puede ser una laguna, represa o un segmento de un río. En el caso de los lagartos del género *Anolis*, especialmente en especies bien visibles y de alta densidad poblacional, el tamaño de la estación puede ser de 100 metros o menos. En el caso de poblaciones de majá de Santa María asociadas a cuevas, la estación puede ser la cueva y sus inmediaciones. En el

caso de especies pequeñas, poco conspicuas y que impliquen una revisión exhaustiva de microhábitats, como las de los géneros *Sphaerodactylus* o *Cricosaura*, las estaciones pueden ser de unas pocas decenas de metros.

Las marcas deben ser permanentes y los animales marcados no deben resaltar sobre los no marcados, por lo que la marca solo debe ser detectable una vez que el individuo es capturado. De otra forma esto podría sesgar el estudio pues los animales con marcas evidentes podrían sufrir más depredación y/o ser más seleccionados por el investigador debido a que son más conspicuos. Las marcas no deben ser perjudiciales para los individuos. En lagartos se pueden usar pigmentos subcutáneos o corte de falanges para seguimientos a largo plazo (Berovides *et al.*, 2005); para estudios a corto plazo se puede utilizar un marcador permanente de un color discreto para escribir números o puntos

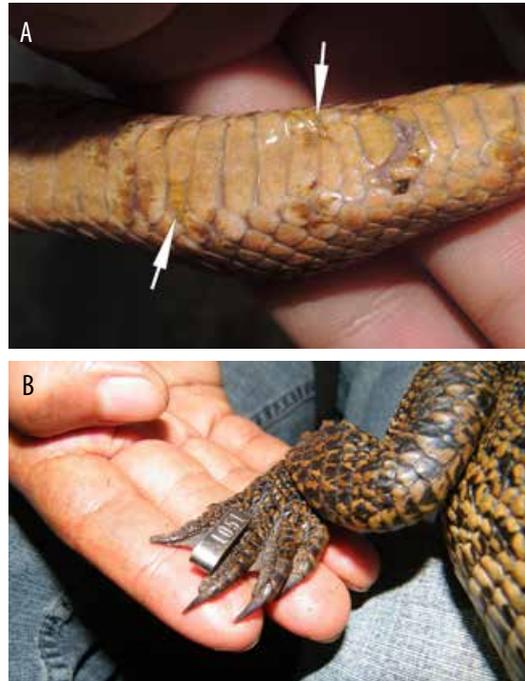


Figura 19.6. Algunos tipos de marcaje en reptiles: A. método de corte de escamas ventrales de Brown y Parker (1976) en una serpiente y B. chapilla numerada en las membranas interdigitales de un cocodrilo. © T. M. Rodríguez-Cabrera (A), tomado de www.conanp.gob.mx (B).

directamente sobre el animal siguiendo un código numérico. En serpientes se pueden utilizar microchips insertados bajo la piel o, más apropiado para nuestro país, el método de corte de escamas ventrales de Brown y Parker (1976; Fig. 19.6A). En cocodrilos se colocan chapillas numeradas en las membranas interdigitales (Fig. 19.6B) o se realizan cortes en los escudetes dobles caudales, siguiendo un código numérico; también se pueden hacer marcas con pinturas de laca en la cabeza y dorso para hacerlos visibles a la distancia durante muestreos a corto plazo (Ramos, 2005, 2007). En jicoteas el método de marcaje más usado es el de hacer muescas codificadas en las escamas marginadas (Cagle, 1939). En las tortugas marinas se colocan chapillas numeradas cerca de las axilas de las aletas anteriores (Moncada *et al.*, 2013).

La fórmula general de este método es:

$$N = (M \times T) / R$$

Donde: N es el tamaño total de la población, M es el número de individuos marcados inicialmente, T es el número de individuos capturados en el segundo muestreo y R es el número de individuos capturados con marcas en el segundo muestreo.

Las asunciones del método son:

1. La población debe ser cerrada (*e. g.* no hay muertes, nacimientos, ni migraciones en el período entre el marcaje y la recaptura)
2. La probabilidad de capturar individuos marcados y no marcados es la misma y permanece constante.
3. Ha transcurrido suficiente tiempo entre el momento de marcaje y de recaptura como para que los individuos marcados se distribuyan aleatoriamente en la población.
4. La marca no se pierde en el período entre el marcaje y la recaptura.
5. La supervivencia de los individuos dentro de la población no debe verse afectada por el marcaje.
6. Los animales liberados deben poder mezclarse libremente con el resto de la población.

7. Debe transcurrir tiempo suficiente entre la primera y la segunda captura de modo que los animales puedan dispersarse bien por el área.

MÉTODO DE REMOCIÓN. Este método se usa para hacer estimados de densidad y tamaño poblacional. Se basa en la captura de animales durante intervalos de tiempo determinados donde los individuos no son devueltos a la población hasta concluido el muestreo (Berovides *et al.*, 2005). La remoción se puede realizar dentro del área total ocupada por la especie o un sector. De esta forma se va creando un acumulado de individuos por días. Debido al estrés ocasionado a los animales por el tiempo prolongado en condiciones de cautiverio, este método solo es aplicable a algunas especies en particular; *e. g.* jicoteas de una laguna o represa (Berovides *et al.* 2005), majaes de Santa María en una cueva, *Tropidophis melanurus* en una parcela de bosque. Siempre debe tratarse de especies que resistan el cautiverio sin problemas.

Las asunciones de este método son:

1. La probabilidad de ser atrapados es la misma para todos los individuos.
2. La proporción capturada en cada muestreo es lo suficientemente grande como para provocar una apreciable reducción en el tamaño de la población.
3. La población debe ser cerrada (*e. g.* no hay muertes, ni nacimientos, ni migraciones) en el período de estudio, se asume que la única causa de cambio es la captura de individuos.

MÉTODO DE RECORRIDO NOCTURNO POR CARRETERAS. Este método se puede emplear como complemento de los demás métodos. Se pueden recorrer grandes tramos de carretera en un automóvil, motocicleta o bicicleta, a muy poca velocidad e inspeccionando la carretera con una luz blanca potente. A pesar de que no es apropiado para realizar estimados poblacionales, sí permite detectar especies que pudieran haber eludido los demás métodos. Durante la noche varias serpientes suelen acudir a las carreteras para termoregular, pues estas aún conservan el calor absorbido durante el día. Por esta razón muchas

veces son atropelladas por los vehículos. El examen de los cadáveres también nos puede ayudar a completar nuestros inventarios; esto último se puede hacer también de día, pero preferiblemente durante las primeras horas de la mañana para evitar que los carroñeros eliminen la evidencia.

MÉTODOS PASIVOS

TRAMPAS DE CAÍDA (*pitfall traps*), DE EMBUDO (*funnel traps*) Y CERCAS DE DESVÍO (*drift fences*). Muchas especies de reptiles son cripáticas y pasan la mayor parte del tiempo ocultas. En estos casos es mejor utilizar distintos tipos de trampas, que pudieran ser más efectivas que los métodos descritos previamente. Este método es aplicable para una amplia gama de reptiles terrestres (*e. g. Sphaerodactylus, Cricosaura, Leiocephalus, Pholidoscelis, Typhlops*) y se puede utilizar tanto para in-

ventariar áreas como para estudiar la dinámica poblacional de determinadas especies. Particularmente las trampas de caída son contenedores (*e. g.* envases plásticos) que se entierran de tal forma que su abertura queda al mismo nivel que el suelo (Fig. 19.7A). Así los animales que se van desplazando por el suelo caen en la trampa, la profundidad de la trampa y sus paredes lisas les impide escapar.

Las trampas de embudo (Fig. 19.7B) son estructuras cilíndricas con un embudo hacia el interior en ambos extremos. De esta forma los animales pueden pasar fácilmente por el embudo hacia adentro de la estructura, pero es muy difícil la salida pues el orificio de salida es pequeño en comparación con el de entrada y se ubica separado de las paredes de la trampa. Las cercas de desvío constituyen barreras que interceptan y guían a los reptiles hacia distintos tipos de trampas (*e. g.* de caída y de embudo) que se colocan a lo largo de la trayectoria de las cercas de desvío; los arreglos en forma de X (Fig. 19.7A) o de Y (Fig. 19.8A) son más eficientes que el arreglo lineal.

388



Figura 19.7. A. Trampa de caída y cercas de desvíos en un arreglo tipo X y B. trampa de embudo. Tomado de www.sallieandlucasattimburi.wordpress.com (A) y www.blazin-trailblazer.blogspot.com (B).

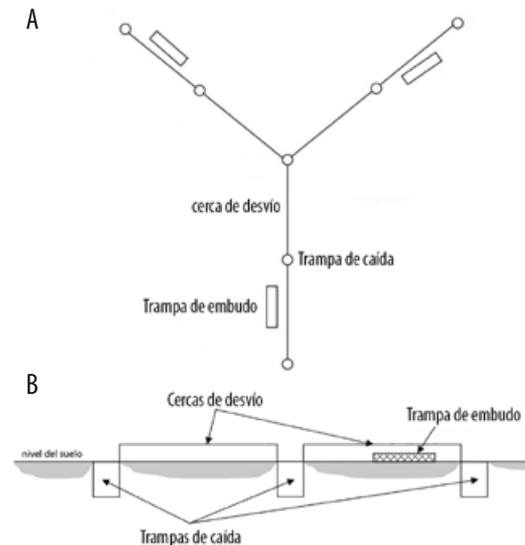


Figura 19.8. Esquemas de las cercas de desvío combinadas con trampas de caída y trampas de embudo; A. sistema en Y en vista superior y B. de perfil.

Como medida de seguridad para minimizar o evitar depredación de los animales que caen en las trampas, estas se deben revisar con regularidad. No obstante, se debe evitar revisar muy continuamente las trampas pues esto constituye una perturbación, lo cual pudiera disminuir las probabilidades de que los animales caigan en ellas. Con dos veces al día será suficiente: una al amanecer (al finalizar la actividad de los animales nocturnos) y otra al oscurecer (al finalizar la actividad de los animales diurnos). Los recipientes que se van a utilizar como trampa de caída deben ser perforados en el fondo, de esta forma se evita que se inunden con una lluvia repentina y los animales mueran ahogados. La temperatura es otro factor a tener en cuenta a la hora de ubicar el sistema de trampas, pues muchos reptiles no resisten altas temperaturas durante un tiempo prolongado. Las trampas de caída se deben cubrir para minimizar la incidencia directa de los rayos solares, así como la entrada de agua de lluvia, hojas, ramas, etc.

CUBIERTAS ARTIFICIALES. Las cubiertas artificiales son elementos que se ubican estratégicamente en sitios buscando que determinadas especies elijan dichos objetos como refugios. Estos objetos pueden estar hechos de madera, plástico, metal y concreto, entre otros y pueden ser de distintos tamaños, en dependencia de la especie o especies que se buscan. Es un método con el cual se puede apoyar un inven-



Figura 19.9. Concentración de serpientes cubanas detectadas bajo una cubierta de material rocoso.

tario e incluso se puede utilizar para monitoreos si se ubican de forma estandarizada en el tiempo y/o el espacio. Por ejemplo, se pueden ubicar en distintas estaciones del año o a lo largo de varios transectos. Se pueden combinar con otros métodos como los descritos anteriormente. Por supuesto, la forma más efectiva de aplicarlos es conociendo la historia natural de las especies objeto de estudio. Por ejemplo, son más efectivos en especies terrestres, como la mayoría de las serpientes cubanas (Fig. 19.9) y muchos lagartos que se esconden bajo rocas y troncos caídos. Las cubiertas artificiales deben tener algún espacio de forma tal que permita que los animales puedan acceder al refugio y permanecer dentro de ellos. El tamaño y cantidad de cubiertas artificiales a ubicar en un área estarán en correspondencia con el tamaño del hábitat de la especie de interés. Se debe utilizar la mayor cantidad de materiales posibles, en el caso de que se detecte un material preferido éste es el que se pudiera emplear en el mayor número de cubiertas.

PARTICULARIDADES

En esta sección se ofrecen para cada grupo de reptiles detalles específicos sobre dónde y cómo encontrarlos, cuáles son los métodos más apropiados para cada uno, sistema de captura, etc.

ORDEN TESTUDINES

Las jicoteas se pueden observar y contar durante el día mientras se asolean sobre rocas, troncos u otros objetos emergidos en las fuentes de agua donde habitan; también es frecuente observarlas cuando asoman sus cabezas en la superficie para tomar aire. Para las observaciones se pueden utilizar binoculares (Sampedro, 2002) y de esta forma se pueden observar desde una distancia prudencial sin perturbarlas. Para realizar estimados poblacionales en cuerpos de agua relativamente pequeños estos se pueden asumir como parcelas. En caso de ser acuatorios más extensos se pueden establecer transectos a lo largo de sus orillas o por dentro del agua utilizando

botes. En este caso la extensión y trayectoria del transecto dependerá de las condiciones particulares del lugar. Las jicoteas se pueden capturar directamente a mano empleando redes de arrastre o trasmallos estándar para pesca en aquellos lugares que las condiciones lo permitan (*e. g.* sin troncos o ramas sumergidas o vegetación muy densa). También se pueden emplear nasas con cebos (*e. g.* pescados muertos, vísceras o trozos de carne en descomposición) que son dejadas durante la noche y recogidas a la mañana siguiente, durante al menos cinco días consecutivos (Sampedro, 1998), para poder aplicar el método de remoción (Berovides *et al.*, 2005). Se debe tener la precaución de no dejar las redes o nasas en el agua por un tiempo demasiado prolongado pues los animales que quedan atrapados lejos de la superficie pueden morir ahogados.

Para el muestreo de tortugas marinas en general se sigue el protocolo establecido para Cuba (Azanza *et al.*, 2005; Moncada *et al.*, 2013). Las especies marinas pueden identificarse directamente a partir del ejemplar (Eckert *et al.*, 2000; Wyneken, 2004; Rueda, 2005; Anexo 19.4) o indirectamente por la forma de sus rastros y nidos que dejan en las playas (Moncada *et al.*, 2013). Por ser las playas arenosas los únicos litorales seleccionados por estos reptiles para ovipositar, los muestreos para este grupo se limitarán a aquellas áreas que contengan este tipo de ecosistemas. Se establecerán bandas - transecto que se recorrerán tanto de día como de noche ("playeo"). La extensión de los transectos dependerá del personal disponible para realizar esta actividad. Los muestreos de este tipo se concentrarán durante el pico de la temporada de anidación (mayo - septiembre), aunque algunas especies, como el carey (*Eretmochelys imbricata*) pueden anidar durante otros meses del año.

El muestreo diurno se realizará preferentemente durante las primeras horas de la mañana y sobre la línea de mareas, centrándose en la detección de rastros y nidos (camas). Durante la noche es el momento en que las tortugas salen a ovipositar y por

ende la mejor oportunidad para identificar las especies directamente; aunque durante este horario también se procede a la detección de rastros y nidos. Los recorridos por las playas comenzarán al oscurecer y se realizarán a intervalos de 40 - 50 minutos, preferiblemente durante la marea alta, que es el momento más propicio para que las tortugas salgan del mar. La iluminación se utilizará solo en caso necesario, de ser posible luz roja con el fin de perturbar lo menos posible a las tortugas durante el proceso de anidación. El momento más propicio para la toma de datos morfométricos es cuando la tortuga comienza a ovipositar, que es cuando se torna menos sensible a la manipulación.

ORDEN CROCODILIA

Los cocodrilos pueden ser detectables por el día cuando flotan en el agua o se encuentran asoleándose en las orillas o troncos caídos en los humedales donde habitan, puede hacerse a simple vista o por medio de binoculares. Los caracteres distintivos son muy útiles para identificar las especies incluso cuando los individuos se encuentran sumergidos casi en su totalidad (Anexo 19.5), pues por lo general permanecen con la parte superior de la cabeza expuesta. También un sistema muy efectivo para muestrear cocodrilos es el llamado método de "foqueteo" o con reflectores, que consiste en recorrer de noche los humedales alumbrando con linternas u otra fuente de luz blanca, de esta forma los ojos de los animales destellan como dos pequeños focos rojizos y pueden ser fácilmente detectados en la oscuridad. Pero este método resulta poco efectivo en zonas de vegetación muy densa (McMahan *et al.*, 1998). También se pueden recorrer las orillas de las lagunas y esteros en busca de evidencias como huellas en el fango o la arena y/o montículos de nidificación (prestando especial atención a las hembras que pudieran permanecer cerca custodiando celosamente sus nidos).

Para realizar estimados poblacionales se recomienda el método de captura-marcaje-recaptura (Berovides *et al.*, 2005) y en su

mayor parte la metodología propuesta por Ramos (2005, 2007). El marcaje puede consistir en chapillas numeradas en las membranas interdigitales (Fig. 19.6 B) o cortes de escudetes óseos de la cola siguiendo un código numérico. Muchas veces la forma más práctica para realizar los conteos es establecer transectos cuya dirección y longitud se adaptarán a las condiciones particulares del terreno (e.g. presencia de canales u otras vías fluviales para transitar en botes, época del año, etc.). Para atraer a los animales se pueden colocar cebos que se dejarán toda la noche y se revisarán a la mañana siguiente.

ORDEN SQUAMATA

LAGARTOS. Los lagartos del género *Anolis* constituyen el grupo más diverso de reptiles cubanos y ocupan una gran variedad de hábitats (Rodríguez, 1999). Sin embargo, de modo general los anolinos tienen hábitos arborícolas y diurnos, por lo que la forma más segura de encontrarlos es caminando lentamente a través de zonas boscosas y matorrales a partir de que el sol comienza a calentar, observando cualquier signo de movimiento entre la vegetación. Solo existen unas pocas especies con otros hábitos: 1) las especies de paredones (*Anolis argenteolus*, *A. bartschi* y *A. lucius*), que generalmente se encuentran asociadas a farallones calizos y zonas vestibulares de cuevas (Rodríguez, 1999); 2) *Anolis mestrei* y *A. guafe*, que frecuentemente utilizan las rocas calizas dentro del bosque (Rodríguez *et al.*, 2010); 3) el lagarto caimán (*Anolis vermiculatus*) que aunque percha frecuentemente sobre la vegetación en la rivera de los ríos y arroyos de la Cordillera de Guaniguanico, también se puede encontrar directamente asociado al agua o a rocas y otros objetos dentro de esta (Rodríguez *et al.*, 1987, 1997); y 4) *Anolis ophiolepis*, que mayormente habita entre la hierba en zonas abiertas de pastizal. Algunas especies como *A. sagrei*, *A. porcatius* y *A. allisoni* también frecuentan áreas perturbadas como viviendas humanas, jardines y avenidas (Rodríguez, 1999). No obstante, varias especies de anolinos (las

pertenecientes a los grupos *chamaeleonides*, *angusticeps*, *centralis* e *isolepis*) cuentan con un camuflaje muy efectivo que hace que su detección durante el día sea extremadamente difícil (Garrido y Schwartz, 1968). En estos casos se recomienda efectuar los muestreos de noche, cuando estas especies se encuentran durmiendo y su coloración blanquecina es mucho más llamativa respecto al entorno.

Los lagartos terrestres de los géneros *Leiocephalus* y *Pholidoscelis* prefieren lugares expuestos y soleados, aunque también es frecuente observarlos en claros de bosques (Rodríguez, 1999), por lo que la mejor forma de detectarlos es buscar en este tipo de hábitats una o dos horas después de que haya salido el sol. Las grandes iguanas por lo general habitan en zonas costeras, pero algunas poblaciones se encuentran en los mogotes de la Sierra de los Órganos, Pinar del Río y en manglares (e.g. Monte Cabaniguán, Granma). Las especies terrestres de hábitos cavadores de los géneros *Diploglossus* y *Cricosaura* habitan en zonas sombrías bajo piedras y entre la hojarasca (Henderson y Powell, 2009).

Los grandes gecos de los géneros *Tarentola* y *Hemidactylus* son nocturnos y se encuentran asociados a paredones calizos, cuevas, grandes árboles y viviendas humanas (Henderson y Powell, 2009). La mayoría de los pequeños gecos del género *Sphaerodactylus* tienen hábitos crepusculares; durante el día permanecen bajo piedras, entre la hojarasca del bosque y bajo cortezas, aunque algunas especies (e.g. *S. argus*, *S. elegans*, *S. torrei*) frecuentemente se encuentran asociadas a viviendas humanas. Estos últimos por lo general son muy rápidos y difíciles de capturar.

SERPIENTES. En el majá de Santa María (*Chilabothrus angulifer*) el método más efectivo para comprobar su presencia en un área es muestreando las cuevas, que es donde se concentran en mayor número, especialmente en las llamadas cuevas de calor, las cuales albergan grandes colonias de murciélagos que le sirven de alimento (Berovides y Carbonell,

1998; Linares *et al.*, 2009). También se puede confirmar su presencia por las mudas de piel que dejan entre las rocas o la vegetación, que por lo general son notablemente mayores que las de cualquier otro ofidio cubano. Los pequeños majasitos del género *Tropidophis* son nocturnos y se pueden encontrar desde el nivel del suelo hasta más de 3 m de altura sobre la vegetación. Durante el día permanecen ocultos bajo piedras, cortezas, escombros y entre la hojarasca, dentro de troncos huecos e incluso en techos de viviendas humanas (Henderson y Powell, 2009). *Tropidophis feicki*, común en el occidente de Cuba, utiliza frecuentemente los farallones calizos y su vegetación asociada. La llamada de agonía de la rana platanera permite, en la mayoría de los casos, la localización del majá bobo (*Tropidophis melanurus*) durante la noche, especialmente alrededor de las charcas temporales que se forman luego de las lluvias.

Los jubos (*Caraiba andreae* y *Cubophis cantherigerus*) prefieren lugares abiertos y soleados, pero también pueden estar en claros de bosques e incluso sobre la vegetación en busca de comida. Una forma efectiva de encontrar a estas especies es también localizando la llamada de agonía producida por la rana platanera (*Osteopilus septentrionalis*), una de sus presas más frecuentes, pero en este caso durante el día.

Las serpientes con hábitos cavadores (*e.g.* *Arrhyton*, *Cubatyphlops*, *Typhlops*) y los anfisbenios se pueden encontrar frecuentemente bajo piedras o cuando están roturando la tierra, donde son frecuentemente desenterradas por las maquinarias. Sin embargo, algunas especies de *Arrhyton* pueden trepar a la vegetación o deambular sobre grandes rocas durante la noche. El catibo de río (*Tretanorhinus variabilis*) es una especie muy especializada a la vida acuática y es mayormente nocturna, pero también se puede observar de día en lugares sombreados o volteando piedras en las riberas de ríos y arroyos; durante la noche se observan en remansos de poca profundidad. El catibo de manglar (*Nerodia clarkii*) se encuentra siempre asociado a zonas costeras con vegetación a lo largo del litoral norte de

Cuba, se les observa tomando el sol sobre las raíces de los mangles o bajo piedras y otros objetos cercanos a la costa.

RECOLECTA Y PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA COLECCIONES HERPETOLÓGICAS

En ocasiones se hace necesario la recolecta de especímenes de reptiles, ya sea para una correcta identificación taxonómica, el registros de tamaños extremos y conductas inusuales o por representar testigos de nuevos registros de localidades y para ello existen protocolos establecidos (*e.g.* Casas-Abreu *et al.*, 1991; Simmons y Muñoz-Saba, 2005). Estos especímenes deberán ser incorporados a una colección científica con la mayor cantidad de información relacionada con las circunstancias de su captura. Entre los datos asociados a los especímenes no deben faltar: 1) la localidad, 2) la fecha de recolecta y 3) la identidad del recolector. La localidad debe quedar registrada hasta el nivel más resolutivo posible, siendo las coordenadas geográficas la forma más precisa de ubicarla. El momento de recolecta consiste en la fecha y si es posible se debería incluir la hora, pues a partir de esta se pudieran hacer inferencias sobre la actividad de la especie. La identidad del recolector permitiría indagar por información valiosa que muchas veces quedan fuera de los datos asociados. Los datos asociados se vinculan con cada espécimen recolectado mediante un código de campo, que generalmente consiste en las iniciales del nombre del recolector seguidas de un número.

En el campo los individuos capturados, y que serán preservados para colecciones, son etiquetados con un código que permitirá asociar el ejemplar con los datos de campo que son registrados en planillas o una libreta de campo. Durante la recolecta se debe evitar la mutilación de los especímenes. Para trasladarlos hacia el sitio de procesamiento se pueden introducir en bolsas de tela o recipientes de plástico. Antes de fijar y posicionar el ejemplar se debe proceder a la eutanasia, que consiste en darle muerte con el menor sufrimiento posible. Para ello se utilizan anestésicos como pentobarbital de sodio (inyectado).

En nuestro país es más factible utilizar clorofórmico, clorobutanol o éter dietílico. Para la eutanasia los especímenes son introducidos en una cámara hermética saturada con estas sustancias que son volátiles. Al cabo de 10 minutos aproximadamente los especímenes podrían estar listos para ser fijados y posicionados. Luego de eutanizado, se le coloca la etiqueta al ejemplar en la cintura pélvica y los nudos no deben quedar debajo del ejemplar, pues esto interfiere durante su colocación en la cámara de fijación.

Las características mecánicas de los tejidos dependen de enlaces químicos que mantienen la estructura de estos. Luego de la muerte esta estructura se va perdiendo gradualmente mediante la degradación. La fijación es un proceso químico que impide o minimiza la degradación y mantiene la estructura de tejidos y órganos tal y como estaba en el momento en que se realizó la fijación. Como la degradación comienza inmediatamente después de la muerte, el proceso de fijación debe realizarse en el menor tiempo posible después de esta. La fijación para mantener una colección líquida de reptiles a largo plazo se realiza fundamentalmente con formaldehído al 10 % diluido en agua destilada. El fijador debe inyectarse para que penetre en todo el espécimen hasta que esté turgente, aunque se debe evitar que este se deforme. Los fijadores se deben utilizar con mucho cuidado pues son dañinos para la salud. Cuando se esté procediendo con la fijación se debe evitar el contacto con el fijador utilizando guantes, así como la inhalación de sus gases. Una vez procesadas todas las piezas se deben mantener por 24 horas en un recipiente hermético y no debe moverse.

Es importante tener en cuenta que el formaldehído destruye el ADN. Por lo tanto, si se quieren preservar muestras de tejido para futuros estudios genéticos, estas se deben tomar luego de la eutanasia y antes de la fijación. Para obtener la muestra sin necesidad de mutilar demasiado al ejemplar, se realiza un pequeño corte en el costado y con una pinza de punta fina se tira del hígado, al cual se le corta una pequeña porción que es guardada

en un vial con alcohol etílico (> 95 %) y posteriormente es refrigerada, preferiblemente a -20 °C, que es la temperatura promedio de los congeladores domésticos.

Para la fijación se deben colocar los especímenes en una posición que facilite posteriormente su estudio. Los lagartos se colocan con el cuerpo recto y las extremidades formando ángulos de 90° entre el estilopodio y el cuerpo y entre el zigopodio y el estilopodio. La cola se dobla hacia adelante a la mitad de su longitud (Fig. 19.10 A). Las serpientes se enrollan de forma circular u ovalada, manteniendo la cabeza hacia afuera y el vientre en contacto con el sustrato (Fig. 19.10 B). El vientre nunca debe quedar hacia adentro porque de este modo se hacen muy difíciles los conteos de escamas y mediciones del animal una vez fijado. Debido al gran tamaño de algunas especies resulta difícil preservar el ejemplar completo, por lo general solo se conserva la cola, la cabeza y el tegumento. Luego esta pieza se enrolla, se fija y se preserva en un frasco de tamaño adecuado.



Figura 19.10. Forma correcta de posicionar a los ejemplares para su fijación, A. lagartos y B. serpientes. © J. Torres.

Luego de fijados, los especímenes se transfieren definitivamente a un frasco con alcohol etílico al 70 %. El volumen de alcohol debe ser al menos el doble del de los especímenes y debe permanecer claro, no amarillento. Para que se mantenga así debe ser inspeccionado y cambiado regularmente.

LITERATURA CITADA

- Alonso-Tabet, M., R. Ramos, R. Rodríguez-Soberón, J. B. Thorbjarnarson, J. Beilliure y V. Berovides. 2014. *Los Crocodylia de Cuba*. Publicaciones Universidad de Alicante, Alicante, 237 pp.
- Azanza, J., F. Hernández, D. Muñoz y A. Nodarse. 2005. Monitoreo de tortugas marinas en el Parque Nacional Guanahacabibes. Pp. 39-41. En: *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres: manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba* (Berovides Álvarez, V., M. Cañizares Morera y A. González Serrano, Eds.). Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente.
- Berovides Álvarez, V. y R. Carbonell Paneque. 1998. Morfometría y abundancia del majá de Santa María *Epicrates angulifer* (Ophidia, Boiidae). Pp. 1-4. En: *Taller para la conservación, análisis y manejo planificado de una selección de especies cubanas II* (E. Pérez, E. Osa, Y. Matamoros, y U. Seal, Eds.). CBSG, Apple Valley, Minnesota.
- Berovides Álvarez, V., M. Cañizares Morera y A. González Serrano. 2005. *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres: manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente. 47pp.
- Borroto-Páez, R., R. Alonso Bosch, B. A. Fabres y O. Álvarez García. 2015. Introduced amphibians and reptiles in the Cuban archipelago. *Herpetological Conservation and Biology* 10(3): 985-1012.
- Brown, W. S. y W. S. Parker. 1976. A ventral scale clipping system for permanently marking snakes (Reptilia, Serpentes). *Journal of Herpetology* 10: 247-249.
- Cagle, F. R. 1939. A system for marking turtles for future identification. *Copeia* 1939: 170-173
- Casas-Andreu, G., G. Valenzuela-López y A. Ramírez-Bautista. 1991. *Cómo Hacer Una Colección de Anfibios y Reptiles*. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. 68 pp.
- Díaz, L. M. 2014. ¿Existen serpientes con mordedura tóxica en Cuba? *Savina* 45: 6-7.
- Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly. 2000. Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas. Grupo Especialista en tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.
- Eekhout, X. 2010. Sampling Amphibians and Reptiles. Pp. 530-557. En: *Manual on field recording techniques and protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring*. Volumen 8, Parte 2 (J. Eymann, J. Degreef, Ch. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. VandenSpiegel, Eds.). ABC Taxa.
- Garrido, O. H. y A. Schwartz. 1968. Cuban lizards of the genus *Chamaeleolis*. *Quarterly Journal of the Florida Academy of Sciences* 30(3): 197-220.
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina e I. Ramos García. 2012. *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 304 pp.
- Greene, H. W. 1988. Antipredator mechanisms in reptiles. Pp 1-152. En: *Biology of the Reptilia. Volume 16: Ecology B. Defense and Life History* (D. C. Gans y R. B. Huey, Eds.). Alan R. Liss, Inc., New York.
- Hedges, S. B. 2012. Amniote phylogeny and the position of turtles. *BMC Biology* 10: 64.
- Henderson, P. W. y R. Powell. 2009. *Natural History of Natural West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, 513 pp.
- Jaume, M. L. y O. H. Garrido. 1980. Notas sobre mordidas de jubo *Alsophis* (Serpentes: Colubridae). *Miscelanea Zoológica* 11: 2-3.
- Lafleur, Y., R. Charette, U. Woy, R. Honegger, T. Maliepaard, M. Lapensée, F. W. King y J. P. Ross. 1995. *Guía de Identificación de CITES - Cocodrilos*. Minister of Supply and Services Canada.
- Lillywhite, H. B. (Ed.). 2014. *How Snakes Work. Structure, Function and Behavior of the World's Snakes*. Oxford University Press, NY. 241 pp.
- Linares-Rodríguez, J. L., V. Berovides Álvarez, J. A. Camejo Lamas, L. Márque Llauger, A. Rojas Valdés y O. Borrego Fernández. 2009. Estudio de las características del hábitat, distribución geográfica y uso de la especie majá de Santa María (*Epicrates angulifer*) en la Reserva de Biosfera Península de Guanahacabibes. *Cubazoo* 23: 27-32.
- Martínez Reyes, M., E. Socarrás Torres, L. V. Moreno García, A. Chamizo Lara y A. Daniel Álvarez. 2005. Reptiles terrestres del Archipiélago de Sabana-Camagüey, Cuba. *Poeyana* 493: 1-11.

- McDiarmid, R. W., M. S. Foster, C. Guyer, J. W. Gibbons y N. Chernoff (Eds.). 2012. *Reptile biodiversity: standard methods for inventory and monitoring*. University of California Press, Berkeley, California, 412 pp.
- McMahan, W., J. Perran Ross, R. Rodríguez Soberón y R. Ramos Targarona. 1998. Reintroducción del cocodrilo cubano en Isla de Pinos. *Flora y Fauna* 1: 18-21.
- Moncada Gavilán, F., J. Azanza Ricardo, G. Nodarse Andreu, Y. Medina Cruz, Y. Forneiro Martín-Viaña y J. L. Gerhartz Muro. 2013. *Protocolo para el monitoreo de la anidación de tortugas marinas en Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente, 84 pp.
- Neill, W. T. 1954. Evidence of venom in snakes of the genera *Alsophis* and *Rhadinea*. *Copeia* 1954: 59.
- Parham, J. F., T. J. Papenfuss, P. P. van Dijk, B. S. Wilson, C. Marte, L. Rodríguez Schettino y W. Brian Simison. 2013. Genetic introgression and hybridization in Antillean freshwater turtles (*Trachemys*) revealed by coalescent analyses of mitochondrial and cloned nuclear markers. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 67: 176-187.
- Pough, F. H., R. M. Andrews, J. E. Cadle, M. L. Crump, A. H. Savitzky y K. D. Wells. 2016. *Herpetology. Fourth Edition*. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey, 591 pp.
- Ramos Targarona, R. 1998. Manejo en cautiverio en el zoológico de la Ciénaga de Zapata. *Flora y Fauna* 1: 10-15.
- Ramos Targarona, R. 2005. Monitoreo del cocodrilo cubano (*Crocodylus rhombifer*) en el Parque Nacional Ciénaga de Zapata. Pp. 42-44. En: *Métodos de conteo de animales y plantas terrestres: manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba* (Berovides Alvarez, V., M. Cañizares Morera y A. González Serrano, Eds.). Centro Nacional de Áreas Protegidas, Ministerio de Ciencia Tecnología y Medio Ambiente.
- Ramos Targarona, R. 2007. Monitoreo de las poblaciones de cocodrilo cubano *Crocodylus rhombifer* y americano *Crocodylus acutus* en el Parque Nacional Ciénaga de Zapata. *Cuba-zoo* 17: 17-19.
- Reeder, T. W., T. M. Townsend, D. G. Mulcahy, B. P. Noonan, P. L. Wood, Jr., J. W. Sites y J. J. Wiens. 2015. Integrated analyses resolve conflicts over squamate reptile phylogeny and reveal unexpected placements for fossil taxa. *Plos One* DOI: 10.1371/journal.pone.0118199.
- Rodríguez-Cabrera, T. M., J. Torres, R. Marrero y J. A. Podio-Martínez. 2016. Predation attempt by the Cuban Racer, *Cubophis cantherigerus* (Squamata: Dipsadidae) on the Cuban Giant Anole, *Anolis equestris buidei* (Squamata: Dactyloidae), a threatened endemic subspecies. *IRCF Reptiles and Amphibians* 23(1): 46-50.
- Rodríguez Schettino, L. 1999 (ed.). *The Iguanid Lizards of Cuba*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, USA, 428 pp.
- Rodríguez Schettino, L., D. L. Marcellini y J. Novo. 1987. Algunos aspectos ecológicos sobre *Anolis vermiculatus* (Sauria: Iguanidae) en Soroa, Pinar del Río, Cuba. *Poeyana* 343: 1-9.
- Rodríguez Schettino, L. y M. Lizana. 1997. Historia natural del lagarto caimán cubano, *Anolis vermiculatus* (Iguania: Polychrotidae). *Boletín de la Sociedad Herpetológica Española* 8: 23-26.
- Rodríguez Schettino, L., J. B. Losos, P. E. Hertz, K. de Queiroz, A. R. Chamizo, M. Leal y V. Rivalta González. 2010. The anoles of Soroa: aspects of their ecological relationships. *Breviora* 520: 1-22.
- Rodríguez Schettino, L., C. A. Mancina y V. Rivalta González. 2013. Reptiles of Cuba: Checklist and Geographic Distribution. *Smithsonian Herpetological Information Service* 144: 1-96.
- Rueda Almonacid, J. V., J. V. Rodríguez Mahecha, J. Nicolás Rueda, R. B. Mast, A. González Hernández y D. Amoroch. 2005. *Tortugas Marinas Neotropicales*. Conservation International, 128 pp.
- Sampedro Marín, A. 1998. Adaptaciones morfológicas y conductuales de *Trachemys decussata decussata* (Chelonia: Emydidae). [Inédito]. Tesis de doctorado. Facultad de Biología, Universidad de La Habana, 114 pp.
- Sampedro Marín, A. 2002. Actividad termorreguladora de *Trachemys decussata* (Chelonia: Emydidae) en una localidad de la Ciénaga de Zapata, Cuba. *Revista Biología* 16: 19-26.
- Simmons, J. E. y Y. Muñoz-Saba (Eds.). 2005. *Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia, 288 pp.
- Uetz, P. y J. Hošek. 2017. *The Reptile Database*. Disponible en <http://www.reptile-database.org/>. Último acceso: 24 de diciembre de 2016.
- UNEP-WCMC (Comp.). 2014. Checklist of CITES species. CITES Secretariat, Geneva, Switzerland y Cambridge, United Kingdom.
- Vidal, N. y S. B. Hedges. 2005. The phylogeny of squamate reptiles (lizards, snakes, and amphisbaenians) inferred from nine nucle-

ar protein-coding genes. *C. R. Biologies* 328: 1000-1008.

Vitt, L. J. y J. P. Caldwell. 2014. *Herpetology: An Introductory Biology of Amphibians and Reptiles*. 4th Edition. Elsevier B.V., Amsterdam, 757pp.

Wyneken, J. 2004. *La Anatomía de las Tortugas Marinas*. U.S. Department of Commerce

NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 172 pp.



Lagarto caimán (*Anolis vermiculatus*)

Anexo 19.1. Lista taxonómica de las especies de reptiles reportadas para Cuba. Estatus (Est.): endémica (E), autóctona (A) e introducida (I). Categoría de amenaza según la UICN y González *et al.* (2012): No Evaluada (NE), Preocupación menor (LC), Casi Amenazada (NT), Vulnerable (VU), En Peligro (EN) y En Peligro Crítico (CR). Para la categoría en CITES se siguió a UNEP-WCMC (2014) y la Resolución 160 (R 160) del Consejo de Ministros de Cuba de 2011.

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
ORDEN TESTUDINES				
FAMILIA CHELONIIDAE				
<i>Caretta caretta</i> (Linnaeus, 1758)	A	VU	EN	I / I
<i>Chelonia mydas</i> (Linnaeus, 1758)	A	EN	EN	I / I
<i>Eretmochelys imbricata</i> (Linnaeus, 1766)	A	CR	CR	I / I
<i>Lepidochelys olivacea</i> (Eschscholtz, 1829)	A	VU	VU	I / I
FAMILIA DERMOCHELYIDAE				
<i>Dermochelys coriacea</i> (Vandelli, 1761)	A	VU	CR	I / I
FAMILIA EMIDYDAE				
<i>Trachemys decussata</i> (Gray, 1831)	A	NE	NT	/ II
ORDEN CROCODYLIA				
FAMILIA CROCODYLIDAE				
<i>Crocodylus acutus</i> (Cuvier, 1807)	A	VU	VU	II / II
<i>Crocodylus rhombifer</i> (Cuvier, 1807)	E	CR	CR	I / I
FAMILIA ALLIGATORIDAE				
<i>Caiman crocodilus</i> Linnaeus, 1758	I	LC	NE	II / II
ORDEN SQUAMATA				
FAMILIA AMPHISBAENIDAE				
<i>Amphisbaena barbouri</i> Gans y Alexander, 1962	E	NE	NE	/ I
<i>Amphisbaena carlgansi</i> Thomas y Hedges, 1998	E	NE	CR	/ I
<i>Amphisbaena cubana</i> Gundlach y W. Peters, 1879	E	NE	NE	/ I
FAMILIA CADEIDAE				
<i>Cadea blanooides</i> (Stejneger, 1916)	E	NE	NE	/ I
<i>Cadea palirostrata</i> Dickerson, 1916	E	NE	CR	/ I
FAMILIA DACTYLOIDAE				
<i>Anolis aguroi</i> (Díaz, Navarro y Garrido, 1998)	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis ahli</i> Barbour, 1925	E	EN	VU	/ II
<i>Anolis alayoni</i> Estrada y Hedges, 1995	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis alfaroi</i> Garrido y Hedges, 1992	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis allisoni</i> Barbour, 1928	A	NE	NE	
<i>Anolis allogus</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	LC	NE	
<i>Anolis altitudinalis</i> Garrido, 1985	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis alutaceus</i> Cope, 1861	E	NE	NE	
<i>Anolis anfiloquioi</i> Garrido, 1980	E	NE	NE	/ II

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
<i>Anolis angusticeps</i> Hallowell, 1856	A	NE	NE	
<i>Anolis argenteolus</i> Cope, 1861	E	NE	NE	
<i>Anolis argillaceus</i> Cope, 1862	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis baracoae</i> Schwartz, 1964	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis barbatus</i> (Garrido, 1982)	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis bartschi</i> (Cochran, 1928)	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis birama</i> Garrido, 1990	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis bremeri</i> Barbour, 1914	E	NE	NE	
<i>Anolis centralis</i> G. Peters, 1970	E	LC	NE	
<i>Anolis chamaeleonides</i> Duméril y Bibron, 1837	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis clivicola</i> Barbour y Shreve, 1935	E	LC	VU	/ II
<i>Anolis confusus</i> Estrada y Garrido, 1991	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis cupeyalensis</i> G. Peters, 1970	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis cyanopleurus</i> Cope, 1861	E	NE	NT	/ II
<i>Anolis delafulentei</i> Garrido, 1982	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis equestris</i> Merrem, 1820	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis fugitivus</i> Garrido, 1975	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis garridoi</i> Díaz, Estrada y Moreno, 1996	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis guafe</i> Estrada y Garrido, 1991	E	EN	VU	/ II
<i>Anolis guamuhaya</i> (Garrido, Pérez-Beato y Moreno, 1991)	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis guazuma</i> Garrido, 1983	E	NE	EN	/ II
<i>Anolis homolechis</i> (Cope, 1864)	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis imias</i> Ruibal y Williams, 1961	E	NE	EN	/ II
<i>Anolis incredulus</i> Garrido y Moreno, 1998	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis inexpectatus</i> Garrido y Estrada, 1989	E	NE	EN	/ II
<i>Anolis isolepis</i> Cope, 1861	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis juangundlachi</i> Garrido, 1975	E	CR	CR	/ I
<i>Anolis jubar</i> Schwartz, 1968	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis litoralis</i> Garrido, 1975	E	NE	NE	
<i>Anolis loysiana</i> Duméril y Bibron, 1837	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis lucius</i> Duméril y Bibron, 1837	E	NE	NE	
<i>Anolis luteogularis</i> Noble y Hassler, 1935	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis macilentus</i> Garrido y Hedges, 1992	E	NE	CR	/ II
<i>Anolis mestrei</i> Barbour y Ramsden, 1916	E	NE	NE	
<i>Anolis noblei</i> Barbour y Shreve, 1935	E	NE	NE	
<i>Anolis ophiolepis</i> Cope, 1861	E	NE	NE	

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
<i>Anolis oporinus</i> Garrido y Hedges, 2001	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis paternus</i> Hardy, 1967	E	NE	NE	
<i>Anolis pigmaequestris</i> Garrido, 1975	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis porcatius</i> Gray, 1840	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis porcus</i> (Cope, 1864)	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis pumilus</i> Garrido, 1988	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis quadriocellifer</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	NT	/ II
<i>Anolis relictus</i> Garrido y Schwartz, 1972	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis rubribarbus</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis ruibali</i> Navarro y Garrido, 2004	E	NE	VU	/ I
<i>Anolis sagrei</i> Duméril y Bibron, 1837	A	NE	NE	
<i>Anolis sierramaestrae</i> Holánova, Reháková y Frynta, 2012	E	NE	NE	/ I
<i>Anolis smallwoodi</i> Schwartz, 1964	E	NE	NE	
<i>Anolis spectrum</i> W. Peters, 1863	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis terueli</i> Navarro, Fernández y Garrido, 2001	E	NE	EN	/ I
<i>Anolis toledo</i> Fong y Garrido, 2000	E	NE	CR	/ I
<i>Anolis vanidicus</i> Garrido y Schwartz, 1972	E	NE	VU	/ II
<i>Anolis vermiculatus</i> Cocteau, 1837	E	NE	NE	/ II
<i>Anolis vescus</i> Garrido y Hedges, 1992	E	NE	CR	/ II
FAMILIA IGUANIDAE				
<i>Cyclura nubila</i> (Gray, 1831)	A	VU	VU	I / I
FAMILIA LEOCEPHALIDAE				
<i>Leiocephalus carinatus</i> Gray, 1827	A	LC	NE	/ II
<i>Leiocephalus cubensis</i> (Gray, 1840)	E	NE	NE	/ I
<i>Leiocephalus macropus</i> (Cope, 1863)	E	NE	NE	/ I
<i>Leiocephalus onaneyi</i> Garrido, 1973	E	NE	CR	/ I
<i>Leiocephalus raviceps</i> Cope, 1863	E	NE	NE	/ I
<i>Leiocephalus stictigaster</i> Schwartz, 1959	E	NE	NE	/ I
FAMILIA DIPLOGLOSSIDAE				
<i>Diploglossus delasagra</i> (Cocteau, 1838)	E	NE	NE	/ I
<i>Diploglossus nigropunctatus</i> Barbour y Shreve, 1837	E	NE	VU	/ I
<i>Diploglossus garridoi</i> Thomas y Hedges, 1998	E	NE	CR	/ I
FAMILIA TEIIDAE				
<i>Pholidoscelis auberi</i> (Cocteau, 1839)	E	NE	NE	
FAMILIA XANTUSIIDAE				
<i>Cricosaura typica</i> Gundlach, 1863	E	NE	VU	/ I

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
FAMILIA GYMNOPHTHALMIDAE				
<i>Gymnophthalmus underwoodi</i> Grant, 1958	I	LC	NE	
FAMILIA GEKKONIDAE				
<i>Hemidactylus angulatus</i> Hallowell, 1854	I	NE	NE	
<i>Hemidactylus mabouia</i> (Moreau de Jonnés, 1818)	I	NE	NE	
<i>Hemidactylus frenatus</i> (Duméril y Bibron, 1836)	I	LC	NE	
FAMILIA PHYLLODACTYLIDAE				
<i>Tarentola americana</i> (Gray, 1831)	A	LC	NE	
<i>Tarentola crombiei</i> Díaz y Hedges, 2008	E	NE	VU	
FAMILIA SPHAERODACTYLIDAE				
<i>Aristelliger reyesi</i> Díaz y Hedges, 2009	E	NE	CR	
<i>Gonatodes albogularis</i> (Duméril y Bibron, 1836)	I	NE	NE	
<i>Sphaerodactylus argus</i> Gosse, 1850	I	NE	NE	/I
<i>Sphaerodactylus armasi</i> Schwartz y Garrido, 1974	E	EN	EN	/I
<i>Sphaerodactylus bromeliarum</i> G. Peters y Schwartz, 1977	E	NE	CR	/I
<i>Sphaerodactylus celicara</i> Garrido y Schwartz, 1982	E	NE	NE	/I
<i>Sphaerodactylus cricoderus</i> Thomas, Hedges y Garrido, 1992	E	NE	EN	/I
<i>Sphaerodactylus dimorphicus</i> Fong y Díaz, 2004	E	NE	EN	/I
<i>Sphaerodactylus docimus</i> Schwartz y Garrido, 1985	E	NE	CR	/I
<i>Sphaerodactylus elegans</i> (MacLeay, 1834)	A	NE	NE	/I
<i>Sphaerodactylus intermedius</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	EN	/I
<i>Sphaerodactylus nigropunctatus</i> Gray, 1845	E	NE	NE	/II
<i>Sphaerodactylus notatus</i> (Baird, 1859)	A	LC	NE	/I
<i>Sphaerodactylus oliveri</i> Grant, 1944	E	NE	VU	/I
<i>Sphaerodactylus pimienta</i> Thomas, Hedges y Garrido, 1998	E	NE	CR	/I
<i>Sphaerodactylus ramsdeni</i> Ruibal, 1959	E	NE	NE	/I
<i>Sphaerodactylus richardi</i> Hedges y Garrido 1993	E	NE	EN	/I
<i>Sphaerodactylus ruibali</i> Grant, 1959	E	NE	EN	/I
<i>Sphaerodactylus scaber</i> Barbour y Ramsden, 1919	E	NE	NE	/I
<i>Sphaerodactylus schwartzi</i> Thomas, Hedges y Garrido, 1992	E	NE	CR	/I
<i>Sphaerodactylus siboney</i> Fong y Díaz, 2004	E	NE	EN	/I
<i>Sphaerodactylus storeyae</i> Grant, 1944	E	NE	CR	/I
<i>Sphaerodactylus torrei</i> Barbour, 1914	E	NE	NE	/I
FAMILIA BOIDAE				
<i>Chilabothrus angulifer</i> (Cocteau y Bibron, 1840)	E	NT	NT	II / II

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
FAMILIA COLUBRIDAE				
<i>Cubophis cantherigerus</i> (Bibron, 1840)	A	NE	NE	/ II
<i>Caraiba andreae</i> (Reinhardt y Lütken, 1862)	E	LC	NE	/ I
<i>Arrhyton ainictum</i> Schwartz y Garrido, 1981	E	NE	CR	/ I
<i>Arrhyton dolichura</i> Werner, 1909	E	NE	VU	/ I
<i>Arrhyton procerum</i> Hedges y Garrido, 1992	E	NE	CR	/ I
<i>Arrhyton redimitum</i> (Cope, 1863)	E	NE	NE	/ I
<i>Arrhyton supernum</i> Hedges y Garrido, 1992	E	NE	EN	/ I
<i>Arrhyton taeniatum</i> Günther, 1858	E	LC	NE	/ I
<i>Arrhyton tanyplectum</i> Schwartz y Garrido, 1981	E	NE	EN	/ I
<i>Arrhyton vittatum</i> Gundlach y W. Peters, 1862	E	NE	NE	/ I
<i>Nerodia clarkii</i> (Baird y Girard, 1853)	A	LC	NE	
<i>Tretanorhinus variabilis</i> Duméril y Bibron, 1854	A	NE	NE	/ II
FAMILIA TROPIDOPHIIDAE				
<i>Tropidophis celiae</i> Hedges, Estrada y Díaz, 1999	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis feicki</i> Schwartz, 1957	E	NE	VU	II / I
<i>Tropidophis fuscus</i> Hedges y Garrido, 1992	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis galacelidus</i> Schwartz y Garrido, 1975	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis hardyi</i> Schwartz y Garrido, 1975	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis hendersoni</i> Hedges y Garrido, 2002	E	CR	CR	II / I
<i>Tropidophis maculatus</i> (Bibron, 1840)	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis melanurus</i> (Schlegel, 1837)	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis morenoi</i> Hedges, Garrido y Díaz, 2001	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis nigriventris</i> Bailey, 1937	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis pardalis</i> (Gundlach, 1840)	E	LC	NE	II / I
<i>Tropidophis pilsbryi</i> Bailey, 1937	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis semicinctus</i> (Gundlach y W. Peters, 1865)	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis spiritus</i> Hedges y Garrido, 1999	E	NE	CR	II / I
<i>Tropidophis wrighti</i> Stull, 1928	E	NE	NE	II / I
<i>Tropidophis xanthogaster</i> Domínguez, Moreno y Hedges, 2006	E	NE	EN	II / I
FAMILIA TYPHLOPIDAE				
<i>Cubatyphlops anchauros</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops anousius</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops arator</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops contorhinus</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/ I
<i>Cubatyphlops golyathi</i> (Domínguez y Moreno, 2009)	E	NE	CR	/ I

Anexo 19.1 (continuación).

Sistemática	Est.	Categoría de amenaza		CITES / R 160
		UICN	Libro Rojo	
<i>Cubatyphlops notorachius</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/I
<i>Cubatyphlops perimychnus</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/I
<i>Cubatyphlops satelles</i> (Thomas y Hedges, 2007)	E	NE	CR	/I
<i>Typhlops leptolepis</i> Domínguez, Fong e Iturriaga, 2013	E	NE	NE	/I
<i>Typhlops oxyrhinus</i> Domínguez y Díaz, 2011	E	NE	NE	/I
<i>Typhlops pachyrhinus</i> Domínguez y Díaz, 2011	E	NE	NE	/I
<i>Typhlops silus</i> Legler, 1959	E	NE	NE	/I
<i>Indotyphlops braminus</i> (Daudin, 1803)	I	NE	NE	

Anexo 19.2. Aspectos a tener en cuenta para maximizar un inventario de especies de reptiles.

Aspecto	Comentarios
Tipo de vegetación	Se deben considerar todas las formaciones vegetales presentes en el área de estudio.
Tipo de sustrato	La vegetación muchas veces dependerá del tipo de sustrato y a su vez, muchos reptiles están asociados a un hábito de planta determinado (hierba, árbol, arbusto) o a una porción específica de ellas (rama, tronco, copa).
Hábitats	Se deben considerar todos los posibles hábitats, microhábitats y refugios; muestrear distintos grados de conservación de los principales hábitats.
Elevación	Cuba no se caracteriza por presentar montañas muy altas, pero existen varias especies que solo habitan en la alta montaña, especialmente en la región oriental.
Momento del muestreo	La estación lluviosa es la mejor época para registrar la mayor cantidad de especies; se debe muestrear tanto de día como de noche.
Duración del muestreo	Con un muestreo de cuatro horas en la mañana (9:00 am – 1:00 pm) y tres en la noche (a partir de que se haga completamente oscuro) se pueden registrar la mayoría de las especies de un área. De ser posible los muestreos deben ser replicados en más de dos días.
Tamaño del equipo de muestreo	Muchas personas agrupadas pueden tener un efecto contraproducente en el muestreo, pues puede afectar tanto la logística como la eficiencia en la detección de animales. Para inventariar reptiles dos o tres personas son suficientes.
Experiencia del equipo de muestreo	El equipo debe estar integrado al menos por un especialista en reptiles y alguien que conozca bien la zona. Cuando no se disponga de un especialista que permita la identificación <i>in situ</i> de alguna especie, el espécimen podría ser fotografiado o recolectado y enviado a un especialista.
Motivación del equipo de muestreo	El equipo de trabajo debe estar integrado por personas a las que le agrade la actividad y la carga de trabajo no debe socavar la motivación del equipo.
Trampas	Si se añaden trampas al diseño de muestreo posiblemente permita detectar una mayor cantidad de especies.
Literatura	La consulta de literatura es fundamental para tener una idea de la diversidad del área de estudio. Revisar las descripciones originales, guías de campo y sitios web, podría facilitar la identificación de especies en el campo.
Colecciones de museos	Existen varias colecciones herpetológicas en Cuba como las del Instituto de Ecología y Sistemática, Museo Nacional de Historia Natural, Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad, etc., que pueden apoyar el trabajo de identificación de especies mediante la comparación de especímenes.

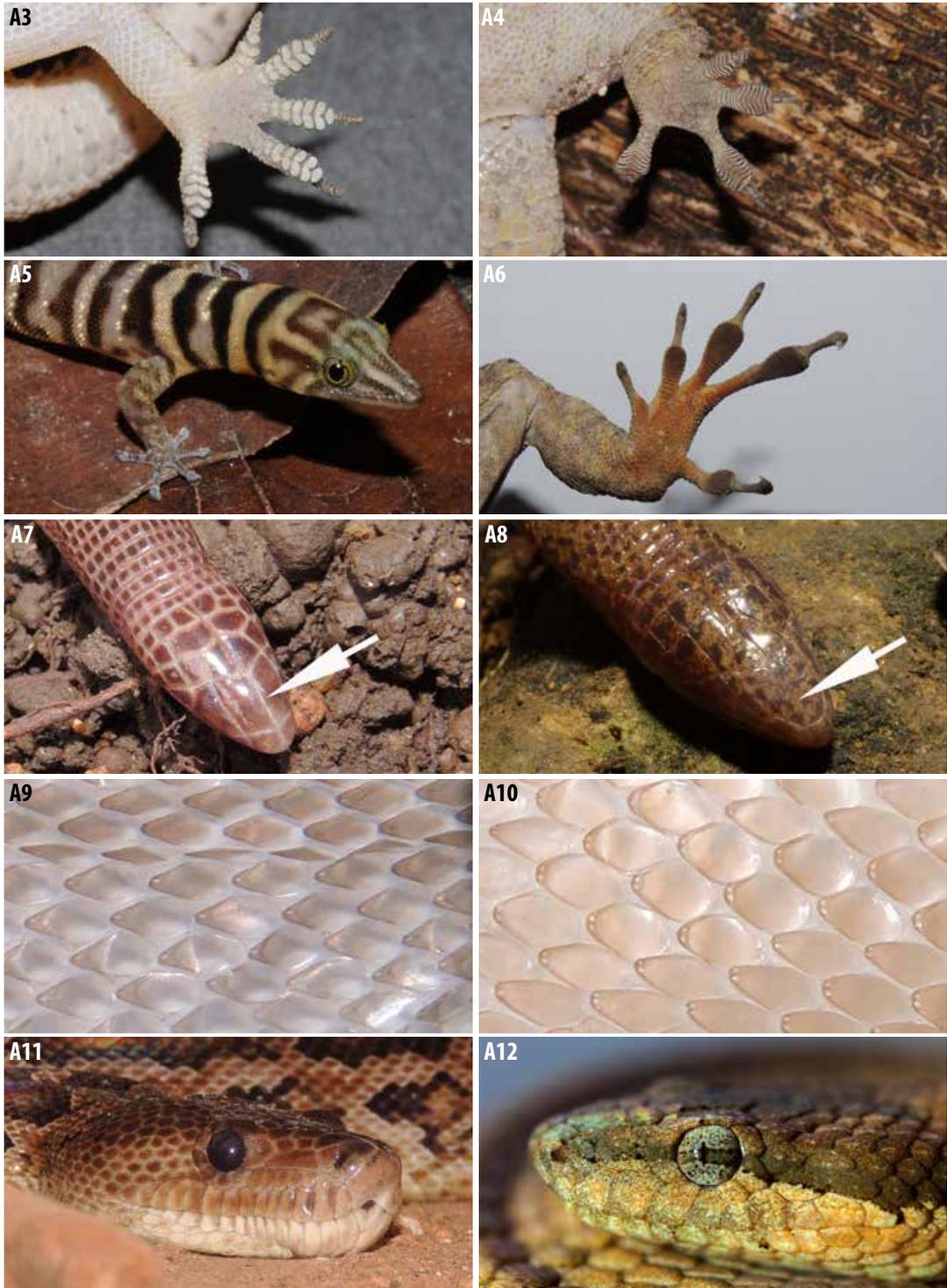
Anexo 19.3. Clave para la identificación de familias y géneros de reptiles escamosos en Cuba

1. Cuerpo con cuatro extremidades _____	2
Cuerpo sin extremidades con vestigios de estas _____	13
2. Ojos sin párpados _____	3
Ojos con párpados _____	8
3. Cabeza cubierta de escamas diminutas y granulares (Gekkota) _____	4
Cabeza cubierta de escamas en forma de grandes placas (Fig. A1) _____	XANTUSIIDAE: <i>CRICOSAURA</i>
4. Cuerpo cubierto de tubérculos carnosos _____	5
Cuerpo sin tubérculos (Sphaerodactylidae) : _____	6
5. Una hilera de laminillas subdigitales, garras sólo en el 3er y 4to dedos (Fig A2) _____	PHYLLODACTYLIDAE: <i>TARENTOLA</i>
Dos hileras de laminillas subdigitales, garras en todos los dedos (Fig A3) _____	GEKKONIDAE: <i>HEMIDACTYLUS</i>
6. Con laminillas subdigitales (Fig. A4) _____	ARISTELLIGER
Sin laminillas subdigitales _____	7
7. Dedos sin garras, con una estructura discoidal adhesiva en su extremo inferior (Fig A5) _____	SPHAERODACTYLUS
Dedos con garras, sin estructuras adhesivas _____	GONATODES
8. Lengua bífida _____	9
Lengua no bífida _____	10
9. Extremidades muy reducidas, escamas dorsales y ventrales lisas e imbricadas _____	DIPLOGLOSSIDAE: <i>DIPLOGLOSSUS</i>
Extremidades de tamaño normal, escamas dorsales pequeñas y granulares, escamas ventrales grandes, rectangulares y yuxtapuestas _____	TEIIDAE: <i>PHOLIDOSCELUS</i>
10. Con laminillas subdigitales (Fig. A6) _____	DACTYLOIDAE: <i>ANOLIS</i>
Sin laminillas subdigitales _____	11
11. Extremidades reducidas, con 4 dedos en las anteriores _____	GYMNOPHTHALMIDAE: <i>GYMNOPHTHALMUS</i>
Extremidades de tamaño normal, con 5 dedos en las anteriores _____	12
12. De gran tamaño (> 20 cm LHC), cuerpo cubierto de escamas pequeñas, granulares y yuxtapuestas _____	IGUANIDAE: <i>CYCLURA</i>
De pequeño tamaño (< 20 cm LHC), cuerpo cubierto de escamas aquilladas e imbricadas _____	LEIOCEPHALIDAE: <i>LEIOCEPHALUS</i>
13. Escamas del cuerpo rectangulares, yuxtapuestas y dispuestas en anillos _____	14
Escamas del cuerpo imbricadas y dispuestas en hileras alternas _____	15
14. Con dos escamas prefrontales, nasales en contacto (Fig. A7) _____	AMPHISBAENIDAE: <i>AMPHISBAENA</i>
Con una escama prefrontal, nasales separadas (Fig. A8) _____	CADEIDAE: <i>CADEA</i>
15. Cuerpo cilíndrico, cuello indiferenciado, boca reducida y en posición ventral, escamas dorsales y ventrales no diferenciadas, ojos rudimentarios, cola muy corta y terminada en una púa (Typhlopidae) _____	16
Cuerpo bien diferenciado en regiones, boca amplia y en posición anterior, escamas dorsales y ventrales bien diferenciadas, ojos bien desarrollados, cola larga o moderadamente larga, sin púa terminal _____	18

Anexo 19.3 (continuación). Clave para la identificación de familias y géneros de reptiles escamosos en Cuba.

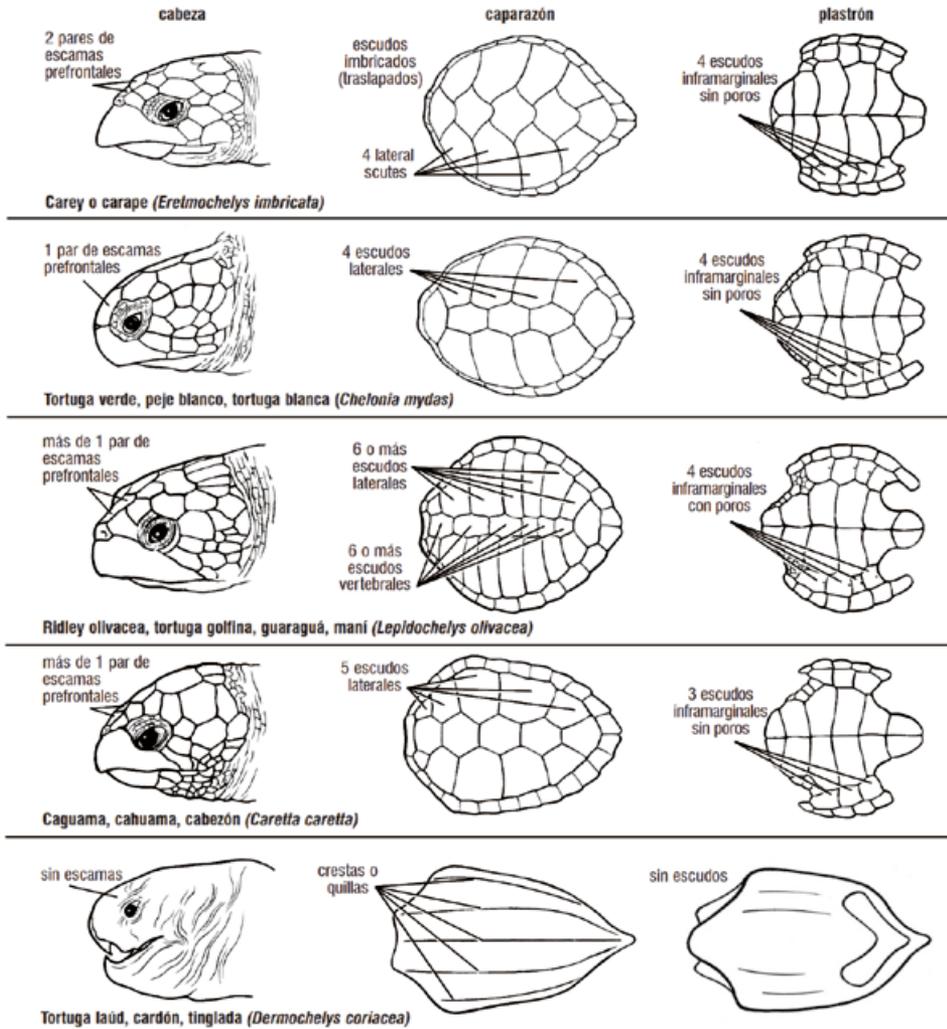
16. Dos escamas postoculares, preocular en contacto con supralabial # 3 _____ *TYPHLOPS*
 Una escama postocular, preocular en contacto con supralabiales # 2 y 3 _____ 17
17. Menos de 350 escamas mediodorsales; patrón uniforme: pardo oscuro a negro, con la punta de la cola blanca _____ *INDOTYPHLOPS*
 Más de 450 escamas mediodorsales; patrón bicolor: dorso rosáceo, pardo claro u oscuro y vientre despigmentado o débilmente pigmentado _____ *CUBATYPHLOPS*
18. Cuerpo esbelto, cola larga y puntiaguda, con dos hileras de escamas subcaudales, escamas cefálicas grandes (Colubridae) _____ 19
 Cuerpo robusto y musculoso (serpientes constrictoras), cola corta y roma, con una hilera de escamas subcaudales, escamas cefálicas pequeñas _____ 23
19. Con fosetas apicales en las escamas dorsales _____ 20
 Sin fosetas apicales en las escamas dorsales _____ 21
20. Con una foseta apical en las escamas dorsales, 131-158 escamas ventrales; patrón fuertemente bicolor: negro dorsalmente y blanco ventralmente (Fig. A9) _____ *CARAIBA*
 Con dos fosetas apicales en las escamas dorsales, 162-187 escamas ventrales; coloración más o menos homogénea: grisácea o parduzca (Fig. A10) _____ *CUBOPHIS*
21. Escamas dorsales lisas, color parduzco con bandas longitudinales, hábitos terrestres _____ *ARRHYTON*
 Escamas dorsales aquilladas, color oliváceo oscuro a pardo-rojizo con bandas transversales, longitudinales o patrón uniforme, hábitos acuáticos _____ 22
22. Escamas dorsales fuertemente aquilladas, cuerpo comprimido lateralmente, habita en zonas costeras y de manglares _____ *NERODIA*
 Escamas dorsales muy débilmente aquilladas, cuerpo redondeado, habita en acuatorios interiores de agua dulce _____ *TRETANORHINUS*
23. Escamas labiales con fosetas termorreceptoras, patrón de manchas angulosas, espolones cloacales en ambos sexos (más desarrollados en los machos), tamaño muy grande (> 4 m) (Fig. A11) _____ *BOIDAE: CHILABOTHRUS*
 Escamas labiales sin fosetas termorreceptoras, patrón de manchas redondeadas a ovaladas, espolones cloacales solo en los machos, pequeño tamaño (usualmente < 1 m) (Fig. A12) _____ *TROPIDOPHIDAE: TROPIDOPHIS*



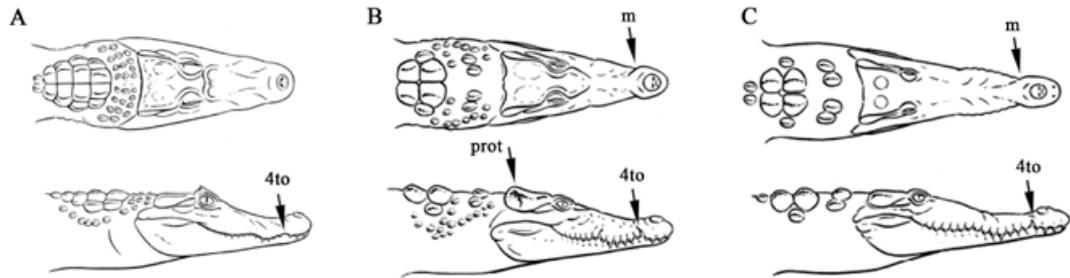


© R. Almeida (A1), © R. Marrero (A3, A4), © T. M. Rodríguez-Cabrera (A2, A6, A7, A9, A10; A11).

Anexo 19.4. Clave ilustrada para la identificación de las especies de tortugas marinas que anidan en las costas cubanas (modificado de Wyneken, 2004).



Anexo 19.5. Clave ilustrada para la identificación de las especies de cocodrilos y caimanes presentes en Cuba: A) *Caiman crocodilus*, B) *Crocodylus rhombifer*, C) *Crocodylus acutus*. Abreviaturas: 4to) posición del cuarto diente mandibular; prot) protuberancia supraauricular (hueso escamoso); m) muesca en el maxilar (modificado de Lafleur *et al.*, 1995).



Clave para la identificación de cocodrilos presentes en Cuba

1. Hocico ancho en forma de pala, cuarto diente mandibular oculto, sin muesca en el maxilar superior _____
ALLIGATORIDAE: CAIMAN CROCODILUS

2. Hocico aguzado hacia el extremo, cuarto diente mandibular visible, que se aloja en una muesca en el maxilar superior _____
CROCODYLIDAE: CROCODYLUS
 - a). Hocico corto y robusto, con protuberancia supraauricular fuertemente proyectada hacia arriba y hacia afuera (hueso escamoso) _____
C. RHOMBIFER
 - b). Hocico alargado y estrecho, sin protuberancia supraauricular _____
C. ACUTUS



Crocodylus rhombifer. © T. M. Rodríguez-Cabrera

CAPÍTULO

20

AVES

TERRESTRES



Gavilán Colilargo (*Accipiter gundlachi*)

AVES TERRESTRES

HIRAM GONZÁLEZ ALONSO¹
ALINA PÉREZ HERNÁNDEZ²
FELIX N. ESTRADA PIÑERO¹
ALEJANDRO LÓPEZ MICHELENA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática
2. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales



Chillina (*Teretistris fernandinae*)

INTRODUCCIÓN

Las aves representan la clase de vertebrados terrestres más diversa y constituyen un grupo de gran importancia en los ecosistemas como parte de las redes tróficas, además de su papel como dispersores de semillas, polinizadores de plantas, controladores de poblaciones de invertebrados, etc. Por otra parte, brindan al hombre numerosos recursos de valor económico y recreativo, como son la cinegética y el turismo de observación de aves. Debido al elevado número de especies que pueden coexistir, así como su relativamente fácil identificación en el campo, las aves son empleadas como un grupo indicador de biodiversidad y de salud de los ecosistemas.

La explotación irracional de los recursos naturales, la fragmentación de los hábitats y las prácticas inadecuadas en el sector productivo, han provocado la reducción de los ecosistemas naturales, con la consecuente extinción o disminución de poblaciones de muchas especies de aves. De las 9 917 especies de aves evaluadas por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), 12 % han sido categorizadas como amenazadas (Baillie *et al.*, 2004). Entre las principales causas de amenazas se encuentran la pérdida de hábitats, la sobreexplotación y la introducción de especies invasoras, las cuales afectan el 30 % de las aves amenazadas. Sin embargo,

estos autores plantean que en las islas la presencia de especies invasoras podría afectar el 67 % de las especies amenazadas.

En Cuba se han registrado 377 especies de aves (Anexo 20.1), incluidas en 67 familias agrupadas en 26 órdenes, de los cuales los más diversos son Passeriformes, Charadriiformes y Anseriformes (Tabla 20.1; Fig. 20.1). Del total de especies, 280 se consideran comunes y el resto son muy raras u ocasionales; el 70 % de las especies son migratorias (Garrido y Kirkconnell, 2000; Aguilar, 2010) y de manera general en la avifauna cubana están representadas alrededor del 50 % de las especies registradas para las Antillas. Según el Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba (González *et al.*, 2012), 30 especies (8 % del total) están amenazadas (Anexo 20.1), incluidas algunas especies migratorias que han visto reducidas sus áreas de cría en Norteamérica (Terborgh, 1992; González *et al.*, 2012).

En los últimos 30 años, muchos especialistas de diferentes instituciones cubanas se han dedicado al estudio de este grupo zoológico, lo que ha generado gran número de publicaciones (Wiley, 2000). Sin embargo, muchas de estas contribuciones representan listas de especies (*e. g.* Alayón, 1987; Alayón y Posada, 1987; Rodríguez y García, 1987; Acosta y Mugica, 1988; Posada *et al.*, 1989; Sánchez *et al.*, 1992; González *et al.*, 1997; Sánchez *et*

Tabla 20.1. Composición de la avifauna cubana, los órdenes están listados alfabéticamente y para cada uno se brinda el número de familias, especies y entre paréntesis el número de endemismos.

Orden	Familias	Especies
Accipitriformes	2	18 (3)
Anseriformes	1	31
Apodiformes	2	8 (1)
Caprimulgiformes	1	5 (1)
Cathartiformes	1	2
Charadriiformes	8	67
Ciconiiformes	1	1
Columbiformes	1	13 (2)
Coraciiformes	2	2 (1)
Cuculiformes	1	5
Falconiformes	1	4
Galliformes	3	3
Gaviiformes	1	1
Gruiformes	3	13 (1)
Nyctibiiformes	1	1
Passeriformes	22	153 (8)
Pelecaniformes	3	18
Phaethontiformes	1	2
Phoenicopteriformes	1	1
Piciformes	1	6 (2)
Podicipediformes	1	2
Procellariiformes	2	8
Psittaciformes	1	2 (1)
Strigiformes	2	7 (2)
Suliformes	4	8
Trogoniformes	1	1 (1)

al., 1998; Kirwan y Kirkconnell, 2002; Hechavarría *et al.*, 2010). Estos estudios, aunque brindan información sobre la presencia en diversas localidades, al no ofrecer datos cuantitativos sobre la abundancia y estar basados en disímiles protocolos de muestreos, presentan limitaciones para su uso en el manejo de poblaciones y la priorización de las áreas para la conservación.

Si se aspira a mejorar el estado de las poblaciones de aves, se deben tener en cuenta otros

aspectos como son la protección de los hábitats, la educación ambiental, la superación de los especialistas y manejadores de áreas en el trópico, así como la colaboración internacional (Naranjo *et al.*, 1992; Finch y Stangel (1993).

Recientemente, Acosta *et al.* (2013), elaboraron un protocolo para el monitoreo de aves acuáticas en Cuba. En el presente capítulo se brinda una compilación de métodos para inventariar y capturar aves terrestres, adicionalmente, basado en la experiencia de varios años de estudio de los ensamblajes de aves cubanas, se propone un método estandarizado para los inventarios de aves en ecosistemas terrestres, el cual podría ser aplicado a diferentes tipos de hábitats, tanto en regiones montañosas como en las llanuras y zonas costeras.

SELECCIÓN DE LOS SITIOS Y PERÍODO DE MUESTREO

Antes de comenzar los inventarios, se sugiere tener el mayor conocimiento posible del área de trabajo. Es necesario saber los tipos de vegetación predominante, la diversidad de los hábitats, etc. En sitios muy heterogéneos, las áreas de muestreo deben incluir los diferentes tipos de hábitats y se deben priorizar aquellos estratos que representan una mejor opción para las aves (Acosta *et al.*, 2013). Idealmente, se pueden realizar muestreos pilotos en los sitios seleccionados. Esta actividad permite valorar si las distancias en que se desarrollan los conteos pueden ser recorridas o controladas por el observador (transecto lineal y puntos de conteo respectivamente). De manera general, contar con unidades de muestreos correctas puede traducirse en resultados menos sesgados en cuanto a la riqueza y abundancia de las especies.

Similar a otras regiones del Neotrópico, en Cuba la composición de los ensamblajes de aves, puede dividirse en cuatro periodos bien delimitados. El período *reproductivo*, que es cuando las aves residentes permanentes y de verano se reproducen y que normalmente se desarrolla entre los meses de abril a julio.

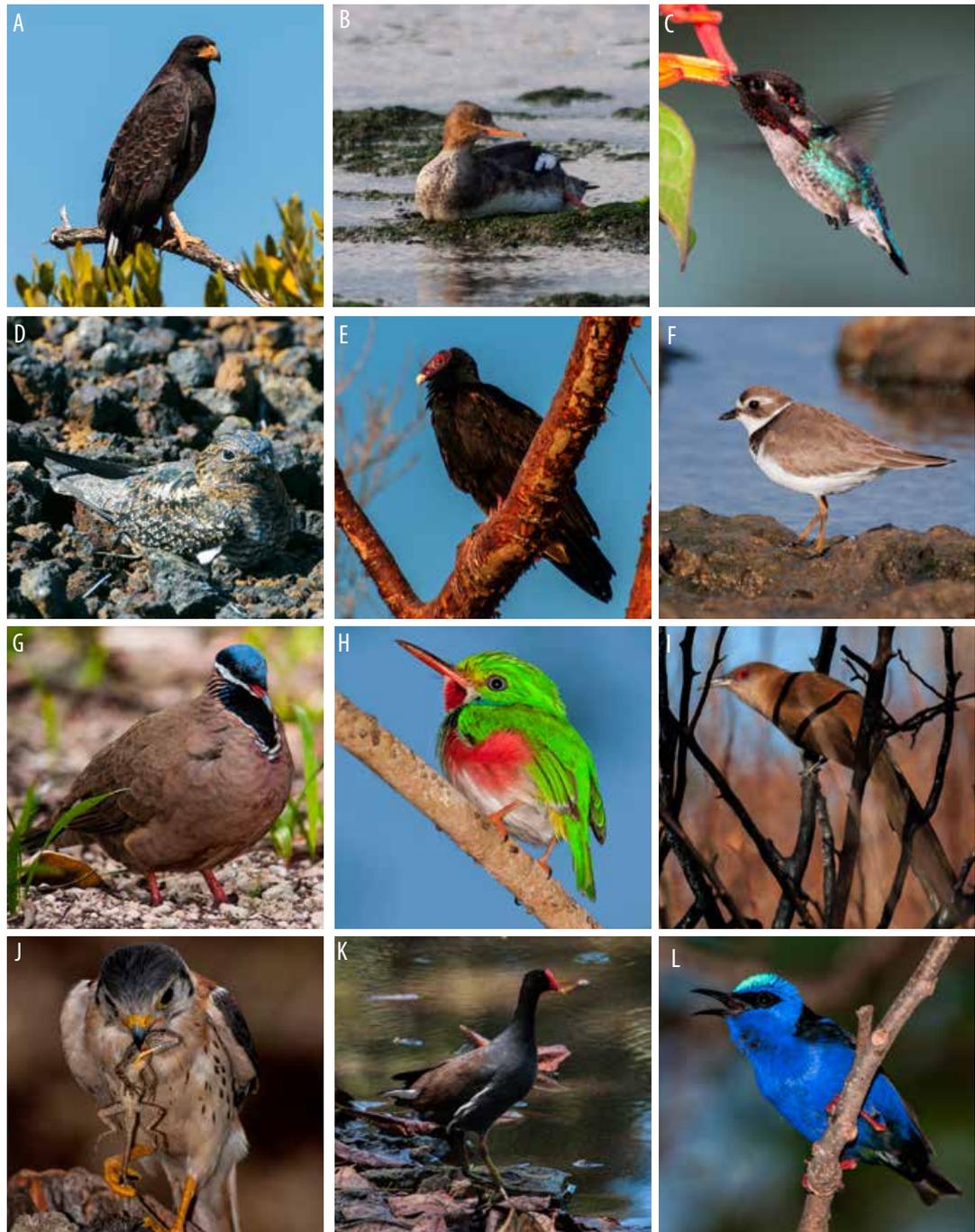


Figura 20.1. Representatividad de algunos de los órdenes de la avifauna cubana. A. *Buteogallus gundlachii*, Accipitriformes, B. *Mergus serrator*, Anseriformes, C. *Mellisuga helenae*, Apodiformes, D. *Chordeiles gundlachii*, Caprimulgiformes, E. *Cathartes aura*, Cathartiformes, F. *Charadrius semipalmatus*, Charadriiformes, G. *Starnoenas cyanocephala*, Columbiformes, H. *Todus multicolor*, Coraciiformes, I. *Coccyzus merlini*, Cuculiformes, J. *Falco sparverius*, Falconiformes, K. *Gallinula chloropus*, Gruiformes y L. *Cyanerpes cyaneus*, Passeriformes.



Figura 20.1 (continuación). M. *Egretta thula*, Pelecaniformes, N. *Melanerpes superciliaris*, Piciformes, Ñ. *Tachybaptus dominicus*, Podicipediformes, O. *Amazona leucocephala*, Psittaciformes, P. *Glaucidium siju*, Strigiformes. Q. *Priotelus temnurus*, Trogoniformes.

El período de *migración otoñal* es cuando se produce la migración neártica neotropical de las aves que vienen de Norteamérica hacia el trópico y de algunas especies residentes de verano que migran más al Sur. Ocurre entre agosto y principios de noviembre y es durante este periodo que se mezclan las especies y poblaciones residentes invernales y las transeúntes con las residentes permanentes. La *residencia invernal* es cuando las especies de aves de Norteamérica que arribaron con la migración otoñal se mantienen durante el invierno y permanecen en los ecosistemas junto a las poblaciones residentes permanentes y se enmarca desde noviembre hasta febrero del siguiente año. El cuarto período es la *migración primaveral*, que es cuando las aves migratorias neárticas neotropicales y las residentes de verano regresan a sus regiones de cría para comenzar la etapa reproductiva y ocurre entre marzo y abril. Dado que la composición y el comportamiento de los ensambles de aves cambian en cada período, se sugiere que los inventarios se realicen du-

rante el período reproductivo y la residencia invernal, que es cuando los ensambles son más estables en cuanto a su composición y estructura.

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

DISEÑOS Y MÉTODOS DE MUESTREO

Después de conocer donde y cuando se llevara a cabo el estudio, se precisa establecer el diseño para ubicar cada una de las unidades de muestreo. La distribución de los sitios de muestreo se puede realizar mediante un diseño aleatorio o sistemático. El muestreo aleatorio simple consiste en ubicar las unidades de muestreo al azar. Para el muestreo sistemático, inicialmente se define un criterio de selección para ubicar el punto de partida de las unidades de muestreo. La selección de un diseño u otro dependerá de la extensión y características del área de estudio. El diseño sistemático es el más utilizado para el establecimiento de transectos, redes y puntos

de conteos. Por ejemplo, para iniciar la determinación de los diferentes puntos donde establecer los conteos, se elige el primero y a partir de este se definen los siguientes (*e. g.* cada 150 m, 300 pasos a la derecha e izquierda de manera alterna, etc.). En áreas donde existan dos o más hábitats con características homogéneas se puede realizar un muestreo estratificado, donde cada hábitat se muestrea de manera independiente y de esta forma se reduce la variabilidad de los datos.

De manera general, las técnicas de muestreo pueden ser clasificadas como: técnicas de observación directa, indirecta (mediante cámaras o grabadoras automáticas) y captura y recaptura. Para las especies diurnas, las técnicas de observación directa y de captura-recaptura pueden ser una buena opción, mientras que para especies nocturnas los registros indirectos suelen ser más adecuados.

Para el muestreo de aves se han propuesto diferentes métodos, entre los cuales se destacan el de parcela circular (Hutto *et al.*, 1986), el de conteo en transectos (Blondel, 1969; Emlen, 1971), el censo por pareja reproductora (Ralph *et al.*, 1993), y el de captura con redes ornitológicas (Ralph *et al.*, 1993); de estos se han publicado varios manuales donde se detallan sus características, así como las ventajas y desventajas de los diferentes métodos (Ralph y Scott, 1981; Ralph *et al.*, 1993; Wunderle, 1994; Pinilla, 2000). La selección de estos dependerá de los objetivos del estudio y las características del sitio (*e. g.* tipo y densidad de la vegetación) que influyen sobre la detectabilidad de las especies.

TÉCNICAS DE OBSERVACIÓN DIRECTA

Se debe tener claro que en un inventario de ensambles de aves raramente se logran detectar todas las especies que habitan un área; la detectabilidad está relacionada con diferentes factores como: la abundancia de la población, la capacidad del observador, la temporada del año y las variaciones en el clima. Es por ello que previo a la elección de cualquier método se deben definir los objetivos y tener presente que existen variaciones en las abundancias y

los patrones de distribución de las especies en el hábitat (*e. g.* aleatoria, regular o agregada).

El tamaño de las poblaciones pueden ser estimadas mediante valores de abundancia absoluta o índices de abundancia relativa. La abundancia absoluta o densidad, ofrece el número de organismos por unidad de área; mientras que la relativa, se refiere a una unidad de tiempo o espacio arbitraria (Berovides *et al.*, 2005), por ejemplo aves/hora. Para estimar la abundancia relativa se pueden utilizar, además, otros criterios de presencia de la especie (*e. g.* vocalizaciones, nidos, etc.), que se asumen que deben tener correlación directa con el tamaño poblacional. Estos métodos, aunque tienen limitaciones, permiten realizar comparaciones entre áreas o épocas, ya que las variaciones son relativas y no dependen de la magnitud exacta de la abundancia.

CONTEOS POR PUNTOS O POR PARCELAS CIRCULARES

Constituye uno de los principales métodos de monitoreo de aves terrestres, debido a su eficacia en todo tipo de terrenos y hábitats, así como por la utilidad de los datos obtenidos. El método permite estudiar los cambios anuales en las poblaciones de aves en puntos fijos, las diferentes composiciones específicas según el tipo de hábitat y los patrones de abundancia de cada especie.

En este tipo de técnicas, el observador se sitúa en un punto y registra todos los individuos de la especie o grupo particular dentro de un radio fijo o variable por un intervalo de tiempo determinado. Se pueden clasificar según el registro o no de la distancia entre los individuos detectados y el observador: los conteos por puntos sin estimación de distancias, que se emplean para medir la riqueza de especies y para la acumulación total de los conteos, pero **no son eficientes para estimar densidades, así como los conteos por puntos de radio fijo y conteos por puntos de radio variable.**

Los datos obtenidos de las parcelas permiten hacer un estimado de la abundancia relativa o densidad en un área determinada o puede ser

extrapolada para el cálculo de abundancias absolutas. Para esto es importante conocer el área de las parcelas y si son representativas de las características del paisaje. En el caso de hábitats homogéneos y donde todas las parcelas son iguales la densidad se calcula como:

$$D = \frac{\sum_1^p n_p / P}{A}$$

donde: *D*, densidad, *p*, número de parcelas y *A*, área de las parcelas

Para inventarios en hábitats homogéneos, pero donde las parcelas son de diferentes áreas, entonces la densidad se calcula como:

$$D = \sum_{i=1}^p \left(\frac{n_i}{a_i} \right)$$

donde: *D*, densidad, *p*, número de parcelas, *n_i*, número de individuos en la parcela *i* y *a_i*, área de la parcela *i*.

Luego en ambos casos el tamaño total (*P_{total}*) de la población sería:

$$P_{Total} = D * A_{total}$$

y la desviación estándar se calcula como:

$$S^2 = \frac{\sum_{i=1}^n (X_i - \bar{X}_i)^2}{n-1}$$

Para hábitats heterogéneos se pueden emplear parcelas de igual tamaño, pero en este caso el muestreo debe ser estratificado por cada tipo de hábitat y realizar los cálculos dentro de cada estrato, como en los casos anteriores para los hábitats homogéneos. En este caso el tamaño total de la población se calcula como:

$$P_{total} = \sum_{i=1}^e (D_i * A_i)$$

donde: *e*, número de estratos, *D_i*, densidad del estrato *i* y *A_i*, área del estrato *i*.

Estos métodos no son apropiados para el estudio de aves silenciosas, muy locales o nocturnas, dada la baja detectabilidad de estas especies, así como para aves que se mueven en bandos grandes, cuyo problema radica en la dificultad de realizar estimados precisos del número de individuos. En caso de que alguna especie de interés tenga estas características, la variante de conteo por puntos a emplear puede ser modificada. Varios intervalos de tiempo de observación han sido utilizados, pero en estudios de aves migratorias neotropicales se ha determinado que un intervalo de 10 minutos es apropiado para hacer estimaciones de abundancia de especies (Thompson y Schwalbach, 1995) y estos mismos autores sugieren que el incremento del radio de las parcelas favorece el número de especies detectadas.

CONTEO POR TRANSECTOS

Los transectos son técnicas que se realizan a lo largo de una línea de muestreo y pueden presentar variantes tales como puntos o bandas a ambos lados de la línea. Cuando se emplean los puntos en transecto, las observaciones se realizan en un punto definido, desde el cual se registran los individuos y la distancia a la que son detectados. Para esto se estiman franjas de distancias concéntricas alrededor del observador. En este caso se asume que no existe inmigración dentro del área durante los conteos, con el fin de evitar sobreestimaciones de la densidad (Emlen, 1917).

En los transectos lineales, las observaciones se realizan a lo largo de líneas de longitud establecidas dentro del área de muestreo, donde se registran todos los individuos vistos a lo largo del transecto (Ralph y Scott, 1981). Una variante son los transectos de banda, donde además de la línea establecida por el observador, se tienen en cuenta franjas a ambos lados de esta línea, registrándose también los individuos observados en dichas franjas y excluyendo aquellos que se encuentran fuera de ellas. El ancho de estas franjas adicionales,

depende de la(s) especie(s) objeto de estudio, el tipo de hábitat o la vegetación existente, entre otros factores.

En los transectos para estimar la abundancia total o densidad se registra la distancia perpendicular, respecto a la línea que recorre el observador, a la que son detectadas las aves y la densidad se calcula como:

$$D = 1/2L(\sum 1/n_i)$$

donde: *D*. densidad, *L*. longitud de la banda del transecto y *n_i*, representan cada una de las *n* distancias medidas.

Entre los factores a tener en consideración para la realización de transectos se encuentran que:

- la vegetación predominante debe ser homogénea en altura y densidad para que afecte uniformemente la visibilidad en todo el recorrido.
- la topografía del terreno debe tener condiciones de visibilidad semejantes en todo su largo.
- las características del recorrido deben ser tales que minimizen la probabilidad de que un mismo individuo sea contado más de una vez dentro del mismo transecto.
- los individuos deben tener la misma probabilidad de ocupar cualquier punto del área.

INVENTARIOS DURANTE EL PERÍODO REPRODUCTIVO

Como se explicó con anterioridad, cada período tiene sus características en cuanto a composición y abundancia de las diferentes poblaciones de aves. En el caso particular del período reproductivo, tiene una importancia vital, porque en ese momento, se asegura la conservación de cada especie. Durante este período, las aves emplean mucho tiempo y energía en el cortejo, cópula, construcción del nido, puesta de huevos y alimentación de los pichones.

Existen diferentes métodos para realizar inventarios en este período como los *Bree-*

ding Bird Surveys organizados por *Fish and Wildlife Service* en Estados Unidos donde participan voluntarios en los conteos de aves nidificantes en diferentes caminos y durante largos recorridos (Robbins *et al.*, 1986). Otro método consiste en la búsqueda y cuantificación de nidos en parcelas de hasta 50 ha (Ralph *et al.*, 1993).

Con el objetivo de ser más eficiente en el aprovechamiento de los recursos, se propone utilizar el mismo método de transecto y parcelas circulares propuesto para la residencia invernal. No se recomienda utilizar el método de captura con redes ornitológicas en este período por las perturbaciones que puedan ocasionarles a las aves reproductoras en este momento. Se recomienda la utilización del método de conteos de nidos o parejas reproductoras. Debido a que la detectabilidad de las aves varía por especie de acuerdo a su canto, conducta y su coloración en diferentes períodos, nunca se deben utilizar los datos de abundancia relativa para comparar diferentes especies.

CONTEOS NAVIDEÑOS DE AVES

La organización *Audubon Society* de Estados Unidos de Norteamérica promovió hace más de 100 años los Conteos Navideños de Aves (*Christmas Bird Count*) con el objetivo de conocer a nivel de localidad la diversidad de aves y las tendencias del incremento o disminución de sus poblaciones.

Estos conteos se realizan un día, entre el 14 de diciembre y el 5 de enero del siguiente año, en cada una de las localidades seleccionadas donde participan ornitólogos profesionales, observadores de aves y aficionados. Por lo tanto, se realiza en el período de residencia invernal cuando se encuentran en las áreas las aves migratorias neotropicales y las residentes permanentes.

El método consiste en seleccionar un área y recorrerla durante una jornada, anotando y contando todas las especies de aves vistas y/o oídas a cualquier distancia que se encuentre del trayecto seleccionado. Además, se registra

la fecha, horario, nombre de las localidades, coordenadas geográficas y estado del tiempo. Toda la información se registra en una base de datos abierta al público (www.christmas-birdcount.org).

Si bien este método no puede brindar una información exacta de la abundancia de las poblaciones de aves, con el transcurso de los años se pueden conocer tendencias y es muy útil para conocer la diversidad de especies que existen en las diferentes localidades y regiones de cada país. Esta información ha sido muy utilizada por los especialistas y conservacionistas para trazar estrategias de conservación, conocer la diversidad de aves y valorar la importancia de cada región y hábitat.

En Cuba existen antecedentes, ya que entre 1974 y 1977 especialistas de EE UU realizaron estos conteos en territorio de la base naval de Guantánamo. Posteriormente, a partir del año 2012 y hasta el 2016, especialistas de *Audubon Society*, Instituto de Ecología y Sistemática, Parque Nacional Viñales y Parque Nacional Ciénaga de Zapata, comenzaron a realizar estos conteos en el sendero Maravillas en Viñales, así como Bermejas y Las Salinas en la Ciénaga de Zapata. En los años 2015 y 2016 también se realizaron conteos en las áreas del Jardín Botánico Nacional. Los resultados obtenidos en estas localidades han sido muy positivos porque han ampliado el conocimiento de la diversidad de las especies de aves y se han registrado nuevas especies endémicas y amenazadas para esas localidades, así como especies migratorias raras.

TÉCNICAS DE OBSERVACIÓN INDIRECTA

En el área de estudio se pueden realizar conteos indirectos para estimar la abundancia de las especies, en este caso se tienen en cuenta las señales de presencia y/o de actividad que los individuos dejan en estos sitios. Los más utilizados son los registros de nidos y los bioacústicos.

REGISTRO DE NIDOS

Estos pueden facilitar la estimación de la abundancia, sobre todo de especies que nidifican en colonias (fundamentalmente acuáticas), aunque también se pueden emplear para especies terrestres. De esta forma, se obtiene un estimado del número de adultos en reproducción teniendo en cuenta que por cada nido debe haber una pareja en reproducción. La aplicación de esta técnica depende de las características del sitio donde se ubican los nidos (acantilados, suelo, árboles o arbustos, etc.). Varias son las especies de aves que nidifican en árboles formando grandes colonias (garzas, palomas, etc.). En el caso de aquellas que anidan en árboles caducifolios, por ejemplo, sus nidos son fácilmente detectables cuando estos árboles pierden sus hojas. Este registro se puede realizar desde torres u otros puntos fijos de observación con el uso de binoculares y telescopios.

Estos conteos tienen la desventaja que están limitados a los momentos en que las especies se agrupan para anidar; no obstante, son muy efectivos en términos de detección de un gran número de individuos con bajos costos y esfuerzos. Esto es realmente útil si se analizan especies que, fuera de la época de reproducción, tienen una amplia distribución por zonas muy extensas, cuyo muestreo puede resultar costoso. Otra de las limitaciones de este método es que se realiza en momentos en que las especies son muy sensibles a la perturbación.

TÉCNICAS BIOACÚSTICAS

Estas técnicas permiten confirmar la presencia de especies, principalmente en hábitats con poca visibilidad como son los bosques tropicales, ecosistemas acuáticos, así como la detección de especies nocturnas (Kerby y Wert, 2012; Caycedo-Rosales *et al.*, 2013). Uno de los métodos más empleado con estos fines, es la grabación automática de las señales acústicas. Las grabadoras automáticas, son capaces de captar y almacenar grandes volúmenes de información en varios puntos de la zona de estudio de manera simultánea y sistematizada, en escalas temporales amplias con un menor uso de recursos humanos (Cayce-

do-Rosales *et al.*, 2013). Entre las mayores desventajas de este método se encuentra el costo de los equipos y los programas para el procesamiento de las grabaciones.

Los estudios de caracterización son básicos para la generación de la primera información sobre las características de las señales sonoras en las aves, tanto para la identificación de especies como de sexos e incluso a nivel individual. Una vez que se logre la identificación de las especies por los sonidos que emiten, entonces será mucho más eficiente el muestreo de este grupo. Por ejemplo, Parker (1991) logró identificar durante sólo cinco días el 85 % de las 287 especies en una región del Amazonas boliviano mediante la utilización de este método, mientras que con la utilización de técnicas convencionales de captura, se requirieron 54 días y la participación de siete investigadores para obtener resultados similares. Estos resultados muestran las ventajas del empleo de métodos acústicos en los conteos y posteriores monitoreos de aves, tanto desde el punto de vista logístico como en la obtención de resultados más robustos en cuanto a la riqueza de especies en las áreas de interés.

Para la grabación automática, se sugiere el uso de grabadoras automáticas Song Meter SM2+ o SM4 (Fig. 20.2). Estas grabadoras se pueden colocar en los sitios de muestreo y permiten registrar las señales acústicas en un rango de hasta 150 m. Estos equipos son fácilmente programables para definir el tiempo de grabación (*e. g.* las 24 horas o sólo las primeras horas de la mañana, etc.). Además, estos equipos poseen la capacidad de almacenar grandes volúmenes de información, lo



Figura 20.2. Grabadoras automáticas Song Meter SM4.

cual les permite grabar incluso durante varios días. Su alta resistencia a las posibles afectaciones del clima, como las intensas lluvias y temperaturas altas, les confiere garantía absoluta para su uso en los diferentes ecosistemas terrestres cubanos.

Esta técnica se puede emplear combinada con otros métodos de muestreo (*e. g.* puntos de conteo y captura con redes) o de manera independiente, simulando un muestreo acústico por puntos. De manera combinada se podrá obtener resultados más completos de la diversidad del sitio ya que se podría muestrear aquellas especies que no emitirían sonidos.

La identificación de los registros sonoros se puede realizar al oído, por especialistas con experiencia en la identificación acústica de aves o mediante programas especializados (*e. g.* Audacity, Raven, etc.) que permitan cargar archivos con más de 16 bit de resolución. Los registros dudosos se pueden comparar con grabaciones de referencia (*e. g.* disco de los Cantos de las Aves de Cuba; Reynard y Garrido, 1988). El uso de estas técnicas permitirá complementar los resultados obtenidos por el método de conteos por puntos, conocer la presencia de especies nocturnas y otras de baja detectabilidad visual (*e. g.* palomas terrestres). De esta forma, se generan grandes volúmenes de información con el uso mínimo de fuerza de trabajo y otros recursos logísticos en las áreas de estudio. Todos estos resultados se pueden utilizar de manera general, para la conservación de las especies y para el turismo de observación de aves.

MÉTODOS DE CAPTURAS

CAPTURAS CON REDES ORNITOLÓGICAS

Las redes ornitológicas, también conocidas como redes de niebla o japonesas, son herramientas de captura ampliamente utilizadas en los inventarios de aves (Polanco *et al.*, 2015). Las redes pueden variar en longitud y paso de red. Para la captura de aves de bosque, se recomiendan las redes de 9 o 12 m de largo y con un paso de red de 30 mm.

Estas son relativamente fáciles de manipular, abarcan una amplia extensión y permiten la captura de especies de pequeño tamaño. Las redes poseen cuatro bolsas que se separan por cinco tensores horizontales que terminan, a cada lado, en un asa de un cordel más grueso y resistente. El tensor superior, generalmente, está marcado con otro color del asa o una marca diferente. Además, las redes poseen unos tensores verticales que contribuyen a crear las bolsas donde las aves se enredan al chocar con la red.

Las redes están confeccionadas con hilos de nylon muy fino y deben manipularse con cuidado porque son costosas y se rompen al enredarse con la vegetación, por lo que se debe limpiar bien el sitio donde se va a colocar, cortando la vegetación que estará por debajo y al costado de la red (Fig. 20.3). Las varas que se utilicen para colocar las redes se pueden obtener del bosque y se deben seleccionar aquellas lo suficientemente fuerte para sostenerla, lo más recta posible y de más de 3 m de largo. Además, se debe limpiar su corteza de nudos o astillas que puedan interferir con las asas de la red.

Cuando se va a colocar cada red, se deben tomar las cinco asas de un extremo y dejar el resto de la red en la bolsa de nylon, se colocan las asas por el extremo superior de la vara comenzando por el asa que estará más pegada al



Figura 20.3. Forma en que queda colocada la red. © F. Estrada.

suelo. Para ello, se deben estirar los tensores verticales para seguir el orden adecuado de los tensores. Cuando estén introducidas las cinco asas, una persona sostiene esa vara y otra va caminando con el otro extremo de la red hacia el lado opuesto donde se colocará la otra, teniendo mucho cuidado que la red no toque el suelo para que no se enreden hojas, ramas, u otros objetos que puedan afectarla. En el otro extremo, antes de realizar la misma operación, se debe comprobar que los tensores horizontales estén en el mismo orden que el primero que se manipuló.

Después de estirar bien la red, se deben separar en cada extremo tres asas hacia arriba y dos hacia abajo y en el medio amarrar la vara con un cordel de nylon y sus dos extremos a arbustos o a una piedra que puedan mantener firme y tensa la red. En el momento que se vaya a abrir la red, las asas no deben rozar de forma muy fuerte con la vara para que no sufran desgastes. Además, los tensores verticales no deben estar muy tensos porque estiraría mucho la red y las aves rebotarían al impactar con la red y no caerían en las bolsas. Cuando se abra la red, se debe colocar el tensor horizontal, que está más pegado al suelo, a una altura no menor de 20 cm, para que las aves que caigan en la bolsa inferior no choquen con el suelo, se enreden con alguna hierba o sean depredadas. La forma de trabajar con las redes, extracción de las aves y su manipulación ha sido abordada por diferentes autores (e. g. Ralph *et al.*, 1993; Pyle, 1997; Pinilla, 2000; Acosta *et al.*, 2013).

MANIPULACIÓN DE LAS AVES EN LAS REDES

Cuando se usan estos métodos, se deben tener en cuenta que existe un riesgo potencial para las aves (Spotswood *et al.*, 2012), por lo que se debe comprometer lo menos posible la integridad y la vida de éstas (Ralph *et al.*, 1993; Pinilla, 2000). Las redes deben revisarse cada 20 min aproximadamente. Un tiempo más prolongado, puede exponer a las aves capturadas aún más a los depredadores, a las altas temperaturas y podrían enredarse demasiado, lo que haría más complicada su extracción. Cuando se observa un ave en la

red, se debe mover la malla del tensor horizontal para ver por qué lado se enredó y extraerla por ese mismo lado. Después se trata de tranquilizar e inmovilizar al ave, tomándola con una mano y con la otra se extraen primero las patas, después el cuerpo, las alas y por último la cabeza (Fig. 20.4). Se debe tener mucho cuidado con las patas de las especies pequeñas, porque son frágiles y se pueden partir. Así mismo, se debe observar con detenimiento el pico, ya que en ocasiones los hilos se enredan con la lengua. En este caso, podemos auxiliarnos de una pequeña ramita para ayudar a desenredar el hilo.

Una vez extraída el ave de la red, se coloca en una bolsa de tela para su traslado (las costuras de la bolsa deben ir hacia afuera) y posterior procesamiento. Si nos interesa el dato, se puede escribir en un papel, la red y bolsa donde fue capturado el ejemplar, la hora, etc., y se coloca dentro de la bolsa. Se debe utilizar siempre el horario normal, aunque en ese momento esté establecido en el país el horario



Figura 20.4. Forma adecuada de extraer un ave de la red. © M. Cañizares.

de verano. Con esto se trata de homogenizar la información de la hora de captura de los individuos y no introducir errores en los análisis temporales.

OTROS MÉTODOS DE CAPTURA

TRAMPAS DE SUELO

Estas trampas son utilizadas para la captura de aves pequeñas de suelo y granívoras, también se conocen como trampas de entrada (Fig. 20.5). Usualmente miden $1 \times 0,7$ m y se pueden revestir internamente con una malla de plástico para evitar posibles lesiones. Presentan varios embudos por los que las aves entran y no pueden volver a salir. Como cebo se utilizan semillas dispersas en el centro de la trampa y cerca de la entrada de los embudos. Luego, las aves son extraídas por una puerta que se encuentra en el techo. Es muy importante revisar estas trampas cada 30 min o menos ya que así se reduce el riesgo de depredación y de que algún ave se lesione al intentar escapar.

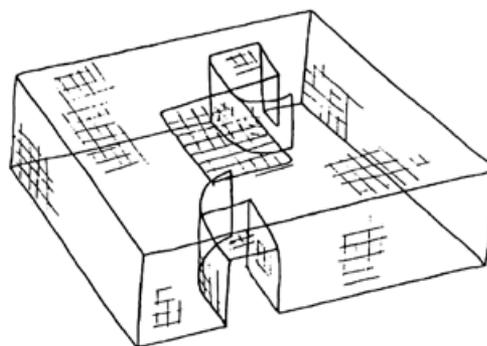


Figura 20.5. Trampa de suelo, tomado de NABC, 2003.

TRAMPAS POTTER

Esta es una trampa automática construida de malla metálica. El tamaño de la trampa depende de la especie que se desea capturar (aunque generalmente se utilizan para especies granívoras) y se utiliza un cebo para atraer a las aves (*e. g.* semillas). Presenta un mecanismo de cerrado que se activa cuando el ave pisa un pedal que hace que la puerta caiga y la encierre (Fig 20.6). Su desventaja

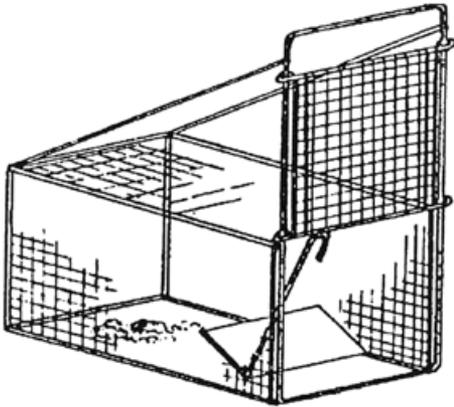


Figura 20.6. Trampa de Potter, tomado de NABC, 2003.

radica en que sólo se puede capturar un ave a la vez, por eso deben reinstalarse cada vez que se extraiga un ave y debe ser vigilada continuamente si hay depredadores en la zona.

REDES DE ARCO

Las redes de arco se utilizan para la captura de aves rapaces. Está formada por dos semicírculos de metal ligero como márgenes, con una red suelta entre ellos (Fig. 20.7). Los semicírculos están conectados por bisagras y resortes en sus extremos y uno de ellos se ancla al suelo. La trampa se activa con un mecanismo de disparo que sostiene la mitad móvil de esta y que puede accionarse a distancia mediante una cuerda. Como señuelo se pueden utilizar animales vivos o cebo (e.

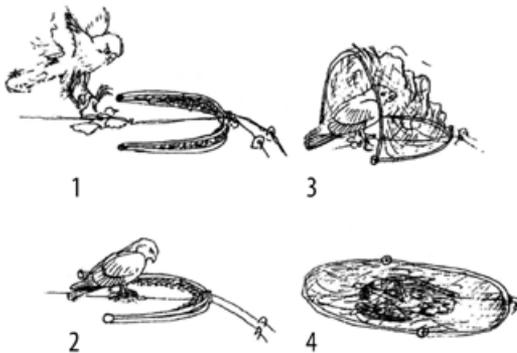


Figura 20.7. Secuencia de captura de una rapaz mediante el uso de una red de arco, tomado de Hull y Bloom, 2003.

g. carroña) en dependencia de la especie de interés.

TRAMPAS DHO-GAZA

Estas trampas son utilizadas en estaciones de migración, sitios de anidación u otros lugares donde puedan encontrarse aves rapaces con facilidad. Consiste en unos pequeños paneles de red de niebla que se sostienen entre postes por unos mecanismos que permiten que se suelten rápidamente. Cuando la rapaz cae en la malla la red se suelta de los postes y la captura. El tamaño de la trampa depende de la especie y el tipo de hilo y tamaño de malla es el mismo usado para las redes de niebla diseñadas para la captura de las mismas especies. Generalmente se utilizan señuelos vivos para atraer a las rapaces (e. g. aves o roedores), aunque pueden usarse también animales atropellados o taxidermizados.

TRAMPAS BAL-CHATRI

Estas trampas consisten en jaulas de alambre con señuelos vivos dentro. Se utilizan a lo largo de caminos o en lugares donde las rapaces pueden cazar desde perchas. Presentan pesas en el fondo y lazos pegados a la zona superior. Cuando las rapaces intentan capturar el señuelo, sus patas quedan atrapadas en los lazos (Fig. 20.8). Se debe monitorear todo el

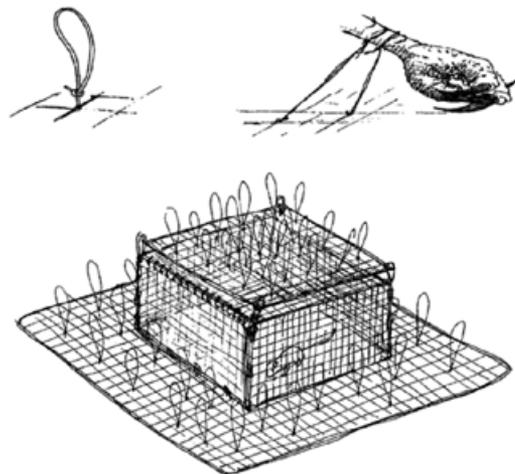


Figura 20.8. Trampa de Bal-chatri, tomado de Hull y Bloom, 2003.

tiempo desde un escondite para evitar que el ave se haga daño con los lazos al intentar escapar.

MÉTODO COMBINADO PARA EL INVENTARIO DE AVES TERRESTRES EN CUBA

CONTEO ITINERARIO DE CENSO CON PARCELAS CIRCULARES

Por la experiencia acumulada en las investigaciones sobre aves en ecosistemas boscosos cubanos, en el presente capítulo se propone el uso de la combinación de los métodos de conteo itinerario de censo y parcelas circulares como una variante del utilizado por Carlton (2015). Además, de emplear la captura con redes ornitológicas que son muy eficientes en la detección de las aves, fundamentalmente migratorias, en el estrato de 0 a 2,5 m.

Para los conteos, se deben seleccionar, como mínimo, dos senderos de 500 m de longitud dentro del bosque. Se debe marcar el inicio del transecto y a los 50 m se marca el sitio donde se realizará la primera parcela circular; a continuación, cada 100 m se marcan otras cuatro parcelas lo que haría un total de 5 parcelas circulares (Fig. 20.9). Las marcas se pueden hacer con cintas de color (*flagging tape*) numeradas con plumones indelebles.

Los inventarios se deben realizar entre el amanecer y las 12:00 horas del horario normal porque es el momento del día de mayor actividad de las aves. Según Ralph y Scott

(1981) y Ralph *et al.* (1993) se recomiendan hacer los conteos en días soleados, despejados y con poco viento (menos de 20 km/h). Los transectos se deben comenzar a recorrer desde el principio a paso lento y anotando todas las aves vistas u oídas a ambos lados del sendero. En cada parcela, el investigador se detendrá durante 10 minutos y anotará en una planilla (Fig. 20.10), todas las aves vistas u oídas dentro y fuera de un radio de 25 m. Para ser más eficientes en los conteos, se sugiere utilizar códigos por especies y no escribir los nombres completos de las aves en la planilla (Ralph *et al.*, 1993; Carlton, 2015). En el Anexo 1 se brindan los códigos de la *American Ornithological Union* (AOU), los cuales son reconocidos internacionalmente. De manera general, en una localidad donde se establezcan dos transectos, se deben realizar conteos a través de 1 000 m de longitud y en 10 parcelas. Al final del día, se debe registrar en otra planilla los totales de especies e individuos contados dentro y fuera de cada parcela, así como otros datos tomados en el campo, como la hora de inicio y final de los conteos, las coordenadas geográficas del sitio, el tipo de vegetación, etc.

Para el cálculo de la abundancia relativa en los conteos se debe dividir el número de individuos de cada especie y el total entre el número de parcelas que se han realizado. Este valor puede ser estandarizado como aves/parcela o aves/hora. Las especies contadas en el transecto, entre una parcela y otra, no se contabilizan para el cálculo de la abundancia,

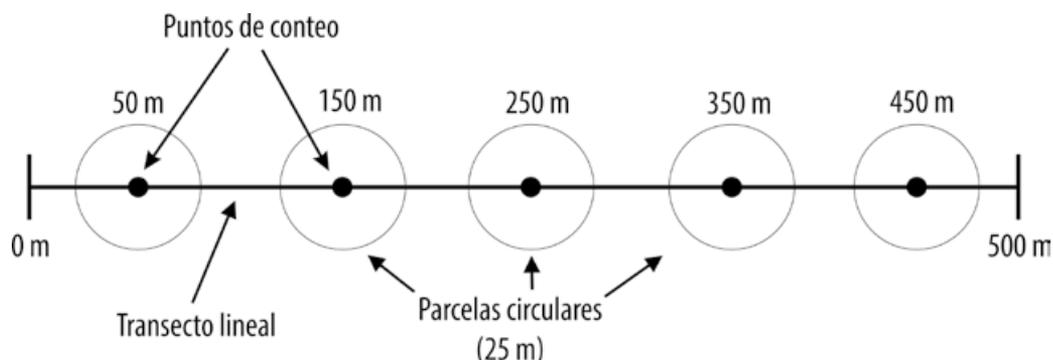


Figura 20.9. Esquema de la ubicación de las parcelas circulares para los conteos sobre el transecto lineal de 500 m; modificado de Carlton (2015).

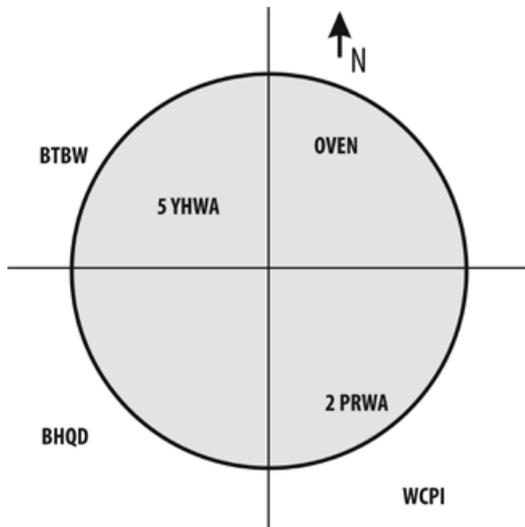


Figura 20.10. Propuesta de planilla para el conteo en las parcelas, los códigos corresponden a especies de aves (ver Anexo 20.1), y el número la cantidad de individuos observados. El círculo representa el radio de los 25 m de la parcela, los códigos fuera del círculo representan las observaciones más allá de ese radio.

422

pero sí para estimar la diversidad de aves que hay en el hábitat. Una de las mayores ventajas del método de conteo en parcelas circulares es que puede ser empleado en hábitats con vegetación densa, además, permite hacer estimaciones de la abundancia relativa de las poblaciones de aves. A diferencia del transecto lineal, las parcelas no permiten hacer estimaciones de densidad. No obstante, los transectos no son recomendados para la mayoría de los ecosistemas boscosos cubanos dado que la densidad de la vegetación limita la visibilidad de las aves. Para realizar los conteos se debe contar idealmente con binoculares, una guía de campo para la identificación de las aves, GPS, tablilla, lápiz, planillas confeccionadas para los conteos y cintas de colores contrastantes con la vegetación (e. g. rojo o rosado) para marcar los transectos y las parcelas.

Se sugiere que se coloque una red coincidiendo con las parcelas circulares de cada punto de conteo. Las redes se pueden colocar en la misma dirección del sendero y otras perpendicular al mismo para capturar las aves que vuelan en diferentes direcciones. Las redes se

deben abrir a las 7: 00 am y se cierran a las 12: 00 m (horario normal). El cálculo de la abundancia relativa de una especie, mediante la captura con redes, se puede estimar dividiendo el número de individuos entre el esfuerzo de captura. Por ejemplo, si se colocan cinco redes por cuatro horas consecutivas, el esfuerzo de captura es 20 horas/red. En ocasiones, la abundancia se multiplica por 100 para darlo en porcentaje y no lidiar con fracciones decimales.

Entre las ventajas de emplear la captura con redes en el protocolo de inventario, es que permite incorporar especies de baja detectabilidad visual y vocal, cuya presencia raras veces es detectada en los conteos. Permite la obtención de información de los individuos capturados, como es el caso de la edad, sexo, datos morfométricos, etc. Además, el análisis de datos de captura de individuos marcados puede brindar información sobre la fidelidad a los sitios, tasa de supervivencia, etc. Una de las desventajas de las capturas con redes al nivel del suelo, es el sesgo hacia las aves que se mueven en estratos más bajos de la vegetación. Por otra parte, el trabajo con redes requiere de entrenamiento para la manipulación de las redes e individuos capturados.

La Tabla 20.2 resume algunas variables relacionadas con la riqueza y composición de los ensambles de aves presentes en diferentes ecosistemas boscosos de Cuba durante el periodo de residencia invernal. En todas estas localidades se aplicó la combinación del conteo en parcelas circulares y la captura con redes ornitológicas (González, 1996; Wallace *et al.*, 1996; González *et al.*, 1999; Sánchez *et al.*, 2003).

De manera general, los estimados de abundancia relativa para migratorias y residentes derivados de las capturas y los puntos de conteos no presentaron relación. La riqueza de especies detectada en las redes, como promedio, representó 62 % de la riqueza total. Las redes ornitológicas detectaron significativamente más especies migratorias que los puntos de conteos. Lo anterior está relacionado con el hecho que las aves residentes

Tabla 20.2. Valores de la riqueza de especie observada y capturada con redes ornitológicas en diferentes localidades y hábitats del archipiélago cubano. La riqueza total incluye los valores obtenidos en los conteos y la captura con redes.

Localidad	Residentes	Migratorias	Riqueza captura	Riqueza total
Guanahacabibes, Cabo Corriente (bosque semideciduo)	21	12	24	33
Guanahacabibes, El Veral (bosque semideciduo y de ciénaga)	31	22	39	53
Mil Cumbres, Cajalbana (pinar)	26	10	16	36
Mil Cumbres, El Cayo (pinar)	32	15	27	47
Mil Cumbres, San Marcos (bosque semideciduo)	24	11	15	35
Sierra de La Guira, El Salvador (bosque semideciduo)	28	15	16	43
Ciénaga de Zapata, Caleta Buena (bosque semideciduo)	20	14	22	34
Ciénaga de Zapata, Caleta del Toro (bosque semideciduo)	29	15	24	44
Ciénaga de Zapata, Camilo (bosque semideciduo y mangle)	19	10	17	29
Ciénaga de Zapata, Cenote (bosque semideciduo)	27	15	29	42
Ciénaga de Zapata, Sábalos (bosque semideciduo y de cienaga)	33	22	39	55
Cayo Coco, La Petrolera ((bosque de mangle)	23	21	39	44
Cayo Coco, Las Coloradas (matorral xeromorfo costero)	21	26	35	47
Cayo Coco, Sitio Viejo (bosque semideciduo)	20	22	31	42
Cayo Sabinal (bosque semideciduo)	18	28	31	46
Cayo Sabinal (vegetación costa arenosa)	14	23	23	37
Pinares de Mayarí, Guayabal (bosque semideciduo)	11	16	16	27
Pinares de Mayarí, La Caridad	15	16	20	31
Pinares de Mayarí, Mensura	8	18	14	26
PN Alejandro de Humboldt (pinar)	9	20	16	29
PN Alejandro de Humboldt (bosque siempreverde)	10	17	17	27

permanentes cantan sistemáticamente, de esta forma son relativamente más fáciles de detectar en los conteos que las migratorias. Sin embargo, muchas de ellas ocupan estratos de la vegetación altos y no son capturadas en las redes. Por otra parte, muchas especies migratorias durante el periodo invernal emiten cantos poco perceptibles, lo que hace más difícil su detección de forma auditiva o visual, además se mueven dentro de los diferentes estratos de la vegetación y tienden a ser capturadas con mayor frecuencia, como son algunas especies de bijiritas (González, 1996; González *et al.*, 1999).

En promedio los ensambles estuvieron compuestos por 38 especies de aves. La mayor riqueza observada alcanzó 55 especies en el bosque semideciduo de Los Sábalos en la Ciénaga de Zapata. El promedio de residentes y migratorias fue de 21 y 18 especies, respectivamente; y en las localidades

más orientales la riqueza de migratorias fue proporcionalmente más elevada (González, 1996; González *et al.*, 1999). Una muestra de las 12 especies residentes y migratorias más frecuentes en los ecosistemas boscosos de Cuba se muestran en las Figuras 20.11 y 20.12, respectivamente. Los resultados obtenidos en los ecosistemas cubanos indican que la combinación de conteos y capturas es un método apropiado para maximizar el número de especies detectadas en un sitio. Wunderle y Waide (1993) obtuvieron resultados similares en otras islas del Caribe. Estos resultados han sido utilizados para el conocimiento y manejo de áreas protegidas, la determinación de Áreas de Importancia para las Aves y el turismo de naturaleza.

Basado en los métodos descritos, se presenta un posible esquema de trabajo para el inventario de aves en ecosistemas boscosos:



Figura 20.11. Representatividad de las especies de aves residentes más comunes en hábitats terrestres de Cuba. A. *Turdus plumbeus*, B. *Melopyrrha nigra*, C. *Spindalis zena*, D. *Teretistris fernandinae*, E. *Tiaris olivacea*, F. *Vireo gundlachii*, G. *Myiarchus sagrae*, H. *Teretistris fornsi*, I. *Xiphidiopicus percussus*, J. *Tyrannus caudifasciatus*, K. *Contopus caribaeus* y L. *Chlorostilbon ricordii*.

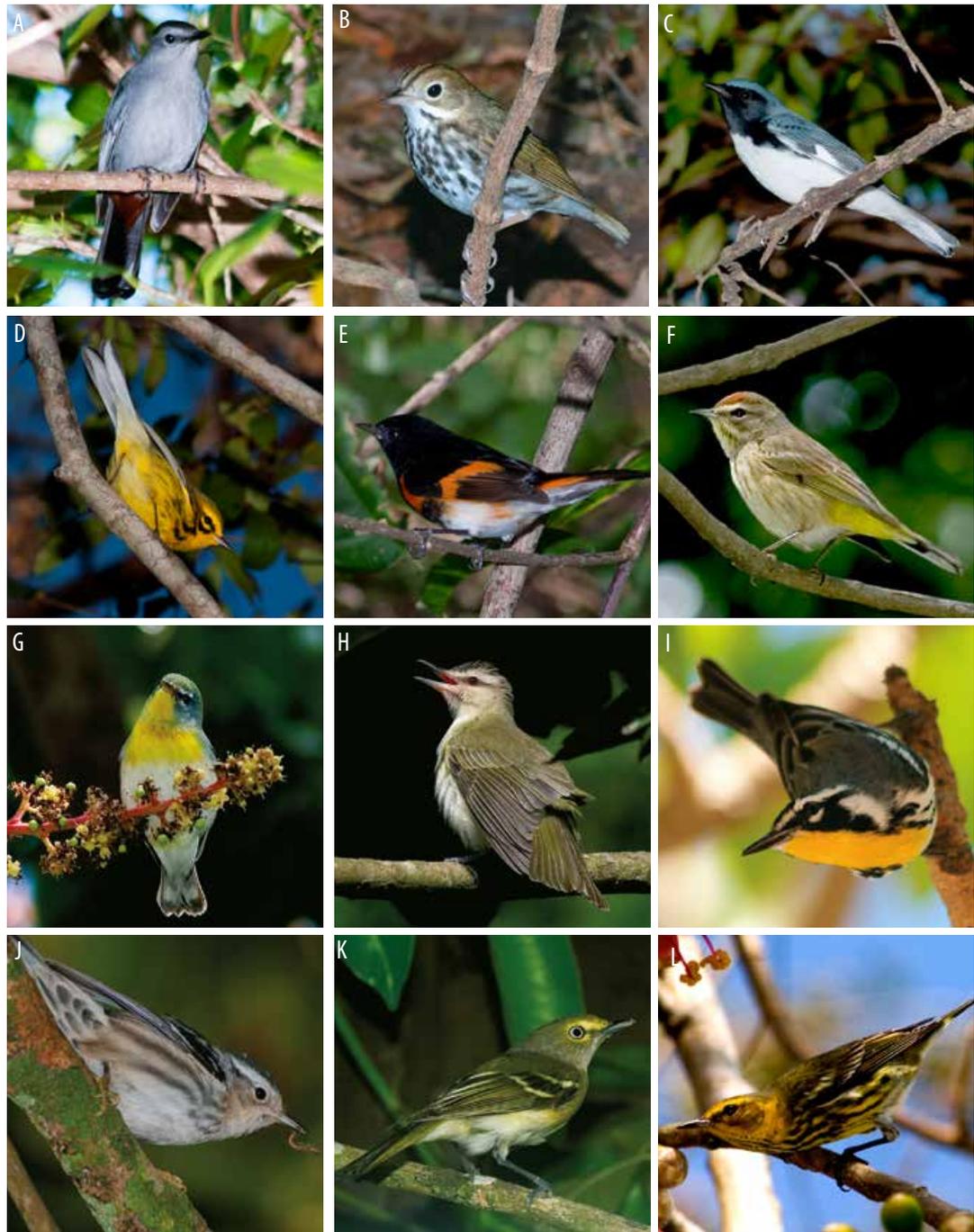


Figura 20.12. Representatividad de las especies de aves migratorias más comunes en hábitats terrestres de Cuba. A. *Dumetella carolinensis*, B. *Seiurus aurocapilla*, C. *Setophaga caerulescens*, D. *Setophaga discolor*, E. *Setophaga ruticilla*, F. *Setophaga palmarum*, G. *Setophaga americana*, H. *Vireo altiloquus*, I. *Setophaga dominica*, J. *Mniotilta varia*, K. *Vireo griseus* y L. *Setophaga tigrina*.

1er día: Se seleccionan los sitios de muestreos. Se marca la posición de las parcelas circulares y se colocan las redes ornitológicas.

2do día: Se realizan los conteos en la mañana.

3er día: No se realizan conteos, se abren las redes para realizar las capturas.

4to día: Se repite el trabajo del segundo día, comenzando los conteos por la última parcela que se contó el segundo día.

5to día: Se realizan las capturas y no se hacen los conteos.

Siguiendo el esquema anterior, se tendrán dos días de conteos y dos días de capturas, lo que aportará información básica sobre la diversidad de especies y abundancia relativa de las poblaciones de aves en esa localidad.

ANILLAMIENTO

426

El anillamiento es una técnica de marcaje que permite obtener información sobre los desplazamientos, migraciones, longevidad, mortalidad y otros aspectos (Pinilla, 2000; Ralph *et al.*, 1993). Consiste en el marcado del ave con una banda o anillo, generalmente en la pata derecha. Usualmente, el marcaje se realiza con anillos metálicos enumerados confeccionados por organizaciones internacionales, para lo cual se debe contar con autorización. No obstante, existen anillos plásticos de colores de tamaños estándares, los que se corresponden con los diámetros de los tarsos de las principales especies de aves que se capturan en los ecosistemas boscosos de Cuba. Mediante el anillamiento, también se puede individualizar cada ave utilizando una combinación de colores en cada pata.

Por otra parte, recomendamos que se tomen solamente el peso y las medidas del ala y la cola. Estas medidas permiten evaluar la condición física y la edad de los individuos capturados. Esta información puede ser empleada en los análisis de variaciones estacionales y composición etaria de las poblaciones. Se sugiere confeccionar planillas donde se refleje

toda la información recolectada en la captura y anillamiento. A las aves que no se les pueda colocar anillos por su tamaño, se pueden marcar, cortando una pluma del ala o la cola o combinando ambas.

Antes de comenzar el anillamiento se debe preparar una mesa donde se deben colocar todos los instrumentos de forma ordenada para que el anillador pueda trabajar de forma rápida y eficiente (Fig. 20.13). Los materiales necesarios para el anillamiento son: bolsas de tela para la transportación de las aves, balanzas tipo dinamómetro de diferentes magnitudes, anillos plásticos de colores de diferentes tamaños, pinzas especiales para esos tipos de anillos, plantilla (para la medición de los tarsos e identificación del tipo de anillo que lleva cada ave, cinta de color resaltante, planillas confeccionadas para registrar los datos de anillamiento y lápices, royos de cordeles de nylon. Otra herramienta de suma importancia es el libro de Pyle (1997), el cual constituye la fuente bibliográfica de referencia para la identificación, sexado, datado y conocer el tamaño de anillo de cada especie neártica neotropical.

El pesaje de las aves se realiza con una balanza tipo dinamómetro; para esto primero se debe pesar el ave dentro de la bolsa en la que se coloca y luego se pesa la bolsa vacía para conocer el peso del ave por la diferencia.

Para manipular el ave, se debe tomar por las patas, los dedos índice y del medio se deben colocar agarrando las patas entre el tarso y el



Figura 20.13. Mesa instalada en el campo con todas las herramientas necesarias para el anillamiento, medición y registro de aves terrestres. © H. González.

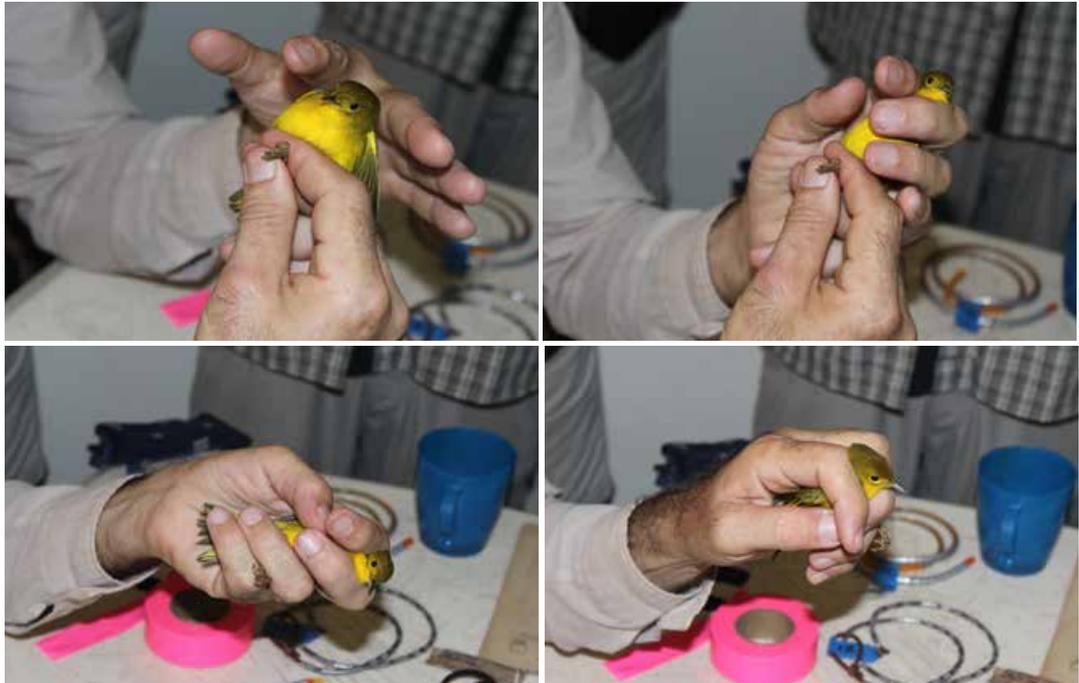


Figura 20.14. Forma correcta de manipular las aves durante el anillamiento. © M. Cañizares.

vientre del ave. Para anillarla, el ave se debe tomar con la cabeza entre los dedos del medio y el índice, mientras que con los dedos meñique y anular se sujetan las patas (Fig. 20.14). Con los dedos pulgares y anular se sujeta el tarso donde se colocará el anillo (Fig. 20.15). Para medir el ala y la cola se sujeta de la forma en que se muestra en la Figura 20.16.



Figura 20.15. Forma de sujetar el ave para anillarla. © M. Cañizares.



Figura 20.16. Forma de medir el ala y la cola. © M. Cañizares

PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA COLECCIONES ZOOLOGICAS

Las aves que se recolectan muertas para pieles de estudio, deben ser conservadas en nevera dentro de bolsas plásticas. Si no se dispone de nevera portátil o de una instalación cercana donde refrigerarlos, lo mejor es eviscerarlos y llenar la cavidad abdominal y la bucal con algodón impregnado en alcohol al 70%, cuidando de no manchar con sangre las plumas, lo cual se evita empolvando con talco los bordes de la incisión abdominal. Luego se colocan en bolsas de polietileno, para prevenir la desecación. En condiciones de campo la piel puede ser salada después del descarte y desgrase manual, pero el empleo del cloruro de sodio altera el color e incrementa la capacidad de absorción de humedad del material (higroscopía). El secado de pieles de estudio terminadas en el terreno debe hacerse a la sombra y en lugares ventilados, fuera del alcance de insectos u otros organismos. Se sugiere que, en estas condiciones se construya una caja de secado con listones y protegida por malla plástica o tela para mosquiteros. El montaje en posición anatómica requiere de ejemplares en óptimo estado de conservación.

Los ejemplares destinados a preservación en líquido deben ser fijados. Esto requiere de recipientes con capacidad suficiente para evitar el hacinamiento de los ejemplares. Debe velarse por la concentración del fijador si este es reutilizado.

Los esqueletos suelen limpiarse por métodos químicos o biológicos (e. g. hormigas, derméstidos, etc.). El primero es más limpio y eficiente, pero tiene un límite impuesto por el tamaño del animal. Para la obtención de un esqueleto se suele conservar en alcohol el animal descuerado y eviscerado en el campo hasta llegar a la institución donde se procesará. Las osamentas descarnadas pueden secarse de la misma forma que se indicó para las pieles de estudio. La etiqueta numerada debe atarse a la pelvis; si el material está desarticulado, cada porción articulada debe ser rotulada con el mismo número de campo (González *et al.*, 2008).

LITERATURA CITADA

- Acosta, M. y L. Mugica. 1988. Estructura de la comunidad de aves que habitan los bosques cubanos. *Ciencias Biológicas*. 19-20: 9-19.
- Acosta, M., L. Mugica y S. Aguilar. 2013. *Protocolo para el monitoreo de aves acuáticas y marinas*. Centro Nacional de Áreas Protegidas. 142 pp.
- Aguilar, S. 2010. Áreas Importantes para la Conservación de las Aves en Cuba. Editorial Academia 136 pp.
- Alayón, G. 1987. Lista de las aves observadas en la Reserva Natural de Cupeyal, provincia de Guantánamo, Cuba. *Misceláneas Zoológicas, Instituto de Zoología*. 31: 1-2.
- Alayón, G. y A. Posada 1987. Lista de las aves observadas en el Municipio de Holguín. *Garciana* 2:1-3
- Baillie, J. E. M., C. Hilton-Taylor y S. N. Stuart (Eds) 2004. *2004 IUCN Red List of Threatened Species. A Global Species Assessment*. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK xxiv + 191 pp.
- Berovides, V., M. Cañizares y A. González. 2005. *Manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, 47 pp.
- Blondel, J. 1969. Methodes de de nomenclature des populations d'oiseaux. Masson et cie, París, 23.
- Bub, H. 1991. *Bird trapping and bird banding*. Cornell University Press, Ithaca, New York, 330 pp.
- Carlton, C. 2015. Bird Survey Methods, Baseline Survey. National Parks Association. Disponible en <http://www.npws.nsw.gov.au/>. Último acceso: 15 de mayo de 2016.
- Caycedo-Rosales, P., C., J. F. Ruiz-Muñoz y M. Orozco-Alzate. 2013. Reconocimiento automatizado de señales bioacústicas: Una revisión de métodos y aplicaciones. *Ingeniería y Ciencia* 18: 171-195.
- Emlen, J. T. 1971. Population densities of birds derived from transect counts. *The Auk* 88: 323-342.
- Finch, D. M. y P. W. Stangel 1993. Status and management of Neotropical Migratory Birds. USDA Forest Service. *General Technical Report* RM-229, 422 pp.
- Garrido, O. H. y A. Kirkconnell. 2000. *Field guide to the birds of Cuba*. Cornell Univ. Press, Nueva York, 253 pp.
- González Alonso, H., E. Godínez, P. Blanco y A. Pérez. 1997. Características ecológicas de las comunidades de aves en diferentes hábitats de la Reserva de la Biosfera Península de Gua-

- nahacabibes, Pinar del Río, Cuba. *Avicennia* 6/7: 103-110.
- González Alonso, H. 1996. Composición y abundancia de aves residentes y migratorias en Cuba occidental y central durante el período migratorio. Tesis Doctoral, Universidad de La Habana, 93 pp.
- González Alonso, H., A. Llanes Sosa, B. Sánchez Oria, D. Rodríguez Batista, E. Pérez Mena, P. Blanco Rodríguez, R. Oviedo Prieto y A. Pérez Hernández. 1999. Estado de las comunidades de aves residentes y migratorias en ecosistemas cubanos en relación con el impacto provocado por los cambios globales. 1989-1999. [Inédito]. Informe Final. Depositado en el Instituto de Ecología y Sistemática, 111 pp.
- González Alonso, H., G. Silva, N. García y A. Pérez. 2008. Procedimiento Curatorial para Colecciones Zoológicas Cubanas. *Acta Botánica* 202:13-2
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina, e I. Ramos García (Eds.) 2012. Libro rojo de los vertebrados de Cuba. Editorial Academia, La Habana, 303 pp.
- Hechavarría García, G. G., O. Triay, M. Almeida, Y. Segovia, M. Torres, Z. García, A. García, Y. Cala, A. Galindo y J. Pérez. 2010. Avifauna asociada al Parque Nacional "Desembarco del Granma", municipio Niquero, Granma, Cuba. *Cubazoo* 22: 15-22.
- Hull, B. y P. Bloom. 2003. *Manual de técnicas de anillado de rapaces del anillador de Norteamérica*. North American Banding Council, 26 pp.
- Hutto, R., S. M. Pletschet y P. Hendricks. 1986. A fixed radius point count method for nonbreeding and breeding season use. *The Auk* 103: 593-602.
- Kerby, J. y K. Wert. 2012. Nocturnal acoustic monitoring of amphibians and birds on the Niobrara Delta and the 59 Mile Reach of the Missouri River. [Inédito]. Report for the South Dakota Department of Game, Fish and Parks Wildlife Division.
- Kirwan, G. M. y A. Kirkconnell. 2002. The avifauna of Pálpite, Ciénaga de Zapata, Cuba, and the importance of the area for globally threatened end endemic birds. *El Pitirre* 15 (3): 101-109.
- NABC (North American Banding Council). 2003. *Manual para anillar paseriformes y cuasi-paseriformes del anillador de Norteamérica (excluyendo colibríes y búhos)*. North American Banding Council, 20 pp.
- Naranjo, L. G., J. Correa, H. González, D. Hernández, B. Jiménez, J. Morales, A. Navarro, R. M. Vidal, L. Villaseñor, F. Villaseñor y J. A. Colón. 1992. Some suggestions for future cooperative work in Latin America. Pp. 590-596. En *Ecology and Conservation of Neotropical Migrant Landbirds*. (J. M. Hagan III y D.W. Johnston, Eds). Smithsonian Institution Press.
- Parker, T. A. III. 1991. On the use of tape recorders in avifaunal surveys. *The Auk* 108: 443-444.
- Pinilla, J. (Ed.) 2000. Manual para el anillamiento científico de aves. SEO/BirdLife y DGCN-MI-MAM. Madrid.
- Polanco J. M., A. Ospina, D. Arango, J. Snaider y O. H. Marín. 2015. Efectividad de las redes de niebla para determinar la riqueza de aves en un bosque montano de los andes centrales (Salento, Quindío, Colombia). *Revista de Investigaciones - Universidad del Quindío* 27(1): 75-88.
- Posada, R. M., A. Kirkconnell, F. de Arazoza y A. Llanes. 1989. Ornitocenosis de los cayos Campos, Avalos y Cantiles, Archipiélago de los Canarreos, Cuba. *Poeyana* 365: 1-9.
- Pyle, P. 1997. *Identification Guide to the North American Birds*. Part 1. Library of Congress, Slate Creek Press, 732 pp.
- Ralph, C. J. y M. Scott. 1981. Estimating Numbers of Terrestrial Birds. *Studies in Avian Biology* 6: 630 pp.
- Ralph, C. J., G. R. Geupel, P. Pyle, T. E. Martin y D. F. DeSante. 1993. *Handbook of Field Methods for Monitoring Landbirds*. Editorial Pacific Southwest Research Station, Albany, California, 41 pp.
- Reynard, G. B., y O. H. Garrido. 1988. *Cantos de las Aves de Cuba* (CD-ROM). Cornell Laboratory of Ornithology.
- Robbins, C. S., D. Bystrak, P. H. Geissler. 1986. The breedingbird survey: Its first fifteen years, 1965-1979. Resource Publication 157. Washington, DC. U.S. Department of Interior, Fish and Wildlife Service.
- Rodríguez, D. y M. E. García. 1987. Ornitocenosis de una vegetación litoral al norte de la Habana. *Poeyana* 347: 1-7.
- Sánchez, B., D. Rodríguez y M. Acosta. 1992. Nuevos reportes y recapturas de aves migratorias en la Ciénaga de Zapata, Cuba. *Comunicaciones Breves de Zoología. Instituto de Ecología y Sistemática*: 4-5
- Sánchez, B., R. Oviedo, N. Navarro, A. Hernández, C. Peña, E. Reyes y R. Sanchez. 1998. Composición y abundancia de la avifauna en tres formaciones vegetales en la meseta de Nipe, Holguín, Cuba. *El Pitirre* 3: 107.
- Sánchez, B., N. Navarro, R. Oviedo, C. Peña, A. Hernández, E. Reyes, P. Blanco, R. Sánchez y A. Herrera. 2003. Composición y abundancia

- de las aves en tres formaciones vegetales de la Altiplanicie de nipe, Holguín, Cuba. *Ornitología Neotropical* 14:215-231.
- Spotswood E. N., K. R. Goodman, J. Carlisle, R. L. Cormier, D. L. Humple, J. Rousseau, S. L. Guers y G. G. Barton. 2012. How safe is mist netting? evaluating the risk of injury and mortality to birds. *Methods in Ecology and Evolution* 3: 29-38.
- Terborgh, J. W. 1992. Perspectives on the conservation of Neotropical migrant landbirds. Pp. 7-12. En *Ecology and Conservation of Neotropical Migrant Landbirds*. (J. M. Hagan III y D. W. Johnston, Eds). Smithsonian Institution Press.
- Thompson, F. R. y M. J. Schwalbach. 1995. *Analysis of sample size counting time, and plot size from an avian point count survey on Hoosier National Forest, Indiana*. USDA Forest Service Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-149.
- Wallace, G. E., H. González, M. K. McNicholl, D. Rodríguez, R. Oviedo, A. Llanes, B. Sánchez y E. Wallace. 1996. Forest-Dwelling Neotropical migrant and resident birds wintering in three regions of Cuba. *The Condor* 98:745-768.
- Wiley, J. W. 2000. A bibliography of ornithology in the West Indies. *Proceedings of the Western Foundation of Vertebrate Zoology*, Volume 7, 817 pp.
- Wunderle, J. M. y R. Waide. 1993. Distribution of overwintering Nearctic migrants in the Bahamas and Grater Antilles. *The Condor* 95 (4): 904-933.
- Wunderle, J. M. 1994. *Census Methods for Caribbean Land Birds*. General Technical Report. United States Department of Agriculture, 21 pp.

Bien Te Veo (*Vireo altiloquus*)

Anexo 20.1. Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano. Para cada especie se incluye el código (COD.) que puede ser empleado en las planillas de la toma de datos, el estado de permanencia (EP): residente permanente (RP), residente invernal (RI), residente bimodal (RB), transeúnte (T), accidental (A), oceánica (O) e introducida (I), además de los hábitos (H): terrestres (T) o acuáticas (A) y la categoría de amenaza (A) según González *et al.* (2012). Las especies endémicas se indican con un asterisco (*) después del nombre común.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Anseriformes: Familia Anatidae					
Yaguasín	<i>Dendrocygna bicolor</i> (Vieillot, 1816)	FUWD	RP	A	
Yaguasa	<i>Dendrocygna arborea</i> (Linneo, 1758)	WIWD	RP	A	VU
Yaguasa Cariblanca	<i>Dendrocygna viduata</i> (Linneo, 1766)	WFWD	T	A	
Yaguasa BarriguiPrieta	<i>Dendrocygna autumnalis</i> (Linneo, 1758)	BBWD	RP	A	
Cisne	<i>Cygnus columbianus</i> (Ord, 1815)	WHSW	A	A	
Guanana	<i>Anser albifrons</i> (Scopoli, 1769)	GWFG	T	A	
Guanana Prieta	<i>Chen caerulescens</i> (Linneo, 1758)	LSGO	T	A	
Ganso del Canadá	<i>Branta canadensis</i> (Linneo, 1758)	CAGO	A	A	
Pato Doméstico	<i>Cairina moschata</i> (Linneo, 1758)	MUDU	I	A	
Pato Huyuyo	<i>Aix sponsa</i> (Linneo, 1758)	WODU	RP	A	
Pato Serrano	<i>Anas crecca</i> (Linneo, 1758)	AGWT	RI	A	
Pato Ingles	<i>Anas platyrhynchos</i> Linneo, 1758	MALL	RI	A	
Pato de Bahamas	<i>Anas bahamensis</i> Linneo, 1758	WHIP	RP	A	
Pato Pescuesilargo	<i>Anas acuta</i> Linneo, 1758	NOPI	RI	A	
Pato de La Florida	<i>Anas discors</i> Linneo, 1766	BWTE	RI	A	
Pato Canelo	<i>Anas cyanoptera</i> Vieillot, 1816	CITE	T	A	
Pato Cuchareta	<i>Anas clypeata</i> Linneo, 1758	NSHO	RI	A	
Pato Gris	<i>Anas strepera</i> Linneo, 1758	GADW	RI	A	
Pato Lavanco	<i>Anas americana</i> Gmelin, 1789	AMWI	RI	A	
Silbón Europeo	<i>Anas penelope</i> Linneo, 1758	EUWI	A	A	
Pato Lomiblanco	<i>Aythya valisineria</i> (Wilson, 1814)	CANV	RI	A	
Pato Cabecirrojo	<i>Aythya americana</i> (Eyton, 1838)	REDH	T	A	
Pato Cabezón	<i>Aythya collaris</i> (Donovan, 1809)	RNDU	RI	A	
Pato Morisco	<i>Aythya affinis</i> (Eyton, 1838)	LESC	RI	A	
Pato Cabezón Raro	<i>Aythya marila</i> (Linneo, 1761)	GRSC	A	A	
Pato Monudo	<i>Bucephala albeola</i> (Linneo, 1758)	BUFF	A	A	
Pato de Cresta	<i>Lophodytes cucullatus</i> (Linneo, 1758)	HOME	RI	A	
Pato Serrucho	<i>Mergus serrator</i> Linneo, 1758	RBME	RI	A	
Pato Chorizo	<i>Oxyura jamaicensis</i> (Gmelin, 1789)	RUDV	RP	A	
Pato Agostero	<i>Nomonyx dominicus</i> (Linneo, 1766)	MADU	RP	A	VU
ORDEN Galliformes: Familia Phasianidae					
Faisán de Collar	<i>Phasianus colchicus</i> Linneo, 1758	RINP	I	T	
Familia Numididae					
Guinea	<i>Numida meleagris</i> (Linneo, 1758)	HEGU	I	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Galliformes: Familia Phasianidae					
Familia Odontophoridae					
Codorniz	<i>Colinus virginianus</i> (Linneo, 1758)	NOBO	RP	T	
ORDEN Gaviiformes: Familia Gaviidae					
Somormujo	<i>Gavia immer</i> (Brünnich, 1764)	COLO	A	A	
ORDEN Podicipediformes: Familia Podicipedidae					
Zaramagullón Chico	<i>Tachybaptus dominicus</i> (Linneo, 1766)	LEGR	RP	T	
Zaramagullón Grande	<i>Podilymbus podiceps</i> (Linneo, 1758)	PBGR	RP	T	
ORDEN Phoenicopteriformes: Familia Phoenicopteridae					
Flamenco	<i>Phoenicopterus ruber</i> Linneo, 1758	GRAF	RB	A	
ORDEN Procellariiformes: Familia Procellariidae					
Pájaro de las Brujas	<i>Pterodroma hasitata</i> (Kuhl, 1820)	BCPE	O	A	EN
Pampero de Cory	<i>Calonectris diomedea</i> (Scopoli, 1769)	COSH	A	A	
Pampero Oscuro	<i>Ardenna grisea</i> (Gmelin, 1789)	SOSH	O	A	
Pampero	<i>Puffinus puffinus</i> (Brunnich, 1764)	MASH	O	A	
Pampero de Audubon	<i>Puffinus lherminieri</i> Lesson, 1839	AUSH	O	A	
Familia Hydrobatidae					
Pamperito de Wilson	<i>Oceanites oceanicus</i> (Kuhl, 1820)	WISP	O	A	
Pamperito de las Tempestades	<i>Oceanodroma leucorhoa</i> (Vieillot, 1817)	LHSP	O	A	
Pamperito de Castro	<i>Oceanodroma castro</i> (Harcourt, 1851)	BSTP	O	A	
ORDEN Phaethontiformes: Familia Phaethontidae					
Contraestre	<i>Phaethon lepturus</i> Daudin, 1802	WTTR	RV	A	
Rabijunco de Pico Rojo	<i>Phaethon aethereus</i> Linneo, 1758	RBTR	A	A	
Orden Ciconiiformes: Familia Ciconiidae					
Cayama	<i>Mycteria americana</i> Linneo, 1758	WOST	RP	A	
ORDEN Suliformes: Familia Sulidae					
Pájaro Bobo de Cara Azul	<i>Sula dactylatra</i> Lesson, 1831	MABO	T	A	
Pájaro Bobo Prieto	<i>Sula leucogaster</i> (Boddaert, 1783)	BRBO	RP	A	
Pájaro Bobo Blanco	<i>Sula sula</i> (Linneo, 1766)	RFBO	T	A	
Pájaro Bobo del Norte	<i>Morus bassanus</i> (Linneo, 1758)	NOGA	A	A	
Familia Phalacrocoracidae					
Corúa de Mar	<i>Phalacrocorax auritus</i> (Lesson, 1831)	DCCO	RB	A	
Corúa de Agua Dulce	<i>Phalacrocorax brasilianus</i> (Gmelin, 1789)	OLCO	RP	A	
Familia Anhingidae					
Marbella	<i>Anhinga anhinga</i> (Linneo, 1766)	ANHI	RB	A	
Familia Fregatidae					
Rabihorcado	<i>Fregata magnificens</i> Mathews, 1914	MAFR	RP	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Pelecaniformes: Familia Pelecanidae					
Pelícano Blanco	<i>Pelecanus erythrorhynchos</i> Gmelin, 1789	AWPE	A	A	
Pelícano	<i>Pelecanus occidentalis</i> Linneo, 1766	BRPE	RB	A	
Familia Ardeidae					
Guanaba Rojo	<i>Botaurus lentiginosus</i> (Rackett, 1813)	AMBI	RI	A	
Garcita	<i>Ixobrychus exilis</i> (Gmelin, 1789)	LEBI	RB	A	
Garcilote	<i>Ardea herodias</i> Linneo, 1758	GTBH	RB	A	
Garzón	<i>Ardea alba</i> Linneo, 1758	GREG	RB	A	
Garza Real	<i>Egretta thula</i> (Molina, 1782)	SNEG	RB	A	
Garza Azul	<i>Egretta caerulea</i> (Linneo, 1758)	LBHE	RB	A	
Garza de Vientre Blanco	<i>Egretta tricolor</i> (Müller, 1776)	TRHE	RB	A	
Garza Morada	<i>Egretta rufescens</i> (Gmelin, 1789)	REEG	RB	A	
Garcita Bueyera	<i>Bubulcus ibis</i> (Linneo, 1758)	CAEG	RB	T	
Aguaitacaimán	<i>Butorides virescens</i> (Linneo, 1758)	GNBH	RB	A	
Guanaba de la Florida	<i>Nycticorax nycticorax</i> (Linneo, 1758)	BCNH	RB	A	
Guanaba Real	<i>Nyctanassa violacea</i> (Linneo, 1758)	YCNH	RB	A	
Familia Threskiornithidae					
Coco Blanco	<i>Eudocimus albus</i> (Linneo, 1758)	WHIB	RP	A	
Coco Rojo	<i>Eudocimus ruber</i> (Linneo, 1758)	SCIB	A	A	
Coco Prieto	<i>Plegadis falcinellus</i> (Linneo, 1766)	GLIB	RP	A	
Sevilla	<i>Platalea ajaja</i> Linneo, 1758	ROSP	RP	A	
ORDEN Accipitriformes: Familia Accipitridae					
Gavilán Caguarero *	<i>Chondrohierax wilsonii</i> Cassin, 1847	CUKI	RP	T	CR
Gavilán Cola de Tijera	<i>Elanoides forficatus</i> (Linneo, 1758)	STKI	T	T	
Gavilán Caracolero	<i>Rostrhamus sociabilis</i> Vieillot, 1817	SNKI	RP	A	
Gavilán Sabanero	<i>Circus cyaneus</i> Linneo, 1766	NOHA	RI	T	
Gavilancito	<i>Accipiter striatus</i> Vieillot, 1807	SSHA	RB	T	
Gavilán Colilargo *	<i>Accipiter gundlachi</i> Lawrence, 1860	GUHA	RP	T	EN
Gavilán de Cooper	<i>Accipiter cooperi</i> (Bonaparte, 1828)	COHA	A	T	
Gavilán Batista *	<i>Buteogallus gundlachii</i> (Cabanis, 1855)	CBHA	RP	T	EN
Gavilán Bobo	<i>Buteo platypterus</i> (Vieillot, 1823)	BWHA	RB	T	
Gavilán de Monte	<i>Buteo jamaicensis</i> (Gmelin, 1788)	RTHA	RP	T	
Gavilán de Swainson	<i>Buteo swainsoni</i> Bonaparte, 1838	SWHA	A	T	
Gavilán de Cola Corta	<i>Buteo brachyurus</i> Vieillot, 1816	STHA	A	T	
Gavilán de Mississippi	<i>Ictinia mississippiensis</i> (Wilson, 1811)	MIKI	T	T	
Águila Calva	<i>Haliaeetus leucocephalus</i> (Linneo, 1766)	BAEA	RI	T	
Familia Pandionidae					
Guincho	<i>Pandion haliaetus</i> (Linneo, 1758)	OSPR	RB	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Falconiformes: Familia Falconidae					
Caraira	<i>Caracara cheriway</i> (Jacquin, 1784)	CRCA	RP	T	
Cernícalo	<i>Falco sparverius</i> Linneo, 1758	AMKE	RB	T	
Halconcito de Palomas	<i>Falco columbarius</i> Linneo, 1758	MERL	RI	T	
Halcón de Patos	<i>Falco peregrinus</i> Tunstall, 1771	PEFA	RI	T	
ORDEN Cathartiformes: Familia Cathartidae					
Zopilote	<i>Coragyps atratus</i> (Bechstein, 1793)	BLVU	A	T	
Aura Tiñosa	<i>Cathartes aura</i> (Linneo, 1758)	TUVU	RP	T	
ORDEN Gruiformes: Familia Rallidae					
Gallinuelita Prieta	<i>Laterallus jamaicensis</i> (Gmelin, 1789)	BLRA	RI	A	
Gallinuela de Manglar	<i>Rallus crepitans</i> Gmelin, 1789	CLRA	RP	A	
Gallinuela de Agua Dulce	<i>Rallus elegans</i> Audubon, 1834	KIRA	RP	A	
Gallinuela de Virginia	<i>Rallus limicola</i> Vieillot, 1819	VIRA	T	A	
Gallinuela Oscura	<i>Porzana carolina</i> (Linneo, 1758)	SORA	RI	A	
Gallinuelita	<i>Hapalocrex flaviventer</i> (Boddaert, 1783)	YBCR	RP	A	
Gallinuela de Santo Tomas *	<i>Cyanolimnas cerverai</i> Barbour & Peters, 1927	ZARA	RP	A	CR
Gallinuela Escribano	<i>Pardirallus maculatus</i> (Boddaert, 1783)	SPRA	RP	A	
Gallareta Azul	<i>Porphyrio martinicus</i> (Linneo, 1766)	PUGA	RP	A	
Gallareta de Pico Rojo	<i>Gallinula chloropus</i> (Linneo, 1758)	COMO	RP	A	
Gallareta de Pico Blanco	<i>Fulica americana</i> Gmelin, 1789	AMCO	RB	A	
Familia Aramidae					
Guareao	<i>Aramus guarauna</i> (Linneo, 1766)	LIMP	RP	A	
Familia Gruidae					
Grulla	<i>Antigone canadensis</i> (Linneo, 1758)	SACR	RP	T	VU
ORDEN Charadriiformes: Familia Charadriidae					
Pluvial Cabezón	<i>Pluvialis squatarola</i> (Linneo, 1758)	BBPL	RI	A	
Pluvial Dorado	<i>Pluvialis dominica</i> (Müller, 1776)	LEGP	RI	A	
Frailecillo Blanco	<i>Charadrius nivosus</i> (Cassin, 1858)	SNPL	RB	A	VU
Títere Playero	<i>Charadrius wilsonia</i> Ord, 1814	WIPL	RP	A	
Frailecillo Semipalmeado	<i>Charadrius semipalmatus</i> Bonaparte, 1825	SEPL	RI	A	
Frailecillo Silbador	<i>Charadrius melodus</i> Ord, 1824	PIPL	RI	A	VU
Títere Sabanero	<i>Charadrius vociferus</i> Linneo, 1758	KILL	RP	T	
Familia Haematopodidae					
Ostrero	<i>Haematopus palliatus</i> Temminck, 1820	AMOY	A	A	
Familia Recurvirostridae					
Cachiporra	<i>Himantopus mexicanus</i> (Müller, 1776)	BNST	RP	A	
Avoceta	<i>Recurvirostra americana</i> Gmelin, 1789	AMAV	RI	A	
Familia Jacanidae					
Gallito de Río	<i>Jacana spinosa</i> (Linneo, 1758)	NOJA	RP	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Scolopacidae					
Zarapico Patiamarillo Grande	<i>Tringa melanoleuca</i> (Gmelin, 1789)	GRYE	RI	A	
Zarapico Patiamarillo Chico	<i>Tringa flavipes</i> (Gmelin, 1789)	LEYE	RI	A	
Zarapico Solitario	<i>Tringa solitaria</i> Wilson, 1813	SOSA	RI	A	
Zarapico Real	<i>Tringa semipalmata</i> (Gmelin, 1789)	WILL	RP	A	
Zarapico Manchado	<i>Actitis macularius</i> (Linneo, 1766)	SPSA	RI	A	
Ganga	<i>Bartramia longicauda</i> (Bechstein, 1812)	UPSA	T	A	
Zarapico Grande	<i>Numenius phaeopus</i> (Linneo, 1758)	WHIM	RI	A	
Zarapico de Pico Largo	<i>Numenius americanus</i> Bechstein, 1812	LBCU	T	A	
Avoceta Pechirrojo	<i>Limosa haemastica</i> (Linneo, 1758)	HUGO	T	A	
Avoceta Carmelita	<i>Limosa fedoa</i> (Linneo, 1758)	MAGO	T	A	
Revuepiedras	<i>Arenaria interpres</i> (Linneo, 1758)	RUTU	RI	A	
Zarapico de Pecho Rojo	<i>Calidris canutus</i> (Linneo, 1758)	REKN	T	A	
Zarapico Blanco	<i>Calidris alba</i> (Pallas, 1764)	SAND	RI	A	
Zarapico Semipalmeado	<i>Calidris pusilla</i> (Linneo, 1766)	SESA	RI	A	
Zarapico Chico	<i>Calidris mauri</i> (Cabanis, 1857)	WESA	RI	A	
Zarapiquito	<i>Calidris minutilla</i> (Vieillot, 1819)	LESA	RI	A	
Zarapico de Rabadilla Blanca	<i>Calidris fuscicollis</i> (Vieillot, 1819)	WRSA	T	A	
Zarapico Moteado	<i>Calidris melanotos</i> (Vieillot, 1819)	PESA	T	A	
Zarapico Gris	<i>Calidris alpina</i> (Linneo, 1758)	DUNL	T	A	
Zarapico Patilargo	<i>Calidris himantopus</i> (Bonaparte, 1826)	STSA	T	A	
Zarapico Piquicorto	<i>Calidris subruficollis</i> (Vieillot, 1819)	BBSA	T	A	
Zarapico Becasina	<i>Limnodromus griseus</i> (Gmelin, 1789)	SBDO	RI	A	
Zarapico Becasina de Pico Largo	<i>Limnodromus scolopaceus</i> (Say, 1823)	LBDO	RI	A	
Becasina	<i>Gallinago gallinago</i> (Linneo, 1758)	COSN	RI	A	
Zarapico de Wilson	<i>Phalaropus tricolor</i> (Vieillot, 1819)	WIPH	A	A	
Zarapico Nadador Rojo	<i>Phalaropus lobatus</i> (Linneo, 1758)	RNPH	A	A	
Zarapico Nadador	<i>Phalaropus fulicarius</i> (Linneo, 1758)	REPH	A	A	
Familia Stercorariidae					
Estercorario Pomarino	<i>Stercorarius pomarinus</i> (Temminck, 1815)	POJA	RI	A	
Estercorario Parasítico	<i>Stercorarius parasiticus</i> (Linneo, 1758)	PAJA	T	A	
Estercorario Rabero	<i>Stercorarius longicaudus</i> (Vieillot, 1819)	LTJA	A	A	
Skua del Polo Sur	<i>Stercorarius maccormicki</i> Saunders, H, 1893	SPSK	A	A	
Familia Laridae					
Galleguito	<i>Leucophaeus atricilla</i> (Linneo, 1758)	LAGU	RB	A	
Galleguito Raro	<i>Chroicocephalus ridibundus</i> (Linneo, 1766)	CBHG	A	A	
Galleguito Chico	<i>Chroicocephalus philadelphia</i> (Ord, 1815)	BOGU	T	A	
Gallego Real	<i>Larus delawarensis</i> Ord, 1815	RBGU	RI	A	
Gallego	<i>Larus argentatus</i> Pontoppidan, 1763	HERG	RI	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Gallegón	<i>Larus marinus</i> Linneo, 1758	GBBG	A	A	
Gallego de Espalda Negra	<i>Larus fuscus</i> Linneo, 1758	LBGG	RI	A	
Gallego Patinegro	<i>Rissa tridactyla</i> (Linneo, 1758)	BLKI	T	A	
Gaviota de Pico Corto	<i>Gelochelidon nilotica</i> (Gmelin, 1789)	GBTE	T	A	
Gaviota Real Grande	<i>Hydroprogne caspia</i> (Pallas, 1770)	CATE	RI	A	
Gaviota Real	<i>Thalasseus maximus</i> (Boddaert, 1783)	ROYT	RB	A	
Gaviota Pico Negro Pta. Amarilla	<i>Thalasseus sandvicensis</i> (Latham, 1787)	SATE	RP	A	
Gaviota Rosada	<i>Sterna dougallii</i> Montagu, 1813	ROST	RV	A	VU
Gaviota Común	<i>Sterna hirundo</i> Linneo, 1758	COTE	RI	A	
Gaviota Ártica	<i>Sterna paradisaea</i> Pontoppidan, 1763	ARTE	A	A	
Gaviota de Forster	<i>Sterna forsteri</i> Nuttall, 1834	FOTE	A	A	
Gaviotica	<i>Sternula antillarum</i> Lesson, 1847	LETE	RP	A	
Gaviota Monja	<i>Onychoprion anaethetus</i> (Scopoli, 1786)	BRITE	RP	A	
Gaviota Monja Prieta	<i>Onychoprion fuscatus</i> (Linneo, 1766)	SOTE	RP	A	
Gaviota Prieta	<i>Chlidonias niger</i> (Linneo, 1758)	BLTE	T	A	
Gaviota Boba	<i>Anous stolidus</i> (Linneo, 1758)	BRNO	RP	A	
Gaviota Pico de Tijera	<i>Rynchops niger</i> Linneo, 1758	BLSK	RI	A	
Galleguito de Cola Ahorquillada	<i>Xema sabini</i> (Sabine, 1819)	SAGU	T	A	
Gaviota de Pico Amarillo	<i>Phaetusa simplex</i> (Gmelin, 1789)	LBTE	A	A	
Familia Alcidae					
Pinguínito	<i>Alle alle</i> (Linneo, 1758)	DOVE	A	A	
ORDEN Columbiformes: Familia Columbidae					
Paloma Doméstica	<i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	ROPI	I	T	
Torcaza Cuellimorada	<i>Patagioenas squamosa</i> (Bonnaterre, 1792)	SNPI	RP	T	
Torcaza Cabeciblanca	<i>Patagioenas leucocephala</i> (Linneo, 1758)	WCPI	RB	T	VU
Torcaza Boba	<i>Patagioenas inornata</i> (Vigors, 1827)	PLPI	RP	T	VU
Tórtola	<i>Streptopelia decaocto</i> (Frisvaldszky, 1838)	ECDO	I	T	
Paloma Aliblanca	<i>Zenaida asiatica</i> (Linneo, 1758)	WWDO	RP	T	
Guanaro	<i>Zenaida aurita</i> (Temminck, 1809)	ZEND	RP	T	
Paloma Rabiche	<i>Zenaida macroura</i> (Linneo, 1758)	MODD	RB	T	
Tojosa	<i>Columbina passerina</i> (Linneo, 1758)	COGD	RP	T	
Barbiquejo	<i>Geotrygon chrysis</i> Salvadori, 1893	KWQD	RP	T	
Camao *	<i>Geotrygon caniceps</i> (Gundlach, 1852)	GHQD	RP	T	VU
Boyero	<i>Geotrygon montana</i> (Linneo, 1758)	RUQD	RP	T	
Paloma Perdíz *	<i>Sturnoenas cyanocephala</i> (Linneo, 1758)	BHQD	RP	T	EN
ORDEN Psittaciformes: Familia Psittacidae					
Catey *	<i>Psittacara euops</i> (Wagler, 1832)	CUPK	RP	T	EN
Cotorra	<i>Amazona leucocephala</i> (Linneo, 1758)	CUPA	RP	T	VU

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Cuculiformes: Familia Cuculidae					
Primavera de Pico Negro	<i>Coccyzus erythrophthalmus</i> (Wilson, 1811)	BBCU	T	T	
Primavera	<i>Coccyzus americanus</i> Linneo, 1758	YBCU	RV	T	
Arrierito	<i>Coccyzus minor</i> (Gmelin, 1788)	MACU	RI	T	
Arriero	<i>Coccyzus merlini</i> (d'Orbigny, 1839)	GLCU	RP	T	
Judío	<i>Crotophaga ani</i> Linneo, 1758	SBAN	RP	T	
ORDEN Strigiformes: Familia Tytonidae					
Lechuza	<i>Tyto alba</i> (Scopoli, 1769)	COBO	RP	T	
Familia Strigidae					
Sijú Cotunto *	<i>Margarobyas lawrencii</i> (Sclater & Salvin, 1868)	BLOW	RP	T	
Sijú Platanero *	<i>Glaucidium siju</i> (d'Orbigny, 1839)	CUPO	RP	T	
Sijú de Sabana	<i>Athene cunicularia</i> (Molina, 1782)	BUOW	RB	T	
Siguapa	<i>Asio stygius</i> (Wagler, 1832)	STOW	RP	T	
Cáрабо	<i>Asio flammeus</i> (Pontoppidan, 1763)	SEOW	RI	T	
Buho	<i>Asio otus</i> (Linneo, 1758)	LEOW	A	T	
ORDEN Caprimulgiformes: Familia Caprimulgidae					
Querequeté Americano	<i>Chordeiles minor</i> (Forster, 1771)	CONI	T	T	
Querequeté	<i>Chordeiles gundlachii</i> Lawrence, 1856	ANNI	RV	T	
Guabairo Americano	<i>Antrostomus carolinensis</i> (Gmelin, 1789)	CWWI	RI	T	
Guabairo *	<i>Antrostomus cubanensis</i> Lawrence, 1860	GANI	RP	T	
Guabairo Chico	<i>Antrostomus vociferus</i> (Wilson, 1812)	WPWI	A	T	
ORDEN Nyctibiiformes: Familia Nyctibiidae					
Potoo	<i>Nyctibius jamaicensis</i> (Gmelin, 1789)	NORP	A	T	
ORDEN Apodiformes: Familia Apodidae					
Vencejo Negro	<i>Cypseloides niger</i> (Gmelin, 1789)	BLSW	RP	T	
Vencejo de Collar	<i>Streptoprocne zonaris</i> (Shaw, 1796)	WCSW	RP	T	
Vencejo de Chimenea	<i>Chaetura pelagica</i> (Linneo, 1758)	CHSW	T	T	
Vencejito de Palma	<i>Tachornis phoenicobia</i> Gosse, 1847	APSW	RP	T	
Familia Trochilidae					
Zunzún	<i>Chlorostilbon ricardii</i> (Gervais, 1835)	CUEM	RP	T	
Colibrí	<i>Archilochus colubris</i> (Linneo, 1758)	RTHU	T	T	
Zunzuncito *	<i>Mellisuga helenae</i> (Lembeye, 1850)	BEHU	RP	T	VU
Colibrí de las Bahamas	<i>Calliphlox evelynae</i> (Bourcier, 1847)	BAWO	A	T	
ORDEN Trogoniformes: Familia Trogonidae					
Tocororo *	<i>Priotelus temnurus</i> (Temminck, 1825)	CUTR	RP	T	
ORDEN Coraciiformes: Familia Todidae					
Cartacuba *	<i>Todus multicolor</i> Gould, 1837	CUTO	RP	T	
Familia Alcedinidae					
Martín Pescador	<i>Megaceryle alcyon</i> (Linneo, 1758)	BEKI	RI	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Piciformes: Familia Picidae					
Carpintero Jabado	<i>Melanerpes supercilialis</i> (Temminck, 1827)	RBWO	RP	T	
Carpintero de Paso	<i>Sphyrapicus varius</i> (Linneo, 1766)	YBSA	RI	T	
Carpintero Verde *	<i>Xiphidiopicus percussus</i> (Temminck, 1826)	CGWO	RP	T	
Carpintero Escapulario	<i>Colaptes auratus</i> (Linneo, 1758)	YSFL	RP	T	
Carpintero Churroso *	<i>Colaptes fernandinae</i> Vigors, 1827	FEFL	RP	T	VU
Carpintero Real	<i>Campephilus principalis</i> (Linneo, 1758)	IBWO	RP	T	CR
ORDEN Passeriformes: Familia Tyrannidae					
Bobito de Bosque del Oeste	<i>Contopus sordidulus</i> Sclater, 1859	WEWP	T	T	
Bobito de Bosque	<i>Contopus virens</i> (Linneo, 1766)	EAWP	T	T	
Bobito Chico	<i>Contopus caribaeus</i> (d'Orbigny, 1839)	CUPE	RP	T	
Bobito Amarillo	<i>Empidonax flaviventris</i> (Baird & Baird, 1843)	YBFL	T	T	
Bobito Verde	<i>Empidonax virescens</i> (Vieillot, 1818)	ACFL	T	T	
Bobito de Traill	<i>Empidonax traillii</i> (Audubon, 1828)	WIFL	T	T	
Bobito de Alder	<i>Empidonax alhorum</i> Brewster, 1895	ALFL	T	T	
Bobito Americano	<i>Sayornis phoebe</i> (Latham, 1790)	EAPH	T	T	
Bobito de Cresta	<i>Myiarchus crinitus</i> (Linneo, 1758)	GCFL	T	T	
Bobito Grande	<i>Myiarchus sagrae</i> (Gundlach, 1852)	LASF	RP	T	
Pitirre Pechiamarillo	<i>Tyrannus melancholicus</i> Vieillot, 1819	TRKI	A	T	
Pitirre del Oeste	<i>Tyrannus verticalis</i> Say, 1823	WEKI	A	T	
Pitirre Americano	<i>Tyrannus tyrannus</i> (Linneo, 1758)	EAKI	T	T	
Pitirre Abejero	<i>Tyrannus dominicensis</i> (Gmelin, 1788)	GRAK	RV	T	
Pitirre Guatibere	<i>Tyrannus caudifasciatus</i> d'Orbigny, 1839	LOKI	RP	T	
Pitirre Real	<i>Tyrannus cubensis</i> Richmond, 1898	GIKI	RP	T	EN
Bobito de Cola de Tijera	<i>Tyrannus forficatus</i> (Gmelin, 1789)	STFL	T	T	
Bobito de Cola Ahorquillada	<i>Tyrannus savana</i> Vieillot, 1808	FTFL	A	T	
Bobito Bermellón	<i>Pyrocephalus rubinus</i> (Boddaert, 1783)	VEFL	A	T	
Familia Hirundinidae					
Golondrina Azul Americana	<i>Progne subis</i> (Linneo, 1758)	PUMA	RI	T	
Golondrina Azul	<i>Progne cryptoleuca</i> Baird, 1865	CUMA	RV	T	
Golondrina de Arboles	<i>Tachycineta bicolor</i> (Vieillot, 1807)	TRES	RI	T	
Golondrina de Bahamas	<i>Tachycineta cyaneoviridis</i> (Bryant, 1859)	BAHS	RI	T	
Golondrina Parda	<i>Stelgidopteryx serripennis</i> (Audubon, 1838)	NRWS	T	T	
Golondrina de los Farallones	<i>Riparia riparia</i> (Linneo, 1758)	BANS	T	T	
Golondrina de Cuevas Americana	<i>Petrochelidon pyrrhonota</i> (Vieillot, 1817)	CLSW	T	T	
Golondrina de Cuevas	<i>Petrochelidon fulva</i> (Vieillot, 1807)	CASW	RV	T	
Golondrina Cola de Tijera	<i>Hirundo rustica</i> Linneo, 1758	BARS	T	T	
Familia Corvidae					
Cao Pinalero	<i>Corvus palmarum</i> Württemberg, 1835	PACR	RP	T	EN
Cao Montero	<i>Corvus nasicus</i> Temminck, 1826	CUCR	RP	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Troglodytidae					
Fermina *	<i>Ferminia cerverai</i> Barbour, 1926	ZAWR	RP	T	EN
Troglodita Americano	<i>Troglodytes aedon</i> Vieillot, 1807	HOWR	A	T	
Troglodita de Ciénaga	<i>Cistothorus palustris</i> (Wilson, 1810)	MAWR	A	T	
Familia Regulidae					
Reyezuelo	<i>Regulus calendula</i> (Linneo, 1766)	RCKI	A	T	
Familia Polioptilidae					
Rabuita	<i>Polioptila caerulea</i> (Linneo, 1766)	BGGN	RI	T	
Sinsontillo *	<i>Polioptila lembeyei</i> (Gundlach, 1858)	CUGN	RP	T	
Familia Turdidae					
Azulejo Pechirrojo	<i>Sialia sialis</i> (Linneo, 1758)	EABL	RI	T	
Ruisenor *	<i>Myadestes elisabeth</i> (Lembeye, 1850)	CUSO	RP	T	VU
Tordo Colorado	<i>Catharus fuscescens</i> (Stephens, 1817)	VEER	T	T	
Tordo de Mejillas Grises	<i>Catharus minimus</i> (Lafresnaye, 1848)	GCTH	T	T	
Tordo de Bicknelli	<i>Catharus bicknelli</i> (Ridgway, 1882)	BITH	RI	T	EN
Tordo de Espalda Olivada	<i>Catharus ustulatus</i> (Nuttall, 1840)	SWTH	T	T	
Tordo de Cola Colorada	<i>Catharus guttatus</i> (Pallas, 1811)	HETH	A	T	
Tordo Pecosó	<i>Hylocichla mustelina</i> (Gmelin, 1789)	WOTH	T	T	
Zorzal Migratorio	<i>Turdus migratorius</i> Linneo, 1766	AMKO	T	T	
Zorzal Real	<i>Turdus plumbeus</i> Linneo, 1758	RLTH	RP	T	
Familia Muscicapidae					
Tordo Ártico	<i>Oenanthe oenanthe</i> (Linneo, 1758)	NOWH	A	T	
Familia Mimidae					
Zorzal Gato	<i>Dumetella carolinensis</i> (Linneo, 1766)	GRCA	RI	T	
Sinsonte	<i>Mimus polyglottos</i> (Linneo, 1758)	NOMO	RP	T	
Sinsonte Prieto	<i>Mimus gundlachi</i> Cabanis, 1855	BAMO	RP	T	
Sinsonte Colorado	<i>Toxostoma rufum</i> (Linneo, 1758)	BRTH	T	T	
Familia Bombycillidae					
Picotero del Cedro	<i>Bombycilla cedrorum</i> Vieillot, 1807	CEDW	RI	T	
Familia Sturnidae					
Estornino	<i>Sturnus vulgaris</i> Linneo, 1758	EUST	A	T	
Familia Vireonidae					
Vireo de Ojo Blanco	<i>Vireo griseus</i> (Boddaert, 1783)	WEVI	RI	T	
Vireo de Las Bahamas	<i>Vireo crassirostris</i> (Bryant, 1859)	TBVI	RI	T	VU
Juan Chivi *	<i>Vireo gundlachi</i> Lembeye, 1850	CUVI	RP	T	
Verdón de Cabeza Azul	<i>Vireo solitarius</i> (Wilson, 1810)	SOVI	T	T	
Verdón de Pecho Amarillo	<i>Vireo flavifrons</i> Vieillot, 1807	YTVI	RI	T	
Vireo Cantor	<i>Vireo gilvus</i> (Vieillot, 1807)	WAVI	T	T	
Vireo de Filadelfia	<i>Vireo philadelphicus</i> (Cassin, 1851)	PHVI	T	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Vireo de Ojo Rojo	<i>Vireo olivaceus</i> (Linneo, 1766)	REVI	T	T	
Bien Te Veo	<i>Vireo altiloquus</i> (Vieillot, 1807)	BWVI	RV	T	
Familia Parulidae					
Bijirita de Bachman	<i>Vermivora bachmanii</i> (Audubon, 1833)	BAWA	RI	T	
Bijirita de Alas Azules	<i>Vermivora cyanoptera</i> (Linneo, 1766)	BWWA	RI	T	
Bijirita de Alas Doradas	<i>Vermivora chrysoptera</i> (Linneo, 1766)	GWWA	T	T	
Bijirita de Tennessee	<i>Oreothlypis peregrina</i> (Wilson, 1811)	TEWA	T	T	
Bijirita de Coronilla Anaranjada	<i>Oreothlypis celata</i> (Say, 1823)	OCWA	T	T	
Bijirita de Nashville	<i>Oreothlypis ruficapilla</i> (Wilson, 1811)	NAWA	A	T	
Bijirita de Virginia	<i>Oreothlypis virginiae</i> (Baird, 1860)	VIWA	A	T	
Bijirita Chica	<i>Setophaga americana</i> (Linneo, 1758)	NOPA	RI	T	
Canario de Manglar	<i>Setophaga petechia</i> (Linneo, 1766)	YWAR	RB	T	
Bijirita de Costados Castaños	<i>Setophaga pensylvanica</i> (Linneo, 1766)	CSWA	T	T	
Bijirita Magnolia	<i>Setophaga magnolia</i> (Wilson, 1811)	MAWA	RI	T	
Bijirita Atigrada	<i>Setophaga tigrina</i> (Gmelin, 1789)	CMWA	RI	T	
Bijirita Azul de Garganta Negra	<i>Setophaga caerulescens</i> (Gmelin, 1789)	BTBW	RI	T	
Bijirita Coronada	<i>Setophaga coronata</i> (Linneo, 1766)	MYWA	RI	T	
Bijirita Gris de Garganta Negra	<i>Setophaga nigrescens</i> (Townsend, 1837)	BTYW	A	T	
Bijirita de Garganta Negra	<i>Setophaga virens</i> (Gmelin, 1789)	BTNW	RI	T	
Bijirita Blackburniana	<i>Setophaga fusca</i> (Müller, 1776)	BLBW	T	T	
Bijirita de Garganta Amarilla	<i>Setophaga dominica</i> (Linneo, 1766)	YTWA	RI	T	
Bijirita del Pinar	<i>Setophaga pityophila</i> (Gundlach, 1855)	OLCW	RP	T	VU
Bijirita de Pinos	<i>Setophaga pinus</i> (Linneo, 1766)	PIWA	T	T	
Mariposa Galana	<i>Setophaga discolor</i> (Vieillot, 1809)	PRAW	RI	T	
Bijirita Común	<i>Setophaga palmarum</i> (Gmelin, 1789)	WPWA	RI	T	
Bijirita Castaña	<i>Setophaga castanea</i> (Wilson, 1810)	BBWA	T	T	
Bijirita de Cabeza Negra	<i>Setophaga striata</i> (Forster, 1772)	BLPW	T	T	
Bijirita Azulosa	<i>Setophaga cerulea</i> (Wilson, 1810)	CERW	T	T	
Candelita	<i>Setophaga ruticilla</i> (Linneo, 1758)	AMRE	RI	T	
Monjita	<i>Setophaga citrina</i> (Boddaert, 1783)	HOWA	RI	T	
Bijirita Trepadora	<i>Mniotilta varia</i> (Linneo, 1766)	BAWW	RI	T	
Bijirita Protonotaria	<i>Protonotaria citrea</i> (Boddaert, 1783)	PROW	T	T	
Bijirita Gusanera	<i>Helmitheros vermivorum</i> (Gmelin, 1789)	WEWA	RI	T	
Bijirita de Swainson	<i>Limnothlypis swainsonii</i> (Audubon, 1834)	SWWA	RI	T	
Señorita de Monte	<i>Seiurus aurocapilla</i> (Linneo, 1766)	OVEN	RI	T	
Señorita de Manglar	<i>Parkesia noveboracensis</i> (Gmelin, 1789)	NOWA	RI	T	
Señorita de Río	<i>Parkesia motacilla</i> (Vieillot, 1809)	LOWA	RI	T	
Bijirita de Connecticut	<i>Oporornis agilis</i> (Wilson, 1812)	CONW	A	T	
Bijirita de Kentucky	<i>Geothlypis formosa</i> (Wilson, 1811)	KEWA	T	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Bijirita de Cabeza Morada	<i>Geothlypis philadelphia</i> (Wilson, 1810)	MOWA	A	T	
Caretica	<i>Geothlypis trichas</i> (Linneo, 1766)	COYE	RI	T	
Chillina *	<i>Teretistris fernandinae</i> (Lembeye, 1850)	YHWA	RP	T	
Pechero *	<i>Teretistris fornsi</i> Gundlach, 1858	ORWA	RP	T	
Bijirita de Wilson	<i>Cardellina pusilla</i> (Wilson, 1811)	WIWA	T	T	
Bijirita del Canadá	<i>Cardellina canadensis</i> (Linneo, 1766)	CAWA	T	T	
Bijirita Grande	<i>Icteria virens</i> (Linneo, 1758)	YBCH	A	T	
<i>Incertae sedis</i>					
Cabrero	<i>Spindalis zena</i> (Linneo, 1758)	SHTA	RP	T	
Familia Thraupidae					
Reinita	<i>Coereba flaveola</i> (Linneo, 1758)	BANA	T	T	
Aparecido de San Diego	<i>Cyanerpes cyaneus</i> (Linneo, 1766)	RLHO	RP	T	
Tomeguín del Pinar *	<i>Tiaris canorus</i> (Gmelin, 1789)	CUGR	RP	T	
Tomeguín de La Tierra	<i>Tiaris olivaceus</i> (Linneo, 1766)	YFGR	RP	T	
Tomeguín Prieto	<i>Tiaris bicolor</i> (Linneo, 1766)	BFGR	RP	T	
Negrilo	<i>Melopyrrha nigra</i> (Linneo, 1758)	CUBU	RP	T	
Gorrion Azafrán	<i>Sicalis flaveola</i> (Linneo, 1766)	SAFI	A	T	
Familia Cardinalidae					
Cardenal Rojo	<i>Piranga rubra</i> (Linneo, 1758)	SUTA	RI	T	
Cardenal de Alas Negras	<i>Piranga olivacea</i> (Gmelin, 1789)	SCTA	T	T	
Cardenal del Oeste	<i>Piranga ludoviciana</i> (Wilson, 1811)	WETA	A	T	
Degollado	<i>Pheucticus ludovicianus</i> (Linneo, 1766)	RBGR	RI	T	
Azulejón	<i>Passerina caerulea</i> (Linneo, 1758)	BLGR	T	T	
Mariposa Azul	<i>Passerina amoena</i> (Say, 1823)	LAZB	A	T	
Azulejo	<i>Passerina cyanea</i> (Linneo, 1766)	INBU	RI	T	
Mariposa	<i>Passerina ciris</i> (Linneo, 1758)	PABU	RI	T	VU
Gorrion de Pecho Negro	<i>Spiza americana</i> (Gmelin, 1789)	DICK	T	T	
Familia Emberizidae					
Gorrion de Cola Verde	<i>Pipilo chlorurus</i> (Audubon, 1839)	GTTO	A	T	
Cabrerito de la Ciénaga *	<i>Torreornis inexpectata</i> Barbour & Peters, 1927	ZASP	RP	T	EN
Gorrion de Cabeza Carmelita	<i>Spizella passerina</i> (Bechstein, 1798)	CHSP	A	T	
Gorrion Colorado	<i>Spizella pallida</i> (Swainson, 1832)	CCSP	T	T	
Gorrion De Unas Largas	<i>Chondestes grammacus</i> (Say, 1823)	LASP	A	T	
Gorrion De Sabana	<i>Passerculus sandwichensis</i> (Gmelin, 1789)	SAVS	RI	T	
Chamberguito	<i>Ammodramus savannarum</i> (Gmelin, 1789)	GRSP	RI	T	
Gorrion de Lincoln	<i>Melospiza lincolni</i> (Audubon, 1834)	LISP	T	T	
Gorrion de Coronilla Blanca	<i>Zonotrichia leucophrys</i> (Forster, 1772)	WCSP	RI	T	
Junco Ojoscuro	<i>Junco hyemalis</i> (Linneo, 1758)	DEJU			

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Icteridae					
Chambergó	<i>Dolichonyx oryzivorus</i> (Linneo, 1758)	BOBO	T	T	
Mayito de Ciénaga *	<i>Agelaius assimilis</i> Lembeye, 1850	RWBL	RP	T	VU
Mayito	<i>Agelaius humeralis</i> (Vigors, 1827)	TSBL	RP	T	
Sabanero	<i>Sturnella magna</i> (Linneo, 1758)	EAME	RP	T	
Mayito de Cabeza Amarilla	<i>Xanthocephalus xanthocephalus</i> (Bonaparte, 1826)	YHBL	A	T	
Toti *	<i>Dives atrovioleaceus</i> (d'Orbigny, 1839)	CUBL	RP	T	
Toti Pardo	<i>Euphagus carolinus</i> (Müller, 1776)	RUBL	A	T	
Chichinguaco	<i>Quiscalus niger</i> (Boddaert, 1783)	GAGR	RP	T	
Pájaro Vaquero	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	SHCO	RP	T	
Toti Americano	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	BHCO	A	T	
Solibio *	<i>Icterus melanopsis</i> (Wagler, 1829)	BCOR	RP	T	
Turpial de Huertos	<i>Icterus spurius</i> (Linneo, 1766)	OROR	T	T	
Turpial de Garganta Negra	<i>Icterus cucullatus</i> Swainson, 1827	HOOR	A	T	
Turpial	<i>Icterus galbula</i> (Linneo, 1758)	BAOR	T	T	
Turpial de Cola Amarilla	<i>Icterus mesomelas</i> (Wagler, 1829)	YTOR	A	T	
Familia Motacillidae					
Bisbita Norteamericano	<i>Anthus rubescens</i> (Tunstall, 1771)	AMPI	A	T	
Familia Fringillidae					
Gorrion Amarillo	<i>Spinus tristis</i> (Linneo, 1758)	AMGO	A	T	
Familia Passeridae					
Gorrion	<i>Passer domesticus</i> (Linneo, 1758)		I	T	
Familia Estrildidae					
Gorrion Canela	<i>Lonchura punctulata</i> (Linneo, 1758)	NUMA	I	T	
Monjita Tricolor	<i>Lonchura malacca</i> (Linneo, 1766)	CHMA	I	T	

Paloma Perdiz (*Starnoenas cyanocephala*)

CAPÍTULO

21

MAMÍFEROS TERRESTRES

Jutía conga (*Capromys pilorides*)



MAMÍFEROS TERRESTRES

CARLOS A. MANCINA¹

VICENTE BEROVIDES ÁLVARES²

HECTOR M. DÍAZ PERDOMO¹

LIDA SÁNCHEZ SÁNCHEZ³

TATIANA HOMAR GARCÍA¹

MARGARITA SÁNCHEZ-LOSADA⁴

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Facultad Biología, Universidad de La Habana

3. Universidad de Tohoku, Japón

4. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad



Almiquí (*Solenodon cubanus*). © L. Echenique-Díaz.

INTRODUCCIÓN

Por ser una isla oceánica, la fauna de mamíferos de Cuba es poco diversa, tanto en número de especies como en las categorías taxonómicas superiores. Por otra parte, la isla ha tenido una elevada tasa de extinción en los últimos 20 mil años, de las 59 especies de mamíferos conocidas 42% son extintas. En la actualidad en el archipiélago cubano habitan 34 especies nativas o autóctonas, incluidas en los órdenes Soricomorpha, Rodentia y Chiroptera (Fig. 21.1, Anexo 21.1). Similar a otras faunas insulares, casi la mitad de las especies son endemismos y algunas especies muestran poblaciones poco numerosas y de distribución muy restringida. Comparado con otros grupos de la fauna de Cuba, el estado del conocimiento de los mamíferos es aceptable, pues se han publicado varias monografías que brindan información sobre su sistemática, distribución y ecología (*e. g.* Gundlach, 1877; Varona, 1974; Silva, 1979; Silva *et al.*, 2007; Borroto-Páez y Mancina, 2011).

Además de su valor intrínseco, muchas especies de mamíferos, debido a su abundancia y biomasa, tienen un papel funcional importante en los ecosistemas cubanos. Por ejemplo, las jutías que habitan los bosques de mangles convierten la materia vegetal de las hojas de estas plantas en compuestos asimilables por consumidores secundarios

(Berovides y Comas, 1997a). Es conocida la importancia de los murciélagos como polinizadores y dispersores de semillas, por lo que son elementos claves para el restablecimiento natural de los bosques; además son importantes depredadores de insectos, incluyendo plagas de cultivos. Por otra parte, en los ecosistemas cavernícolas, los murciélagos son los responsables de la entrada de energía de la que dependen muchas especies de invertebrados guanobios. Debido a su carisma, algunas especies de mamíferos (*e. g.* *Solenodon cubanus*), podrían constituir especies banderas que permitirían atraer fondos de instituciones internacionales para desarrollar programas de conservación que permitan la consolidación de áreas protegidas, así como el manejo y conservación de los ecosistemas (Noss, 1990). Adicionalmente, las jutías de mayor tamaño, principalmente la jutía conga, tienen valor para la subsistencia, pues son fuente de proteínas para pobladores de numerosas localidades rurales y costeras de Cuba (Berovides y Comas, 1993).

El “Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba” incluyó diez especies de mamíferos terrestres dentro de categorías de amenaza (Mancina, 2012), lo que significa que 30 % de las especies de mamíferos cubanos se encuentran en peligro de extinción. Teniendo en consideración la peculiaridad evolutiva (*e. g.* linajes exclusivos de islas) y micro-localización

Mancina, C. A., V. Berovides Álvarez, H. M. Díaz Perdomo, L. Sánchez Sánchez, T. Homar García y M. Sánchez-Lozada. 2017. Mamíferos terrestres. Pp. xx-xx. En: *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas* (C. A. Mancina y D. D. Cruz, Eds.). Editorial AMA, La Habana.

geográfica, cinco especies de mamíferos terrestres cubanos (*e.g.* *Solenodon cubanus*, *Mesocapromys nanus*, *M. sanfelipensis*, *M. angelcabrerai* y *M. auritus*) podrían incluirse en las 101 especies de mamíferos más amenazadas del planeta (Issac *et al.*, 2007). Entre las mayores amenazas a las poblaciones de mamíferos se encuentran la pérdida y fragmentación de sus hábitats naturales (*e.g.* deforestación, cambios en el uso de la tierra, contaminación de los bosques de mangles, etc.), la sobreexplotación, así como la competencia y depredación por mamíferos invasores. Esta última constituye en la actualidad una de las principales amenazas; en Cuba se han introducido 44 especies de mamíferos, 11 de las cuales, muestran un grado de interacción alto o medio con las poblaciones nativas (Borroto-Páez y Mancina, 2017).

Las jutías (Fig. 21.1A-E) son los únicos roedores autóctonos de Cuba no extintos y pertenecen a la familia Capromyidae, la cual incluye a un grupo de roedores exclusivos de las Antillas Mayores y Bahamas. El archipiélago cubano representa el centro de radiación de la familia, dado que de las 10 especies de jutías, siete solo viven en Cuba. De éstas en la actualidad existen poblaciones más o menos estables de cinco especies, ya que la jutía enana (*Mesocapromys nanus*) y la jutía de San Felipe (*M. sanfelipensis*) posiblemente se encuentren extintas. No obstante, no se descarta la posibilidad de nuevas especies, no descritas para la ciencia, en la cayería y las regiones montañosas más orientales de la isla. Cuatro especies de jutías se encuentran en peligro de extinción, de estas *Mesocapromys auritus*, *M. sanfelipensis* y *M. angelcabrerai* habitan en pequeños cayos (Berovides y Comas, 1991; Silva *et al.*, 2007; Borroto-Páez y Mancina, 2011). La jutía conga (*Capromys pilorides*) es la de mayor amplitud ecológica y la de mayor masa corporal, pudiendo llegar a los 6 kg. Esta especie es la que muestra las poblaciones más numerosas y se distribuye por casi toda la isla y sus cayos adyacentes; es frecuente en las formaciones vegetales de mangles, bosques siempreverde, semidecuidos y secundarios y en vegetación xerofítica (Fig. 21.2). Puede ocurrir en densidades tan altas como

30 individuos/ha en manglares, pero por lo común en los bosques las densidades son menores de 10 ind/ha (Berovides y Comas, 1997a, b).

El almiquí (*Solenodon cubanus*) (Fig. 21.1F) pertenece a la familia Solenodontidae, un linaje antiguo del orden Soricomorpha (Eulipotyphla) exclusivo de Cuba y La Española (Sato *et al.*, 2016). En la actualidad sus poblaciones se encuentran restringidas a zonas boscosas montañosas del Este de Cuba y posiblemente fragmentadas entre los parques nacionales “Pico Cristal” (provincia Holguín) y “Alejandro de Humboldt” (Holguín y Guantánamo). El almiquí está categorizado como en Peligro Crítico y según Issac *et al.* (2007), podría estar entre las especies de mamíferos más amenazados del mundo. Es de hábitos nocturnos y excava madrigueras, alimentándose fundamentalmente de invertebrados del suelo (Eisenberg y González, 1985; Abreu *et al.*, 1988, 1990). Entre las mayores amenazas que presenta se encuentran la pérdida de sus hábitats producto de la agricultura, minería y la depredación por mamíferos exóticos (*e.g.* perros) (Borroto-Páez y Begue, 2011).

Los murciélagos (orden Chiroptera) constituyen el grupo de mamíferos más diverso del archipiélago cubano, en la actualidad la quiropterofauna cubana está representada por 26 especies (Fig. 21.1G-L; Anexo 21.1). La mayoría muestran amplia distribución y 16 especies utilizan las cuevas como refugio (Silva, 1979). Aunque solo cuatro especies se encuentran amenazadas de extinción (Mancina, 2012), varias muestran una alta especialización ecológica (Silva, 1979), lo que las hace sensible a la extinción de poblaciones locales (Silva, 2002; Mancina *et al.*, 2007). Entre las principales amenazas a los murciélagos se encuentran la pérdida de hábitats boscosos y las perturbaciones a las cuevas (*e.g.* extracción de guano, modificaciones para su uso como almacenes y refugios).

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

Existen muchos métodos descritos en la literatura para los inventarios y el monitoreo



Figura 21.1. Representatividad de la fauna de mamíferos de Cuba. A. *Capromys pilorides*, B. *Mysateles prehensilis*, C. *Mesocapromys melanurus*, D. *M. auritus*, E. *M. angelcabrerai*, F. *Solenodon cubanus*, G. *Monophyllus redmani*, H. *Brachyphylla nana*, I. *Phyllonycteris poeyi*, J. *Pteronotus quadridens*, K. *Chilonatalus macer* y L. *Macrotus waterhousei*. © J. A. Larramendi (A, C, D, E), © R. Borroto-Páez (F), © C. A. Mancina (G, H, I, L) y © M. D. Tuttle (J, K).



Figura 21.2. Formaciones vegetales donde habitan jutías. A. Bosques de mangles, B. vegetación de costa arenosa, C. vegetación xerofítica y D. bosques siempreverde y riparios. © J. A. Larramendi (A, B), © C. A. Mancina (C, D).

de los mamíferos (*e. g.* Wilson *et al.*, 1996; Kunz y Parsons, 2009). El presente capítulo se centra en aquellos que han sido utilizados en Cuba y han mostrado adecuada eficacia para los inventarios y la valoración de las poblaciones de mamíferos autóctonos. Para cada uno de los tres órdenes de mamíferos se brindan por separado los principales métodos; su empleo dependerá de los objetivos, la disponibilidad de equipamiento y personal, así como las características del sitio de estudio. Debido a las diferencias intrínsecas (*e.g.* hábitats, conducta, etc.) de las especies, todos los métodos están sesgados hacia una fracción de la fauna de mamíferos; para poder obtener listas de especies más completas se sugiere la combinación de métodos a fin de poder detectar la mayor cantidad de especies que habitan un sitio.

Como parte del trabajo de captura y manipulación de los mamíferos ocasionalmente podríamos ser mordidos o heridos con las uñas de los animales. Se recomienda a aque-

llos que van a capturar o extraer animales de trampas o redes, utilizar guantes apropiados y prestar adecuada atención al momento de la manipulación. En el caso de ocurrir heridas estas deberán ser limpiadas y desinfectadas rápidamente. Se deberá evitar tener contacto directamente con los fluidos corporales del animal (*e. g.* saliva, orina o sangre) y se recomienda a los que habitualmente trabajen con mamíferos que estén vacunados contra la rabia y la leptospirosis. Por otra parte, cuando se realicen capturas o inventarios de murciélagos en cuevas se recomienda utilizar protectores bucales para evitar inhalar esporas de *Histoplasma capsulatum* y tener precaución al entrar en las cuevas de calor debido a que en muchas los niveles de gases tóxicos y la falta de oxígeno pudieran ser dañinos.

JUTÍAS (RODENTIA)

La abundancia de los individuos de jutías, como la de cualquier otra especie, puede estimarse como abundancia absoluta o relativa.

La absoluta o densidad se refiere al número de individuos o sus huellas individuales por unidad de espacio (*e.g.* individuos/km²). La abundancia relativa se refiere al número de individuos detectados por unidad de tiempo o una distancia lineal (*e.g.* individuos/hr. o individuos/km). Para determinar la densidad, se elige un área conocida donde habita la población y dentro de ella se delimitan al azar parcelas de muestreos fijas, donde se realizarán las estimaciones. De acuerdo con la especie, tipo de formación vegetal, el relieve y el tiempo disponible, debe decidirse de antemano la ubicación, número, forma y área de cada parcela. Una variante de la parcela son los transectos, que constituyen parcelas de mayor longitud que ancho, por lo que debe ser recorrido a lo largo de esa longitud, anotando todos los individuos vistos, oídos o sus huellas individuales. A continuación se brindan métodos para estimar valores de densidad o abundancia relativa en poblaciones de jutías en determinados tipos de hábitats.

MÉTODO PARA DETERMINAR DENSIDAD DE JUTÍA CONGA EN BOSQUES Y VEGETACIÓN ARBUSTIVA

Las densidades de poblaciones de jutía conga pueden estimarse por conteo directo de los individuos en las parcelas o transectos, o por el conteo de sus heces (Comas *et al.*, 1989; Berovides y Pimentel, 2000; Hernández *et al.*, 2005; Linares *et al.*, 2010). Todos estos métodos podrían dar resultados similares, pero el más exacto es el de las heces, por la posibilidad de que se cumpla el requisito fundamental de estos métodos, que se registren todos los individuos dentro de la parcela o transecto. La jutía conga (Fig. 21.3) se caracteriza por producir heces sólidas en forma de dátil (Fig. 21.4) y por su conducta de defecación. Esta se realiza mayormente en el horario nocturno y en sitios limpios, como rocas planas y senderos, donde deja grupos de heces perfectamente distinguibles unos de otros.

La estimación del número de jutías basado en el conteo de heces se puede estimar por la fórmula: $N = (E \times D) / F$; donde N es el número de animales, E es el número de gru-



Figura 21.3. Jutía conga (*Capromys pilorides*). © V. Berovides.

pos fecales, D la tasa de descomposición de las heces y F es el tasa de defecación diaria. Basado en estudios de campo y observaciones de individuos en cautiverio esta fórmula, para el caso de la jutía conga, se puede simplificar. Si se consideran sólo grupos fecales frescos, D no entra en la ecuación, y si se asume que los grupos fecales son individuales y que cada individuo produce diariamente dos de tales grupos F tendría un valor de 2. Por lo que la fórmula simplificada sería:

$$N = \frac{1}{2} \times E.$$

Para su determinación se deben seguir los siguientes pasos:

1. Se delimitan n parcelas (10 como mínimo) en varias localidades del área de estudio (tres como mínimo en áreas de vegetación homogénea). Cada parcela debe tener una superficie mínima de 2500 m² y deben ser tomadas al azar, a una distancia de 100 m cada una de la precedente.
2. El inventario de grupos fecales se realiza por cuatro contadores en el horario comprendido entre las 6:00 a.m. y las 8:00 a.m. El hallazgo de las heces frescas no presenta problemas dado que los grupos se encuentran separados y la coloración, consistencia y humedad son diferentes a las producidas con 12 – 14 horas de antelación, lo cual evita contar varias veces el mismo grupo fecal. No debe postergarse dicho conteo para horas más avanzadas ya que los rayos del sol y las altas temperaturas modifican sus característi-

cas externas y podrían confundirse con heces de más de 14 horas.

3. Se debe hacer el esfuerzo máximo por contar todos los grupos fecales frescos dentro de la parcela.

4. Si se asume que cada jutía deja dos grupos de heces por día, el total de dichos grupos no debería ser un número impar, así que si este número total daría impar se le suma uno.

5. Se registran como grupos fecales los conformados por más de cinco heces y que sean de tamaño apreciable, de esta forma se asegura que se de la densidad solo para individuos adultos.

6. Para asegurarse que los grupos fecales sean frescos, puede realizarse una visita previa a las parcelas a muestrear y eliminar todos los grupos fecales que se encuentren en ellas.



Figura 21.4. Heces de jutía conga (*Capromys pilorides*).

MÉTODO PARA DETERMINAR LA DENSIDAD DE JUTÍA CONGA EN MANGLARES

En el manglar debe tenerse en cuenta si las áreas a evaluar, generalmente cayos, están ocupadas en toda su extensión por manglar o si presentan zonas de vegetación arbustiva costera con suelo. En el primer caso puede emplearse el método de batida (Berovides y Comas, 1997) y en el segundo el de conteo de grupos fecales ya explicado con anterioridad, el cual da resultados similares y es menos exte-

nuante. El método de batida se desarrolla con el siguiente protocolo:

1. Se verifica la posibilidad de acceso al área a muestrear y se determina el área total del cayo en ha y las áreas en específico a muestrear.

2. Los conteos deben realizarse durante la marea alta, lo que obliga a las jutías a mantenerse visibles; se detectan bien por su corta distancia de huida.

3. Las áreas a muestrear se deben recorrer por un transecto en línea recta por cuatro observadores, moviéndose equidistantes y alineados entre 5 a 10 m en dependencia de la visibilidad en el área.

4. Cada observador contará solo los individuos detectados a su derecha para evitar repeticiones. Cuando sea posible se registrará el sexo, hembras con crías y subadultos (deducido por su menor tamaño); la densidad se estimará solo para los individuos adultos

5. Después del conteo, determinar el área de muestreo en ha, marcándola con señales adecuadas y sumar el total de individuos registrados. Los valores de densidad estimados para cada transecto o parcelas podrán ser extrapolados a toda la superficie del hábitat potencialmente ocupada por la población en el cayo.

Como ejemplo, en la Tabla 21.1, se brindan valores de densidad (individuos/ha) de jutía conga para siete localidades de Cuba, donde se emplearon los métodos de batida, conteo directo y conteo indirecto por grupos fecales. Se destacan la alta densidad en los manglares de Jardines de la Reina, los resultados prácticamente idénticos en los estimados de densidad en Najasa por los métodos de conteo directo y grupos fecales, y las bajas densidades en áreas muy antropizadas como son Mil Cumbres y Sierra de Cubitas.

MÉTODO PARA DETERMINAR DENSIDAD DE JUTÍAS CARABALÍ Y ANDARAZ EN BOSQUES

Estas dos especies son de hábitos fundamentalmente arborícolas, nocturnas y extremada-

Tabla 21.1. Densidad (individuos/ha) de jutía conga (*Capromys pilorides*) en siete localidades de Cuba basadas en tres métodos: batida, grupos fecales (GF) y conteo directo (CD).

Localidad	Vegetación	Densidad	Método
Jardines de la Reina	Manglar	130,8	Batida
Archipiélago de Sabana	Manglar	17,6	GF
Najasa	Bosque	49,2	CD
Najasa	Bosque	47,4	GF
Sur de la Isla de Juventud	Bosque	4,3	GF
Cayo Saetía	Bosque	2,5	GF
Mil Cumbres	Bosque	2,5	CD
Sierra de Cubitas	Bosque	1,3	GF

mente ariscas, así que recomendamos que las estimaciones de sus abundancias se realicen de forma relativa, es decir, individuos registrados por hora, lo que se conoce como tasa de encuentros. Para ambas especies puede estimarse su abundancia como tasa de encuentro de grupos familiares y por hora, ya que estas son territoriales y cada familia ocupa un árbol individual. Para esto es necesario disponer de una persona conocedora del área con un perro entrenado en la detección de jutías. Para ello se procederá de la siguiente manera:

1. Se debe delimitar un área extensa a recorrer donde se haya registrado la presencia de la especie, de tal modo que dicho recorrido dure como mínimo cinco horas.
2. Recorrer el área y durante cada período de una hora, registrar los árboles donde el perro marcó la presencia de jutías; con la ayuda de binoculares tratar de determinar el número de animales que se encuentran en el árbol.
3. La abundancia se puede estimar como grupos familiares por hora o de forma aproximada como individuos por hora, si se tienen estimaciones seguras del tamaño promedio de las familias (TPF) registradas, se puede determinar el TPF por hora.

MÉTODO PARA DETERMINAR LA DENSIDAD DE JUTÍAS RATA Y CONGUINO

Estas especies construyen nidos comunales habitados por varios individuos (Fig. 21.5). Aprovechando esta conducta, se puede evaluar su abundancia delimitando parcelas de área conocida y contar todos los nidos dentro de ellas, para estimar la densidad de nidos por ha. Puede conocerse también el número promedio de individuos por nidos. Esto se logra abriendo un mínimo de 10 nidos y capturando a sus habitantes, esto permitirá, además, estimar la proporción de sexos, de adultos y tomar medidas corporales. Esta operación no debe destruir el nido, aunque los daños podrían ser reparados inmediatamente por sus ocupantes. Conocido el número promedio de jutías por nido, una estimación aproximada de la densidad de individuos se puede calcular como el número de nidos/ha por el promedio de sus habitantes.

De manera general, los métodos para estimar la densidad o abundancia relativa de poblaciones de jutías no requieren de ningún equipamiento especial para su realización. Es muy importante, una vez seleccionada la región para realizar las estimaciones de densidad, definir los sitios y tiempo de muestreo, lo que se conoce como diseño de muestreo. Los sitios a muestrear, al igual que el número de parcelas o transectos dentro de cada sitio, se deciden en función del tamaño del área total a estudiar. Por ejemplo, en una cayería de 12 cayos se seleccionan cinco de ellos y en



Figura 21.5. Nido comunal de jutía rata (*Mesocapromys auritus*) en Cayo Frágoso. © J. A. Larramendi

cada uno con tres transectos, o un área protegida con varias zonas de bosques, se seleccionan tres de dichas zonas y en cada una se establecen cuatro parcelas. Preferiblemente, todo el análisis de selección de los sitios de muestreo deberá realizarse previamente mediante el uso de mapas actualizados y sistemas de información geográfica. Los períodos de tiempo para realizar los muestreos deben estar en función de los ciclos reproductivos de las especies y cambios estacionales anuales. El diseño ideal tendría un mínimo de un muestreo en cada trimestre, en función de las épocas de seca y lluvia, o sea: inicio de la temporada de seca (noviembre – enero), finales de la temporada seca (febrero – abril), inicio de la temporada lluviosa (mayo – julio) y finales de la temporada lluviosa (agosto – octubre).

ALMIQUÍ (SORICOMORPHA)

En la actualidad la presencia del almiquí (*Solenodon cubanus*), al parecer, está limitada a zonas montañosas del macizo Nipe-Sagua-Baracoa. Esta especie tiene un tamaño corporal relativamente grande cuando es comparada con otros miembros del orden Soricomorpha (el que incluye, además, a las musarañas y topos); sin embargo, sus hábitos nocturnos y fosoriales, así como su baja densidad poblacional, los hacen extremadamente difíciles de detectar en el campo. Es por eso que el empleo de métodos directos, como la observación de individuos a través de recorridos o transectos, se hace prácticamente imposible. Debido a que el almiquí se encuentra entre las especies de mamíferos más raras y amenazadas del mundo, el empleo de algunos métodos de captura, como son las trampas de lazos y de caída, podrían ser inapropiados, ya que podrían dañar a los individuos o hacerlos vulnerables a la depredación por mamíferos exóticos. Por otra parte, aunque existen diseños de trampas que permiten la captura de los animales sin daños aparentes, al parecer el almiquí es poco proclive a ser capturado en estas trampas. Por ejemplo, Fa *et al.* (2000) utilizaron en 11 sitios de Sierra del Cristal líneas de 100 trampas Tomahawks separadas a 10 m, para un esfuerzo de muestreo total de 1

477 trampas-noche y solo lograron capturar un individuo.

No obstante, existen métodos indirectos, que basados en técnicas observacionales, pueden ser usados para confirmar su presencia en los hábitats adecuados. Al parecer el almiquí habita preferencialmente en bosques montañosos de media a elevada altitud (300 – 800 msnm) y altos valores de humedad relativa. Entre los métodos indirectos que podrían ser empleados para registrar la presencia del almiquí se encuentran la búsqueda de sus hozaduras, la presencia de madrigueras y heces (Fig. 21.6A). Las hozaduras representan señales de la alimentación del almiquí y son hendiduras en la tierra que dejan como resultado de su actividad alimentaria (Fig. 21.6B); estas hozaduras son abiertas con sus patas delanteras para extraer invertebrados del suelo (*e. g.* lombrices, moluscos, diplópodos, etc.). Por otra parte, las madrigueras por lo general se encuentran en zonas con



Figura 21.6. Heces (A) y hozaduras (B) de Almiquí (*Solenodon cubanus*). © L. Echenique-Díaz.

grandes acumulaciones de hojarasca y están asociadas a los sistemas radiculares de grandes árboles (Abreu *et al.*, 1990; Silva *et al.*, 2007; Borroto-Páez y Begué, 2011).

Para aplicar estos métodos se deben hacer recorridos de manera sistemática a través de transectos o caminos en hábitats adecuados o donde exista sospecha de la presencia de la especie. La búsqueda de evidencia por cuadrantes en regiones relativamente grandes permitiría poder hacer estimaciones de la distribución. Debido a que en ocasiones estas evidencias pueden ser mal interpretadas o difíciles de distinguir, Hill *et al.* (2005) sugirieron confirmar la presencia de la especie cuando al menos dos de estas evidencias indirectas (*e. g.* hozaduras y heces o madrigueras y heces, etc.) estén presentes en el sitio. Estos métodos son muy simples y permitirían muestrear grandes áreas, aunque solo brindan información de la presencia de la especie.

Existen otros métodos que podrían ser aplicados para detectar la presencia del almiquí, entre estos se encuentran las cámaras trampa y las trampas de pelo. Las cámaras trampa son un método cada vez más empleado para la detección de especies esquivas y raras en muchas áreas tropicales (O'Connell *et al.*, 2011); el mayor inconveniente que tiene son los costos de estas cámaras y las baterías. En el caso del almiquí, un equipo de investigadores cubanos y japoneses, demostraron la eficacia de estas cámaras para confirmar su presencia en áreas del Parque Nacional "Alejandro de Humboldt" (Fig. 21.7).

Por otra parte, las trampas de pelos son una alternativa menos costosa. Estas se basan en colocar en sitios apropiados materiales con cintas adhesivas o de velcro, que al hacer contacto con los mamíferos permiten "capturar" muestras de sus pelos. Estas posteriormente se llevan al laboratorio y son comparadas con muestras de referencia previamente identificadas basadas en las características microanatómicas de la cutícula y la médula del pelo. Estas características del pelo permiten la identificación de especies de mamíferos, a modo de comparación, la Figura 21.8 mues-



Figura 21.7. Almiquí (*Solenodon cubanus*) detectado con una cámara trampa en El Toldo, Parque Nacional Alejandro de Humboldt. © Proyecto Almiquí Cuba-Japón.

tra la estructura de la cutícula de un pelo de guardia dorsal de tres especies de mamíferos autóctonos que pueden vivir en simpatria: la jutía conga, la jutía andaraz y el almiquí. Diferentes modalidades de trampas de pelo han sido empleadas para detectar la presencia de especies de mamíferos raras en varias regiones de América (*e. g.* Bremner-Harrison *et al.*, 2006; Castro-Arellano *et al.*, 2008). Adicionalmente, la identificación de mamíferos nativos mediante el análisis de los pelos tam-

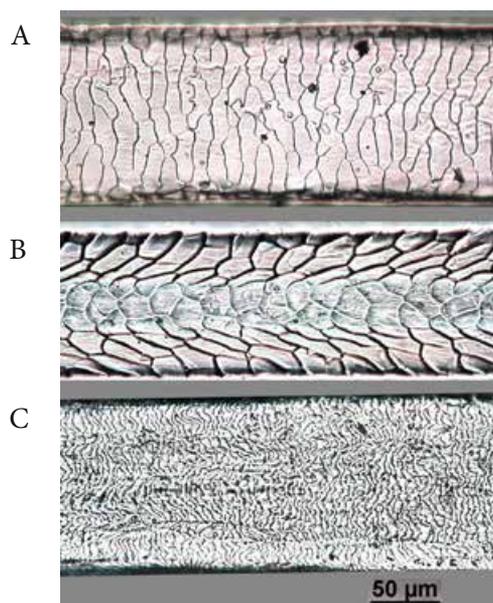


Figura 21.8. Estructura de la cutícula de un pelo de guardia dorsal de A. *Capromys pilorides*, B. *Mesocapromys melanurus* y C. *Solenodon cubanus*. © H. M. Díaz y C. A. Mancina.

bién puede aplicarse a muestras obtenidas de heces de mamíferos carnívoros exóticos (*e. g.* perros, gatos y mangostas) encontradas en las áreas de muestreo.

MURCIÉLAGOS (CHIROPTERA)

El objetivo de un inventario de murciélagos está relacionado con la estimación de la riqueza y la abundancia relativa de las especies en una localidad. Los resultados de los inventarios permiten determinar áreas de distribución, la presencia de especies amenazadas y refugios diurnos importantes, información clave para el manejo y la conservación del grupo en el contexto de las áreas protegidas. Estos inventarios si se replican en el tiempo permitirán el monitoreo de las poblaciones. Debido a sus hábitos de vida (*e.g.* nocturnos, voladores, emiten sonidos no audibles al hombre) los inventarios de murciélagos son complejos y en muchos casos se requiere de la combinación de varios métodos. Cada uno de estos métodos muestra ventajas particulares que dependen del objetivo y las características del área de trabajo. En esta sección se brindan algunos de los métodos de inventarios empleados en Cuba y las situaciones en que son más adecuados, así como los posibles sesgos que presentan. Estos métodos no son excluyentes, pues la combinación de estos podrá dar la información más completa acerca de la diversidad de murciélagos de un sitio.

Varios de los métodos de inventarios y monitoreo de murciélagos se basan en la captura de los individuos. Las herramientas más comunes para la captura son las redes de nieblas, los “jamos” o redes manuales y las trampas de arpas (Kunz *et al.*, 2009). El empleo de cada una de ellas dependerá, además de su disponibilidad, de las condiciones y características de los sitios a muestrear. Como se verá más adelante, existen métodos que no necesariamente requieren de la captura de los animales; sin embargo, la captura provee una identificación precisa y la obtención de especímenes testigos, además de información relacionada con el sexo, la edad relativa, la condición reproductiva, datos morfológicos, de la dieta a través del análisis de muestras

fecales, la recolecta de muestras de parásitos y tejidos para estudios genéticos.

REDES DE NIEBLA

La red de niebla o japonesa constituye la herramienta más utilizada para capturar murciélagos al vuelo. Estas son fabricadas de un monofilamento muy fino de nylon o poliéster, generalmente de color negro. Las redes varían en longitud, las más comerciales son las de 6, 9 y 12 metros, aunque las hay más largas; la altura generalmente es de 2,5 metros. Las redes pueden ser empleadas en diversas situaciones, emplazadas atravesando o a lo largo de caminos o senderos que existen dentro de la vegetación, sobre arroyos o pequeños cuerpos de agua (Fig. 21.9A), en los claros del bosque y en la cercanía de árboles fructificados o florecidos para capturar murciélagos fitófagos. Las redes pueden ser ubicadas al nivel del suelo (Fig. 21.9B), o pudieran izarse para muestrear los estratos medio y el dosel del bosque (Kunz *et al.*, 2009). No recomendamos el empleo de redes en las cercanías de las entradas de cuevas con alta densidad de murciélagos, como aquellas que presentan salones de calor. En estas situaciones es muy probable que se capture gran número de individuos, por lo que se hace muy difícil sacarlos o desenredarlos rápidamente sin maltratarlos o sin que se dañe la red.

Las redes deben ser abiertas antes del crepúsculo ya que en ese período muchas especies comienzan su actividad nocturna. Se deben evitar muestrear en noches muy frías o lluviosas, con viento o durante la luna llena o cuarto creciente. Existen especies que pueden detener su actividad en noches frías o reducir considerablemente su actividad en noches claras debido a un fenómeno conocido como fobia lunar (Mancina, 2008). Recomendamos, una vez abiertas, revisarlas cada 10 ó 15 minutos para evitar que los murciélagos escapen, se enreden demasiado y dañen las redes o sean atacados por depredadores. La duración del muestreo deberá englobar los diferentes períodos de actividad nocturna de las especies (Silva, 1979; Mancina y Castro-Arellanos, 2013). Los datos de muestreo

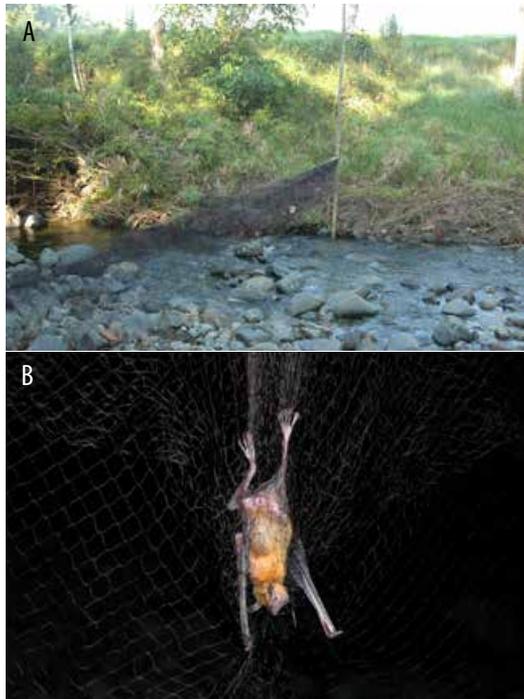


Figura 21.9. Red de niebla emplazada sobre un arroyo de montaña (A), donde se capturó una hembra de murciélago pescador (*Noctilio leporinus*) (B). © M. Sánchez-Losada.

en áreas boscosas del occidente de Cuba, indicaron que individuos de todas las especies pudieron ser capturados en las tres primeras horas pasado el crepúsculo; no obstante, las mayores tasas de captura ocurren entre tres y seis horas después de la puesta del sol

EXTRAYENDO LOS MURCIÉLAGOS DE LA RED. Para sacar los murciélagos de las redes se requiere de paciencia y una vez obtenida cierta habilidad es posible desenredarlos en unos pocos minutos. Ante todo debemos cerciorarnos de la dirección por la que el murciélago entró a la red para extraerlo desde ese lado. Lo primero que se liberan son las patas, ya que generalmente es la última parte del cuerpo en entrar a la red. El murciélago debe ser sujetado por las patas y separado ligeramente de la red para posteriormente ir liberando las alas y el resto del cuerpo. Durante todo este proceso el murciélago debe ser sujetado firme pero suavemente para evitar dañar los huesos delicados de las alas. Algunos podrían encontrar útil emplear un guante de tela para

sujetar el murciélago y dejar la más diestra para ir desarrendando el resto de las partes del cuerpo (Fig. 21.10A).

Para manipular y sostener a los murciélagos se pueden agarrar por ambos antebrazos sobre la espalda, para este agarre el dedo índice debe ir sobre la espalda del murciélago y el pulgar y el dedo del medio ayudan a sostener ambas alas plegadas sobre la espalda (Fig. 21.10B). En el caso de las especies pequeñas los murciélagos pueden ser sostenidos suave-

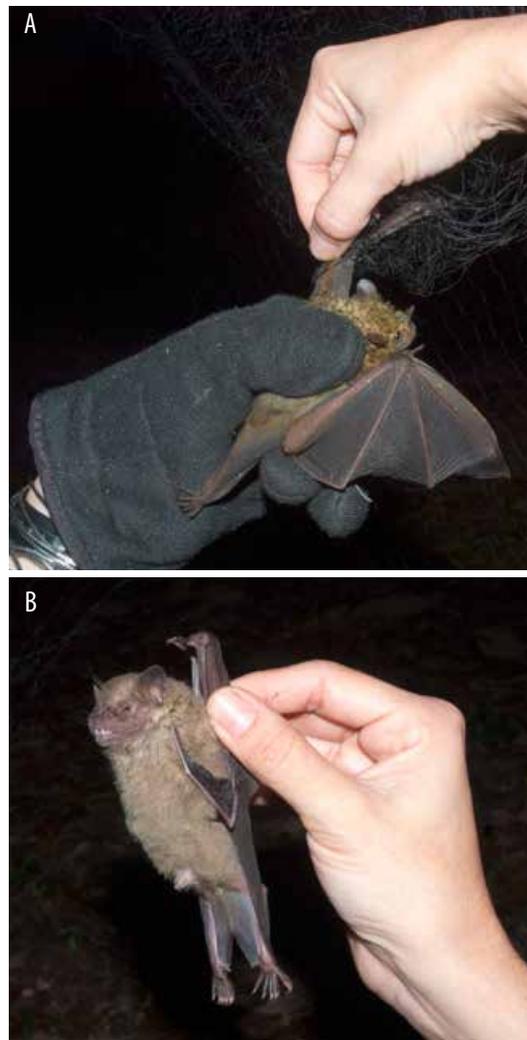


Figura 21.10. Forma adecuada de desenredar un murciélago de la red (A) y de sostenerlo para su manipulación (B). © H. H. Díaz.

mente sobre la palma de la mano. En el caso que nos interesara retener por un tiempo a los murciélagos (*e.g.* para tomar medidas morfométricas, recolectar sus heces o parásitos) estos pueden introducirse individualmente en bolsas de tela antes de ser liberados. No deben mezclarse en la misma bolsa individuos de diferentes especies porque podrían morderse entre ellas. A los individuos capturados se les pueden tomar diferentes datos que pueden ser útiles en monitoreos a largo plazo, como son el sexo, la edad relativa y el estado reproductivo, así como la masa y medidas corporales.

ESTIMACIÓN DE LA ABUNDANCIA. Para cada noche de muestreo se debe registrar la fecha, la cantidad y tamaño de las redes utilizadas, las horas de apertura y cierre de las redes, las condiciones climáticas y fase lunar. Con los datos de captura es posible estimar la riqueza de especies así como la abundancia relativa, tanto a nivel del ensamble como al nivel de especies. Para esto se divide el número de individuos capturados entre el esfuerzo de captura. El esfuerzo de captura para cada noche puede ser expresado como metros de red por horas de muestreo. Por ejemplo, en una localidad que se utilizan cinco redes (dos redes de seis metros y tres de nueve metros) y se mantienen abiertas por seis horas consecutivas, el esfuerzo de muestreo es de $234 \text{ m} \times \text{h}$ ($12 \text{ m} + 27 \text{ m} \times 6 \text{ h}$); si se capturan 16 individuos de una especie *x*, su abundancia relativa será de $0,068 \text{ individuos/m} \times \text{h}$.

Una de las mayores desventajas del uso de las redes de niebla es que requieren ser revisadas constantemente para evitar que los murciélagos escapen o sean depredados. Generalmente existe una reducción en la tasa de captura después de la segunda noche porque los individuos evitan el encuentro con las redes una vez que han sido capturados; por lo que se sugiere cambiar la posición de las redes si vamos a muestrear por varios días consecutivos. En noches muy frías o con mucho viento la tasa de captura en las redes se reduce notablemente. Las redes son más efectivas para la captura de especies que vuelan o forrajean en los estratos más bajos de la

vegetación. En Cuba las más capturadas son las de la familia Phyllostomidae, que en su mayoría son de hábitos fitófagos, y especies de la familia Mormoopidae que son insectívoros que pueden forrajear en claros dentro de la vegetación. El resto de las especies son capturadas eventualmente a no ser que las redes se encuentren ubicadas en las cercanías a sus refugios diurnos.

Para el inventario de cualquier área boscosa o parche de vegetación se recomienda la captura con redes al nivel del suelo. El número de redes dependerá del área a muestrear y de la cantidad de personas en el equipo de trabajo. Entre 5 y 8 redes separadas aproximadamente a 50 metros pueden ser una cantidad apropiada para ser atendidas por un equipo de dos o tres personas. Las redes de 6 ó 9 metros de largo son las más útiles ya que pueden ser ubicadas en un mayor número de lugares, incluyendo senderos dentro de zonas de vegetación densa. Para inventarios rápidos se recomienda emplazar las redes durante dos días consecutivos en cada sitio de muestreo por cinco horas consecutivas, posterior a la puesta de sol, y atendidas cada 10 o 15 minutos. En áreas extensas de muestreo las redes pueden ser reubicadas cada dos noches, dado que después de la segunda noche la tasa de captura se reduce notablemente. Se recomienda para cualquier sitio realizar muestreos que abarquen el período seco y lluvioso; se han observado en muchas áreas de Cuba variaciones estacionales en la composición de especies de murciélagos, al parecer relacionados con la época reproductiva y a cambios en la disponibilidad de los recursos tróficos en las áreas.

TRAMPAS DE ARPAS

Este tipo de implemento de captura, junto a las redes de nieblas, son de los más empleados en los inventarios y monitoreo de poblaciones de murciélagos. Consiste en uno o dos marcos rectangulares (generalmente 2 m de alto y 1,5 de ancho) de tubos de aluminio en los que se ensartan verticalmente hilos de nylon de pescar muy finos separados a dos o tres centímetros (Fig. 21.11A). Cuando los

murciélagos en vuelo golpean los hilos verticales caen hacia una bolsa de plástico posicionada en la parte inferior de la trampa. Una de las ventajas de este instrumento de captura, respecto a las redes, es que no necesitan ser constantemente atendidas, pues una vez que los murciélagos caen en la bolsa rara vez logran escapar y pueden ser capturados varios a

la vez (Fig. 21.11B). Algunos autores señalan que las trampas de arpas son más eficientes que las redes de niebla (Kunz *et al.*, 2009). Sin embargo, tienen el inconveniente de ser más costosas y en el caso de las trampas más grandes se necesita de transportación para moverlas hacia los sitios de estudio.



Figura 21.11. Trampa de arpa ubicada dentro de una cueva (A), detalle de la bolsa con un grupo de murciélagos capturados (B). © J. Monzón.

A diferencia de las redes, las trampas son apropiadas para la captura de murciélagos cavernícolas durante el éxodo, dado que no existe el riesgo de que se enreden y los murciélagos pueden ser manipulados y liberados más rápidamente. También pueden ser empleadas en protocolos de exclusión de murciélagos que habitan edificios u otros tipos de instalaciones. En Cuba este tipo de implemento ha sido empleado con éxito en la captura de mormópidos, natálidos y filostómidos en cuevas, incluyendo salones de calor. Además, las trampas pueden ser colocadas en corredores naturales o caminos dentro de la vegetación o sobre pequeños arroyos; en estas situaciones las trampas han permitido complementar los inventarios de zonas boscosas del occidente de Cuba, ya que han permitido capturar especies de murciélagos insectívoros que raramente son capturadas en las redes de niebla.

INVENTARIOS ACÚSTICOS

Un método que cada vez es más utilizado en los inventarios y el monitoreo de murciélagos es mediante el registro de sus llamadas de ecolocalización utilizando detectores de murciélagos (Parsons y Szewczak, 2009). La ecolocalización es el sistema de orientación que poseen algunas especies de murciélagos y delfines para orientarse en el espacio y obtener alimentos. Este sistema se basa en la emisión de vocalizaciones, en su gran mayoría ultrasónicas y en la recepción de los ecos que retornan. Los detectores de murciélagos son equipos que tienen micrófonos que permiten convertir el sonido de las llamadas ultrasónicas en señales eléctricas, las que posteriormente pueden ser escuchadas, visualizadas, almacenadas y analizadas (Parsons y Szewczak, 2009). Existen varios tipos de detectores y micrófonos (Fig. 21.12) que difieren en sus

mecanismos para transformar los ultrasonidos en frecuencias audibles al humano y extraer su contenido espectral (Brigham *et al.*, 2004). El análisis de las llamadas de un sitio permite identificar un número significativo de las especies presentes y hacer estimaciones sobre los niveles de actividad o uso del hábitat basado en índices de actividad relativa (Miller, 2001; Sueur *et al.*, 2014).

El inventario con detectores tiene la ventaja de muestrear en sitios donde los métodos de captura podrían ser ineficientes o muy difíciles de emplear, como son el dosel del bosque, sobre grandes cuerpos de agua y en pastizales. El mayor inconveniente de este método es el costo de los equipos y que algunos diseños de muestreo requieren de soporte técnico, como una computadora y programas especializados para el procesamiento de las llamadas. No obstante, se ha demostrado que el uso simultáneo de métodos de captura y detectores de murciélagos puede incrementar notoriamente el número de especies detectadas en un sitio (*e.g.* MacSwiney *et al.*, 2008).

Las características de las señales obtenidas en el campo posteriormente son comparadas, de forma cualitativa o cuantitativa, con bibliotecas de sonidos o con llamadas de identidad conocidas. No obstante, en ocasiones la discriminación de especies puede ser difícil dada la similitud inter-específica de las llamadas

entre algunas especies. Los murciélagos producen dos tipos de señales básicas, las cuales difieren en sus propiedades funcionales: las señales de frecuencia constante (FC) y las de frecuencia modulada (FM). Las de frecuencia constante (Fig. 21.13 I) son señales relativamente largas (> 20 milisegundos) de un valor de frecuencia constante. Por otra parte, las de frecuencia modulada (Fig. 21.13 IV), son llamadas que generalmente comienzan en valores altos de frecuencia y descienden en un corto intervalo de tiempo (generalmente alrededor de 2 ms) (Limpens, 2004).

Una de las limitaciones de este método es que en muchos casos no se dispone de bibliotecas o repositorios de llamadas conocidas para la identificación de las especies. No obstante, a diferencia de la mayoría de los países del Caribe insular, en Cuba se han caracterizado las llamadas de muchas especies (*e.g.* Macías *et al.*, 2005; Macías *et al.*, 2006; Rodríguez y Mora, 2006; Mora *et al.*, 2011) lo que facilitaría la implementación de este tipo de métodos en los inventarios y el monitoreo de especies de murciélagos. La Figura 21.13 y el Anexo 21.2 compendian información que podría servir de base para la identificación de algunas especies de murciélagos cubanos cuando se empleen métodos acústicos. Los valores y patrones espectrales que se muestran reflejan las situaciones más comunes en ambos casos. Esto es importante debido a que las especies de murciélagos presentan una gran flexibilidad en su patrón vocal y algunas veces este puede ser diferente, relacionado fundamentalmente con la conducta de forrajeo y las características del hábitat.

Con los detectores se pueden implementar dos tipos de diseño de muestreo: los activos y los pasivos (Britzke, 2004; Jones *et al.*, 2004). En los activos el investigador sostiene el detector con la mano y puede ir orientando la dirección del micrófono del detector respecto al murciélago. Este tipo de diseño permite obtener señales de mejor calidad y se emplea para generar bibliotecas de llamadas, además se puede utilizar a través de transectos y en puntos fijos cercanos a los sitios de capturas para combinar los resultados de ambos mé-



Figura 21.12. Algunos tipos de detectores de murciélagos: Pettersson D 1000 × (A), Pettersson D 240 × (B), Pettersson D500x (C), EM3 Active Ultrasonic (D), Anabat (E) y SM2Bat (F). Los detectores C, E y F pueden emplearse en inventarios y monitoreos pasivos.

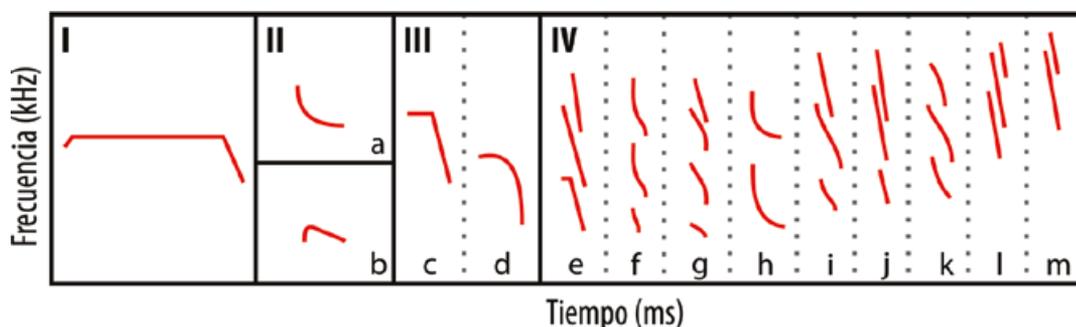


Figura 21.13. Esquema de los cuatro diseños típicos de llamadas de ecolocalización presente en murciélagos cubanos; I. Llamadas con un gran segmento de frecuencia constante (FC) y cortos segmentos de frecuencia modulada (FM), que es típica de *Pteronotus parnellii*; II. Llamadas con un componente cuasi-constante [e. g. *Nycticeius cubanus* (a), *Eptesicus fuscus* (a), *Eumops ferox* (b), *Molossus molossus* (b), *Tadarida brasiliensis* (b)]; III. Llamadas de FM con un pequeño segmento de FC y donde el segmento de FM varían poco en frecuencia [e. g. *Pteronotus quadridens* (c), *Noctilio leporinus*(d)]; y IV. Llamadas de FM descendente compuestas por múltiples armónicos [e. g. *Natalus primus* (e), *Nyctiellus lepidus* (f), *Mormoops blainvillei* (g), *Nyctinomops macrotis* (h), *Phyllonycteris poeyi* (i), *Brachyphylla nana* (j), *Artibeus jamaicensis* (k), *Macrotus waterhousei* (l) y *Monophyllus redmani* (m)]. En el Anexo 2 se muestran datos cuantitativos de algunos parámetros de las llamadas de ecolocalización de este grupo de especies de murciélagos cubanos.

todos. En los muestreos pasivos se utilizan equipos (e. g. Anabat, SM2-4) que tienen incorporados grabadoras automáticas y no requieren de la presencia del investigador. Este método tiene la ventaja de que se pueden muestrear varios sitios o hábitats a la vez y permite obtener información continua sobre los patrones de actividad de las especies (e. g. Mancina *et al.*, 2012). El mayor inconveniente que tiene el muestreo pasivo es que la dirección del micrófono (la cual es fijada al inicio de los muestreos) puede repercutir en la calidad y cantidad de las llamadas grabadas (Britzke, 2004). De manera general se sugiere colocar los micrófonos en un ángulo de 45° y a una altura mayor de 1 m respecto al suelo y para incrementar el número de especies detectadas podrían estar dirigidos hacia los caminos, claros dentro de la vegetación y cuerpos de agua.

RECOLECTA Y ANÁLISIS DE EGAGRÓPILAS

Las egagrópilas son cuerpos esféricos constituidos por elementos no digeridos (e. g. pelos, plumas, huesos, exoesqueletos de insectos) que son regurgitados por algunas aves. El análisis del contenido de las egagrópilas es un método que ha sido empleado para estimar la presencia y composición de comunidades

de pequeños mamíferos (roedores y murciélagos) en muchas regiones del mundo (Yom-Tov y Wool, 1997; Torre *et al.*, 2004). En Cuba la Lechuza (*Tyto alba*) y la Siguapa (*Asio stygius*) son algunos de los depredadores de murciélagos que forman egagrópilas. Éstas pueden ser recolectadas en nidos activos y/o bajo perchas y refugios de alimentación, que en el caso de la Lechuza son frecuentes en zonas vestibulares de cuevas a través de todo el país.

Para este método se sugiere primeramente indagar en el área la existencia de sitios conocidos de nidificación y/o perchas. Estas especies muestran fidelidad a los sitios de anidamiento y utilizan las perchas por varios años, por lo que es frecuente encontrar gran cantidad de egagrópilas así como de restos de presas (e.g. cráneos y huesos post-craniales) disgregados en el suelo (Fig. 21.14). Las egagrópilas, así como otros restos de presas que se encuentran disgregados, deben ser recolectados y guardados en bolsas de nylon o papel. Es esencial incorporar a las bolsas, etiquetas con la mayor cantidad de información (e.g. fecha, nombre de la localidad, coordenadas geográficas, tipo de refugio: cueva, árbol o construcción antrópica, vegetación predominante que circunda el lugar, etc.). Las

muestras de una misma localidad podrían incorporarse en las mismas bolsas; no obstante, no deben mezclarse egagrópilas de diferentes sitios o recolectadas en diferentes años.

En el laboratorio, las egagrópilas podrán ser desmenuzadas en seco con la ayuda de pinzas o sumergirlas en un recipiente con agua. Los restos de los diferentes tipos de presas (e.g. aves, anfibios, insectos, mamíferos) deberán ser separados y agrupados. El empleo de lupas o microscopios estereoscópicos, en algunos casos, podrán facilitar la separación del material. Una vez separado el material deberá ser identificado hasta el más bajo nivel taxonómico posible, para esto es importante auxiliarnos de material óseo de referencia, colecciones zoológicas, claves de campo o enviar las muestras a especialistas. Nosotros sugerimos siempre conservar las muestras y si es posible incorporarlas a alguna colección, sobre todo cuando se hayan encontrado especies raras o existan dudas acerca de la identificación taxonómica. Silva (1979) publicó claves que permiten la identificación al nivel de especies de cráneos y mandíbulas de la mayoría de las especies de murciélagos cubanos.

En Cuba los roedores múridos (ratas y guayabito) al parecer constituyen los mamíferos más frecuentes en la dieta actual de la Lechuza; sin embargo, se han identificado al menos 17 especies de murciélagos como parte de su dieta (Hernández y Mancina, 2011) y



Figura 21.14. Egagrópilas sobre restos de huesos de pequeños mamíferos y aves en una percha de lechuza (*Tyto alba*) en la sierra del Chorillo, Camagüey © H. M. Díaz

la composición de las presas puede variar notablemente entre localidades. Además de la presencia de especies, la cuantificación del número de individuos podría servir para inferir la abundancia de las poblaciones de presas, así como un indicador de posibles refugios diurnos cercanos. En Cuba las especies de murciélagos más frecuentes en las egagrópilas son generalmente las fitófagas de mayor tamaño, como *Artibeus jamaicensis*, *Brachyphylla nana*, *Phyllonycteris poeyi* y *Phyllops falcatus*; los insectívoros pequeños, como los mormópidos del género *Pteronotus*, raramente se encuentran. No obstante, especies muy raras, como *Antrozous koopmani* y *Dasypterus insularis*, aparecen con relativa mayor frecuencia en las egagrópilas que en muestreos convencionales con redes.

INVENTARIOS DE MURCIÉLAGOS EN CUEVAS

Más de 70 % de la superficie de Cuba está cubierta de rocas calizas y las cuevas son elementos muy comunes en el paisaje de la isla. Con la excepción de unas pocas especies que se refugian en los árboles o en estructuras hechas por el hombre, 16 utilizan las cuevas como refugio y de éstas, 10 son exclusivamente cavernícolas. Las cuevas pueden ser habitadas por una especie o por colonias de varias especies. Los inventarios de murciélagos cavernícolas se pueden realizar en el interior de las cuevas, mediante la observación directa y la captura con redes manuales (jamos) o durante el éxodo, donde no es necesario entrar al refugio y los murciélagos son capturados en las cercanías de la entrada durante la salida nocturna.

Al momento de realizar inventarios en un área es importante indagar sobre la presencia de cuevas y tratar de inventariarlas todas. Dentro de algunos tipos de cuevas los murciélagos podrán ser detectados por inspección visual; de tenerlos disponible, se podrán usar equipos de visión nocturna, lámparas de luz infrarroja (para reducir la perturbación dentro de las colonias), así como cámaras fotográficas o de video. Los que realicen esta actividad deben contar con una fuente de luz apropiada y segura, preferentemente

lámparas de cabeza (frontales) para tener libres las manos y libertad de movimientos, ya sea para caminar dentro de la cueva, realizar anotaciones o para la toma de fotografías. Las fotos podrían ser útiles para la identificación de especies que no puedan ser observadas de cerca o identificadas *in situ* por falta de luz. Es importante destacar que dentro de las cuevas las diferentes especies de murciélagos pueden segregarse espacialmente; existen algunas que son más tolerantes a la luz y a las fluctuaciones de la temperatura, y utilizan las zonas vestibulares o más cercanas a las entradas y otras prefieren las galerías o salones más profundos. Es por eso que es necesaria la inspección de la mayor cantidad de salones y galerías dentro de las cuevas; en ocasiones la presencia y acumulación de guano en el piso de la cueva podría indicar hacia donde observar.

En cuevas grandes y con puntales altos, y donde se hace imposible el inventario por observación directa, se realizarán capturas dentro de las cuevas mediante los métodos antes mencionados (e. g. trampas de arpas, redes de niebla) o empleando redes manuales o jamos. Es importante señalar que el trabajo de inspección y captura dentro de las cuevas inevitablemente provoca perturbaciones a las colonias de murciélagos que allí habitan. Estas alteraciones son particularmente grandes

en aquellas cuevas o salones utilizadas por las hembras de algunas especies para formar colonias de maternidad. Es por eso que se recomienda que los inventarios sean realizados por un mínimo de personas (preferentemente dos) y evitar hacerlos entre abril y julio, meses que coinciden con el período de lactancia de la mayoría de las especies de murciélagos cavernícolas en Cuba (Silva, 1979). De realizarlo durante este período se corre el riesgo de provocar mortalidad en los neonatos de estas especies.

Además de la presencia de la especie, en ocasiones interesa tener estimados del número de individuos. Los dos métodos más factibles en Cuba para hacer estimaciones del tamaño de las colonias de murciélagos es a través del conteo directo en los refugios y el conteo de los individuos cuando salen de los refugios a forrajear (e.g. cuevas, construcciones). En cuevas donde habitan grandes colonias (habitualmente miles de individuos) el conteo directo de los individuos desde el interior es casi imposible, pues los murciélagos se mantienen activos todo el año (no hibernan) y una mínima perturbación provoca que comiencen a volar. El conteo directo solo podría ser realizado en cuevas que albergan pequeñas colonias, las que generalmente se concentran en campanas de disolución y en grietas de las paredes. Una alternativa para



Figura 21.15. Fotografía tomada en el interior de una cueva de calor para hacer estimaciones del tamaño de la colonia basada en el área de pared ocupada.

estimar el número de individuos en colonias numerosas es realizando extrapolaciones basadas en la densidad de los individuos y el área de pared y/o techo ocupada (Hayes *et al.*, 2009). Tomar varias fotografías de áreas de superficie conocida del techo o paredes cubiertas por murciélagos (Fig. 21.15) podría facilitar tener estimados de la densidad promedio de murciélagos (*e.g.* individuos/m²); no obstante, estos valores de densidad serán dependientes de la conducta de agrupamiento y tamaño de los individuos, por lo que los valores son especie-específico.

Para estimar el número de individuos cuando están emergiendo de los refugios se han empleado varias técnicas; por ejemplo, Rodríguez-Durán y Lewis (1987) usaron fotografías del éxodo para hacer estimaciones del tamaño de las poblaciones de murciélagos que habitaban una cueva de calor en Puerto Rico. En la actualidad existen dispositivos, como las cámaras de visión nocturna y técnicas que usan imágenes del infrarrojo-térmico que permiten el conteo individual de murciélagos (Betke *et al.*, 2008); no obstante, estas técnicas requieren una infraestructura técnica que las hace costosas en el contexto cubano. Otro método consiste en utilizar detectores de murciélagos para registrar las llamadas de ecolocalización de las especies cuando estas salen del refugio. Mora *et al.* (2002) utilizaron este método y determinaron índices de actividad relativa en especies que habitan una cueva del occidente de Cuba.

La captura de los individuos durante el éxodo (*e.g.* redes manuales, trampas arpas), aunque no permite determinar el número de individuos, posibilita obtener un estimado de la abundancia relativa de las especies, al dividir el número de individuos capturados de una especie entre el total de capturas. Las capturas deben hacerse en intervalos regulares (*e.g.* 10 -15 min) y espaciadas en el tiempo, para abarcar la variación temporal de la salida de las especies (Silva, 1979). Estos muestreos también posibilitan estimar la proporción de sexos, la presencia de juveniles, masa corporal (como una aproximación del estado nutricional), dieta (cuando se capturan de regreso

al refugio), etc. Varios de los métodos señalados anteriormente, cuando son replicados en el tiempo, permiten el monitoreo de las poblaciones de murciélagos en determinado refugio. Existen otros métodos que posibilitan evaluar de forma indirecta los cambios temporales en las poblaciones de murciélagos. Entre los métodos indirectos que se pudieran aplicar en cuevas cubanas está el de cuantificar los cambios en la deposición de guano o restos de alimentación (*e.g.* frutos o restos de insectos) que podrían brindar un índice del uso relativo de los refugios (Hayes *et al.*, 2009).

INVENTARIOS EN OTROS TIPOS DE REFUGIOS

Además de las cuevas, los murciélagos en Cuba utilizan una amplia variedad de lugares donde pasan las horas diurnas, estos pueden incluir fundamentalmente edificaciones (*e.g.* falsos techos, puentes, grietas en las paredes, etc., Fig. 21.16A) y árboles (Silva, 1979) (Fig. 21.16B). Una forma de muestrear las especies de un área es localizando posibles lugares de refugios, ya sea a través de recorridos o entrevistas a moradores locales. La detección de estos refugios permitirá no solo señalar la presencia de algunas especies y el tamaño de sus poblaciones, sino identificar posibles sitios de importancia para el manejo y la conservación de estos mamíferos, ya que su presencia en el área podrá estar determinada por la preservación y el manejo de sus refugios. Varias de las especies más amenazadas de murciélagos de Cuba muestran hábitos de refugio arborícolas (Mancina, 2012), por lo que la preservación de sus plantas-refugio es un elemento clave para la conservación de estas especies.

La captura de los murciélagos que se refugian, ya sea en árboles o construcciones, se puede realizar durante las salidas crepusculares o nocturnas mediante los métodos de capturas anteriormente señalados (*e.g.* redes, trampas de arpas, redes manuales) o durante el reposo diurno. En este último caso, los murciélagos podrán capturarse durante las últimas horas de la mañana, que es cuando están menos activos, con la mano y en el caso que se refugian



Figura 21.16. Grupo de murciélagos (*Molossus molossus*) en una grieta de un edificio (A), colonia de murciélagos pescadores (*Noctilio leporinus*) utilizando una palma hueca como refugio (B). © C. A. Mancina (A) y © C. A. Borrego (B).

en grietas estrechas de techos y paredes (Fig. 21.16A), se podrán utilizar pinzas largas (cuidando de no dañar al animal). No obstante, al igual que ocurre con las especies cavernícolas, es importante seleccionar la época no reproductiva para no alterar las colonias; la continuada perturbación a éstas podría provocar que los murciélagos abandonaran los refugios.

MARCAJE

Existen métodos que basados en la capturas, el marcaje de los murciélagos y eventos de recaptura permiten estimar el tamaño de la población de determinada especie, así como otros parámetros poblacionales como las tasas de supervivencia, reclutamiento y crecimiento (O'Donnell, 2009). El análisis de los datos de captura-recaptura involucra el uso de modelos y programas de computación, como MARK (White y Burnhan, 1999). Existen dos tipos de modelos, los que asumen que la población bajo estudio es cerrada o la población es abierta. Una población se considera cerrada cuando no existan eventos de nacimientos, mortalidad, emigraciones o inmigraciones. Una colonia de murciélagos adultos podría considerarse cerrada solo entre el final de la gestación e inicios de la lactación, periodo previo en que las crías comienzan a volar y donde las hembras muestran una elevada fidelidad al sitio de refugio (Kunz *et al.*, 2009). El método más sencillo requiere de dos secciones de captura, en la primera los murciélagos capturados son marcados y liberados, y en la segunda, que debe ser lo más cercana posible a la primera, los murciélagos son remuestreados. Cuando se considera que la población es abierta (ocurren nacimientos, muertes, inmigración, etc.) se emplean modelos para poblaciones abiertas (Lettink y Armstrong, 2003) que permiten estimar además del tamaño, la probabilidad de supervivencia de la población, entre otros parámetros. Todos estos modelos asumen que: (1) no existen diferencias en la mortalidad de individuos marcados y no marcados, (2) ambos grupos tienen la misma probabilidad de ser recapturados, (3) las marcas no se perderán y (4) los animales marcados se mezclarán libre y aleatoriamente en la población estudiada.

En varias localidades de Cuba se han empleado protocolos de marcajes de poblaciones de murciélagos (Mancina, 2011; H. Vela, com. pers., J. Monzón, com. pers.), fundamentalmente para realizar estudios conductuales (e. g. movimiento entre refugios, fidelidad a las áreas de alimentación y de refugio, etc.). Existen varios métodos de marcajes (Kunz y

Weise, 2009), entre los empleados en Cuba se encuentran los collares plásticos o metálicos con anillos metálicos numerados o de colores (Fig. 21.17A) y las bandas metálicas de aluminio y acero inoxidable en los antebrazos y falanges (Fig. 21.17B). A pesar de la información que podría brindar el marcaje, este método debe usarse con precaución y solo en los estudios de monitoreo que lo requieran. En ocasiones las bandas y collares provocan irritación y peladuras en la piel, y muchas veces los murciélagos se muerden y dañan el antebrazo tratando de liberarse de estas marcas.

Como se ha señalado anteriormente, la combinación de diferentes métodos de muestreo es la forma más efectiva para conocer la diversidad de murciélagos que habita o utiliza un área. La Figura 21.18 muestra la complementariedad de los métodos en un monitoreo a largo plazo en la sierra del Rosario, cordillera de Guaniguanico (Mancina *et al.*, 2007; Mancina, 2011). De las 19 especies de murciélagos registradas durante los muestreos, ocho solo fueron detectadas por un método. El empleo de detectores de murciélagos (*Anabat*) permitió registrar tres especies de murciélagos insectívoros que habitualmente forrajean en los estratos más altos de la vegetación o por encima del dosel. De manera general, la selección de los métodos a emplear en un sitio dependerá de los objetivos y las características (*e. g.* cobertura boscosa, presencia de cuevas, etc.), así como de la disponibilidad del equipamiento y de personal técnico o de apoyo. En la actualidad el Programa para la Conservación de los Murciélagos de Cuba (PCMCu) implementa un protocolo que combina los métodos incluidos en este capítulo para el inventario rápido de especies dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de la isla.



Figura 21.17. Individuo de murciélago lengüillargo (*Monophyllus redmani*) recapturado portando un collar plástico con un anillo numerado (A), murciélagos fruteros (*Artibeus jamaicensis*) con bandas numeradas en el antebrazo (B). © C. A. Mancina.



Figura 21.18. Esquema que representa el número de especies registradas en bosques de sierra del Rosario, cordillera de Guaniguanico, mediante tres métodos de muestreo, se ilustran las especies detectadas de manera única y compartida entre los métodos.

PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA USO CIENTÍFICO Y COLECCIONES ZOOLOGICAS

En muchas ocasiones, durante los inventarios, se capturan individuos que no pueden ser identificados en el campo o constituyen localidades muy lejanas del ámbito de distribución conocido de la especie. En el caso de los mamíferos terrestres cubanos la mayor probabilidad de que esto ocurra es cuando se capturan murciélagos; no obstante, aún existen localidades donde la recolecta de jutías podría ser necesaria (*e. g.* cayería que rodea a la isla principal de Cuba, zonas montañosas de la región oriental). La recolecta y preservación de estos ejemplares podría permitir la posterior identificación o representar especímenes testigos de localidades de interés biogeográfico (Sikes *et al.*, 2011). Por otra parte, estos ejemplares y sus datos asociados representan una fuente de información permanente para muchas otras ramas de la biología (*e. g.* anatomía, morfología, parasitología, etc.). Aquí es conveniente destacar que todas las especies de mamíferos autóctonos se encuentran identificadas en el anexo de la Resolución 160 del Consejo de Estado de Cuba como especies de especial significación para la diversidad biológica en el país. Esto significa que, para la captura y posterior recolecta de individuos es necesario contar con permisos que son otorgados por el Centro de Inspección y Control Ambiental (CICA), perteneciente a la Oficina de Regulación Ambiental y Seguridad Nuclear.

El sacrificio de los animales para su posterior preservación debe ser rápido y lo menos doloroso posible (Sikes *et al.*, 2011). Aunque se han descrito varios métodos de eutanasia, como son varios tipos de sustancias inhalantes (*e. g.* éter, cloroformo, halotano, etc.), estas generalmente son difíciles de conseguir en Cuba y en muchos casos son tóxicas. En nuestra experiencia la vía más efectiva para el sacrificio, al menos de murciélagos, es la dislocación cervical. Para esto se pueden usar pinzas planas (para no cortar la piel) o directamente con la mano, el murciélago se sostiene con una mano poniendo el pulgar sobre la parte posterior del cuello y con la otra mano

se jala el animal rápidamente hacia atrás, la presión del pulgar causa la separación de las vertebrales cervicales (Simmons y Voss, 2009).

Un ejemplar sin datos de recolecta carece de valor, por lo que se sugiere adjuntarle la mayor cantidad de información relacionada con el sitio de captura y otros datos del individuo (*e. g.* masa corporal, longitud del cuerpo, longitud del antebrazo, condición reproductiva, etc.). Entre los datos de recolecta que no deben faltar se encuentran: el nombre de la localidad (*e. g.* nombre de la cueva, poblado más cercano, municipio, etc.) o las coordenadas geográficas del sitio tomadas con un sistema de posicionamiento global (GPS), la fecha de captura y el nombre del recolector. Estos datos deben plasmarse en una etiqueta (preferentemente de cartulina resistente al agua) que podrá sujetarse a las extremidades posteriores del ejemplar para evitar que se extravíe o se mezcle con la de otros. Los datos se deben escribir con un lápiz para evitar que estos se borren por la acción del líquido preservante.

La técnica de preservación que se explicará en este capítulo será la conservación en líquido, la cual es muy ventajosa, práctica y relativamente fácil de realizar, sobre todo teniendo en cuenta las condiciones poco favorables de trabajo que pueden presentarse en el campo. Esta técnica consta de tres pasos fundamentales: la preparación para la fijación, la fijación y por último la transferencia al medio de almacenamiento (Simmons y Voss, 2009). Durante la preparación, antes de que comience el *rigor mortis*, se insertará dentro de la cavidad bucal una pequeña bolita de algodón o de papel, lo suficientemente grande como para que la boca quede abierta y hacer visible los dientes, los que tienen carácter diagnóstico. Posteriormente, el animal debe ser colocado en una postura que facilite el examen de caracteres morfológicos importantes y otras estructuras externas (*e. g.* órganos reproductivos, glándulas). Las patas han de quedar extendidas dejando libre la zona abdominal en el caso de las traseras y las delanteras no deben superponerse con el cuello o mandíbula inferior; en el caso de los murciélagos las alas

deberán quedar plegadas a ambos lados del cuerpo. Para facilitar y fijar la posición de las alas se pueden utilizar cordeles o alambritos finos. El cuello debe extenderse en sentido anterior para que la garganta quede visible.

Para la fijación se requerirá la inmersión total del individuo en alcohol etílico concentrado (80 – 95 %). Para evitar la descomposición de las vísceras a los murciélagos se le debe inyectar en la cavidad abdominal un volumen de este alcohol hasta que se note llena y firme, o se le podrá realizar un pequeño corte para facilitar que entre la solución fijadora. En el caso de las jutías, además, se le deberá inyectar etanol concentrado en la región pectoral y en los músculos más grandes y el cuello para garantizar una mejor fijación. El tiempo de inmersión en esta solución alcohólica depende del tamaño del animal y del número de muestras que se fijen a la vez, aunque en el caso de los murciélagos dos días podría ser suficiente.

466

Para determinar si la muestra se ha fijado adecuadamente se presionan el abdomen y los músculos y deben sentirse firmes al tacto. Después de la fijación las muestras pueden transferirse al frasco donde serán almacenadas permanentemente. El medio preservante más apropiado es alcohol etílico 70 %. En el caso de los quirópteros, estos podrán ser colocados individualmente en pequeñas bolsas de nylon para poder realizar la recolecta de ectoparásitos sin que ocurra la “contaminación” entre ejemplares. En muchas ocasiones no se cuenta en el campo con todo el material necesario para la adecuada recolecta de una especie. Existen otros medios que podría permitir a los especialistas la identificación de una especie, como son fotografías, carcasas o restos óseos. Estos también pueden constituir material importante a ser incorporados a las colecciones mastozoológicas.

LITERATURA CITADA

- Abreu, R., A. Rams y J. de la Cruz. 1990. El almiquí (*Solenodon cubanus*). Algunos aspectos de su historia, biología, y conservación. *Poeyana* 410: 1-20.
- Abreu, R., J. de la Cruz y A. Rams. 1988. Algunos datos sobre la alimentación del almiquí (*Solenodon cubanus*; Insectivora, Solenodontidae) en vida libre. *Garciana* 10: 2-3.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas González. 1991. The critical condition of hutias in Cuba. *Oryx* 25: 206-208.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas González. 1993. Valoración de la jutía conga, *Capromys pilorides* (Rodentia, Capromyidae), como recurso natural. *Biología* 7 (2-3): 125 – 138.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas. 1997a. Densidad y productividad de la Jutía Conga (*Capromys pilorides*) en mangles cubanos. *Caribbean Journal of Science* 33: 121-123.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas. 1997b. Abundancia de la jutía conga, *Capromys pilorides* (Rodentia: Capromyidae) en varios hábitats de Cuba. *Revista Biología* 11: 25-30.
- Berovides Álvarez, V. y O. Pimentel. 2000. Densidad y coexistencia de tres especies de roedores caviomorfos en el área protegida “Mil Cumbres”, Pinar del Río, Cuba. *Revista Biología* 14: 22-26.
- Betke, M., D. E. Hirsh, N. C. Makris, G. F. McCracken, M. Procopio, N. I. Hristov, S. Tang, A. Bagchi, J. D. Reichard, J. W. Horn, S. Crampton, C. J. Cleveland y T. H. Kunz. 2008. Thermal imaging reveals significantly smaller Brazilian free-tailed bat colonies than previously estimated. *Journal of Mammalogy* 89: 18-24.
- Borroto-Páez, R. y C.A. Mancina. 2017. Biodiversity and conservation of Cuban mammals: past, present, and invasive species. *Journal of Mammalogy* (en prensa).
- Borroto-Páez, R. y C. A. Mancina (eds.). 2011. *Mamíferos en Cuba*. UPC Print, Vaasa, Finland, 271 pp.
- Borroto-Páez, R. y G. Begué Quiala. 2011. El almiquí. Pp. 64-71. En: *Mamíferos en Cuba* (R. Borroto-Páez y C. A. Mancina, eds). UPC Print, Vaasa, Finland, 271 pp.
- Bremner-Harrison, S., S. W. R. Harrison, B. L. Cypher, J. D. Murdoch, J. Maldonado y S. K. Darden. 2006. Development of a single-sampling noninvasive hair snare. *Wildlife Society Bulletin* 34: 456-461.
- Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons y H. J. G. A. Limpens (eds.). 2004. *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Brinkløv, S., E. K. V. Kalko y A. Surlykke. 2009. A. Intense echolocation calls from two ‘whispering’ bats, *Artibeus jamaicensis* and *Macrophy-*

- llum macrophyllum* (Phyllostomidae). *Journal Experimental Biology* 212: 11–20 (2009).
- Britzke, E. R. 2004. Designing monitoring programs using frequency-division bat detectors: active versus passive sampling. Pp. 79–83. En: *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas (Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons, y H. J. G. A. Limpens, eds). Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Comas González, A., R. González Brito, G. Cepero La Rosa y V. Berovides Álvarez. 1989. Densidad de la jutia conga, *Capromys pilorides* (Rodentia: Capromyidae), en el área protegida Sierra del Chorrillo, Camagüey. *Ciencias Biológicas* 21-22:115-129.
- Castro-Arellano, I., C. Madrid-Luna, T. E. Lacher y L. León-Paniagua. 2008. Hair trap efficacy for detecting medium and large carnivores in the Tropics. *Journal of Wildlife Management* 72: 1405-1412.
- Eisenberg, J. F. y N. González. 1985. Observations on the natural history of *Solenodon cubanus*. *Acta Zoologica Fennica* 173: 275-277.
- Gundlach, J. 1877. *Contribución a la mammalogía cubana*. C. Montiel y Co., La Habana, 53 pp.
- Hayes, J. P., H. K. Ober y R. E. Sherwin. 2009. Survey and monitoring of bats. Pp. 112-132. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Hernández Martínez, F. R.; J. L. Linares Rodríguez; R. Sotolongo Sospedra y H. Barrero Medel. 2005. Densidad y distribución de la jutía conga (*Capromys pilorides* Say) a través de diferentes formaciones vegetales de la Reserva de la Biosfera Península de Guanahacabibes, Cuba. *Revista electrónica de Veterinaria* VI (9). <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n090905.html>
- Hernández Muñoz, A. y C. A. Mancina. 2011. La dieta de la Lechuza (*Tyto alba*) (Aves: Strigiformes) en hábitat naturales y antropógenos de la región central de Cuba. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 82: 309-318.
- Hill, D., M. Fasham, G. Tucker, M. Shewry y P. Shaw (eds.). 2005. *Handbook of Biodiversity Methods. Survey, evaluation and Monitoring*. Cambridge University Press, 573 pp.
- Isaac, N. J. B., S. T. Turvey, B. Collen, C. Waterman y J. E. M. Baillie. 2007. Mammals on the EDGE: Conservation Priorities Based on Threat and Phylogeny. *Plos One* 2: e296. doi:210.1371/journal.pone.0000296.
- Jones, G., N. Vaughan, D. Russo, L. P. Wickramasinghe y S. Harris. 2004. Designing bat activity surveys using time expansion and direct sampling of ultrasound. Pp. 83 – 89. En: *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas (Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons, y H. J. G. A. Limpens, eds). Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Kunz, T. H., R. Hodgkinson y C. D. Weise. 2009. Methods of capturing and handling bats. Pp. 3-35. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Kunz, T. H. y C. D. Weise. 2009. Methods and devices for marking bats. Pp. 36-56. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Kunz, T. H. y S. Parsons (eds). 2009. *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Lettink, M. y D. P. Armstrong. 2003. An introduction to mark-recapture analysis for monitoring threatened species. *Department Conservation Technical Series* 28A: 5-32.
- Limpens, H. J. 2004. Field identification: using bat detectors to identify species. Pp. 44 -57. En: *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas (Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons, y H. J. G. A. Limpens, eds). Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Linares Rodríguez, J. L., V. Berovides Álvarez, A. Rojas Valdés, L. Márquez Llauger, D. Cobián Rojas, J. A. Camejo Lamas y A. Sosa Prieto. 2010. Morfometría, densidad y alimentación de la jutía conga (*Capromys pilorides* Say) en la Reserva de Biosfera Península de Guanahacabibes. *Cubazoo* 21: 61-65.
- Macías, S. y E. C. Mora. 2006. Variability in the echolocation behavior of the big fruit-eating bat *Artibeus jamaicensis parvipes* (Chiroptera: Phyllostomidae) in Cuba. *Revista Biología* 20: 24-29.
- Macías, S., E. C. Mora, A. García e Y. Macías. 2006. Echolocation behavior of *Brachyphylla nana* (Chiroptera: Phyllostomidae) under laboratory conditions. *Caribbean Journal of Science* 42: 114-120.

- Macías, S., E. C. Mora, C. Koch y O. von Helversen. 2005. Echolocation behavior of *Phyllops falcatus* (Chiroptera: Phyllostomidae): unusual frequency range of the first harmonic. *Acta Chiropterologica* 7:275-283.
- Macías, S., E. Mora y A. García. 2006. Acoustic identification of mormoopid bats: a survey during the evening exodus. *Journal of Mammalogy* 87: 324-330.
- MacSwiney, M. C., F. M. Clarke y P. A. Racey. 2008. What you see is not what you get: the role of ultrasonic detectors in increasing inventory completeness in Neotropical bat assemblages. *Journal of Applied Ecology* 45:1364-1371.
- Mancina, C. A. 2008. Effect of moonlight on nocturnal activity of two Cuban nectarivores: the Greater Antillean Long-tongued bat (*Monophyllus redmani*) and Poey's Flower bat (*Phyllonycteris poeyi*). *Bat Research News* 49: 71-74.
- Mancina, C. A. 2011. Los murciélagos de la Reserva de la Biosfera "Sierra del Rosario", Cuba: un proyecto de monitoreo a largo plazo. *Boletín RELCOM* 2:5-9.
- Mancina, C. A. 2012. Mamíferos. Pp. 268-274. En: *Libro rojo de los vertebrados de Cuba* (H. González; L. Rodríguez; A. Rodríguez; C.A. Mancina y I. Ramos, eds). La Habana: Editorial Academia, La Habana, 303 pp.
- Mancina, C. A. y I. Castro-Arellano. 2013. Unusual temporal niche overlap in a phytophagous bat ensemble of western Cuba. *Journal of Tropical Ecology* 29: 511-521.
- Mancina, C. A., L. Echenique, A. Tejedor, L. García, A. Daniel y M. Ortega. 2007. Endemics under threat: An assessment of the conservation status of Cuban bats. *Hystrix, Italian Journal of Mammalogy* 18: 3-15.
- Mancina, C. A., L. García y R. Capote. 2007. Habitat use by phyllostomid bat assemblages in secondary forests of the "Sierra del Rosario" Biosphere Reserve, Cuba. *Acta Chiropterologica* 9:203-218.
- Mancina, C. A., L. García y B. W. Miller. 2012. Wing morphology, echolocation, and resource partitioning in syntopic Cuban mormoopid bats. *Journal of Mammalogy* 93: 1308-1317.
- Miller, B. W. 2001. A method for determining relative activity of free flying bats using a new activity index for acoustic monitoring. *Acta Chiropterologica* 3: 93-105.
- Mora, E. C., S. Macías, D. Rojas, A. Rodríguez, I. Quiñones, A. García, A. Cádiz y B. Boburg. 2002. Aplicación de métodos bioacústicos y convencionales en la caracterización de la comunidad de murciélagos de la Cueva del Indio, Tapaste, La Habana, Cuba. *Revista Biología* 16: 159-166.
- Mora, E. C., S. Macías, M. Vater, F. Coro y M. Kossel. 2004. Specializations for aerial hawking in the echolocation system of *Molossus molossus* (Molossidae, Chiroptera). *Journal of Comparative Physiology A* 190: 561-574.
- Mora, E. C. y L. Torres. 2007. Echolocation in the large molossid bats *Eumops glaucinus* and *Nyctinomops macrotis*. *Zoological Science* 25: 6-13.
- Mora, E. C. y S. Macías. 2006. Echolocation calls of Poey's flower bat (*Phyllonycteris poeyi*) unlike those of other phyllostomids. *Naturwissenschaften* 94: 380-383.
- Mora, E., C. Ibáñez, S. Macías, J. Juste B, I. López y L. Torres. 2011. Plasticity in the echolocation inventory of *Mormopterus minutus* (Chiroptera, Molossidae). *Acta Chiropterologica* 13:179-187.
- Murray, K. L., E. Fraser, C. Davy, T. H. Fleming y M. B. Fenton. 2009. Characterization of the echolocation calls of bats from Exuma, Bahamas. *Acta Chiropterologica* 11: 415-424.
- Noss R. F. 1990. Indicators for monitoring biodiversity: A hierarchical approach. *Conservation Biology* 4: 355-364.
- O'Donnell, C. F. 2009. Population dynamics and survivorship in bats. Pp. 158-176. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- O'Connell, A.F., J. D. Nichols y K. U. Karanth (Eds.). 2011. *Camera traps in animal ecology. Methods and analyses*. Springer, 271 pp.
- Parsons, S. y J. M. Szewczak. 2009. Detecting, recording, and analyzing the vocalizations of bats. Pp. 91 - 111. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Rodríguez, A. y E. C. Mora. 2006. The Echolocation repertoire of *Eptesicus fuscus* (Chiroptera: Vespertilionidae) in Cuba. *Caribbean Journal of Science* 42:121-128.
- Rodríguez-Durán, A. y A. R. Lewis. 1987. Patterns of population size, diet, and activity time for a multispecies assemblage of bats at a cave in Puerto Rico. *Caribbean Journal of Science* 23:352-360.
- Sánchez, L., C. R. Moreno y E. C. Mora. 2017. Echolocation calls of *Natalus primus* (Chiroptera: Natalidae): Implications for conservation monitoring of this species. *Cogent Biology* 3: 1355027.

- Sato, J. J., S. D. Ohdachi, L. M. Echenique-Díaz, R. Borroto-Páez, G. Begué-Quiala, J. L. Delgado-Labañino, J. Gámez-Díez, J. Alvarez-Lemus, S. T. Nguyen, N. Yamaguchi y M. Kita. 2016. Molecular phylogenetic analysis of nuclear genes suggests a Cenozoic over-water dispersal origin for the Cuban solenodon. *Scientific Reports* 6: 31173.
- Schnitzler, H., E. K. V. Kalko, I. Kaipf y A. D. Grinnell. 1994. Fishing and echolocation behavior of the Greater Bulldog bat, *Noctilio leporinus*, in the field. *Behavior Ecology and Sociobiology* 35: 327-345.
- Sikes, R. S., W. L. Gannon y "Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogist". 2011. Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy* 92(1): 235-253.
- Silva Taboada, G. 1979. *Murciélagos de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 423 pp.
- Silva Taboada, G. 2002. Mamíferos de Cuba. Pp. 255-270. En: *Diversidad y conservación de los mamíferos neotropicales*. (G. Ceballos y J. A. Simonetti, eds.). CONABIO. UNAM, México, D. F.
- Silva Taboada, G., W. Suárez-Duque y S. Díaz-Franco. 2007. *Compendio de los mamíferos terrestres autóctonos de Cuba vivientes y extinguidos*. Ediciones Boloña, La Habana, 465 pp.
- Simmons, N. B. y R. S. Voss. 2009. Collection, preparation, and fixation of bats specimens and tissues. Pp. 849 – 867. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Sueur, J., A. Farina, A. Gasc, N. Pieretti y S. Pavoine. 2014. Acoustic indices for biodiversity assessment and landscape investigation. *Acta Acustica United with Acustica* 100: 772-781.
- Tejedor, A. 2011. Systematics of Funnel-eared bats (Chiroptera: Natalidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 353: 1-140.
- Torre, I., A. Arrizabalaga y C. Flaquer. 2004. Three methods for assessing richness and composition of small mammal communities. *Journal of Mammalogy* 85: 524-530.
- Varona, L. S. 1974. *Catálogo de los mamíferos vivientes y extinguidos de las Antillas*. Academia de Ciencias de Cuba, La Habana, 139 pp.
- Walters, C. L., R. Freeman, A. Collen, C. Dietz, M. B. Fenton, G. Jones, M. K. Obrist, S. J. Puechmaille, T. Sattler, B. M. Siemers, S. Parsons y K. E. Jones. 2012. A continental-scale tool for acoustic identification of European bats. *Journal of Applied Ecology*.
- White G. C. y K. P. Burnham. 1999. Program MARK: survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study* 46 (Supplement): 120–138.
- Wilson, D. E., F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster. 1996 (eds.). 1996. *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for Mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington, 409 pp.
- Yom-Tov, Y. y D. Wool. 1997. Do the contents of Barn Owl pellets accurately represent the proportion of prey species in the field? *The Condor* 99: 972-976.



Monophyllus redmani. © M. D. Tuttle

Anexo 21.1. Lista de especies de mamíferos vivientes de Cuba. Para cada especie se brinda el apéndice en el que aparecen en la Resolución 160 y la categoría de amenaza según el Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba (Mancina, 2012). Los endemismos se indican con un asterisco después del nombre científico.

Orden/Familia	Especies	Res. 160	Amenaza
Rodentia/ Capromyidae	<i>Capromys pilorides</i> (Say, 1822) *	I y II	
	<i>Mysateles prehensilis</i> (Poeppig, 1824) *	I	
	<i>Mesocapromys melanurus</i> (Poey, 1865) *	I	Vu
	<i>Mesocapromys angelcabrerai</i> (Varona, 1979) *	I	CR
	<i>Mesocapromys auritus</i> (Varona, 1970) *	I	CR
	<i>Mesocapromys nanus</i> (G. M. Allen, 1917) *	I	CR
	<i>Mesocapromys sanfelipensis</i> (Varona y Garrido, 1970) *	I	CR
Chiroptera/ Noctilionidae	<i>Noctilio leporinus</i> (Linnaeus, 1758)	I	
Chiroptera/ Phyllostomidae	<i>Macrotus waterhousei</i> Gray, 1843	II	
	<i>Brachyphylla nana</i> Miller, 1902	I	
	<i>Phyllonycteris poeyi</i> Gundlach, 1861 *	I	
	<i>Erophylla sezekorni</i> (Gundlach, 1861)	I	
	<i>Monophyllus redmani</i> Leach, 1821	II	
	<i>Artibeus jamaicensis</i> Leach, 1821	II	
	<i>Phyllops falcatus</i> (Gray, 1839)	II	
Chiroptera/ Mormoopidae	<i>Mormoops blainvillei</i> Leach, 1821	II	
	<i>Pteronotus macleayi</i> (Gray, 1839)	II	
	<i>Pteronotus quadridens</i> (Gundlach, 1840)	II	
	<i>Pteronotus parnelli</i> (Gray, 1843)	II	
Chiroptera/ Natalidae	<i>Natalus primus</i> Anthony, 1919 *	I	CR
	<i>Nyctiellus lepidus</i> (Gervais, 1837)	I	
	<i>Chilonatalus macer</i> (Miller, 1914) *	I	
Chiroptera/ Vespertilionidae	<i>Nycticeius cubanus</i> (Gundlach, 1862)*	I	
	<i>Eptesicus fuscus</i> (Beauvois, 1796)	II	
	<i>Dasypterus insularis</i> (Hall y Jones, 1961) *	I	Vu
	<i>Lasiurus pfeifferi</i> (Gundlach, 1862) *	II	
	<i>Antrozous koopmani</i> Orr y Silva, 1960 *	I	Vu
Chiroptera/ Molossidae	<i>Molossus molossus</i> (Pallas, 1766)	II	
	<i>Tadarida brasiliensis</i> (I. Geoffroy, 1824)	II	
	<i>Mormopterus minutus</i> (Miller, 1899) *	I	Vu
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (E. Geoffroy, 1805)	II	
	<i>Nyctinomops macrotis</i> (Gray, 1840)	II	
	<i>Eumops ferox</i> (Gundlach, 1862)	II	
Soricomorpha/ Solenodontidae	<i>Solenodon cubanus</i> Peters, 1861 *	I	CR

Anexo 21.2. Breve descripción del patrón de vocalizaciones de algunas especies de murciélagos presentes en Cuba, se incluyen algunas de las variables acústicas más usadas para reconocer las llamadas: Duración (Dur.), frecuencia mínima (Fmín.), frecuencia máxima (Fmáx.) y frecuencia de máxima energía (FME). Estas variables pueden diferir ligeramente debido a los ajustes para realizar dichas mediciones. Entre paréntesis se identifican con letras el patrón de la llamada que se presenta en la Figura 13 y con números las referencias.

Grupo	Descripción	Dur	Fmín	Fmáx	FME	Familia	Especies
I	Llamadas con un gran segmento de FC, y cortos de FM; compuestas por múltiples armónicos	21	59	60	60	Mormoopidae	<i>Pteronotus parnelli</i> 1
		3	33	62	42	Vespertilionidae	<i>Eptesicus fuscus</i> (a) 2
II	Llamadas con un componente cuasi-constante	5	33	47	36	Vespertilionidae	<i>Nycticeius cubanus</i> (a) 3
		14	15	23	18	Molossidae	<i>Eumops ferox</i> (b) 4
		6	31	60	40	Molossidae	<i>Mormopterus minutus</i> (b) 5
		4	21	58	38	Molossidae	<i>Tadarida brasiliensis</i> (b) 6
		11	32	35	34	Molossidae	<i>Molossus molossus</i> (b) 7
III	Llamadas de FM con un pequeño segmento de FC; llamadas de FM que varían poco la frecuencia	4	69	83	80	Mormoopidae	<i>Pteronotus quadridens</i> (c) 1
		4	56	71	70	Mormoopidae	<i>Pteronotus macleayi</i> (c) 1
		9	-	55	-	Noctilionidae	<i>Noctilio leporinus</i> (d) 8
IV	Llamadas de FM descendente, compuestas por múltiples armónicos	2	46	104	79	Natalidae	<i>Natalus primus</i> (e) 13
		3	71	114	83	Natalidae	<i>Nyctiellus lepidus</i> (f) 6
		2	51	67	61	Mormoopidae	<i>Mormoops blainvillei</i> (g) 1
		14	16	29	20	Molossidae	<i>Nyctinomops macrotis</i> (h) 4
		5	34	46	39	Phyllostomidae	<i>Phyllonycteris poeyi</i> (i) 3
		2	33	60	45	Phyllostomidae	<i>Erophylla sezekorni</i> (i) 6
		2	34	89	59	Phyllostomidae	<i>Brachyphylla nana</i> (j) 9
		1	66	90	-	Phyllostomidae	<i>Artibeus jamaicensis</i> (k) 10,11
		5	23	73	-	Phyllostomidae	<i>Phyllops falcatus</i> (j) 12
						Phyllostomidae	<i>Macrotus waterhousei</i> (l) *
				Phyllostomidae	<i>Monophyllus redmani</i> (m) *		

Referencias: 1. Macías *et al.* (2006), 2. Rodríguez y Mora (2006), 3. Mora y Macías (2006), 4. Mora y Torres (2008), 5. Mora *et al.* (2011), 6. Murray *et al.* (2009), 7. Mora *et al.* (2004), 8. Schnitzler *et al.* (1994), 9. Macías *et al.* (2006), 10. Macía y Mora (2006), 11. Brinkløv *et al.* (2009), 12. Macías *et al.* (2005) y 13. Sánchez *et al.* (2017).

Anexo 21.3. Claves para la identificación de familias y especies de murciélagos presentes en Cuba.

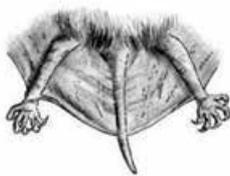
Las siguientes claves están diseñadas para la identificación de especies de murciélagos capturados vivos y en la mano. Para facilitar su uso se trataron de emplear fundamentalmente caracteres cualitativos externos; no obstante, para separar algunas especies fue necesario incorporar la longitud del antebrazo. Esta es una medida estándar en los estudios con murciélagos y es fácil de medir, ya sea con una regla o un pie de rey (calibrador). Esta medida es la distancia mínima entre el codo y la muñeca de las extremidades anteriores (alas).



Forma de medir la longitud del antebrazo con un calibrador.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE FAMILIAS

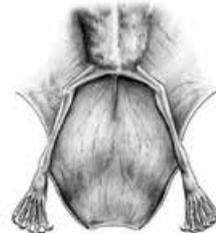
- 1 (a). Hojuela nasal presente o rudimentaria _____ **PHYLLOSTOMIDAE**
- 1 (b). Hojuela nasal ausente _____ 2
- 2 (a). Cola gruesa y extendida más allá del uropatagio _____ **MOLOSSIDAE**
- 2 (b). Cola delgada y sin extenderse más allá del uropatagio, si se extiende nunca es más de la mitad de su largo _____ 3
- 3 (a). Cola se extiende hasta el borde del uropatagio _____ 4
- 3 (b). Con cola que no se extiende hasta el borde del uropatagio y que sobresale dorsalmente cerca del centro del uropatagio _____ 5
- 4 (a). Con orejas formando un embudo y ojos diminutos; los machos poseen un órgano glandular sobre el hocico, patas alargadas y uropatagio ancho _____ **NATALIDAE**
- 4 (b). Con orejas sin formar un embudo y uropatagio en forma de V _____ **VESPERTILIONIDAE**
- 5 (a). Labio superior profundamente hendido y labio inferior de apariencia normal; uñas de las patas traseras largas _____ **NOCTILIONIDAE**
- 5 (b). Labio superior de apariencia normal y labio inferior con pliegues irregulares y pequeñas verrugas _____ **MORMOOPIDAE**



Molossidae



Vespertilionidae



Noctilionidae

Clave para la identificación de las especies de la familia Phyllostomidae.

1 (a). Hojuela nasal presente _____	2
1 (b). Hojuela nasal ausente _____	6
2 (a). Hojuela nasal grande _____	3
2 (b). Hojuela nasal pequeña _____	5
3 (a). Cola más larga que el fémur, uropatagio amplio y espolón desarrollado, orejas grandes unidas en la base por una membrana _____	<i>MACROTUS WATERHOUSEI</i> (Fig. A1)
3 (b). Cola ausente y uropatagio reducido, orejas relativamente pequeñas y bien separadas en la cabeza _____	4
4 (a). Antebrazo menor de 49mm, trago de color amarillo, parches blancos en los hombros, hojuela nasal lanceolada _____	<i>PHYLLOPS FALCATUS</i> (Fig. A2)
4 (b). Antebrazo mayor de 49mm, labio inferior con lóbulos dérmicos alrededor de un cojinete central, hojuela nasal prominente y puntiaguda _____	<i>ARTIBEUS JAMAICENSIS</i> (Fig. A3)
5 (a). Antebrazo mayor de 43 mm, hocico largo y fino, hojuela nasal puntiaguda _____	<i>MONOPHYLLUS REDMANI</i> (Fig. A4)
5 (b). Antebrazo menor de 43 mm, repliegue dérmico alrededor de los nostrilos con una proyección puntiaguda pequeña en su borde superior, espolón diminuto _____	<i>EROPHYLLA SEZEKORNI</i> (Fig. A5)
6 (a). Verruga pequeña pero conspicua delante del nacimiento de la oreja, extremidades inferiores muy largas _____	<i>PHYLLONYCTERIS POEYI</i> (Fig. A6)
6 (b). Sin cola, labio inferior con numerosas verrugas pequeñas, verruga pequeña detrás del ángulo de la boca _____	<i>BRACHYPHYLLA NANA</i> (Fig. A7)

Familia Noctilionidae. Solo está representada en Cuba por una especie, el murciélago pescador (*NOCTILIO LEPORINUS*). Tiene orejas relativamente largas y puntiagudas y bien separadas entre sí. Los belfos están bien desarrollados y el labio superior está profundamente hendido dándole una apariencia de "bulldog" (Fig. A8). Las extremidades posteriores son largas, robustas y con calcáneos bien desarrollados; uñas alargadas y comprimidas lateralmente.

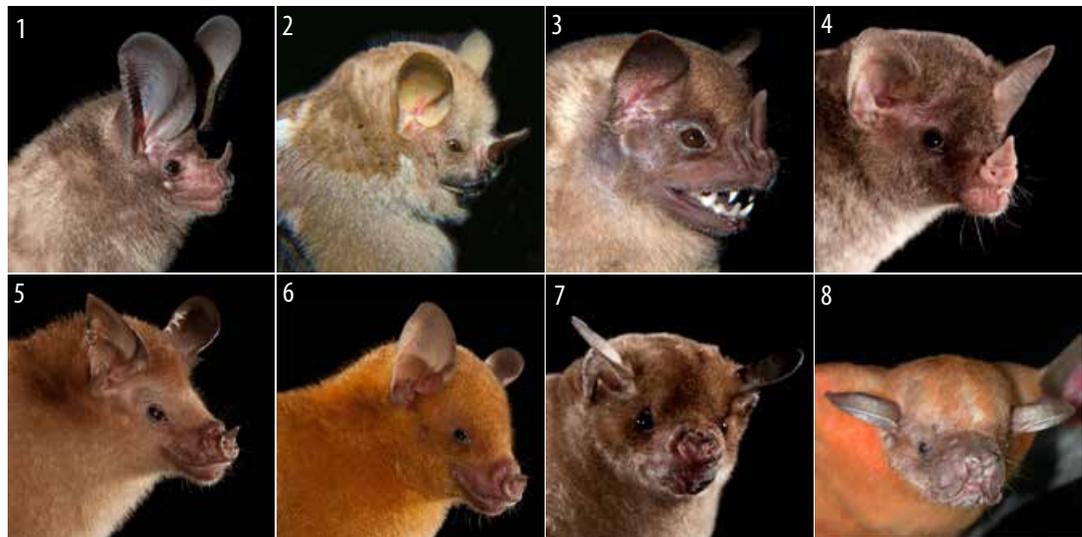


Figura A. Especies de la familia Phyllostomidae y Noctilionidae. 1. *Macrotus waterhousei*, 2. *Phyllops falcatus*, 3. *Artibeus jamaicensis*, 4. *Monophyllus redmani*, 5. *Erophylla sezekorni*, 6. *Phyllonycteris poeyi*, 7. *Brachyphylla nana* y 8. *Noctilio leporinus*. © C. A. Mancina (1, 2, 3), © M. D. Tuttle (4, 5, 6, 7) y © A. Hernández (8)

Clave para la identificación de las especies de la familia Mormoopidae.

- 1 (a). Longitud del antebrazo mayor de 70mm _____ 2
 1 (b). Longitud del antebrazo menor de 70 mm _____ 3

2 (a). Hocico corto y abultado con protuberancias carnosas al dorso, excrecencias cutáneas encima de los nostrilos, doble repliegue dérmico anterior en el labio inferior con múltiples lóbulos diminutos, orejas cortas y puntiagudas, metacarpianos 4to y 5to del mismo largo _____ *PTERONOTUS PARNELLI* (Fig. A9)

2 (b). Labio inferior con complicados pliegues y dobleces, placa central del labio inferior en forma de escudo cubierta de tubérculos verrugosos, orejas llegan hasta la parte anterior del rostro, metacarpianos 4to y 5to del mismo largo _____ *MORMOOPS BLAINVILLEI* (Fig. A10)

3 (a). Tramo medio del borde libre del uropatagio presenta entre 7 y 10 pequeñas rayas perpendiculares al borde, antebrazo de 39-45 mm, proyecciones cuadradas sobre los nostrilos _____ *PTERONOTUS MACLEAYI* (Fig. A11)

3 (b). Tramo medio del borde libre del uropatagio liso, antebrazo de 34-41 mm, hocico con lengüeta carnosa a los lados de la nariz y diminutos lobulillos sobre cada nostrilo _____ *PTERONOTUS QUADRIDENS* (Fig. A12)



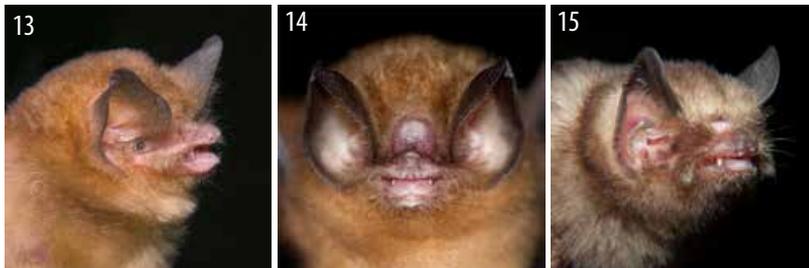
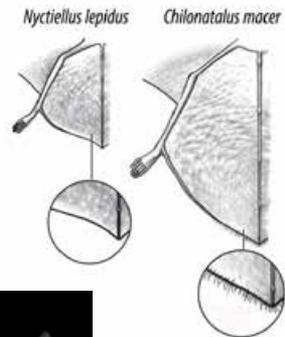
Figura A (continuación). Especies de la familia Mormoopidae. 9. *Pteronotus parnelli*, 10. *Mormoops blainvillei*, 11. *Pteronotus macleayi*, 12. *Pteronotus quadridens*. © C. A. Mancina (9, 10, 11, 12).

Clave para la identificación de las especies de la familia Natalidae.

- 1 (a). Antebrazo mayor de 45 mm, masa corporal mayor 6g _____ *NATALUS PRIMUS* (Fig. A13)
 1 (b). Antebrazo menor de 40 mm, masa corporal menor 6g _____ 2

2 (a). Plagiopatagio terminado en la mitad o más arriba de la tibia, el borde libre del uropatagio presenta flecos de pelos _____ *CHILONATALUS MACER* (Fig. A14)

2 (b). Plagiopatagio terminado más debajo de la mitad de la tibia, el borde libre del uropatagio es desnudo _____ *NYCTIELLUS LEPIDUS* (Fig. A15)



Detalle de la vista dorsal del uropatagio de *Nyctiellus* y *Chilonatalus*, tomado de Tejedor (2011).

Figura A (continuación). Especies de la familia Natalidae. 13. *Natalus primus*, 14. *Chilonatalus macer*, 15. *Nyctiellus lepidus*. © H. M. Díaz (13), © R. López-Silvero (14) y © C. A. Mancina (15).

Clave para la identificación de las especies de la familia Vespertilionidae.

1 (a). Orejas muy largas que llevadas hacia delante sobresalen el extremo anterior del hocico, hocico ancho y corto, trago muy largo y el color del pelaje es amarillo pálido ___ **ANTROZOUS KOOPMANI** (Fig. A16)
 1 (b). Orejas cortas o medianas que no sobresalen el hocico cuando son llevadas hacia delante _____ 2

2 (a). Longitud del antebrazo menor de 36 mm, hocico corto algo abultado lateralmente entre el ojo y los nostrilos, cojinete dérmico en el centro del labio inferior, color pardo ___ **NYCTICEIUS CUBANUS** (Fig. A17)
 2 (b). Longitud del antebrazo mayor de 36 mm, hocico ancho y corto _____ 3

3 (a). Metacarpianos 3ro más corto que el antebrazo, patagios cubiertos de pelos a los lados del cuerpo y en la base de la cola, color pardo oscuro _____ **EPTESICUS FUSCUS** (Fig. A18)
 3 (b). Metacarpianos 3ro más largo que el antebrazo _____ 4

4 (a). Antebrazo mayor de 52 mm, pólce largo (9-11mm, incluida la uña), pelaje de color amarillo dorado _____ **DASYPTERUS INSULARIS**
 4 (b). Antebrazo menor de 52 mm, membranas alares oscuras y ornamentadas con reticulaciones, pelaje de color rojizo _____ **LASIURUS PFEIFFERI** (Fig. A19)



Figura A (continuación). Especies de la familia Vespertilionidae. 16. *Antrozous koopmani*, 17. *Nycticeius cubanus*, 18. *Eptesicus fuscus* y 19. *Lasiurus pfeifferi*. © C. A. Mancina (16), © H. M. Díaz (17, 19) y © J. Monzón (18).

Clave para la identificación de las especies de la familia Molossidae.

1 (a). Antebrazo mayor de 50 mm _____ 2
 1 (b). Antebrazo menor de 50 mm _____ 3

2 (a). Labio superior con pliegues verticales y arrugas, orejas unidas sobre la frente; con una notable quilla longitudinal en la cara ventral, proyectada sobre el ojo _____ **NYCTINOMOPS MACROTIS**
 2 (b). Tamaño grande, hocico muy estrecho, labio superior liso, orejas más anchas que largas _____ **EUMOPS FEROX** (Fig. A20)

3 (a). Hocico alargado o medianamente alargado _____ 4
 3 (b). Hocico estrecho _____ 5

4 (a). Labio superior sobresale del inferior, pólce provisto de un cojinete carnoso discoidal en su base ___ **MORMOPTERUS MINUTUS** (Fig. A21)

4 (b). Hocico agudo en su porción anterior, orejas pequeñas y replegadas con sus márgenes internos naciendo de un mismo punto sobre la frente _____ **MOLOSSUS MOLOSSUS** (Fig. A22)

5 (a). Labio superior profundamente arrugado con pliegues verticales, las orejas son grandes y redondeadas con los bordes superiores unidos en la frente _____ **NYCTINOMOPS LATICAUDATUS**

5 (b). Labio superior con surcos verticales _____ **TADARIDA BRASILIENSIS** (Fig. A23).

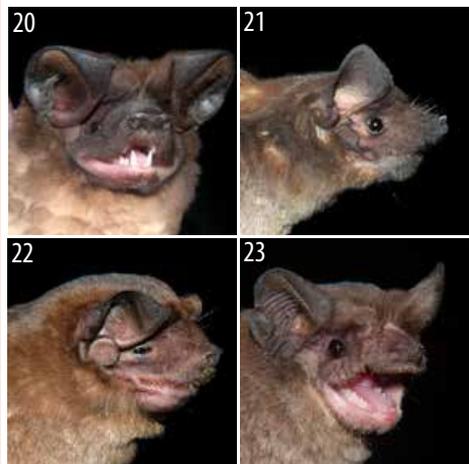
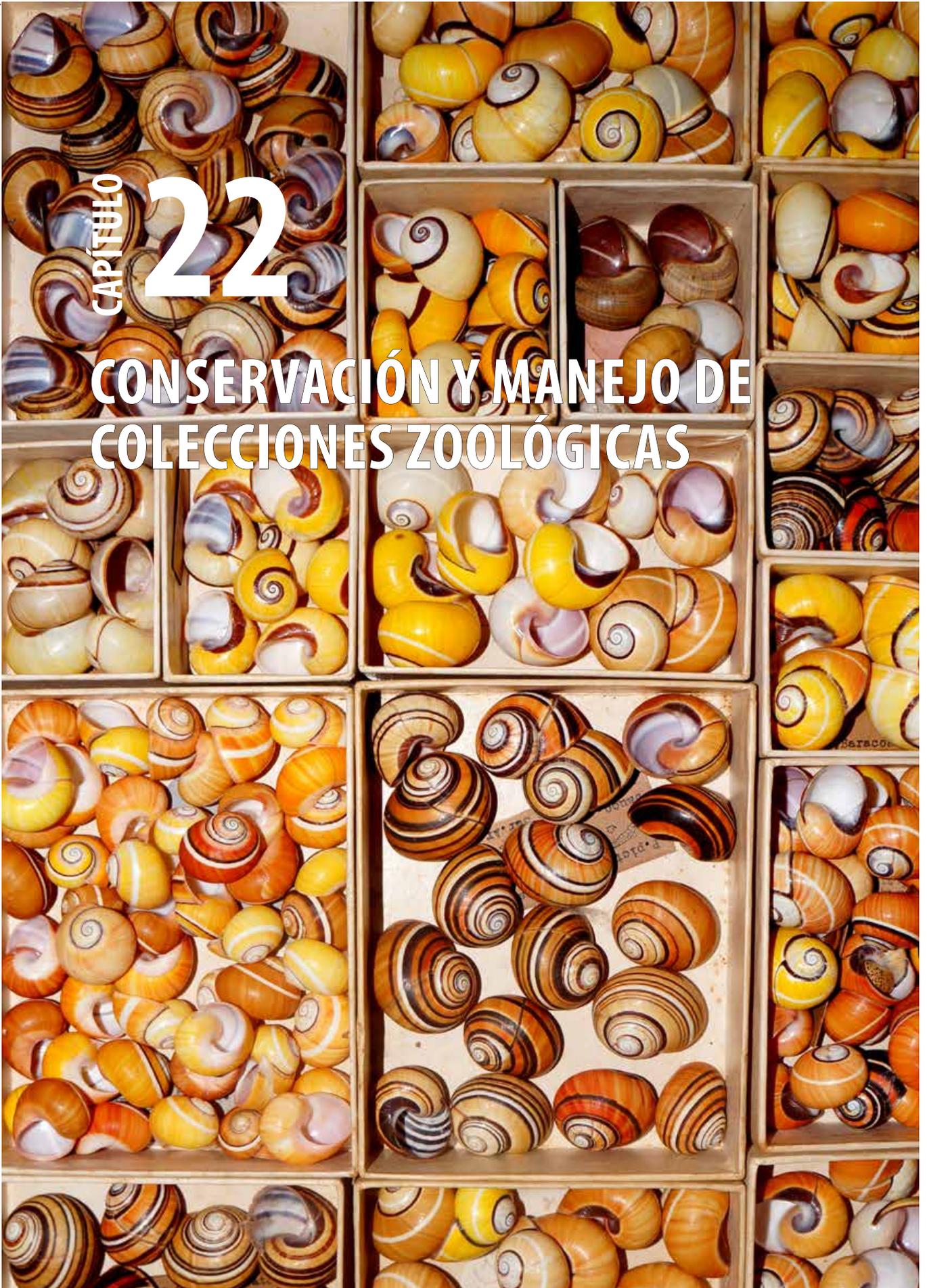


Figura A (continuación). Especies de la familia Molossidae. 20. *Eumops ferox*, 21. *Mormopterus minutus*, 22. *Molossus molossus* y 23. *Tadarida brasiliensis*. © C. A. Mancina (20, 21, 22 y 23).

CAPÍTULO

22

CONSERVACIÓN Y MANEJO DE COLECCIONES ZOOLOGICAS



CONSERVACIÓN Y MANEJO DE COLECCIONES ZOOLOGICAS

NAYLA GARCÍA RODRÍGUEZ¹
JANS MORFFE RODRÍGUEZ¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática



INTRODUCCIÓN

Los estudios taxonómicos y sistemáticos constituyen la única vía para el conocimiento de la diversidad biológica, fundamento y garantía de la realización de inventarios, evaluaciones de impacto de la actividad humana o de fenómenos naturales, rehabilitación de áreas degradadas, planes de manejo y cualquier otro aspecto relacionado con la biodiversidad, su uso y conservación. La base de estos estudios son las colecciones biológicas, depositarias y diseminadoras de información calificada y fidedigna sobre la biodiversidad (Mesa, 2006; Winston, 2007; González *et al.*, 2008).

Además de constituir la base de estos estudios, son instrumento imprescindible en el proceso de enseñanza y aprendizaje de las ciencias naturales y en la sensibilización ciudadana con la problemática ambiental y la conservación de la naturaleza. Por otra parte, permiten un abaratamiento sustancial del costo de las investigaciones científicas al proveer de una base material representativa y de fácil acceso para cualquier estudio relacionado con el medio ambiente natural (García y Morffe, 2012).

Estas mismas colecciones aportan los fundamentos de otras muchas disciplinas con

reconocida repercusión social como la arqueología, la antropología, la salud pública y el seguimiento epidemiológico de enfermedades y vectores, su aplicación en criminalística, las regulaciones aduanales, el control del comercio ilegal o la lucha contra el narcotráfico. Estas funciones sociales podrían quedar seriamente inhabilitadas si las colecciones biológicas desaparecieran (Suárez y Tsutsui, 2004; García y Morffe, 2013).

CARACTERÍSTICAS DE LAS COLECCIONES ZOOLOGICAS

En las colecciones zoológicas se incluyen organismos vertebrados e invertebrados, terrestres y marinos, fósiles y microorganismos. Una composición tan amplia y variada trae aparejada una amplia y variada gama de metodologías para su conservación y manejo, en ocasiones difíciles de generalizar y ajustar a los procedimientos clásicos para la curaduría de colecciones (Fig. 22.1).

Sus ejemplares muestran un acentuado ritmo de autodegradación y reactividad a los agentes de deterioro, dada su composición mayoritaria o exclusivamente orgánica o su relativa inestabilidad o fragilidad estructural. La degradación también incluye a los soportes de montaje y la documentación asociada. Dado lo anterior, la conservación de las co-



Figura 22.1. Ejemplos de colecciones zoológicas del Instituto de Ecología y Sistemática, Cuba. A. Mastozoológica. B. Entomológica. C. Malacológica. D. Ornitológica (huevos). E. Paleontológica. © N. García.

478

lecciones zoológicas requiere de condiciones de almacenamiento muy específicas de climatización, iluminación, y protección ante los contaminantes químicos, físicos y biológicos. Los altos valores de temperatura y humedad relativa, característicos de nuestro clima, incrementan el efecto combinado de todos estos factores (González *et al.*, 2008).

El valor de una colección de historia natural depende en primera instancia de su riqueza y representatividad, aspecto este en relación directa con la diversidad y número de ejemplares depositados, por lo que suelen ser muy voluminosas y requieren de grandes espacios. Los costos requeridos para la formación y mantenimiento de estas colecciones resultan relativamente altos, pero plenamente justificados por su importancia. Por otra parte, el intercambio de material biológico entre especialistas para su determinación e identificación, con el consiguiente depósito en colecciones de al menos cierta parte de este material y la práctica común de enviar parte de las series tipo a otras instituciones,

favorecen su incremento casi gratuito (García y Morffe, 2012).

RECOLECTA Y PREPARACIÓN

El método de recolecta o muestreo no debe infligir daño alguno al hábitat, ni lesionar más individuos de los que deban recolectarse. No deben violarse las vedas establecidas o contribuir a agravar la situación de las especies declaradas en alguna categoría de amenaza. Con independencia del grupo zoológico de que se trate, las metodologías de investigación y recolecta no deben ser destructivas, lo que debe reducir al mínimo la intervención en los hábitats naturales. Se deben recolectar solo los ejemplares necesarios y solo aquellos que puedan ser conservados, ya que el exceso de ejemplares contribuiría negativamente a la conservación.

Los métodos de recolecta y preparación varían de un grupo taxonómico a otro pero en todos los casos debe garantizar la preservación de los ejemplares. La pérdida de estructuras, la alteración de los colores en vida o



Figura 22.2. Colecciones del Instituto de Ecología y Sistemática, Cuba. A. Líquidas (Herpetológica de la colección J. Gundlach). B. Secas (pieles de estudio de aves cubanas). © N. García.

de la proporción entre las diferentes partes del cuerpo pueden impedir la identificación del ejemplar. La preparación puede facilitar o impedir, según sea el caso, la aplicación de determinadas técnicas como es el caso de estudios de ADN o la determinación de sustancias contaminantes ambientales, por lo que el uso de los ejemplares recolectados también debe tenerse en cuenta para su preparación (Simmons y Muñoz-Saba, 2005; González *et al.*, 2008)

En sentido general suele hablarse de colecciones húmedas (líquidas) y secas (Fig. 22.2). Las primeras, en etanol al 70 %, son la forma más extendida de conservar ejemplares de helmintos, algunos insectos, arácnidos, moluscos (partes blandas), peces, anfibios, reptiles, y mamíferos. Las secas se refieren a las taxidermias en posición anatómica, pieles de estudio, y partes esqueléticas de vertebrados. Incluye además, el montaje de insectos pinchados o punteados, crustáceos, conchas de moluscos, esqueletos de corales, preparaciones para microscopía y fósiles.

Ambos métodos provocan efectos nocivos sobre los ejemplares como son la pérdida de coloración, alteraciones físicas y bioquímicas, y contracción y dilatación de los tejidos por deshidratación y rehidratación. Cada uno de ellos requiere de tratamientos específicos para su conservación y manejo.

CONSERVACIÓN Y ALMACENAMIENTO

Las colecciones requieren de un espacio adecuado para su almacenamiento y organización. El hacinamiento por falta de espacio en locales y estanterías constituye uno de los principales factores de deterioro en estas colecciones. La correcta definición de las características de los locales, casi siempre readaptados, y su adecuación a las necesidades de las colecciones, es lo que permite su óptimo aprovechamiento (Simmons y Muñoz-Saba, 2005; González *et al.*, 2008).

Con independencia del arreglo elegido para organizar nuestras colecciones este debe garantizar el fácil acceso a los ejemplares e información asociada, el mantenimiento del orden, y el mejor ambiente de almacenamiento dadas las características del local y la estantería disponible. En general se recomienda separar las colecciones tipo, separar las colecciones húmedas de las secas, y separar las colecciones históricas y exóticas de las básicas. Todas ellas deben estar bien identificadas.

La estantería utilizada para el almacenamiento o exhibición de los ejemplares debe cumplir los principios básicos de ser inertes, ligeros, incorruptibles e intercambiables. Esto favorece la optimización en el uso del espacio disponible, una adecuada organización y evita reacciones secundarias con los ejemplares y sus soportes. Se recomienda no colocar estantería contra las paredes exteriores, para evitar una mayor transferencia de calor y humedad. Deben disponerse paralelamente a la

circulación del aire procedente de ventanas, ventiladores o climatizadores, instalados a la mayor altura posible para lograr una adecuada circulación.

Los materiales orgánicos pueden ser dañados por los gases y partículas contaminantes de la atmósfera y el polvo, que actúa como abrasivo. Las atmósferas urbanas contienen dióxido de azufre, sulfuro de hidrógeno y óxido nitroso, que combinados con la humedad, provocan reacciones secundarias que pueden promover la degradación de los ejemplares, soportes y contenedores. Las partículas de hollín y alquitrán absorben la humedad formando una capa higroscópica que favorece el desarrollo de reacciones químicas no deseadas, oxidación e implantación de microorganismos. Los cloruros que recristalizan sobre ejemplares y soportes provocan efectos similares (Simmons y Muñoz-Saba, 2005; González *et al.*, 2008).

Las fluctuaciones de temperatura provocan alteraciones en la estructura física de los materiales orgánicos, aunque pueden soportar variaciones de ± 10 °C sin que haya deterioro apreciable. No obstante debe tenerse en cuenta que por cada 10°C que se eleva la temperatura, se duplica la tasa de reacciones químicas, lo que acelera el deterioro causado por otros factores ambientales o por reacción con otros materiales. Valores de humedad relativa por encima del 70 % promueven el crecimiento

de mohos, descomposición y corrosión; por encima o por debajo del 50 % provoca eflorescencias y autodegradación. Las fluctuaciones provocan cuarteamiento y resquebrajamiento de las estructuras (Tabla 22.1). La luz visible y las radiaciones ultravioletas e infrarrojas, dañan los ejemplares de forma irreversible y sus efectos son acelerados por la acción combinada de los otros factores ambientales (Rose *et al.*, 1995; Simmons y Muñoz-Saba, 2005; González *et al.*, 2008).

La temperatura y la aireación pueden modificarse reformando los locales, la humedad relativa sólo mediante la utilización de la ventilación natural o un control tecnológico. Los efectos de la luz pueden ser controlados con una iluminación localizada, el uso de filtros ultravioleta, adecuada ventilación, cortinas o empapelado. Deben protegerse y aislarse las paredes que dan al este y al oeste (sol de la mañana y de las primeras horas de la tarde, respectivamente), tejados muy expuestos al sol del mediodía, grandes ventanales de vidrio, superficies refractarias aledañas, para lo se recomienda el uso de dobles paredes, paneles aislantes, filtros, cortinas, persianas y jardinería (Rose *et al.*, 1995; Simmons y Muñoz-Saba, 2005; González *et al.*, 2008).

Las colecciones biológicas son ricas en materiales orgánicos y también lo son sus soportes de información por lo que constituyen blanco fácil de agentes de biodeterioro. Se considera

Tabla 22.1. Efecto de los cambios en la temperatura y humedad relativa sobre el material de colecciones biológicas.

TEMPERATURA ALTA	HUMEDAD RELATIVA ALTA
<ul style="list-style-type: none"> • Desintegración y decoloración gradual de los compuestos orgánicos, migración de aceites y grasas en ejemplares secos y húmedos • Desintegración gradual del papel ácido, fotos a color, películas de nitrato y acetato • Agrietamiento en ámbar, fósiles y huesos • Sublimación inversa de la naftalina 	<ul style="list-style-type: none"> • Mohos • Oxidación de metales • Distensión (hidratación) de pieles y plantas herborizadas • Delicuescencia en compuestos minerales
TEMPERATURA BAJA	HUMEDAD RELATIVA BAJA
<ul style="list-style-type: none"> • Fragilidad y agrietamiento en huesos, dientes, marfil, fósiles y compuestos minerales 	<ul style="list-style-type: none"> • Contracción (deshidratación) de pieles, plantas herborizadas e insectos montados • Agrietamiento en ámbar y compuestos minerales
FLUCTUACIONES	FLUCTUACIONES
<ul style="list-style-type: none"> • Descamación, agrietamiento y fractura; desprendimiento de pelos, plumas y escamas. 	<ul style="list-style-type: none"> • Contracción y distensión, fractura, sobretensión en marfil, huesos, compuestos de sales y otros.



Figura 22.3. Afectaciones por biodeterioro en colecciones zoológicas. A, B, C. Ejemplares. D. Etiquetas. E, F. Soportes de colecciones. © N. García.

biodeterioro a los cambios no deseados en las propiedades de un ejemplar, ocasionado por la actividad vital de organismos y/o microorganismos. Los daños pueden ser solo estéticos u ocasionar la pérdida progresiva de la cohesión y/o degradación de sus componentes y la destrucción del ejemplar. Los síntomas más comunes son la aparición de manchas, eflorescencias, decoloraciones, ahuecamientos, fisuras, grietas y descomposición (Fig. 22.3).

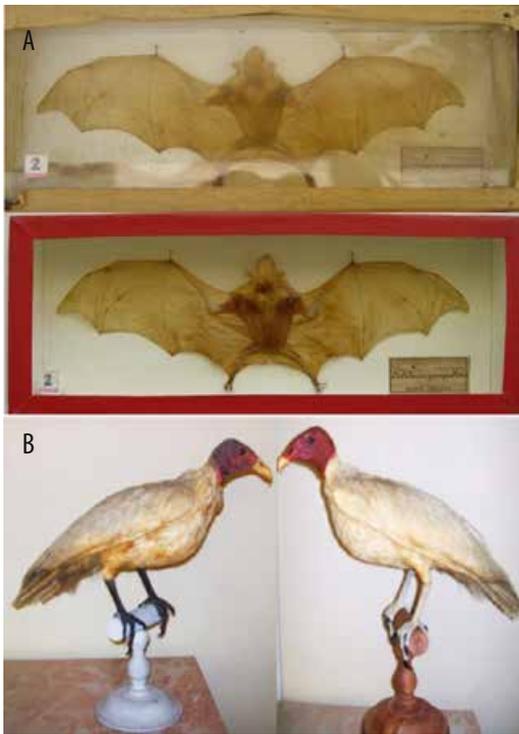
Los agentes de biodeterioro o plagas más frecuentes en colecciones zoológicas son bacterias, hongos, ácaros, insectos y roedores. Otros menos frecuentes pero no menos dañinos son: algas, líquenes, plantas, aves, y murciélagos. Los efectos pueden ser físicos, por abrasión rotura o fractura, al ser usados como refugio, alimento o para la reproducción o químicos, por descomposición o degradación, por efecto de secreciones, excreciones o productos metabólicos secundarios. Afectan por igual a ejemplares, etiquetas, soportes de montaje, documentación, contenedores y locales.

Para el control de los mismos resulta imprescindible la regulación de las condiciones climáticas, la limpieza y ordenamiento sistemático y periódico, el seguimiento del estado

de ejemplares, etiquetas y contenedores y el tratamiento de las afectaciones detectadas. Las fumigaciones deben ser puntuales y específicas. Los agentes germicidas e insecticidas son químicamente activos, capaces de reaccionar con los ejemplares y sus soportes. Por otra parte, su toxicidad puede tener efectos carcinógenos, teratógenos, o provocar enfermedades crónicas debido a su acumulación en el organismo (Simmons y Muñoz-Saba, 2005; González *et al.*, 2008).

Los ejemplares de historia natural pueden ser restaurados y el nivel de intervención va a ser determinado no solo por el grado de afectación sino por su uso. En los ejemplares de estudio la intervención se limita a detener el deterioro, eliminando el agente causal y recolocar partes desprendidas o preservarlas por separado. En los ejemplares de exhibición, la intervención puede incluir la recolocación o sustitución de partes perdidas, y la aplicación de colores y texturas (Fig. 22.4).

En cualquier caso, el objetivo de la restauración debe ser devolver la apariencia original a los ejemplares, preservando sus valores intrínsecos y extrínsecos, a la par que se extiende su durabilidad y uso. Con independencia de la intensidad de la intervención esta debe



482

Figura 22.4. Ejemplares de colecciones zoológicas restaurados. A. *Artibeus jamaicensis* de la colección histórica Juan Cristobal Gundlach del Instituto de Ecología y Sistemática, Cuba. B. *Cathartes aura* de la colección del Museo Oscar María de Rojas, Cárdenas, Matanzas.

ser reversible, no permanente y realizarse con materiales similares para evitar reacciones adversas.

La restauración no garantiza supervivencia del ejemplar intervenido, incrementa el de costos de su conservación y puede producir efectos nocivos secundarios. Un ejemplar restaurado colocado en idénticas condiciones a las que provocaron su deterioro está condenado a su destrucción. La efectividad de la restauración depende en primera instancia del mantenimiento de las condiciones adecuadas para la prevención de su deterioro.

INFORMACIÓN ASOCIADA A COLECCIONES

La información asociada a una colección de historia natural está formada por el conjunto de documentos u otro tipo de soporte donde

se recoge, de forma detallada y precisa, todos los datos científicos y curatoriales correspondientes a cada uno de los ejemplares de sus fondos. Esto incluye etiquetas, registros, fichas, catálogos y similares, cuadernos de campo y bitácoras, además de la bibliografía referida a los aspectos curatoriales, incluidos los documentos de control de su conservación y manejo, así como los resultados de las investigaciones a partir del material depositado en colecciones.

Información imprescindible para cualquier ejemplar es su nombre científico o en su defecto, la categoría taxonómica determinada, fecha de recolecta, nombre del recolector y/o determinador, localidad de recolecta (lugar, municipio, provincia, región, país, localidad), coordenadas geográficas y altura sobre el nivel del mar o profundidad. Otros datos a tener en cuenta serían el hospedante (en el caso de los endo- y ectoparásitos), medidas, peso, color, estado reproductor, sexo, edad relativa y conducta. Los datos curatoriales referidos a su preparación, procesos de limpieza y conservación, restauración y utilización (préstamos, depósitos, intercambio) también forman parte de la información de cada ejemplar.

Otra información no menos importante, es la contenida en los propios ejemplares. Esta es obtenible solo a partir de su estudio directo a través de la más elemental observación o la aplicación de las más modernas tecnologías. Los soportes de la información son el papel, cartulina o similar de documentos como etiquetas, catálogos, registros, reportes, artículos, monografías y fotografías, además de sus correspondientes versiones digitales, bases de datos, grabaciones de sonidos y videos.

El acceso digital a la información asociada a colecciones y sus ejemplares, facilita el trabajo investigativo y contribuye a su conservación. Por otra parte, favorece el establecimiento de redes para el intercambio de información a partir de un equipamiento mínimo indispensable y la disponibilidad de programas adecuados. Esto no implica la eliminación de la información en formato duro, siempre dispo-

nible con independencia de la disponibilidad o no del equipamiento necesario.

PRINCIPALES COLECCIONES ZOOLOGICAS DE CUBA

Del centenar de colecciones zoológicas inventariadas por la Red Nacional de Colecciones Zoológicas, aproximadamente una veintena recogen la mayor riqueza y representatividad de la fauna actual y extinta del archipiélago. Las colecciones de estudio del Instituto de Ecología y Sistemática (IES), el Acuario Nacional de Cuba (ANC) y el Museo Nacional de Historia Natural (MNHN), son las más grandes y ricas en número de especies, con representatividad geográfica e histórica de la diversidad biológica de Cuba y el Caribe. El instituto de Geología y Paleontología posee la colección de fósiles y minerales más rica y mejor representada del país. Otra colección de estudio también significativa pero de alcance regional, es la del Centro de Estudios de la Diversidad Oriental (BIOECO) (Fig. 22.5) (García, 2008; García y Morffe, 2013).

Algunos museos de ciencias naturales o historia natural poseen colecciones de exhibición apreciables como el Carlos de la Torre (Holguín) y el Tomas Romay (Santiago de Cuba). A estos se suman museos provinciales y municipales con colecciones también destacables como el Ignacio Agramonte (Cama-güey) y el Oscar María de Rojas (Cárdenas, Matanzas), por solo citar dos de los ejemplos más sobresalientes.

Universidades e institutos pedagógicos, además de algunas instituciones dedicadas a la investigación, poseen colecciones más o menos extensas y representativas, utilizadas para la enseñanza de las ciencias naturales y como material de referencia en investigaciones aplicadas. Ente ellas se destacan las universidades de Santiago y Villa Clara, y los institutos de Sanidad Vegetal (INISAV) y de Medicina Tropical Pedro Kouri (IPK). El Museo Felipe Poey, de la Facultad de Biología de la Universidad de La Habana, constituye un caso excepcional, por su extraordinario valor histórico y el carácter docente de sus colecciones.



Figura 22.5. Principales colecciones zoológicas de Cuba. A. Instituto de Ecología y Sistemática (terrestres). B. Acuario Nacional de Cuba (marinas). C. Museo de Ciencias Naturales Felipe Poey (docentes). D. Museo Nacional de Historia Natural (exhibición). © N. García.

Todas nuestras colecciones de historia natural están afectadas por graves carencias de recursos materiales y humanos. Los primeros por su alto costo; los segundos, por falta de formación pre- y posgraduada y la ausencia casi total de reconocimiento social a estas labores tan altamente especializadas e imprescindibles. Buena parte de nuestras colecciones de estudio y docente no están inventariadas y las de exhibición carecen en muchos casos de la información complementaria correspondiente aunque muchos de sus ejemplares poseen innegables valores patrimoniales. Otro aspecto preocupante lo constituyen aquellas piezas de historia natural especialmente montadas para la enseñanza de la medicina y las ciencias naturales, muchas de ellas en franco deterioro o inaccesibles para la docencia, estudio y exhibición, joyas de la museografía de la historia natural y testigos del desarrollo histórico de la enseñanza de las ciencias naturales (García y Morffe, 2013)

PROMESAS Y DESAFÍOS DE LAS COLECCIONES CUBANAS

Por lo general, las instituciones no vinculadas al sistema nacional de museos y poseedoras además de colecciones de estudio, ponderan la salvaguarda de estas últimas, pero obvian el carácter patrimonial de sus exhibiciones. En aquellas vinculadas a la educación, se emplean fundamentalmente en la docencia y su tratamiento se encuentra restringido al de cualquier otro medio de enseñanza. Las colecciones utilizadas como material de referencia en investigaciones aplicadas, por lo general carecen del más mínimo tratamiento curatorial.

La composición orgánica de las colecciones biológicas, incluidos soportes y contenedores, hacen que sus niveles de autodeterioro sean muy elevados. Lo mismo sucede con el resto de las colecciones de historia natural, caracterizadas por su marcada reactividad. Su afectación por otros agentes de deterioro es también muy alta y prácticamente en todos los casos irreversible. Es por ello que su conservación debe ser constante y sostenida.

En la legislación referida al medio ambiente y a la diversidad biológica en particular hay una ausencia casi total de definiciones y regulaciones acerca de las colecciones de historia natural, su uso, conservación y manejo. De igual forma sucede con el cuerpo legal referido a la exportación e importación de ejemplares que, por sus características intrínsecas y metodologías de trabajo, requieren de normas y reglamentaciones específicas. Para los trámites aduanales se procede a través de los permisos del Centro de Inspección y Control Ambiental (CICA), Instituto de Investigaciones en Sanidad Vegetal (INISAV) y Servicio Veterinario de Frontera del Instituto de Medicina Veterinaria, bajo aquellas normas referidas a plantas y animales preservados, no siempre adecuadas a nuestras necesidades. No existen normas específicas para el traslado o intercambio de ejemplares de colecciones de historia natural por correo.

La legislación vigente recoge una serie de delitos contra el patrimonio cultural (CNPC/MINCUL, 2002), pero rara vez sus regulaciones son aplicadas a las colecciones de historia natural, vandalizadas con no poca frecuencia. No existe cuerpo legal, equivalente en el área medio ambiental, donde la adquisición o tenencia de ejemplares y colecciones de historia natural en total ausencia de cualquier formalidad legal, incluida la extracción ilegal del país, son hechos lamentablemente frecuentes.

Más de una veintena de especies de invertebrados terrestres y marinos, incluidos o no entre las especies de especial significación, son comercializadas con regularidad en nuestros mercados artesanales. Estos ejemplares son necesariamente extraídos de forma ilícita de los ecosistemas naturales donde habitan muchos de ellos, ubicados en áreas protegidas, pero también de colecciones de historia natural (Fig. 22.6) (García y Morffe, 2014).

Resulta imprescindible un profundo trabajo de integración entre los ministerios de ciencia, cultura y educación para garantizar la adecuada infraestructura que garantice la protección de las colecciones de historia natural como parte del patrimonio de nuestra



Figura 22.6. Algunas de las especies zoológicas más ampliamente comercializadas en los mercados artesanales. A. Mariposas diurnas. B. Moluscos terrestres. C. Moluscos marinos. D. Corales. © J. Morffe.

nación. Por otra parte, sería recomendable regular la creación de nuevas colecciones y favorecer el fortalecimiento institucional de las ya existentes, garantizando las condiciones para su conservación y mantenimiento.

LITERATURA CITADA

- Dalton, R. 2003. Natural history collections in crisis as funding are slashed. *Nature* 423: 575.
- García N. 2008. Las colecciones de ciencias naturales como parte de la identidad cultural. *Cocuyo* 17: 69-70.
- García, N. 2008. Red Nacional de Colecciones Zoológicas. *Acta Botánica*. 202:6-12.
- García, N. y J. Morffe. 2012. Ejemplares e información asociada: el ying y el yang de las Colecciones Biológicas. *CartaCuba* 4(1): 14-16.
- García, N. y J. Morffe. 2013. Colecciones de Historia Natural, a medio camino entre el patrimonio natural y el cultural. *CartaCuba* 3(5):14-16.
- García, N. y J. Morffe. 2014. Patrimonio en venta. *CartaCuba* 6(1): 6-7.
- González, H., G. Silva, N. García, y A. Pérez. 2008. Procedimiento Curatorial para Colecciones Zoológicas Cubanas. *Acta Botánica* 202:13-29.
- Mesa, D. P. 2006. Protocolos para la preservación y manejo de Colecciones Biológicas. *Boletín Científico Centro de Museos, Museo de Historia Natural* 10: 117-148
- Páez, V. P. 2004. El valor de las Colecciones Biológicas. *Boletín Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Colombia* 26 (81).
- Rose, C. L., C. A. Hawks y H. H. Genoways (Eds.). 1995. *Storage of Natural History Collections. A preventive conservation approach*. SPNHC. Ygraphics, York, PA., 2 volum.
- Simmons, J. E. y Y. Muñoz-Saba (Eds.) 2005. *Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas*. Conservación internacional. Serie Manuales para la Conservación. Bogotá D.C., Colombia.
- Suarez, A. V. y N. D. Tsutsui. 2004. The value of museum collections for research and society. *BioScience* 54: 66-74.
- Thomson, K. S. 2005. *Las Colecciones de los Museos de Historia Natural en el Siglo XXI*. Action Bioscience, American Institute of Biological Sciences.
- Winston, J. E. 2007. Archives of small planet: The significance of museum collections and museum-based research in invertebrate taxonomy. *Zootaxa* 1668: 47-54.

Anexo 22.1. Directorio de colecciones zoológicas de Cuba.

- PINAR DEL RÍO.** 1. Museo Municipal Consolación del Sur; calle 62 # 5401 e/ 55 y 57, teléfono 82653; *zoología*. 2. Museo Municipal Guane; Isabel Rubio # 196; *arqueología, paleontología*. 3. Museo Municipal La Palma; Martí # 92; *arqueología, paleontología*. 4. Museo Municipal Los Palacios; calle 21 # 2802 e/ 29 y 31; *arqueología, paleontología*. 5. Museo Municipal Mantua; Martí # 187; *arqueología*. 6. Museo Ciencias Naturales Tranquilino Sandalio de Noda, Pinar del Río; Martí # 202 esq. a Comandante Pinares; teléfono 3087; *zoología, arqueología, paleontología*. 7. Museo Municipal Sandino; Zona K # 10; teléfono 2114; *zoología, arqueología, paleontología*. 8. Museo Adela Azcuy Labrador; Viñales, Salvador Cisneros # 115 e/ Adela Ascuy y Celso Marageto; teléfono 93395; *zoología*. 9. Museo Paleontológico Valle de Viñales; Base de Campismo Dos Hermanas, carretera del Moncada; *zoología, paleontología*. Ave. 31 # 4013 e/ 40 y 42, *arqueología, paleontología*. 12. Museo Municipal Batabanó; calle 74 # 7602 e/ 75 y 77, teléfono 6287505; *arqueología, paleontología*. 13. Museo Municipal Isla de la Juventud; calle 30 e/ 37 y Martí, Nueva Gerona; teléfono 23791, *arqueología, paleontología*. 14. Museo Ciencias Naturales; calle 41 # 4625 carretera a Sigüanea, teléfono 23143, *zoología*. 15. Museo Municipal Mariel; calle 132 # 6926 esq. Ave. 71; teléfono 6392554; *arqueología, paleontología*. 16. Museo Teniente Coronel Herminio Rivera; Ave. 15 # 1211 e/ 12 y 14, Nueva Paz; teléfono 062-44509; *arqueología, paleontología*.
- MAYABEQUE.** 17. Museo Municipal San José de las Lajas; Ave. 47 esq. a 74; teléfono 064-63218; *arqueología, paleontología*. 18. Museo Municipal Santa Cruz del Norte; Ave. 11A # 207 e/ 2 y 4, teléfono 69284345; *arqueología paleontología*. 19. Museo Municipal Quivicán; Ave. 19 # 1604 e/ 16 y 18; *arqueología, paleontología*. 20. Museo Municipal San Antonio de los Baños; calle 66 # 4115 e/ 41 y 45; teléfono: 6502539; *zoología*.

ARTEMISA. 10. Museo Municipal Bahía Honda; Ave. 23 # 2836 e/ 26 y 28; *zoología, arqueología, paleontología*. 11. Museo Municipal Candelaria;

LA HABANA. 21. Instituto de Ecología y Sistemática, Colecciones Zoológicas; carretera de Varona, # 11835, e/ Oriente y Lindero, Calabazar, Boyeros; teléfonos 6438266, 643 8088; *zoología, paleontología*. 22. Museo Municipal Habana del Este; calle 504 # 5812 esq. 5C, Guanabo; teléfono 964184, *zoología, arqueología*. 23. Museo Nacional Historia Natural; Obispo # 61 Plaza de Armas, Habana Vieja; teléfono: 639361, 620353, 632589, 632687, 631268; *zoología, paleontología*. 24. Museo Arqueológico; Tacón # 12 e/ O'Reilly y Empedrado, Habana Vieja; teléfono: 614469; *arqueología*. 25. Museo Antropológico Montané, Universidad de La Habana; edif. Felipe Poey, Colina Universitaria, Plaza de la Revolución; teléfono 793488; *arqueología*. 26. Museo Ciencias Naturales Felipe Poey, Universidad de La Habana; edif. Felipe Poey, Colina Universitaria, Plaza de la Revolución; teléfono 313750, *zoología*. 27. Museo Ernest Hemingway; Finca Vigía e/ Vigía y Steinhart, San Francisco de Paula, San Miguel del Padrón; teléfono 910809; *zoología*. 28. Instituto de Geología y Paleontología; Vía Blanca, San Miguel del Padrón; *zoología, paleontología*. 29. Playa, Museo de Medicina Tropical Carlos J. Finlay; Autopista Novia del Mediodía Km. 16 e/ Autopista Este- Oeste y Carretera Central; teléfono 220425, 220430-45, *parasitología*. 30. Acuario Nacional Colecciones Marinas; Ave. 1ra # 6002, Playa; teléfono 2036401, *zoología*. 31. Fundación para la Naturaleza y el Hombre Antonio Núñez Jiménez, Playa; teléfono; *zoología, arqueología, paleontología*. 32. Centro de Investigaciones Marinas Universidad de La Habana, Dirección: 16 e/ 1ra y 3ra, Playa; teléfonos 2030617, 2025223; *zoología*.

MATANZAS. 33. Museo Municipal Calimete; calle Colón # 4; *arqueología*. 34. Museo Oscar María de Rojas; Calzada # 4 e/ J.A. Echevarría y J. Martí, Cárdenas; teléfono 522417; *zoología, arqueología*. 35. Museo Municipal Jagüey Grande; Central Australia, teléfono 059-2504; *zoología, arqueología*. 36. Museo Municipal Limonar; Máximo Gómez # 25; *zoología, arqueología*. 37. Museo Municipal Martí; Clotilde García # 14 esq. Julio A. Mella, *zoología, arqueología*. 38. Museo Memorial El Morrillo; Matanzas, Km. 1½, Canimar; *zoología, arqueología*. 39. Museo Palacio de Junco; Matanzas, Milanés e/ Magdalena y Allylon, teléfono 3195, 3464; *arqueología*. 40. Museo Municipal de Varadero; 57 # 1 y Playa; teléfono 5613189, *zoología, arqueología*.

CIENFUEGOS: 41. Museo Municipal Aguada de Pasajeros; Ave. Libertad # 2 e/ Calixto García y

Aponte; teléfono 62350; *zoología, arqueología, paleontología*. 42. Museo Provincial Cienfuegos; Ave. 54 # 2702 e/ 25 y 27; teléfono 9722; *arqueología*. 43. Museo Historia Naval Cienfuegos; Ave. # 60 y calle 21, Cayo Loco; teléfono 6024, 9143; *zoología*. 44. Museo Municipal. Cumanayagua; Cienfuegos # 24 e/ Orlando Gómez y Paseo Martí; teléfono 433084; *arqueología*. 43. Museo Municipal Palmira; Villuendas # 41 e/ Cisneros y Agramonte; teléfono 44533; *arqueología*. 44. Museo Municipal, Rodas; Céspedes # 89 e/ Martí y Cnel. Rodríguez; teléfono 49313, *arqueología*.

VILLA CLARA. 45. Museo María Escobar Laredo; Caibarién; Ave. 9 e/ 8 y 10 esq. 10 (altos); *arqueología*. 46. Museo Hermanos Vidal Caro; Camajuaní; Maceo # 21; teléfono 81696; *arqueología*. 47. Cifuentes, Museo Ramón Roa Gari; Martí s/n e/ Jesús Lanza; *arqueología*. 48. Museo Municipal Corralillo; Leoncio Vidal # 63 e/ Martí y Rafael Izquierdo; *arqueología*. 49. Placetas, Museo Municipal; Ave. 1 Norte e/ Paseo Martí y 1 Oeste; teléfono 2127; *arqueología*. 50. Museo Municipal Quemado de Güines; Ave. Central # 29; teléfono: 686294; *arqueología*. 51. Museo Francisco Javier Balmaseda, Remedios; Maceo # 56 e/ Gral. Camilo y Fe del Valle; *arqueología*. 52. Museo Juan L. Roban López, Sagua La Grande; Martí # 68 altos e/ Calixto García y Carmen Rivalta; teléfono 2364, *arqueología*. 53. Museo Provincial Matanzas; Complejo Cultural Abel Santamaría; Rpto. Osvaldo Herrera; teléfono 3041; *zoología*.

SANCTI SPIRITUS. 54. Museo Municipal Cabai-guán; Manolo González # 63 e/ Sergio Soto y Manuel Brito; teléfono 63203; *zoología*. 55. Museo Historia Natural Carlos de la Torre, Sancti Spiritus; Máximo Gómez # 2 Sur; teléfono 26365; *zoología*. 56., Museo *arqueología* Guamuhaya, Sancti Spiritus; Simón Bolívar # 457 e/ Rubén Martínez Villena y Fernando Hernández; teléfono 93420; *arqueología*. 57. Museo Provincial Sancti Spiritus; Céspedes # 11 Sur e/ Ernesto V. Muñoz y Ave. de los Mártires; teléfono: 27435, *arqueología*. 58. Museo Municipal Yaguajay; Zayas # 69 e/ Quintín Banderas y Gral. Peraza, *arqueología*.

CIEGO DE ÁVILA. 59. Museo Municipal 1ro de Enero; Carretera de Morón # 109 e/ Pasaje 7 y O; teléfono 82426, *zoología, arqueología*. 60. Museo Municipal Baraguá; Calle A # 34 e/ 2da y 3ra, *zoología, arqueología*. 61. Museo Municipal Bolivia; Ave. Los Pinos s/n; teléfono 89461; *zoología, arqueología*. 62. Museo Municipal Cham-bas; Agramonte # 80 e/ Calixto García y Martí; teléfono 57139; *zoología, arqueología*. 63. Museo

Municipal Ciro Redondo; Eduardo Palmero # 1; *zoología, arqueología*. 64. Museo Municipal Florencia; Méndez Peñate e/ Agramonte y Julio A. Mella; teléfono 023-059219; *zoología, arqueología*. 65. Museo Municipal Morón; Martí # 374 e/ Sergio Antuna y Crnel. Cervantes; teléfono 54501; *zoología, arqueología*. 66. Museo Municipal Venezuela Dirección: calle E # 20 e/ Martí y Francisco, Teléfono: 91519, Tipo: general, Interés: *arqueología*. 67. Museo Provincial Ciego de Ávila, José A. Echeverría # 25 e/ Independencia y Libertad; teléfono 028128, 028431; *zoología, arqueología*.

CAMAGÜEY: 68. Museo Municipal Nuevitas; Máximo Gómez e/ Joaquín y Maceo; teléfono 42823; *zoología, arqueología*. 69. Museo Ignacio Agramonte; Nuevitas, Avenida de los Mártires # 2; teléfono 82425; *zoología*.

LASTUNAS: 70. Museo Roberto Rojas Tamayo; Colombia, Ave. Cándido González # 101 e/ 18 y O, Rpto. Priges; teléfono 25288; *zoología, arqueología*. 71. Museo Juan Andrés Quezada; Jesús Menéndez, calle 4 # 4 esq. a 17 Batey; teléfono 82376; *zoología, arqueología*. 72. Museo Rosendo Arteaga; Jobabo, Fernando Álvarez # 1 esq. a Francisco Vicente Aguilera; teléfono 27388; *zoología, arqueología*. 73. Museo Gral. Francisco Vega Espinosa, Majibacoa; Complejo Cultural Eusebio Valera Pérez, Carretera Central; teléfono 28143; *zoología, arqueología*. 74. Museo Jesús Suárez Gayol; Manatí, José Galguera s/n e/ Camilo Cienfuegos y Alberto Olivares; teléfono 21389, *zoología, arqueología*. 75. Museo Fernando García Grave de Peralta; Puerto Padre, Yara # 45 e/ Ave. Libertad y Maceo; teléfono 52802; *zoología, arqueología*. 76. Museo Mayor Gral. Vicente García González; Puerto Padre, Francisco Varona s/n e/ Ángel Guerra y Lucas Ortiz; teléfono 48201, *zoología, arqueología*. 77. Museo Amancio Rodríguez Herrero; Puerto Padre, Ave. A # 13 e/ 2da y 3ra El Batey; teléfono 92697; *zoología, arqueología*.

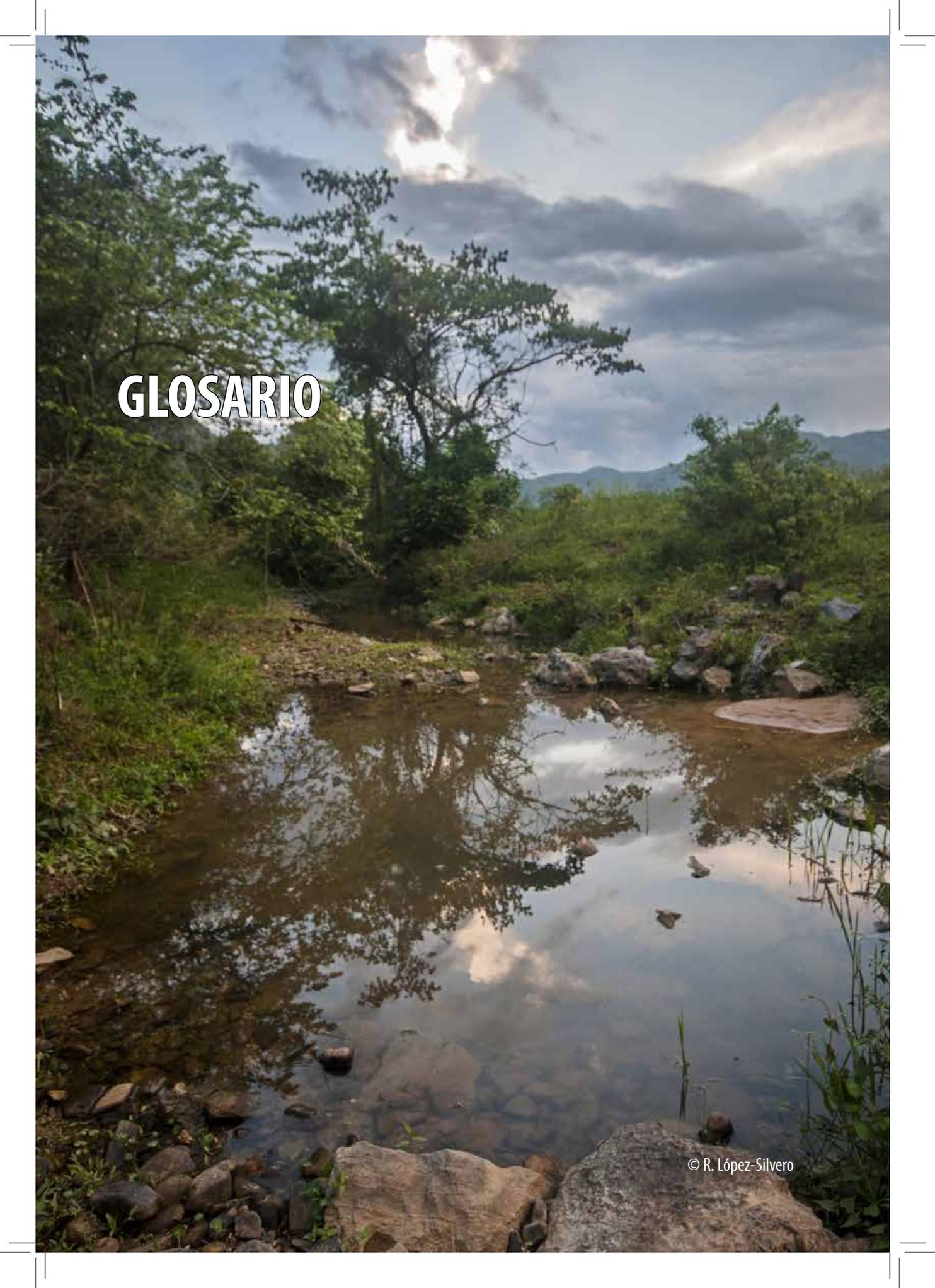
HOLGUÍN: 78. Museo Municipal Antilla; René Ramos Latour # 96 e/ Máximo Gómez y Maceo; teléfono 088462; *zoología, arqueología*. 79. Museo Indocubano Baní; Banes, Gral. Marrero # 305 e/ Céspedes y Martí; teléfono 082487, *zoología, arqueología*. 80. Museo de sitio Chorro de Maíta; Banes, Cerro de Yaguajay, *zoología, arqueología*. 81. Museo Municipal Gibara; Independencia # 19 bajos e/ Céspedes y J. de Peralta; teléfono 034407, *zoología, arqueología*. 82. Gibara, Museo Historia Natural Joaquín Fernández de la Vara; Luz Caballero # 23 e/ Independencia y Sartorio;

zoología. 83. Museo Historia Natural Carlos de la Torre; Holguín, Maceo # 129 e/ Martí y Luz Caballero; teléfono 423935; *zoología*. 84. Museo La Periquera; Holguín, Agramonte # 190 esq. a Maceo; teléfono 463395; *zoología, arqueología*.

GRANMA: 85. Museo Municipal Jiguaní; Gral. Reyes # 35; teléfono 66668; *zoología, arqueología*. 86. Museo Municipal, Manzanillo; Martí # 226; teléfono: 0052053, *zoología, arqueología*. 87. Museo La Demajagua; Manzanillo, Parque Nacional La Demajagua, *zoología, arqueología*. 88. Museo Municipal, Niquero; Céspedes # 75 e/ Juan Bruno Zayas y Ángel de la Guardia, teléfono 592108; *zoología, arqueología*. 89. Museo Provincial, Granma; Maceo # 55 e/ Mármol y William Palmer; teléfono 424125; *zoología, arqueología*.

SANTIAGO DE CUBA: 90. Museo Jesús Rabí, Contramaestre; Ave. 4 # 512 e/ 5 y 7, Baire; teléfono 99339; *zoología, arqueología*. 91. Museo Segundo Frente Oriental Frank País, Mayarí Arriba; Ave. De los Mártires s/n; teléfono 25319; *zoología, arqueología*. 92. Museo Municipal, Palma Soriano; Martí s/n e/ Villuendas y Lara; teléfono 3802; *zoología, arqueología*. 93. Museo Ciencias Naturales Tomas Romay, Santiago de Cuba; Enramada s/n e/ Barnada y Paraíso; teléfono: 623277, 653539; *zoología*. 94. Museo Historia Natural Dr. Jorge Ramón Cuevas, Santiago de Cuba; carretera de Baconao Km. 6½; teléfono 36239; *zoología, arqueología, geología*. 95. Museo Historia Natural Universidad de Santiago de Cuba; Universidad Santiago de Cuba; teléfono: 478932; *zoología*. 96. Museo José Maceo, Songo La Maya; Luis Bonne # 99; *zoología*. 97. Museo Emilio Bacardí Moreau, Songo La Maya; Pío Rosado esq. a Aguilera, teléfono 28402; *arqueología*. 98. Museo 29 de Abril, Songo La Maya; Máximo Gómez #302 e/ Moncada y Céspedes; teléfono: 2632; *arqueología*.

GUANTÁNAMO: 99. Museo Alex Urquiola, El Salvador; Batey Central; *arqueología*. 100. Museo Provincial, Guantánamo; Martí esq. a Prado; teléfono: 325872; *arqueología*. 101. Museo Ovidio Hernández, Maisí; La Máquina; teléfono: 49237, *arqueología*.



GLOSARIO

GLOSARIO

A **ABIÓTICO.** Elemento o sustancia constituyente del sustrato o medio físico, formado por compuestos inorgánicos y orgánicos básicos, junto con minerales y aleaciones que se encuentran formando la tierra, el agua o el aire.

ABUNDANCIA ABSOLUTA. Cantidad de individuos de una especie que habitan un área determinada.

ADAPTACIÓN. Ajuste de los sistemas biológicos frente a los entornos nuevos o cambiantes, es un proceso de modificación evolutiva cuyo resultado es una eficacia mayor de sobrevivencia y de las funciones reproductivas.

AMNIOS. Membrana extraembrionaria que forma un saco lleno de fluido (líquido amniótico) alrededor del embrión en los amniotas.

AMNIOTA. Organismos que desarrollan un amnios en su etapa embrionaria, estos son los reptiles, aves y mamíferos.

AMPLEXUS. Abrazo copulatorio de ranas y sapos.

ANCESTRO COMÚN. Especie hipotética que, a través de la evolución, dio lugar a dos o más especies; la complejidad de la evolución y la discontinuidad del registro fósil impiden muchas veces establecer con certeza el ancestro común de un conjunto de especies.

ANGIOSPERMAS. Plantas con flores cuyos carpelos forman un ovario que contiene los óvulos; plantas vasculares que producen semillas.

ANILLO (MICOLOGÍA). Es la estructura membranosa de forma circular que rodea el pie y constituye restos del velo parcial en algunos Agaricales.

ANTILLAS. Conjunto de islas conformadas por Las Bahamas, las Grandes Antillas y las Antillas Menores, ubicado entre el mar Caribe y el océano Atlántico.

ANTRÓPICO. Originado o creado por el hombre.

ANTROPOGÉNICO. Resultante o producido por acciones humanas.

APÓFISIS. Protuberancia o proyección de la cutícula.

ÁREA BASAL (BOTÁNICA). Es la relación entre las secciones normales de los árboles de un espacio forestal y la superficie de terreno que

ocupan. Área calculada a partir del diámetro del tronco de un árbol.

ARTRÓPODOS. Animales invertebrados de cuerpo y apéndices articulados, entre los que se hallan los insectos, arácnidos, crustáceos y miriápodos, entre otros.

ASCOCARPO. Denominación que reciben los cuerpos fructíferos típicos de los Ascomycetes.

AUTOTOMÍA. Mutilación refleja de una parte del cuerpo que algunos animales practican para escapar de un peligro.

BIOCENOSIS. Es el conjunto de organismos de todas las especies que coexisten en un espacio definido llamado biotopo, que ofrece las condiciones ambientales necesarias para su supervivencia.

BIODIVERSIDAD. Cantidad y abundancia relativa de diferentes especies y ecosistemas (comunidades) en una zona determinada.

BIOGEOGRAFÍA. Rama de la biología que estudia la distribución de los seres vivos sobre la Tierra, así como los procesos que la han originado y modifican.

BIOMASA. Masa total de organismos vivos en una zona o volumen determinado.

BIOSFERA. Parte de la Tierra que contiene a todos los organismos vivos.

BIOTA. Todos los organismos vivos de una zona; la flora y la fauna consideradas como una unidad.

BOTÁNICA. Rama de la biología que estudia las plantas.

CAMBIO CLIMÁTICO. Importante variación estadística en el estado medio del clima o en su variabilidad, que persiste durante un período prolongado. El cambio climático se puede deber a procesos naturales o a cambios persistentes antropogénicos en la composición de la atmósfera o en el uso de las tierras.

CAPACIDAD DE ADAPTACIÓN. Capacidad de un sistema para ajustarse al cambio climático a fin de moderar los daños potenciales, aprovechar las consecuencias positivas, o soportar las consecuencias negativas.

CAPACIDAD DE CARGA. Límite de la capacidad de un hábitat para sostener una población de organismos.

B

489

C

CARACTERES DIAGNÓSTICOS. En taxonomía, conjunto de características propias que permiten definir una especie, un género, una familia, etc.

CARBONO14. Método para conocer cuantos años han pasado desde la muerte de un animal o planta; éste se basa en la tasa de desintegración del isótopo de ¹⁴carbono, el cual tiene una vida media de 5 568 años.

CATALEPSIA. Conducta en la que el animal finge estar muerto, adoptando una postura inmóvil, en la cual puede permanecer varios minutos; esto le permite pasar inadvertido ante sus depredadores.

CATEGORÍA DE AMENAZA. Grado de vulnerabilidad que presenta una especie en la naturaleza, producto a factores naturales o antrópicos.

CITES. Siglas en inglés de la “Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre”. Acuerdo internacional que trata de controlar el comercio de especímenes de unas determinadas especies. Las especies se agrupan en Apéndices, según la amenaza que se encuentren.

CLADO. Una rama de un cladograma. Se puede considerar como un grupo monofilético de táxones que comparten un ancestro más común entre ellos que entre miembros de cualquier otro clado.

CLASES DIAMÉTRICAS (BOTÁNICA). Intervalos de diámetro (de tronco, de roseta, etc.) en los que se divide una población estudiada para caracterizar indirectamente su estructura etaria. Esta aproximación toma en cuenta que el diámetro de los tallos de la planta generalmente está ligado a su edad.

CLAVE DICOTÓMICA. Clave de identificación basada en dos alternativas del estado de un carácter diagnóstico.

CLOACA. Apertura por donde salen los productos derivados de la digestión, excreción y la reproducción en los anfibios, reptiles y aves.

COLUMELA (MICOLOGÍA). Prolongación del estípite en el interior de la esporoteca.

COLUMELA (MOLUSCOS). Eje axial de la concha de los gasterópodos alrededor de la cual se enrollan las vueltas de la espira.

COMUNIDAD. Conjunto de organismos vivos que coexisten en tiempo y espacio en determinada región.

CONESPECÍFICO. Miembros de la misma especie.

CONVERGENCIA EVOLUTIVA. Fenómeno evolutivo por el que organismos diferentes, relativamente alejados evolutivamente, tienden, bajo presiones ambientales equivalentes, a desarrollar características (morfológicas, fisiológicas, etológicas, etc.) semejantes (estructuras análogas).

CORREDOR BIOLÓGICO. Son rutas naturales diseñadas para propiciar escenarios que conlleven a la vinculación e interrelación de poblaciones o flujo de especies.

CUERPO FRUCTÍFERO. Estructura que produce y porta las esporas.

CUMARINA. Compuesto químico orgánico presente en el exoesqueleto de los escorpiones, caracterizado por tener una estructura cristalina e incolora que capta las radiaciones ultravioletas.

DAP o DAP 1.30. Diámetro a la altura del pecho o diámetro a 1,30 m de altura.

DEFORESTACIÓN. Conversión de bosques en zonas no boscosas.

DIAGNOSIS. Descripción característica y diferencial de una especie o género.

DIMORFISMO SEXUAL. Diferencias de tamaño, forma u otros atributos corporales entre los machos y hembras de una misma especie, éste puede ser primario, si está relacionado con los órganos sexuales, o secundario, si no está relacionado con el sistema reproductivo.

DISJUNTA. Separado en forma muy marcada; zona discontinua en la que una o más poblaciones están separadas de otras por una distancia suficiente como para impedir el flujo de genes entre ellas.

DIVERSIDAD BIOLÓGICA. Véase Biodiversidad.

DIVERSIDAD ALFA. Es la riqueza de especies de una comunidad particular que se considera homogénea.

DIVERSIDAD BETA. Es el grado de cambio o reemplazo en la composición de especies entre diferentes comunidades en un paisaje.

DIVERSIDAD GAMMA. Es la riqueza de especies del conjunto de comunidades que integran un paisaje, resultante tanto de las diversidades alfa como de las diversidades beta.

E. G. (EXEMPLI GRATIA). Por ejemplo.

ECOLOCALIZACIÓN(=ECOLOCACIÓN). Es la emisión de sonidos por parte de los animales,

y la interpretación del eco que producen las ondas sonoras al chocar con los obstáculos del medio.

ECOLOGÍA. Rama de la biología que estudia a los seres vivos, su distribución y abundancia, así como la interacción entre los organismos y su ambiente.

ECOMORFO. Grupo de especies que son similares en morfología y en la utilización de los recursos del hábitat.

ECORREGIÓN. Es un área biogeográfica relativamente grande que se distingue por el carácter único de su ecología, clima, geomorfología, suelos, hidrología, flora y fauna.

ECOSISTEMA. Sistema de organismos vivos que interactúan y su entorno físico.

ECOSISTEMA LÉNTICO. Son cuerpos de agua cerrados que permanecen en un mismo lugar sin correr ni fluir. Comprenden todas las aguas interiores que no presentan corriente continua, es decir, aguas estancadas sin ningún flujo de corriente, como los lagos, las lagunas, los esteros y los pantanos.

ECOSISTEMA LÓTICO. Hábitat acuático con mucha corriente y turbulencia, como los ríos y arroyos caudalosos.

ECTOTÉRMICOS. Organismos que obtienen su temperatura del ambiente, en los endotérmicos (*e. g.* aves y los mamíferos) la temperatura corporal es generada mediante procesos fisiológicos.

EDAFOBIONTE. Organismo de la fauna edáfica, es decir, que habita en el suelo.

EFFECTO INVERNADERO. Los gases de efecto invernadero absorben la radiación infrarroja emitida por la superficie de la Tierra, por la propia atmósfera debido a los mismos gases y por las nubes. Los gases de efecto invernadero atrapan el calor dentro del sistema de la troposfera terrestre.

EGAGRÓPILAS. Cuerpos esféricos constituidos por elementos no digeridos (*e. g.* pelos, plumas, huesos, exoesqueletos de insectos) que son regurgitados por algunas aves.

EJEMPLAR O ESPÉCIMEN. Se usa cuando se trata de un organismo muerto, procesado y conservado de alguna forma para su estudio u observación.

ENDÉMICO. Organismo cuya distribución geográfica está restringida a un área determinada (país, isla, cordillera, cueva, etc.).

ENDEMISMO. Calidad de endémico. También sinónimo de endémico.

ENSAMBLE (= ENSAMBLAJE). Grupo de organismos taxonómicamente relacionados que coexisten en determinado hábitat.

EPÍFITO. Vegetales que viven sobre otras plantas sin obtener de ellas sus nutrientes; no se trata, por tanto, de parásitos, ya que el hospedante, en este caso, no presta más que soporte.

EPIFRAGMA. Membrana de sustancia mucilaginosa, que recubre la abertura de los moluscos pulmonados durante el periodo de estivación.

EPIGEO. Que vive o crece sobre la superficie del suelo.

ESCENARIO CLIMÁTICO. Representación plausible y simplificada del clima futuro, basada en un conjunto coherente de relaciones climatológicas, que se construye para ser utilizada de forma explícita en las investigaciones de las consecuencias potenciales del cambio climático antropogénico.

ESCLERITO. Placa dura de cutícula esclerosada, formada por quitina y proteínas.

ESCLEROSADO. Adjetivo que expresa un alto grado de quitinización y dureza del cuerpo o alguna estructura.

ESPECIE. 1. Concepto biológico de especie: Grupo natural de individuos que comparten un ancestro común y que pueden cruzarse entre sí, pero que están aislados reproductivamente de otros grupos afines. 2. Concepto evolutivo de especie: Es un linaje de poblaciones que comparten un ancestro y que mantienen su identidad de otros linajes y tienen su propia tendencia histórica y evolutiva; este concepto difiere del anterior en que incluye una dimensión temporal y linajes con reproducción asexual. La especie es la unidad básica de la clasificación biológica, ésta es designada con un binomio, que consiste en su género (*e. g.* *Homo*) y el nombre específico (*e. g.* *sapiens*).

ESPECIE AUTÓCTONA (= NATIVA). Originaria de una localidad, país o región.

ESPECIE BANDERA. Estéticamente atractiva que pueden generar simpatía entre los seres humanos y donaciones de dinero (carismática), y que, por ende, puede usarse para lanzar un esfuerzo de conservación para un hábitat en particular.

ESPECIE CLAVE. Cuyo efecto en el hábitat es desproporcionalmente grande con respecto a su abundancia.

ESPECIES CRÍPTICAS (= GEMELAS). Especies con muy similares en su morfología externa, pero difieren en caracteres internos, conductuales y genéticos.

ESPECIE EXÓTICA. Véase Especie introducida.

ESPECIE INTRODUCIDA. Que habita en una zona fuera de su rango de distribución natural, como resultado de su dispersión, intencional o no, por el hombre.

ESPECIE INVASORA. Introducida que invade un hábitat natural.

ESPECIE GENERALISTA. Adaptada a varios tipos de hábitats y como resultado es menos vulnerable a la extinción que una especializada a un solo tipo de hábitat.

ESPECIE OPORTUNISTA. Que utiliza los recursos del hábitat que estén más disponibles.

ESPECIE SOMBRILLA. Que tiene una distribución geográfica extensa, de manera que las acciones de conservación sobre ella protegerían muchas otras especies y procesos ecológicos.

ESPERMATÓFORO. Estructura quitinosa que, en algunos arácnidos, contiene los espermatozoides y es depositado por el macho para la posterior inseminación de la hembra. La conducta de su deposición y su forma varía entre los diferentes órdenes y grupos.

ESPIRA. Giros de la concha de los moluscos. Ésta se mide como la distancia de la sutura del labio y el giro del cuerpo hacia el ápice de la concha.

ESPORA. Célula germinal que origina un nuevo individuo. Unidad de propagación móvil o inmóvil, de origen asexual o sexual, que funciona como semilla.

ESPOROFITO (BRIOFITA). Generación productora de esporas; se inicia con la fertilización del huevo; permanece unido al gametofito y depende parcialmente de él; en su forma típica consiste de pie, seta y cápsula.

ESPOROTECA. Receptáculo que contiene el capilicio y las esporas. Es muy variable en forma y color.

ESTÍPITE. Estructura también llamada pie que soporta el pileo sombrero en basidiomycetes y en Myxomycetes soporta la esporoteca y hace de unión con el hipotálo.

EUTRÓFICO. Ecosistema caracterizado por una abundancia anormalmente alta de nutrientes.

EXOESQUELETO. Esqueleto externo que recubre, protege y soporta el cuerpo de los artrópodos.

EXTINCIÓN. Desaparición total de una especie.

EXTIRPACIÓN. Desaparición de una especie en parte de su rango de distribución; extinción local.

FAMILIA. Grupo de especies relacionadas con un rango taxonómico entre las categorías de orden y género, las especies de una familia pueden agruparse a su vez en subfamilias.

FAUNA. Conjunto de las especies animales que habitan en un área, ecosistema o hábitat determinado.

FITOTELMA. Es la cavidad que tienen algunas plantas (e. g. algunas bromelias) para retener agua y propicia la residencia de otros organismos.

FLORA. Conjunto de las especies vegetales que habitan en un área, ecosistema o hábitat determinado.

FOTOBIONTE. En las simbiosis líquénicas, es el alga verde unicelular (eucariota) o una cianobacteria (procariota) que fotosintetiza.

FORÓFITO. Árbol hospedero que sirve de soporte a las plantas epífitas.

FOSORIAL. Organismos que excavan y construyen madrigueras, ya sea para regular la temperatura corporal, refugio o almacenamiento de alimentos.

FRAGMENTACIÓN DE HÁBITAT. Proceso por el cual aparecen discontinuidades en el hábitat de los organismos, ésta puede ser causada por procesos geológicos (lentos) o por actividades humanas, como por ejemplo, la conversión de bosques a tierras agrícolas, lo cual alterara el paisaje de una forma mucho más rápida.

GAMETANGIO (BRIOFITAS). Recipiente que contiene los gametos.

GAMETOFITO (BRIOFITA). Generación haploide sexual; en briofitas generación dominante, plantas foliosas o talosas generalmente verdes portadoras de anteridios y arquegonios.

GÉNERO. Grupo de especies relacionadas con un rango taxonómico entre las categorías de familia y especie.

GENOTIPO. Constitución genética de un organismo.

GIMNOSPERMAS. Grupo primitivo de plantas vasculares sin flores, sus semillas nacen desnudas, o sea, no se desarrollan dentro de ovarios cerrados (frutos) como ocurre en las Angiospermas. Incluye a los pinos y cícadas.

GLACIAL. Relativo a los intervalos geológicos caracterizados por condiciones climáticas frías y mantos de hielos en extensión. En la actualidad vivimos un período interglacial.

GLÁNDULAS PARATOIDES. Glándulas externas presente en algunos grupos de anfibios, se encuentran por detrás de los ojos y segregan sustancias con toxinas que los ayuda a defenderse de los depredadores.

GREGARIO. Animal que practica el gregarismo, o sea que tienen la tendencia a agruparse en manadas o colonias.

GREMIO. Grupo de especies que explotan el ambiente de manera similar.

GRUPO TRÓFICO. Especies relacionadas taxonómicamente que se alimentan del mismo tipo de alimentos y lo obtienen de manera similar.

H **HÁBITAT.** Espacio que ocupa una especie en el ecosistema que le permite sobrevivir y reproducirse.

HETEROMORFOS. Nombre que reciben los machos de esquizómidos con un desarrollo diferencial muy marcado de los pedipalpos, respecto a las hembras. Aquellos machos con pedipalpos similares a los de las hembras, son llamados homeomorfos.

HIPOGEO. Que habita bajo la tierra, hábitos subterráneos.

HOLOCENO. Época geológica actual que comprende los últimos 12 000 años desde el fin de la última glaciación.

HOLOTIPO. Especimen usado por el autor de un taxón y designado por él como el tipo nomenclatural.

HOTSPOT (punto caliente de biodiversidad). Es un área del territorio donde hay una especial concentración de biodiversidad.

I **INDIVIDUO.** Se usa cuando se trata de un organismo vivo.

L **LAPIDÍCOLA.** Que habita en o entre las piedras.

LINAJE. Táxones que tienen en su historia evolutiva un ancestro común.

LISTA ROJA. Lista de especies que están consideradas amenazadas de extinción. La más conocida es la de la UICN que brinda informa-

ción sobre la taxonomía, distribución y estatus de conservación de las especies amenazadas a nivel global.

LOCALIDAD TIPO. Lugar de recolecta del ejemplar sobre el cual se hace la descripción de una especie (holotipo).

MALACOFAUNA. Fauna de moluscos.

MESOSOMA O PREABDOMEN. Parte del abdomen de los escorpiones donde se localizan los órganos reproductores, el sistema digestivo y se articulan los peines en su parte ventral.

METASOMA O POSTABDOMEN. Parte del abdomen que le sigue al mesosoma (mal llamada "cola"), formada por cinco segmentos y el telson.

MICROHÁBITAT. Término que se utiliza para subdividir al hábitat, según convenga particularizar dónde los individuos de cada especie encuentran condiciones microclimáticas específicas (básicamente de temperatura y humedad), sustrato, refugio, delimitan sus territorios, colocan sus huevos, se alimentan, etc., como resultado de la segregación ecológica.

MIGALOMORFA. Suborden de arañas (Mygalomorphae) cuyos representantes poseen quelíceros que se sitúan por delante del margen frontal del prosoma y se mueven hacia arriba y abajo.

MIGRACIÓN. Desplazamientos periódicos de un hábitat a otro

MODELOS DE CIRCULACIÓN GENERAL O GLOBAL. Modelos matemáticos que representan procesos físicos de la atmósfera, el océano, la criosfera y la superficie de la tierra.

MODELOS DE NICHOS ECOLÓGICO. Mediante diferentes tipos de algoritmos existentes, estos intentan estimar las áreas geográficas que poseen condiciones idóneas (principalmente desde el punto de vista abiótico) para la presencia de una especie, estén o no ocupadas realmente por la especie. Estos modelos pueden ser transferidos en tiempo y espacio.

MONOFILÉTICO. Grupo de organismos que descienden de un único ancestro común (e. g. los mamíferos placentarios).

MORFOLOGÍA. Rama de la biología encargada del estudio de la forma y estructura de un organismo o sistema.

MORFOMETRÍA. Método basado en la cuantificación del tamaño y la forma de ciertas estructuras y órganos que permite clasificar

o identificar a las especies o estudiar ciertos procesos biológicos.

MUESTRA. Es el conjunto de unidades muestrales que su inventario está tomando en cuenta o el número de observaciones o datos en su inventario. Mientras más grande es el tamaño de la muestra, mejores inferencias se pueden hacer acerca del universo o población estadística que dicha muestra representa.

N **NEOTRÓPICO.** Región biogeográfica que comprende el Caribe, Centroamérica y América del Sur.

NICHO ECOLÓGICO. Posición o función que ocupa una especie o población en un ecosistema, la partición del nicho ecológico permite que en un hábitat puedan coexistir varias especies (*e. g.* fitófagas, carnívoras u omnívoras), al especializarse cada una de ellas en una determinada planta o presa, sin competir entre ellas.

NOSTRILOS. Orificios de las fosas nasales.

O **OLIGOTRÓFICO.** Clasificación de productividad de un cuerpo de agua dulce, que se caracteriza por tener una productividad más baja que los eutróficos, con reducida formación de fango orgánico.

OMNÍVOROS. Animales que su sistema digestivo es capaz de digerir y asimilar alimentos de origen vegetal y animal.

ONTOGENIA. El curso de crecimiento y desarrollo de un individuo desde que el cigoto es fertilizado hasta la muerte del mismo.

OPÉRCULO (MALACOLOGÍA). Placa de origen córneo o calcáreo que poseen muchos gasterópodos, cuya función es cerrar la abertura de la concha cuando el animal se encuentra retraído en su interior.

OPISTOSOMA O ABDOMEN. Parte posterior al cefalotórax en el cuerpo de los arácnidos.

OVIPOSICIÓN. Puesta de huevos

OVIPOSITOR. Órgano utilizado por las hembras de algunos artrópodos para poner los huevos. En los arácnidos se encuentra en los opiliones.

P **PAISAJE.** Porción del espacio geográfico, homogéneo en cuanto a su fisonomía y composición, resultante de la interacción del clima, la geología, el agua, el suelo, la flora, la fauna y el ser humano, y que es reconocible de otras regiones vecinas.

PARAFILÉTICO. Cuando incluye al antepasado común de sus miembros, pero no a todos los descendientes de este.

PARATIPO. Especímenes usados por el autor para la descripción de un taxon y que no incluye al holotipo.

PEDICELO. Parte del cuerpo de los arácnidos que une el prosoma o cefalotórax con el opistosoma o abdomen. Presente en arañas, ambliopigios y ricinúleos.

PEDIPALPOS. Segundo par de apéndices de los arácnidos, por lo general constituidos por seis artejos: coxa, trocánter, fémur, patela, tibia y tarso.

PEINES. Órganos especializados en quimio y mecanorrección, localizados ventralmente en el mesosoma de los alacranes.

PÍLEO. Parte superior del cuerpo fructífero de los Basidiomycetes.

PLANTA MIRMECÓFITA. Plantas que están asociadas, regularmente, con colonias de hormigas y se favorecen de alguna manera de las simbiosis que se establece, fenómeno conocido como mirmecofilia.

PLEISTOCENO. Es una época geológica que comienza hace 2,59 millones de años y finaliza aproximadamente en el 10 000 a. C., precedida por el Plioceno y seguida por el Holoceno.

POBLACIÓN. Conjunto de individuos de la misma especie que coexisten en un mismo espacio y tiempo, éstos poseen similares características reproductivas y requerimientos ecológicos.

POIQUILOHÍDRICOS. Organismos que carecen de un mecanismo para regular el contenido hídrico y prevenir la desecación, como los hongos, algas, briófitos o anfibios. En general, estos organismos no son capaces de vivir en ausencia de agua durante mucho tiempo y se desecan rápidamente, por lo que suelen vivir en ambientes húmedos o acuáticos.

POLIFILÉTICO. Grupo que no incluye al antepasado común más reciente de todos sus miembros; está constituido por la unión artificial de ramas dispersas del árbol evolutivo.

POSTCOLOMBINO. Posterior a la llegada de Cristóbal Colón a América.

PROSOMA O CEFALOTÓRAX. Región anterior del cuerpo de los arácnidos; porta los quelíceros y las patas.

PROTÓLOGO. Todo aquello que está asociado con un nombre en su publicación válida, *e.*

g. descripción, diagnosis, ilustraciones, referencias, sinonimia, datos geográficos, citas de ejemplares, discusión y comentarios.

PSEUDORREPLICACIÓN. Cuando en un estudio se toman en cuenta las diferentes unidades muestrales dentro de una misma unidad respuesta como réplicas (véase submuestra).

Q **QUELÍCEROS.** Piezas bucales ubicadas antes de la boca de los arácnidos, que se utilizan para agarrar y desgarrar el alimento, éstas pueden presentar diferentes formas como pinzas o navajas. En el caso de las arañas, están asociados a una glándula venenosa y los utilizan para inocular veneno a sus presas o para defenderse.

R **RADIACIÓN ADAPTATIVA (= EVOLUCIÓN DIVERGENTE).** Divergencia evolutiva de los miembros de una línea filogenética en una variedad de formas adaptativas diferentes; generalmente con respecto a su diversificación en el uso de los recursos o el hábitat.

RÁDULA. Órgano raspador exclusivo de los moluscos, asociado al sistema digestivo. Consiste en una lámina quitinosa o lengua córnea provista de hileras de dientes ordenados en filas transversales, y cuyo número y forma se emplea frecuentemente para la taxonomía del grupo.

RÉPLICA. Cada una de las unidades de respuesta correspondientes a un nivel dado del factor que se está comparando.

RESILIENCIA. Amplitud de las tolerancias ambientales de un ecosistema que le permite asimilar perturbaciones sin deteriorarse definitivamente.

S **SELECCIÓN NATURAL.** Reproducción no al azar de los organismos de una población, que resulta en la supervivencia de aquellos mejor adaptados a su ambiente y la eliminación de los menos adaptados, permite cambios evolutivos si la variación producida es heredable. La selección natural es el proceso fundamental en la evolución de los organismos vivos y fue propuesta por Charles Darwin en el siglo XIX.

SENSU LATO (latín). En sentido amplio.

SENSU STRICTO (latín). En sentido estricto.

SIMPÁTRICA. Se aplica a las especies animales o vegetales muy afines que ocupan una misma área geográfica

SINANTRÓPICO. Que habita en ecosistemas urbanos o antropizados.

SINUSIA. Subconjunto de una comunidad ecológica que representa un conjunto de poblaciones relacionadas en cuanto a estructura y composición.

SISTEMA DE INFORMACIÓN GEOGRÁFICA (SIG; GIS, POR SUS SIGLAS EN INGLÉS). Conjunto de programas que permiten almacenar, modificar y relacionar cualquier tipo de datos relacionados con información espacial. Existen dos tipos básicos de SIG: raster y vectorial.

SISTEMÁTICA. Rama de la biología que estudia de manera integral la biodiversidad del planeta.

SISTEMÁTICA MOLECULAR. Estudio de los organismos y sus interrelaciones utilizando referencias bioquímicas y empleando técnicas como la electroforesis, hibridación de ADN, microsatélites, secuenciación, etc.; estudio de las relaciones evolutivas usando datos moleculares comparativos.

SOTOBOSQUE. Estrato inferior ubicado sobre el suelo del bosque hasta una altura aproximada de 3 m, dentro del sotobosque se pueden encontrar tres estratos bien diferenciados: arbustivo, herbáceo y rastrero.

SUBESPECIE. Población o conjunto de poblaciones de una especie que, debido principalmente al aislamiento geográfico, presenta diferencias morfológicas que permiten su distinción como ente taxonómico. Estas poblaciones poseen la capacidad potencial de entrecruzarse exitosamente con otras de la propia especie.

SUBMUESTRA. Cada una de las múltiples unidades muestrales dentro de una misma unidad de respuesta. Cada submuestra provee una estimación del valor de la variable de respuesta dentro de la unidad de respuesta, pero en conjunto proporcionan una estimación que tiene mayores probabilidades de representar a la unidad de respuesta.

SUCESIÓN ECOLÓGICA. Proceso de invasión y colonización de un lugar determinado por la biota, o la sustitución de una comunidad por otra a través del tiempo y en el mismo espacio geográfico.

TAXON (PL. TÁXONES). Cada uno de los grupos de organismos a cualquier nivel en los que se han dividido a los seres vivos para estudiarlos.

TAXON INFRAESPECÍFICO. Subespecie o variedad geográfica.

TAXONÓMICO. Perteneciente o relativo a la Taxonomía, disciplina que se ocupa de la clasificación de los seres vivos a partir, siempre que sea posible, de sus relaciones filogenéticas y evolutivas.

TEGUMENTO. Conjunto de tejidos y órganos que recubren el cuerpo de un animal. Su función es la de separar, proteger e informar al animal del medio que los rodea.

TELSON. Última estructura del metasoma de los escorpiones; contiene las glándulas de veneno y el aguijón.

TROCÁNTER. Segundo de los segmentos (posterior a la coxa) que componen los apéndices de los arácnidos.

TROGLOBIO (= TROGLOBIONTE). Organismo que vive permanentemente en las cuevas.

TROGLÓFILO. Organismo que puede encontrarse dentro y fuera de la cueva, usándola especialmente como hábitat de reproducción y refugio.

TROGLÓXENO. Organismo que aparece esporádicamente en las cuevas sin ser un residente carvernícola.

TROPOSFERA. Parte inferior de la atmósfera desde la superficie a 10 km de altitud en latitudes medias (entre 9 km en latitudes altas a 16 km en los trópicos) en donde están las nubes y ocurren los fenómenos meteorológicos.

UICN. La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (en inglés: IUCN) es una organización internacional dedicada a la conservación de los recursos naturales.

ÚLTIMO MÁXIMO GLACIAL. Se refiere a la época de máxima extensión de la capas de hielo durante el último período glacial, aproximadamente hace 20 000 años.

ULTRASONIDO. Onda sonora cuya frecuencia está por encima del espectro audible del oído humano (aproximadamente 20 kHz), producido por algunos animales, como los murciélagos, para su orientación.

UNIDAD DE RESPUESTA. Unidad fundamental de diseño y análisis, o la unidad mínima individual en la que se manifiestan los efectos del factor que pretende comparar y que es independiente de otras unidades según los objetivos de su estudio.

UNIDAD MUESTRAL (O DE EVALUACIÓN). Cada una de las unidades estandarizadas en la cual, o para la cual se registran los valores de la va-

riable de respuesta. Puede ser igual o abarcar gran parte de la unidad de respuesta o ser mucho menor o más estrechamente definida que la unidad de respuesta.

VECTOR. Organismo que transmite un agente patógeno de un organismo receptor a otro.

VEGETACIÓN MESOFÍTICA. Vegetación que requiere condiciones intermedias de humedad, no es muy resistente a la sequía.

VEGETACIÓN XEROFÍTICA. Vegetación que se caracteriza por la abundancia de plantas espinosas y de hojas pequeñas (microfilia), como una respuesta fisiológica a la aridez del terreno o la escasez de precipitaciones.

VICARIANZA. Separación geográfica de poblaciones provocado por una discontinuado en el ambiente físico que fragmenta a las poblaciones que antiguamente tuvieron distribución continua; es una de las fuentes de especiación.

VULNERABILIDAD. Nivel al que un sistema es susceptible o no es capaz de soportar, como los efectos adversos del cambio climático. La vulnerabilidad está en función del carácter, magnitud y velocidad de la variación climática al que se encuentra expuesto un sistema, su sensibilidad y su capacidad de adaptación.

ZOOCORIA. Método de dispersión pasivo por el cual las diásporas se desplazan usando los animales como medio de transportación.

ZOOLOGÍA. Rama de la biología que se encarga del estudio de los animales.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a todos los colegas que han contribuido al contenido del presente libro y aquellos que con sus revisiones y comentarios ayudaron a mejorar los manuscritos: Nancy Ricardo, Rolando Fernández de Arcila, Martín Acosta, Luis F. de Armas, Francisco Cejas, Roberto Alonso, Jorge L. Fontenla, Jorge Sánchez, José A. García, Rosalina Berazaín, Daily Martínez, Lázaro Echenique, Ilsa M. Fuentes y Roberto González.

Nuestro agradecimiento a todos los que brindaron sus fotografías: Tomás M. Rodríguez-Cabrera, Gustavo Blanco, Ruben Marrero, Julio Larramendi, Hector M. Díaz, Roberto Alonso, Yusnaviel García, Lazaro Echenique, Merlin D. Tuttle, Jose L. Gómez, Duniel Barrios, Luis R. González, Banessa Falcón, Aslam I. Castellón, Alejandro Parmarola, Rafael Borroto-Páez, Joel Monzón, Maikel Cañizares, Rosario Domínguez, Jorge L. Fontenla, Rene Barba, Armando Longueira, Carlos A. Borrego, Jorge Ferro, Josmaily Lóriga, Yamil Torres, Abel Hernández, Maíke Hernández, Luis Alvarez-Lajonchere, Tom Goldschmidt, Monika Springer, Danny Vásquez, Erick García-Machado, Eduardo Reyes, Iralys Ventosa, Nils Navarro, Sandy León, Rolando Teruel y Carlos A. Martínez-Muñoz. El editor senior agradece, particularmente, a Raimundo López-Silvero, no solo por aportar la mayor parte de las fotografías utilizadas en el presente volumen (algunas tomadas expresamente para esta obra), sino por el apoyo en el trabajo de campo en múltiples expediciones realizadas durante los últimos 25 años. Agradecemos a Gustavo Pineda Quiala por las ilustraciones realizadas.

Nuestro reconocimiento para numerosas instituciones y programas nacionales que han permitido a los autores compilar información, así como ensayar, perfilar y aplicar muchos de los métodos y procedimientos expuestos en este libro: Instituto de Ecología y Sistemática (IES), Centro Nacional de Áreas Protegidas (CNAP), Jardín Botánico Nacional, Facultad de Biología de La Uni-

versidad de La Habana, Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad (BIOECO), Universidad de Oriente, Museo Nacional de Historia Natural de Cuba, Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales y Tecnológicos (CISAT), Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales (ECOVIDA), Instituto de Ciencias del Mar, Museo de Historia Natural "Tranquilino Sandalio de Noda" (Pinar del Río), Jardín Botánico de Cupainicú (Granma), Jardín Botánico de Holguín, Sociedad Cubana de Zoología, Sociedad Espeleológica de Cuba; al CITMA a través de sus programas ramales de Ciencia y Técnica "Sistemática y Colecciones Biológicas", "Cambio Climático en Cuba: Impactos, Mitigación y Adaptación" y "Uso sostenible de los componentes de la diversidad biológica en Cuba", particularmente a este último programa, por financiar el proyecto nacional "Conservación y uso sostenible de la Diversidad Biológica en los ecosistemas montañosos Guamuhaya y Guaniguanico bajo un enfoque paisajístico", que representó un marco importante para la elaboración de algunos capítulos. El reconocimiento a organizaciones internacionales que han apoyado con equipamientos y fondos el trabajo de mucho de los autores: Wildlife Preservation Trust (Canada), The Rufford Small Grants Foundation, Idea Wild, Whitley Fund for Nature y the Mohamed bin Zayed Species Conservation Fund. De igual forma se agradece a todos aquellos colegas de las áreas protegidas y estudiantes que han colaborado y apoyado el trabajo de campo de mucho de los autores.

Agradecemos al Fondo Mundial para el Medio Ambiente (GEF) y Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD) por los recursos brindados durante el proceso de preparación y para la impresión de esta obra en el marco del proyecto "Un enfoque paisajístico para conservar ecosistemas montañosos amenazados"; apreciamos el apoyo de la dirección técnica de este proyecto y de la dirección del Instituto de Ecología y Sistemática, CITMA.

EDITORES



CARLOS A. MANCINA (LA HABANA, 1969)
[mancina@ecologia.cu / murcielago.cuba@gmail.com]

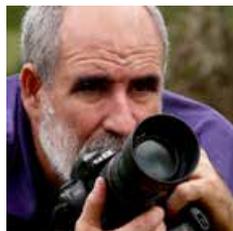
Doctor en Ciencias Biológicas e Investigador Auxiliar de la División de Zoología del Instituto de Ecología y Sistemática de Cuba. Sus intereses de investigación están relacionados con la ecología y los patrones de variación morfológica de mamíferos antillanos y la ecofisiología de vertebrados nectarívoros. Ha dirigido y participado en numerosos proyectos de investigación relacionados con temas diversos sobre la biota cubana. Autor de 70 contribuciones científicas en revistas nacionales, internacionales y capítulos de libros; fue coeditor de los libros *Mamíferos en Cuba* (2011) y el *Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba* (2012). Es editor de la revista *Poeyana*, coordinador del Programa para la Conservación de los Murciélagos de Cuba (PCMCu) y miembro de la Sociedad Cubana de Zoología y del grupo de especialistas de Chiroptera de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN).



DARYL D. CRUZ (LA HABANA, 1988)
[daryld@ecologia.cu]

Licenciado en Biología de la Universidad de La Habana, Maestro en Zoología y Ecología Animal. Actualmente es investigador del Grupo de Invertebrados de la División de Zoología del Instituto de Ecología y Sistemática. Sus investigaciones se enfocan en la ecología y la distribución de especies de invertebrados, los factores que determinan dicha distribución y el posible efecto del cambio climático sobre la preservación de sus poblaciones. Es autor de 16 publicaciones científicas y ha participado en diversos congresos nacionales e internacionales. Es co-editor de la revista *Poeyana*, editor asociado de la *Revista Cubana de Ciencias Biológicas* e imparte cursos como el de “Fauna Terrestre de Cuba” y “Abejas de Cuba” en la Facultad de Biología de la Universidad de La Habana. Ha impartido cursos de postgrado, entre los que se encuentran “Aplicación de los Sistemas de Información Geográfica en la Ecología del Paisaje” y “Modelación Matemática”.

FOTOGRAFÍA



RAIMUNDO LÓPEZ-SILVERO (LA HABANA, 1959)
[railopez@cubarte.cult.cu]

Pintor, fotógrafo e ilustrador científico, ha participado en numerosas exposiciones personales y colectivas en Cuba y en una veintena de países; sus obras se encuentran expuestas en colecciones privadas de todo el mundo. Se dedica a la fotografía de naturaleza desde hace más de 30 años y sus fotos e ilustraciones han sido publicadas en varios libros. Ha obtenido importantes premios por su trabajo como fotógrafo. Es miembro de la Unión Nacional de Escritores y Artistas de Cuba (UNEAC), miembro ordinario de la Sociedad Espeleológica de Cuba (SEC) y fundador de la sección de fotonaturaleza de la Sociedad Cubana de Zoología.

DIVERSIDAD BIOLÓGICA DE CUBA

MÉTODOS DE INVENTARIO, MONITOREO Y COLECCIONES BIOLÓGICAS

La presente obra ofrece un compendio de métodos para el inventario y el monitoreo de diferentes grupos de la biota terrestre en Cuba. Realizada con la colaboración de 71 especialistas, fue escrita fundamentalmente para estudiantes, biólogos de campo, profesionales y técnicos de la conservación, que desarrollen trabajos relacionados con las ciencias naturales. Ilustrada con esquemas y más de 850 fotografías inéditas, brinda datos actualizados sobre la diversidad cubana de hongos, briofitas, helechos, plantas superiores, moluscos terrestres, arácnidos, insectos, invertebrados cavernícolas y dulcea-cuícolas, peces de agua dulce, anfibios, reptiles, aves y mamíferos. Para algunos grupos se presentan claves para la identificación de órdenes y familias, además de la lista actualizada de todas las especies conocidas en Cuba de moluscos terrestres y dulcea-cuícolas, arácnidos y las cinco clases de vertebrados. Se ofrecen buenas prácticas para la captura, manipulación y preservación de ejemplares testigos, así como un directorio con la mayoría de las instituciones cubanas que atesoran colecciones de plantas y animales. Este libro busca ofrecer una referencia metodológica primaria para el diseño de inventarios de especies y el monitoreo de la diversidad biológica.



FINANCIADO POR



ISBN: 978-959-300-129-8



9 789593 001298