

DIVERSIDAD BIOLÓGICA DE CUBA

MÉTODOS DE INVENTARIO, MONITOREO Y COLECCIONES BIOLÓGICAS

EDITORES

CARLOS A. MANCINA Y DARYL D. CRUZ FLORES



DIVERSIDAD ■ BIOLÓGICA DE CUBA

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 para el Medio Ambiente Mundial (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 Quiala

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, 502 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, 502 pp.

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

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



CAPÍTULO

12

ARÁCNIDOS



Nephila clavipes (Nephilidae)

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"

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 vivientes 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, 2000). Otros órdenes de arácnidos muy diversificados en Cuba son los opiliones (Opiliones), los alacranes (Scorpiones) y los esquizómidos (Schizomida), con 68, 56 y 55 especies, respectivamente (Cokendolpher y Camilo-Rivera, 1989; Teruel y Kovařík, 2012; Teruel, 2015; Teruel y Rodríguez-Cabrera, 2017; este capítulo). De los falsos escorpiones (Pseudoscorpiones) se



Phormictopus sp. (Theraphosidae)

conocen en la actualidad una treintena de especies cubanas (Barba y Pérez, 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	68	63
Pseudoscorpiones	38	16
Amblypygi	16	12
Schizomida	56	55
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 rictinúleos, 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.

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 período 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.

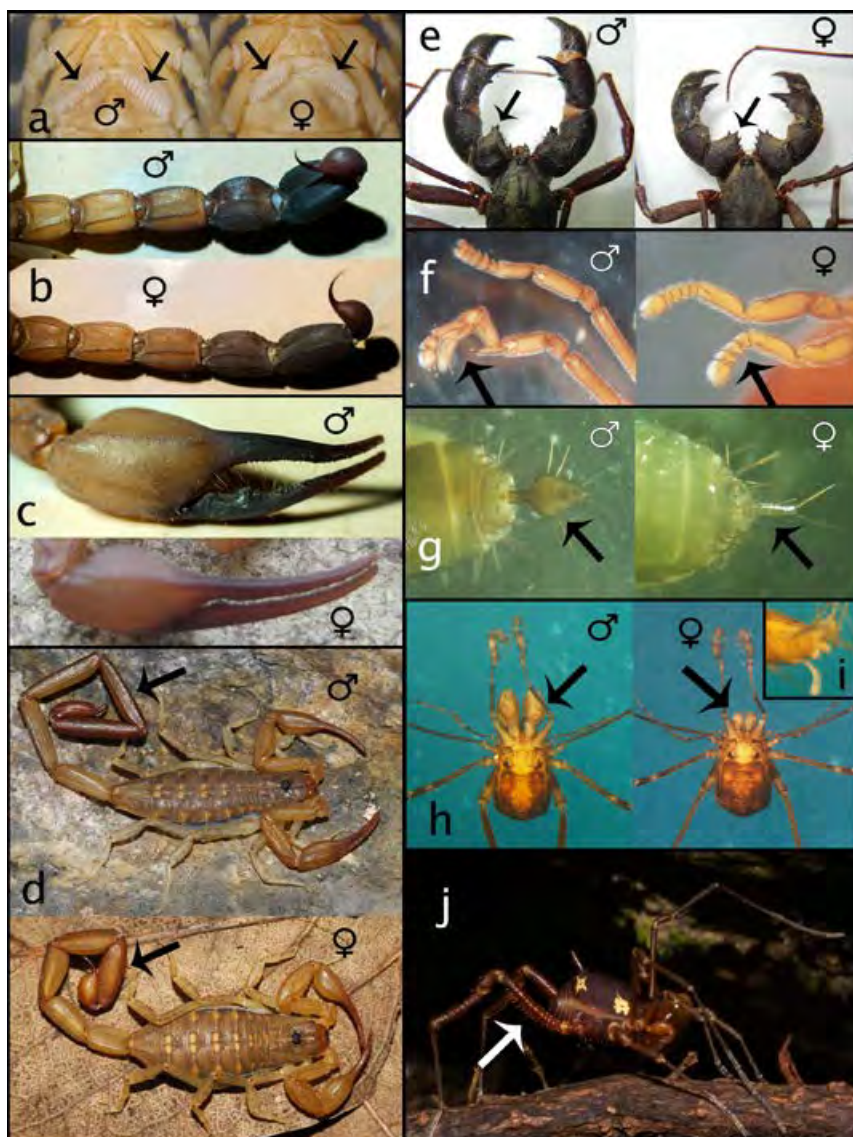


Figura 12.2. Características morfológicas para la diferenciación de sexos en arácnidos. A-D. Escorpiones: (a) se señalan los peines del segundo segmento del mesosoma, en el macho más desarrollados que en la hembra; (b) se muestran últimos segmentos metasomales de *Rhopalurus junceus*, en el macho más 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*.

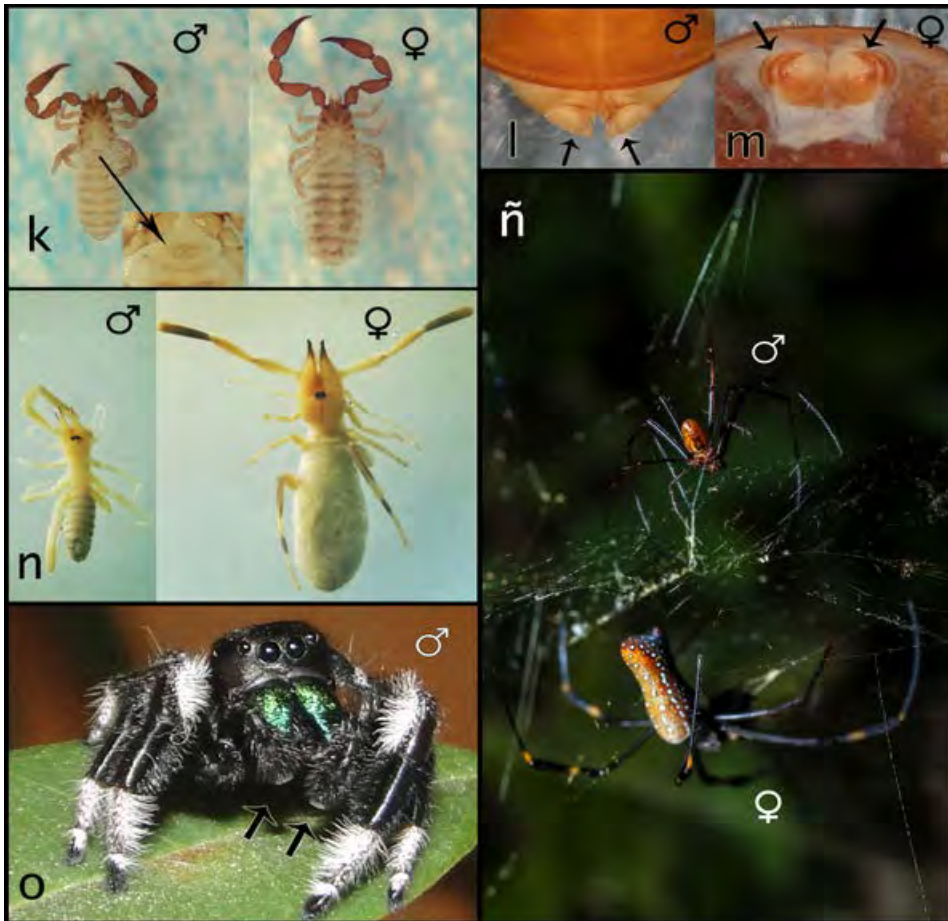


Figura 12.2 (continuación). K. Pseudoscorpiones: ejemplares macho y hembra, hembra de mayor tamaño, macho con detalle ampliado del opérculo genital esclerosado. L-M. Amblypygi: (l) órgano opisthogenital del macho proyectado del opérculo genital; (m) escleritos de los gonópodos. N. Solifugae: ejemplares 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-Cabrera (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 recolección de esquizómidos, arañas pequeñas y pseudoescorpiones. 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 amblipigios. 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 y moleculares.

* *Frasco contenedor* (Fig. 12.3j). Útil para preservar especímenes vivos, si el tipo de

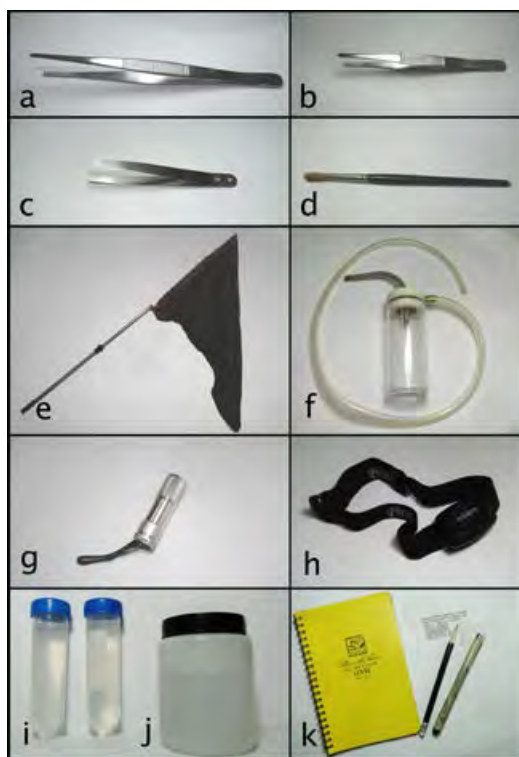


Figura 12.3. Instrumental a emplear en los muestreos aracnológicos. (a) Pinza metálica de punta estriada (22 a 25 cm de largo); (b) Pinza metálica de punta estriada (8 a 15 cm de largo); (c) Pinza metálica suave (10 cm de largo); (d) Pincel (25 cm de largo); (e) Red entomológica o jamo; (f) Aspirador 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 táxones 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, Cyrtaucheniidae, 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 oquedades del



Figura 12.4. Madriguera de araña migalomorfa con la entrada cubierta de seda. © T. M. Rodríguez-Cabrera.

carso (e. g. algunos escorpiones de la familia Scorpionidae, arañas de la familia Filistatiidae), 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 amblipigios. 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 (Wi-

lliams, 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 parte de la población vive en las oquedades



Figura 12.5. Escorpión (*Rhopalurus junceus*) iluminado con luz ultravioleta. © T. M. Rodríguez-Cabrera.

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 obtenidos 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 táxones 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. El tamaño y la cantidad de recipientes a emplear en cada muestreo varían acorde con el 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 y Barba, 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



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 Tulgreen/ 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.

locarlos 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 di-

ferentes 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 lapso puede dividirse en cuatro tiempos de 15 minutos cada uno, que pueden ser programados con un cronómetro para no tener que 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 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 golpeteo 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.

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.

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 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

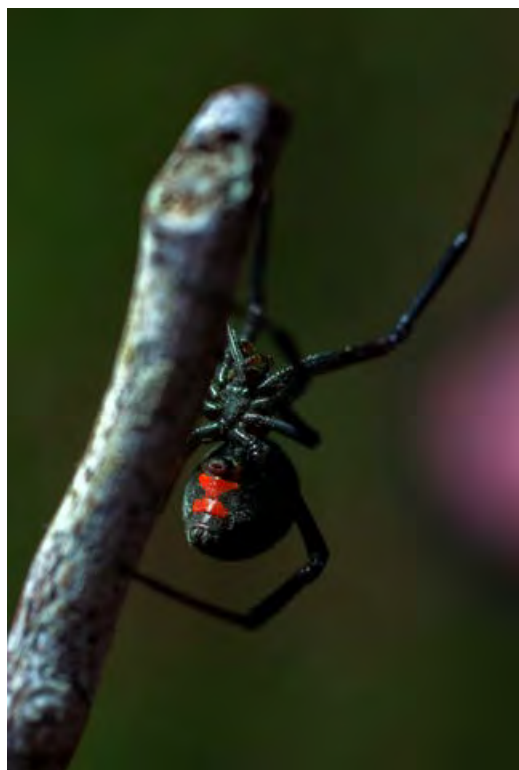


Figura 12.8. Hembra de viuda negra (*Latrodectus mactans*).

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 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



Figura 12.9. *Loxosceles* sp. © T. M. Rodríguez-Cabrera.

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 desaconsejados 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-Cabrera, 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 *Jimenezziella decui*, una especie cavernícola de Cuba (Opiliones: Laniatores). *Revista Ibérica de Aracnología* 25: 43-57.
- Barba Díaz, R. y A. Pérez González. 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 epigeos. *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. Istege 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. Redescrición 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.



Rhopalurus junceus (Buthidae)

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba, excepto Acari; * especie endémica. El ordenamiento es únicamente alfabético.

ORDEN ARANEAE**SUBORDEN OPISTHOELAE****INFRAORDEN MIGALOMORPHAE****FAMILIA BARYCHELIDAE**

Trichopelma corozali (Petrunkevitch, 1929)
Trichopelma cubanum (Simon, 1903)*
Trichopelma spinosum (Franganillo, 1926)*
Troglothele coeca Fage, 1929*

FAMILIA CTENIZIDAE

Unmidia nidulans (Fabricius, 1787)

FAMILIA CYRTAUCHENIIDAE

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 bistratus 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 AMAUROBIIDAE

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)
Alloctyclosa 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 butchko LeQuier & Agnarsson, 2016
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 fuliginosa (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 sclopetarius (Clerck, 1858)
Mangora calcarifera F.O.P.-Cambridge, 1904
Mangora fascialata 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)
Metepeira datona Chamberlin & Ivie, 1942
Metepeira 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 pelegrina 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 Chickerling, 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

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

Elaver albicans (Franganillo, 1930)
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

Ciba 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

Deinopis bituberculata Franganillo, 1930*
Deinopis lamia MacLeay, 1839
Deinopis 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 holquin Alayón, 1992*

FAMILIA HAHNIIDAE

Neohannia sp. A

FAMILIA HERSILIIDAE

Yabisi habanensis (Franganillo, 1936)

FAMILIA LINYPHIDAE

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 & Georgescu, 1992*

Fagueceira loma Dumitresco & Georgescu, 1992*

Fagueceira nasuta Dumitresco & Georgescu, 1992*

Ochyrocera arietina Simon, 1891

Speocera decui Dumitresco & Georgescu, 1992*

Theotima falax Fage, 1912

Theotima minutissima (Petrunkevitch, 1929)

Theotima radiata Simon, 1892

FAMILIA OECOBIIDAE

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, 1983*

Oonopoides maxillaris Bryant, 1940*

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

- 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*
Stenoopons brendae Platnick et al. 2013*
Stenoopons shuhi Platnick et al. 2013*
Stenoopons tobyi Platnick et al. 2013*
Triaeris stenaspis Simon, 1891
- FAMILIA OXYOPIDAE**
Hamataliwa rana (Simon, 1897)
Hamataliwa tuberculata (Chamberlin, 1925)*
Oxyopes crewi Bryant, 1948
Peuceetia viridiana (Hentz, 1832)
- FAMILIA PALPIMANIDAE**
Otiotrops alayoni Cala-Riquelme & Agnarsson, 2014*
Otiotrops 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*
Metagonia debrasi Pérez & Huber, 1999*
Micropholcus delicatulus (Franganillo, 1930)*
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 phalangoides (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 toledo (Alayón, 2003)*
- FAMILIA PLECTREURIDAE**
Plectreurus globosa Franganillo, 1931*
Plectreurus hatibonico Alayón, 2003*
- FAMILIA PRODIDOMIDAE**
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)
Harsarius 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 fascialatus Franganillo, 1930*
Menemerus ochraceus Franganillo, 1930*
Menemerus proximus Franganillo, 1935*
Metacyrba alberti Cala-Riquelme, 2017
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*
Lygromma chamberlini Gertsch, 1941
Synemosyna smithi Peckham & Peckham, 1893
Tariona maculata Franganillo, 1930*
Thiodina inerma Bryant, 1940*
Thiodina peckhami (Bryant, 1940)*
Zygodallus 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 SEGESTRIDAE**
Ariadna arthuri Petrunkevitch, 1926
- FAMILIA SELENOPIIDAE**
Selenops aequalis Franganillo, 1935*
Selenops aissus Walckenaer, 1837
Selenops alemanni 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 SICARIIDAE**
Loxosceles caribbaea Gertsch, 1958
Loxosceles cubana Gertsch, 1958
Loxosceles maisi Sánchez-Ruiz & Brescovit, 2013*
Loxosceles mogote Sánchez-Ruiz & Brescovit, 2013*
- FAMILIA SPARASSIDAE**
Decaphora cubana (Banks, 1909)

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

- 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 TETRALEMNIDAE**
Caramaita cambridgei (Bryant, 1940)
Monoblemma sp.A.
- FAMILIA TETRAGNATHIDAE**
Alcimospheus licinus Simon, 1895
Azilia montana Bryant, 1940*
Chrysometa distincta (Bryant, 1940)*
Chrysometa linguiformis (Franganillo, 1930)
Cyrtognatha simoni (Bryant, 1940)*
Homalometta nigratarsis 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)
Neospintharus furcatus (O.P.-Cambridge, 1894)
Neopispinus graciosus (Bryant, 1940)
Nesticodes rufipes (Lucas, 1846)
Parasteatoda lunata serrata (Franganillo, 1930)*
Parasteatoda tepidarium (C.L. Koch, 1841)
Parasteatoda tessellata (Keyserling, 1884)
Phoroncidia americana (Emerton, 1882)
Platnickina mneon (Bösenber & Strand, 1906)
Rhomphaea fictitium (Hentz, 1850)
Rhomphaea projiciens O.P.-Cambridge, 1896
Spintharus barackobamai Agnarsson & Van Patten, 2017*
Spintharus berniesandersi Agnarsson & Sargeant, 2017*
Spintharus flavidus Hentz, 1850
Spintharus giraldoaloyani Agnarsson & Chomitz, 2017*
Spintharus goodbreadae Chomitz & Agnarsson, 2017*
Spintharus manrayi Chomitz & Agnarsson, 2017*
Spintharus michelleobamae Agnarsson & Sargeant, 2017*
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 pellax O.P.-Cambridge, 1894
- FAMILIA ULOBORIDAE**
Miagrammopes cubanus Banks, 1909*
Miagrammopes latens Bryant, 1936
Philoponella republicana (Simon, 1891)
Philoponella semiplumosa (Simon, 1893)
Uloborus glomosus (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 ariguano 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*

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

- Dumitrescuella ornata* Avram, 1977*
Lichirtes hexapodoides Šilhavý, 1973*
Orghidaniella granpedrae Avram, 1977*
Piratrinus calcaratus Šilhavý, 1973*
Torreana poeyi Avram, 1977*
Torreana spinata Avram, 1977*
- FAMILIA BIANITIDAE**
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 silhavyi Avram, 1977*
Negreaella fundorai Avram, 1977*
Negreaella palenquensis Avram, 1977*
Negreaella riindiocubanicola 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 poeensis Avram, 1981*
Cynorta quibijana Avram, 1981*
Cynorta quinqsignata 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 SAMOLIDAE**
Maracaynatum cubanum Šilhavý, 1979*
Maracaynatum stridulans Šilhavý, 1979*
Vlachiolus vojtechii Šilhavý, 1979*
- FAMILIA STYGNOMMATIDAE**
Stygnomma spiniferum bolivari (Goodnight & Goodnight, 1945)*
- FAMILIA SCLEROSOMATIDAE**
Holcobunus riedeli Starega, 1970*
Parageaya 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 EUKOENENIIDAE
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 armasi 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)*
Bituberochernes mumae Muchmore, 1974
Epactiochernes insularum Muchmore, 1974
Lustrochernes viniai Dumitresco y Orghidan, 1977
Macrochernes wrightii (Hagen, 1869)*
- Neallochernes cubanus* Muchmore, 1992*
Neallochernes garcianus (Banks, 1909)*
- FAMILIA CHTHONIIDAE**
Aphrastochthonius cubanus Dumitresco y Orghidan, 1977*
Chthonius tetrachelatus Preysler, 1790
Pseudochthonius thibaudi Vitali-di Castri, 1984
Tyrannochthonius ovatus Vitali-di Castri, 1984
- FAMILIA IDEORONCIDAE**
Pseudalbiorix armasi Barba y Pérez, 2007*
Pseudalbiorix muchmorei Barba y Pérez, 2007*
- FAMILIA OLPIIDAE**
Antilloplium cubanum Muchmore, 1991
Aphelolpium cayanum 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
Antillostenochrus alejandroi (Armas, 1989)*
Antillostenochrus alticola Teruel, 2003*
Antillostenochrus anseli Teruel, 2015*
Antillostenochrus cokendolpheri Armas & Teruel, 2002*
Antillostenochrus gibarensis Armas & Teruel, 2002*
Antillostenochrus holguin Armas & Teruel, 2002*
Antillostenochrus longior Teruel, 2013*
Antillostenochrus planicauda Teruel, 2003*
Cokendolpherius ramosi Armas, 2002*

Anexo 12.1. Lista de los arácnidos de Cuba (continuación).

Cokendolpherius jumagua Teruel & Rodríguez, 2010*
Cubacanthozomus rowlandi (Dumitresco, 1973)*
Cubazomus armasi (Rowland & Reddell, 1981)*
Cubazomus montanus Teruel, 2004*
Cubazomus sheylae Teruel, 2017*
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 toledo Armas, 2002*
Rowlandius tomasi Armas, 2007*
Rowlandius vinai Teruel, 2003*
Stenochrus portoricensis Chamberlin, 1922
Troglocubazomus orghidani (Dumitresco, 1977)*

ORDEN SCORPIONES

FAMILIA BUTHIDAE

Alayotityus delacruz Armas, 1973*
Alayotityus feti Teruel, 2004*
Alayotityus gramma 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*
Microtityus trinitensis Armas, 1974*

Rhopalurus aridicola Teruel & Armas, 2012*
Rhopalurus garridoi Armas, 1974*
Rhopalurus gibarae Teruel, 2006*
Rhopalurus granulimanus Teruel, 2006*
Rhopalurus junceus (Herbst, 1800)*
Rhopalurus melloleitaoi 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)*
Cryptocidus rodriguezii Teruel & Kovařík, 2012*
Didymocentrus armasi 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 TELYPHONIDA

FAMILIA TELYPHONIDAE

Mastigoproctus baracoensis Franganillo, 1931*
Mastigoproctus pelegri Armas, 2000*
Mastigoproctus santiago Teruel, 2010*



Mastigoproctus pelegri (Telyphonidae)

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 12.A1. Principales características morfológicas de los diferentes órdenes de arácnidos. (A-C) Scorpiones: (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 12.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).



Eriophora ravilla (Araneidae)

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 dulceacuícolas, 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 de moluscos terrestres y dulceacuícolas, 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.

