

BOLETÍN CIENTÍFICO
CENTRO DE MUSEOS
MUSEO DE HISTORIA NATURAL
Vol. 19 No. 2

SCIENTIFIC BULLETIN
MUSEUM CENTER
NATURAL HISTORY MUSEUM
Vol. 19 No. 2

bol.cient.mus.his.nat.	Manizales (Colombia)	Vol. 19 No. 2	416 p.	julio-diciembre de 2015	ISSN 0123-3068 (Impreso)	ISSN: 2462-8190 (En línea)
------------------------	----------------------	---------------	--------	----------------------------	-----------------------------	-------------------------------



**BOLETÍN CIENTÍFICO
CENTRO DE MUSEOS
MUSEO DE HISTORIA NATURAL**

*ISSN 0123-3068 (Impreso)
ISSN: 2462-8190 (En línea)
-Fundada en 1995-
Nueva periodicidad semestral
Tiraje 150 ejemplares
Vol. 19 No. 2, 416 p.
julio-diciembre, 2015
Manizales - Colombia*

Rector | *Felipe César Londoño López*
Vicerrector Académico | *Óscar Engenio Tamayo Alzate*
Vicerrectora de Investigaciones y Postgrados | *Luisa Fernanda Giraldo Zuluaga*
Vicerrectora Administrativa | *Aura Liliana Gaviria Giraldo*
Vicerrectora de Proyección | *Maria Victoria Benjumea Rincón*
Decano Facultad de Ciencias Exactas y Naturales | *Marco Tulio Jaramillo Salazar*
Centro de Museos | *Sandra Milena Lince Salazar*

Boletín Científico | Revista especializada en estudios
Centro de Museos | de Historia Natural y áreas
Museo de Historia Natural | biológicas afines.

Director | *Julián A. Salazar E.*
Médico Veterinario & Zootecnista (MVZ).
Universidad de Caldas, Centro de Museos.

Indexada por | *Publindex Categoría A2*
Zoological Record
SciELO
Index Copernicus
Scopus

Cómite Editorial

Ricardo Walker
Investigador, Fundador Boletín Científico Museo de Historia Natural, Universidad de Caldas
Luis Carlos Pardo-Locarno
Ingeniero Agrónomo, Ph.D., MSc., CIAT Palmira, Valle
John Harold Castaño
MSc. Programa Biología, Universidad de Caldas
Luis M. Constantino
Entomólogo, MSc., Centro de Investigaciones para el café -CENICAFÉ -
Cristobal Ríos M.
Biólogo, Centro de Ecología IVIC, Caracas, Venezuela
Gabriel Jaime Castaño
Ingeniero Forestal, Departamento de Recursos Naturales y Medio Ambiente, Universidad de Caldas
Ricardo Álvarez León
Biólogo Marino, MSc. Fundación Maguaré, Manizales

Cómite Internacional

Ángel L. Viloria
Biólogo-Zoólogo, Ph.D., Centro de Ecología, IVIC, Venezuela
Tomasz Pyrz
Entomólogo, Ph.D., Museo de Zoología Universidad Jaguellónica, Polonia
Zsolt Bálint
Biologo, Ph.D., Museo de Historia Natural de Budapest, Hungría
Carlos López Vaamonde
Ingeniero Agrónomo, Entomólogo, MSc., Ph.D., BSc. Colegio Imperial de Londres, UK
George Beccaloni
Zoologo, Ph.D., BSc.- Colegio Imperial de Londres, UK
Olaf Hermann H. Mielke
Zoólogo, Ph.D., Departamento de Zoología, Universidad Federal de Paraná, Brasil
Roger Roy
Entomólogo, Ph.D., Museo de Historia Natural de París, Francia

Comité Técnico de apoyo a la edición
Coordinador Comité Técnico *Juan David Giraldo Márquez*
Diagramación *Juan David López González*
Corrección de Estilo *Camilo Sepúlveda Betancurth*
Traducción de resúmenes al inglés *Silvia L. Spaggiari*
Implementación metodología SciELO *Carlos Fernando Nieto Betancur*
SopORTE Tecnológico *Carlos Eduardo Tavera Pinzón*

Ventas, Suscripciones y Canjes

Dirección: **Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados**
Apartado Aéreo: Universidad de Caldas
Teléfonos: Sede Central
E-mail: Calle 65 No. 26-10
275
(+6) 8781500 ext. 11222 - 11442
julianadolfoster@gmail.com
revistascientificas@ucaldas.edu.co
Manizales – Colombia

Sitio Web

<http://boletincientifico.ucaldas.edu.co>

Edición

Universidad de Caldas
Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados

Patrocinadores
Universidad de Caldas

Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados
Centro de Museos
Facultad de Ciencias Exactas y Naturales

Fotografía Portada

Ejemplar:
Tamandua mexicana (Myrmecophagidae)
Foto: John Harold Castaño.



Créditos Separadores | América Pintoresca

La responsabilidad de lo expresado en cada artículo es exclusiva del autor y no expresa ni compromete la posición de la revista.

El contenido de esta publicación puede reproducirse citando la fuente.

PRESENTACIÓN

La publicación de la presente edición del *Boletín Científico* ha sido posible gracias al apoyo de la Vicerrectoría de Investigaciones de la Universidad de Caldas, la Vicerrectoría de Proyección Universitaria y de la Facultad de Ciencias Agropecuarias a quienes el editor agradece profundamente su alto interés y ayuda.

Julián A. Salazar E. (MVZ)
Editor
Diciembre 12 de 2015

**CATÁLOGO COMENTADO DE LAS ESPECIES
DE *Pecluma* (POLYPODIACEAE) DE COLOMBIA**
A COMMENTED CHECKLIST OF THE THE SPECIES
OF *Pecluma* (POLYPODIACEAE) FROM COLOMBIA

Luz Amparo Triana-Moreno

17

**BIOLOGÍA REPRODUCTIVA Y POLINIZACIÓN ARTIFICIAL
DEL TOMATE DE ÁRBOL (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt)**
REPRODUCTIVE BIOLOGY AND ARTIFICIAL POLLINATION OF THE
TAMARILLO (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt)

*Tuño César Lagos B., Tito Bacca, Diana Milena Herrera P.,
Jenny Laura Delgado T.*

60

**NUEVOS REGISTROS DE *Rhipsalis micrantha* (Kunth) DC.
(CACTACEAE) PARA LOS DEPARTAMENTOS DE VALLE DEL
CAUCA, QUINDÍO Y RISARALDA (COLOMBIA)**
NEW RECORDS OF *Rhipsalis micrantha* (Kunth) DC. (CACTACEAE) FOR
THE DEPARTMENTS OF VALLE DEL CAUCA, QUINDÍO AND RISARALDA
(COLOMBIA)

Johan Home

74

**CONSERVACIÓN Y BIODIVERSIDAD
EN AGROECOSISTEMAS**
Conservation and Biodiversity in Agroecosystems

**MARIPOSAS DIURNAS (LEPIDOPTERA: PAPILIONOIDEA)
ASOCIADAS A UNA PLANTACIÓN CITRÍCOLA DEL CANÓN
DEL RÍO CAUCA, CALDAS - COLOMBIA**
DIURNAL BUTTERFLIES (LEPIDOPTERA: PAPILIONOIDEA) ASSOCIATED TO A
CITRIC PLANTATION OF THE CAUCA RIVER CANYON, CALDAS - COLOMBIA

Carlos E. Giraldo, Mario A. Marin, Sandra Uribe

83

**SUSCEPTIBILIDAD DE *Diatraea saccharalis* (F)
(LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) A DIFERENTES HONGOS
ENTOMOPATÓGENOS EN CAÑA PANELERA**
SUSCEPTIBILITY OF *Diatraea saccharalis* (F) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) TO
DIFFERENT ENTOMOPATHOGENIC FUNGI
IN SUGARCANE

Luisa Fernanda Cardona, Alberto Soto Giraldo

95

bol.cient.mus.his.nat.	Manizales (Colombia)	Vol. 19 No. 2	416 p.	julio-diciembre de 2015	ISSN 0123-3068 (Impreso)	ISSN: 2462-8190 (En línea)
------------------------	----------------------	---------------	--------	----------------------------	-----------------------------	-------------------------------

**MANEJO INTEGRADO DEL NEMATODO DEL NUDO
RADICAL [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood
Y *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] EN
ALMÁCIGOS DE GUAYABO (*Psidium guajava* Linneo),
VARIEDAD PALMIRA ICA-1**

INTEGRATED MANAGEMENT OF ROOT-KNOT NEMATODES [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood AND *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] IN SEEDLING NURSERIES OF GUAVA (*Psidium guajava* Linneo), PALMIRA ICA-1 VARIETY

Rocío Alejandra Ortiz Paz, Óscar Adrián Guzmán Piedrahita,
Jairo Leguizamón Caycedo **104**

**DYNAMICS OF *Sus scrofa* SEMEN QUALITY IN THE
WESTERN-CENTRAL REGION OF COLOMBIA
DINÁMICA DE LA CALIDAD SEMINAL DE *Sus scrofa* EN EL CENTRO
OCCIDENTE COLOMBIANO**

Germán Gómez L., Henry Mesa, Jonatan Sánchez-Osorio,
Francisco Javier Henao **139**

**IN VITRO EFFECT OF *Purpureocillium lilacinum* (Thom)
Luangsa-Ard et al. AND *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata*
(Kamyschko ex Barron & Onions) Zare & Gams ON THE
ROOT-KNOT NEMATODES [*Meloidogyne incognita* (Kofoid
& White) Chitwood AND *Meloidogyne nemayaguensis* Rammh &
Hirschmann]**

EFFECTO *In vitro* DE *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard et al. Y *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* (Kamyschko ex Barron & Onions) Zare & Gams SOBRE EL NEMATODO DEL NUDO RADICAL [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) CHITWOOD Y *Meloidogyne nemayaguensis* Rammh & Hirschmann]

Rocío Alejandra Ortiz Paz, Óscar Adrián Guzmán Piedrahita,
Jairo Leguizamón Caycedo **154**

**APORTES AL CONOCIMIENTO Y USO DE LOS
ECOSISTEMAS SUBTERRÁNEOS DEL MUNICIPIO DE LA
PAZ (SANTANDER)**

CONTRIBUTIONS TO THE KNOWLEDGE AND USE OF SUBTERRANEAN ECOSYSTEMS IN THE MUNICIPALITY OF LA PAZ (SANTANDER)

César A. Castellanos-Morales, Fabián Moreno, Luz M. Malagón,
Álvaro J. Arango [O.P.], Diego D. Pardo, María A. Méndez **173**

**BIODIVERSIDAD EN UN CAMPUS UNIVERSITARIO EN
LA SABANA DE BOGOTÁ: INVENTARIO DE PLANTAS Y
TETRÁPODOS**

BIODIVERSITY IN A UNIVERSITY CAMPUS IN THE SABANA DE BOGOTÁ: PLANTS AND TETHRAPODS INVENTORY

Francisco Sánchez, María Cristina Martínez-Habibe, Sandra Díaz,
Nicolás Medina, Jeisson Riaño, María Fernanda PaQui **186**

ZOOLOGÍA VERTEBRADOS

Vertebrate Zoology

MORTALIDAD DE FAUNA POR ATROPELLO VEHICULAR EN UN SECTOR DE LA VÍA PANAMERICANA ENTRE POPAYÁN Y PATÍA

FAUNA MORTALITY BECAUSE OF VEHICLE ACCIDENTS IN AN AREA OF THE
PAN-AMERICAN HIGHWAY BETWEEN POPAYÁN AND PATÍA

Julio César Castillo-R., Deisy Urmendéz-M., Giselle Zambrano-G. 207

ABUNDANCIA Y NUEVOS REGISTROS DE BÚHOS SIMPÁTRICOS EN MANIZALES Y VILLAMARÍA (CALDAS, COLOMBIA)

ABUNDANCE AND NEW RECORDS OF SYMPATRIC OWLS IN MANIZALES AND
VILLAMARÍA (CALDAS, COLOMBIA)

*Juan Sebastián Restrepo-Cardona, Alejandro Betancur López,
Nelson Cano Castaño* 220

DIVERSIDAD Y USO DE COBERTURAS DE AVES ASOCIADAS AL SECTOR DE PUERTO VELERO, TUBARÁ - ATLÁNTICO, COLOMBIA

DIVERSITY AND USE OF BIRD RANGE ASSOCIATED TO PUERTO VELERO,
TUBARÁ AREA – IN THE DEPARTMENT OF ATLANTICO, COLOMBIA

Enndy J. González-Parejo, Diana Tamaris-Turizo 230

ESTUDIOS DE ORGANISMOS DEL BOSQUE HUMEDO TROPICAL

Organisms studies of the tropical rainforest

COMUNICACIÓN CORTA

NOTAS SOBRE *Callicore ines* Hopp, 1922 EN COLOMBIA Y DESCRIPCIÓN DE LA HEMBRA (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE)

SHORT COMMUNICATION

NOTES ON *Callicore ines* Hopp, 1922 IN COLOMBIA AND DESCRIPTION OF THE
FEMALE (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE)

Julián A. Salázar E., Václav Pacl 245

EFFECTO DE LA ESTRUCTURA DE LA VEGETACIÓN SOBRE LA DISTRIBUCIÓN Y RIQUEZA DE MACROHONGOS EN ISLA PALMA, PACÍFICO COLOMBIANO

EFFECTS OF THE STRUCTURE OF VEGETATION ON MACROFUNGI RICHNESS
AND DISTRIBUTION IN ISLA PALMA, COLOMBIAN PACIFIC REGION

Igor Peña Avendaño, Edier Soto Medina 251

**A CONTRIBUTION TO THE KNOWLEDGE OF SPECIES
OF THE TRIBE ACRATINI FROM PANAMA AND FRENCH
GUIANA (BRENTIDAE: TRACHELIZINAE)**

CONTRIBUCIÓN AL CONOCIMIENTO DE LAS ESPECIES DE LA TRIBU
ACRATINI DE PANAMÁ Y GUYANA FRANCESA (BRENTIDAE: TRACHELIZINAE)

Alfredo Lanuza-Garay

263

ZOOLOGÍA INVERTEBRADOS

Invertebrate Zoology

**CONTRIBUCIÓN A LA DISTRIBUCIÓN DE LAS MARIPOSAS
DEL GÉNERO *Morpho* Fabricius, 1807 (LEPIDOPTERA:
NYMPHALIDAE: MORPHINAE) EN EL NORORIENTE
DEL DEPARTAMENTO DE SANTANDER (COLOMBIA) Y
ESTUDIO DE SU GENITALIA**

CONTRIBUTION TO THE DISTRIBUTION OF THE BUTTERFLIES OF THE
GENUS *Morpho* Fabricius, 1807 (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: MORPHINAE)
IN NORTH-EASTERN REGION OF THE DEPARTMENT OF SANTANDER
(COLOMBIA) AND STUDY OF ITS GENITALIA

Alfonso Villalobos Moreno, Inés Johanna Gómez

281

**CATÁLOGO ILUSTRADO DEL GÉNERO *Dalla* Mabille 1904
(LEPIDOPTERA: HESPERIIDAE-HETEROPTERINAE)
EN COLOMBIA, CON NOTAS TAXONÓMICAS Y DE
DISTRIBUCIÓN**

ILLUSTRATED CATALOG OF THE GENUS *Dalla* MABILLE 1904 (LEPIDOPTERA:
HESPERIIDAE-HETEROPTERINAE) IN COLOMBIA WITH TAXONOMIC AND
DISTRIBUTION NOTES

Efraín Reinel Henao-Bañol, José Ignacio Vargas

290

**ESCARABAJOS FITÓFAGOS (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE
“PLEUROSTICTI”) DE LOS ANDES ORIENTALES DE
COLOMBIA (DEPARTAMENTOS DE SANTANDER, BOYACÁ Y
CUNDINAMARCA)**

PHYTOPHAGOUS BEETLES (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE “PLEUROSTICTI”)
OF THE EASTERN ANDES OF COLOMBIA (SANTANDER, BOYACÁ Y
CUNDINAMARCA)

*Margarita M. López-García, Sandý García-Atencia,
Germán Amat-García*

322

**UNA NUEVA ESPECIE DE *Scybalocanthon* Martínez 1948
(COLEOPTERA: SCARABAEINAE) DE LOS ANDES
COLOMBIANOS.**

A NEW SPECIES OF *Scybalocanthon* Martínez 1948 (COLEOPTERA:
SCARABAEINAE) OF THE COLOMBIAN ANDES

Fredy Molano R., Dumar Ariel Parrales R.

359

COMUNICACIÓN CORTA
NUEVO REGISTRO DE *Neotriplectides* HOLZENTHAL
(INSECTA: TRICHOPTERA: ATRIPLECTIDIDAE) PARA EL
DEPARTAMENTO DE CALDAS, COLOMBIA
NEW RECORD OF *Neotriplectides* HOLZENTHAL (INSECTA: TRICHOPTERA:
ATRIPLECTIDIDAE) FOR THE DEPARTMENT OF CALDAS, COLOMBIA

Sebastián Villada-Bedoya, Ana María Meza-Salazar, Alejandra Gutiérrez-López,
Julián Ramírez-Jiménez, Lucimar Gomes Dias

369

COMUNICACIÓN CORTA
PRIMER REGISTRO DE LA FAMILIA OCHTERIDAE
(HEMIPTERA: HETEROPTERA: NEPOMORPHA), CON
EL GÉNERO *Ochterus Latreille*, PARA LA BIOTA DEL
DEPARTAMENTO DE CALDAS
SHORT COMMUNICATION
FIRST RECORD OF THE FAMILY OCHTHERIDAE (HEMIPTERA:
HETEROPTERA: NEPOMORPHA) WITH THE *Ochterus Latreille* GENUS, FOR THE
BIOTA OF THE DEPARTMENT OF CALDAS

Camilo Llano, Yeisson Gutiérrez

376

VARIACIÓN TEMPORAL DE LA ARANEOFAUNA
(ARACHNIDA: ARANEA) EN UN FRAGMENTO DE BOSQUE
SECO TROPICAL (BST), EN EL DEPARTAMENTO DEL
ATLÁNTICO, COLOMBIA
TEMPORARY VARIATION OF ARACHNOFAUNA (ARACHNIDA: ARANEA) IN
A FRAGMENT OF DRY TROPICAL FOREST (DTF) IN THE DEPARTMENT OF
ATLÁNTICO, COLOMBIA

Luis Quijano C., Neis Martínez H.

381

NOVEDADES EN HISTORIA NATURAL
NATURAL HISTORY NEWS

397

REVISIONES BIBLIOGRÁFICAS
NATURAL HISTORY NEWS

399

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES
AUTHOR GUIDELINES

400

AUTORES

408

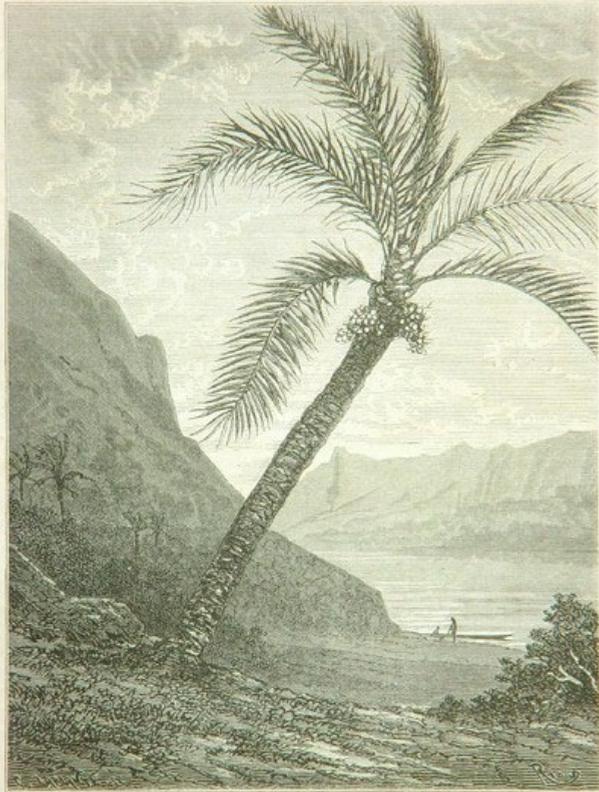
“El Científico no estudia la Naturaleza porque es útil, la estudia porque se deleita en ella, y se deleita en ella porque es hermosa”

Henri Poincaré
(1854-1912)



BOTÁNICA

Botany



Palmier à cire. — Dessin de E. Riou, d'après un croquis de l'auteur.

CATÁLOGO COMENTADO DE LAS ESPECIES DE *Pecluma* (POLYPODIACEAE) DE COLOMBIA*

Luz Amparo Triana-Moreno¹

Resumen

Se presenta el catálogo comentado de las especies colombianas de *Pecluma* M.G. Price (Polypodiaceae). Se analiza la variabilidad morfológica del género en Colombia, se presentan comentarios para facilitar su reconocimiento y claves para las especies y variedades. Para cada taxón se presentan los datos del protólogo, sus tipos nomenclaturales y sinónimos, datos del hábitat y distribución geográfica, comentarios, ejemplares de referencia, ilustraciones y mapas de distribución en Colombia. También, se explica la etimología de la mayoría de los epítetos. Como resultado de esta revisión se transfiere *P. absidata* a la sinonimia de *P. curvans*; se registran por primera vez para Colombia *P. pastazensis*, *P. pilosa* y *P. robusta*, y se redescubre *P. paradiseae* en el país.

Palabras clave: flora de Colombia, helechos, *Pecluma*, Polypodiaceae.

A COMMENTED CHECKLIST OF THE THE SPECIES OF *Pecluma* (POLYPODIACEAE) FROM COLOMBIA

Abstract

This work presents a commented checklist of the Colombian species of *Pecluma* M.G. Price (Polypodiaceae). The morphological variability of the genus in Colombia is analyzed; comments for its easy recognition and keys for the species and varieties are presented. For each taxon, the original publication, nomenclatural types, synonyms, habitat, geographic distribution, pertinent comments, reference specimens, figures and maps are presented. In addition, the etymologies of most of the epithets are explained. As a result of this revision *P. absidata* was transferred to the synonymy of *P. curvans*; the species *P. pastazensis*, *P. pilosa*, and *P. robusta* were recorded for the first time to Colombia, and *P. paradiseae* is rediscovered in the country.

Key words: ferns, flora of Colombia, *Pecluma*, Polypodiaceae.

* FR: . 6-III-2015 FA: .16-X-2015

¹ Universidad de Caldas, Departamento de Ciencias Biológicas. Manizales, Colombia. E-mail: luz.triana@ucaldas.edu.co

CÓMO CITAR:

TRIANA-MORENO, L.A., 2015.- Catálogo comentado de las especies de *Pecluma* (Polypodiaceae) de Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 17-59. DOI : 10.17151/bccm.2015.19.2.2



INTRODUCCIÓN

El género *Pecluma* M.G. Price (Polypodiaceae) se distribuye en el Neotrópico y se ha reconocido tradicionalmente por la combinación de lámina pectinada, pecíolo y raquis teretes, raquis cubierto en la superficie adaxial con pelos simples abundantes, y soros redondos sin indusio con esporas no clorofílicas. La mayoría de estas especies pertenecían al complejo *pectinatum-plumula* del género *Polypodium* L., el cual fue revisado por EVANS (1968). Posteriormente, LELLINGER (1981) las agrupó en el subgénero *Pectinatum*. El género fue descrito por PRICE (1983), quien realizó 28 nuevas combinaciones a nivel de especie. Posteriormente, se han publicado otras nuevas combinaciones de especies y variedades (LELLINGER, 1984, 1985; KARTESZ & GANDHI, 1991; TRYON & STOLZE, 1993; MORAN, 1995a; SALINO, 1998; KESSLER & SMITH, 2005; ZULOAGA *et al.*, 2007) y varias novedades taxonómicas en el género (SALINO, 1998; KESSLER & SMITH, 2005; MARTÍNEZ & SOTA, 2007; TRIANA-MORENO, 2011).

Estudios previos realizados para el género en Colombia ofrecen datos imprecisos, pues TRIANA-MORENO (2004) reconoció 11 especies para el país, mientras que MURILLO *et al.* (2008) registraron 10. La incertidumbre que generaron dichos resultados motivó esta revisión, cuya intención es esclarecer la composición del género en Colombia mediante la revisión de ejemplares de herbario y la observación minuciosa de sus caracteres, y hacer varias precisiones taxonómicas y nomenclaturales sobre algunas variedades y especies incluidas en el estudio.

MÉTODOS

Se visitaron herbarios nacionales y extranjeros (CAUP, COAH, COL, CR, CUVC, FAUC, FMB, HUA, HUQ, JAUM, MEDEL, MO, NY, PSO, UPTC, US, VALLE) en los cuales se estudiaron 656 exsiccados (Anexo 1). Se determinaron los ejemplares indeterminados usando claves taxonómicas de reconocida utilidad para el género (EVANS, 1968; LELLINGER, 1989; TRYON & STOLZE, 1993; MORAN, 1995b; MICKEL & SMITH, 2004), y se corroboraron las determinaciones por comparación con los tipos disponibles en los herbarios visitados o en herbarios virtuales (MBG, 2015; NYBG, 2015; SMITHSONIAN INSTITUTION, 2015; MNHN, 2015).

Se analizó la variabilidad morfológica del género en Colombia y se elaboraron claves dicotómicas para las especies y variedades siguiendo la terminología propuesta por LELLINGER (2002). Se incluyen ilustraciones y fotografías de las esporas en Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) para la mayoría de las especies. Para cada taxón se incluyen comentarios que facilitan su identificación, se mencionan las características del hábitat, su distribución altitudinal y geográfica, un mapa de distribución en Colombia y se citan especímenes representativos.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Pecluma M.G. Price, Amer. Fern J. 73(3): 109-116.

Especie tipo: *Pecluma pectinata* (L.) M.G. Price.

“*Polypodium pectinatum-plumula* complex” Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55: 193-293. 1968.

Polypodium subg. *Pectinatum* Lellinger, Amer. Fern J. 71: 93. 1981.

Etimología. El nombre genérico es una composición de los epítetos *pectinatum* y *plumula*, utilizados para identificar este complejo de especies en su antigua ubicación, dentro del género *Polypodium*.

Variabilidad morfológica. El género presenta plantas epífitas, terrestres o rupícolas con rizomas dorsiventrales que presentan filopodios cortos, cercanos entre sí. Los rizomas de *Pecluma* están cubiertos con escamas lanceoladas, lineares a anchas, adpresas a pantentes, que pueden variar de glabras a densamente comosas, según la especie. Su consistencia también puede variar de membranacea a coriacea, y pueden presentarse ápices agudos, caudados o filiformes. La base puede ser auriculada o no auriculada, y la margen puede ser entera, denticulada o fimbriada. Su coloración también puede presentar diversas tonalidades, entre castañas, anaranjadas o negruzcas en conjunto, y suelen ser ligeramente lustrosas. Estudios previos no tomaban en consideración la variabilidad en la iridiscencia y el clatrado de las escamas. No obstante, en este estudio se reconoce que estos caracteres pueden ser útiles para el reconocimiento de algunas especies, como se verá en la clave.

El pecíolo terete es uno de los caracteres que permiten reconocer el género. Este órgano puede variar en cuanto a la presencia de un ala herbácea, pues puede presentarse o no, según la especie. Los pecíolos presentan tonos castaño rojizos a castaño oscuros, varían de opacos a ligeramente lustrosos, y de glabros a pubescentes, en cuyo caso los pelos son incoloros o dorados a castaños, catenulados, adpresos, patentes o erectos, y en algunas especies están entremezclados con pelos ctenoides, que son característicos del género.

La lámina en su mayor parte es pinnatisecta, a veces solo los segmentos basales son libres. La forma varía de ovada a oblonga o elíptica, y puede ser linear o angosta. La consistencia puede ser membranacea, cartacea o coriacea, los ápices varían de agudos a acuminados, y pueden presentar base obtusa, truncada, cuneada, atenuada o abruptamente reducida. El raquis es siempre terete en el género, de color castaño o negro, opaco a ligeramente lustroso. Su pubescencia es variable, de laxa a densamente

cubierto con pelos simples, patentes a erectos, castaño rojizos, en ocasiones entremezclados con pelos ctenoides o con escamas. Los segmentos pueden ser rectos o falcados, generalmente perpendiculares al raquis, o a veces ascendentes, los basales al menos ligeramente reducidos, deflexos a ascendentes, los mediales oblongos a triangulares, lineares, raras veces imbricados, de ápice agudo u obtuso, la base de los segmentos es base adnata al raquis, y puede ser surcurrente, sursurcurrente o decurrente, los segmentos suelen ser opacos, de margen entera a crenada, y el tejido laminar puede ser glabro o esparcida a abundantemente cubierto con pelos romos, aciculares o catenulados, adpresos a erectos, dorados a castaño rojizos.

Las venas son generalmente libres, simples a 1-2 furcadas, generalmente terminadas en hidatodos claviformes evidentes, no cretáceos, pero en algunas especies se presentan venas parcialmente anastomosadas con una vena libre incluida en las aréolas. La costa puede ser perpendicular al raquis a fuertemente decurrente.

Los soros en *Pecluma* son abaxiales, redondos, sin indusio, mediales a supramediales, con parafisos piliformes, romos, más cortos que los esporangios. Las cápsulas esporangiales pueden ser glabras a setosas. Las esporas son monoletes, coliculadas, no clorofilicas, suelen ser elipsoides, y solo son globosas en *P. dispersa*. Algunas especies presentan “pelos circunsores”, es decir, un parche circular u oblongo de pelos que crecen alrededor del soro. Aunque estos pelos surgen del tejido laminar, solo aparecen alrededor del receptáculo, es decir, únicamente se encuentran asociados a venas portadoras de soros. No se deben confundir con los parafisos, cuyo origen es estrictamente receptacular. El área ocupada por los pelos circunsores es variable. En ocasiones se extienden más allá del tejido laminar cubierto por los soros maduros, pero a veces es necesario observar detenidamente por debajo de los esporangios periféricos.

Composición y distribución. *Pecluma* es un género neotropical compuesto por 40 especies y 8 variedades, distribuidas desde el sur de Estados Unidos hasta el norte de Argentina, y en las islas del Caribe. En Colombia se encuentran 17 especies y 3 variedades.

Comentarios. *Pecluma* puede confundirse con varios géneros y especies de helechos neotropicales que tienen láminas angostas o lineares, pectinadas, y soros redondos dispuestos en una fila entre la costa y la margen. Sin embargo, tanto *Pecluma* como estos helechos cuentan con atributos fácilmente observables que permiten diferenciarlos entre sí. Por ejemplo, *Nephrolepis* Schott presenta pecíolo y raquis acanalados, láminas con crecimiento indeterminado (ápice circinado), pinnas articuladas al raquis, soros con indusio y algunas especies tienen hidatodos cretáceos. *Ascogrammitis* Sundue, *Mycopteris* Sundue y *Terpsichore* A.R. Sm. tienen rizomas radialmente simétricos, no tienen filopodios, presentan setas generalmente abundantes en los pecíolos y los hidatodos a veces son cretáceos. Algunas especies de *Serpocaulon* A.R. Sm.,

como *S. patentissimum* (Mett. ex Kuhn) A.R. Sm. y *S. wagneri* (Mett.) A.R. Sm., se pueden diferenciar fácilmente por su rizoma largamente reptante, cubierto con escamas fuertemente clatradas, pecíolo y raquis acanalados y, en *S. wagneri*, venación anastomosada. *Polypodium dulce* Poir. se diferencia fácilmente por la presencia de un surco a lo largo del pecíolo y el raquis, y por sus láminas pinnadas.

Otros caracteres importantes para el género son la presencia de parafisos piliformes más cortos que los esporangios, el pedicelo del esporangio conformado por dos filas de células, la presencia de pelos ctenoides cortos (*ca.* 0,1 mm) en algunas especies, y la cápsula esporangial ocasionalmente setosa.

Clave para las especies de *Pecluma* presentes en Colombia

1. Pecíolo bordeado por un ala herbácea de 0,1-0,2 mm de ancho 2
- 1'. Pecíolo no alado 4
2. Hojas maduras menores de 15 cm de longitud. Lámina coriácea. Segmentos 1-1,5 mm de ancho. Venas simples 8. *P. filicula*
- 2'. Hojas maduras mayores de 15 cm de longitud. Lámina membranácea a cartácea. Segmentos 3-6 mm de ancho. Venas 1-2 furcadas 3
3. Raquis negro, con escamas en el envés. Escamas del rizoma no clatradas, no iridiscentes. Esporangios con setas. Esporas globosas 5. *P. dispersa*
- 3'. Raquis castaño, no escamoso. Escamas del rizoma clatradas o subclatradas, iridiscentes. Esporangios glabros. Esporas elipsoides 17. *P. sanctae-mariae*
4. Lámina madura membranácea 5
- 4'. Lámina madura cartácea o coriácea 6
5. Pecíolos (4-)7-14 cm de longitud. Escamas del rizoma anaranjadas. Segmentos con ápice agudo. Tejido laminar con pelos conspicuos, aciculares, erectos, incoloros. Raquis sin pelos ctenoides 9. *P. hygrometrica*
- 5'. Pecíolos 3-6 cm de longitud. Escamas del rizoma castañas. Segmentos con ápice obtuso. Tejido laminar con pelos inconspicuos, romos, adpresos, castaños. Raquis con pelos ctenoides esparcidos *P. consimilis*
6. Pecíolo y raquis negros. Raquis con escamas en el envés. Rizoma con escamas no comosas 14. *P. plumula*
- 6'. Pecíolo y raquis castaños. Raquis sin escamas. Rizoma con escamas comosas 7
7. Segmentos ascendentes (10-)15-30(-45)°, pocas veces perpendiculares al raquis. Ápice de la lámina madura generalmente circinado 4. *P. curvans*
- 7'. Segmentos en su mayoría perpendiculares al raquis, raras veces algunos ascendentes, en ocasiones los basales deflexos. Ápice de la lámina madura expandido, no circinado.....8
8. Tejido laminar y/o venas secundarias cubiertos por el envés con pelos abundantes, patentes a erectos9
- 8'. Tejido laminar y/o venas secundarias glabros, o el envés con pelos inconspicuos y adpresos 12

9. Pecíolo hasta 5 cm de longitud. Pelos circinsorales presentes. Pelos de los segmentos distribuidos solo sobre las venas, tejido laminar glabro 13. *P. pilosa*
- 9'. Pecíolo con más de 5 cm de longitud. Pelos circinsorales ausentes. Pelos de los segmentos distribuidos sobre el tejido laminar y las venas 10
10. Lámina fértil en ocasiones con margen crenada, al menos levemente en el ápice de los segmentos. Esporangios glabros 10. *P. paradiseae*
- 10'. Lámina fértil con margen entera. Esporangios con setas 11
11. Láminas con base cuneada. Segmentos basales con frecuencia deflexos. Pelos de los segmentos ca. 0,5 mm de longitud. Setas esporangiales 1-3 mm de longitud. Venas en ocasiones parcialmente anastomosadas 2. *P. camptophyllaria*
- 11'. Láminas con base abruptamente reducida. Segmentos basales perpendiculares al raquis. Pelos de los segmentos ca. 0,2 mm de longitud. Setas esporangiales 0,05 mm de longitud. Venas libres 12. *P. pectinata*
12. Pelos circinsorales presentes 13
- 12'. Pelos circinsorales ausentes 15
13. Segmentos basales sursumcurrentes. Segmentos mediales separados por una distancia igual o mayor que su ancho. Pecíolo y raquis con pelos ctenoides esparcidos o ausentes. Costa ligeramente decurrente sobre el raquis a perpendicular. Escamas del rizoma no clatradas, ligeramente lustrosas. Esporangios sin setas 14
- 13'. Segmentos basales surcurrentes. Segmentos mediales separados por una distancia generalmente menor que su ancho. Pecíolo y raquis con pelos ctenoides generalmente abundantes. Costa perpendicular al raquis. Escamas del rizoma ligeramente clatradas, lustrosas. Esporangios con setas 16. *P. robusta*
14. Pecíolo glabro a esparcidamente cubierto con pelos ctenoides. Raquis con pelos ctenoides. Lámina elíptica, base atenuada. Segmentos separados por una distancia aproximadamente igual a su ancho, cubiertos con pelos catenulados sobre las venas, margen entera. Escamas del rizoma con la base no auriculada 1. *P. bourgeauana*
- 14'. Pecíolo cubierto con pelos catenulados. Raquis sin pelos ctenoides. Lámina ovada, base abruptamente reducida. Segmentos separados por una distancia generalmente mayor que su ancho, cubiertos con pelos romos, margen a veces crenada. Escamas del rizoma con la base auriculada 15. *P. pilota*
15. Láminas fértiles con margen entera. Segmentos con ápice obtuso. Tejido laminar de color verde oscuro o castaño al secar 16
- 15'. Láminas fértiles con margen crenada. Segmentos con ápice agudo. Tejido laminar generalmente de color verde claro al secar 7. *P. eurybasis*
16. Lámina ovada, base obtusa. Pecíolo mayor de 12 cm de longitud. Escamas del rizoma moderadamente comosas, con la superficie visible bajo los pelos; base auriculada 6. *P. divaricata*
- 16'. Lámina elíptica, base cuneada. Pecíolo hasta 6 cm de longitud. Escamas del rizoma densamente comosas, con la superficie completamente cubierta por los pelos; base no auriculada 11. *P. pastazensis*

1. *Pecluma bourgeauana* (E. Fourn.) L.A. Triana, Brittonia 63: 64. 2011. *Polypodium consimile* Mett. var. *bourgeauanum* E. Fourn., Mexic. Pl. 1: 76. 1872. *Pecluma ptilodon* var. *bourgeauana* (E. Fourn.) A.R. Sm., Mem. New York Bot. Gard. 88: 442, f. 214G, H, 2004. Tipo: México: Veracruz: In valle Cordobensi, *Bourgeau 1436* (Lectotipo (designado por L.A. Triana-Moreno, Brittonia 63: 64. 2011) P!). **Figs. 1, 7.**

Polypodium pectinatum L. var. *caespitosum* Jenman, Bull. Bot. Dept. 4: 125. 1897. *Polypodium ptilodon* var. *caespitosum* (Jenman) A.M. Evans, Amer. Fern J. 58: 170. 1968. *Pecluma ptilodon* var. *caespitosa* (Jenman) Lellinger, Proc. Biol. Soc. Wash. 98: 387. 1985. **Tipo:** Jamaica: St. Andrews: Old England, *Jenman s.n.* (Holotipo NY!).

Etimología. Este taxón fue nombrado en honor a Eugène Bourgeau, botánico francés (1813-1877), quien colectó el lectotipo y algunos sintipos.

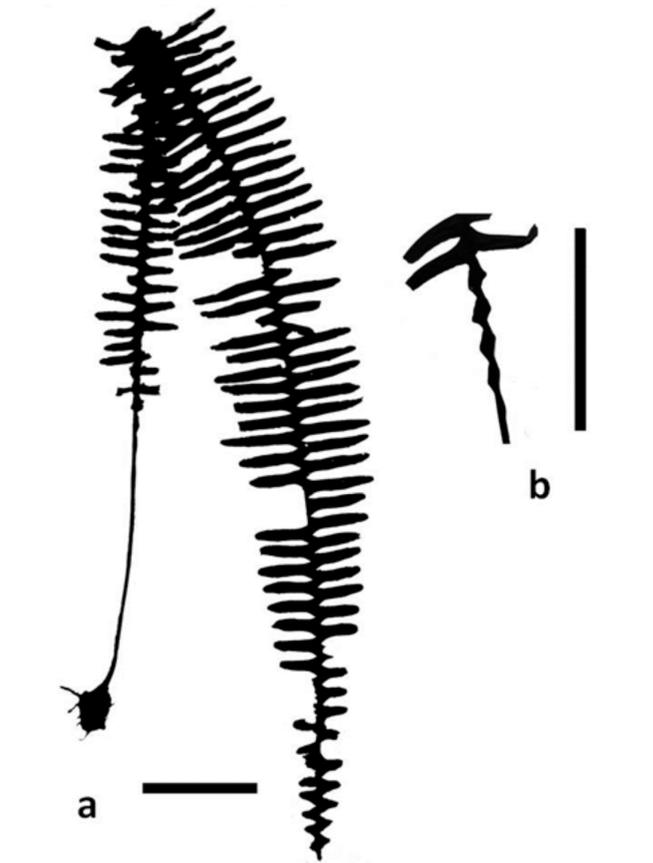


Figura 1. *Pecluma bourgeauana*. a. Hábito (Lellinger 167, COL). b. Detalle de los segmentos basales (Forero 4722, COL). Barras = 5 cm.

Hábitat y distribución. Esta especie se registra por primera vez para Colombia, Se distribuye desde la Florida hasta la costa Pacífica al norte de Suramérica, y en las Antillas Mayores. En Colombia se restringe al departamento del Chocó, desde cerca del nivel del mar hasta 800 m de altitud. Crece en ambientes húmedos.

Comentarios. *Pecluma bourgeauana* es semejante a *P. robusta* y a *P. ptilota* por la presencia de pelos circunsoresales y por sus segmentos esparcidamente pubescentes, pero estas dos especies tienen lámina truncada. Además, *P. robusta* se diferencia por sus segmentos basales surcurrentes y su lámina de mayor tamaño, y *P. ptilota* se puede reconocer por los caracteres indicados en la clave. El aspecto general de la lámina recuerda a *P. pectinata*, sin embargo, los segmentos de dicha especie presentan una pubescencia más evidente, y sus esporangios son setosos.

Ejemplar de referencia. **Chocó:** Río Mutatá ca. 3 km above its junction with the río El Valle, NW of Alto del Buey, 800 m, 6-7 feb 1971, *Lellinger, D.B. 167* (COL, CR).

2. *Pecluma camptophyllaria* (Fée) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 113. 1983. *Polypodium camptophyllum* Fée, Mém. Foug. 8: 86. 1857. Tipo: Colombia: Norte de Santander: near Ocaña, 1850, *Schlim 128* pro parte [Holotipo P; Isotipos BR, G, K (foto, US)].

Etimología. Del griego *campto*, curvo, y *-phyllus*, hoja.

Comentarios. *Pecluma camptophyllaria* se parece a *P. pectinata* por sus láminas pubescentes y sus esporangios setosos, sin embargo, difieren por la menor longitud de los pelos laminares y de las setas esporangiales en *P. pectinata*.

Clave para las variedades de *Pecluma camptophyllaria* presentes en Colombia

1. Soros ocupando ca. la mitad de la distancia entre la costa y la margen, o menos. Lámina angostamente ovada. Segmentos con ápice obtuso, costas perpendiculares al raquis a ligeramente decurrentes. Esporangios generalmente con más de una seta **2-1. *P. camptophyllaria* var. *camptophyllaria***
- 1'. Soros ocupando casi toda la distancia entre la costa y la margen. Lámina linear-elíptica. Segmentos con ápice agudo, costas fuertemente decurrentes. Raquis con pelos ctenoides. Esporangios generalmente con una seta **2-2. *P. camptophyllaria* var. *lachnifera***

2-1. *Pecluma camptophyllaria* var. *camptophyllaria*. Figs. 2, 7.

Hábitat y distribución. Se encuentra en Centroamérica, Antillas y en Suramérica, hasta Bolivia y Brasil. En Colombia está presente en la región Andina y la Sierra Nevada de Santa Marta, desde 1070 a 2530 m de altitud.

Ejemplar de referencia. Norte de Santander: Ocaña, corregimiento Buenavista, camino a la vereda La Honda, 1600 m, 11 nov 2007, *Triana-Moreno, L.A. 379* (COL).

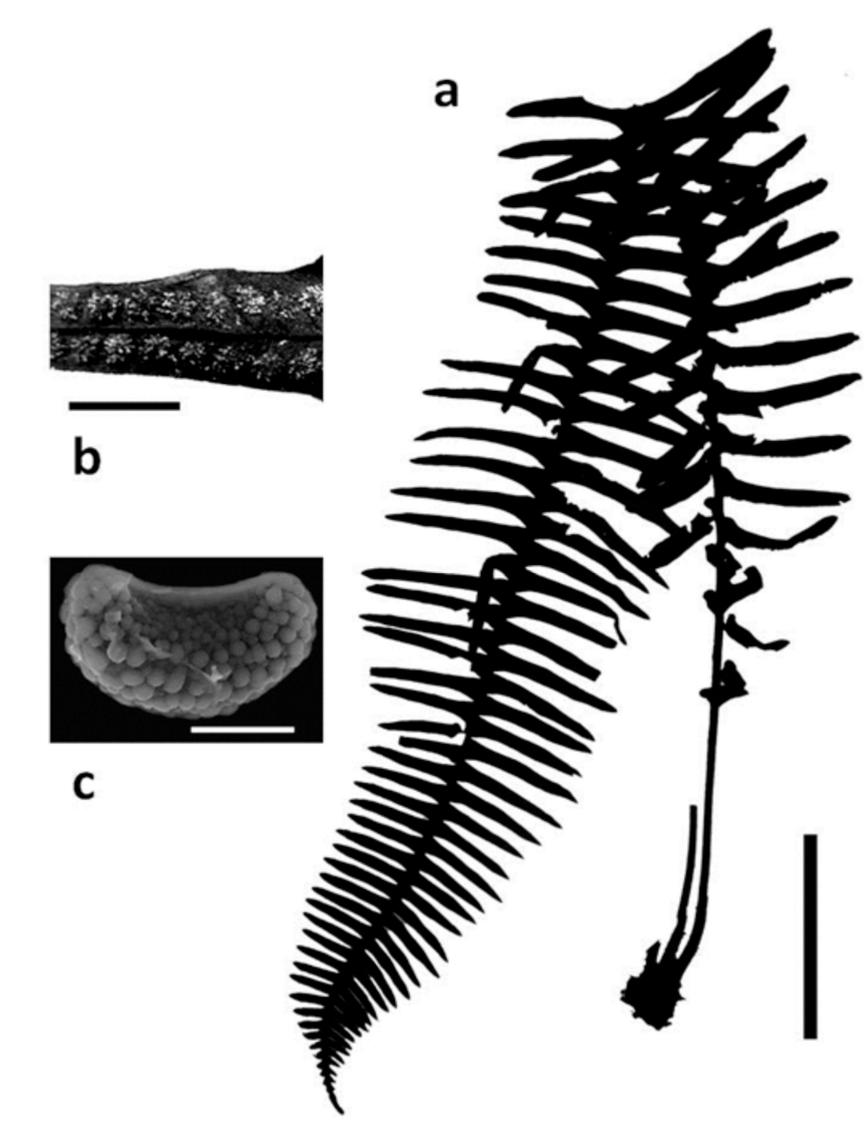


Figura 2. *Pectuma camptophyllaria* var. *camptophyllaria*. a. Hábito (Triana-Moreno 379, COL). Barra = 5 cm. b. Detalle de la posición de los soros. Barra = 5 mm. c. Espora (Haught 3942, COL). Barra = 20 μ m.

2-2. *Pectuma camptophyllaria* (Fée) M.G. Price var. ***lachnifera*** (Hieron.) Lellinger, Amer. Fern J. 74(2): 59. 1984. *Polypodium camptophyllum* var. *lachniferum*

(Hieron.) A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55(3): 254. 1968[1969]. *Polypodium lachniferum* Hieron. Bot. Jahrb. Syst. 34: 515. 1904. Tipo: Ecuador: Tungurahua: *Lehmann 458* [Lectotipo (designado por A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55: 254, 1968) B; duplicados: LE, US]. **Figs. 3, 7.**

Hábitat y distribución. Se distribuye en las Antillas Mayores y en los Andes tropicales. En Colombia se encuentra en la cordillera Oriental, en ambientes secos y expuestos a alta radiación solar, entre 1890 y 2850 m de altitud.

Comentarios. Los especímenes que presentan segmentos imbricados en la base provienen de suelos arenosos, suelen tener hojas erectas y cortas.

Ejemplar de referencia. Cundinamarca: Albán, a lo largo del ferrocarril, entre el casco urbano y el peaje de Jalisco, vertiente occidental de la cordillera Oriental, 1900-2100 m, 4°52' N - 74°26' W, 12 feb 2004, Triana-Moreno, L.A. 200 (COL).

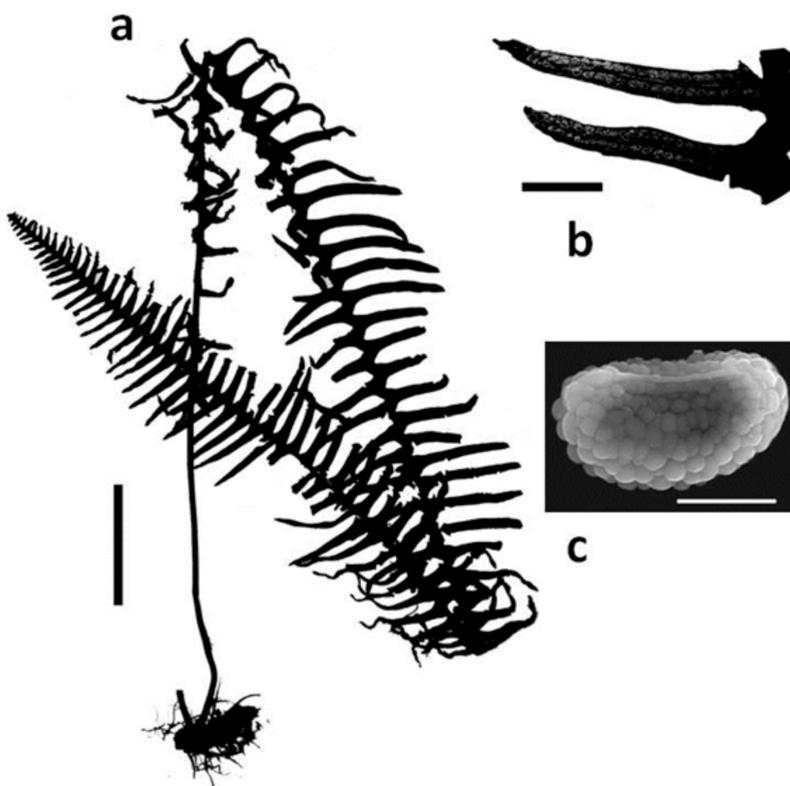


Figura 3. *Pecluma camptophyllaria* var. *lachnifera*. **a.** Hábito (Triana-Moreno 200, COL). Barra = 5 cm. **b.** Detalle de la posición de los soros. Barra = 1 cm. **c.** Espora (Acosta A. 969, COL). Barra = 20 µm.

3. *Pectuma consimilis* (Mett.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 113. 1983. *Polypodium consimile* Mett., Ann. Sci. Nat. Bot., sér. 5, 2: 253. 1864. Tipo: Colombia: Norte de Santander: Ocaña, *Schlim* 633 [Holotipo B; Isotipos P!, BR, G, L (foto, US)]. **Figs. 4, 7.**

Polypodium consimile var. *minus* Hieron., Bot. Jahrb. Syst. 34: 519. 1904, como "*minor*". **Tipo:** Colombia: Tolima: río Ambica, *Lehmann* 2353 [Lectotipo (designado por A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55: 261, 1968) B; duplicados: LE, US].

Polypodium pityrolepis Rosenst., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 22(606-608): 16. 1925. **Tipo:** Costa Rica: Gebiet des río Chis, bei San Juan Vinas, *A. Brade & C. Brade* 694 (Holotipo S; duplicados NY, US).

Etimología. Del latín *consimilis*, muy semejante, parecido.

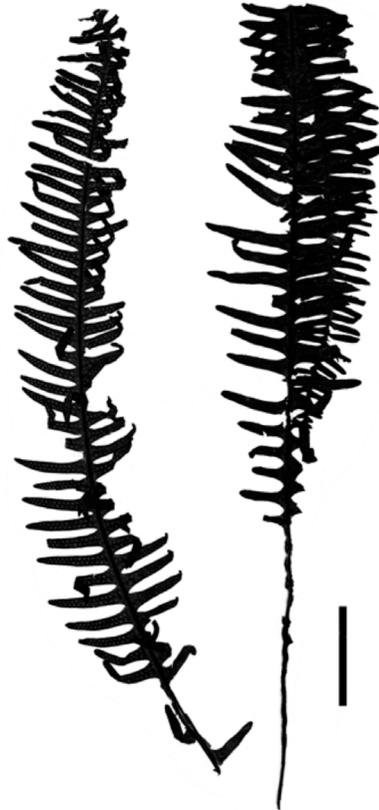


Figura 4. *Pectuma consimilis*. Fragmentos de la hoja (*Schlim* 633, Isotipo P). Barra = 5 cm.

Hábitat y distribución. Se distribuye en las Antillas, Centroamérica y el norte de Suramérica. En Colombia se encuentra en la Amazonía, alrededor de 120 m de altitud. Habita en bosques húmedos y orillas de quebradas.

Comentarios. Es similar a *P. pilosa*, a *P. pastazensis* y a *P. sanctae-mariae* por los pecíolos muy cortos. Se puede diferenciar de *P. pilosa* por la lámina más corta y ancha y la ausencia de pelos circunscoriales. Difiere de *P. pastazensis* porque las escamas del rizoma no son densamente comosas, y los esporangios son setosos. Se diferencia de *P. sanctae-mariae* por la presencia de esporangios setosos y por las escamas de rizoma no clatradas ni iridiscentes.

Ejemplar de referencia. Amazonas: Leticia, PNN Amacayacu, trocha de Matamatá a Amacayacu, 110-120 m, 3°47' S - 70°15' W, 28 oct 1991, *Pipoly, J. J. 15457* (FMB, MO).

4. *Pecluma curvans* (Mett.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 114. 1983. *Polypodium curvans* Mett., Ann. Sci. Nat. (Paris) 2: 253. 1864. Tipo: Perú: Agapata, *Lechler 2006* [Holotipo B (foto, F); Isotipos B, GH, L (foto, US) (fragmento, US)]. **Figs. 5, 7.**

Polypodium circinatum Sodiro, Crypt. Vasc. Quit. 333. 1893. **Tipo:** Ecuador: Azuay, near Cuenca (?), *Rimbach 35* (Holotipo Q?).

Pecluma absidata (A.M. Evans) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 113. 1983. *Polypodium absidatum* A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55(3): 238, f. 20. 1968[1969]. **Tipo:** Colombia: Santander: páramo de Romeral, *Killip 18518* (Holotipo US; Isotipos COL, NY!, GH).

Hábitat y distribución. Se distribuye en las Antillas y en los Andes tropicales. En Colombia se encuentra a lo largo de la región Andina y en la Sierra Nevada de Santa Marta, entre (900-)2400 y 4100 m de altitud.

Comentarios. La revisión de los isotipos y de otros ejemplares colombianos, y la observación de colecciones de otros países de Suramérica y el Caribe, permitió decidir que *P. absidata* no cuenta con atributos suficientes para reconocerse como una especie diferente de *P. curvans*. Al comparar los caracteres presentados por EVANS (1968) como diagnósticos de *P. absidata*, no se encuentran rangos de variación excluyentes con respecto a *P. curvans*; son estos la consistencia de la lámina, que puede ser herbácea en ambos casos; el ancho de los segmentos, que se traslapa en el rango de 2-3 mm; los pelos del raquis, que pueden ser hasta de 1 mm de longitud en ambos taxones (véase *Killip 17925*, paratipo de *P. absidata*); y el enrollamiento de la lámina madura, atribuido a *P. curvans*, que se encontró en ejemplares identificados con ambos nombres, incluso en los isotipos de *P. absidata*. Por estas razones, *P. absidata* se transfiere aquí a la sinonimia de *P. curvans*.

Ejemplar de referencia. Santander: Edge of páramo de Santurbán, near Vetas, 3500 m, 21 ene 1927, *Killip, E.P. 17925* (NY).

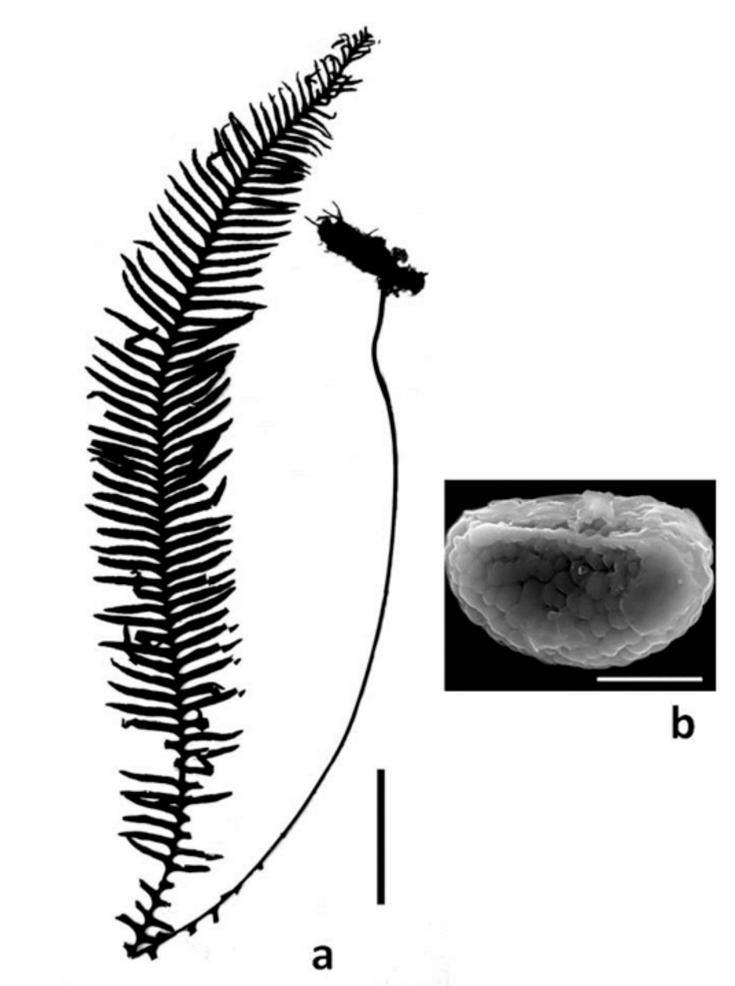


Figura 5. *Pectuma curvans*. **a.** Hábito (Killip 17925, COL). Barra = 5 cm. **b.** Espora (Killip 18518, Isotipo COL). Barra = 20 μ m.

5. *Pectuma dispersa* (A.M. Evans) M.G. Price, *Amer. Fern J.* 73(4): 114. 1983. *Polypodium dispersum* A.M. Evans, *Amer. Fern J.* 58: 173, pl. 27. 1968. Tipo: USA: Florida: Citrus Co., Pineola Grottoes, *Evans 2008* (Holotipo MICH; Isotipos NY!, TENN, US). **Figs. 6, 7.**

Hábitat y distribución. Se distribuye desde la Florida hasta Bolivia y Brasil. En Colombia se registra en el centro y norte de la región Andina, y en la Sierra Nevada de Santa Marta, entre 1300 y 2730 m de altitud.

Comentarios. Es la única especie que presenta esporas globosas, en contraste con la forma elipsoide, predominante en el género. Según EVANS (1968), en esta especie se generan 32 esporas por esporangio, a diferencia de las 64 que comúnmente se generan en las demás especies; su estudio indica que esta característica se atribuye al particular modelo de esporogénesis ameiótica de esta especie, en el cual, a partir de cuatro divisiones mitóticas sucesivas de la célula arqueosporial, se obtienen 16 células madre de las esporas. Posteriormente, estas células madre presentan una última división mitótica que da origen a las esporas. La germinación de las esporas dará origen a gametófitos asexuales, por lo cual esta especie presenta un ciclo de vida obligatoriamente apogámico y ameiótico.

Ejemplar de referencia. Norte de Santander: Cordillera Oriental, región del Sarare: La Cabuya, 1300 m, 13 oct 1941, *Cuatrecasas, J. 12135* (COL, MO, US).

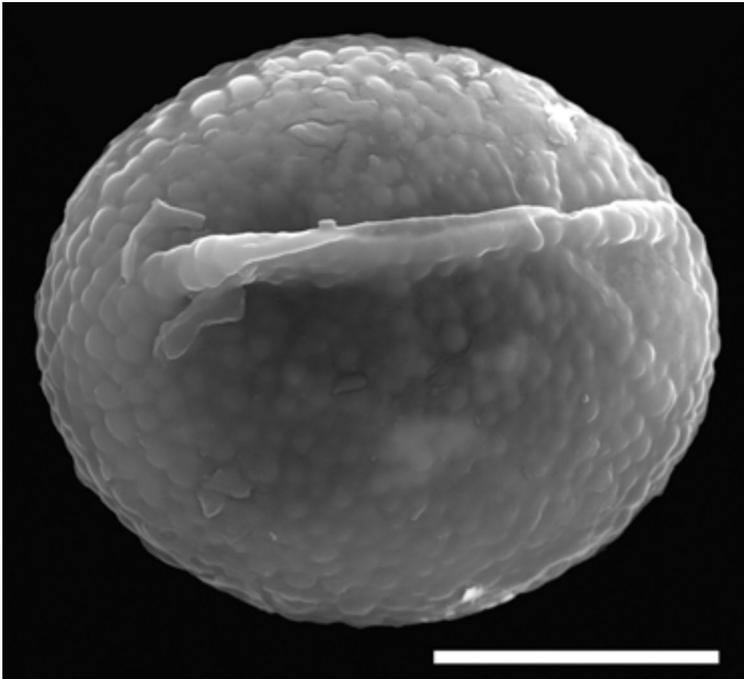


Figura 6. *Pecluma dispersa*. Espora (Cuatrecasas 12135, COL). Barra = 20 μ m.

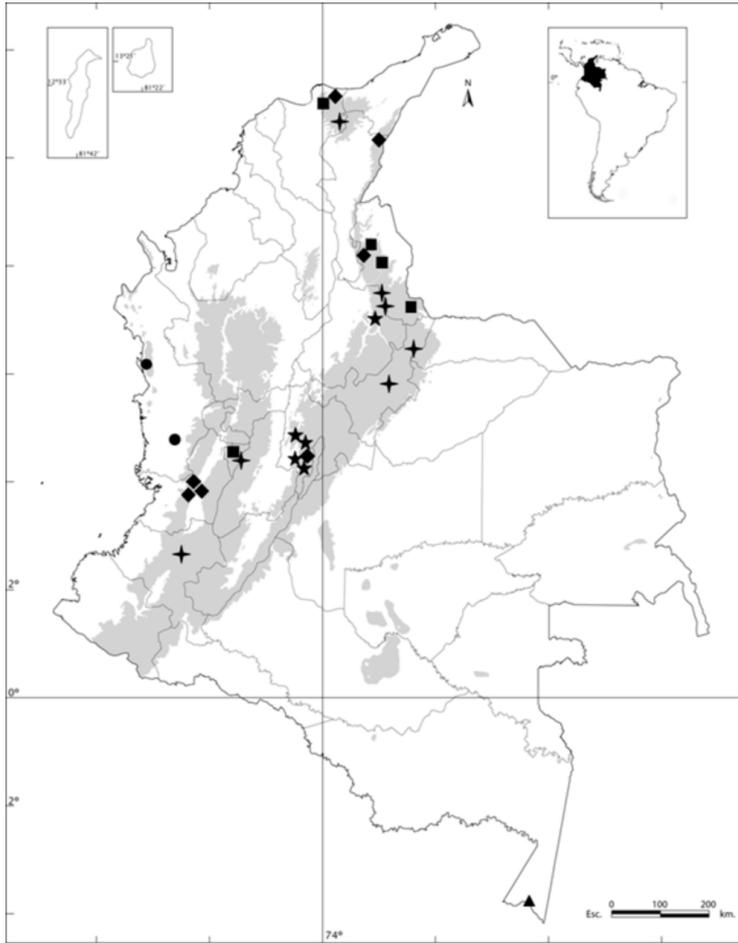


Figura 7. Distribución geográfica de *Pectuma bourgeauana* (●), *Pectuma camptophyllaria* var. *camptophyllaria* (◆), *Pectuma camptophyllaria* var. *lachmifera* (★), *Pectuma consimilis* (▲), *Pectuma curvans* (✦) y *Pectuma dispersa* (■).

6. *Pectuma divaricata* (E. Fourn.) Mickel & Beitel, Mem. New York Bot. Gard. 46: 269. 1988. *Polypodium divaricatum* E. Fourn., Mexic. Pl. 1: 80. 1872. Tipo: México: Veracruz: Zacuapan, *Galeotti* 6287 (Holotipo P; Isotipos B, BR, G). **Figs. 8, 10.**

Pectuma boliviana (Rosenst.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 113. 1983. *Polypodium bolivianum* Rosenst., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 5: 236. 1908. **Tipo:** Bolivia: La Paz: South Yungas, Sirupaya, near Yanacachi, *Buchtien* 481 [Holotipo S (foto, US); Isotipos P, US].

Polypodium bolivianum var. *brevipes* Rosenst., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 12: 473. 1913. **Tipo:** Bolivia: La Paz: North Yungas, Polo-Polo, near Coroico, *Buchtien* 3497 (Holotipo S).

Polypodium carpintera Rosenst., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 22(606-608): 16. 1922.

Tipo: Costa Rica: Cartago: La Carpintera, *Brade & Brade 14* pro parte (Holotipo S).

Etimología. Del latín *divaricatus*, extendido, apartado, posiblemente en referencia a la separación entre sus pinnas basales.

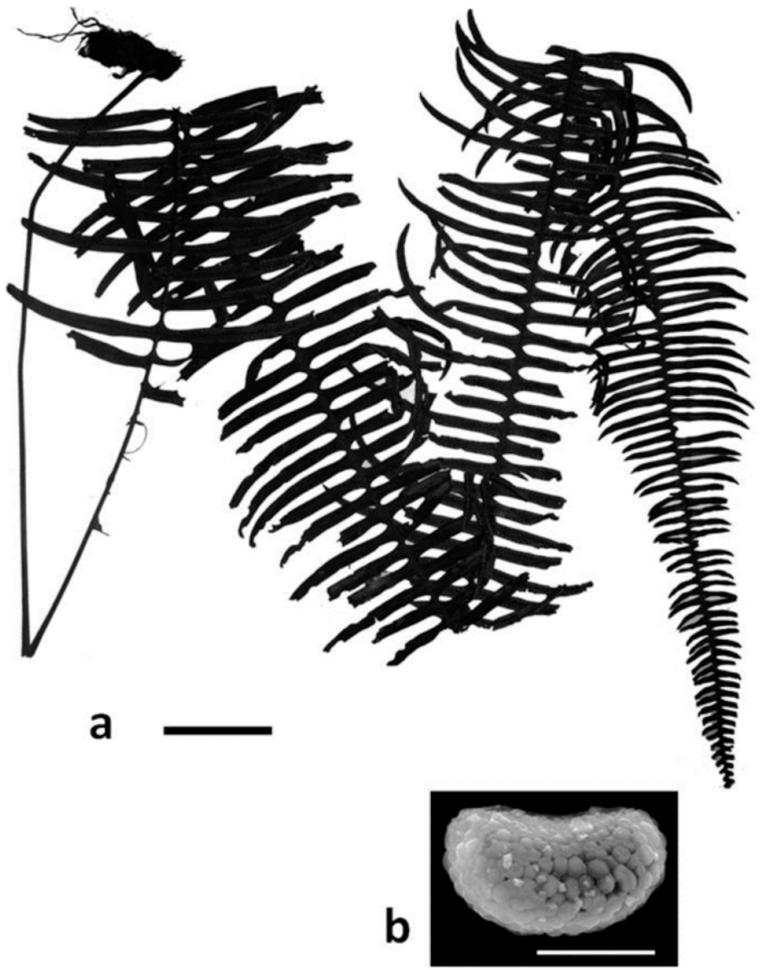


Figura 8. *Pecluma divaricata*. **a.** Hábito (Triana-Moreno 202, COL). Barra = 5 cm. **b.** Espora (Triana-Moreno 29, COL). Barra = 20 μ m.

Hábitat y distribución. Está presente desde el sur de México hasta Bolivia. En Colombia se encuentra ampliamente distribuida en la región Andina y en la Sierra Nevada de Santa Marta, entre 200 y 3315 m de altitud.

Comentarios. Esta especie se puede confundir con otras que pueden alcanzar un gran porte, como *Pectuma eurybasis*, *P. robusta* y *P. ptilota*. *P. eurybasis* se puede diferenciar por la presencia de segmentos crenados y soros en su mayoría mediales, mientras que *P. robusta* y *P. ptilota* se pueden reconocer por la presencia de pelos circunsoresales. *P. robusta* también presenta pelos ctenoides en mayor cantidad y más notorios.

Ejemplar de referencia. Cundinamarca: Tena, vereda Laguneta, quebrada Santa Rosa, 2030-2230 m, 17 feb 2004, *Triana-Moreno, L.A. 202* (COL).

7. *Pectuma eurybasis* (C. Chr.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 114. 1983. *Polypodium eurybasis* C. Chr., Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 16: 71, t. 16. 1937. Tipo: Haití, *Ekman H10062* [Holotipo S; Isotipo US (Fragmento NY!)].

7-1. *Pectuma eurybasis* var. *villosa* (A.M. Evans) Lellinger, Amer. Fern J. 74(2): 59. 1984. *Polypodium eurybasis* var. *villosum* A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55(3): 245, f. 19. 1968[1969]. Tipo: Colombia: Cundinamarca: foothills above Bogotá, just N of the mouth of the quebrada El Obispo, *Fosberg 19688* (Holotipo US). **Figs. 9, 10.**

Pectuma eurybasis var. *glabrescens* (Rosenst.) Lellinger, Amer. Fern J. 74(2): 59. 1984. *Polypodium eurybasis* var. *glabrescens* (Rosenst.) A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55(3): 244. 1968[1969]. *Polypodium lachniferum* var. *glabrescens* Rosenst., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 11: 57. 1912. **Tipo:** Bolivia: La Paz: Nord Yungas, Unduavi, *Buchtien 2770* (Holotipo S; Isotipo US).

Hábitat y distribución. Se distribuye desde Centroamérica hasta Bolivia. En Colombia está ampliamente distribuida en la región Andina; también se registra en la Amazonía. Abarca un rango altitudinal de 500 a 3820 m de altitud.

Comentarios. Se parece a *Pectuma paradiseae* y a *P. robusta* por presentar hojas grandes y margen generalmente crenada. *P. paradiseae* se diferencia por la notable pubescencia de la lámina, y *P. robusta* por la presencia de pelos circunsoresales y abundantes pelos ctenoides en el raquis. También puede confundirse con *P. divaricata*, la cual se diferencia porque sus láminas nunca tienen margen crenada. TRIANA-MORENO (2012) observó el desarrollo del esporangio en esta variedad, identificando el tapete uniestratificado como un carácter potencialmente informativo en la filogenia del género.

Ejemplar de referencia. Tolima: Roncesvalles, vereda Yerbabuena, páramo de El Oasis, cuenca de la quebrada El Oasis, 3300-3500 m, 22 sep 2005, *Triana-Moreno, L.A. 257* (COL).

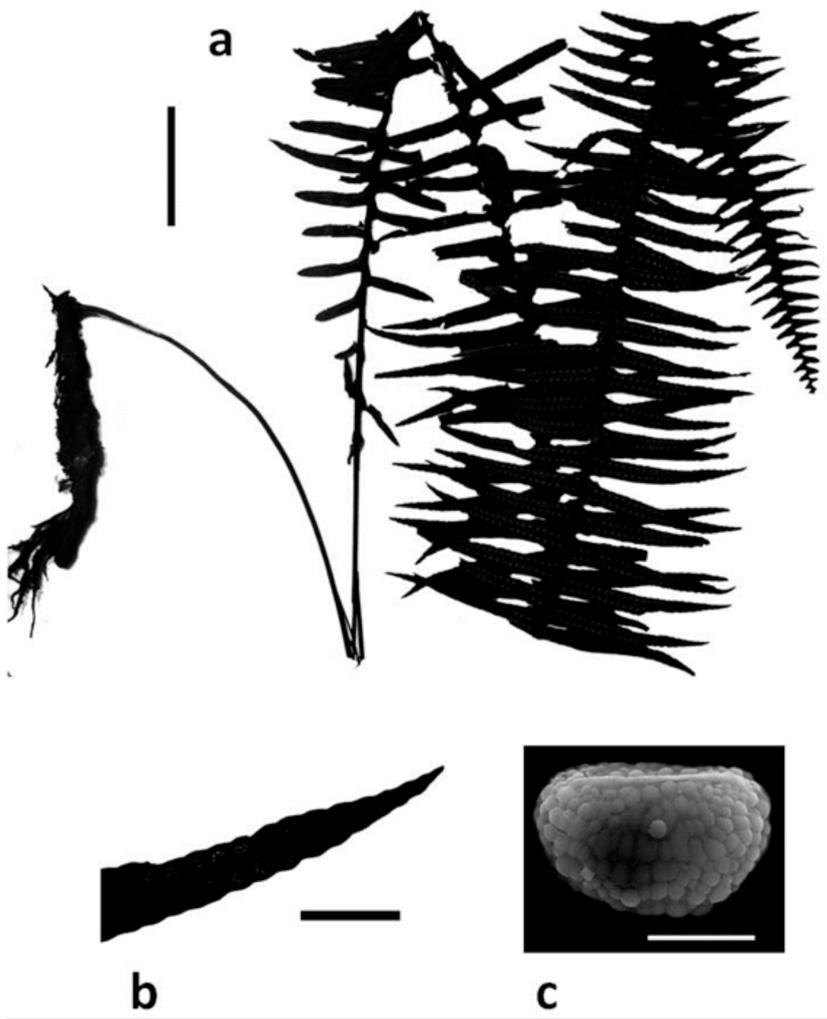


Figura 9. *Pecluma eurybasis* var. *villosa*. **a.** Hábito (Triana-Moreno 257, COL). Barra = 5 cm. **b.** Detalle de los segmentos con margen crenada. Barra = 1 cm. **c.** Espora (Cuatrecasas 25809, COL). Barra = 20 μ m.

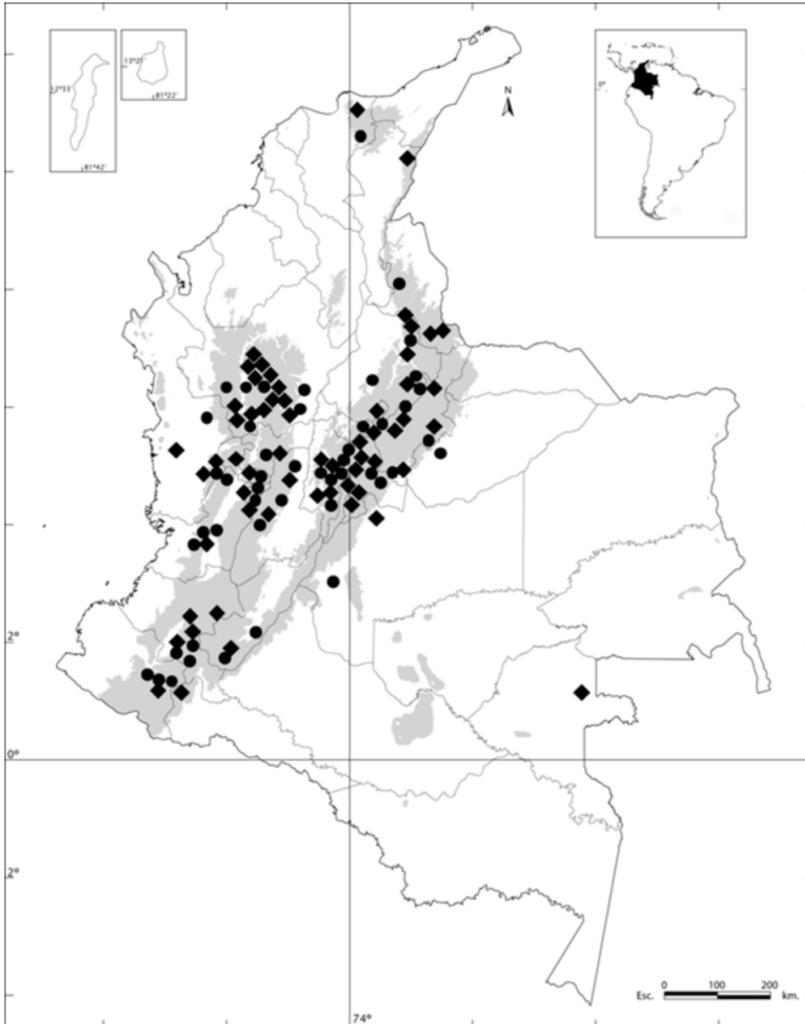


Figura 10. Distribución geográfica de *Pectuma divaricata* (●) y *Pectuma eurybasis* var. *villosa* (◆).

8. *Pectuma filicula* (Kaulf.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 114. 1983. *Polypodium filiculum* Kaulf., Enum. Filic. 275. 1824. *Polypodium taxifolium* var. *filiculum* (Kaulf.) Sodiro, Crypt. Vasc. Quit. 331. 1893. *Polypodium elasticum* var. *filicula* (Kaulf.) Baker in Mart., Fl. Bras. 1(2): 517. 1870. Tipo: Brasil, *Chamisso s.n.* (B? o LE?). **Figs. 11, 14.**

Etimología. Del latín *filicula*, palabra latina, diminutivo de *filices* (helecho). Hace alusión al tamaño pequeño de la planta.

Hábitat y distribución. Crece sobre rocas, en ambientes expuestos. Se encuentra desde Colombia hasta el sur de Brasil y el norte de Argentina. En Colombia está presente en la cordillera Oriental, desde el Huila hasta Norte de Santander, en un rango altitudinal entre 1500 y 2100 m.

Comentarios. Se reconoce fácilmente por ser la especie de menor tamaño, ya que sus hojas no sobrepasan los 15 cm de longitud. *Pecluma dipersa* y *P. plumula* también tienen raquis negros y escamosos, pero sus hojas son mucho más grandes, sus segmentos tienen más de 2 mm de ancho y nunca son crenados.

Ejemplar de referencia. Huila: Rivera, vereda Honda Alta, quebrada La Honda, 1190 m, 23 oct 1992, *Llanos H., F. 2489* (COL).

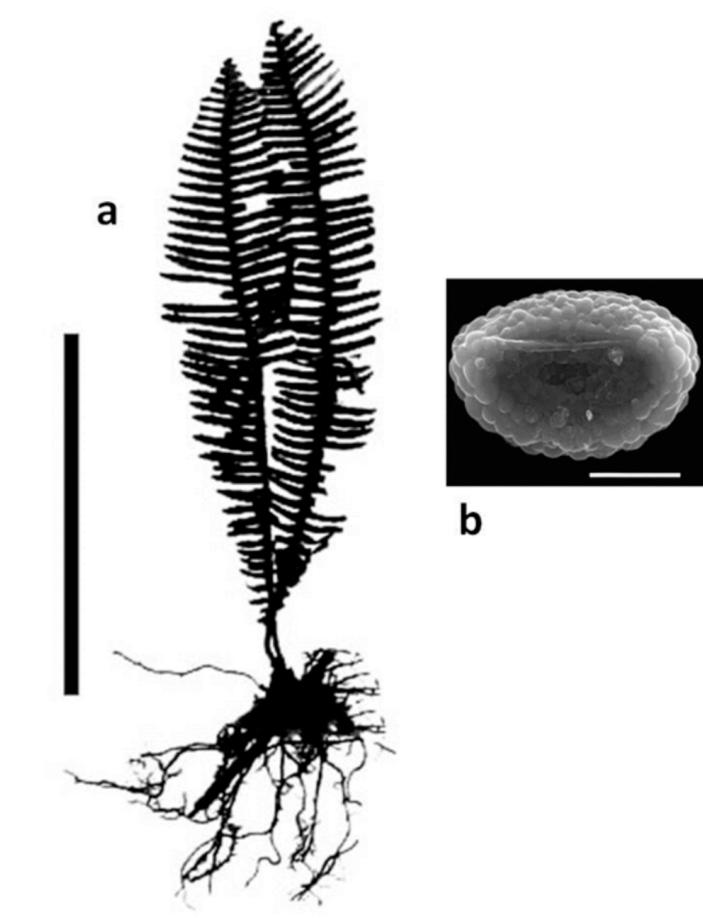


Figura 11. *Pecluma filicula*. **a.** Hábito (Llanos 2489, COL). Barra = 5 cm. **b.** Espora (Killip 20162, NY). Barra = 20 μ m.

9. *Pecluma hygrometrica* (Splitg.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 115. 1983. *Polypodium hygrometricum* Splitg., Tijdschr. Nat. Geschied. 7: 409. 1840. Tipo: Surinam: Para, *Splitgerber 1069* [Holotipo L (foto, BM, C, US); Isotipo US]. **Figs. 12, 14.**

Polypodium pectinatum var. *caliense* Hieron., Bot. Jahrb. Syst. 34: 517. 1904. **Tipo:** Colombia: El Valle: near Las Juntas del Dagua, *Lehmann 7668* (Holotipo B; Isotipos LE, P!, US).

Polypodium truncatulum Rosenst., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 9: 343. 1911. **Tipo:** Bolivia: Cochabamba: valley of the río Espíritu Santo, Antahuacana, *Buchtien 2168* (Holotipo S; Isotipo US).

Etimología. Del griego *hygro*, húmedo. El epíteto hace referencia a la sensibilidad de las hojas a los cambios de humedad atmosférica, ya que en ambiente seco los segmentos se enrollan sobre sí mismos, mientras que en condiciones húmedas permanecen expandidos.

Hábitat y distribución. Esta especie crece en tierras bajas, en sitios húmedos y sombríos. Se distribuye desde el sur de México hasta Bolivia. En Colombia se encuentra ampliamente distribuido en la región Andina y el la Amazonía, desde cerca del nivel del mar hasta 1700 m de altitud.

Comentarios. Se reconoce fácilmente por su lámina de consistencia membranacea y color verde claro al secar, su rizoma pajizo, sus escamas del rizoma anaranjadas en conjunto, la presencia de pelos aciculares blanquecinos abundantes en el envés de la lámina y las setas esporangiales. Estas setas se ven con relativa facilidad porque, aunque no son muy largas, se presentan en numerosos esporangios, y suelen ser al menos dos en cada uno.

Frecuentemente se confunde con *Pecluma pectinata*, con la cual comparte la lámina pubescente y la presencia de setas esporangiales, pero carece de escamas anaranjadas y su consistencia es cartácea. Muchos especímenes han sido erróneamente determinados como *P. pectinata* porque los caracteres útiles para la identificación de *P. hygrometrica* no se habían precisado suficientemente. EVANS (1968) consideró importante la base truncada de las láminas para determinar *P. hygrometrica*, incluso utilizó este carácter en la clave, sin embargo, muchos ejemplares tienen la base cuneada (Véanse, entre otros, *Smith 1028* y *Schott 1216*). Esto ha inducido a errores de determinación que, al ser corregidos, modificaron notablemente los datos conocidos previamente sobre la distribución de las especies en el país. Tal es el caso de la región de Araracuara, en donde se registraba *P. pectinata* como la única especie del género (ALFONSO, 2000; ALFONSO & J. MURILLO, 2000), sin embargo, todos los ejemplares de referencia corresponden a *P. hygrometrica*.

Ejemplar de referencia. **Chocó:** Unguía, Vicinity of río Tigre base camp, base of Serranía del Darién, W of Unguía, 17 jul 1975, *Gentry, A. 15225* (COL, MO).

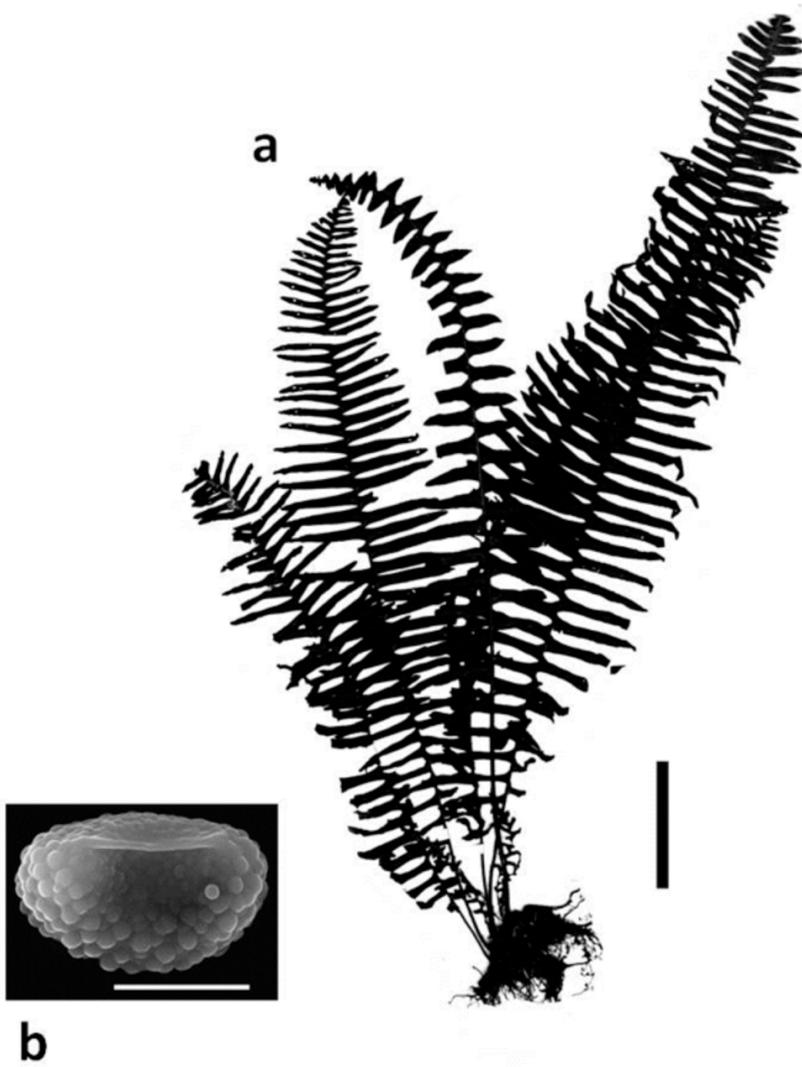


Figura 12. *Pecluma hygrometrica*. a. Hábito (Lehmann 7668, Isotipo P). Barra = 5 cm. b. Espora (Gentry 15225, COL). Barra = 20 μ m.

10. *Pecluma paradiseae* (Langsd. & Fisch.) M.G. Price, *Amer. Fern J.* 73(4): 115. 1983. *Polypodium paradiseae* Langsd. & Fisch., *Pl. Voy. Russes Monde* 1810. *Polypodium pectinatum* var. *paradiseae* (Langsd. & Fisch.) Baker, *Fl. Bras.* 1(2): 517. 1870. Tipo: Brasil, Santa Catarina, Ilha de Santa Catarina, *Langsdorff s.n.* [Holotipo Herb. Fisch. LE (foto, COL!); Isotipo Herb. Willd. B (Foto)]. **Figs. 13, 14.**

Etimología. Genitivo del latín *paradisus* (paraíso), “del paraíso”.

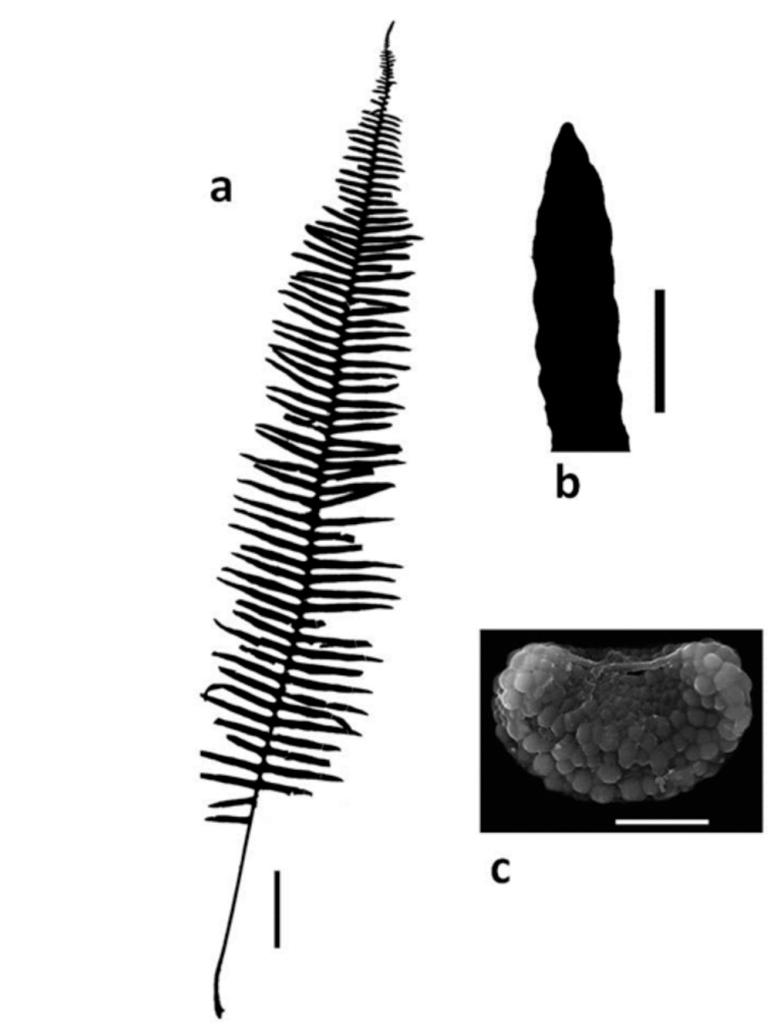


Figura 13. *Pectuma paradiseae*. a. Hoja (Linares 2348, COL). Barra = 5 cm. b. Detalle de los segmentos con margen crenada. Barra = 5 mm. c. Espora (Triana-Moreno 378, COL). Barra = 20 μ m.

Hábitat y distribución. Crece en bosques húmedos a moderadamente húmedos. Se distribuye en el sur de Brasil y en los Andes de Colombia, donde se encuentra entre 1200 y 3180 m de altitud.

Comentarios. Esta revisión permitió redescubrir a *Pectuma paradiseae* en el país. Tradicionalmente se ha considerado restringida al sur de Brasil, en especial a partir

de la revisión de EVANS (1968) quien, al parecer, no tuvo acceso a los ejemplares colombianos de la especie. Sin embargo, durante el siglo XIX y principios del siglo XX se informó la presencia de *P. paradiseae* en los Andes colombianos (TRIANA & PLANCHON, 1868?; HIERONYMUS, 1909), lo cual considero acertado, tras la revisión del material disponible, la comparación con las descripciones y la observación de ejemplares brasileiros, entre ellos un fragmento de uno de los ejemplares tipo (*von Chamisso s.n.* NY-144923).

Esta especie se puede confundir con *Pecluma camptophyllaria* y con *P. pectinata* por la pubescencia abundante de sus láminas, pero estas especies no presentan margen crenada y sus esporangios son setosos. También se parece a *P. eurybasis* y a *P. robusta*, por sus segmentos con margen crenada, sin embargo, las láminas de *P. eurybasis* no presentan pubescencia abundante, y *P. robusta* tiene pelos circunsoresales y esporangios setosos.

Ejemplar de referencia. Norte de Santander: Ocaña, corregimiento Pueblo Nuevo, vereda Carrizal, reserva de la Asociación de Amigos del Acueducto Independiente ADAMIUAIN, 1820 m, 10 nov 2007, *Triana-Moreno, L.A.* 378 (COL).

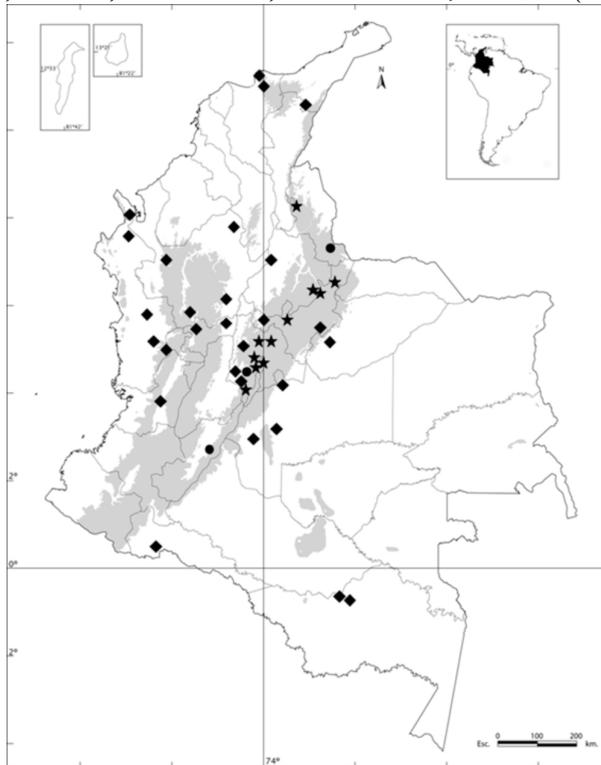


Figura 14. Distribución geográfica de *Pecluma filicula* (●), *Pecluma hygrometrica* (◆) y *Pecluma paradiseae* (★).

11. *Pecluma pastazensis* (Hieron.) R.C. Moran, *Nordic J. Bot.* 15(1): 58. 1995. *Polypodium pastazense* Hieron., *Hedwigia* 48: 257, t. 13. 1909. *Polypodium consimile* var. *pastazense* (Hieron.) A.M. Evans, *Ann. Missouri Bot. Gard.* 55(3): 262. 1968[1969]. Tipo: Ecuador, between Baños and Jivaría de Píntuc in Pastaza Valley, *Stübel 1011* (Holotipo B). **Figs. 15, 18.**

Etimología. El epíteto hace alusión al valle del río Pastaza, de donde es originario el holotipo.

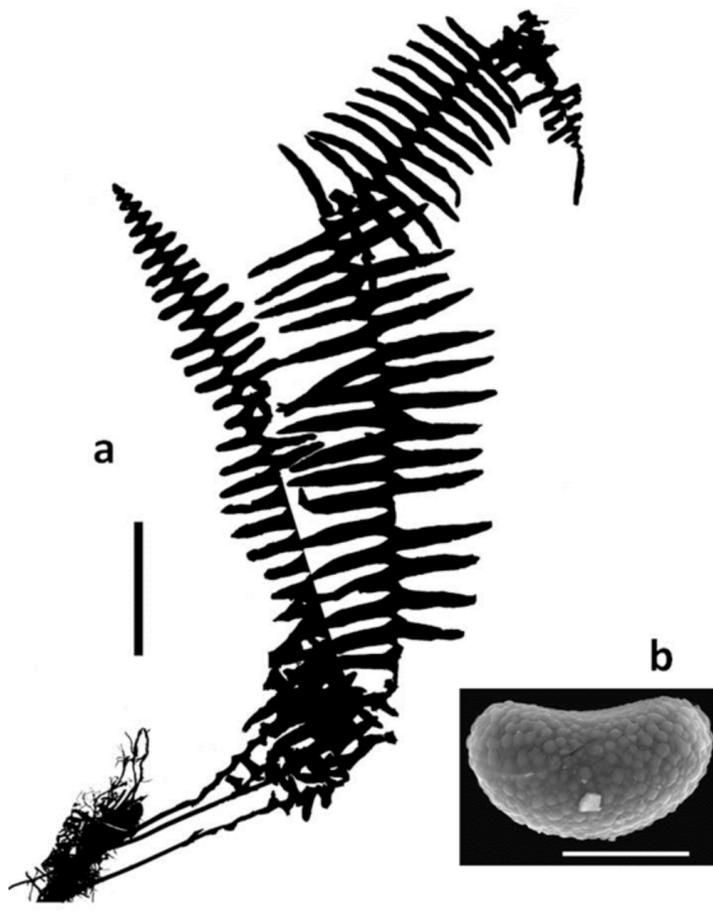


Figura 15. *Pecluma pastazensis*. a. Hábito (Rubiano 231, COL). Barra = 5 cm. b. Espora (Triana-Moreno 241, COL). Barra = 20 µm.

Hábitat y distribución. Esta especie se registra por primera vez para Colombia. Se distribuye en el norte de Suramérica. En Colombia se encuentra en la región Andina, entre 700 y 1800 m de altitud.

Comentarios. Es semejante a *Pecluma consimilis*, *P. pilosa* y *P. sanctae-mariae*, por los pecíolos cortos y la base de la lámina cuneada, pero las dos primeras presentan setas esporangiales, y la segunda tiene pelos circunsores. *P. sanctae-mariae* se diferencia porque las escamas del rizoma no son densamente comosas y porque los pecíolos son alados. De acuerdo con IUCN (2014), la especie se encuentra clasificada en la categoría Casi Amenazada (NT).

Ejemplar de referencia. **Cauca:** Santa Rosa, corregimiento El Descanse, vereda Génova, localidad La Planada, finca La Isla, cerca a la quebrada La Isla, 1100 m, 05 abr 1995, *Rubiano, L.J. 231* (COL).

12. *Pecluma pectinata* (L.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 115. 1983. *Polypodium pectinatum* L., Sp. Pl. 2: 1085-1086. 1753. *Goniophlebium pectinatum* (L.) J. Sm., J. Bot. (Hooker) 4: 57. 1842. Tipo: Descr. Pl. Amer. t. 37, 1693, *Plumier* [Lectotipo (designado por A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55: 246, 1968)]. **Figs. 16, 18.**

Etimología. Del latín *pectinatus*, en forma de peine, en referencia a la apariencia de las hojas.

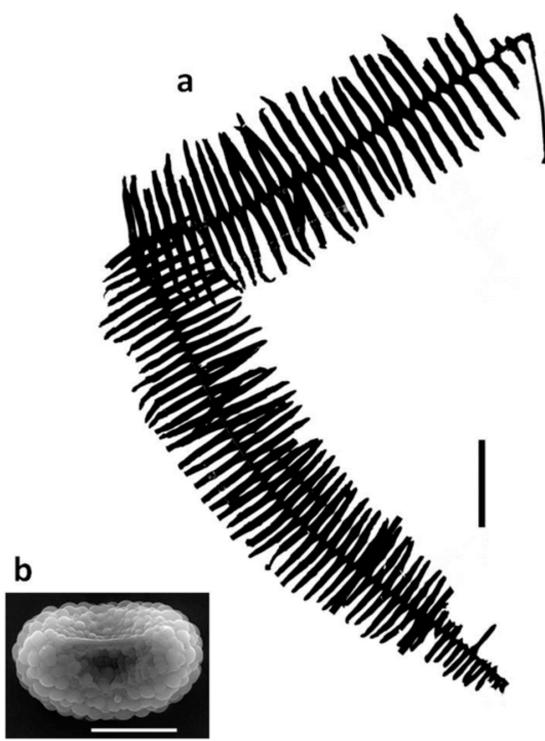


Figura 16. *Pecluma pectinata*. **a.** Hoja (Cuatrecasas 7468, COL). Barra = 5 cm. **b.** Espora (M.T. Murillo 2170, COL). Barra = 20 µm.

Hábitat y distribución. Se distribuye desde Centroamérica y las Antillas hasta los Andes de Perú. Se encuentra ampliamente distribuida en Colombia, en la región Andina, Orinoquía y Amazonía, desde cerca del nivel del mar hasta 2500 m de altitud.

Comentarios. Las especies a las que más se asemeja son *Pecluma camptophyllaria* y *P. hygrometrica*, con las cuales comparte la pubescencia abundante en sus láminas y la presencia de setas en los esporangios, pero *P. camptophyllaria* se diferencia principalmente porque presenta pelos más largos en la lámina, y sus setas esporangiales también son de mayor longitud, mientras que *P. hygrometrica* se reconoce fácilmente por sus láminas con consistencia membranácea y por sus escamas anaranjadas.

Ejemplar de referencia. Guaviare: San José del Guaviare, margen río, 240 m, 05 nov 1939, Cuatrecasas, J. 7468 (COL).

13. *Pecluma pilosa* (A.M. Evans) M. Kessler & A.R. Sm., Candollea 60(1): 281. 2005. *Polypodium ptilodon* var. *pilosum* A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55(3): 259, f. 20. 1968[1969]. *Pecluma ptilodon* var. *pilosa* (A.M. Evans) Stolze, Fieldiana, Bot., n.s. 32: 124. 1993. Tipo: British Guiana: Demerara, Essequibo River, *Jenman s.n.* (Holotipo NY!). **Figs. 17, 18.**

Etimología. Del latín *pilosus*, cubierto de pelo, en referencia a los pelos numerosos y largos presentes sobre los ejes y las venas.

Hábitat y distribución. Esta especie se registra por primera vez para Colombia, en los departamentos de Antioquia y Caquetá, entre 200 y 900 m de altitud. También se encuentra en Venezuela, Guyana, noreste de Brasil, Per

Comentarios. Se puede confundir con *Pecluma consimilis*, la cual se diferencia fácilmente de esta especie porque sus pecíolos suelen ser ligeramente más cortos, sus láminas son más cortas y anchas, los pelos del pecíolo y raquis tienen menor longitud, y no presenta pelos circunscoriales. También es semejante a *P. pastazensis*, que se diferencia por la ausencia de setas esporangiales y las escamas del rizoma densamente comosas. También es similar a *P. sanctae-mariae*, la cual se diferencia por las escamas del rizoma al menos ligeramente clatradas e iridiscentes, y por la ausencia de setas esporangiales.

Ejemplar de referencia. Antioquia: Nariño, hacienda San Agustín, en los alrededores del río Samaná, 900 m, 06 ene 1949, Uribe U., L. 1906 (COL).

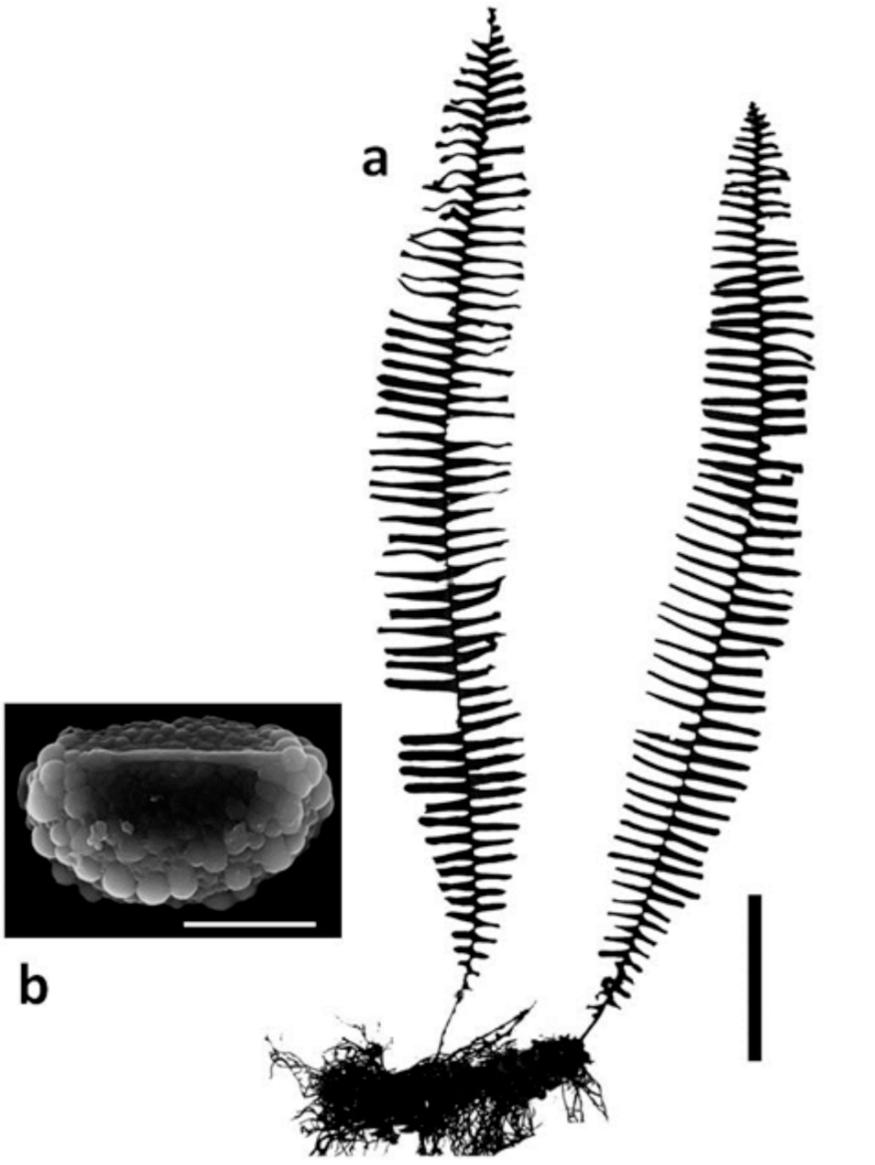


Figura 17. *Pecluma pilosa* (Uribe 1906, COL). a. Hábito. Barra = 5 cm. b. Espora. Barra = 20 µm.

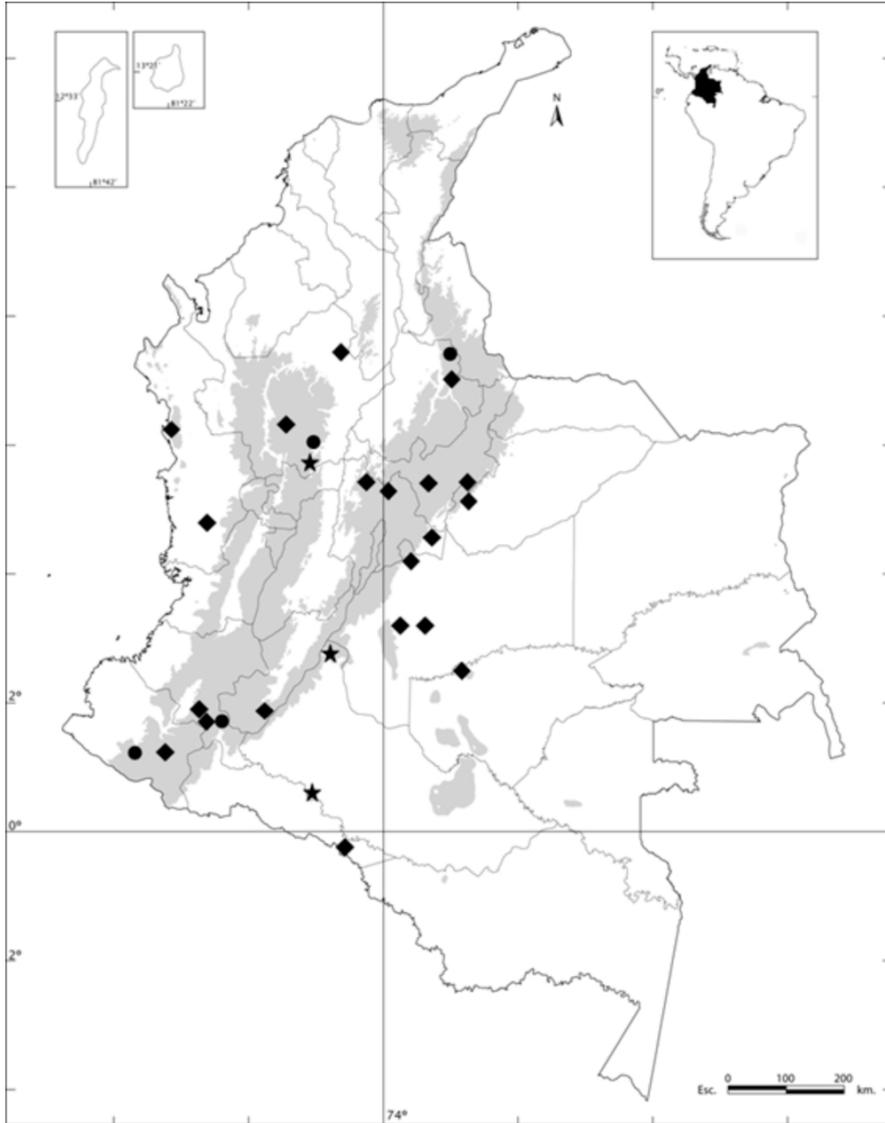


Figura 18. Distribución geográfica de *Pecluma pastazensis* (●), *Pecluma pectinata* (◆) y *Pecluma pilosa* (★).

14. *Pecluma plumula* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 115. 1983. *Polypodium plumula* Humb. & Bonpl. ex Willd., Sp. Pl. 4ed. 5: 178. 1810. *Ctenopteris plumula* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) J. Sm., Hist. Fil. 185. 1875. Tipo: Venezuela: Distrito Federal: Caracas, *Bredemeyer s.n.* [Lectotipo (designado por A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55: 233, 1968) B-W-19655-1 (foto, B; fragmento, NY); duplicado P-Bonpl.)]. **Figs. 19, 23.**

Polypodium elasticum Rich., Actes Soc. Hist. Nat. Paris 1: 114. 1792. *nom. nud.*

Polypodium schkubrii Raddi, Opusc. Sci. Bol. 3: 287. 1819. **Tipo:** 24 Kl. Linn. Pfl.-Syst. 2: t. 17b, 1805.

Polypodium inversum Vell, Fl. Flumin. 11: 11, t. 72. 1831. **Tipo:** Fl. Flumin. 11: t. 72, 1831.

Polypodium pulchrum M. Martens & Galeotti, Nouv. Mém. Acad. Roy. Sci. Bruxelles 15(5): 41, t. 8, f. 2. 1842. **Tipo:** Mexico: Veracruz: Jalapa, *Galeotti 6332* [Holotipo BR (foto, UC, US); Isotipo BR, K (fragmento, NY; foto, US)].

Polypodium pulchrum var. *minus* E. Fourn., Mexic. Pl. 1: 76. 1872. *nom. nud.*

Etimología. Del latín *plumula*, diminutivo de pluma, por el aspecto de la hoja.

Hábitat y distribución. Se distribuye desde el sur de Estados Unidos hasta Bolivia y el sur de Brasil. En Colombia se encuentra en todas las regiones naturales, pero cuenta con un mayor número de registros en la región Andina. Su distribución altitudinal oscila entre 200 y 1900 m de altitud.

Comentarios. Esta especie se identifica fácilmente por su combinación de láminas lineares con ejes negros y escamosos, y segmentos numerosos, muy delgados y muy cercanos entre sí. Las demás especies con ejes escamosos se pueden diferenciar con facilidad, pues *Pecluma filicula* tiene un tamaño muy pequeño, con hojas de menos de 15 cm, y *P. dispersa* presenta segmentos más anchos y en menor cantidad.

Ejemplar de referencia. Amazonas: Río Amazonas, flood forest near mouth of río Loretoyacu, 11 may 1972, *Plowman, T. 3230* (COL).

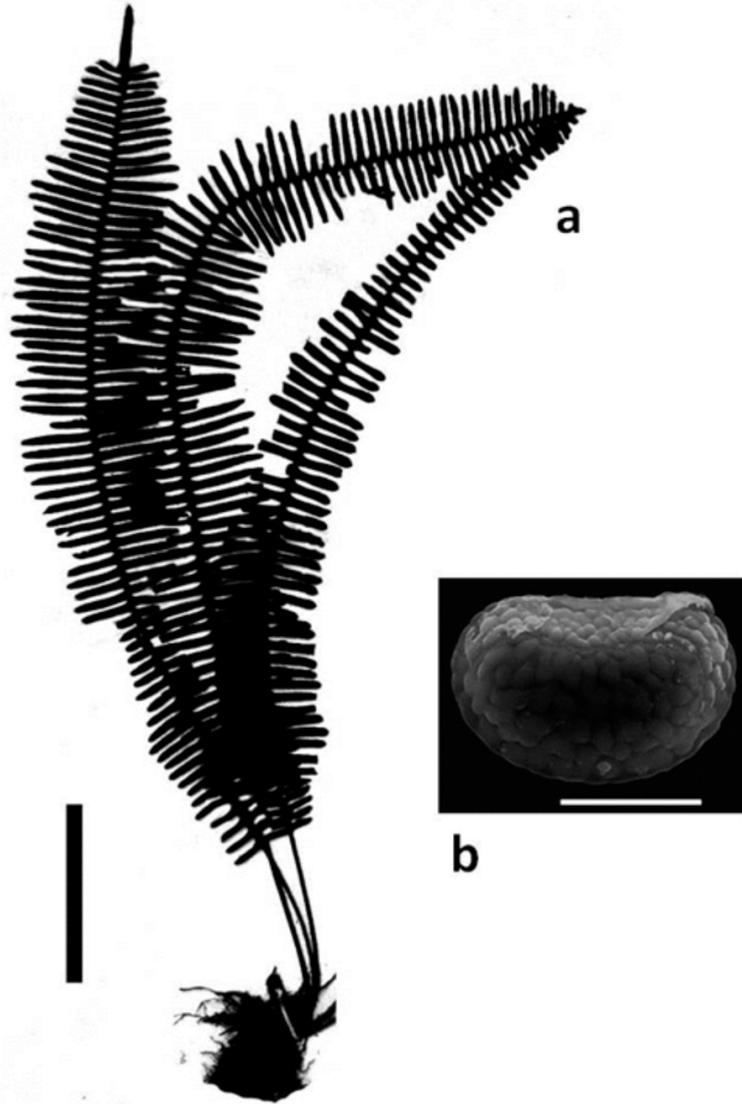


Figura 19. *Pecluma plumula*. **a.** Hábito (Plowman 3230, COL). Barra = 5 cm. **b.** Espora (Ramírez 13316, COL). Barra = 20 μ m.

15. *Pecluma ptilota* (Kunze) M.G. Price, Amer. Fern J. 73(4): 115. 1983. *Polypodium ptiloton* Kunze, Linnaea 9: 42. 1834. Tipo: Perú: San Martín Pampayacu, *Poeppig s.n.* [Lectotipo (designado por A.M. Evans, Ann. Missouri Bot. Gard. 55: 257, 1968) B]. **Figs. 20, 23.**

Etimología. Del griego *ptilotos*, plumoso, en referencia a la apariencia de las hojas.

Hábitat y distribución. Crece en bosques húmedos bien conservados. Crece desde Colombia hasta Bolivia. En Colombia se encuentra en la región Andina y en la Amazonía, entre 400 m y 3160 m de altitud.

Comentarios. La ambigüedad que históricamente ha ocurrido en la escritura del nombre de esta especie fue discutida por TRIANA-MORENO (2009). Esta entidad taxonómica fue nombrada inicialmente por KUNZE (1834) como *Polypodium ptiloton*, pero en publicaciones posteriores se consideró equivocada la grafía original, por lo cual se encuentra el nombre de este taxón como "*Polypodium ptilodon*" (HIERONYMUS, 1909; EVANS, 1968). Es difícil establecer el origen de ese error, sin embargo, una causa probable es la interpretación ambigua de la letra manuscrita en los especímenes antiguos. La repetición permanente de este error se heredó a la nueva combinación, que aparece reiteradamente como "*Pecluma ptilodon*" (PRICE, 1983; MICKEL & BEITEL, 1988; LELLINGER, 1989; EVANS, 1993; TRYON & STOLZE, 1993; MORAN, 1995b; SMITH, 1995; MICKEL & SMITH, 2004; TRIANA-MORENO, 2004). Teniendo en cuenta el epíteto original, estos binomios suponen un error ortográfico y gramatical, ya que al publicarse la nueva combinación, debió respetarse la grafía original y hacerse la concordancia de género, obedeciendo al carácter femenino del nombre genérico, de modo que el epíteto "*ptiloton*" se transformara en "*ptilota*". De esta manera, en concordancia con el artículo 32.2 del Código Internacional de Nomenclatura para Algas, Hongos y Plantas (MCNEILL *et al.*, 2012), el nombre de esta especie se deletrea correctamente como *Pecluma ptilota*. ASSIS & ZIMMER (2014) concuerdan con las consideraciones anteriores.

Esta especie se puede confundir con *Pecluma divaricata* y con *P. eurybasis*. Ambas especies se diferencian de *P. ptilota* por no tener pelos circunsoresales. Adicionalmente, *P. divaricata* tiende a presentar soros en posición supramedial, y *P. eurybasis* generalmente presenta margen crenada.

Ejemplar de referencia. Cauca: El Tambo, Reserva Natural Tambito, 1550 m, 2°30'27" N - 77°00'0,6" W, 21 ago 2000, *Casañas S., O.L. 482* (COL).

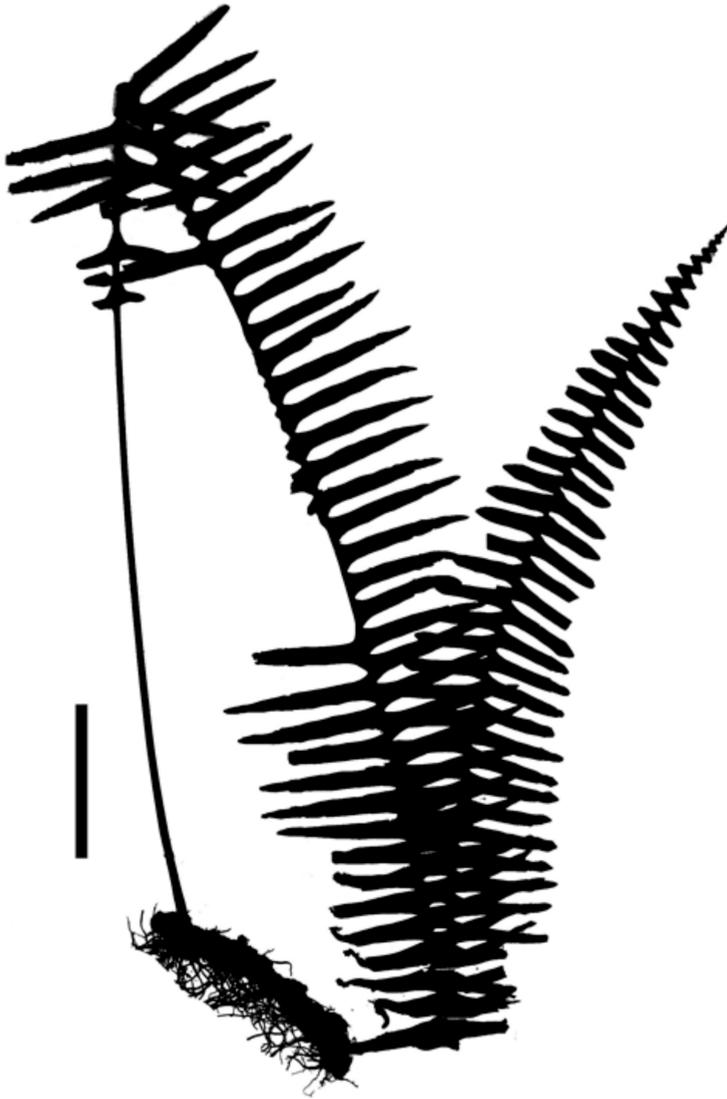


Figura 20. *Pectuma ptilota*. Hábito (Casañas 482, COL). Barra = 5 cm.

16. *Pecluma robusta* (Fée) M. Kessler & A.R. Sm., *Candollea* 60(1): 281. 2005. *Polypodium robustum* Fée, *Crypt. Vasc. Brésil* 1: 92. 1869. *Polypodium ptilodon* var. *robustum* (Fée) A.M. Evans, *Ann. Missouri Bot. Gard.* 55(3): 259. 1968. *Pecluma ptilodon* var. *robusta* (Fée) Lellinger, *Amer. Fern J.* 74(2): 60. 1984. Tipo: Brasil: Rio de Janeiro: Angra dos Reis, *Glaziou* 2407 [Sintipos BR, C, K (foto), P, S, US]. **Figs. 21, 23.**

Etimología. Del latín *robustus*, robusto, por la apariencia de las hojas de mayor tamaño.

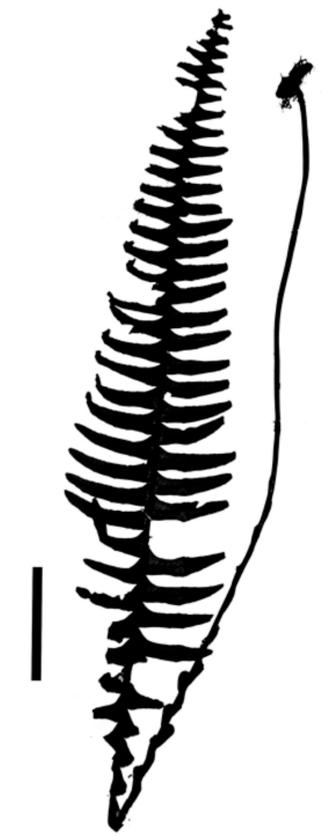


Figura 21. *Pecluma robusta*. Hábito (Lozano 6025, COL). Barra = 5 cm.

Hábitat y distribución. Crece en bosques húmedos y a lo largo de quebradas. Esta especie se registra por primera vez para Colombia. También se encuentra en Perú, Bolivia, este de Brasil y Paraguay y norte de Argentina. En Colombia se distribuye a lo largo de la región Andina, desde cerca del nivel del mar hasta 2800 m de altitud.

Comentarios. Se reconoce fácilmente por la presencia de segmentos basales surcurrentes, y deflexos, aunque variables en su grado de reducción, pues la base de la lámina puede ser desde truncada hasta estrechamente cuneada. Los pelos ctenoides son particularmente abundantes en el pecíolo y el raquis, e incluso se pueden encontrar en el envés de las costas, especialmente en hojas jóvenes. Algunos especímenes se asemejan a *Pecluma eurybasis* por sus pinnas crenadas y su venación marcada, en ocasiones oscura, y la hoja al secar presenta generalmente un color castaño, similar al de *P. divaricata*, sin embargo, dichas especies se diferencian de *P. robusta* por carecer de pelos circunsoresales y de setas esporangiales. En las hojas vegetativas de *P. robusta* se pueden observar los pelos circunsoresales en el punto donde se originaría el soro y en el tejido laminar que lo rodea.

Ejemplar de referencia. Antioquia: Carretera a El Cedro, 25 jul 1989, *Lozano C., G. 6025* (COL).

17. *Pecluma sanctae-mariae* L.A. Triana, Brittonia 63: 62. 2011. Tipo: Colombia. Boyacá: Santa María, vereda Caño Negro, camino a Palo Negro, entre las fincas Santa Rosita, El Recuerdo y El Tesoro. Hacia la Cuchilla Negra, 1810 m, 05 nov 2003, *Murillo, J. 3469* (Holotipo, COL!). **Figs. 22, 23.**

Etimología. El epíteto hace referencia al municipio de Santa María (Boyacá), de donde proviene el holotipo.

Hábitat y distribución. Esta especie se encuentra en bosques húmedos de la cordillera Oriental, en los departamentos de Boyacá, Santander y Meta, entre 650 y 2070 m de altitud.

Comentarios. Se podría confundir con *Pecluma consimilis*, *P. pastazensis* o *P. pilosa* por los pecíolos cortos y la base de la lámina cuneada, pero *P. pilosa* se diferencia por la presencia de pelos circunsoresales, *P. consimilis* presenta setas esporangiales, y *P. pastazensis* presenta pecíolos no alados y las escamas densamente comosas. *P. sanctae-mariae* comparte con *P. filicula* la presencia de pecíolos menores de 5 cm de longitud y de escamas al menos parcialmente clatradas; no obstante, *P. filicula* se distingue fácilmente por presentar hojas con tamaño inferior a 15 cm.

Ejemplar de referencia. Santander: Floridablanca, El Diviso, Río Frío, 1800 m, 22 jun 2004, *Triana-Moreno, L.A. 225* (COL).

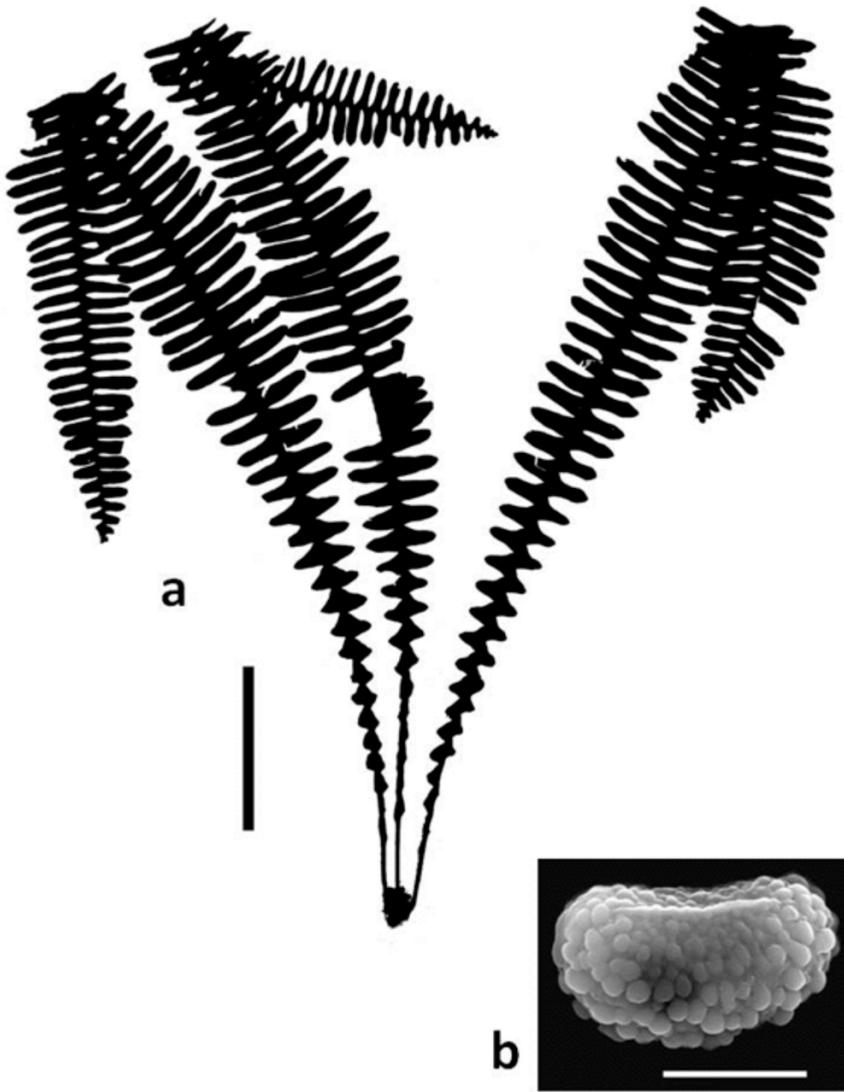


Figura 22. *Pecluma sanctae-mariae*. a. Hábito. Barra = 5 cm. b. Espora (Murillo 3469, COL). Barra = 20 μm .

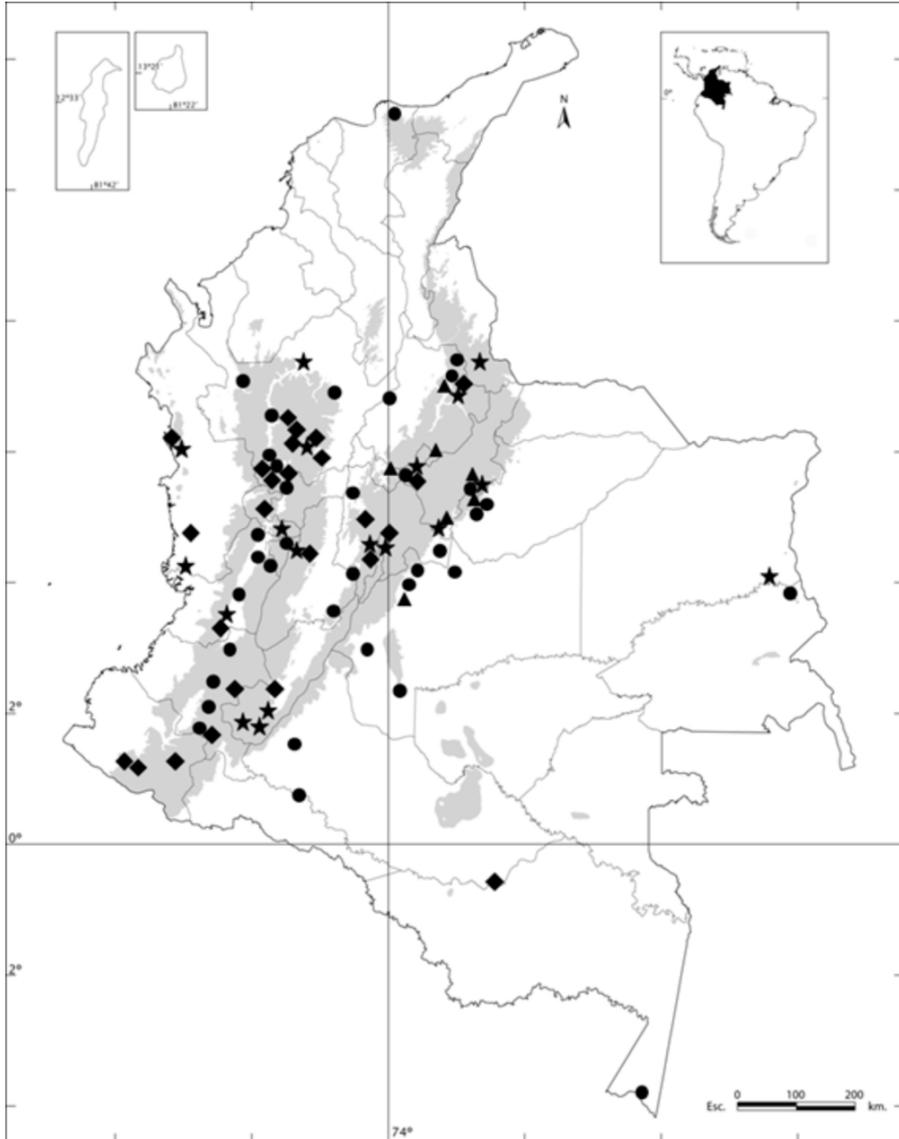


Figura 23. Distribución geográfica de *Pecluma plumula* (●), *Pecluma ptilota* (◆), *Pecluma robusta* (★) y *Pecluma sanctae-mariae* (▲).

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a la Universidad Nacional de Colombia por el apoyo económico otorgado a través de la Dirección de Investigación, sede Bogotá (Proyecto DIB-8003162), y del Departamento de Biología, la Facultad de Ciencias y la Dirección de Bienestar, sede Bogotá. A los herbarios que permitieron la consulta de sus colecciones: en Colombia: CAUP, COAH, COL, CUVC, FAUC, FMB, HUA, HUQ, JAUM, MEDEL, PSO, UPTC y VALLE; en Costa Rica: CR, y en Estados Unidos: MO, NY y US. A los laboratorios de Investigación en Fisiología y Bioquímica Vegetal y de Microscopía Electrónica de Barrido, de la Universidad Nacional de Colombia. A Jefferson Prado y Clara Inés Orozco por su valiosa orientación y enriquecedores comentarios al manuscrito, a Robbin Moran por su orientación y apoyo logístico durante mi visita a Costa Rica y Nueva York. A Gabriela Giudice (Universidad Nacional de La Plata) por su orientación metodológica para el estudio de las esporas. A James Solomon (MO) por la enriquecedora discusión que contribuyó a esclarecer la nomenclatura de *Pecluma ptilota*. A Diego Giraldo-Cañas, Daniel Tejero-Díez, José Murillo, Diego Macías, Mónica Medina y Carolina Feuillet por la revisión crítica de los textos.

REFERENCIAS

- ALFONSO, R.A., 2000.- *Los géneros de pteridofitos de la región de Araracuara*: Trabajo de grado. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Bogotá.
- ALFONSO, R.A. & MURILLO, J., 2000.- Pteridófitos de Colombia III. Los pteridófitos de la región de Araracuara (Amazonía colombiana). *Biota Colombiana*, 1: 217-223.
- ASSIS, F.C. & ZIMMER, B., 2014.- Notes concerning the nomenclature of *Pol ypodium ptiloton* and its correct spelling in *Pecluma*. *Taxon*, 63 (3): 641-642.
- EVANS, A.M., 1968.- Interspecific relationships in the *Polypodium pectinatum-plumula* complex. *Ann. Missouri Bot. Gard.*, 55: 193-293.
- _____, 1993.- *Pecluma* (en) FLORA OF NORTH AMERICA EDITORIAL COMMITTEE (eds.) *Fl. N. Amer. (1993+)* 2: 313-315. Oxford University Press, Nueva York.
- HIERONYMUS, G., 1909.- Part 4: Plantae Stübelianae. *Hedwigia*, 48: 215-303.
- IUCN, 2014.- The IUCN Red List of Threatened Species. Versión 2014.3. www.iucnredlist.org
- KARTESZ, J.T. & GANDHI, K.N., 1991.- Nomenclatural notes for the North American Flora, V. *Phytologia*, 70 (3): 194-208.
- KESSLER, M. & SMITH, A.R., 2005.- Seven new species, 13 new combinations, and one new name of Polypodiaceae from Bolivia. *Candollea*, 60 (1): 271-288.
- KUNZE, G., 1834.- Synopsis plantarum cryptogamicarum ab E. Poeppig. *Linnaea*, 9: 1-757.
- LELLINGER, D.B., 1981.- Notes on North American Ferns. *Amer. Fern J.*, 71 (3): 90-94.
- _____, 1984.- New combinations and some new names in ferns. *Amer. Fern J.*, 74 (2): 56-60.
- _____, 1985.- Nomenclatural and taxonomic notes on the pteridophytes of Costa Rica, Panama and Colombia, II. *Proc. Biol. Soc. Wash.*, 98 (2): 366-390.
- _____, 1989.- The ferns and fern allies of Costa Rica, Panamá and The Chocó. Part 1: Psilotaceae through Dicksoniaceae. *Pteridologia*, 2A: 1-364.
- _____, 2002.- A modern multilingual glossary for taxonomic pteridology. *Pteridologia*, 3: 1-263.
- MARTÍNEZ, O.G. & SOTA, E.R. DE LA, 2007.- A New Species of *Pecluma* (Pteridophyta-Polypodiaceae). *Novon*, 17: 43-45.
- MBG, 2015.- *W3Tropicos*. Missouri Botanical Garden. San Luis. <http://www.tropicos.org/>
- MCNEILL, J., BARRIE, F.R., BUCK, W.R., DEMOULIN, V., GREUTER, W., HAWKSWORTH, D.L.
TURLAND, N.J., 2012.- International Code of Nomenclature for algae, fungi, and plants (Melbourne Code).

- Regnum Veg.*, 154. Recuperado de <http://www.iapt-taxon.org/nomen/main.php>
- MICKEL, J.T. & BEITEL, J.M., 1988.- Pteridophyte flora of Oaxaca, México. *Mem. New York Bot. Gard.*, 46: 1-568.
- MICKEL, J.T. & SMITH, A.R., 2004.- The Pteridophytes of Mexico. *Mem. New York Bot. Gard.*, 88: 1-1055.
- MNHN, 2015.- *Bases de données de collections*. Muséum National d'Histoire Naturelle. Paris. Recuperado de <http://science.mnhn.fr/institution/mnhn/collection/p/item/search>
- MORAN, R.C., 1995a.- Five new species and two new combinations of ferns from Ecuador (Polypodiopsida). *Nordic J. Bot.*, 15: 49-58.
- _____, 1995b.- *Pecluma* (en) DAVIDSE, G., SOUZA, M. & KNAPP, S. (eds.) *Fl. Mesoamer*, 1: 341-345. Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, México D.F.
- MURILLO, M.T., MURILLO, J., LEÓN, A. & TRIANA-MORENO, L.A., 2008.- *Los Pteridófitos de Colombia*. Biblioteca José Jerónimo Triana No. 18. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- NYBG, 2015.- *Vascular Plant Types Catalog*. The New York Botanical Garden, Nueva York. Recuperado de <http://sciweb.nybg.org/science2/hcol/vasc/index.asp>
- PRICE, M.G., 1983.- *Pecluma*, a new tropical american fern genus. *Amer. Fern J.*, 73 (3): 109-116.
- SALINO, A., 1998.- New combinations in *Pecluma* (Polypodiaceae). *Novon.*, 8: 296-297.
- SMITH, A.R., 1995.- Polypodiaceae (en) STEYERMARK, J.A., BERRY, P.E. & HOLST, B.K. (eds.) *Fl. Venez. Guayana*, 2: 219-249. The Missouri Botanical Garden. Timber Press, Portland.
- SMITHSONIAN INSTITUTION, 2015.- *Botany collections*. U.S. National Herbarium. Washington. Recuperado de <http://collections.mnh.si.edu/search/botany/>
- TRIANA, J.J. & PLANCHON, J.E., 1868?.- *Prodromus Florae Novo-Granatensis [...] Cryptogamie*. Victor Masson et fils, place de l'École-de-médecine (Imprimerie de E. Martinet, rue Mignon, 2). París.
- TRIANA-MORENO, L.A., 2004.- Revisión preliminar del género *Pecluma* (Polypodiaceae) en Colombia: p. 309. (en) RAMÍREZ P., B.R., MACÍAS P., D. & VARONA B., G. (eds.) *Libro de Resúmenes Tercer Congreso Colombiano de Botánica*. Universidad del Cauca, Popayán.
- _____, 2009.- *El género Pecluma (Polypodiaceae) en Colombia. Aproximación filogenética y revisión taxonómica*. Tesis, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- _____, 2011.- Novedades en *Pecluma* (Polypodiaceae). *Brittonia*, 63 (1): 62-65.
- _____, 2012.- Desarrollo del esporangio en *Pecluma eurybasis* var. *villosa* (Polypodiaceae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 16 (2): 60-66.
- TRYON, R.M. & STOLZE, R.G., 1993.- Pteridophyta of Perú. Parte V. Aspleniaceae-Polypodiaceae. *Fieldiana, Bot., n.s.*, 32: 1-190.
- ZULOAGA, F.O., MORRONE, O. & BELGRANO, M.J., 2007.- Novedades taxonómicas y nomenclaturales para la flora vascular del Cono Sur de Sudamérica. *Darwiniana*, 45 (2): 236-241.

Anexo 1. Lista de especímenes examinados

Los números fuera del paréntesis corresponden al número de colector. Los números entre paréntesis indican el taxón al que pertenece el espécimen. Para identificar el taxón remítase a la numeración de títulos en este documento.

Acosta A., C.E. 8 (9); 32 (14); 76 (7-1); 98 (7-1); 139 (16); 264 (10); 446 (7-1); 500 (7-1); 560 (7-1); 716 (16); 819 (12); 872 (7-1); 918 (7-1); 920 (14); 941 (14); 969 (2-2); 1022 (14); 1195 (6). **Acosta, M.** 2 (7-1). **Agudelo H., C.A.** 841 (5); 3364 (6); 3410 (6); 3968 (6). **Aguilar M., J.A** 114 (7-1); 209 (12); 212 (12); 224 (6); 248 (7-1). **Albert de Escobar, L.** 4485 (7-1); 4485 (15). **Alfonso M., R.A.** 368 (9); 435 (9); 471 (9). **Alston, A.H.G.** 7147 (6); 7225 (7-1); 7642 (12); 7642 (7-1); 7880 (2-1); 7948 (14); 7995 (2-1). **Alvear P., M.** 565 (7-1). **André, M.E.** K. 121 (4); K. 123 (8); K. 124 (14); 998 (2-2); 1551 (7-1); 2409 (14). **Arbeláez A., A.L.** 55 (15); 118 (7-1); 179 (14); 180 (9); 482 (6). **Arbeláez S., G.** 1346 (7-1). **Archer, W.A.** 161 (2-2). **Ariste-Joseph, Bro.** A190 (2-2). **Atehortúa, L.** 410 (7-1).

Ballesteros, M.M. 20 (7-1); 22 (7-1). **Barbosa, C.** 2922 (6). **Barclay, H.G.** 4342 (7-1); 7105 (14); 7144 (14); 7517 (7-1). **Barkley, F.A.** 17C005 (6); 17C479 (14); 17C485 (14); 17C711 (15). **Benalcázar, C.** 225 (15). **Benavides, A.M.** 203 (15). **Benavides, O. de** 9084 (11). **Bernal G., C.A.** 883 (7-1); 677A (15). **Betancur B., J.C.** 1115 (6); 1388 (12); 4874 (15). **Bischler, H.** 1116 (7-1); 1254 (7-1); 1802 (6); 1890 (7-1); 2877 (4). **Bristol, M.L.** 455 (7-1). **Bustos P., G.** 23 (7-1); 125 (16); 133 (7-1); 139 (12).

Cabrera, I. 12 (14). **Callejas, R.** 366 (7-1); 3402 (7-1); 4293 (6); 4795 (9); 7263 (15); 7405 (7-1). **Cárdenas, C.** 181 (17). **Cardona, F.A.** 564 (15). **Casañas S., O.L.** 118 (12); 482 (15); 784 (12). **Castro Z., G.I.** 196 (5). **Chaparro de B., Á.** 80 (6); 785 (14). **Churchill, S.** 17002 (13). **Cogollo, Á.** 1073 (7-1); 1845 (9); 7999 (6). **Correa M., M.A.** 2643 (9). **Correa, J.** 49 (2-1); 144 (9); 187 (6). **Cortés S., S.P.** 3469 (7-1). **Cortés, S.** s.n. (10). **Croat, T.** 70773 (16); 97948 (6). **Cuatrecasas, J.** 419 (7-1); 5242 (7-1); 5463 (7-1); 5486 (7-1); 5608 (7-1); 5675 (7-1); 7468 (12); 12135 (5); 19265 (7-1); 20551 (4); 25809 (7-1).

Daniel, Hno. 1634 (2-2); 6006A (7-1). **David, H.** 726 (7-1). **Davis, E.W.** 178 (7-1). **Denslow, J.** 2481 (2-1). **Díaz I., S.L.** 203 (14). **Díaz P., S.** 992 (7-1); 2148 (7-1). **Dueñas, H.** 2894 (6); 2980 (7-1).

Echeverri B., D.L. 343 (6); 389 (15). **Estrada, J.** 25 (7-1). **Ewan, J.A.** 15593 (2-2).

Fernández A., J.L. 19166 (10). **Fonnegra, R.** 3215 (7-1). **Forero, E.** 1448 (9); 1470 (9); 3815 (16); 4672 (1); 4722 (1); 6615 (9); 7217 (7-1); 7217 (6). **Fosberg, F.R.**

19688 (7-1). **Foster, M.B.** 1411 (7-1); 1644 (5). **Franco, P.** 2739 (6). **Fuchs, H.P.** 22346 (7-1).

Galeano, G. 777 (7-1). **Galen S., S.** 1499 (9); 1506 (9). **Gentry, A.** 15225 (9); 16759 (9). **Giraldo-Cañas, D.A.** 230 (7-1); 401 (11). **González, C.** 176 (14); 784 (6). **Grant, M.L.** 10434 (12). **Grubb, P.J.** P.40 (4); P.103 (4). **Gutiérrez V., G.** 50 (7-1); 1482 (12).

Hagemann, W. 25 (16); 372 (16); 534 (6); 704 (12); 1173 (7-1); 1234 (10); 1384 (7-1); 1649 (12); 2109 (12). **Haught, O.** 1424 (9); 1958 (6); 3615 (9); 3760 (9); 3942 (2-1). **Hawkes, J.G.** 94 (7-1). **Henri-Stanislas, Bro.** 1606 (2-2). **Herbarium Lehmannianum** 5049 (2-2). **Hernández S., M.** 414 (7-1); 811 (7-1). **Higuera, D.** 283 (14). **Holton, I.F.** 35a (14); 36 (7-1). **Huertas, G.** 130 (7-1); 4443 (7-1); 5158 (7-1).

Idrobo, J.M. 2113 (14); 4138 (7-1); 5452 (6); 5482 (7-1); 10281 (7-1).

Jaimes, L.R. 32 (7-1). **Jaramillo M., R.** 775 (7-1); 2814 (4); 2939 (7-1); 2959 (7-1); 2965 (7-1); 2991 (7-1); 3015 (7-1); 3039 (7-1); 3107 (7-1); 3215 (7-1); 3226 (7-1); 3237 (6); 3248 (6); 3252 (7-1); 3284 (7-1); 3348 (7-1); 3356 (16); 3415 (6); 3424 (6); 3434 (6); 3475 (7-1); 3478 (7-1); 3480 (7-1); 3494 (16); 3560 (6); 3586 (7-1); 3586 (15); 3606 (17); 3610 (9); 3668 (14); 3720 (7-1); 3865 (17); 3880 (16); 3919 (9); 3924 (6); 3955 (17); 4096 (7-1); 4115 (7-1); 4170 (10); 4178 (7-1); 4191 (7-1); 4200 (10); 4291 (7-1); 4317 (7-1); 4440 (10); 4489 (6); 4498 (6); 4529 (7-1); 4552 (7-1); 4603 (7-1); 4604 (7-1); 4612 (7-1); 4655 (7-1); 4659 (7-1); 4666 (7-1); 4682 (10); 4690 (6); 4700 (7-1); 4705 (7-1); 4720 (7-1); 4770 (6); 5243 (15). **Jaramillo, D.** 8 (9); 9 (9). **Juncosa, A.** 1882 (12).

K.K. 110 (2-1). **Killip, E.P.** 15508 (2-2); 16404 (14); 16647 (11); 16902 (7-1); 17925 (4); 18135 (7-1); 18488 (2-2); 18518 (4); 20162 (8); 20191 (7-1); 35027 (12); 35138 (9); 38357 (9). **King, R.M.** 6090 (9).

Leal, M. 67 (7-1). **Leist, N.** 2195 (7-1). **Lellinger, D.B.** 167 (1); 276 (16); 548 (9); 814 (2-1); 827 (2-1); 845 (2-1); 889 (6). **León, A.** 187 (9). **León, H.** 466 (9). **Linares, E.** 1919 (9); 2348 (10). **Little Jr., E.L.** 7820 (7-1); 7822 (7-1); 7836 (7-1); 8290 (14); 8358 (14); 8576 (2-1); 9144 (6); 9168 (2-2); 9265 (2-2); 9397 (6); 9547 (13); 9746 (14). **Llanos H., F.** 2489 (8). **López R., C.A.** 122 (6). **Lozano C., G.** 2499 (6); 4302 (15); 6025 (16).

Madrián, S. 395 (2-1); 501 (9). **Malagón de G., C.** 6 (7-1). **Marín, C.** 497 (14); 2535 (14). **Medina, I.** 11 (6); 122 (15); 135 (7-1). **Melampy, M.** 102 (6). **Morales P., M.E.** 455 (12); 570 (9); 683 (17). **Morales, G.** 833 (6); 1127 (10). **Murillo, J.** 2605 (7-1); 2917 (7-1); 3404 (16); 3413 (17); 3437 (6); 3454 (17); 3469 (17); 3643

(6); 3663-A (6); 3727 (14); 4122 (7-1). **Murillo, M.T.** 55 (7-1); 61 (7-1); 117 (6); 128 (2-2); 211 (2-2); 268 (9); 296 (9); 429 (15); 445 (2-2); 487 (7-1); 533 (7-1); 751 (9); 763 (9); 984 (6); 1042 (12); 1185 (7-1); 1196 (15); 1209 (7-1); 1291 (16); 1312 (7-1); 1315 (7-1); 1406 (12); 1441 (14); 1504 (7-1); 2061 (7-1); 2078 (7-1); 2083 (7-1); 2170 (12); 2204 (14).

Núñez A., L.A. 68 (10).

Ohba 210 (9). **Orozco O., N.E.** 23 (6). **Orozco, C.I.** 695 (9); 1662 (5); 1875 (10); 1904 (10). **Osorio, G.** 40 (12); 64 (16); 102 (16); 128 (12); 145 (12); 179 (7-1); 179 (16).

Pabón E., M. 169 (16). **Pennell, F.W.** 1559 (14); 2494 (7-1); 3319 (6); 6691 (7-1); 7401 (4); 8407 (14). **Pérez A., E.** 178 (7-1); 552 (2-2). **Philipson, W.R.** 1755 (12); 2099 (14). **Pinilla M., N.** 130 (7-1). **Pipoly, J. J.** 15457 (3); 17742 (6). **Pittier, H.** 1147 (7-1). **Plowman, T.** 3230 (14); 4223 (12). **Prieto C., A.** 1436 (7-1); 1658 (7-1). **Pring, G.H.** 133 (7-1). **Puyo M., N.** 17 (9).

Ramírez P., B.R. 2438 (6); 3594 (6); 3901 (7-1); 4484 (15); 4650 (6); 5345 (7-1); 9745 (15); 13316 (14); 16518 (7-1); 16730 (6). **Ramos, J.E.** 986 (6); 1773 (14); 1844 (7-1); 2348 (2-1); 2923 (2-1); 2990 (14); 2998 (2-1). **Rangel, O.** 2114 (10); 5556 (7-1). **Repizzo, A.** 150 (7-1). **Rodríguez D., W.** 3128 (7-1); 3455 (7-1); 3543 (7-1); 3694 (15); 4765 (9); 4917 (15); 5159 (7-1); 5524 (7-1); 3128 (7-1); 3159 (7-1); 3455 (7-1); 3543 (7-1); 3694 (7-1); 3718 (7-1); 4593 (7-1); 4760 (7-1); 4765 (9); 4808 (7-1); 4917 (7-1); 5112 (7-1); 5159 (7-1); 5430 (7-1); 5524 (7-1). **Romero C., R.** 7416 (7-1). **Romero, D.** 54 (6). **Rubiano, L.J.** 231 (11). **Ruiz S., G.** 1453 (7-1). **Rusby, H.H.** 281 (7-1).

Salamanca, S. 555 (7-1). **Sanabria, P.A.** 4 (6). **Sánchez, H.** 672 (7-1). **Sanín, D.** 525 (9); 804 (7-1); 928 (6). **Santa S., J.I.** 366 (9). **Saravia, C.** 1188 (7-1); 2674 (14); 3441 (7-1). **Schiefer, H.** 596 (2-2); 701 (16). **Schott** 1216 (9). **Schlim, L.** 128 (2-1). **Schultes, R.E.** 18579 (7-1). **Segura, E.** 146 (7-1). **Seifrizz, W.** 378 (2-2); 359x (2-1); 384 (2-2); 463 (4). **Serna I., R.A.** 803 (6). **Silva, G.A.** 385 (6). **Silva, L.A.** 6 (7-1). **Silverstone S., P.A.** 2833 (6); 3237 (14); 5573 (14); 6814 (14); 7507 (6); 7543 (6). **Smith, H.H.** 1026 (5); 1026 (14); 1027 (6); 1027 (6); 1028 (9); 1028 (9); 1028 (9); 1028 (9). **Sneidern, K. von** 3044 bis (6); 5841 (7-1). **Soejarto, D.D.** 2654 (12). **Solano, F.** 57 (7-1). **Stancik, D.** 1167 (7-1). **Stevenson, P.** 1841 (14); 1860 (6).

Torres R., J.H. 124 (7-1); 542 (7-1); 1506 (7-1); 1509 (7-1); 1893 (7-1); 2074 (7-1); 2126 (7-1); 2185 (15). **Triana, J.J.** s.n. (7-1); 615 (6); 615 (7-1). **Triana-Moreno, L.A.** 29 (6); 39 (6); 72 (6); 76 (6); 77 (7-1); 79 (7-1); 104 (6); 108 (7-1); 126 (6); 200 (2-2); 202 (6); 225 (17); 231 (6); 241 (11); 246 (11); 249 (6); 250 (7-1); 251 (7-1);

257 (7-1); 378 (10); 379 (2-1); 464-A (6); 464-B (7); 465 (16); 477 (15). **Tryon, R.M.** 5906 (7-1); 6096 (2-1); 6155 (7-1). **Tuberquia, D.** 2079 (14).

Uribe U., L. 1906 (13); 3352 (6); 3354 (16); 3382 (2-2); 4392 (14); 4392 (12); 4392 (14); 4544 (12); 4680 (14); 5506 (6); 6533 (14).

Vargas, W.G. 6006 (14). **Vélez N., M.C.** 1680 (7-1); 3787 (7-1); 3948 (7-1). **Vélez, J.G.** 5579 (14). **Vélez, P. de** 238 (7-1).

White, S. 584 (4). **Wood, J.R.I.** 4685 (9); 4865 (9).

Zambrano, L. 89 (14). **Zarucchi, J.L.** 4702 (7-1); 5946 (7-1); 6101 (14). **Zuluaga R., S.** s.n. (9); 90 (7-1).

BIOLOGÍA REPRODUCTIVA Y POLINIZACIÓN ARTIFICIAL DEL TOMATE DE ÁRBOL (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt)*

Tulio César Lagos B.¹, Tito Bacca², Diana Milena Herrera P.³, Jenny Laura Delgado T.⁴

Resumen

El propósito de este trabajo fue estudiar la biología reproductiva, horarios y métodos de polinización artificial en tomate de árbol *Cyphomandra betacea*, cultivar Manzano en una localidad del departamento de Nariño (Colombia), ubicado a 2100 msnm, con temperatura de 13°C. Se marcaron 1000 botones florales de 0,5 cm de largo. Cada ocho y hasta 40 días, cuando se dio la fecundación, se hicieron mediciones en mm de la longitud del botón floral, largo y diámetro de la corola, diámetro ecuatorial del cáliz, largo y diámetro del ovario, largo del filamento, largo del estilo, largo y ancho de anteras, viabilidad del polen y receptividad del pistilo. El crecimiento de los verticilos se ajustó al modelo $y = \beta d$. El polen inicia su maduración a los 24 días, con un 61,48% de viabilidad. La receptividad del pistilo se da a los 16 días, 13 días antes de la antesis. Igualmente, se evaluaron horarios de polinización con y sin hormona. Las polinizaciones realizadas entre 8 a.m. y 4 p.m. con y sin hormona, no presentaron diferencias significativas para eficiencia de hibridación (EH), número de semillas por fruto (SPF) y porcentaje de germinación (PG). La EH osciló entre el 36 y el 68%. El número de SPF osciló entre 240 y 361 y el PG presentó un rango de 56 a 66%. Entre las 2 y 4 p.m. y sin hormona, se obtuvo el mayor peso por fruto (121,97 g) y la mayor velocidad de germinación (1,87).

Palabras clave: solanáceas, fecundación, hibridación, receptividad del pistilo, viabilidad polínica.

* FR: 23-V-2014 . FA: 23-VII-2015.

¹ Ingeniero Agrónomo, Doctor en Ciencias Agrarias con énfasis en Fitomejoramiento, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. Pasto, Colombia. Autor para correspondencia. E-mail: tclagosb@udenar.edu.co

² Ingeniero Agrónomo, Profesor Titular, Facultad de Ingeniería Agronómica, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia., E-mail: titobacca@gmail.com

³ Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. Pasto, Colombia. E-mail: dianahe1217@hotmail.com

⁴ Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. Pasto, Colombia. E-mail: lacors24@hotmail.com

CÓMO CITAR:

LAGOS B., T.C., BACCA, T., HERRERA P., D.M. & DELGADO T., J.L., 2015.- Biología reproductiva y polinización artificial del tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (1): 60-73. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.3



REPRODUCTIVE BIOLOGY AND ARTIFICIAL POLLINATION OF THE TAMARILLO (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt)

Abstract

The purpose of this work was to study the reproductive biology, schedules and methods of artificial pollination in tamarillo *Cyphomandra betacea*, Manzano cultivar growing in a town in the department of Nariño (Colombia), located at 2,100 m.a.s.l. with a temperature of 13°C. One thousand (1,000) flower buds of 0.5 cm in length were marked. Every eight days and during 40 days when fertilization occurred, measurements in mm of the flower bud length and diameter of the corolla, equatorial diameter of the calyx, length and diameter of the ovary, length of the filament, length of the style, length and width of the anther, pollen viability and pistil receptivity, were made. The growth of the whorls was adjusted to the model $y = \beta d$. The pollen starts ripening at 24 days, with 61.48% viability. The responsiveness of the pistil is given at 16 days, 13 days before anthesis. Similarly, pollination times with and without hormone were evaluated. Pollinations carried out from 8 AM to 4 PM, with and without hormone, did not show significant differences for hybridization efficiency (HE), number of seeds per fruit (SPF) and germination percentage (GP). The HE, ranged between 36 and 68%. The number of SPF ranged between 240 and 361 and GP presented a range of 56-66%. Between 2 and 4 PM and without hormone, the largest fruit weight (121.97 g) and higher germination rate (1.87) were obtained.

Key words: Solanaceae, fertilization, hybridization, pistil receptivity, pollen viability.

INTRODUCCIÓN

El tomate de árbol es un frutal de la familia Solanaceae, que tiene un alto potencial para desarrollar alternativas productivas comerciales en la región natural andina de Colombia, con miras a la exportación y a la creación de empresas agropecuarias que exploten las bondades agroindustriales de esta especie. Su centro de origen está ubicado entre el sur de Bolivia y norte de Argentina. Se han encontrado especies silvestres también en Perú, Chile, Ecuador y Colombia (BOHS, 1989). En América Latina es cultivado en Colombia y Ecuador y de manera marginal en Perú, Chile, Bolivia, Argentina, Brasil, Venezuela, Costa Rica, Guatemala, Jamaica, Puerto Rico y Haití. Los principales productores de esta fruta son Nueva Zelanda, Kenia, Sri Lanka, India, Colombia, Zambia y Zimbabwe (GARCÍA, 2008; LAGOS *et al.*, 2011).

En el sur de Colombia este cultivo representa una gran oportunidad para llevar a cabo proyectos productivos; sin embargo, su progreso no ha sido óptimo debido a la

limitada atención que ha recibido por parte de los programas de investigación. Pese a su demanda creciente, no ha logrado desarrollarse. Una de las causas, es la escasa oferta de cultivares mejorados para la siembra (TAFUR, 2006).

Desde sus inicios, el cultivo de tomate de árbol se ha llevado a cabo con genotipos seleccionados por los propios productores, los cuales son heterogéneos y de base genética estrecha (LOBO, 2004). En el sur de Colombia no existe un programa de mejoramiento de la especie, el cual es necesario para desarrollar a nivel tecnológico el cultivo y contribuir al incremento de los ingresos de los agricultores, quienes no cuentan con cultivares mejorados, adaptados a sus condiciones ambientales y socioeconómicas.

Entender los sistemas de polinización y mejora, los cuales regulan la estructura genética de las poblaciones, es importante para determinar las limitaciones reproductivas para la conservación y manejo de una especie (KOUL & BHATNAGAR, 2007).

El conocimiento de la estructura floral y de la biología reproductiva de una especie, es básico para el mejorador de plantas, con el fin de desarrollar las técnicas de emasculación e hibridación como estrategia de control de la polinización, las cuales han contribuido al rápido progreso logrado en el mejoramiento genético de plantas (ARAMÉNDIZ *et al.*, 2009).

La biología reproductiva de una especie vegetal tiene implicaciones sobre la supervivencia de la especie, con consecuencias importantes para la viabilidad de las poblaciones. Por lo tanto, el conocimiento de los procesos reproductivos, ofrece importantes aportes para el diseño de programas de conservación de recursos genéticos, especialmente de plantas en peligro de extinción (CARRIÓ *et al.*, 2009).

La producción de semilla híbrida de Solanáceas involucra el mantenimiento de dos líneas parentales separadas (masculina y femenina). La masculina actúa como dador de polen y la femenina como receptor de polen. Las flores del progenitor femenino son emasculadas durante el estadio del botón floral óptimo para la polinización manual, cuyas anteras son removidas por medio de pinzas, que son polinizadas manualmente y, consecuentemente, forman frutos que contienen las semillas híbridas (GEORGE, 1999).

El uso de híbridos F1 de Solanáceas viene ocurriendo desde hace muchos años en la agricultura de esta hortaliza, en razón a sus ventajas de mayor vigor de la planta, más resistencia a plagas y enfermedades, maduración precoz, homeostasis, mejor calidad y rendimiento de fruto (ANTONINI *et al.*, 2002; BLAT *et al.*, 2007) y además mayor uniformidad de fruto. Estudios comparativos entre cultivares híbridos y variedades realizados por SOUSA *et al.* (1997) y ANTONINI *et al.* (2002), evaluaron el rendimiento total y calidad de frutos y evidenciaron mayor rendimiento en los híbridos a causa de la heterosis y mayor cantidad de frutos de primera categoría.

Aspectos relacionados con los horarios y métodos de polinización artificial son de gran importancia para el establecimiento de las bases genéticas para programas de hibridación, que busquen la recombinación genética de diferentes formas para la producción de variedades o híbridos mejorados. Hasta el momento, las investigaciones realizadas con respecto a métodos y horarios de polinización artificial en tomate de árbol son muy limitadas. Un estudio desarrollado por OSORIO & MADRID (1978) en la Universidad Nacional de Colombia sede Medellín, indica que el conocimiento de la biología floral es fundamental para la obtención de variedades mejoradas. El tipo de polinización artificial y la época indicada para hacer la emasculación definen los métodos de cruzamiento.

Trabajos similares en uchuva (*Physalis peruviana* L.) fueron realizados por ORDOÑEZ & RUANO (2002) y LAGOS *et al.* (2008). En esta especie, el 85% de las flores abrieron a los 37 días, entre las 7 y 10 a.m. La primera antera fue dehiscente al día siguiente de la apertura floral. Los granos de polen alcanzaron una viabilidad del 97%, a los 35 días. El polen maduró antes de la antesis y el estigma se muestra receptivo antes de la apertura de la flor. Tanto el polen como el pistilo maduraron a los 35 días de desarrollo, dos días antes de la apertura floral. La receptividad del pistilo se presentó dos días antes de la antesis, fenómeno que restringe la autopolinización. Aunque se tienen muchos trabajos de biología floral en otras especies como *Psidium guajava* (CARABALLO, 2001), *Carica papaya* (PARES *et al.*, 2004), *Passiflora foetida* (GARCÍA & HOC, 1998) y la chirimoya (GONZÁLEZ *et al.*, 2007), entre otros, se observa una deficiencia notable en trabajos de biología y genética básica para el fitomejoramiento de los frutales andinos como el tomate de árbol, por lo tanto, es necesario orientar los esfuerzos para la investigación, producción y promoción de este frutal como un cultivo alternativo para la diversificación de la producción de los cultivos andinos.

Acorde con lo anterior, los objetivos de este trabajo se orientaron hacia el estudio de algunos aspectos de la biología floral, establecer horarios y técnicas de polinización artificial en tomate de árbol cultivar Manzano, bajo condiciones de la región andina del departamento de Nariño.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. El presente trabajo se realizó en dos fases. Una de campo y una de laboratorio. La primera, se llevó a cabo en el municipio de Nariño a una altura de 2100 msnm en las coordenadas 01°17'49,6" LN y 77°20'52,6" LO, con temperatura promedio de 16°C (GELT, 2009). La segunda fase se cumplió en el laboratorio de cultivo de tejidos vegetales de la Universidad de Nariño, ubicado a una altura de 2488 msnm, sede Torobajo.

Algunos aspectos de la biología floral. Siguiendo la metodología utilizada por PAREDES *et al.* (2005) se evaluó el crecimiento de los diferentes verticilos de la flor de *C. betacea*. Se marcaron 500 botones florales de 0,5 cm de longitud (estado cero). Cada ocho días y a partir del estado cero, se tomaron cinco botones florales, en los cuales se realizaron las medidas de los diferentes verticilos y se estableció el crecimiento en 10 fases de evaluación que correspondieron a 0, 8, 16, 24, 30, 32, 34, 36, 38 y 40 días después del estado cero (ddec).

Con base en las medidas de crecimiento, se evaluaron las siguientes variables: la longitud botón floral (LB), el diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), el largo de la corola (LC), el diámetro base de la corola (DBC), el diámetro medio de la corola (DMC), el largo de la antera (LA), el ancho de la antera (AA), el largo del filamento (LF), el largo del estilo (LE), el diámetro del ovario (DO) y el largo del ovario (LO). Estas variables, se sometieron al análisis de correlación simple de Pearson y se evaluaron los modelos de crecimiento lineal sin intercepto y cuadrático.

Viabilidad polínica. La viabilidad del polen se evaluó en cada uno de los 10 periodos anteriormente mencionados, tomando anteras, las cuales se maceraron sobre un portaobjetos utilizando tres gotas de Acetocarmín al 1%. Luego se eliminaron los residuos, se cubrió con una laminilla y se observó bajo un microscopio de luz Nikon SMZ800 con el objetivo 40x. En 10 campos tomados al azar, se hizo el conteo de granos de polen viable (teñidos de rojo) y no viable (blanquecinos), para finalmente establecer el porcentaje de viabilidad polínica (BARRIOS *et al.*, 2005).

Receptividad del pistilo. La receptividad del pistilo se evaluó en cada uno de los periodos correspondientes a 0, 8, 16, 24, 30, 32, 34, 36, 38 y 40 ddec (0,5 cm). Se utilizó como indicador de receptividad, la formación de burbujas, dada por la adición de una gota de peróxido de hidrógeno en los estigmas de los pistilos de las diferentes edades (LAGOS *et al.*, 2008).

Antesis. Antes de que ocurriera la apertura floral (28 ddec), se marcaron 100 botones florales, para realizar observaciones del proceso de apertura floral y antesis desde las 6:30 a.m. hasta las 6:30 p.m. Se registró el inicio de la apertura floral, la duración de la misma hasta la máxima apertura, la hora de la antesis, el inicio de la antesis a partir de la apertura floral y el fin de la antesis.

Polinización artificial. Para el estudio de la polinización artificial, se evaluaron los siguientes tratamientos: polinización en el horario de 8 a 10 a.m. con hormona (8-10 a.m.), polinización entre 8 a 10 a.m. sin hormona (8-10 a.m. sh), polinización entre 10 a.m. y 12 m. con hormona (10-12 a.m.), polinización entre 10 a.m. y 12 m. sin hormona (10-12 a.m. sh), polinización entre 12 m. y 2 p.m. con hormona (12-2 p.m.), polinización entre 12 m. y 2 p.m. sin hormona (12-2 p.m. sh), polinización

entre 2 y 4 p.m. con hormona (2-4 p.m.), polinización en entre 2 y 4 p.m. sin hormona (2-4 p.m. sh).

Los horarios y métodos de polinización artificial se analizaron bajo el modelo de Bloques Completos al Azar con dos factores. En el primer factor se estudiaron cuatro horarios de polinización artificial y en el segundo se evaluó la aplicación o no de ácido giberélico a una concentración de 1000 ppm, para un total de ocho tratamientos (8-10 a.m., 8-10 a.m. sh, 10-12 a.m., 10-12 a.m. sh, 12-2 p.m., 12-2 p.m. sh, 2-4 p.m. y 2-4 p.m. sh) y cinco repeticiones. El bloque correspondió a un árbol y dentro de cada árbol, los tratamientos se distribuyeron al azar.

Se calculó la eficiencia de la hibridación (EH) en porcentaje, con base en la siguiente relación:

$$EH = (CE/TC) \times 100$$

donde:

EH: Eficiencia de la hibridación.

CE: Números de cruzamientos efectivos (correspondió al número de frutos cuajados).

TC: Total de cruzamientos.

En cinco frutos tomados al azar de la unidad experimental se determinó el número de semillas por fruto maduro (NSF), el peso de fruto maduro (PPF), la velocidad de germinación (VG) y el porcentaje de germinación de 50 semillas (PG).

La polinización artificial se realizó con polen colectado de flores recién abiertas, las cuales tenían entre 26 y 29 ddec (Figura 1A). Los botones florales a emascularse tenían una edad 28 ddec (Figuras 1B y 1C). Estos botones, presentaban un diámetro en la base de la corola de 0,42 cm y un eje polar de 0,90 cm. La tonalidad del color rosado de los pétalos de estos botones florales es más fuerte. Una vez emasculados los botones florales, en los tratamientos que llevaban hormona, se hizo la aplicación de 1000 ppm de ácido giberélico. Luego, se realizó la polinización de los estigmas (Figuras 1D y 1E) y se procedió a proteger estos botones con bolsas de papel glassine para evitar la contaminación con polen extraño (Figura 1F).



Figura 1. Hibridación artificial en *C. betacea*. 1A: flor recién abierta para colecta de polen. 1B: flor de 28 días de edad para emasculación. 1C: emasculación de las anteras. 1D: polen colectado en cápsulas listo para la polinización. 1E: polinización artificial. 1F: protección de la flor polinizada con bolsas de papel glassine.

RESULTADOS Y DISCUSION

Morfología de las flores de *C. betacea*. La Figura 2A muestra la estructura de una flor típica de tomate de árbol. La corola (Figura 2B) es pentámera de color blanco o rosado, con simetría actinomorfa (CRONQUIST, 1986). Los pétalos son puntiagudos hacia el extremo, unidos entre sí por la base. Contrario a lo que sucede con los sépalos estos se caen con la fecundación del ovario (BERNAL *et al.*, 2003). El cáliz (Figura 2C) es gamosépalo, pentámero de color verde claro y permanece adherido a la flor después de la fecundación (MORA, 2004). El pistilo tiene una longitud de 1 cm, formado por estigma y estilo, de color blanquecino y ovario de color amarillo pálido. El estilo es longistilo, es decir que sobresale por encima de los estambres. Cuando la flor ha sido fecundada se torna de color café oscuro. El androceo (Figura 2D) está formado por los estambres que se constituyen por las anteras y el filamento.

La flor presenta cinco anteras biloculares (ANGULO, 2003) de color amarillo que se encuentran unidas a la base mediante un filamento de color blanco. Cada una posee dos sacos polínicos color crema y su dehiscencia es foraminal o poricida (OSORIO & MADRID, 1978).

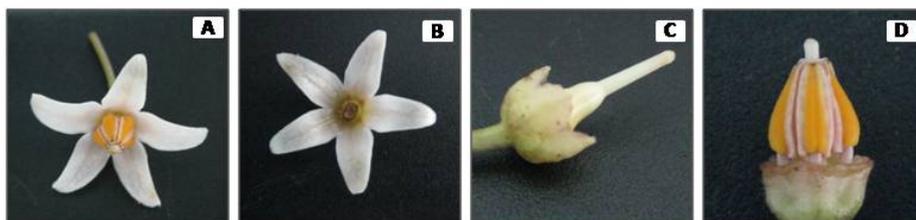


Figura 2. Flor del tomate de árbol *C. betacea*. A: corola, estambres y pistilo. B: corola pentámera. C: Cáliz pentámero y pistilo. D: pistilo longistilo y androceo.

Crecimiento de los verticilos florales de *C. betacea*. La Figura 3 muestra las curvas de crecimiento de los verticilos florales de *C. betacea* bajo las condiciones del municipio de Nariño. A partir del día cero (0,5 cm) el LA, el LF y el LE (Figura 3A) alcanzaron el máximo crecimiento a los 30 días. A partir de esta fase, estos entran en un proceso de senescencia dado por la pérdida de turgencia, lo que conlleva a un estado de flacidez y finalmente a la abscisión de los mismos, tal como lo observó PAREDES *et al.* (2005) en *Physalis peruviana*. El DO y el LO tienen su máximo crecimiento entre los 35 y 40 días, momento en el cual el ovario da lugar al fruto. El AA crece lentamente y desde el tamaño inicial no hay un crecimiento significativo manteniendo su tamaño constante.

El LB y el LC (Figura 3B) tienen un crecimiento máximo en los 30 días y el DBC y el DMC no presentan un crecimiento tan marcado, pero al igual que el LB y el LC son estructuras que durante esta fase presentan una considerable disminución de la tasa de crecimiento y una importante canalización de los recursos hacia la formación de estructuras reproductivas y la acumulación de reservas en las semillas (MARTÍNEZ & PÉREZ, 1994). El DEC tiene un crecimiento constante durante los primeros 40 días de evaluación.

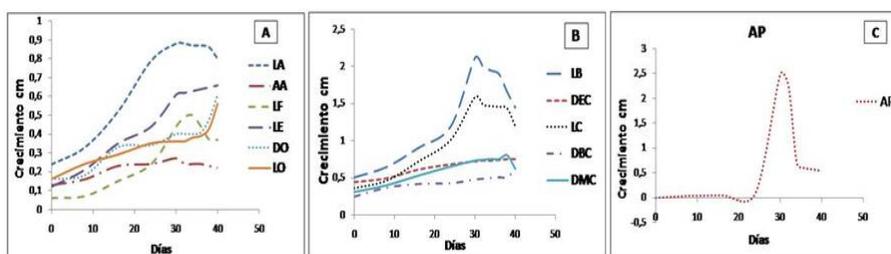


Figura 3. Crecimiento de los verticilos de *C. betacea*. A: largo (LA) y ancho de antera (AA), largo del filamento (LF), largo del estilo (LE), diámetro (DO) y largo del ovario (LO). B: longitud del botón (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), largo de la corola (LC), diámetro medio (DMC) y de la base de la corola (DBC). C: apertura de corola (AP).

Los sépalos son verticilos persistentes por su función protectora de las demás partes de la flor durante el estado juvenil y hasta la formación del fruto. La AP (Figura 3C)

se da a los 29 días, época que coincide con el máximo valor de DMC (0,53 cm). Generalmente, la apertura floral antecede a la liberación del polen en la antesis. En esta especie, ocurre el máximo crecimiento de la corola a lo ancho. Se presenta la apertura floral, exponiendo el pistilo y después de media hora se da la dehiscencia de las anteras, tal como lo encontraron LAGOS *et al.* (2008).

El crecimiento de los verticilos florales de esta especie, se ajustó al modelo lineal $y = \beta d$, donde: y = variable dependiente, β = coeficiente de regresión y d = número de días transcurridos en cada evaluación. Los coeficientes de determinación (R^2) en este modelo, oscilaron entre 89 y el 98%, los cuales superaron a los del modelo cuadrático que tienen R^2 de 28 y 86%. En la Figura 4A se presenta el crecimiento desde el estado cero hasta los 40 días para las variables LB ($Y = 0,052d$, $R^2 = 0,95$), DEC ($Y = 0,022d$, $R^2 = 0,92$), LC ($Y = 0,041d$, $R^2 = 0,97$), DBC ($Y = 0,015d$, $R^2 = 0,93$), DMC ($Y = 0,022d$, $R^2 = 0,94$), AP ($Y = 0,030d$, $R^2 = 0,54$).

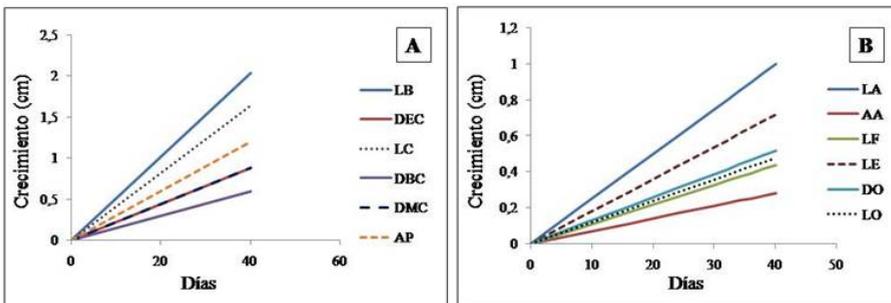


Figura 4.

Crecimiento de los diferentes verticilos florales de *C. betacea*. A: longitud del botón (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), largo de la corola (LC), diámetro base de la corola (DBC), diámetro medio del cáliz (DMC) y apertura floral (AP). B: largo de la antera (LA), ancho de la antera (AA), largo del filamento (LF), largo del estilo (LE), diámetro del ovario (DO) y largo del ovario (LO).

Al igual que en la Figura 4A, la Figura 4B describe el crecimiento para LA ($Y = 0,025d$, $R^2 = 0,97$), AA ($Y = 0,007d$, $R^2 = 0,90$), LF ($Y = 0,011d$, $R^2 = 0,96$), LE ($Y = 0,018d$, $R^2 = 0,99$), DO ($Y = 0,013d$, $R^2 = 0,96$) y LO ($Y = 0,012d$, $R^2 = 0,94$). Teniendo en cuenta el coeficiente de regresión (β), la velocidad de crecimiento de los órganos florales de tomate de árbol en promedio fue de 0,022 cm/día. La LB (Figura 4A) creció más rápido que los demás órganos florales, a razón de 0,052 cm/día. Este crecimiento rápido responde a que el botón floral alberga órganos de reproducción como el androceo, el gineceo y estructuras como el ovario que más adelante darán origen a la formación del fruto. Este presenta un crecimiento lineal hasta los 40 días, de ahí en adelante detiene su crecimiento debido a que la planta utiliza sus reservas hacia la formación de frutos y semillas.

Desde el estado cero en adelante algunas variables crecen constantemente hasta los 40 días, momento en el cual ya se ha dado la apertura floral y las estructuras como los pétalos, las anteras y el estilo empiezan a marchitarse hasta que finalmente se desprenden y se han presentado procesos como la polinización, la fecundación y la formación del fruto. Los sépalos permanecen en el ovario hasta la maduración. Estas observaciones coinciden con lo expresado por TORREY (1969), quien indica que desde el momento de la iniciación floral existe un desarrollo progresivo de las partes que componen la flor hasta la polinización y formación del fruto. En este proceso existe un complejo de interacciones que involucran no solamente los componentes nutricionales sino también un sistema hormonal diferente que incluye giberelinas, citoquininas y auxinas.

Maduración del polen y viabilidad polínica (VP) en *C. betacea*. Los granos de polen comienzan a ser viables desde los 24 días, cuando muestran un 61,48% de VP. Los estados con mayor VP (100%) ocurren a los 34 y 36 días, luego a los 40 días se observa una disminución en la VP del 37,04%.

Madurez del pistilo. Desde los 16 días, el 80% de las flores evaluadas reaccionó positivamente a la prueba del peróxido de oxígeno. A los 24 días ya se encuentran receptivos el 100% de los pistilos, verificándose un mecanismo de protoginia debido a que la anthesis ocurre a los 29 días. La protoginia se da en el caso de que los óvulos y el estigma estén receptivos, mucho antes de que estén maduros los granos de polen y los estambres de la misma planta o flor. En las plantas que son autoincompatibles este fenómeno evita la autofecundación y, por lo tanto, favorece la diversidad genética a través de la fecundación cruzada o alogamia (VALLEJO & ESTRADA, 2002).

Apertura floral (AF). La apertura floral en *C. betacea*, en un 75% ocurre entre las 6:30 a.m. y las 6:30 p.m. en el día 29 después del estado cero (0,5 cm). El 25% de las flores restantes presentan su apertura al día siguiente. En el día 28, antes de que ocurra la apertura floral, se observó que los botones florales se encontraban hidratados, suaves y con la punta estrellada. Los picos de apertura floral se presentaron entre las 9:30 a.m. y las 12:30 p.m. Un 31% de las flores abrieron a las 10:30 a.m., debido a que en estas horas la temperatura se incrementó en un rango de 2 a 11°C.

Al día 30, todas las flores se encontraban abiertas y se dio la dehiscencia de las anteras. Dos días después, estas sufren un proceso de oxidación. En este periodo, el estigma presenta una coloración normal y aún no se ha desprendido. En el día 34 los estigmas se deshidratan, y en el día 36 las anteras y los pétalos empiezan a presentar pérdida de turgencia, tienen una coloración marrón y el estilo se desprende con facilidad. Finalmente, al día 40, todas las estructuras del androceo y el estilo se necrosan totalmente y se desprenden junto con la corola, quedando únicamente el cáliz y el ovario que se transforma en fruto, tal como lo describe CUTTER (1971).

Antesis. La liberación de los granos de polen se localizó en la parte superior de la antera. Esta apertura es de tipo foraminal (BERNAL *et al.*, 2003). En el 61% de las flores evaluadas la antesis ocurrió entre las 10:00 a.m. y 12:30 p.m. En las primeras horas de la mañana (6:30 a 9:30 a.m.) se registró el menor porcentaje de flores en antesis (15%). Después de las 1:30 p.m. se observó una disminución de la misma (20%). Estos registros son similares a los encontrados por ORDÓÑEZ & RUANO (2002), en otra solanácea como *Physalis peruviana* L.

Media hora después de presentarse la apertura floral, la antesis ocurrió en una sola antera y al transcurrir el día se dio en el resto. En el día 30 se encontraron dehiscentes todas las anteras. MOSQUERA (2002) en un estudio realizado en *P. peruviana*, encontró que la antesis efectiva se presenta en el primer día de la apertura floral cuando la temperatura está cerca a los 16°C. Por debajo de los 15°C, esta se limita. Por lo tanto, el inicio de la antesis está influenciado por el ambiente, en especial por la temperatura y la humedad relativa.

Polinización artificial. Los cuadrados medios del ANDEVA (Tabla 1) indican que no se presentaron diferencias significativas entre horarios y hormonas en las variables eficiencia de hibridación (EH), semillas por fruto (SPF) y porcentaje de germinación (PG). En PPF se presentaron diferencias entre horarios y en VG entre horarios y hormona. La interacción horario por hormona no fue significativa para todas las variables.

El hecho de que no existan diferencias significativas entre EH, SPF y PG, significa que independientemente de la hora en la que se realice la polinización y de la utilización o no de hormona, se puede obtener semilla híbrida para los procesos de mejoramiento. La EH oscila entre el 36 y 68%, lo cual es suficiente para obtener semilla, debido a que el número de SPF obtenido va desde 240 hasta 361. El PG presentó un rango que va desde el 56 hasta el 66%, el cual puede considerarse adecuado para obtener suficientes plantas híbridas.

Tabla 1. Cuadrados medios del ANDEVA para: eficiencia de hibridación (EH), semillas por fruto (SPF), peso por fruto (PPF), porcentaje de germinación (PG) y velocidad de germinación (VG) en *C. betacea*. ns: diferencias no significativas, **: existen diferencias significativas, $p \leq 0,05$.

EV	GI	EH (%)	SPF	PPF	PG	VG
Rep	4	717,23 ns	719,35 ns	47,62 ns	146,75 ns	0,02 ns
Horario (HR)	3	853,22 ns	16009,8 ns	2378,24**	67,33 ns	0,33**
Hormona (Hor)	1	1177,22 ns	2016,40 ns	1767,57 ns	19,60 ns	0,41**
HR x Hor	3	216,56 ns	5408,47 ns	647,33 ns	28,40 ns	0,04 ns
Error	21	668,56	9129,37	628,67	77,59	0,01
C.V		52,16	32,42	24,08	14,32	6,99
Media		49,58,	294,70	104,12	61,50	1,67

El PPF presentó diferencias entre horarios determinando que en 2-4 p.m. se presenta el mayor valor con un promedio de 121,97 g similar al horario de 10-12 a.m. con 111,75 g, a diferencia de los horarios de 8-10 a.m. y entre 12-2 p.m. que presentan promedios de 93,80 y 88,95 g respectivamente. El mayor PPF coincidió con el más alto valor en la VG con 1,87 en el horario de 2-4 p.m., que presentó diferencias significativas con los demás horarios (Tabla 2). Teniendo en cuenta que de todos los factores climáticos, la temperatura es el más incidente en los procesos fisiológicos, cabe destacar que en el horario de 2-4 p.m., la temperatura osciló entre 19 a 25°C, favoreciendo la germinación de los granos de polen y la maduración de los óvulos, posibilitando una buena fecundación, dado que el intervalo normal de temperaturas en que estos procesos tienen lugar va entre 10 a 30°C, siendo los valores óptimos entre los 18 y 25°C (ALBERT, 1991).

Tabla 2. Prueba de comparación de medias para las variables: eficiencia de hibridación (EH), semillas por fruto (SPF), peso por fruto (PPF) y porcentaje de germinación (PG) de tomate de árbol (*C. betacea*).

Horario	EH (%)	SPF	PPF	PG	VG
8-10 a.m.	44,00 a	245,70 a	93,80 b	58,60 a	1,63 c
10-12 a.m.	62,00 a	351,70a	111,75 ab	64,40 a	1,74 b
12-2 p.m.	41,30 a	279,10 a	88,95 b	60,20 a	1,44 d
2-4 p.m.	51,00 a	333,00 a	121,97 a	62,80 a	1,87 a
Hormona					
Giberelina	44,15 a	301,80 a	110,76 a	60,80 a	1,56 b
Sin giberelina	55,00 a	302,95 a	97,47 a	62,20 a	1,77 a

Valores con letras iguales no son diferentes estadísticamente.

Según lo mencionado anteriormente, este comportamiento diferencial obtenido en los valores de PPF y VG, es producto de la polinización en diferentes horas del día, causando variables contenidos de glucosa e hidratos de carbono los cuales constituyen la principal fuente de energía, hecho que puede afectar inicialmente la VG en las semillas producidas (CUTTER, 1971). Además, las mayores velocidades de germinación se dan en horas de la tarde, debido a una alta acumulación de reservas y energía, la cual es favorecida por el incremento de la temperatura que, a su vez, estimula el desarrollo inicial del eje embrionario dando origen a semillas completas con un normal desarrollo que obtienen un buen vigor.

Los PG obtenidos por hibridación artificial no mostraron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos. Estos valores se encuentran en un rango del 56 al 66%, siendo similares con los PG de la semilla comercial o registrada, que tienen promedios del 50%. Un menor número de granos de polen sobre el estigma origina frutos pequeños y un menor número de semillas, tal como lo indica el coeficiente de correlación entre SPF y PPF que fue de 0,79. Además, la deficiencia en la poliniza-

ción produce un bajo contenido de auxinas que inducen un desbalance hormonal especialmente en el contenido de giberelinas, etileno y ácido abscísico que juegan un papel importante en la maduración de la semilla.

CONCLUSIONES

El modelo de crecimiento de los diferentes verticilos florales de *C. betaceae*, se ajustó a la regresión lineal sin intercepto y = βd . En el cultivar Manzano de *C. betacea* la apertura floral se dio a los 29 días después del estado cero y ocurrió entre las 06:30 a.m. y las 06:30 p.m. con un pico a las 10:30 a.m. Los granos de polen alcanzaron la madurez a los 24 días y la receptividad del estigma a los 16 días. La receptividad del pistilo se presentó ocho días antes de la viabilidad polínica.

Para las variables eficiencia de hibridación, semillas por fruto y porcentaje de germinación, no se encontraron diferencias significativas. En peso promedio de fruto se presentaron diferencias entre horarios. El horario de 2-4 p.m. presenta el mayor peso de fruto maduro. En la velocidad de germinación se presentaron diferencias entre horarios y hormona obteniendo la mayor velocidad de germinación el horario de 2-4 p.m., sin la utilización de hormona.

REFERENCIAS

- ALBERT, F., 1991.- *Tratado de arboricultura frutal. Vol. 1. Morfología y fisiología del árbol frutal*. 4ta Edición. Ediciones Mundi prensa España, Madrid.
- ANGULO, R., 2003.- Frutales exóticos de clima frío. Bayer CropScience.
- ANTONINI, A.C., ROBLES, W.G., TESSARIOLI, J.N. & KLUGE, R., 2002.- Capacidade produtiva de cultivares de berinjela. *Hortic. Bras.*, 20 (4): 646-648.
- ARAMÉNDIZ, H., CARDONA, C. & ESPITIA, M., 2009.- Caracterización de la morfología floral de dos cultivares de berenjena (*Solanum melongena* L.) (Solanaceae). *Rev. Fac. Nal. Agr.*, 62 (2): 5125-5134.
- BARRIOS, L., CAETANO, M., CARDOSO, C., COPPENS, G., ARROYABE, A. & OLAYA, C., 2005.- Caracterización del polen de especies de los géneros *Passiflora* y *Dilkea*. *Acta Agron.*, 54 (3): 19-23.
- BERNAL, J., DÍAZ, C., AMAYA, A. & VANEGAS, F., 2003.- Generalidades del cultivo. Tecnología para el cultivo del tomate de árbol. Rionegro, Antioquia, CORPOICA - La Selva. Manual técnico 3.
- BLAT, S.F., BRAZ, L.T. & ARRUDA, A.S., 2007.- Avaliação de híbridos duplos de pimentão. *Hortic. Bras.*, 25 (3): 350-354.
- BOHS, L., 1989.- Ethnobotany of the genus *Cyphomandra* (Solanaceae). *Econ. Bot.*, 43 (2): 143-163.
- CARABALLO, B.M., 2001.- Biología floral del guayabo (*Psidium guajava* L.) en la Planicie de Maracaibo, Zulia, Venezuela. *Rev. Fac. Agron.*, 18: 41-55.
- CARRIÓ, E., JIMÉNEZ, J.F., SÁNCHEZ, P. & GÜEMES, J., 2009.- Reproductive biology and conservation implications of three endangered snapdragon species (Antirrhinum, Plantaginaceae). *Biol. Cons.*, 142: 1854-1863.
- CRONQUIST, A., 1986.- *Introducción a la Botánica*. 2º ed. México.
- CUTTER, E., 1971.- *Plant anatomy: experiment and interpretation*. Addison-Wesley, London.
- GARCÍA, M.C., 2008.- Manual de manejo cosecha y postcosecha del tomate de árbol. Bogotá, Corpoica.
- GARCÍA, M.T. & HOC, P., 1998.- Biología floral de *Passiflora foetida* (Passifloraceae). *Rev. Biol. Trop.*, 46 (2): 191-202.
- GELT., 2009.- Gobierno en línea del Orden. Disponible en: <http://www.narino-narino.gov.co>
- GEORGE, R.A., 1999.- *Vegetable seed production*. 2. ed. CABI Publishing, London.
- GONZÁLEZ, M., HUESO, J.J., ALONSO, F. & CUEVAS, J., 2007.- Mejora de la productividad y calidad del fruto mediante el control de la polinización en Chirimoyo. Documentos Técnicos. Almería, Fundación Cajamar.
- KOUL, M.M. & BHATNAGAR, A.K., 2007.- Plant reproductive biology studies crucial for conservation. *Curr. Sci.*, 92 (9): 1207.
- LAGOS, T.C., BENAVIDES, C.A., PAREDES, R. & LAGOS, L.K., 2011. Distribución de tomate de árbol *Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt. y caracterización eco-climática en las zonas del cultivo de Nariño. *Rev. Colomb. Cienc. Hortic*, 5 (1): 11-19.

- LAGOS, T.C., VALLEJO, F.A., CRIOLLO, H. & MUÑOZ, J.E., 2008.- Biología reproductiva de la Uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Acta Agron.*, 57 (2): 81-88.
- LOBO, M., 2004.- Informe técnico: Tomate de árbol frutal promisorio para la diversificación del agro andino. FONTAGRO.
- MARTÍNEZ, J. & PÉREZ, F., 1994.- *Introducción a la fisiología vegetal*. Ediciones Mundi prensa, Bilbao, España.
- MORA, L., 2004.- *Morfología sistemática y evolución de las angiospermas*. Universidad Nacional de Colombia. Capítulo VI. ISBN: 958-701-475-8.
- MOSQUERA, C., 2002.- Polinización entomófila de la uvilla (*Physalis peruviana* L.). *Rev. Cienc. Agríc.*, 19 (1-2): 140-156.
- ORDOÑEZ, M. & RUANO, L., 2002.- Evaluación de diferentes horarios de polinización artificial en Uvilla (*Physalis peruviana* L.) bajo condiciones de campo de la granja de Botana, municipio de Pasto: Trabajo de grado, Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Pasto.
- OSORIO, E. & MADRID, C., 1978.- Biología floral del tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt.) y Lulo (*Solanum quitoense* L.): Trabajo de grado, Universidad Nacional de Colombia, Medellín.
- PAREDES, O. MORA, A. LAGOS, T.C., CRIOLLO, H. & VALLEJO, F., 2005.- Estudio de la biología floral de la Uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Rev. Cienc. Agríc.*, 22 (I y II): 34-49.
- PARES, J., LINÁREZ, R., ARIZALETA, M. & MELÉNDEZ, L., 2004.- Aspectos de la biología floral en lechosa (*Carica papaya* L.) cv. "Cartagena roja", en el estado Lara, Venezuela. *Rev. Fac. Agron.*, 21 (2): 116-125.
- SOUSA, J.A., MALUF, W.R. & GOMES, L.A., 1997.- Produtividade e qualidade de frutos de cultivares de polinização aberta e híbrida F1 de berinjela (*Solanum melongena* L.). *Ciênc. Agrotec.*, 21 (2): 334-342.
- TAFUR, R., 2006.- Propuesta frutícola para Colombia y su impacto en la actividad económica, nacional, regional y departamental. *Memorias: Primer Congreso Colombiano de Horticultura*. Sociedad Colombiana de Ciencias Hortícolas, Bogotá.
- TORREY, J.G., 1969.- *Development in flowering plants*. Macmillan, London.
- VALLEJO, F. & ESTRADA, E., 2002.- *Mejoramiento genético de plantas*. Universidad Nacional de Colombia, Palmira.

NUEVOS REGISTROS DE *Rhipsalis micrantha* (Kunth) DC. (CACTACEAE) PARA LOS DEPARTAMENTOS DE VALLE DEL CAUCA, QUINDÍO Y RISARALDA (COLOMBIA)*

Johan Home¹

Resumen

Se registró por primera vez para los departamentos de Valle del Cauca, Quindío y Risaralda *Rhipsalis micrantha*, especie de la familia Cactaceae. Colecciones de esta especie solo se conocían para Colombia en el departamento de Antioquia, sin ningún otro registro en bases de datos o inventarios florísticos dentro del país.

Palabras clave: Cactaceae, Colombia, nuevos registros, epífita.

NEW RECORDS OF *Rhipsalis micrantha* (Kunth) DC. (CACTACEAE) FOR THE DEPARTMENTS OF VALLE DEL CAUCA, QUINDÍO AND RISARALDA (COLOMBIA)

Abstract

The specie of the family Cactaceae, *Rhipsalis micrantha*, was recorded for the first time in the departments of Valle del Cauca, Quindío and Risaralda. Collections of this species were only known for Colombia in the department of Antioquia, without any other registration in databases or floristic inventories in the country.

Key words: Cactaceae, Colombia, new records, epiphyte.

* FR: 11-V-2015. FA: .28-X-2015

¹ Universidad del Valle sede Meléndez, Facultad de Ciencias Naturales y Exactas, Departamento de Biología, Grupo de investigación en ecología y diversidad vegetal (EDV). Cali, Colombia. E-mail: kelberhome@gmail.com

CÓMO CITAR:

HOME, J., 2015.- Nuevos registros de *Rhipsalis micrantha* (Kunth) DC. (Cactaceae) para los departamentos de Valle del Cauca, Quindío y Risaralda. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 74-79.

DOI : 10.17151/bccm.2015.19.2.4



INTRODUCCIÓN

La familia Cactaceae es endémica del continente americano, su distribución va desde el extremo sur de Canadá al extremo sur de Suramérica; actualmente la familia está conformada por 1500 a 1800 especies (GIBSON & NOBEL, 1986; BARTHLOTT & HUNT, 1993) y es considerada una de las familias de plantas con flores más diversas. Para Colombia se encuentran registradas un total de 83 especies pertenecientes a 27 géneros (FERNÁNDEZ-ALONSO & ESTUPIÑÁN, 2005), distribuidas principalmente en los valles secos interandinos y enclaves subxerofíticos (RUIZ *et al.*, 2002), seguido por la región Caribe (RIVERA-DÍAZ & RANGEL-CH., 2012) y finalmente los bosques húmedos donde se encuentran varias especies epífitas y hemiepífitas (BAUER, 2003).

El género *Rhipsalis* está representado en la actualidad por 35 especies (BARTHLOTT & TAYLOR, 1995), las cuales en su mayoría se encuentran presentes en Brasil y Bolivia, países considerados centros de diversidad del género (BARTHLOTT, 1983). Para Colombia hay reportadas dos especies, *R. baccifera* y *R. micrantha*. La primera es la especie más ampliamente distribuida en el país y en el continente, incluso es encontrada en África y Madagascar, la segunda va desde Perú hasta Costa Rica (BARTHLOTT, 1983), habiéndose reportado en Colombia únicamente en el departamento de Antioquia (IDÁRRAGA & CALLEJAS, 2011) hasta la realización del presente trabajo.

MÉTODOS

Entre los meses de septiembre y octubre de 2013 se realizaron visitas a siete localidades vallecaucanas del piedemonte de la Cordillera Occidental en su vertiente oriental, las cuales pertenecen a los municipios de Cali, Yumbo, Roldanillo, La Unión, Toro y Bolívar, donde se realizaron recolecciones de la familia Cactaceae. Luego, en enero de 2015, se realizaron recolecciones generales en el municipio de Filandia (Quindío) donde se encontraron también varias especies de cactáceas epífitas. El material herborizado fue depositado en el Herbario de la Universidad del Valle (CUVC), con duplicados en el Herbario de la Universidad Nacional sede Palmira (VALLE).

Por medio de literatura especializada (BRITTON & ROSE, 1923; ANDERSON, 2001; BAUER, 2003; CALERO, 2011; OSTOLOZA-NANO, 2011) se realizó la determinación de los especímenes recolectados y la revisión de los especímenes pertenecientes a la familia Cactaceae depositados en las colecciones de los herbarios CUVC, VALLE e ICESI. Para la confirmación de los nuevos registros, se consultaron trabajos florísticos con listas de especies de la familia Cactaceae (BARTHLOTT, 1974; RUIZ *et al.*, 2002; VARGAS, 2002, 2012; IDÁRRAGA & CALLEJAS, 2011), además de las bases de datos del Herbario Nacional Colombiano (COL) (HERBARIO/ICN,

2015) y del Jardín Botánico de St. Louis-Missouri (W3TROPICOS, 2015). Para los nuevos registros de distribución de especies se realizó una breve descripción y comentarios sobre su distribución. Finalmente, se elaboró una clave dicotómica con el objetivo de diferenciar *R. micrantha* de *R. baccifera*, basada en caracteres externos del tallo.

RESULTADOS

Teniendo en cuenta las colecciones realizadas y los especímenes depositados en el herbario CUVC, se encontraron nuevos registros de la Cactaceae epífita *Rhipsalis micrantha* (Kunth) DC. para los departamentos de Valle del Cauca, Quindío y Risaralda.

Rhipsalis micrantha (Kunth) DC. *Prodr.* 3: 476. 1828

Tipo: Olleros, Ecuador; Humboldt & Bonpland 3494 (P)

Sinónimos: *Cactus micranthus* H.B.K., *Hariota micrantha* (Kunth) Kuntze, *Rhipsalis rauhiorum* Barthlott, *Rhipsalis roseana* A. Berger, *Rhipsalis tonduzii* F.A.C. Weber

Planta epífita, péndula, de hasta 1,5 m de longitud; ramificándose desde las puntas de los tallos. Segmentos de los tallos aplanados o triangulares, suculentos, verde oliva, algunas veces con márgenes rojizos, con una vena media cilíndrica de 0,3-0,4 cm de diámetro; segmentos primarios del tallo con 3 ó 4 costillas, 20-25 cm de longitud, 0,4-0,5 cm de ancho; segmentos secundarios con 2 ó 3 costillas, base atenuada, ápice truncado, márgenes ligeramente serruladas o crenadas, 6,5-15 cm de longitud, 0,8-2 cm de ancho; areolas entre las proyecciones marginales, separadas entre 0,9-4,5 cm de distancia, 0,15-0,2 mm de diámetro, con 1 ó 2 escamas aciculares; flores saliendo lateralmente, una por areola, hasta 1 cm de diámetro; pericarpelo verde claro, cilíndrico, hasta 0,4 cm de longitud; 5-7 tépalos petaloides, elípticos, blancos-hialinos, 0,5 cm de longitud, 0,4 cm de ancho; estilo erecto, blanco, 0,4-0,5 cm de longitud, con 3-4 lóbulos papilosos; estambres 25-35, blancos, 0,2-0,3 cm de longitud; fruto una baya elipsoide, blanca, 0,8-1 cm de longitud, 0,6 cm de ancho.

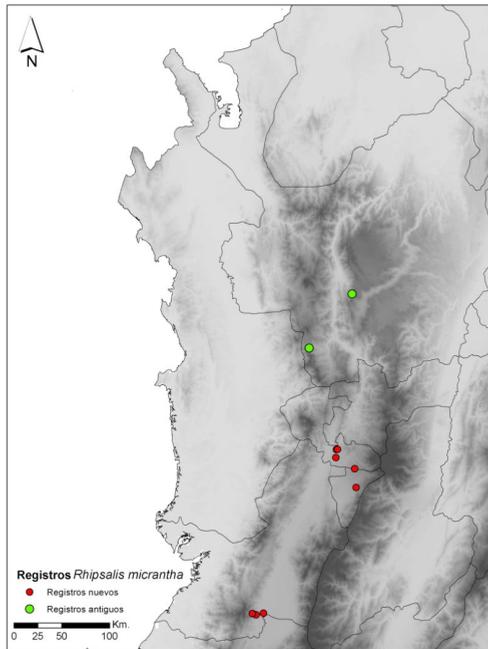
Distribución y hábitat. Esta planta se ha registrado en Guatemala, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú; se encuentra asociada a bordes y claros de bosques entre los 1000 y 2000 m. En Colombia únicamente se había registrado para el departamento de Antioquia en dos localidades.

Material examinado. COLOMBIA. Valle: Cali, vereda Pico de Águila, 3° 19'N y 76° 35'W, 1600 msnm, 1995, M. Gamboa S.N. (CUVC); Cali, vereda La Vorágine, 3° 19' 52" N y 76° 36' 50" W, 1100 msnm, 24-IX-2008, M. E. Cardona 36 (CUVC);

Cali, vereda La Vorágine, 3° 19' 41" N y 76° 37' 02" W, 1100 msnm, 06-XI-2013, M. E. Cardona S.N. (CUVC); Cali, corregimiento Pance, Chorrera del Indio, 3° 19' 36,6" N y 76° 37' 6,8" W, 1440 msnm, 11-III-2014, J. Home 981 (CUVC, VALLE). Risaralda: Pereira, cerca al municipio de La Virginia, hacienda Los Cristales, 4° 52' 36" N y 75° 49' 05" W, 1110 msnm, 11-XI-2001, P. Silverstone-Sopkin 8786-8797 (CUVC); Pereira, corregimiento Estación Villegas, vereda Los Planes, 4° 47' 56,21" N y 75° 50' 0,04" W, 1175 msnm, 11-VIII-1991, P. Silverstone-Sopkin & Jesús E. Arroyo V. 6299 (CUVC). Quindío: Calarcá, quebrada El Naranjal, 4° 31' 1,65" N y 75° 38' 28,44" W, 1500 msnm, 14-IV-2013, J. Home 700 (CUVC); Filandia, vereda El Bizcocho, 4° 41' 36,8" N y 75° 39' 18,4" W, 1823 msnm, 15-I-2015, J. Home 1274 (CUVC, VALLE) (Figuras 1 y 2).

Clave para la identificación del género *Rhipsalis* en Colombia

- 1 Tallos teretes, entre 4 y 8 mm de diámetro.....*Rhipsalis baccifera*
- 1' Tallos aplanados, entre 8 y 20 mm de diámetro, con bordes crenados o rectos.....*Rhipsalis micrantha*



Los puntos rojos corresponden a los nuevos registros para Colombia, en los departamentos de Valle, Quindío y Risaralda. Los puntos verdes son los registros que existían para el país antes de este trabajo.

Figura 1. Mapa del noroccidente de Colombia con todos los registros de *R. micrantha* para el país.



Figura 2. Fotografías de *R. micrantha*. A. Planta y hábito de crecimiento; B. Tallos aplanados, flores y frutos. C. Flor en vista superior.

DISCUSIÓN

Las diferencias evidenciadas en la morfología del tallo de *R. micrantha* y *R. baccifera* están probablemente relacionadas a condiciones del hábitat y presiones ambientales, dentro de las que destacan, disponibilidad de agua, luz y nutrientes (Benzing, 1987). En el caso de los tallos aplanados y anchos de *R. micrantha*, pueden representar una adaptación para ambientes sombreados que permiten mayor superficie para la captación de luz, aunque también podría implicar una mayor capacidad para el almacenamiento de agua. Por otra parte los tallos cilíndricos de *R. baccifera* presentan una superficie menor, lo cual reduce la pérdida de agua por transpiración, dándole mayor capacidad de sobrevivir en ecosistemas secos (Calvente *et al.*, 2011). Lo anterior se encuentra relacionado con la distribución de las dos especies en Colombia, ya que el primero se encuentra entre 1100 y 1800 ms.n.m., en áreas con ecosistemas premontanos a montanos bajos, mientras el segundo es encontrado hasta los 1200 ms.n.m., en zonas bajas, las cuales corresponden principalmente a ecosistemas secos o muy secos en los que la luminosidad es mayor.

La dispersión de ambas especies depende exclusivamente de las aves, tal y como ocurre con todas las cactáceas epífitas (Schlumpberger *et al.*, 2006), identificándose los síndromes de endo y epi-ornitocoria (Barthlott, 1983). Los frutos, muy similares entre sí, producen una pulpa viscosa mezclada con las semillas, la cual se adhiere al pico o plumaje de la aves y es muy apetecida por las mismas; además las semillas presentan en la región del hilum-micropilo un apéndice pegajoso que permite seguir adherido al

pico o plumaje de las aves aun cuando la pulpa ha sido consumida o se ha desecado (Barthlott, 1983), de esta forma la semilla puede ser dispersada a distancias mayores.

Existen otros aspectos relacionados con *R. micrantha* y *R. baccifera* que no han sido estudiados o profundizados, tales como ecología, fenología, germinación y desarrollo, los cuales podrían mostrar con mayor claridad el papel que juegan en las zonas donde se encuentran y sus implicaciones en la conservación de otras especies y ecosistemas.

AGRADECIMIENTOS

Al profesor y curador del Herbario de la Universidad del Valle (CUVC) Philip Silverstone-Sopkin, por su ayuda en la revisión de los especímenes recolectados. Al director del Herbario de la Universidad Nacional de Colombia sede Palmira (VALLE), Luis Eduardo Forero, por permitir el acceso a los especímenes de la colección a su cargo, y a la bióloga Adriana Guerrero por su apoyo con el mapa de distribución.

REFERENCIAS

- ANDERSON, E.F., 2001.-*The Cactus Family*. Primera edición. Timber Press. Oregon.
- BARTHLOTT, W., 1983.-Biogeography and evolution in Neo- and Paleotropical Rhipsalinae (Cactaceae). *Sonderbd. naturwiss. Ver. Hamburg*, 7: 241-248.
- BARTHLOTT, W., 1974.-Der *Rhipsalis micrantha* (HBK) DC. Komplex in Ecuador und Perú. *Trop. Subtrop. Pflanzenwelt*, 10: 1-28.
- BARTHLOTT, W. & HUNT, D.R., 1993.-Cactaceae: 161-197 (en) KUBITZKI, K. (ed.) *The Families and Genera of Vascular Plants*, Vol. II. Springer, New York.
- BARTHLOTT, W. & TAYLOR, N.P., 1995.-Notes toward a monograph of Rhipsalideae (Cactaceae). *Bradleya*, 13: 43-79.
- BAUER, R., 2003.-A synopsis of the tribe Hylocereeae F. Buxb. *Cactaceae Syst. Initiat.*, 17: 3-63.
- BENZING, D. H., 1987.-Vascular epiphytism: taxonomic participation and taxonomic diversity. *Ann. Mo. Bot. Gard.*, 74: 183-204.
- BRITTON, N.L. & ROSE, J.N., 1923.-*The Cactaceae*. Carnegie Institution of Washington, Washington.
- CALERO, V.E., 2011.-*Melocactus curvispinus* subsp. *loboguerreroi* (Cárdenas) Fern. Alonzo & Xonn.: 139-149 (en) CVC – FUNAGUA (eds.) *Planes de manejo para la conservación de 22 especies focales de plantas en el departamento del Valle del Cauca*. Cali.
- CALVENTE, A., ZAPPI, D. C., FOREST, F. & LOHMANN, L. G., 2011.-Molecular phylogeny, evolution and biogeography of South American epiphytic cacti. *Int. J. Plant Sci.*, 172(7): 902-914.
- FERNÁNDEZ-ALONSO, J. L. & ESTUPIÑÁN, C., 2005.-*Echinopsis pachanoi* y *Opuntia quitensis*, dos cactáceas nuevas para la flora de Colombia. *Bol. Informativo Soc. Latinoamericana & Caribe Cact. & Suc.*, 2(3): 3-4.
- GIBSON, A. C. & NOBEL, P. S., 1986.-*The Cactus Primer*. Harvard University Press, Cambridge.
- HERBARIO / INSTITUTO DE CIENCIAS NATURALES (ICN), 2015.- Universidad Nacional de Colombia. Recuperado de <http://www.biovirtual.unal.edu.co/ICN/>
- IDÁRRAGA, A. & CALLEJAS, R., 2011.-Análisis florístico de la vegetación del Departamento de Antioquia: 225-922 (en) IDÁRRAGA, A., ORTIZ, R. DEL C., CALLEJAS, R. & MERELLO, M. (eds.) *Flora de Antioquia: catálogo de las plantas vasculares. Vol. II. Listado de las plantas vasculares del departamento de Antioquia*. Programa Expedición Antioquia-2103. Series Biodiversidad y Recursos Naturales. Universidad de Antioquia, Missouri Botanical Garden & Oficina de Planeación Departamental de la Gobernación de Antioquia. Editorial D'Vinni, Bogotá.
- OSTOLAZA-NANO, C. A., 2011.-*101 Cactus del Perú*. Ministerio del Ambiente. Lima.
- RIVERA-DÍAZ, O. & RANGEL-CH., J.O., 2012.-Diversidad de espermatófitos en la región Caribe colombiana: 199-317 (en) RANGEL-CH., J.O. (ed.) *Colombia Diversidad Biótica XII, la región Caribe de Colombia*. Universidad Nacional de Colombia-Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá D.C.
- RUIZ, A., CAVELIER, J., SANTOS, M. & SORIANO, P. J., 2002.-Cacti in the Dry Formations of Colombia: 324-341 (en) FLEMING, T.H. & VALIENTE-BANUET, A. (eds.) *Columnar Cacti and Their Mutualists. Evolution, Ecology and Conservation*. The University of Arizona Press, Tucson.
- SCHLUMBERGER, B.O., CLERY, L.A. & BARTHLOTT, W., 2006.-A unique cactus with scented and possibly bat-dispersed fruits: *Rhipsalis juengeri*. *Plant Biol.*, 8: 265-270.
- VARGAS, W., 2002.-*Riqueza florística de las montañas del Quindío y los Andes centrales*. Centro Editorial Universidad de Caldas, Manizales.
- _____, 2012.-Los bosques secos del Valle del Cauca, Colombia: una aproximación a su flora actual. *Biota Colombiana*, 13(2): 102-164.
- W3TROPICOS / MISSOURI BOTANICAL GARDEN, 2015.- Nomenclatural Data Base. Recuperado de <http://www.tropicos.org/>

CONSERVACIÓN Y BIODIVERSIDAD EN AGROECOSISTEMAS

CONSERVATION AND BIODIVERSITY
IN AGROECOSYSTEMS



MARIPOSAS DIURNAS (LEPIDOPTERA: PAPILIONOIDEA) ASOCIADAS A UNA PLANTACIÓN CITRÍCOLA DEL CAÑÓN DEL RÍO CAUCA, CALDAS - COLOMBIA*

Carlos E. Giraldo¹, Mario A. Marín², Sandra Uribe³

Resumen

El entorno natural es y ha sido modificado acorde a las necesidades humanas, ya sea para la urbanización o la expansión de las áreas de cultivo. El cambio en la cobertura de las áreas trae consigo un cambio en la diversidad asociada. Los insectos son uno de los grupos mejor estudiados en ecosistemas agrícolas, sin embargo dicho conocimiento se limita generalmente a las especies plaga y sus reguladores biológicos. Las mariposas han sido usadas como un grupo indicador ya que permiten evaluar el impacto de las prácticas de manejo y modificación del hábitat. Esto, motivó el estudio de la diversidad de mariposas diurnas asociadas a un agroecosistema citrícola en el cañón del río Cauca, Colombia. El muestreo arrojó un registro de 76 especies representadas mayoritariamente por la familia Nymphalidae. Este trabajo contribuye así al conocimiento de la lepidopterofauna colombiana y a incrementar los datos de distribución de mariposas diurnas en América.

Palabras clave: Nymphalidae, producción agrícola, biodiversidad.

* FR: 14-IV-2015 . FA: .26-X-2015

¹ Estudiante Doctorado en Biología. Grupo de Investigación en Sistemática Molecular, Universidad Nacional de Colombia. Medellín, Colombia. Autor para correspondencia. E-mail: cegiral0@gmail.com

² Departamento de Biología Animal, Instituto de Biología, Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP). Campinas, São Paulo, Brasil.

³ Profesora Asociada, coordinadora Grupo de Investigación en Sistemática Molecular, Universidad Nacional de Colombia. Medellín, Colombia.

CÓMO CITAR:

GIRALDO, C.E., MARÍN, M.A. & URIBE, S., 2015.- Mariposas diurnas (Lepidoptera: Papilionoidea) asociadas a una plantación citrícola del cañón del río Cauca, Caldas - Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 83-94. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.5



DIURNAL BUTTERFLIES (LEPIDOPTERA: PAPILIONOIDEA) ASSOCIATED TO A CITRIC PLANTATION OF THE CAUCA RIVER CANYON, CALDAS - COLOMBIA

Abstract

The natural environment is and has been modified according to human needs either by urbanization or for expansion of cultivation areas. Changes in areas coverage involve a transformation in their associated diversity. Insects are one the best studied groups in agricultural ecosystems but such knowledge is generally limited to pest species and their biological regulators. Butterflies have been used as an indicator group to assess the impact of management practices and habitat modification. This prompted the study of diurnal butterflies diversity associated with a citric agroecosystem in the canyon of the Cauca River, Colombia. The sampling yielded a record of 76 species represented mainly by the family Nymphalidae. This work contributes to the knowledge of the Colombian Lepidoptera and increases data distribution of diurnal butterflies in America.

Key words: Nymphalidae, agricultural production, biodiversity.

INTRODUCCIÓN

El entorno natural es y ha sido modificado acorde las necesidades humanas lo han requerido (VITOUSEK *et al.*, 1997; LAMBIN *et al.*, 2003). Muchos de los entornos y paisajes naturales han sido completamente modificados y muy pocos persisten en sus coberturas originales, desconociendo las relaciones complejas entre los organismos que allí pudiesen habitar. Un ejemplo claro de estas modificaciones son las grandes ciudades capitales del mundo donde la cobertura natural ha sido remplazada por vías y edificaciones que poco reflejan su pasado natural (CANADELL *et al.*, 2009). Otro tipo de modificación son las grandes extensiones agrícolas, que aun siendo una cobertura vegetal sus paisajes se ven dominados por una o más especies cultivadas, por ejemplo las grandes extensiones en cultivos de soya alrededor del mundo (CASSON, 2003). No obstante, el grado de modificación del paisaje en plantaciones agrícolas podría variar según las regiones y las especies que se cultivan. De esta forma, la biodiversidad persistente asociada a dichas plantaciones dependerá también de las especies cultivadas y del grado de modificación del entorno (SEABROOK *et al.*, 2006). Para algunos cultivos, como el café (*Coffea arabica* L.), existen numerosos estudios de inventarios de diversidad en diversos grupos taxonómicos (ej. PERFECTO & VANDERMEER, 1994; GALLINA *et al.*, 1996; GREENBERG *et al.*, 1997; PERFECTO *et al.*, 1997; PERFECTO *et al.*, 2003; PINEDA *et al.*, 2005), sin embargo, para otros cultivos los inventarios biológicos se limitan a sus especies de interés económico y especies invasivas.

Los inventarios biológicos son una prioridad a nivel mundial dadas las altas tasas de extinción actuales y a la rápida pérdida de hábitat natural causada por la expansión antrópica (FAO, 2009). Dichos inventarios son particularmente importantes en zonas con altas tasas de deforestación y cuyas condiciones geoclimáticas las hacen zonas naturalmente megadiversas. Colombia es sin duda uno de los países más biodiversos del mundo (CONSERVATION INTERNATIONAL FOUNDATION, 2007), sin embargo aun cuando su diversidad ha sido objeto de estudio desde tiempos de la Colonia, siguen existiendo muchas zonas inexploradas y los esfuerzos por conocer su biodiversidad continúan siendo mínimos. Colombia pierde en promedio 320 ha de bosque cada día (FAO, 2009), estas áreas deforestadas normalmente se convierten en áreas de monocultivo y muchas de ellas en pastizales para la ganadería (RAMANKUTTYB & FOLEY, 1999). Dadas las cifras preocupantes de pérdida de hábitat en Colombia, muchos investigadores de las ciencias biológicas realizan esfuerzos por inventariar su biodiversidad, principalmente en áreas con relictos de bosques naturales. A pesar de esto, es poco lo que se sabe de los efectos particulares que tiene el remplazo de áreas naturales por las distintas especies cultivadas, sobre el ensamble de especies y sus patrones de diversidad en agroecosistemas.

Los insectos son uno de los grupos mejor estudiados en ecosistemas agrícolas, sin embargo dichos estudios son motivados principalmente para entender los servicios que prestan dichas comunidades insectiles al agroecosistema, más que por evaluar los cambios posteriores a la modificación del hábitat (PERFECTO & VANDERMEER, 1994). Las mariposas, además de ser reconocidas como un grupo importante en la polinización de agroecosistemas y prestación de otros servicios ambientales (MUNYULI, 2011), han sido usadas como un grupo indicador de diversidad, ya que permiten evaluar el impacto de las prácticas de manejo y modificación del hábitat (BROWN, 1997). De esta manera, estudiar la diversidad de mariposas asociada a los diferentes sistemas agrícolas podría ayudar a establecer niveles de impacto posteriores a la modificación del hábitat.

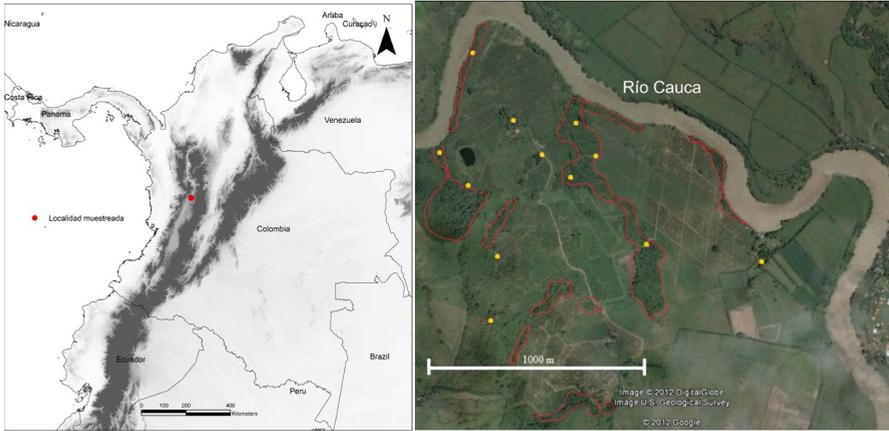
Por este motivo, este trabajo fue realizado con el fin de estudiar la diversidad de mariposas diurnas (Papilionoidea) asociadas a un agroecosistema cítrico del cañón del río Cauca en el departamento de Caldas, Colombia. De esta forma, se espera generar una línea base para la realización de otros estudios que involucren mariposas en plantaciones agrícolas. Asimismo este trabajo contribuye al conocimiento de la lepidoptero fauna de esta región del país.

MATERIALES Y MÉTODOS

El área de estudio se ubica en el cañón del río Cauca en el municipio de Anserma, Caldas - Colombia (Figura 1). Los muestreos fueron realizados en una plantación

citrícola comercial de naranja valencia (*Citrus sinensis* Osbeck.) de 320 ha a orillas del río Cauca; 850 msnm (5°10'31,58" N, 75°40'53,96" O), con un promedio de lluvias anual de 2300 mm, y una temperatura promedio de 32°C. El área de estudio se encuentra catalogada dentro de la zona de vida de Bosque húmedo tropical (HOLDRIDGE, 1967). La plantación citrícola es manejada con control químico y mecánico de arvenses y con regulación biológica para plagas defoliadoras y minadoras. Posee corrientes de agua que desembocan en el río Cauca, protegidas por cercas vivas de guadua (*Bambusa guadua* Bonpl.) y vegetación nativa, y una reforestación adyacente de nogal cafetero (*Cordia alliodora* Ruiz & Pav.) de 9 años de edad. La mayor parte de la plantación está conformada por árboles de naranja de 15 años de edad en plena producción. El uso de suelos, previo al establecimiento del cultivo, estuvo dominado por pastizales para la ganadería y cultivos comerciales de soya (*Glycine max* L.) y cacao (*Theobroma cacao* L.). Actualmente es una de las plantaciones citrícolas más grandes del departamento de Caldas.

La recolecta fue realizada mediante el uso de dos redes entomológicas, siguiendo el método de búsqueda dirigida (VILLAREAL *et al.*, 2006). Fue auspiciada por el permiso de colecta número 4120-E1-72155 del 3 de julio de 2010, del Ministerio de Medio Ambiente. Los adultos de las mariposas capturadas fueron sacrificados con presión digital en el tórax. La recolección se realizó entre las 9:00 y 18:00 con un esfuerzo de muestreo de dos personas durante el mes de junio, de los años 2007, 2010 y 2011, para un esfuerzo aproximado de muestreo de 100 horas de colecta, en seis días de recolecta. Los muestreos fueron dirigidos principalmente a los bordes de la plantación (25 m) y a los hábitats circundantes, fuentes de agua, plantaciones de guadua y relictos de bosque riveroño, en 12 parcelas de aproximadamente 2500 m². Las mariposas recolectadas fueron depositadas en sobres de papel milano; cada sobre fue rotulado con los datos de localidad, lote, fecha de captura y recolector. Los ejemplares montados e identificados fueron fotografiados y posteriormente se depositaron en el Museo Entomológico Francisco Luis Gallego (MEFLG). La identificación taxonómica se realizó mediante comparación con las colecciones locales de referencia del Museo Entomológico Francisco Luis Gallego de la Universidad Nacional de Colombia, guías ilustradas de mariposas diurnas de Colombia, Centro y Suramérica y finalmente con la comparación con las fotografías de los holotipos de mariposas diurnas de América (WARREN *et al.*, 2012).



Sitos de colecta en amarillo. Áreas protegidas en rojo.

Figura 1. Localización y área de estudio.

RESULTADOS

Fueron registradas un total de 76 especies representadas en 231 especímenes (Tabla 1). Nymphalidae fue la familia mejor representada con un total de 57 especies con el (76%) del total de las especies encontradas, seguida de Pieridae con ocho especies y el (10,5%). Las familias Riodinidae (1 sp.), Lycaenidae (4 spp.), Papilionidae (3 spp.) y Hesperidae (4 spp.) presentaron una riqueza inferior al 10% (Tabla 2). Las abundancias siguieron patrones similares a los patrones de riqueza encontrados (Figura 2).

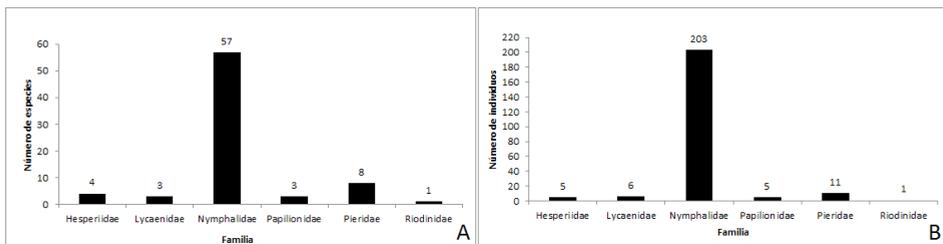


Figura 2. A. Riqueza de especies por familias. B. Abundancia de especies por familia.

Tabla 1. Mariposas asociadas a una plantación cítrica en el cañón del río Cauca, Caldas - Colombia.

Papilionidae (n = 3)			
Papilioninae			
Triodini			
<i>Parides</i>	<i>eurimedes</i>		(Rothschild & Jordan, 1906)
Papilionini			
<i>Heraclides</i>	<i>androgeus</i>		(Cramer, 1775)
<i>Heraclides</i>	<i>thoas</i>		(Linnaeus, 1771)
Pieridae (n = 8)			
Coliadinae			
<i>Phoebis</i>	<i>sennae</i>		(Linnaeus, 1758)
<i>Eurema</i>	<i>agave</i>		(Cramer, 1775)
<i>Eurema</i>	<i>arbela</i>		(Kollar, 1850)
<i>Pyrisitia</i>	<i>proterpia</i>		(Fabricius 1775)
<i>Eurema</i>	<i>daira</i>		(C. Felder & R. Felder, 1861)
Dismorphiinae			
<i>Dismorphia</i>	<i>theucharila</i>		Röber, 1924
<i>Enantia</i>	<i>lina</i>	<i>agatha</i>	Lamas, Llorente & Constantino, 2004
Pierinae			
<i>Ascia</i>	<i>monuste</i>		(Linnaeus, 1764)
Nymphalidae (n = 57)			
Libytheinae			
<i>Libytheana</i>	<i>carinenta</i>	<i>carinenta</i>	(Cramer, 1777)
Danainae			
Danaini			
<i>Danaus</i>	<i>plexippus</i>		(Linnaeus, 1758)
Ithomiini			
<i>Tithorea</i>	<i>harmonia</i>	<i>furina</i>	Godman & Salvin, 1898
<i>Scada</i>	<i>zibia</i>	<i>zibia</i>	(Hewitson, 1856)
<i>Mechanitis</i>	<i>polymnia</i>	<i>caucaensis</i>	Haensch, 1909
<i>Mechanitis</i>	<i>menapis</i>	<i>occasiva</i>	R. Fox, 1967
<i>Mechanitis</i>	<i>lysinnia</i>	<i>utemaia</i>	T. Reakirt, 1866
<i>Napeogenes</i>	<i>stella</i>	<i>stella</i>	(Hewitson, [1855])
<i>Ithomia</i>	<i>agnosia</i>	<i>napho</i>	Herrich-Schäffer, 1865
<i>Ithomia</i>	<i>iphianassa</i>	<i>alienassa</i>	Haensch, 1905
<i>Hyposcada</i>	<i>virginiana</i>	<i>adelphina</i>	(H. Bates, 1866)
<i>Ceratinia</i>	<i>tutia</i>	<i>tosca</i>	(Schaus, 1902)
<i>Ceratinia</i>	<i>iolaia</i>	<i>rebni</i>	R.M. Fox, 1941
<i>Dircenna</i>	<i>dero</i>	<i>euchytma</i>	(C. Felder & R. Felder, 1865)

<i>Pteronymia</i>	<i>aletta</i>		(Hewitson, [1855])
<i>Hypolelia</i>	<i>ocalea</i>	<i>ocalea</i>	(Doubleday, 1847)
<i>Heterosais</i>	<i>giulia</i>	<i>giulia</i>	(Hewitson, [1855])
<i>Pseudoscada</i>	<i>timna</i>	<i>saturata</i>	(Hewitson, [1855])
Heliconiinae			
Acraeini			
<i>Actinote</i>	<i>anteas</i>		(Doubleday, [1847])
<i>Actinote</i>	<i>pellenea</i>	<i>equatoria</i>	(H.W. Bates, 1864)
Heliconiini			
<i>Agraulis</i>	<i>vanillae</i>	<i>vanillae</i>	(Linnaeus, 1758)
<i>Dryadula</i>	<i>phaetusa</i>		(Linnaeus, 1758)
<i>Dryas</i>	<i>iulia</i>		(Fabricius 1775)
<i>Eueides</i>	<i>isabella</i>		Stichel, 1903
<i>Heliconius</i>	<i>erato</i>	<i>chestertonii</i>	Hewitson, 1872
<i>Heliconius</i>	<i>ethilla</i>	<i>semiflavidus</i>	Weymer, 1894
<i>Heliconius</i>	<i>hecale</i>	<i>melicerta</i>	Bates, 1866
Limnithidinae			
Limnithidini			
<i>Adelpha</i>	<i>serpa</i>	<i>celerio</i>	(H. Bates, 1964)
<i>Adelpha</i>	<i>cytherea</i>	<i>daguana</i>	Fruhstorfer, 1913
Apaturinae			
<i>Doxocopa</i>	<i>pavon</i>		(Latreille, [1809])
Biblidinae			
Biblidini			
<i>Pyrrhogyra</i>	<i>edocla</i>	<i>edocla</i>	Doubleday, [1848]
<i>Hamadryas</i>	<i>februa</i>	<i>ferentina</i>	(Godart, [1824])
<i>Hamadryas</i>	<i>amphinome</i>	<i>fumosa</i>	(Fruhstorfer, 1915)
<i>Hamadryas</i>	<i>laodamia</i>		(Cramer, 1777)
<i>Nica</i>	<i>flavilla</i>	<i>flavilla</i>	(Godart, [1824])
Cyrestinae			
Cyrestini			
<i>Marpesia</i>	<i>berania</i>		(Hewitson, 1852)
Nymphalinae			
Nymphalini			
<i>Smyrna</i>	<i>blomfildia</i>	<i>blomfildia</i>	(Fabricius, 1781)
Victorinini			
<i>Anartia</i>	<i>amathea</i>	<i>amathea</i>	(Linnaeus, 1758)
<i>Anartia</i>	<i>jatrophae</i>		(Linnaeus, 1763)
Junoniini			
<i>Junonia</i>	<i>evarete</i>	<i>evarete</i>	(Cramer, 1779)
Melitacini			
<i>Chlosyne</i>	<i>lacinia</i>		(Geyer, 1837)
<i>Eresia</i>	<i>polina</i>		Hewitson, 1852

Charaxinae			
Anacini			
<i>Cymatogramma</i>	<i>xenocles</i>		(Westwood, 1850)
<i>Consul</i>	<i>fabius</i>	<i>bogotanus</i>	(Butler, 1874)
Satyrinae			
Brassolini			
<i>Opsiphanes</i>	<i>cassina</i>	<i>chiriquensis</i>	Stichel, 1902
Satyrini			
<i>Manataria</i>	<i>maculata</i>	<i>maculata</i>	(Hopffer, 1874)
<i>Amphidecta</i>	<i>pignerator</i>	<i>pignerator</i>	Butler, 1867
<i>Cissia</i>	<i>themis</i>		(Butler, 1867)
<i>Cissia</i>	<i>pompilia</i>		(C. Felder & R. Felder, 1867)
<i>Cissia</i>	<i>pseudoconfusa</i>		Singer, De Vries & Ehrlich, 1983
<i>Hermeuptychia</i>	<i>maimoune</i>		(Butler, 1870)
<i>Hermeuptychia</i>	<i>hermes</i>		(Fabricius, 1775)
<i>Hermeuptychia</i>	sp.		
<i>Magneuptychia</i>	<i>libye</i>		(Linnaeus, 1767)
<i>Magneuptychia</i>	<i>alcinoe</i>		(C. Felder & R. Felder, 1867)
<i>Pareuptychia</i>	<i>ocirrhoe</i>		(Fabricius, 1776)
<i>Pseudodebis</i>	<i>celia</i>		(Cramer, 1779)
<hr/>			
Riodinidae	(n = 1)		
Riodininae			
Riodinini			
<i>Lasaia</i>	sp.		
<hr/>			
Lycaenidae	(n = 4)		
Polyommatainae			
<i>Cupido</i>	<i>comyntas</i>		(Godart, [1824])
Theclinae			
<i>Eumaeini</i>			
<i>Arawacus</i>	<i>lincoides</i>		(Draudt, 1917)
<i>Calycopis</i>	<i>isobeon</i>		(A. Butler & H. Druce, 1872)
No identificada			
<hr/>			
Hesperiidae	(n = 4)		
Pyrginae			
<i>Chiodes</i>	<i>catillus</i>		(Cramer, 1779)
<i>Cogia</i>	sp.		
<i>Achlyodes</i>	<i>busirus</i>		Ehrmann, 1909
Hesperiinae			
<i>Vettius</i>	<i>aurelius</i>		(Plötz, 1882)

Tabla 2. Resumen de riqueza y abundancia de especies.

Familia	Riqueza	Abundancia	% de la riqueza	% de la abundancia
Hesperiidae	4	5	5,26%	2,16%
Lycanidae	3	6	3,95%	2,60%
Nymphalidae	57	203	75,00%	87,88%
Papilionidae	3	5	3,95%	2,16%
Pieridae	8	11	10,53%	4,76%
Riodinidae	1	1	1,32%	0,43%
Total	76	231	100,00%	100,00%

DISCUSIÓN

La riqueza y la abundancia de especies por familia muestran una gran dominancia de la familia Nymphalidae en el muestreo. Un estudio similar en un cultivo de *Anacardium* en el trópico mostró predominio de esta misma familia (ATLURI *et al.*, 2001) al igual que otros trabajos en la región de estudio (RÍOS-MÁLAVÉ, 2007). Observaciones realizadas en campo permitieron identificar algunos visitantes florales del cultivo de las familias Hesperidae, Nymphalidae y Riodinidae (Figura 3), sin embargo, para identificar las especies o grupos de especies de mariposas como visitantes florales del cultivo de naranja en esa región, se requeriría un trabajo específico y sistemático de observación e identificación.



Fotografía: Juan David Suaza.

Figura 3. *Heterosais giulia* (Hewitson, [1855]) (Nymphalidae: Ithomiini), visitante floral de *Citrus sinensis* en la plantación muestreada.

Los datos del presente estudio sugieren que el esfuerzo de muestreo es aún insuficiente para alcanzar la riqueza estimada según la curva de acumulación de especies (Figura 4), capturando solo el 57,25% de las especies estimadas (131 especies) según la media del estimador no paramétrico Chao 1. Dada la alta representatividad de especies de interior de bosque, en este estudio se usaron las especies de la tribu Ithomiini (Nymphalidae), grupo asociado principalmente a interior de bosques, como grupo predictor de la riqueza de especies. Asumiendo que la diversidad de este grupo es un 4,6% de la riqueza total de un sitio en bosques de tierras bajas (BECCALONI & GASTON, 1995), las 16 especies de Ithomiini recolectadas predecirían un total de 348 especies en el área de estudio. Este valor comparado con el estimador Chao 1 muestra una diferencia de 217 especies, no obstante este valor podría estar sobrestimando del valor real de riqueza del cultivo, dado que los Ithomiini (grupo predictor) muestran asociación directa a las fuentes de agua y bosques riparios y riverenos (PINHEIRO *et al.*, 2008). La plantación estudiada presenta abundantes fuentes de agua que son protegidas tanto por especies plantadas como la guadua como por relictos de bosque rivereno (ver Figura 1), esto podría generar un sesgo en el número de especies de Ithomiini que podrían persistir en pequeños fragmentos después de la modificación del hábitat, comparado con otras especies de interior de bosque que no puedan permanecer en dichos fragmentos y con las especies de áreas abiertas. Por otro lado, es de anotar también que la arquitectura arbórea del cultivo, con una edad superior a 10 años y un dosel superior a los 3,5 m de altura, puede generar una matriz que funciona como hábitat amortiguador entre las áreas boscosas y las áreas abiertas a diferencia de otros cultivos como granos y cereales.

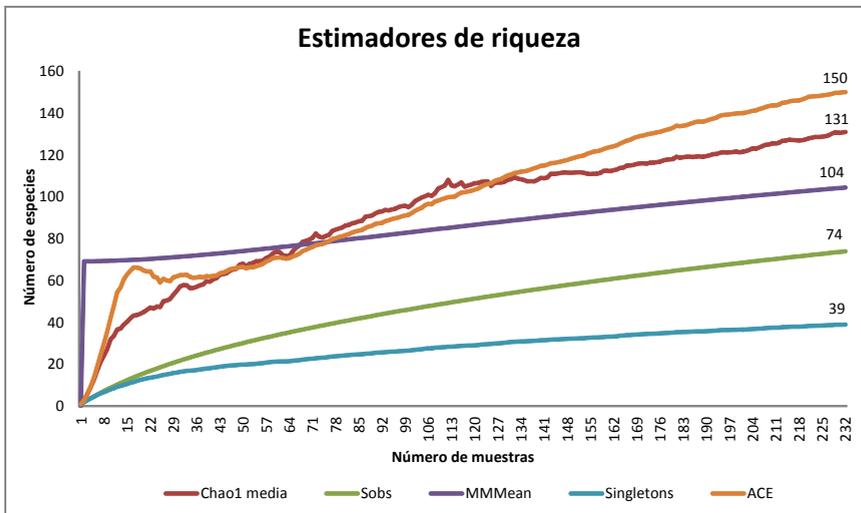


Figura 4. Estimadores de riqueza de especies para el área estudiada.

Probablemente el uso de los Ithominos como grupo predictor de la riqueza, podría acercarse mejor a la predicción de la riqueza regional más que a la riqueza de especies que puede encontrarse en la plantación.

Es claro que un incremento en el esfuerzo de muestreo en la plantación aumentaría sin duda el número de especies registrado. Por ejemplo, un muestreo realizado en otros meses del año en uno de los dos picos de florescencia del cultivo podría permitir el registro de más especies y además identificar las especies de mariposas que son visitantes florales del cultivo. No obstante, es de anotar que aun cuando el esfuerzo de muestreo parece ser insuficiente, un listado de 76 especies, que incluye un amplio porcentaje de especies consideradas típicas de interior de bosque, es una cifra sorprendente para un cultivo comercial, rodeado principalmente por pastizales para el ganado y plantado en un área cuya vegetación natural fue removida casi por completo hace más de tres décadas. Finalmente, es de resaltar la presencia de *Ceratinia iolaia* (Hewitson, [1856]), especie endémica para Colombia, en relictos boscosos de una plantación agrícola.

En otras regiones tropicales del mundo se han realizado estudios que involucran la riqueza de especies de mariposas en sistemas agrícolas. Por ejemplo, un estudio realizado en una plantación de 10 ha de *Anacardium* en la India, registró 29 especies (en 555 individuos) incluyendo todas las familias de mariposas (ATLURI *et al.*, 2011). Otro estudio desarrollado en plantaciones de palma de aceite (*Elaeis guineensis*, Jacq) en Malasia (realizado a nivel de paisaje, 38.489 ha), reportó un total de 30 especies (en 264 individuos) de mariposas diurnas típicas de “bosque primario”, excluyendo especies de las familias Hesperidae y Lycaenidae (PIN, 2008). Finalmente, un estudio a nivel regional (mayor a 500.000 ha) realizado en agroecosistemas asociados de café y banano en Uganda, reportó un total de 331 especies, con 57.419 individuos colectados (MUNYULI, 2011). Esto evidencia que existe una variación tanto a nivel de la escala, el muestreo y los tipos de ecosistemas estudiados en diferentes regiones de trópico y, a su vez, que los estudios de la diversidad asociados a sistemas de producción agrícola son un tema actual de interés a nivel mundial. Lamentablemente para Colombia, según la búsqueda que el presente estudio permitió, no hay disponibles trabajos de diversidad de mariposas en sistemas agrícolas distintos al cultivo de café.

Con este trabajo se espera dar una pauta inicial para estudios futuros de diversidad de mariposas en ambientes agrícolas en Colombia. El conocimiento inicial de la biodiversidad asociada a los cultivos permitiría, posteriormente, establecer relaciones precisas de los servicios ambientales que prestan los grupos estudiados al cultivo e incluso evaluar los cambios en la riqueza de especies posterior al cambio de la cobertura vegetal. Este trabajo contribuye también al conocimiento de la lepidopterofauna del departamento y el país.

AGRADECIMIENTOS

A los propietarios y empleados de la Hacienda Canoas por su ayuda constante en la realización de este trabajo y su hospitalidad. Al Ingeniero Agrónomo Juan Fernando González por proporcionar datos históricos y climáticos de la plantación. A Nancy Aidé Cardona por su ayuda en el trabajo de campo, y finalmente a la Fundación BBVA (MARIPOSA Project: BIOCON08_021) por la financiación.

REFERENCIAS

- ATLURI, J.B., CHINNA, K., SANDHYA, D. & BHUPATHIRAYALU, M., 2011.- Butterfly species richness and seasonality in the *Anacardium* plantation. *The Bioscan*, 6 (2): 249-254.
- BECCALONI, G. & GASTON, K.J., 1995.- Predicting the species richness of neotropical forest butterflies: Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae) as indicators. *Biological Conservation*, 71 (1): 77-86.
- BROWN, J.K.S., 1997.- Diversity, disturbance, and sustainable use of Neotropical forests: insects as indicators for conservation monitoring. *J. Insect Conserv.*, 1: 25-42.
- CANADELL, J.G., CIAIS, P., DHAKAL, S., LE QUÉRÉ, C., PATWARDHAN, A. & RAUPACH, M.R., 2009.- *The Global Carbon Cycle* – 2. UNESCO-SCOPE-UNEP, Paris.
- CASSON, A., 2003.- *Oil Palm, Soybeans & Critical Habitat Loss*. WWF Forest Conversion Initiative, Switzerland.
- CONSERVATION INTERNATIONAL FOUNDATION, 2007.- *Biodiversity Hotspots*. Recuperado de <http://www.biodiversityhotspots.org/xp/hotspots/Pages/default.aspx> (última visita 23 enero de 2012).
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación), 2009.- *Situación de los bosques del mundo*. Subdivisión de Políticas y Apoyo en Materia de Publicación Electrónica, División de Comunicación. FAO, Roma - Italia.
- GALLINA, S., MANDUJANO, S. & GONZÁLEZ-ROMERO, A., 1996.- Conservation of mammalian biodiversity in coffee plantations of Central Veracruz, Mexico. *Agroforestry Systems*, 33 (1): 13-27.
- GREENBERG, R., BICHIER, P. & STERLING, J., 1997.- Bird Populations in rustic and planted shade coffee plantations of Eastern Chiapas, Mexico. *Biotrópica*, 29 (4): 501-514.
- HOLDRIDGE, L.R., 1967.- *Life Zone Ecology*. Tropical Science Center, San José.
- LAMBIN, E.F., GEIST, H.J. & LEPPERS, E., 2003.- Dynamics of land-use and land-cover change in tropical regions. *Ann. Rev. Environ. Resour.*, 28: 205-241.
- MUNYULI, T., 2011.- Assessment of indicator species of butterfly assemblages in coffee-banana farming system in central Uganda. *Afr. J. Ecol.*, 50: 77-89.
- PERFECTO, I., MAS, A., DIETSCH, T. & VANDERMEER, J., 2003.- Conservation of biodiversity in coffee agroecosystems: a tri-taxa comparison in southern Mexico. *Biodiversity and Conservation*, 12: 1239-1252.
- PERFECTO, I. & VANDERMEER, J., 1994.- Understanding biodiversity loss in agroecosystems: Reduction of ant diversity resulting from transformation of the coffee ecosystem in Costa Rica. *Trends in Agricultural Sciences*, 2: 7-13.
- PERFECTO, I., VANDERMEER, J., HANSON, P. & CARTIÁN, V., 1997.- Arthropod biodiversity loss and the transformation of a tropical agro-ecosystem. *Biodiversity and Conservation*, 6: 935-945.
- PIN, L., 2008.- Can oil palm plantations be made more hospitable for forest butterflies and birds? *Journal of Applied Ecology*, 45: 1002-1009.
- PINEDA, E., MORENO, C., ESCOBAR, F. & HALFFTER, G., 2005.- Frog, Bat, and Dung Beetle Diversity in the Cloud Forest and Coffee Agroecosystems of Veracruz, Mexico. *Conservation Biology*, 19 (2): 400-410.
- PINHEIRO, C.E., MEDRI, Í.M. & SALCEDO, A.K., 2008.- Why do the ithomiines (Lepidoptera, Nymphalidae) aggregate? Notes on a butterfly pocket in central Brasil. *Rev. Bras. Entomol.*, 52 (4): 610-614.
- RAMANKUTTY, N. & FOLEY, J.A., 1999.- Estimating historical changes in global land cover: croplands from 1700 to 1992. *Glob. Biogeochem. Cycles*, 13 (4): 997-1027.
- RÍOS-MÁLAVAR, C., 2007.- Riqueza de especies de mariposas (Hesperioidea & Papilionoidea) de la quebrada "El Águila" Cordillera Central (Manizales, Colombia). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 11: 272-291.
- SEABROOK, L., MCALPINE, C. & FENSHAMB, R., 2006.- Cattle, crops and clearing: Regional drivers of landscape change in the Brigalow Belt, Queensland, Australia, 1840-2004. *Landscape and Urban Planning*, 28: 373-385.
- VITOUSEK, R.M., MOONEY, H.A., LUBCHENCO, J. & MELILLO, J.M., 1997.- Human domination of Earth's ecosystems. *Science*, 277 (5325): 494-499.
- WARREN, A.D., DAVIS, K.J., STANGELAND, E.M., PELHAM, J.P. & GRISHIN, N.V., 2012.- Illustrated Lists of American Butterflies. Recuperado de <http://www.butterfliesofamerica.com> (última visita septiembre de 2012).

SUSCEPTIBILIDAD DE *Diatraea saccharalis* (F) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) A DIFERENTES HONGOS ENTOMOPATÓGENOS EN CAÑA PANELERA*

Luisa Fernanda Cardona¹, Alberto Soto Giraldo²

Resumen

Se evaluó la capacidad entomopatogena de los hongos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces lilacinus* sobre larvas de *Diatraea saccharalis* en caña panelera. Se evaluaron los hongos de manera individual y la mezcla de *B. bassiana* con *M. anisopliae* y *P. lilacinus*, comparada con el producto químico Spinetoram (Exalt)[®]. El hongo *B. bassiana* controló eficientemente la plaga, convirtiéndose en una opción viable para la regulación de las poblaciones de este insecto plaga.

Palabras clave: control microbiológico, manejo integrado de plagas, patogenicidad, *Saccharum officinarum*.

SUSCEPTIBILITY OF *Diatraea saccharalis* (F) (LEPIDOPTERA: CRAMBIDAE) TO DIFFERENT ENTOMOPATHOGENIC FUNGI IN SUGARCANE

Abstract

The entomopathogenic capacity of *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* and *Paecilomyces lilacinus* fungi was evaluated on larvae of *Diatraea saccharalis* in sugarcane. These fungi were evaluated individually and a mixture containing *B. bassiana*, *M. anisopliae* and *P. lilacinus* was compared with the chemical compound Spinetoram (Exalt)[®]. It was found that the *B. bassiana* fungus efficiently controlled the plague, becoming a viable option in order to regulate the populations of this insect pest.

Key words: microbiological control, integrated pest management, pathogenicity, *Saccharum officinarum*.

* FR: 15-VIII-2015- FA: 25-XI-2015

¹ Ingeniera Agrónoma. Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: luisafdac3@hotmail.com

² Ph.D. Departamento de Producción Agropecuaria, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: alberto.soto@ucaldas.edu.co

CÓMO CITAR:

CARDONA, L.F. & SOTO, A., 2015.- Susceptibilidad de *Diatraea saccharalis* (F) (Lepidoptera: Crambidae) a diferentes hongos entomopatógenos en caña panelera. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 95-103.

INTRODUCCIÓN

La producción de panela es una de las principales actividades agrícolas de la economía nacional colombiana, entre otras razones por su participación significativa en el producto interno bruto, por la superficie dedicada al cultivo de la caña y por la generación de empleo rural. En nuestro país el área sembrada con caña es de 474.559 ha, de las cuales se destinan 218.000 ha para la producción de azúcar y 266.559 ha para la producción de panela (OSORIO, 2007; TARAZONA, 2011).

Diatraea saccharalis es considerada la plaga más importante del cultivo de caña panelera, ocasionando disminución del rendimiento y de la calidad del jugo, lo cual se traduce en pérdidas económicas (GALLO *et al.*, 2002; VARGAS *et al.*, 2013), de ahí la necesidad de buscar alternativas para su control. Este insecto causa daños directos e indirectos, ya que perfora el tallo produciendo galerías que son puerta de entrada a hongos y bacterias fitopatógenas (PINTO *et al.*, 2006).

El uso de hongos entomopatógenos para el control de plagas en cultivos de importancia económica es una alternativa viable para el control de este insecto, no obstante, se tiene poca información especialmente en lo que respecta al control de *Diatraea* en caña panelera, adicionalmente, para el uso de este tipo de microorganismos se requiere un mayor entendimiento de su genética, aspectos fisiológicos, enzimas, metabolitos intra y extracelulares, etc., que permitirá su manipulación para la obtención de cepas ambientalmente seguras, caracterización de ceparios y producción de biopreparados (RIVERA *et al.*, 1997).

Las enfermedades fúngicas en insectos son comunes y en ocasiones lo suficientemente severas para causar epizootias que llegan a eliminar casi por completo una población en un hábitat determinado (HERRERA & ULLOA, 1990). Los hongos entomopatógenos poseen ciertas ventajas sobre otros agentes de control microbiano (bacterias, protozoarios y virus), debido a que son capaces de atacar todas las fases de desarrollo de los insectos, además pueden infectar a aquellos que normalmente no son susceptibles a la infección por bacterias y virus (FERRON, 1978).

Los hongos entomopatógenos tienen un gran potencial como agentes controladores, constituyendo un grupo con más de 750 especies, diseminados en el medio ambiente y provocando infecciones fúngicas a poblaciones de artrópodos (SAMSON *et al.*, 1988; HAJEK, 1997; ASAFF *et al.*, 2002). Los géneros de mayor importancia son *Metarhizium*, *Beauveria* y *Paecilomyces* (FAO, 2003), ya que atacan un alto rango de insectos plaga (OSBORNE & LANDA, 1992; ZIMMERMANN, 1992; SMITH, 1993; GÓNGORA, 2008). La infección inicia con la adhesión de las esporas sobre el integumento; estas germinan y penetran mediante un proceso físico y químico que involucra la producción de enzimas, posteriormente, el hongo invade la cavidad

hemocélica del insecto y ocasiona su muerte, debido a deficiencias nutricionales, destrucción de los tejidos y por la liberación de toxinas (TANADA & KAYA, 1993; MEYLING & EILENBERG, 2007).

El objetivo del presente trabajo fue evaluar la efectividad de hongos entomopatógenos en el manejo de poblaciones de *D. saccharalis* en caña panelera.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en el Laboratorio de Entomología del Departamento de Producción Agropecuaria, de la Universidad de Caldas, Manizales, a 2150 msnm, temperatura promedio de 16°C y humedad relativa de 82%. Se evaluaron los productos a base de *B. bassiana* (Bovetropico)[®], *M. anisopliae* (Metatropico)[®] y *P. lilacinus* (Paecilotropico)[®] de manera individual y en mezcla, y el producto químico Spinetoram (Exalt)[®], sobre larvas de primer instar de *D. saccharalis*. Se emplearon dosis comerciales de los productos (dosis inundativa y dosis rutinaria) (Tabla 1).

Tabla 1. Productos y dosis aplicados sobre *D. saccharalis* en caña panelera.

Tratamiento	Dosis rutinaria	Dosis inundativa
<i>B. bassiana</i> (Bovetropico) [®] (1x10 ⁹ Esporas/gramo)	2 g/L	4 g/L
<i>M. anisopliae</i> (Metatropico) [®] (1x10 ⁹ Esporas/gramo)	2 g/L	4 g/L
<i>P. lilacinus</i> (Paecilotropico) [®] (1x10 ⁹ Esporas/gramo)	2 g/L	4 g/L
<i>M. anisopliae</i> + <i>B. bassiana</i> + <i>P. lilacinus</i>	2 g/L	---
Producto químico Spinetoram (Exalt) [®]	0,5 cc/L	---
Testigo absoluto (agua estéril)	---	---

Cada unidad experimental estuvo conformada por una caja Petri de 9 cm de diámetro y 10 larvas de primer instar de *D. saccharalis*, con papel filtro humedecido en el fondo, utilizando agua destilada y dieta suministrada por el laboratorio Bioagro para alimentación de las larvas. Se preparó la solución de los hongos en sus respectivas dosis y se sumergieron las larvas por un lapso de 1 min, después se colocaron las larvas en las cajas Petri y se ubicaron en incubadora a 25°C. Se registró el número de larvas muertas realizando evaluaciones cada cuatro días y durante 30 días después de la aplicación, y se halló el porcentaje de mortalidad, mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Mortalidad} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ de larvas muertas} \times 100}{\text{N}^{\circ} \text{ total de larvas}}$$

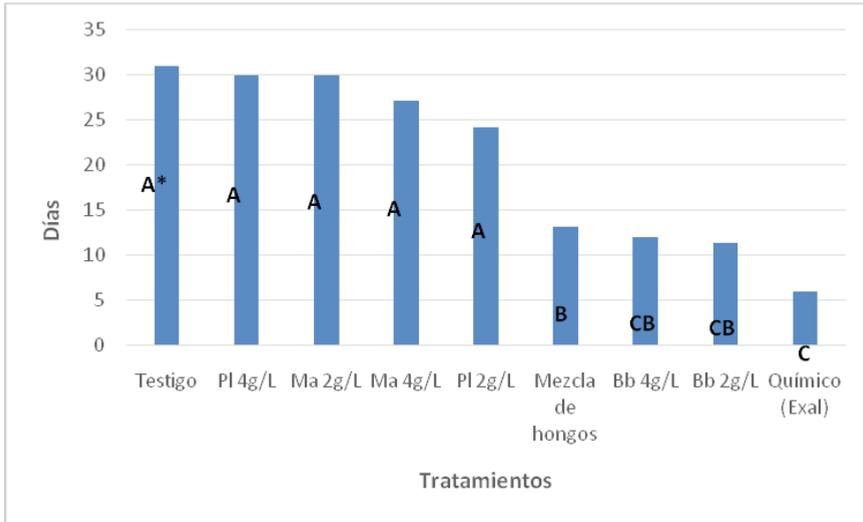
Igualmente, se registró el tiempo en que se empezaron a morir las larvas de *Diatraea* en cada uno de los tratamientos.

Con el fin de corroborar que la mortalidad observada era causada por el tratamiento en evaluación, cada larva muerta se llevó a cámara húmeda, que consistió en un frasco de 4 cm de altura por 2 cm de base, con un papel toalla en el fondo humedecido con agua destilada estéril y tapado con algodón, para promover la esporulación. Siguiendo la metodología de CASTAÑO-ZAPATA & SALAZAR (1998) se extrajo micelio de la larva con una aguja de disección y se colocó en una lámina portaobjetos con dos gotas de lactofenol al 0,05% (20 g de fenol cristalino + 20 cm³ de ácido láctico + 20 cm³ de glicerina + 20 cm³ de agua destilada y azul de algodón al 5% en agua), la muestra se cubrió con un cubreobjetos y se procedió a observarla al microscopio compuesto de luz marca LW Scientific Revelation III, con el objetivo 40X, para observar la estructuras propias de los hongos. La variable de respuesta se definió como el porcentaje de larvas muertas.

Se utilizó el diseño completamente al azar con 10 repeticiones por tratamiento. Para determinar diferencias entre tratamientos se realizó la prueba de Tukey al 5%.

Inicio de mortalidad de larvas de *D. saccharalis*

Al evaluar el efecto de los hongos entomopatógenos y del producto químico sobre larvas de *D. saccharalis*, se observó que el hongo *B. bassiana* en las dosis de 2 y 4 g/L, y el producto químico Spinetoram (Exalt)[®], no presentaron diferencia estadística en cuanto a los días en que las larvas de *Diatraea* se empezaron a morir (Figura 1). Con la aplicación del producto químico, las larvas se empezaron a morir a los 6 días después de la aplicación, y con la aplicación de *B. bassiana* en dosis de 2 y 4 g/L, las larvas se empezaron a morir a los 12 y 11 días, respectivamente (Figura 1). Se debe considerar que la velocidad de infección involucra la penetración de los hongos en su hospedante, la cual depende de la duración de la germinación, la agresividad del agente natural, la susceptibilidad del hospedante y el tipo de spora (SAMSON *et al.*, 1988), la cual a su vez puede ser alterada por la presencia de fenoles, quinonas y lípidos (SMITH & GRULA, 1981), así como por las condiciones de humedad ambiental, temperatura, luz y compuestos nutricionales (TANADA & KAYA, 1993). Una vez las estructuras del hongo se encuentren en el interior del insecto, la infección dependerá del potencial genético del hongo para crecer y de los mecanismos de defensa del insecto (GÓNGORA, 2008).



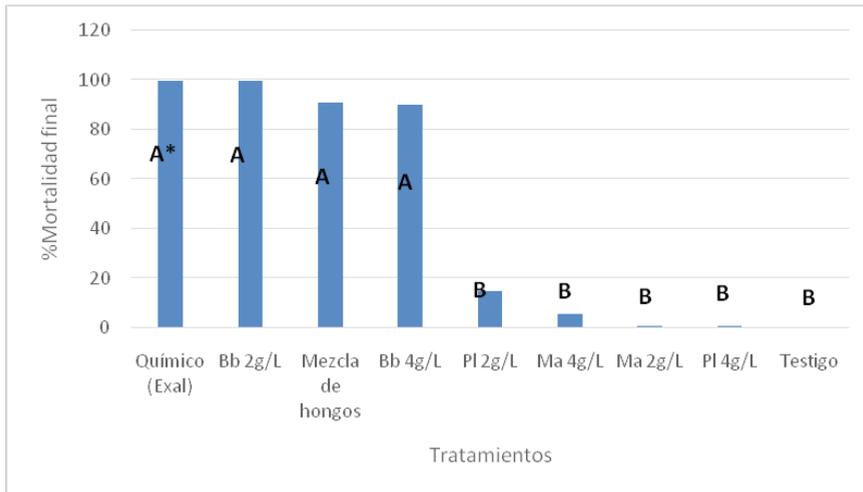
* Letras diferentes denotan diferencia estadística entre tratamientos según la prueba de Tukey al 5%.

Figura 1. Inicio de la mortalidad (días) de larvas de *D. saccharalis* para los diferentes tratamientos.

Los tratamientos *P. lilacinum* y *M. anisopliae* se comportaron estadísticamente igual, a los 27,8 días se empezaron a morir las larvas (Figura 1). En el testigo no se presentó muerte de las larvas, y se observó que estas continuaron su ciclo de vida hasta llegar al estado de pupa (Figura 1).

Mortalidad de larvas de *D. saccharalis*

En cuanto a la evaluación de la mortalidad de las larvas de *Diatraea* ocasionada por la aplicación de los diferentes tratamientos, se presentaron diferencias altamente significativas ($p < 0,0001$). Se observó que *B. bassiana* (2 y 4 g/L), la mezcla de los hongos *B. bassiana* + *M. anisopliae* y *P. lilacinus*, y el tratamiento químico Spinetoram (Exalt)[®] ocasionaron mortalidad superior al 90% (Figura 2). Se destaca el tratamiento *B. bassiana* 2 g/L, el cual ocasionó mortalidad del 100% de las larvas, a los 11 días después de su aplicación (Figura 1), igualando a los resultados obtenidos con el producto químico Spinetoram (Exalt)[®] (Figura 2). Estos resultados son semejantes a los obtenidos por ALVES *et al.* (1985), quienes encontraron que al aplicar soluciones acuosas de *B. bassiana* contra larvas de *D. saccharalis* en caña de azúcar, disminuyen las poblaciones larvales. ESTRADA *et al.* (1997) demostraron que las aplicaciones de *B. bassiana* en caña de azúcar para el control de *D. saccharalis*, disminuyen las poblaciones larvales de la plaga, aumenta la cantidad del jugo así como los rendimientos del cultivo.



* Letras diferentes denotan diferencias estadísticas entre tratamientos, según la prueba de Tukey al 5%.

Figura 2. Mortalidad de larvas de *Diatraea* en los diferentes tratamientos.

Analizando la mortalidad ejercida por los diferentes tratamientos a través del tiempo, se puede observar que el tratamiento *B. bassiana* 2 g/L empezó a ocasionar mortalidad de larvas de *Diatraea* en 2% al cuarto día después de la aplicación, incrementándose progresivamente hasta alcanzar el 100% de la mortalidad a los 24 días después de la aplicación, igualando al tratamiento químico Spinetoram (Exalt)[®] (Figura 3). Los tratamientos que ocasionaron menor control sobre la plaga fueron *Metarhizium* y *Paecilomyces* (Figura 3).

ALVES *et al.* (1985) encontraron que *M. anisopliae* coloniza naturalmente cerca del 10% de larvas de *D. saccharalis*, y demostraron que este hongo es patógeno para todos los estados de desarrollo del insecto, siendo altamente eficiente para los huevos de uno a dos días de edad; igualmente, encontraron que *B. bassiana* causó una mortalidad del 44% en larvas en condiciones de campo. FRESA (1979), en Argentina, encontró larvas de *D. saccharalis* en caña de azúcar afectadas por el hongo *B. bassiana*.

En el estudio realizado por YASEM *et al.* (2008), en donde hicieron un reconocimiento en campo de larvas de *Diatraea* en caña de azúcar afectadas por hongos entomopatógenos, encontraron que el 57,1% correspondieron a *B. bassiana*, el 23,8% a *M. anisopliae*, el 9,5% a *N. rileyi* y el 9,5% a *Isaria* sp.

Dadas las altas infestaciones de *Diatraea* que se presentan actualmente en los municipios productores de caña panelera, en donde se ha superado el Umbral Económico, el uso de hongos entomopatógenos contribuirá a disminuir las poblaciones de la plaga.

Igualmente, los productores serían más racionales con el manejo de insectos en este tipo de agroecosistemas.

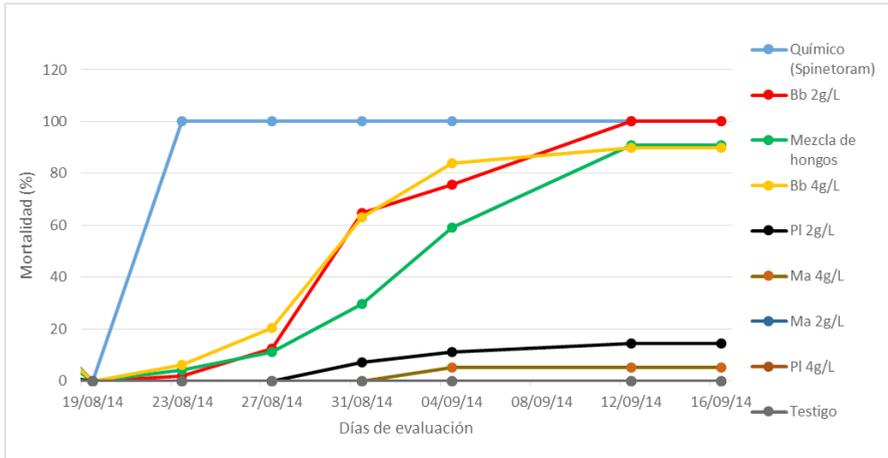


Figura 3. Mortalidad de larvas de *D. saccharalis* a través del tiempo.

En este trabajo de investigación se evidencia la importancia del insecto plaga y la cepa de los entomopatógenos en la mortalidad que ocasionan a *D. saccharalis*. Sin embargo, se sugiere, para los trabajos de campo, evaluar diferentes equipos de aspersión y de boquillas y realizar aspersiones dirigidas, debido a que las larvas de *Diatraea* en sus primeros estados larvales se ubican por fuera del tallo de la caña, antes de penetrar al mismo. LECUONA *et al.* (1996) evaluaron la patogenicidad de 21 aislamientos de *B. bassiana* sobre larvas de *D. saccharalis*, encontrando mortalidad de algunos aislamientos que oscilaron entre el 50 y 90%. ARCAS *et al.* (1999) evaluaron dos aislamientos de *B. bassiana* (cepas Bb1 y Bb5) sobre larvas de *D. saccharalis*, y encontraron que la cepa Bb5 ocasionó mortalidad del 82,5%, mientras que con la cepa Bb1 la mortalidad fue del 21,3%, lo que indica que se deben buscar cepas específicas de hongos entomopatógenos para el control de las plagas. SVEDESE *et al.* (2013) evaluaron el efecto de la temperatura sobre la patogenicidad de *B. bassiana* contra larvas de *D. saccharalis*, encontrando que las cepas fueron más patogénicas a 26°C y ocasionaron mortalidad del 100%.

En este trabajo se determinó que los hongos *Paecilomyces lilacinum* y *Metarhizium anisopliae* tuvieron un comportamiento similar, donde la mortalidad no superó el 16% (Figura 2). Se debe tener en cuenta que el desarrollo de productos a base de hongos entomopatógenos debe involucrar investigación para determinar el nivel de interacción de hongo con su hospedero y con el medio ambiente, la concentración del producto y el método de formulación adecuado que permita llevar estos microorganismos a condiciones de campo para que desempeñen una función de buena capacidad reguladora de las plagas dentro del agroecosistema.

De esta investigación se concluye que el hongo que presentó mayor eficacia a nivel de laboratorio para controlar larvas de *D. saccharalis* en caña panelera fue *B. bassiana* (2 g/L). Considerando que las condiciones edáficas y climáticas en las que se desarrollan las plantaciones de caña panelera son favorables para los entomopatógenos, puede convertirse esta en una alternativa para el control de *D. saccharalis* para involucrarla dentro del Manejo Integrado de la Plaga.

AGRADECIMIENTOS

A la Vicerrectoría de Proyección de la Universidad de Caldas, y al Proyecto “Implementación del centro de investigación, innovación y tecnología al sector panelero del departamento de Caldas-centro BEKDAU”, por el financiamiento de la investigación.

REFERENCIAS

- ALVES, S.B., PADUA, L.E., MILWARD DE AZEVEDO, E.M.V. & AMEIDA, M.C., 1985.- Controle da broca da cana de açúcar pelo uso de *Beauveria bassiana*. *Pesq. Agrop. Bras.*, 20 (4): 403-407.
- ARCAS, J.A., DÍAZ, B.M. & LECUONA, R.E., 1999.- Bioinsecticidal activity of conidia and dry mycelium preparations of two isolates of *Beauveria bassiana* against the sugarcane borer *Diatraea saccharalis*. *Journal of biotechnology*, 67(2): 151-158.
- ASAFF, T.A., REYES, V.Y., LÓPEZ, L.V.E. & DE LA TORRE, M.M., 2002.- Guerra entre insectos y microorganismos: una estrategia natural para el control de plagas. *Avance y Perspectiva*, 21: 291-295.
- CASTAÑO-ZAPATA, J. & SALAZAR, H., 1998.- *Illustrated guide for identification of plant pathogens*. Centro Editorial Universidad de Caldas, Manizales.
- ESTRADA, M.E., ROMERO, M. & SNOWALL, M., 1997.- Aplicación de *Beauveria bassiana* en la lucha biológica contra *Diatraea saccharalis*. *Caña de Azúcar*, 15(1): 39-43.
- FAO, 2003.- *Resistencia a los antiparasitarios: estado actual con respecto a América Latina*. Dirección de Producción y Sanidad Animal de la FAO, Roma.
- FERRON, P., 1978.- Biological control of insect pests by entomogenous fungi. *Annual Review of Entomology*, 23: 409-442.
- FRESA, R., 1979.- *Hongos entomopatógenos observados en larvas de lepidópteros perjudiciales para cultivos de la República Argentina*. IDIA.
- GALLO, D., NAKANO, O., SILVEIRA NETO, S., CARVALHO, R.P.L., BATISTA, G.C., BERTI FILHO, E., ... VENDRAMIM, J.D., 2002.- Entomología Agrícola. São Paulo, Ceres.
- GÓNGORA, C.E., 2008.- Los hongos entomopatógenos en el control de insectos: 133-149 (en) BUSTILLO, A.E. *Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana*. FNC, Cenicafé, Chinchiná.
- HAJEK, A.E., 1997.- Ecology of Terrestrial Fungal Entomopathogens. *Adv. Micrib. Ecol.*, 15: 193-249.
- HERRERA, T. & ULLOA, M., 1990.- *El reino de los hongos. Micología básica y aplicada*. Universidad Nacional Autónoma de México - Fondo de Cultura Económica S.A., México, D.F.
- LECUONA, R.E., TIGANO, M.S. & DIAZ, B.M., 1996.- Characterization and pathogenicity of *Beauveria bassiana* against *Diatraea saccharalis* (F) (Lepidoptera: Pyralidae) in Argentina. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25 (2): 299-307.
- MEYLING, N.V. & EILENBERG, J., 2007.- Ecology of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* in temperate agroecosystems: potential for conservation biological control. *Biological Control*, 43 (2): 145-155.
- OSBORNE, L.S. & LANDA, Z., 1992.- Biological control of whiteflies with entomopathogenic fungi. *Florida Entomologist*, 75 (1): 456-471.
- OSORIO, G., 2007.- *Manual: Buenas Prácticas Agrícolas y Buenas Prácticas de Manufactura en la producción de Caña y Panela*. CORPOICA, Centro de Investigación La Selva.
- PINTO, A.S., CANO, M.A. & SANTOS, E.M., 2006.- A broca da cana de açúcar *Diatraea saccharalis*: 15-20 (en) PINTO, A.S. *Controle de pragas da cana de açúcar*. Biocontrol, Sertãozinho.
- RIVERA, M.A., BRIDGE, P.D. & BUSTILLO, A., 1997.- Caracterización bioquímica y molecular de aislamientos de *Beauveria bassiana* procedentes de la broca del café, *Hypothenemus hampei*. *Revista Colombiana de Entomología*, 23 (1-2): 51-57.
- SAMSON, R.A., EVANS, H.C. & LATGÉ, J.P., 1988.- *Atlas of entomopathogenic fungi*. Springer-Verlag, New York.
- SMITH, P., 1993.- Control of *Bemisia tabaci* and the potential of *Paecilomyces fumosoroseus* as a biopesticide. *Biocontrol News & Information*, 14: 71-78.
- SMITH, R.J. & GRULA, E.A., 1981.- Nutritional requirements for conidia germinator and hyphal growth of *Beauveria bassiana*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 88 (1): 1-7.

- SVEDESE, V.M., TIAGO, P.V., BEZERRA, J.D.P., PAIVA, L.M.; LIMA, E.Á.L.A. & PORTO, A.L.F., 2013.- Pathogenicity of *Beauveria bassiana* and production of cuticle-degrading enzymes in the presence of *Diatraea saccharalis* cuticle. *African Journal of Biotechnology*, 12(46): 6491-6497.
- TANADA, Y. & KAYA, K., 1993.- *Insect pathology*. Academic Press, California.
- TARAZONA, G., 2011.- *Manejo fitosanitario del cultivo de la caña panelera: Medidas para la temporada invernal*. Instituto Colombiano Agropecuario.
- VARGAS, G., LASTRA, L.A., VILLEGAS, A. & BARCO, L.E., 2013.- *Diatraea tabernella*: Nueva especie de barrenador del tallo en el valle del río Cauca. Importancia y perspectivas de manejo. Serie divulgativa N° 16. Cali. Cenicafé, Cali.
- YASEM, M., SALVATORE, A., LÓPEZ, G. & WILLINK, E., 2008.- Presencia natural de hongos hyphomycetes en larvas invernantes de *Diatraea saccharalis* F. en caña de azúcar en Tucumán, Argentina. *Rev. Ind. y Agric. de Tucumán*, 85 (2): 39-42.
- ZIMMERMANN, G., 1992.- *Metarhizium anisopliae* and entomopathogenic fungus: *Pflanzenschutz Nachrichten Bayer. Biological crop protection*, 45 (63): 113-128.

MANEJO INTEGRADO DEL NEMATODO DEL NUDO RADICAL [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood Y *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] EN ALMÁCIGOS DE GUAYABO (*Psidium guajava* Linneo), VARIEDAD PALMIRA ICA-1*

Rocío Alexandra Ortiz Paz¹, Óscar Adrián Guzmán Piedrahita², Jairo Leguizamón Caycedo³

Resumen

Los hongos *Purpureocillium lilacinum*, cepa Pl-11 y *Pochonia chlamydosporia*, cepa Jl-1, son antagonistas de los nematodos fitoparásitos. El objetivo de esta investigación fue conocer el efecto de los hongos *P. lilacinum*, cepa Pl-11 y *Pochonia chlamydosporia* var. *canetulata*, cepa Jl-1, sobre *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis* en raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1 y su relación con el crecimiento de plántulas. En un almácigo, ubicado en la Granja Montelindo de la Universidad de Caldas, bajo un diseño completamente aleatorio, se establecieron 12 grupos de 18 plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, de 30 días de edad. Las raíces de 18 plántulas se inocularon con 5.000 huevos y juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis*/plántula. Ocho días antes y después de la inoculación de ambas especies de *Meloidogyne*, y a los 30 y 60 días, se adicionaron 111 ml de *P. lilacinum* (1 x 10⁹ esporas/ml)/plántula. Este mismo procedimiento se realizó con *P. chlamydosporia* (1 x 10⁹ esporas/ml), la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁸ esporas/ml), la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁶ esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm) y Carbofuran (500 ppm). Se tuvo un testigo nematodo y un testigo agua. Se comprobó que la plántulas tratadas con las mezclas de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁶ esporas/L) en combinación con Carbofuran (125 ppm), y la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁸ esporas/ml), aplicadas 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicadas a los 30 y 60 días, obtuvieron mayor crecimiento con una altura de 62,8 y 59,8 cm; un peso seco de hojas de 24,6 y 21,1 g; y un peso seco de raíces de 12 y 11 g, respectivamente, en comparación con los testigos que tuvieron los menores valores con 41,27; 9,93 y 4,58 g, respectivamente. Con las mismas mezclas, las plántulas disminuyeron el índice de nudos radicales en 6 grados y 4 grados, respectivamente, en relación con el testigo nematodo, quien tuvo un índice de 9. Los hongos *P. lilacinum*, cepa Pl-11, y *P. chlamydosporia* var. *canetulata*, cepa Jl-1, solos o en mezcla, confirmaron su excelente potencial infectivo en el control de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, pudiéndose usar en condiciones de almácigo dentro de un programa de manejo integrado de *Meloidogyne* spp.

Palabras clave: control biológico, guayabo, infección, *Meloidogyne*, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*.

* FR: 25-II-2015 FA: 30-X-2015

¹ Magíster en Fitopatología, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: roalorpaz@hotmail.com

² Profesor Asistente, programa de Maestría en Fitopatología, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: oscar.guzman@ucaldas.edu.co

³ Ph. D., en Fitopatología. E-mail: jleg@une.net.co

CÓMO CITAR:

ORTIZ, R.A., GUZMÁN, Ó.A. & LEGUIZAMÓN, J., 2015.- Manejo integrado del nematodo del nudo radical [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood y *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] en almácigos de guayabo (*Psidium guajava* Linneo), variedad Palmira ICA-1. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 104-138. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.7



INTEGRATED MANAGEMENT OF ROOT-KNOT NEMATODES [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood AND *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] IN SEEDLING NURSERIES OF GUAVA (*Psidium guajava* Linneo), PALMIRA ICA-1 VARIETY

Abstract

Purpureocillium lilacinum strain PL-11 and *Pochonia chlamydosporia* strain JL-1 fungi are opponent to plant parasitic nematodes. The objective of this research was to know the effect of *P. lilacinum*, strain PL-11 and *P. chlamydosporia* var. *catenulata*, strain JL-1, on *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis* in guava roots from the Palmira ICA-1 variety and their relationship with plant growth. In a seedling nursery, located in the Montelindo farm of Universidad de Caldas, 12 groups of 18 thirty (30) days old seedlings of guava, Pamira ICA-1 variety, were established under a completely randomized design. Roots of 18 seedlings were inoculated with 5,000 eggs and second (J2) stage juveniles of *M. incognita* and *M. mayaguensis*/seedling. Eight days before and after inoculation of both *Meloidogyne* species and 30 and 60 days later, 111 mL of *P. lilacinum* (1×10^9 esporos/mL)/seedling was added. The same process was made with *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/mL), the mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporos/mL), the mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporos/mL) in combination with Carbofuran (125 ppm and 500 ppm). There was both nematode and water control. It was demonstrated that seedlings treated with the mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/L) in combination with Carbofuran (125 ppm), and the mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/mL), 8 days before and after inoculation of *M. incognita* and *M. mayaguensis* and newly treated 30 and 60 days after inoculation of nematodes, obtained a better growth with a height of 62.8 and 59.8 cm, a dry weight of leaves of 24.6 and 21.1 g, and a dry weight of roots of 12 and 11 g, respectively, in comparison to the controls that had lower values with 41.27, 9.93 and 4.58 g, respectively. With the same mixtures, seedlings decreased root knot index in 6 and 4 degrees, respectively, in relation to the nematode controls, which obtained an index of 9. *P. lilacinum* strain PL-11 and *Pochonia chlamydosporia* strain JL-1 fungal strains, alone or in mixture, confirmed their excellent infective potential in the control of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, being possible to use them in nursery conditions as a part of an integrated pest management program of *Meloidogyne* spp.

Key words: biological control, guava, infection, *Meloidogyne*, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*.

INTRODUCCIÓN

El guayabo (*Psidium guajava* L.), nativo de América tropical y subtropical, produce la guayaba conocida como la “fruta reina” por tener 16 vitaminas, de las cuales se destaca la vitamina C, que puede alcanzar 300 mg/100 g de peso fresco, cuando la naranja solo alcanza 54 mg/100 g de peso fresco. La fruta es apreciada por su sabor y aroma, por reducir las lipoproteínas de alta densidad de la sangre, actuar como neutralizante de hidratos de carbono y por contener aminoácidos como el triptófano, la lisina y la metiotina, esenciales para el crecimiento normal del cerebro (LEE *et al.*, 1998; LOZANO *et al.*, 2002).

Colombia es el cuarto productor mundial de guayaba, con el 5% de la producción (1,2 millones de t), después de la India y Pakistán que aportan 50% y México que contribuye con 25% (UDEA, 2012). La fruta es fundamental en la economía colombiana ya que el 30% de la producción se utiliza para la elaboración de bocadillos y el 70% para el procesamiento de jaleas, néctares, pulpas y consumo fresco (FAO, 2008; TAFUR, 2012). Debido a esto, las actividades comerciales con el cultivo sustentan 9.000 familias y representan \$ 40.000 millones de pesos anuales. En Colombia hay sembradas 15.000 ha, con una producción de 145.000 t y un rendimiento de 9,7 t/ha establecidas en 22 departamentos; de los cuales se destacan Valle del Cauca con 17.926 t, Meta con 12.988 t, Caldas con 6.756 t, Risaralda con 6.577 t, Santander con 6.147 t y Quindío con 4.839 t (DANE, 2011; TAFUR, 2012; UDEA, 2012).

A través de su ciclo de desarrollo, el guayabo es susceptible a plagas como la mosca de la fruta (*Anastrepha* spp. Schinner y *Ceratitis capitata* Wied.) y enfermedades ocasionadas por hongos fitopatógenos como la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz.), la roña (*Pestalotia versicolor* Speg.) y la roya (*Puccinia psidii* Wint.); y nematodos fitoparásitos de los géneros, *Pratylenchus*, *Tylenchorhynchus*, *Helicotylenchus*, *Rotylenchulus*, *Hoplolaimus* y *Meloidogyne* (AGRIOS, 2005; PERRY *et al.*, 2009; GUZMÁN & CASTAÑO, 2010).

El nematodo de mayor importancia económica en el mundo es *Meloidogyne* spp. Goeldi, debido a que es cosmopolita, polífago y posee alta capacidad de multiplicación y de supervivencia (PERRY *et al.*, 2009). *Meloidogyne* spp. parasita más de 2.000 especies vegetales afectando su rendimiento, causando pérdidas del 60% en berenjena (*Solanum melongena* L.), 33% en melón (*Cucumis melo* L.) y tomate (*Solanum lycopersicum* L.) (SIKORA & FERNÁNDEZ, 2005), 87% en yuca (*Manihot sculenta* Crantz) (COYNE & TALWANA, 2000), 45% en café (*Coffea arabica* L.) (LORDELLO *et al.*, 1990; BARBOSA *et al.*, 2004), 50% en lulo (*Solanum quitoense* L.) (GELPUD *et al.*, 2011), 31% en banano (*Musa paradisiaca* L.) (DE WAELE & DAVIDE, 1998; JONATHAN & RAJENDRAN, 2001) y pérdidas superiores al 60% en guayabo (*Psidium guajava* L.) (VILLOTA & VARÓN, 1997; BOLAÑOS *et al.*, 2007).

Meloidogyne spp. produce síntomas primarios conocidos como nudos o agallas en el sistema radical, después de la hipertrofia e hiperplasia de los tejidos parenquimáticos ubicados alrededor de zona de alimentación del nematodo (AGRIOS, 2005; BOLAÑOS *et al.*, 2007; PERRY *et al.*, 2009; GUZMÁN & CASTAÑO, 2010). Posteriormente, se manifiestan síntomas secundarios como clorosis y marchitamiento de las hojas, reducción del crecimiento, abortos florales, baja calidad y cantidad de frutos, disminución del peso de los frutos y cuando el ataque del nematodo es muy severo la planta muere (AGRIOS, 2005; GUZMÁN & CASTAÑO, 2010).

El manejo para disminuir la población de *Meloidogyne* spp. se basa en la prevención, las prácticas de cultivo, el uso de variedades resistentes, el manejo biológico y el manejo químico; este último, es el más utilizado, quizás porque permite un control rápido y eficaz (ARAYA *et al.*, 1995). Sin embargo, se han reportado efectos negativos sobre el uso de nematicidas que van desde cáncer y envenenamiento en humanos; toxicidad en agua, insectos benéficos, aves, anfibios y peces, hasta la modificación de la microflora y microfauna de los suelos, que han dado paso a la restricción de los nematicidas y, a veces, su retiro del mercado (MENDES *et al.*, 2005; WADA & TOYOTA, 2008; ARUMUGAM *et al.*, 2013). Este impacto negativo de los nematicidas ha impulsado, en muchos países, la búsqueda de alternativas de manejo dirigidas a evitar el uso de productos químicos o sustituirlos por métodos más amigables con el agroecosistema (GÓMEZ, 2007).

Se ha reconocido el manejo biológico como una alternativa compatible con el agroecosistema, que puede reducir los nematodos fitoparásitos, a través de un amplio rango de organismos antagonistas que incluyen hongos, plantas, bacterias, protozoarios, ácaros y nematodos depredadores (DÁVILA *et al.*, 1999). En el grupo de los hongos antagonistas de *Meloidogyne* spp. se encuentran: *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samson y *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* (Kamyschko ex G.L. Barron & Onions) Zare & W. Gams (CARDONA & LEGUIZAMÓN, 1997; PIEDRA, 2008).

El hongo *P. lilacinum*, en tomate (*Solanum lycopersicum* L.), infecta el 40% de las hembras y el 70% de huevos y juveniles de *Meloidogyne* spp. (KHAN & SAXENA, 1997; ESFAHANI & POUR, 2006). En okra americana (*Abelmoschus esculentus*) *P. lilacinum* reduce el 78% de huevos y el 81% de los estados juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp. (CRUZ, 2007; DHAWAN & SINGH, 2009). En lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) *P. lilacinum* en mezcla con *P. chlamydosporia* infecta el 49% de estados juveniles (J2) de *M. javanica* y el 54% de los huevos del nematodo (RAO, 2005). MONTES DE OCA *et al.* (2005), PETEIRA *et al.* (2005) y PUERTAS *et al.* (2006) demostraron que el hongo *P. chlamydosporia* var. *catenulata* es un agente potencial de control biológico de nematodos del nudo radical en cultivos de habichuela [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], al infectar el 80%

de los huevos de *Meloidogyne* spp. En tomate (*Solanum lycopersicum* L.) el hongo *P. chlamydosporia* reduce el 72,83% de los huevos de *M. javanica* (DALLEMOLE-GIARETTA *et al.*, 2014). Asimismo, *P. chlamydosporia* tiene amplio potencial como controlador de *Meloidogyne* spp. por la producción de dictioclamidosporas, las cuales son estructuras de resistencia que le permiten sobrevivir, emitir micelio, colonizar la rizósfera y proliferar en el suelo (GIRALDO & LEGUIZAMÓN, 1997; FLORES *et al.*, 2008; HERNÁNDEZ & DÍAZ, 2008).

Teniendo en cuenta lo mencionado anteriormente, el objetivo de esta investigación fue determinar el efecto de los hongos *Purpureocillium lilacinum*, cepa Pl-11, y *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata*, cepa Jl-1, sobre el parasitismo de *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis* en raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1 y su relación con el crecimiento de plántulas, en condiciones de almácigo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. La investigación se realizó en la Granja Montelindo, de la Universidad de Caldas, localizada en la vereda Santágueda, municipio de Palestina, departamento de Caldas, Colombia, a una altitud de 1010 msnm, con temperatura promedio anual de 23°C, precipitación de 2100 mm, humedad relativa del 76% y brillo solar de 2010 h.

Material vegetal. Se utilizaron 216 plántulas de guayabo de la variedad Palmira ICA-1, provenientes de semilla, que se pusieron a germinar en camas con sustrato cascarilla de arroz y con nutrientes suministrados por fertirrigación en el invernadero del Jardín Botánico de la Universidad de Caldas. Las plántulas se colectaron en un recipiente de plástico, 61 días después de la germinación, para proceder a sembrarlas en condiciones de almácigo.

Sustrato. El sustrato utilizado para el llenado de las bolsas y posterior siembra de las plántulas de guayabo fue una mezcla de suelo y cascarilla de arroz en proporción 3:1, preparada sobre un plástico negro, la cual se esterilizó con Dazomet (Basamid®) en dosis de 40 g/m² y se tapó con plástico por 12 días.

Llenado de las bolsas y ahoyado. Se utilizaron 216 bolsas negras de polietileno, perforadas, con dimensiones 17 cm de ancho x 43 cm de largo, se llenaron con el sustrato esterilizado, empleando una paleta de plástico. Posteriormente, en el centro del sustrato contenido en la bolsa, se realizó un orificio de 8 cm de profundidad x 3,5 cm de diámetro, empleando un palo de madera de molde redondo, y en cada orificio se aplicaron 3 g de Fosforitahuila®.

Adecuación de las plántulas en condiciones de almácigo. En las 216 bolsas negras de polietileno que se ubicaron sobre una mesa de guadua de 4 x 2 x 1 m de largo, ancho y alto, respectivamente, se sembraron las plántulas de guayabo. Posteriormente, del total de las plántulas y de manera aleatoria se hicieron 12 grupos de 18 plántulas de guayabo. Las plántulas de cada grupo se etiquetaron con paletas de madera que contenían las letras iniciales del tratamiento y su repetición, por ejemplo: la etiqueta T1R1 hizo referencia al tratamiento 1 y a la repetición 1. Finalmente, a una altura de 1,80 m, en la parte superior del almácigo, se colocó una malla de color negro que produjo 60% de sombra.

Insumos biológicos y químicos utilizados para el manejo de *Meloidogyne* spp. Para el experimento, se utilizaron dos insumos biológicos formulados por la Corporación Laverlam International (Butte, Montana, Estados Unidos). El primero fue *Purpureocillium lilacinum*, cepa Pl-11, en concentración 4×10^9 esporas/g, con nombre comercial Biostat® y registro ICA No. 3855, presentado como polvo humectable (ICA, 2014) y el segundo fue *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata*, cepa J1-1 (suministrado por el Centro Nacional de Investigaciones de Café (Cenicafé), cepa Cenicafé J1-1), en concentración de $1,58 \times 10^8$ esporas/g y 2×10^6 clamidosporas/g y presentado como polvo humectable, con categoría toxicológica III.

El insumo químico utilizado fue Carbofuran, en concentración de 330 g/L, con nombre comercial Furadan® 3 SC. Este insumo viene como solución concentrada y categoría toxicológica I. Registro ICA No. 1461 (ICA, 2014).

Preparación de las concentraciones de los insumos biológicos y químicos. Las concentraciones de 1×10^9 , 1×10^8 y 1×10^6 esporas/ml de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* se prepararon pesando por separado 5, 0,5 y 0,0050 g y 4, 0,4 y 0,0040 g del envase plástico que contenía el insumo, respectivamente, empleando una balanza Analytical Plus marca Shimadzu®, posteriormente cada una se depositó en recipientes de plástico.

Para los tratamientos individuales, las cantidades de *P. chlamydosporia* o *P. lilacinum* se diluyeron por separado en 2 L de agua, y para los tratamientos combinados los bioinsumos se mezclaron en un recipiente que contenía 2 L de agua. Para homogenizar las diluciones de los insumos en agua se utilizó una varilla de vidrio.

Las concentraciones de 125 y 500 ppm de Carbofuran se obtuvieron extrayendo del envase de Furadan® 3 SC cantidades de 777,56 y 2.272 μ l, con una micropipeta marca Biohit de 1.000 μ l de capacidad, que se adicionaron de forma independiente en 2 L de agua corriente contenidos en recipientes de plástico.

Fuente de inóculo de *Meloidogyne* spp. Como fuente de inóculo se utilizaron raíces de plántulas de guayabo infestadas con *Meloidogyne* spp., localizadas en el Vivero Jaibana Frutales, ubicado en la vereda Cerritos, municipio de Pereira.

La extracción del nematodo de las raíces de guayabo se realizó en el Laboratorio de Fitopatología de la Universidad de Caldas, con base en el principio de flotación de los nematodos en azúcar realizado por JENKINS (1964) y MEREDITH (1973).

Posteriormente, con una cámara de conteo de 36 celdas (cada celda de 1 cm²) bajo un estereoscopio marca Leica® a 30X, se contaron 900.000 huevos y estados juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp. en 360 ml de agua. Luego, los huevos y estados juveniles (J2) se depositaron en un frasco de vidrio, el cual se aforó a 500 ml de agua corriente para obtener un inóculo de 5.000 huevos y J2 de *Meloidogyne* spp. por cada 2 ml de solución. El inóculo se extrajo con ayuda de una micropipeta marca Biohit® de 1 ml de capacidad y se depositó en un beaker de 400 ml de capacidad que contenía 100 ml de agua corriente; para facilitar su aplicación en el plato de las plántulas.

Adicionalmente, se identificaron las especies *M. incognita* y *M. mayaguensis*, a través de la caracterización morfológica de patrones perineales de hembras adultas y de pruebas morfométricas de estados juveniles (J2) del fitonematodo, siguiendo las claves taxonómicas de TAYLOR & SASSER (1983), EISENBACK (1985), JEPSON (1987) y PERRY *et al.* (2009).

Aplicación de los tratamientos. En condiciones de almácigo, se tomaron 18 plántulas de guayabo (unidades experimentales) de 30 días de edad, a las cuales se les removió superficialmente el sustrato del plato, con la ayuda de una paleta de madera, para que el sistema radical quedara expuesto. Posteriormente en el plato de cada plántula se adicionó el inóculo de 5.000 huevos y estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, que estaba contenido en 100 ml de agua corriente. Finalmente, la zona radical de cada una de las plántulas se cubrió con el sustrato utilizando la misma paleta de madera.

A los 8, 30 y 60 días antes y después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, en la zona radical de cada una de las 18 plántulas se adicionaron 111 ml de *P. lilacinum* (1 x 10⁹ esporas/ml), utilizando un recipiente plástico de 400 ml de capacidad.

El procedimiento descrito anteriormente, también se realizó con *P. chlamydosporia*, la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* en combinación con Carbofuran y Carbofuran solo en las concentraciones correspondientes (Tabla 2). Se incluyó un testigo nematodo y un testigo agua. Se tuvieron 12 tratamientos, los cuales se describen en la Tabla 2.

Prácticas de cultivo de guayabo. La primera fertilización de las plántulas se realizó 20 días después de la siembra de ellas, incorporando 3 g de fertilizante (15-15-15) en el plato de las plántulas, el cual se tapó con el sustrato, utilizando una paleta de madera. Posteriormente, se fertilizó de forma similar cada 30 días. El riego se realizó diariamente en horas de la tarde, de forma manual aplicando 100 ml de agua corriente en cada una de las bolsas. Además, en cada bolsa, se realizó control de arvenses de forma manual y semanalmente, evitando competencia por nutrientes entre la plántula de guayabo y las arvenses.

Diseño experimental. Se utilizó un diseño experimental completamente al azar (DCA) con 12 tratamientos y 18 plántulas por tratamiento. Los datos obtenidos de las variables evaluadas se sometieron a análisis de varianza y, debido a que hubo diferencias estadísticas entre tratamientos, posteriormente se realizó la prueba de Duncan al 5% para establecer la diferencia entre los promedios de los tratamientos. El análisis estadístico se realizó mediante el programa Statistical Analysis System (SAS, 2009).

Variables evaluadas

Altura de las plántulas (cm). Definida como la distancia entre el nivel del suelo y el nivel superior de las hojas. Se midió utilizando una cinta métrica y se registró cada 15 días.

Peso seco de raíces y peso seco de la parte aérea (g). Definido como el peso de las raíces y de la parte aérea (ramas, hojas y tallo), después de su desecación en el horno a una temperatura de 80°C y durante 24 h. Se calculó a los 120 días, para ello nueve plantas de cada tratamiento se lavaron y se secaron al ambiente y, posteriormente, se separaron las raíces y la parte aérea con ayuda de tijeras. Cada raíz y parte aérea de la plántula, se introdujeron de forma independiente en una bolsa de papel y luego se colocaron en una estufa a 80°C por 24 h. Después del secado, las bolsas se sacaron de la estufa y el contenido de las raíces y parte aérea se pesó individualmente en una balanza analítica marca Shimadzu®.

Índice de nudos radicales. Definido como el índice determinado por la cantidad de nudos radicales que ocasiona *Meloidogyne* spp. en las raíces de las plántulas. Antes de que las raíces se llevaran al horno, se evaluó visualmente el número de nudos radicales y se determinó el índice de nudos radicales, empleando para ello la escala de 1 a 9 propuesta por CASTAÑO-ZAPATA (1989) para estimar los daños causados por el nematodo del nudo radical (Figura 1).

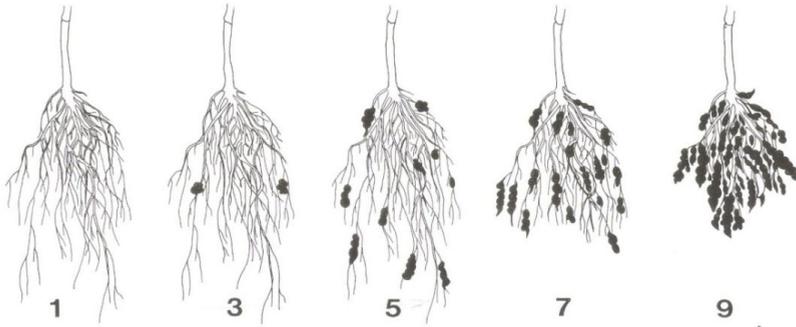


Figura 1. Diagramas para estimar los daños causados por el nematodo del nudo radical (CASTAÑO-ZAPATA, 1989). Escala: 1. Ausencia de nudos. 3. 1-2 nudos por planta. 5. 3-10 nudos por planta. 7. 11-30 nudos por planta. 9. Más de 30 nudos por planta.

Población de *M. incognita* y *M. mayaguensis*. Definida como el número de huevos o de estados juveniles (J2) de las especies de *Meloidogyne* encontradas en 100 g de raíces o en 100 g de suelo. Nueve muestras de raíces y suelo de cada tratamiento fueron utilizadas para la extracción de huevos, juveniles y adultos (hembras y machos) de *M. incognita* y *M. mayaguensis* con base en el principio de flotación de nematodos en azúcar realizado por JENKINS (1964) y MEDERITH (1973). La cantidad de huevos y estados juveniles (J2) de las especies mencionadas se determinó como el número de individuos en 100 g de suelo o de raíces de cada tratamiento, utilizando una caja de conteo de 36 celdas (cada celda de 1 cm²) y un estereoscopio a 30X.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Efecto de los tratamientos en altura, peso seco de parte aérea y peso seco de raíces de las plántulas de guayabo. El análisis de varianza para las variables altura (cm), peso seco de parte aérea (g) y peso seco de raíces (g), mostró diferencias altamente significativas entre los tratamientos evaluados a los 120 días después de la siembra. Los altos coeficientes de determinación con $R^2 = 0,96, 0,98$ y $0,95$, respectivamente, y los bajos coeficientes de variación con $C.V = 3,39, 5,49$ y $9,58$, respectivamente, demostraron la confiabilidad de los resultados obtenidos (Tabla 1).

Tabla 1. Resultados del análisis de varianza, para altura de planta, peso seco de parte aérea y peso seco de raíces, de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, después de 120 días de evaluación.

Fuente de variación	Grados de libertad G.L.	Variables evaluadas		
		Altura (cm)	Peso seco de parte aérea (g)	Peso seco de raíces (g)
Tratamiento	11	13645,518**	3263,316**	774,430**
Error	88	566,254	59,783	39,198
Total correguido	99	14211,773	3323,099	813,629
R ²		0,960	0,982	0,951
C.V (5%)		3,393	5,495	9,583

** Denota diferencias altamente significativas.

Altura de las plántulas. Después de 120 días de evaluación, las plántulas tratadas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron la mayor altura con 62,8 cm, cuyo valor fue significativamente mayor ($p = 0,05$) en 4 cm a la alcanzada con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), en 12 cm a la obtenida tanto con *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml) como con Carbofuran solo (500 ppm), en 21 cm a la producida con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml) y en 41 cm con el testigo nematodo (Tabla 2 y Figura 2). Del mismo modo, ZAKI & MAWBOOL (1998) reportaron que, después de 120 días de evaluación, plántulas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.) que fueron inoculadas con 3.000 huevos y estados juveniles (J2) de *M. javanica* y tratadas con *P. lilacinum* (2×10^6 UFC/ml) en combinación con Carbofuran (11 mg de i.a./kg) en el momento de siembra, aumentaron su altura en 4 cm en comparación con el testigo nematodo, el cual obtuvo una altura de 29 cm. De estas evidencias, se deduce que algunas especies vegetales tales como el guayabo, variedad Palmira ICA-1 y la okra, las cuales son parasitadas por *Meloidogyne* spp., pueden alcanzar mayor altura si los hongos *P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* y el nematicida Carbofuran se aplican de manera integrada que si se aplican por separado.

No obstante, las plántulas tratadas con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas), 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron la segunda mejor altura con 59,8 cm, la cual fue significativamente mayor ($p = 0,05$) en 7 cm a la conseguida tanto con *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml) como con Carbofuran solo (500 ppm), y además fue significativamente mayor en 18 cm a la altura producida tanto con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml) como en el testigo nematodo el cual obtuvo una altura de 41 cm (Tabla 2 y Figura 2). De manera similar, RAO (2005) demostró que, luego de 150 días de evaluación, plántulas de lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) que fueron inoculadas con *M. javanica* y tratadas con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/ml) en el momento de siembra, aumentaron su altura en 9 cm en relación con el testigo nematodo, el cual tuvo una altura de 28,2 cm. El mismo autor también señaló que, cuando los hongos mencionados se aplicaron solos, las plántulas de lima ácida obtuvieron un aumento en la altura de 5 cm en comparación con el testigo nematodo. Estos resultados demostraron nuevamente que algunas especies vegetales como el guayabo Palmira ICA-1 y la lima ácida, las cuales son parasitadas por *Meloidogyne* spp., pueden obtener mayor altura cuando los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* son aplicados en mezcla, que cuando se aplican de manera individual.

Los resultados mencionados anteriormente, prueban que los tratamientos en los cuales *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, se aplicaron en mezcla, causaron mayor altura en las plántulas; superando al testigo agua. Este resultado, se atribuye a la compatibilidad existente entre los hongos y las plantas, la cual aumentó la capacidad que tiene cada hongo para inducir la producción de ácido indolacético, una fitohormona (auxina) que contribuye en el crecimiento de los tejidos meristemáticos de la planta, como también incrementó su habilidad para solubilizar los fosfatos de calcio, el cual contribuye en la absorción de fósforo por las raíces en el suelo; siendo este último indispensable para la constitución celular y las reacciones bioquímicas de las plantas (VERA *et al.*, 2002; CORREA, 2011; HERNÁNDEZ-LEAL *et al.*, 2011).

En esta investigación, la estimulación del crecimiento en altura de las plántulas se manifestó inicialmente 30 días después de la primera aplicación de los tratamientos en mezcla, cuando las plántulas obtuvieron una altura de 19,5 cm, mayor en 4 cm al testigo agua y al testigo nematodo, y fue más evidente a partir de los 60 días (30 días después de la segunda aplicación) con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* combinada con Carbofuran, ya que las plántulas mostraron una altura mayor que las demás, con 42,8 cm (Tabla 2 y Figura 2).

Por otro lado, con *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml), aplicado 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, las plántulas tuvieron una altura de 52,8 cm, la cual fue

estadísticamente igual ($p = 0,05$) a la obtenida con Carbofuran solo (500 ppm), pero significativamente mayor ($p = 0,05$) en 10 cm a la alcanzada con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml) y en 11 cm al testigo nematodo (Tabla 2 y Figura 2). Un resultado similar fue obtenido por MUTHULAKSHMI *et al.* (2012), en plántulas de papa (*Solanum tuberosum* L.), las cuales fueron tratadas con *P. chlamydosporia* (10 kg/ha) después de ser inoculadas con *G. rostochiensis* en el momento de siembra. Los autores mencionan que, plántulas de papa tratadas con el hongo, aumentaron su altura en 7 cm en comparación con el testigo nematodo, el cual tuvo una altura de 25 cm. Estos resultados, prueban que *P. chlamydosporia* aplicado de manera individual puede aumentar la altura de algunas especies vegetales tales como la papa y el guayabo, variedad Palmira ICA-1, las cuales son generalmente afectadas por nematodos. Igualmente, los resultados de esta investigación demostraron que plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, afectadas por *M. incognita* y *M. mayaguensis*, pueden obtener la misma altura tanto con el hongo *P. chlamydosporia* como con el nematicida Carbofuran; sin embargo, el hongo, además de proporcionarle mayor altura a las plántulas, no causa efectos nocivos contra la salud humana, animal y ecosistemas (ATKINS *et al.*, 2003; GARCÍA *et al.*, 2004; MUTHULAKSHMI *et al.*, 2012).

También, se encontró que las plántulas tratadas con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml), 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días obtuvieron una altura de 42,4 cm, siendo de igual valor estadístico al testigo agua y al testigo nematodo (Tabla 1 y Figura 2). En consecuencia, se deduce que la concentración 1×10^9 esporas de *P. lilacinum* no produjo cambios en la altura de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, en presencia de las dos especies de *Meloidogyne*. Sin embargo, MUTKHTAR *et al.* (2013) demostraron que un aumento en la concentración de *P. lilacinum*, de 1×10^3 a 1×10^4 esporas/ml, fue suficiente para que plántulas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.), que fueron inoculadas con 2.000 estados juveniles (J2) de *M. incognita*, obtuvieran un incremento en la altura de 13 cm, luego de 50 días de evaluación. Asimismo, KERRY (2000), RAO (2005), MUTKHTAR *et al.* (2013) y DALLEMOLE-GIARETTA *et al.* (2014) reportaron que la eficiencia del hongo *P. lilacinum* depende de la concentración aplicada. Por lo tanto, es probable que plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, establecidas en condiciones de almácigo, tengan un aumento en la altura si el hongo *P. lilacinum* se aplica a una concentración mayor que 1×10^9 esporas/ml.

De igual manera, en esta investigación se encontró que el testigo nematodo obtuvo una altura de 41,2 cm, cuyo valor no presentó diferencia estadística con el testigo agua (Tabla 2 y Figura 2) a los 120 días. Un resultado similar al encontrado aquí, fue reportado por ROSALES & SÚAREZ (2001) en plántulas de papaya (*Carica papaya* L.) inoculadas con *M. incognita* en condiciones de almácigo, las cuales después de 120 días tuvieron 34,2 cm de altura, sin diferencia estadística con la altura obtenida en el testigo agua. Lo mencionado anteriormente, permite deducir que *Meloidogyne* spp. no

causa efecto en la variable altura de algunas especies vegetales tales como el guayabo, variedad Palmira ICA-1, y la papaya, bajo condiciones de almácigo, durante 120 días; sin embargo, lo más probable es que luego de este tiempo las diferencias en altura sean visibles, como lo encontraron DUQUE & GUZMÁN (2013) en plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, inoculadas con 10.000 huevos y estados juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp., las cuales, después de 150 días, mostraron una altura inferior en 10 cm en comparación al testigo sin inocular, que obtuvo 56,8 cm. Asimismo, NIÑO *et al.* (2008) describen que plántulas de uchuva (*Physalis peruviana* L.), las cuales se inocularon con 1.000 estados juveniles (J2) de *M. hapla*/cm³ de suelo, únicamente manifestaron diferencias en altura en relación con el testigo absoluto, después de 250 días de inoculación con 1.000 J2 de *M. hapla*/cm³ de suelo.

Peso seco de parte aérea. Luego de 120 días de evaluación, se comprobó que las plántulas tratadas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁶ esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron el mayor peso seco de parte aérea con 24,6 g, siendo significativamente mayor ($p = 0,05$) en 4 g al conseguido con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁸ esporas/ml), en 10 g al obtenido con *P. chlamydosporia* (1 x 10⁹ esporas/ml) o con Carbofuran (500 ppm), en 15 g al producido con *P. lilacinum* (1 x 10⁹ esporas/ml) y en 15 g al testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de parte aérea de 9,63 g (Tabla 2). Asimismo, ZAKI & MAWBOOL (1998) reportan que, luego de 120 días de evaluación, plántulas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.), que fueron tratadas con *P. lilacinum* (2 x 10⁶ UFC/g) en combinación con Carbofuran (11 mg de i.a./kg) después de ser inoculadas con *M. javanica*, obtuvieron un aumento en el peso seco de parte aérea de 4,2 g en comparación al testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de parte aérea de 3,8 g. Los resultados anteriores, demostraron que la mezcla de *P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* y Carbofuran son compatibles, y que su aplicación integrada en las raíces de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, antes o después de la presencia de *Meloidogyne* spp., permitieron obtener mayores aumentos en el peso seco de parte aérea que cuando estos insumos se aplicaron de manera individual.

Por otro lado, las plántulas tratadas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1 x 10⁸ esporas/ml) 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, tuvieron un peso seco de parte aérea de 21,1 g, siendo significativamente mayor ($p = 0,05$) en 11 g del producido con *P. lilacinum* solo (1 x 10⁹ esporas/ml), en 7 g del obtenido con *P. chlamydosporia* solo (1 x 10⁹ esporas/ml) o con Carbofuran solo (500 ppm) y en 11 g al testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de parte aérea de 9,63 g (Tabla 2). Del mismo modo, RAO (2005) encontró que, luego de 150 días de evaluación, plántulas de lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) inoculadas con *M. javanica* y tratadas con la mezcla

de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/ml) en el momento de siembra, aumentaron el peso seco de parte aérea en 2,2 g en comparación al testigo nematodo, el cual tuvo 5,8 g. De esta manera, se demuestra que la aplicación en mezcla de los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* causa mayores aumentos en el peso seco de la parte aérea de algunas especies vegetales tales como el guayabo Palmira ICA-1 y la lima ácida, que cuando estos se aplican de manera individual.

En cuanto a las plántulas tratadas con *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml), 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, tuvieron un peso seco de la parte aérea de 15,5 g, siendo estadísticamente igual al conseguido con Carbofuran (500 ppm); y además, superior en 5 g al obtenido con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml) y al testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de parte aérea de 9,63 g (Tabla 2). De igual manera, KHAN *et al.* (2012) reportaron que, luego de 120 días de evaluación, plántulas de berenjena (*Solanum melongena* L.) que fueron inoculadas con 1.500 estados juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp., y tratadas con *P. chlamydosporia* (1×10^5 UFC/ml), obtuvieron un aumento en el peso seco de parte aérea de 4 g en relación con el testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de parte aérea de 53,5 g. Estos resultados demostraron que, en condiciones de almacigo, la aplicación individual de *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) en raíces de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, para el manejo de *Meloidogyne* spp., permite obtener mayor peso de parte aérea que la aplicación individual de *P. lilacinum* en la misma concentración. Asimismo, la aplicación del hongo mencionado, permitió obtener un peso seco aéreo estadísticamente igual al obtenido con Carbofuran en la concentración mayor (500 ppm).

Por el contrario, las plántulas de guayabo tratadas con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml), 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron un peso seco de parte aérea de 10,07 g, comportándose estadísticamente igual que el testigo nematodo y el testigo agua (Tabla 2); lo anterior, indica que *P. lilacinum* en la concentración de 1×10^9 esporas/ml no produjo cambios en el peso seco de la parte aérea de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, como sí lo hizo *P. chlamydosporia* en la misma concentración; así, se demostró que para el peso seco de la parte aérea, *P. chlamydosporia* solo, en concentración 1×10^9 esporas/ml fue más efectivo que *P. lilacinum* solo, en la misma concentración. Sin embargo, MUTKHTAR *et al.* (2013) demostraron que en plántulas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.) inoculadas con 2.000 estados juveniles (J2) de *Meloidogyne incognita*, un aumento en la concentración de *P. lilacinum* de 1×10^3 esporas a 1×10^4 esporas/ml, duplicó el peso seco de parte aérea a 8 g. Estos resultados, permiten deducir que *P. lilacinum*, aplicado en concentraciones mayores a 1×10^9 esporas/ml, podría aumentar el peso seco de la parte aérea de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, que están parasitadas por *M. incognita* y *M. mayaguensis*.

Los resultados anteriores demostraron que, después de 120 días de evaluación, las mezclas *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm) o *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), aplicadas en el plato de las plántulas de guayabo de la variedad Palmira ICA-1, 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicadas a los 30 y 60 días, proporcionaron mayores aumentos en el peso seco de la parte aérea que *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml), *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml) y Carbofuran (500 ppm) (Tabla 2). El efecto de aumento de peso seco de parte aérea causado por *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* en mezcla o en combinación con Carbofuran también ha sido reportado en plántulas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.) y lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) afectadas por *Meloidogyne* spp. (ZAKI & MAWBOOL, 1998; RAO, 2005).

Peso seco de raíces. Similar a lo ocurrido con los resultados de las variables altura de plántulas y peso seco de parte aérea y de raíces, se encontró que después de 120 días de evaluación, las plántulas tratadas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron el mayor peso seco de raíces con 12 g, cuyo valor fue significativamente mayor ($p = 0,05$) en 2 g al conseguido con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), en 5 g al obtenido con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) o con Carbofuran (500 ppm), en 7 g al obtenido con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) y en 9 g en comparación con el testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de 3,3 g (Tabla 2). Resultados similares fueron encontrados por REDDY & KHAN (1989) en plántulas de berenjena (*Solanum melongena* L.) tratadas con *P. lilacinum* (1×10^6 UFC/ml) en combinación con Carbofuran (1 kg de i.a./ha) 10 días antes de la siembra e inoculadas con 1.000 estados juveniles (J2) de *Rotylenchulus reniformis*. Estos autores mencionan que, luego de 120 días de evaluación, dichas plántulas tuvieron un aumento en el peso seco de raíces de 4 g en comparación con el testigo nematodo. Asimismo, REDDY & KHAN (1988) reportaron que plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.), que fueron tratadas antes de la siembra con *P. lilacinum* ($1,2 \times 10^8$ esporas/g) en combinación con Carbofuran (2 kg de i.a./ha), y posteriormente inoculadas con 1.000 estados juveniles (J2) de *Rotylenchulus reniformis*, tuvieron un aumento en el peso seco de raíces de 1,2 g en comparación con el testigo nematodo, el cual obtuvo un peso seco de raíces de 1,3 g, después de 60 días de evaluación. Los anteriores resultados demostraron que los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* son compatibles con Carbofuran y que, aplicados de manera preventiva, aumentan el peso seco de raíces de especies vegetales tales como guayabo, variedad Palmira ICA-1, berenjena y tomate, las cuales son generalmente afectadas por nematodos.

Por otro lado, las plántulas tratadas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), 8 días después de la

inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron un peso seco de raíces de 11 g, siendo significativamente menor ($p = 0,05$) en 1 g en comparación con el obtenido cuando la mezcla anterior se aplicó 8 días antes de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente se aplicó a los 30 y 60 días (Tabla 2). Estos resultados, demostraron que el peso seco de las raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, estuvo influenciado por el tiempo de aplicación del tratamiento; por ello, hubo mayor peso seco de raíces de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, cuando la mezcla de los dos hongos en combinación con Carbofuran se aplicó antes de la presencia de ambas especies de *Meloidogyne*, que cuando se aplicó después (Tabla 2). No obstante, es de resaltar que con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), aplicada 8 días después de la inoculación de *Meloidogyne* spp. y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días, se consiguió un peso seco de raíces mayor en 8 g al testigo nematodo, el cual obtuvo 3,3 g (Tabla 2). De igual manera, con el tratamiento antes mencionado, el peso seco de raíces de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, excedió en 1 g al producido con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), en 4 g al obtenido con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) o con Carbofuran (500 ppm), y en 6 g al logrado con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), aplicados 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicados a los 30 y 60 días (Tabla 2). Los anteriores resultados demostraron que las raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, pueden tener mayor peso seco con la aplicación preventiva de la mezcla de los hongos biocontroladores en combinación con Carbofuran, que cuando se aplican de manera individual.

En cuanto a las plántulas tratadas con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron 10,0 g de peso seco de raíces; siendo significativamente mayor ($p = 0,05$) en 6,7 g al testigo nematodo que tuvo un peso seco de raíces de 3,3 g (Tabla 2). Asimismo, RAO (2005) señala que plántulas de lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) tratadas previamente con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/ml), e inoculadas en el momento de siembra con *M. javanica*, obtuvieron un aumento en el peso seco de raíces de 2,1 g en comparación con el testigo nematodo que tuvo 5,8 g, después de 150 días de evaluación. Estos resultados confirmaron lo propuesto por SOBITA & AVINASH (2010), quienes mencionan que los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* aumentan el peso de las raíces de las plántulas cuando se aplican en mezcla, de manera preventiva. Cabe destacar que, en esta investigación, el peso seco de raíces logrado con dicha mezcla fue significativamente mayor ($p = 0,05$) que el alcanzado con los tratamientos individuales, excediendo en 3 g al obtenido con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas) o con Carbofuran (500 ppm) y en 5 g al logrado con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas) aplicados 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicados a los 30 y 60 días (Tabla 2).

También, se encontró que las plántulas tratadas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron un peso seco de raíces de 8,0 g; siendo significativamente menor ($p = 0,05$) en 2 g al alcanzado con la misma mezcla de los hongos aplicada 8 días antes de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días (Tabla 2). Sin embargo, es de resaltar que con la mezcla mencionada, el peso seco de raíces de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, fue superior en 5 g al testigo nematodo y, además, excedió en 1 g al conseguido con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas) o con Carbofuran (500 ppm), y en 3 g al obtenido con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas) cuando se aplicaron 8 días antes de la inoculación de ambas especies de *Meloidogyne* y nuevamente se aplicaron a los 30 y 60 días (Tabla 2). Lo mencionado anteriormente, permite definir que después de la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* en combinación con Carbofuran, la mezcla de los hongos, sin el nematocida Carbofuran, también favoreció el peso seco de raíces de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, en comparación con los tratamientos en donde los hongos se aplicaron de manera individual. Asimismo, con los resultados antes mencionados, se encontró que cuando la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, se aplica antes de la presencia de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, se obtiene mayor aumento en el peso seco de raíces de plántulas de guayabo variedad Palmira ICA-1, que cuando la misma mezcla se aplica después de la presencia de *M. incognita* y *M. mayaguensis*; en consecuencia, la aplicación preventiva de los hongos nematopatógenos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* debe considerarse importante a la hora de realizar un plan de manejo de *Meloidogyne* spp.

Lo mencionado anteriormente, prueba que las plántulas tratadas de manera preventiva con *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, solos, en mezcla o en combinación con Carbofuran, tuvieron mayor peso seco de raíces que las demás, incluyendo al testigo agua; esto se debe a que la estimulación en el crecimiento de las plantas, ocasionada por hongos *P. chlamydosporia* y *P. lilacinum*, debida a la producción de ácido indolacético, que contribuye en el crecimiento de los tejidos meristemáticos, no solo es en la variable altura, sino que también ha sido reportada para la variable peso seco de raíces de diferentes especies vegetales, como lo describen REDDY & KHAN (1989), RAO (2005), MACIÁ-VICENTE *et al.* (2009) y CORREA (2011) para cultivos de papa (*Solanum tuberosum* L.), cebada (*Hordeum vulgare* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.), aguacate (*Persea americana* Mill.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.) y lima acida (*Citrus aurantifolia* Christm. & Panzer.).

Por otra parte, las plántulas tratadas con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, tuvieron un peso seco de raíces de 6,8 g, el cual fue superior en 3,5 g al testigo nematodo (Tabla 2). Del mismo modo, KHAN *et al.* (2012) reportaron que plántulas de berenjena (*Solanum melongena* L.) tratadas con *P. chlamydosporia* (1×10^5

UFC/ml), 10 días antes de la siembra e inoculadas con 1.500 estados juveniles (J2) de *Meloidogyne* spp. en el momento de siembra, obtuvieron un aumento en el peso seco de raíces de 1 g, en relación con el testigo nematodo que tuvo 12,2 g. Asimismo, DHAWAN & SINGH (2009) mencionan que el hongo *P. chlamydosporia* ($2,3 \times 10^8$ esporas/ml), aplicado como tratamiento preventivo en semillas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.), fue suficiente para que después de 45 días las plántulas de okra, inoculadas con 2.250 huevos de *M. incognita* en el momento de siembra, obtuvieran un aumento en el peso seco de raíces de 0,6 g, el cual fue superior al testigo nematodo que obtuvo un peso seco de raíces de 2,1 g. Los resultados descritos anteriormente, demostraron que el hongo *P. chlamydosporia*, aplicado de manera individual y preventiva, es efectivo para aumentar el peso seco de las raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, berenjena y okra parasitadas por *Meloidogyne* spp.

En la presente investigación, también se determinó que con *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml), aplicado 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, el peso seco de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, superó en 2 g al conseguido con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) y fue estadísticamente igual al conseguido con Carbofuran (500 ppm) (Tabla 2). Este resultado aclara que para la variable peso seco de raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, el hongo *P. chlamydosporia* aplicado de manera preventiva, en la concentración de 1×10^9 esporas/ml, es mejor que *P. lilacinum*, aplicado en la misma concentración.

Adicionalmente, las plántulas en las que se aplicó *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml), 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, tuvieron un peso seco de raíces de 5,6 g, el cual fue superior en 2,3 g al testigo nematodo. Si bien, el peso seco de raíces obtenido con dicho tratamiento fue significativamente menor ($p = 0,05$) en 1,2 g al alcanzado cuando el hongo fue aplicado 8 días antes de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente a los 30 y 60 días, este fue significativamente mayor ($p = 0,05$) en 1 g al conseguido con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) (Tabla 2).

Del mismo modo, las plántulas tratadas con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml), 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días obtuvieron un peso seco de raíces de 4,78 g, cuyo valor excedió en 1,4 g al testigo nematodo (Tabla 2). Dicho aumento fue similar al encontrado por MOHAMEND (2013) en plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) que fueron tratadas previamente con *P. lilacinum* (1×10^8 UFC/g), y posteriormente inoculadas con 5.000 huevos de *Meloidogyne* spp./planta. El autor menciona que las plántulas de tomate tuvieron un aumento en el peso seco de raíces de 1 g en relación con el testigo nematodo que obtuvo un peso seco de raíces de 3,60 g.

En cuanto a las plántulas tratadas con *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml), 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente tratadas a los 30 y 60 días, obtuvieron un peso seco de raíces de 4,0 g, el cual fue superior en 0,7 g al testigo nematodo (Tabla 2). Sin embargo, este aumento fue significativamente menor ($p = 0,05$) en 0,7 g en relación con el logrado cuando *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas/ml) se aplicó 8 días antes de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente se aplicó a los 30 y 60 días (Tabla 2). Los resultados antes mencionados, demostraron que la aplicación de *P. lilacinum* de manera preventiva en la zona radical de las plántulas de guayabo variedad Palmira ICA-1, permitió obtener mayor peso seco de raíces que cuando el mismo hongo se aplicó luego de la presencia de ambas especies de *Meloidogyne*. Asimismo, se probó que la aplicación de *P. lilacinum*, antes de la presencia de los fitonematodos, ayudó a que las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1 en almácigo, obtuvieran un peso seco de raíces estadísticamente igual ($p = 0,05$) al obtenido en plántulas en las cuales los fitonematodos no estuvieron presentes (testigo agua) (Tabla 2).

Tabla 1. Comparación de medias, según la prueba de Duncan al 5% de probabilidad para las variables altura, peso seco de parte aérea y peso seco de raíces de plántulas de guayabo de la variedad Palmira ICA-1, tratadas con *P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* y Carbofuran, después de 120 días de evaluación en almácigo.

Descripción de los tratamientos	Tratamiento	Concentración (esporas/ml)	Altura de plántulas (cm)	Peso seco de parte aérea (g)	Peso seco de raíces (g)
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds** + <i>P. lilacinum</i> 8, 30 y 60 dds	1	1×10^9	42,00 d*	9,76 d	4,01 h
<i>P. lilacinum</i> en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds*** + <i>P. lilacinum</i> 30 y 60 dds	2	1×10^9	42,44 d	10,07 d	4,78 g
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + <i>P. chlamydosporia</i> 8, 30 y 60 dds	3	1×10^9	52,16 c	14,15 c	5,65 f
<i>P. chlamydosporia</i> en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. chlamydosporia</i> 30 y 60 dds	4	1×10^9	52,88 c	14,55 c	6,82 e

<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + <i>P. lilacinum</i> y <i>P. chlamydosporia</i> 8, 30 y 60 dds	5	1 x 10 ⁸	58,77 b	20,67 b	8,08 d
<i>P. lilacinum</i> y <i>P. chlamydosporia</i> en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. lilacinum</i> y <i>P. chlamydosporia</i> 30 y 60 dds	6	1 x 10 ⁸	59,88 b	21,12 b	10,01 c
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + <i>P. lilacinum</i> , <i>P. chlamydosporia</i> y Carbofuran (125 ppm) 8, 30 y 60 dds	7	1 x 10 ⁶	62,00 a	23,82 a	11,00 b
<i>P. lilacinum</i> , <i>P. chlamydosporia</i> y Carbofuran (125 ppm) en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. lilacinum</i> , <i>P. chlamydosporia</i> y Carbofuran (125 ppm) 30 y 60 dds	8	1 x 10 ⁶	62,88 a	24,64 a	12,00 a
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + Carbofuran (500 ppm) 8,30 y 60 dds	9	-----	50,77 c	13,73 c	6,13 e
Carbofuran (500 ppm) en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + Carbofuran (500 ppm) 30 y 60 dds	10	-----	51,27 c	13,91 c	6,54 e
Testigo nematodo (inoculación de <i>Meloidogyne</i> spp. en el mds)	11	-----	41,05 d	9,63 d	3,30 i
Testigo agua	12	-----	41,27 d	9,93 d	4,58 g

* Valores en la misma columna seguidos por letras iguales son estadísticamente similares, según la prueba de Duncan al 5% de probabilidad.

** mds: momento de siembra.

*** dds: días después de la siembra.



Figura 2. Seguimiento de la parte aérea de las plántulas desde los 30 dds hasta los 120 dds. Tratamientos: **1.** *Meloidogyne* spp. en el mds* + *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) 8, 30 y 60 dds**. **2.** *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) 30 y 60 dds. **3.** *Meloidogyne* spp. en el mds + *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) 8, 30 y 60 dds. **4.** *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 30 y 60 dds. **5.** *Meloidogyne* spp. en el mds + *P. lilacinum* (1×10^8 esporas/ml) y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 8, 30 y 60 dds. **6.** *P. lilacinum* (1×10^8 esporas/ml) y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. lilacinum* (1×10^8 esporas/ml) y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 30 y 60 dds. **7.** *Meloidogyne* spp. en el mds + *P. lilacinum* (1×10^6 esporas/ml), *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) y Carbofuran (125 ppm) 8, 30 y 60 dds. **8.** *P. lilacinum* (1×10^6 esporas/ml), *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) y Carbofuran (125 ppm) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. lilacinum* (1×10^6 esporas/ml), *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) y Carbofuran (125 ppm) 30 y 60 dds. **9.** *Meloidogyne* spp. en el mds + Carbofuran (500 ppm) 8, 30 y 60 dds. **10.** Carbofuran (500 ppm) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + Carbofuran (500 ppm) 30 y 60 dds. **11.** Testigo nematodo **12.** Testigo agua. (* mds: momento de siembra. ** dds: después de la siembra).

Se demostró que los tratamientos con *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* aplicados en la zona radical de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, aumentaron en mayor medida el peso seco de las raíces que cuando estos se aplicaron 8 días después de la inoculación de los fitonematodos y nuevamente se aplicaron a los 30 y 60 días (Tabla 2). En consecuencia, la acción preventiva de los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* resultó favorable para el peso seco de las raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, hecho que también ha sido demostrado con otras especies vegetales tales como berenjena (*Solanum melongena* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.), okra (*Abelmoschus esculentus* L.) y tomate (*Solanum lycopersicum* L.) (REDDY & KHAN, 1988, 1989; RAO, 2005; DHAWAN & SINGH, 2009; KHAN *et al.*, 2012; MOHAMEND, 2013).

Efecto de los tratamientos sobre la población y el daño ocasionado por *M. incognita* y *M. mayaguensis*. El análisis de varianza realizado a las variables índice de nudos radicales, número de huevos y número de estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, en 100 g de raíces y suelo de guayabo en almácigo, mostró diferencias estadísticas altamente significativas entre los tratamientos. Los altos coeficientes de determinación con $R^2 = 0,99, 0,93, 0,99, 0,99$ y $0,97$, respectivamente y los bajos coeficientes de variación con C.V = 1,2, 18,4, 10,4, 5,8 y 20,5%, respectivamente, mostraron la confiabilidad de los resultados obtenidos (Tabla 3).

Tabla 3. Resultados del análisis de varianza para las variables índice de nudos radicales, número de huevos y número de estados juveniles (J2) de *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis*, en 100 g de raíces y suelo de guayabo en almácigo.

Fuente de variación	G.L.	Variables evaluadas				
		Índice de nudos radicales	Número de huevos en las raíces	Número de estados juveniles (J2) en las raíces	Número de huevos en el suelo	Número estados juveniles (J2) en el suelo
Tratamiento	11	1218,000**	5710,666**	2337835315**	8251571890**	169197,48**
Error	88	0,030	386,000	157710883	236118864	3768,70
Total correguido	99	1218,030	6096,666	2353606403	8275183777	172966,18
R^2		0,998	0,936	0,993	0,997	0,978
C.V (5%)		1,231	18,46	10,474	5,871	20,53

** Denota diferencias altamente significativas.

Índice de nudos radicales. En las raíces de las plántulas de guayabo a los 120 días de evaluación, se comprobó que la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), aplicada 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días, redujo significativamente el índice de nudos radicales a 3, en comparación con el testigo nematodo que alcanzó un índice de 9, cuyo valor es el más alto en la escala de evaluación de daños causados por el nematodo del nudo radical, propuesta por CASTAÑO-ZAPATA (1989) (Tabla 4 y Figura 3). Una reducción similar, a la encontrada aquí, fue reportada por RAMAKRISHNAN & PANDURANGA (2013), con la combinación de *P. lilacinum* (30 g/m^2) y Carbofuran (10 g/m^2), aplicada en plántulas de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), 5 días antes de la inoculación de *M. incognita*, bajo invernadero. Los autores mencionan que dicha combinación redujo el índice de nudos radicales a 1,81, en comparación con el testigo nematodo que obtuvo un índice de nudos radicales de 3,86. Asimismo, ZAKI & MAWBOOL (1998) reportan que la combinación de *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/g) y Carbofuran (11 mg de i.a./kg), aplicada preventivamente en plántulas de okra (*Abelmoschus esculentus* L.), las cuales fueron inoculadas con *M. javanica*, redujo el índice de nudos radicales a 2,8, en relación con el testigo nematodo que tuvo un índice de nudos radicales de 4,5, luego de 120 días de evaluación. Estos resultados comprueban que la aplicación preventiva de los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* en combinación con Carbofuran reducen el daño ocasionado por *Meloidogyne* spp. en las raíces de especies vegetales tales como guayabo variedad Palmira ICA-1, tabaco y okra, lo cual permite que el sistema radical de dichas especies tenga una mejor absorción de agua y nutrientes, importantes para su desarrollo y producción.

De manera similar, cuando la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm) se aplicó en las plántulas de guayabo, a los 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente se aplicó a los 30 y 60 días, se obtuvo un índice de nudos radicales de 5, cuyo valor fue significativamente mayor ($p = 0,05$) en 2 grados al obtenido con la aplicación de estos mismos insumos 8 días antes de la inoculación de *Meloidogyne* (Tabla 4 y Figura 3). Estos resultados demostraron que la aplicación preventiva de la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm) disminuyó el daño ocasionado por *M. incognita* y *M. mayaguensis*, que la aplicación de la mezcla después de la presencia de los fitonematodos. No obstante, es de resaltar que la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm) aplicada 8 días después de la inoculación de las especies de *Meloidogyne* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días, proporcionó un índice de nudos radicales de 5, el cual fue significativamente menor en cuatro grados al obtenido en el testigo nematodo, siendo además estadísticamente igual al índice alcanzado con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) aplicada antes o después de la presencia de ambas especies de *Meloidogyne* (Tabla 4 y Figura 3).

Por otra parte, con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml), aplicado en las plántulas de guayabo a los 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, se obtuvo un índice de nudos radicales de 7, el cual fue significativamente menor ($p = 0,05$) en 2 grados al encontrado en el testigo nematodo (Tabla 4 y Figura 3). De modo similar, RAO (2005) demostró que luego de 150 días de evaluación, *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/ml) aplicado en plántulas de lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) que fueron inoculadas con *M. javanica* en el momento de la siembra, redujo el índice de nudos radicales a 5, en comparación con testigo nematodo que obtuvo un índice de 8. Por consiguiente, el hongo *P. chlamydosporia*, aplicado de manera individual, antes o después de la presencia de las dos especies de *Meloidogyne*, disminuye los nudos radicales de plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1 y de lima ácida, ocasionados por *M. incognita* y *M. mayaguensis*. En esta investigación tanto con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) como con Carbofuran (500 ppm), aplicados en las plántulas de guayabo a los 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicados a los 30 y 60 días, se obtuvo un índice de nudos radicales de 7, con una reducción de 2 grados en comparación con el testigo nematodo (Tabla 4 y Figura 3); sin embargo, *P. chlamydosporia*, además de disminuir el índice de daño ocasionado por *Meloidogyne* spp., es capaz de colonizar la rizosfera de las plántulas infestadas y de persistir en el suelo por más de dos meses luego de ser aplicado (ARÉVALO *et al.*, 2012).

Aunque con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), aplicado en las plántulas de guayabo a los 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, se obtuvo un índice de nudos radicales de 9, que fue igual al que se produjo en el testigo nematodo, generalmente las raíces de las plántulas tratadas con el hongo tenían entre 40 y 60 nudos, mientras que las raíces del testigo nematodo entre 100 y 200 nudos (Tabla 4 y Figura 2). En contraste, el testigo agua, que presentó un índice de 1, demostró que no hubo nudos radicales, puesto que las especies de *Meloidogyne* no estuvieron presentes (Tabla 4 y Figura 3).

Se comprobó que, a excepción de *P. lilacinum* solo (1×10^9 esporas) aplicado 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, todos los tratamientos disminuyeron el índice de nudos radicales, no obstante, la mayor reducción se obtuvo con la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm) aplicada 8 días antes de la inoculación de ambas especies de *Meloidogyne* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días (Tabla 4 y Figura 3). Asimismo, reducciones del daño ocasionado por *Meloidogyne* spp., conseguidas con la aplicación preventiva de los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, en mezcla y en combinación con Carbofuran, también han sido demostradas en otras especies vegetales tales como tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), okra (*Abelmoschus esculentus* L.) y lima ácida (*Citrus aurantifolia*

Christm. et Panz.) (ZAKI & MAWBOOL, 1998; RAO, 2005; RAMAKRISHNAN & PANDURANGA, 2013).

Población de *M. incognita* y *M. mayaguensis* en las raíces. Luego de 120 días de evaluación, se comprobó que la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), aplicada 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, fue el mejor tratamiento para disminuir su población, ya que se obtuvieron 309 huevos y 155 estados juveniles (J2) de las dos especies de *Meloidogyne* en 100 g de raíces de guayabo variedad Palmira ICA-1, cuyos valores fueron significativamente menores en 25 y 20 veces que los obtenidas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), 70 y 54 veces que las conseguidas con *P. chlamydosporia* solo (1×10^9 esporas/ml) o con Carbofuran solo (500 ppm) y 156 y 112 veces que las alcanzadas con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), respectivamente; siendo, además, estadísticamente iguales al testigo agua, en donde las especies de *Meloidogyne* no estuvieron presentes (Tabla 4). Es de resaltar que con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), aplicada 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, se obtuvieron las mayores reducciones de huevos y de estados juveniles (J2) de los fitonematodos con 99,6% y 99,7%, respectivamente, en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 93.977 huevos y 51.937 estados juveniles (J2) de las dos especies de *Meloidogyne*. Una reducción similar a la encontrada aquí para los estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis* fue reportada por DHAWAN & SINGH (2009), quienes mencionan que *P. chlamydosporia* (5 kg/ha) en combinación con Carbofuran (2 kg de i.a./ha), aplicados de manera preventiva en raíces de okra (*Abelmoschus esculentus* L.), que fueron inoculadas con *M. incognita* en el momento de siembra, redujeron el 81% de estados juveniles (J2) del fitonematodo, luego de 90 días de evaluación.

Por otro lado, cuando la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), se aplicó 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente se aplicó a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, redujo en las raíces el 96,2% de los huevos y el 97,5% de los estados juveniles (J2) de ambas especies de *Meloidogyne* en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 93.977 huevos y 51.937 estados juveniles (J2)/100 g de raíces de las dos especies mencionadas (Tabla 4). Los resultados anteriores demostraron que los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* son compatibles con Carbofuran y que su aplicación preventiva en raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, causó la mayor reducción poblacional de *M. incognita* y *M. mayaguensis* que su aplicación después de la presencia de ambas especies de *Meloidogyne*.

Se encontró que la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), aplicada 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, redujo considerablemente la población de las dos especies de *Meloidogyne*, disminuyendo el 91,6% de sus huevos y el 93,9% de sus estados juveniles (J2), en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 93.977 huevos y 51.937 estados juveniles (J2)/100 g de raíces de ambas especies de *Meloidogyne* (Tabla 4). La reducción de los estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, encontrada aquí, fue más alta que la reportada por RAO (2005) en plántulas de lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/ml), aplicada 10 días antes de la inoculación con *M. javanica*. El autor menciona que, después de 150 días de evaluación, la mezcla de los dos hongos redujo en las raíces el 49% de sus estados juveniles (J2), en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 960 estados juveniles (J2) de *M. javanica*/100 g de raíces.

También, se encontró que las reducciones de 91,6% de huevos y 93,9% de los estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, obtenidas con la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), cuando esta se aplicó 8 días antes de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente se aplicó a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, fueron estadísticamente mayores ($p = 0,05$) que cuando se aplicaron de manera individual, disminuyendo el número de huevos y de estados juveniles (J2) de las dos especies de nematodos de la siguiente manera: 3 y 2 veces más que *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) o que Carbofuran (500 ppm), y 6 y 5 veces más que *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml).

Asimismo, las reducciones mencionadas, fueron mayores que las encontradas con la misma mezcla pero aplicada 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días, la cual redujo el 89,9% de sus huevos, y el 90,3% de sus estados juveniles (J2) en las raíces, en relación con el testigo nematodo que presentó 93.977 huevos y 51.937 estados juveniles (J2)/100 g de raíces de ambas especies de *Meloidogyne* (Tabla 4).

Tabla 4. Comparación de medias para el índice de nudos radicales, número de huevos y estados juveniles (J2) de *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis* en 100 g de raíces y suelo, según la prueba de Duncan al 5% de probabilidad, de acuerdo a cada tratamiento evaluado.

Tratamientos	Tratamiento	Concentración (esporas/ml)	Índice de nudos radicales	Cantidad (#) de huevos en las raíces	Cantidad (#) de estados juveniles (J2) en las raíces	Cantidad (#) de huevos en el suelo	Cantidad (#) de estados juveniles (J2) en el suelo
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds* + <i>P. lilacinum</i> 8, 30 y 60 dds***	1	1 x 10 ⁹	9 e*	65,696 h	32,593 h	71 e	20 e
<i>P. lilacinum</i> en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. lilacinum</i> 30 y 60 dds	2	1 x 10 ⁹	9 e	48,243 g	17,416 g	53 d	17 d
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + <i>P. chlamydosporia</i> 8, 30 y 60 dds	3	1 x 10 ⁹	7 d	23,878 f	10,919 f	33 c	14 c
<i>P. chlamydosporia</i> en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. chlamydosporia</i> 30 y 60 dds	4	1 x 10 ⁹	7 d	21,681 e	8,493 e	15 b	10 b
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + <i>P. lilacinum</i> y <i>P. chlamydosporia</i> 8, 30 y 60 dds	5	1 x 10 ⁸	5 c	9,421 d	5,019 d	0 a	0 a
<i>P. lilacinum</i> y <i>P. chlamydosporia</i> en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. lilacinum</i> y <i>P. chlamydosporia</i> 30 y 60 dds	6	1 x 10 ⁸	5 c	7,873 c	3,156 c	0 a	0 a
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + <i>P. lilacinum</i> , <i>P. chlamydosporia</i> y 125 ppm de Carbofuran 8, 30 y 60 dds	7	1 x 10 ⁶	5 c	3,506 b	1,298 b	0 a	0 a
<i>P. lilacinum</i> , <i>P. chlamydosporia</i> y Carbofuran (125 ppm) en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + <i>P. lilacinum</i> , <i>P. chlamydosporia</i> y Carbofuran (125 ppm) 30 y 60 dds	8	1 x 10 ⁶	3 b	309 a	155 a	0 a	0 a
<i>Meloidogyne</i> spp. en el mds + Carbofuran (500 ppm) 8, 30 y 60 dds	9	-----	7 d	21,897 e	8,572 e	15 b	9 b
Carbofuran (500 ppm) en el mds + <i>Meloidogyne</i> spp. 8 dds + Carbofuran (500 ppm) 30 y 60 dds	10	-----	7 d	21,023 e	8,234 e	14 b	9 b
Testigo nematodo (inoculación de <i>Meloidogyne</i> spp. en el mds)	11	-----	9 e	93,977 i	51,937 i	142 f	24 f
Testigo (agua)	12	-----	1 a	0 a	0 a	0 a	0 a

* Valores en la misma columna seguidos por la misma letra son estadísticamente iguales, según la prueba de Duncan al 5% de probabilidad.

** mds: momento de siembra.

*** dds: después de la siembra.

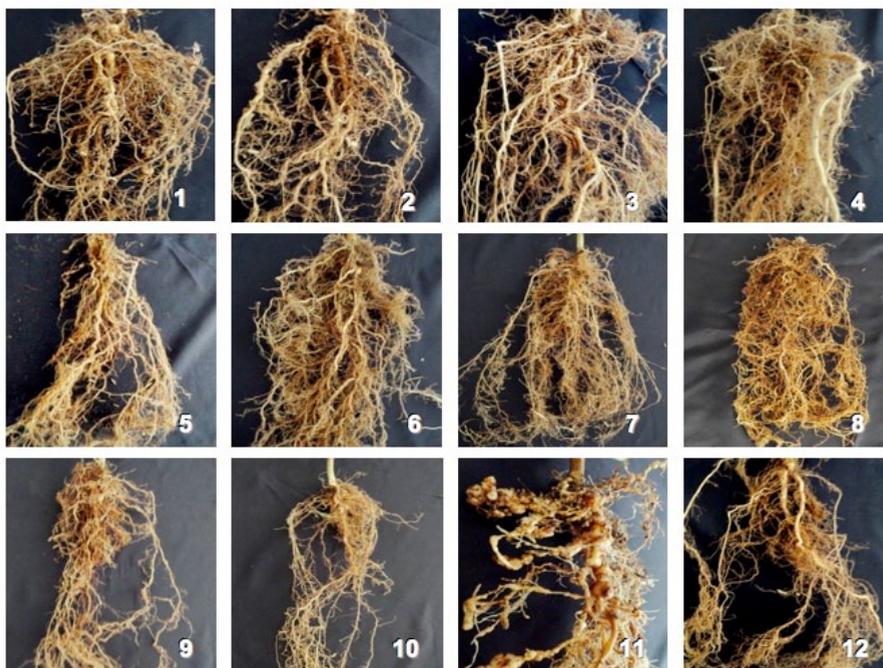


Figura 3. Raíces de guayabo, variedad Palmira ICA-1, con diferentes tratamientos, después de 120 días de evaluación. Tratamientos: **1.** *Meloidogyne* spp. en el mds* + *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) 8, 30 y 60 dds**. **2.** *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml) 30 y 60 dds. **3.** *Meloidogyne* spp. en el mds + *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) 8, 30 y 60 dds. **4.** *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 30 y 60 dds. **5.** *Meloidogyne* spp. en el mds + *P. lilacinum* (1×10^8 esporas/ml) y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 8, 30 y 60 dds. **6.** *P. lilacinum* (1×10^8 esporas/ml) y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. lilacinum* (1×10^8 esporas/ml) y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml) 30 y 60 dds. **7.** *Meloidogyne* spp. en el mds + *P. lilacinum* (1×10^6 esporas/ml), *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) y Carbofuran (125 ppm) 8, 30 y 60 dds. **8.** *P. lilacinum* (1×10^6 esporas/ml), *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) y Carbofuran (125 ppm) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + *P. lilacinum* (1×10^6 esporas/ml), *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) y Carbofuran (125 ppm) 30 y 60 dds. **9.** *Meloidogyne* spp. en el mds + Carbofuran (500 ppm) 8, 30 y 60 dds. **10.** Carbofuran (500 ppm) en el mds + *Meloidogyne* spp. 8 dds + Carbofuran (500 ppm) 30 y 60 dds. **11.** Testigo nematodo. **12.** Testigo agua. (* mds: momento de siembra. ** dds: días después de la siembra).

Por otro lado, la aplicación de *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas), 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicada a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, redujo en las raíces el 76,9% de los huevos, y el 83,6% de los estados juveniles (J2) de ambas especies de *Meloidogyne* en comparación con el testigo nematodo que presentó 93.977 huevos y 51.937 estados juveniles (J2)/100 g de raíces de las dos especies de *Meloidogyne*. Es de destacar que las reducciones, mencionadas aquí, fueron estadísticamente iguales a las obtenidas con el agroquímico

(Carbofuran) (Tabla 4). De manera similar, la reducción en los huevos de las especies de *Meloidogyne*, encontrada en esta investigación con *P. chlamydosporia*, fue similar a la reportada por DALLEMOLE-GIARETTA *et al.* (2014), quien señaló que la incorporación preventiva de 3 g de sustrato de arroz colonizado por *P. chlamydosporial* kg de suelo, en plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) inoculadas con *M. javanica*, redujo el 72,83% de los huevos, en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 89.039 huevos de *M. javanica*/100 g de raíces.

Se comprobó que las reducciones de huevos y estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis* en 76,9% y 83,6%, respectivamente obtenidas con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas) aplicado 8 días antes de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, fueron estadísticamente mayores ($p = 0,05$) que las conseguidas con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), ya que redujo 2 veces más el número de huevos y estados juveniles (J2) de las dos especies mencionadas. Además, dichas reducciones también fueron mayores que las alcanzadas con *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas) aplicado 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, que redujo el 74,5% de los huevos, y el 78,9% de los estados juveniles (J2) de las dos especies de nematodos (Tabla 4). Este resultado comprobó que la aplicación preventiva del hongo *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml) tuvo mayor efecto biocontrolador de *M. incognita* y *M. mayaguensis* que cuando se aplicó después de la presencia de ambas especies. Estos resultados, también, permiten aclarar que cuando los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* se aplicaron solos, en la misma concentración (1×10^9 esporas/ml), *P. chlamydosporia* proporcionó mejores reducciones en la población de *M. incognita* y *M. mayaguensis* que *P. lilacinum*. Es probable que este resultado sea consecuencia del potencial que tiene *P. chlamydosporia* para producir dictioclamidosporas, las cuales son estructuras de resistencia del hongo que le permiten sobrevivir, emitir micelio, colonizar la rizosfera y proliferar en el suelo (LEGUIZAMÓN, 1994; FLORES *et al.*, 2008; HERNÁNDEZ & DÍAZ, 2008).

De esta manera, *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), aplicado 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, redujo el 48,67% de los huevos y el 66,47% de los estados juveniles (J2) de ambas especies de *Meloidogyne* en comparación con el testigo nematodo, que obtuvo 93.977 huevos y 51.937 estados juveniles (J2)/100 g de raíces de las dos especies de nematodos. Las reducciones encontradas con este bioinsumo fueron mayores a las alcanzadas con *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), aplicado 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, el cual redujo el 30,0% de los huevos, y el 37,2% de los estados juveniles (J2) de ambas especies de *Meloidogyne* (Tabla 4).

Después de 120 días de evaluación, se comprobó que cuando los hongos *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, se aplicaron, en mezcla o en combinación con Carbofuran, en la zona radical de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente se aplicaron a los 30 y 60 días, fueron más efectivos para reducir las dos especies de nematodos que cuando los mismos hongos se aplicaron a los 8 días después de la inoculación de ambas especies de *Meloidogyne* y nuevamente se aplicaron a los 30 y 60 días. Estos resultados positivos de la aplicación de los hongos de manera preventiva, también se han reportado en especies vegetales tales como okra (*Abelmoschus esculentus* L.), lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.), café (*Coffea arabica* L.) y tomate (*Solanum lycopersicum* L.), causando reducciones entre 49 % y 81% de la población de *Meloidogyne* spp. (RAO, 2005; DHAWAN & SINGH, 2009; CASTRO & RIVILLAS, 2011; DALLEMOLE-GIARETTA *et al.*, 2014).

Población de *M. incognita* y *M. mayaguensis* en el suelo. Se probó que las mezclas *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), y *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), aplicadas 8 días antes u 8 días después de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicadas en las plántulas de guayabo a los 30 y 60 días tuvieron mayor efecto que los demás tratamientos, debido a que redujeron 100% la población de las dos especies de nematodos en el suelo en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 142 huevos y 24 estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis*/100 g de suelo. Por este motivo, luego de 120 días de evaluación, en las muestras de suelo donde se aplicaron dichas mezclas, no se encontraron huevos o estados juveniles (J2) de las dos especies de *Meloidogyne*, de igual manera a como ocurrió en el testigo agua (Tabla 4).

La reducción obtenida con las mezclas mencionadas anteriormente, fue mayor que la encontrada por MUTHULAKSHMI *et al.* (2012), quienes demostraron que el tratamiento de *P. chlamydosporia* (10 kg/ha) combinado con Carbofuran (2 kg de i.a./ha) y en mezcla con la bacteria *Pseudomonas fluorescens* Migula (10 kg/ha) y el hongo *Trichoderma viride* Pers. (10 kg/ha), disminuyó el 63,7% de los huevos y 75,8% de los quistes de *Globodera rostochiensis*, en el suelo de plántulas de papa (*Solanum tuberosum* L.), en comparación con el testigo nematodo que obtuvo 10.600 huevos y 179 quistes de *G. rostochiensis*/100 g de suelo (Tabla 4). La reducción de 100% de las dos especies de *Meloidogyne* encontrada con las mezclas mencionadas, también fue mayor que la reportada por RAO (2005), quien menciona que luego de 150 días de evaluación, la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (2×10^6 UFC/ml) aplicada en plántulas de lima ácida (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.), inoculadas con *M. javanica*, disminuyó el 62% de los estados juveniles (J2) en el suelo, en comparación al testigo nematodo que obtuvo 459 huevos y 134 estados juveniles (J2) de *M. javanica*/100 g de suelo.

El hongo *P. chlamydosporia* (1×10^9 esporas/ml), aplicado 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días en las plántulas de guayabo, redujo el 89,4% de los huevos y el 58,3% de los estados juveniles (J2) de ambas especies de *Meloidogyne* en comparación con el testigo nematodo. En cambio, cuando el mismo hongo se aplicó 8 días después de la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente se aplicó a los 30 y 60 días, se obtuvieron reducciones de 76,7% y 41,6%, respectivamente, en comparación al testigo nematodo; sin embargo, es de destacar que sus valores fueron estadísticamente iguales a los producidos con Carbofuran (500 ppm) (Tabla 4). Una reducción similar en los huevos de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, encontrada con este tratamiento, fue reportada por CRUZ (2007), quien menciona que, bajo condiciones de campo, la aplicación de *P. chlamydosporia* (3×10^9 esporas/ml) en el momento de siembra de okra (*Abelmoschus esculentus* L.), disminuyó el 76% los huevos de *Meloidogyne* spp. en el suelo (Tabla 4).

Por otro lado, *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/ml), aplicado 8 días antes de la inoculación de *M. incognita* y *M. mayaguensis* y nuevamente aplicado en el plato de las plántulas de guayabo a los 30 y 60 días, redujo el 62,68% de los huevos y el 29,17% de estados juveniles (J2) de las dos especies de nematodos, con valores estadísticamente mayores ($p = 0,05$) que los obtenidos con *P. lilacinum* aplicado en la misma concentración 8 días después la inoculación de las dos especies de *Meloidogyne* y nuevamente aplicado a los 30 y 60 días, que redujo 50,0% de los huevos y 16,6% de sus estados juveniles (J2) en comparación con el testigo nematodo (Tabla 4). En contraste, en el testigo nematodo se obtuvo el mayor número de huevos con 142/100 g de suelo y el mayor número de estados juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis* con 24/100 g de suelo y en el testigo agua no estuvieron presentes (Tabla 4). Las menores cantidades de ambas especies de *Meloidogyne* en el suelo, también pueden explicarse debido al hábito alimenticio de estos nematodos fitoparásitos, los cuales se caracterizan por ser endoparásitos sedentarios; por consiguiente, una vez ha alcanzado un sitio de alimentación fijo en las raíces, se tornan inmóviles y adquieren una forma abultada para formar y depositar los huevos en su interior (JEPSON, 1987; CROW & DUNN, 2005; PERRY *et al.*, 2009; GUZMÁN *et al.*, 2012).

Los resultados mencionados anteriormente, permitieron comprobar que los tratamientos con *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia*, aplicados en la zona radical de las plántulas de guayabo, variedad Palmira ICA-1, contribuyeron en la reducción de *M. incognita* y *M. mayaguensis* en el suelo. Siendo las mezclas *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/ml) en combinación con Carbofuran (125 ppm), y *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/ml), las que mantuvieron el suelo libre de los fitonematodos.

CONCLUSIONES

El sistema radical de guayabo, variedad Palmira ICA1, inoculado tres veces con los hongos *Purpureocillium lilacinum*, cepa JI-1, y *Pochonia chlamydosporia*, cepa JI-1, en mezcla o en combinación con Carbofuran, antes y después de la presencia de *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis*, redujeron el 96% de estos nematodos y disminuyeron el índice de nudos radicales, constituyéndose en una alternativa de manejo integrado del nematodo del nudo radical, basada en el uso racional de los insumos biológicos y químicos.

La inoculación de los hongos *Purpureocillium lilacinum*, cepa JI-1, y *Pochonia chlamydosporia*, cepa JI-1, en mezcla o en combinación con Carbofuran, en el sistema radical de guayabo, variedad Palmira ICA-1, antes o después de la presencia de *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis*, estimuló el crecimiento de las plántulas, ocasionando aumentos hasta del doble en altura y peso seco de la parte aérea; y cuando esta inoculación se realizó antes de la presencia de las dos especies de nematodos, el peso seco de raíces se incrementó tres veces en comparación con el testigo nematodo.

Los hongos *Purpureocillium lilacinum*, cepa PI-11, y *Pochonia chlamydosporia* var. *canetulata*, cepa JI-1, solos o en mezcla, en condiciones de almacigo, confirmaron su alto potencial infectivo en el control de *M. incognita* y *M. mayaguensis*, por lo cual se promueve su uso en condiciones de almacigo y de campo dentro de un programa de manejo integrado de *Meloidogyne* spp. como una alternativa ambientalmente segura, económica, accesible y de fácil aplicación.

AGRADECIMIENTOS

A la Corporación Laverlam International, por el aporte de las formulaciones de los hongos controladores de fitonematodos y por el apoyo económico para poder realizar esta investigación. Igualmente, a la Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados de la Universidad de Caldas, por la co-financiación de esta investigación. A Jorge Elías Toro Alzate, por su colaboración en la propagación de guayabo, variedad Palmira ICA-1, en el invernadero del Jardín Botánico de la Universidad de Caldas.

REFERENCIAS

- AGRIOS, G.N., 2005.- *Plant pathology*. 5 ed. Elsevier Academic Press, Nueva York.
- ARAYA, M., CENTENO, M. & CARRILLO, W., 1995.- Densidad poblacional y frecuencia de los nematodos parásitos de banano (*Musa AAA*) en nueve cantones de Costa Rica. *Corbana*, 20 (43): 6-11.
- ARÉVALO, J., SILVA, S.D., CARNEIRO, M., LOPES, R.B., CARNEIRO, R., TIGANO, M.S. & HIDALGO-DÍAZ, L., 2012.- *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare y Gams como potencial agente de control biológico de *Meloidogyne enterolobii* (Yang y Eisenback) en cultivos hortícolas. *Rev. Protección Veg.*, 27 (2). Recuperado de <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script>

- ARUMUGAM, K., RAMALINGAM, P. & APPU, M., 2013.- Isolation of *Trichoderma Viride* and *Pseudomonas Fluorescens* organism from soil and their treatment against rice pathogens. *Journal of Microbiology and Biotechnology Research*, 3 (6): 77-81. Recuperado de <http://scholarsresearchlibrary.com/JMB-vol3-iss6/JMB-2013>
- ATKINS, S.D., HIDALGO, L., KALISZ, H., MUCHLINE, T.H., HIRSCH, P.R. & KERRY, B.R., 2003.- Development of a new management strategy for the control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in organic vegetable production. *Pest Manag. Sci.*, 59: 183-189.
- BARBOSA, D.H., VIERA, H.D., SOUZA, R.M., VIANA, A.P. & SILVA, C.P., 2004.- Field estimates of coffee yield losses and damage threshold by *Meloidogyne exigua*. *Nematologia Brasileira*, 28 (1): 49-54.
- BOLAÑOS, M., GÓMEZ, J.M., MELO, J.P. & CAMPO, E.J., 2007.- Evaluación de prácticas de manejo de nematodos parásitos en cultivos de guayabo en el Valle del Cauca. Plegable divulgativo, noviembre de 2007.
- CARDONA, N.L. & LEGUIZAMÓN, J.E., 1997.- Aislamiento y patogenicidad de hongos y bacterias al nematodo del nudo radical del café *Meloidogyne* spp. Goeldi. *Fitopatología Colombiana*, 21 (1): 39-52.
- CASTAÑO-ZAPATA, J., 1989.- Estandarización de la estimación de daños causados por hongos, bacterias y nematodos en frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Fitopatología Colombiana*, 13 (1): 9-19.
- CASTRO, A.M. & RIVILLAS, C.A., 2011.- Protección biológica de raíces de café contra el complejo de nematodo nodulador *M. incognita* + *M. javanica* en condiciones de almácigo. *Fitopatología Colombiana*, 35 (1).
- CORREA, G.P., 2011.- Evaluación de la capacidad promotora del crecimiento de microorganismos extraídos de suelos supresivos sobre plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum*) y su influencia en la calidad de plántula: Trabajo monográfico, Escuela Superior de Ingeniería, Almería.
- COYNE, D.L. & TALWANA, L.A.H., 2000.- Reaction of cassava cultivars to root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in pot experiment and farmer-managed field trials in Uganda. *International Journal of Nematology*, 10: 153-158.
- CROW, W. & DUNN, R., 2005.- *Introduction to plant nematology. Plant Parasitic Nematodes*. Department of Entomology and Nematology, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. <http://edis.ifas.ufl.edu>
- CRUZ, S.A., 2007.- Control del nematodo nodulador de raíz (*Meloidogyne* spp.) en el cultivo de okra americana (*Abelmoschus esculentus*) con Micorriza Vesicular Arbuscular (VAM), *Trichoderma harzianum*, *Paecilomyces lilacinus*, *Pochonia chlamydosporia* y Marigold (*Tagetes erecta*). Proyecto especial presentado como requisito parcial para optar el título de Ingeniero Agrónomo en el grado Académico de Licenciatura, Zamorano-Honduras. DALLEMOLE-GIARETTA, R., GRASSI, L., DEBORAH, M.X., FALCÃO, Z.R., FERRAZ, S. & LOPES, E.A., 2014.- Incorporação ao solo de substrato contendo micélio e conídios de *Pochonia chlamydosporia* para o manejo de *Meloidogyne javanica*. *Cienc. Rural*, 44 (4). Recuperado de <http://www.scielo.br/scielo.php?pid=DANE> (DEPARTAMENTO ADMINISTRATIVO NACIONAL DE ESTADÍSTICA), 2011.- *Resultados Encuesta Nacional Agropecuaria ENA*. Bogotá.
- DÁVILA, M., ACOSTA, N., BETANCOURT, C. & NEGRÓN, J., 1999.- Capacidad quitinolítica de hongos aislados de suelos agrícolas infestados con el nematodo nodulador (*Meloidogyne* spp.) en Puerto Rico. *J. Agric. Univ. P.R.*, 83 (3-4): 189-199.
- DE WAELE, D.D. & DAVIDE, R.G., 1998.- Nematodos noduladores de las raíces del banano. Plagas de *Musa*. Hoja divulgativa No. 3. Inibap, Colombia.
- DHAWAN, S.C. & SINGH, S., 2009.- Compatibility of *Pochonia chlamydosporia* with nematicide and neem cake against root knot nematode, *Meloidogyne incognita* infesting okra. *Indian Journal of Nematology*, 39: 85-89.
- DUQUE, A. & GUZMÁN, O.A., 2013.- Comportamiento de materiales de guayabo (*Psidium guajava* Linneo) al parasitismo del nematodo formador de agallas [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood y *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood]. *Revista Luna Azul*, 37: 130-154.
- EISENBACK, J.D., 1985.- Detailed morphology and anatomy of second-stage juveniles, males, and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes) (en) SASSER, J.N. & CARTER, C.C. (eds.) *An Advanced Treatise on Meloidogyne. Volume I. Biology and Control*. A cooperative publication of the Department of Plant Pathology and the United States Agency for International Development, North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina.
- ESFAHANI, N.M. & POUR, A.B., 2006.- The effects of *Paecilomyces lilacinus* on the Pathogenesis of *Meloidogyne javanica* and Tomato Plant Growth parameters. *Iran Agricultural Research*, 24 (2): 67-76.
- FAO (ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA), 2008.- Guayaba. Características generales. http://www.fao.org/inpho_archive/con
- FLORES, C.R., ATKINS, S.D., MANZANILLA-LÓPEZ, R. & PRADO-VERA, I.C., 2008.- Caracterización de aislamientos mexicanos de *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Gams y Zare para el control biológico de *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne y Allen. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 26 (2): 93-104.
- GARCÍA, L., BULNES, C., MELCHOR, G., VEGA, E., MONTES DE OCA, N., HIDALGO, L. & MARRERO, E., 2004.- Safety of *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* on acute oral and dermal Toxicity/ Pathogenicity evaluations in rats and rabbits. *Vet. And Human Toxicology*, 46 (5): 248-250.
- GELPUD, C.C., MORA, M.E., SALAZAR, G.C. & BETANCOURT, G.C., 2011.- Susceptibilidad de genotipos de *Solanum* spp. al nematodo causante del nudo radical *Meloidogyne* spp. (chitwood). *Acta Agronómica, Colombia*, 60 (1): 50-67.
- GIRALDO, F.M. & LEGUIZAMÓN, C.J., 1997.- Aislamiento y evaluación *in vitro* de hongos a partir de estados de *Meloidogyne* spp. infectados naturalmente. *Cenicafé*, 48 (3): 195-203.
- GÓMEZ, L., 2007.- *Diagnóstico de nematodos agalleros y prácticas agronómicas para el manejo de Meloidogyne incognita en la producción protegida de hortalizas*: Tesis, UNAH - CENSA, Cuba.
- GUZMÁN, P.O. & CASTAÑO, Z.J., 2010.- Identificación de nematodos fitoparásitos en guayabo (*Psidium guajava* L.), en el municipio de Manizales (Caldas), Colombia. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 34 (130): 117-125.
- GUZMÁN, P.O., CASTAÑO, Z.J. & VILLEGAS, E.B., 2012.- Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Agronomía*, 20 (1): 38-50.

- HERNÁNDEZ-LEAL, T.I., CARRIÓN, G. & HEREDIA, G., 2011.- Solubilización *in vitro* de fosfatos por una cepa de *Paeclomyces lilacinus* (Thom) Samson. *Agrociencia*, 45 (8): 881-892.
- HERNÁNDEZ, M.A. & DÍAZ, L.H., 2008.- KlamiC[®]: Bionemática agrícola producido a partir del hongo *Pochonia chlamydosporium* var. *catenulata*. *Revista Protección Vegetal*, 23 (2): 131-134.
- ICA (INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO), 2014.- Área de protección vegetal: Listado de Registro de Venta de plaguicidas químicos de uso agrícola. <http://www.ica.gov.co/Areas/Agricola/Servicios>
- JENKINS, W.R., 1964.- A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter*, 48 (9): 692.
- JEPSON, S., 1987.- Identification of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). CAB International, United Kingdom.
- JONATHAN, E.I. & RAJENDRAN, G., 2001.- Assessment of avoidable yield loss in banana due to root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. *Indian Journal of Nematology*, 30 (2): 162-164.
- KERRY, B.R., 2000.- Rhizosphere interactions and the exploitation of microbial agents for the biological control of plant parasitic nematodes. *Annual Review of Phytopathology*, 38 (1): 423-442.
- KHAN, T.A. & SAXENA, S.K., 1997.- Integrated management of root-knot nematode *Meloidogyne javanica* infected tomato using organic materials and *Paeclomyces lilacinus*. *Bioresource Technology*, 61: 247-250.
- KHAN, M.R., MOHIDDIN, F.A., EJAZ, M.N. & KHAN, M.M., 2012.- Management of root-knot disease in eggplant through the application of biocontrol fungi and dry neem leaves. *Turk J Biol*, 36: 161-169.
- LEE, M.D., CHEN, C.H., TSAY, T.T. & LIN, Y.Y., 1998.- Survey and control of guava nematode diseases. *Plant Protection Bulletin Taipei*, 40: 265-276.
- LEGUIZAMÓN, J.E., 1994.- Efecto de *Meloidogyne* spp. en plántulas de *Coffea arabica* L. variedad Caturra en etapa de vivero: 5 (en) *XV Congreso de la Asociación Colombiana de Fitopatología y Ciencias Afines*. Santafé de Bogotá.
- LORDELLO, R.R.A., LORDELLO, A.L.L. & MARTINS, A.L.M., 1990.- Plantio de cafezal em área infestada por *Meloidogyne exigua*. *Nematologia Brasileira*, 14: 18-19.
- LOZANO, J.C., TORO, J.C., GARCÍA, R. & TAFUR, R., 2002.- *Manual sobre el cultivo de la guayaba en Colombia*. Fruticultura colombiana, Cali.
- MACÍÁ-VICENTE, J.G., ROSSO, L.C., CIANCIO, A., JANSSON, H.B. & LÓPEZ-LLORCA, L.V., 2009.- Colonisation of barley roots by endophytic *Fusarium equiseti* and *Pochonia chlamydosporia*: effects on plant growth and disease. *Annals of Applied Biology, Warwickshire*, 155 (3): 391-401.
- MEREDITH, J., 1973.- *Algunos métodos de campo y laboratorio para trabajar con nematodos*. Maracaibo, Venezuela.
- MENDES, C.A.C., MENDES, G.E., CIPULLO, J.P. & BURDMANN, E.A., 2005.- Acute intoxication due to ingestion of vegetables contaminated with aldicarb. *Clinical Toxicology*, 43: 117-118.
- MOHAMED, S.K., 2013.- The potential of five eco-biorational products on the reproduction of root-knot nematode and plant growth. *ESCI J. Plant Pathol*, 2 (02): 84-91. Recuperado de <http://www.escijournals.net/EJPP>
- MONTES DE OCA, N., ARÉVALO, J., ACOSTA, N., PETEIRA, B., HIDALGO-DÍAZ, L. & KERRY, B.R., 2005.- Estabilidad de la cepa IMI SD 187 de *P. chlamydosporia* var. *catenulata*. Parte I. Indicadores morfológicos, productivos y patogénicos. *Rev. Protección Veg.*, 20 (2): 93-100.
- MUTHULAKSHMI, M., KUMAR, S., SUBRAMANIAN, S. & ANITA, B., 2012.- Compatibility of *Pochonia chlamydosporia* with other biocontrol agents and carbofuran. *J Biopest.*, 5: 243-245. Recuperado de <http://www.jbiopest.com>
- MUTKHTAR, T., ARSHAD, H.M. & ZAMEER, K.M., 2013.- Biocontrol potential of *Pasteuria penetrans*, *Pochonia chlamydosporia*, *Paeclomyces lilacinus* and *Trichoderma harzianum* against *Meloidogyne incognita* in okra. *Phytopathologia Mediterranea*, 52 (1): 66-76.
- NIÑO, N.E., ARBELÁEZ, G. & NAVARRO, R., 2008.- Efecto de diferentes densidades poblacionales de *Meloidogyne hapla* sobre uchuva (*Physalis peruviana* L.) en invernadero. *Agronomía Colombiana*, 26 (1): 58-56.
- PERRY, R., MOENS, M. & STARR, J., 2009.- *Root knot nematodes*. CAB International, London.
- PETEIRA, B., PUERTAS, A., HIDALGO-DÍAZ, L., HIRSCH, P.R., KERRY, B.R. & ATKINS, S.D., 2005.- Real-time PCR to monitor and assess the efficacy of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* against root-knot nematode populations in the field. *Biotechnología Aplicada*, 22 (4): 261-266.
- PIEDRA, N.R., 2008.- Manejo biológico de nematodos fitoparásitos con hongos y bacterias. *Tecnología en Marcha*, 21 (1): 123-132.
- PUERTAS, A., DE LA NOVAL, B., MARTÍNEZ, B., MIRANDA, I., FERNÁNDEZ, F. & HIDALGO, L., 2006.- Interacción de *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* con *Rhizobium* sp., *Trichoderma harzianum* y *Glomus clarum* en el control de *Meloidogyne incognita*. *Rev. Protección Veg.*, 21 (2): 80-89.
- RAMAKRISHNAN, S. & PANDURANGA, R., 2013.- Evaluation of *Paeclomyces lilacinus* for the Management of Root-Knot Nematode, *Meloidogyne incognita* in Flue Cured Virginia (FCV) Tobacco Nursery. *Indian Journal of Nematology*, 43 (1): 65- 69.
- RAO, M.S., 2005. Management of *Meloidogyne javanica* on acid lime nursery seedlings by using formulations of *Pochonia chlamydosporia* and *Paeclomyces lilacinus*. *Nematol medit.*, 33: 145-148.
- REDDY, P.P. & KHAN, R.M., 1988.- Evaluation of *Paeclomyces lilacinus* for the biological control of *Rotylenchulus reniformis* infecting tomato as compared with carbofuran. *Nematologia Mediterranea*, 16 (1): 113-116.
- _____, R.M., 1989.- Evaluation of biocontrol agent *Paeclomyces lilacinus* and Carbofuran for the management agent *Paeclomyces lilacinus* and Carbofuran for the management of *Rotylenchulus reniformis* infecting brinjal. *Pak. J. Nematol.*, 7 (1): 55-59.
- ROSALES, L. C. & SÚAREZ, Z. H. 2001.- Reacción de cinco materiales de caricáceas, al ataque del nematodo *Meloidogyne incognita*. *Nematología mediterránea*. Vol. 29: 177-180.
- SAS (Statistical Analysis System) (SAS[®] 9.2). 2009. <https://support.sas.com/documentation/cdl/en/citug/61084/HTML/default/images/viewer.htm#images/copyrite.htm>.
- SIKORA, R.A. & FERNÁNDEZ, E., 2005.- Nematode Parasites of Vegetables: 319-392 (en) LUC, M., SIKORA, R.A. & BRIDGE, J. (eds.) *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. CAB International, Wallingford, UK.

- SOBITA, S. & AVINASH, P., 2010.- Antagonistic efficacy of *Paecilomyces lilacinus* and *Verticillium chlamydosporium* against *Meloidogyne incognita* infecting okra. *Indian Journal of Nematology*, 40: 113p.
- TAFUR, J.E., 2012.- *Emprendimiento empresarial en tierras con vocación forestal: Evaluación financiera de la producción de guayaba en la Hacienda La María*: Tesis, Universidad Nacional de Colombia. Palmira.
- TAYLOR, A.L. & SASSER, J., 1983.- *Biología, identificación y control de nemátodos del nódulo de la raíz*. Universidad del Estado de Carolina del Norte (ed.), Carolina del Norte, U.S.A.
- UDEA (Universidad de Antioquia). 2012. Producción, transformación y comercialización de frutas tropicales. <http://huitoto.udea.edu.co/Frutas>
- VERA, D.F.; PÉREZ, H. & VALENCIA, H., 2002.- Aislamiento de hongos solubilizadores de fosfatos de la rizófera de arazá (*Eugenia stipitata*, Myrtaceae). *Acta Biol. Colom.*, 7: 33-40.
- VILLOTA, F. & VARÓN, F., 1997.- Evaluación de materiales de guayaba (*Psidium guajava* L.) por su comportamiento al ataque de *Meloidogyne incognita* Raza 2. *Fitopatología Colombiana*, 21 (2): 31-37.
- WADA, S. & TOYOTA, K., 2008.- Effect of three organophosphorous nematicides on non-target nematodes and soil microbial community. *Microbes and Environments*, 23 (4): 332-336.
- ZAKI, M.J. & MAWBOOL, M.A., 1998.- Use of Biocontrol Fungi with Carbofuran in the Control of Root-Knot Nematodes in Okra. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 1: 27-28.

DYNAMICS OF *Sus scrofa* SEMEN QUALITY IN THE WESTERN-CENTRAL REGION OF COLOMBIA*

Germán Gómez L.¹, Henry Mesa², Jonatan Sánchez-Osorio³, Francisco Javier Henao⁴

Abstract

In order to characterize the dynamics of *Sus scrofa* (order Artiodactyla, family Suidae) semen quality in the Western-central region of Colombia, information of 1,017 assessments from 177 males from 12 swine farms located between 700 and 2,600 meters above sea level in different inter-tropical systems was collected in the Laboratory of Reproductive Biology at Universidad de Caldas (Colombia) during seven years. The database included the seminal variables: concentration, morphology (head, midpiece and tail), membrane structural integrity (MSI), acrosome integrity (ACRI), and membrane functional integrity (MFI) proximal cytoplasmic droplets (PCD), distal cytoplasmic droplets (DCD), and total cytoplasmic droplets (TCD). Additionally, the racial group of the male (grac): maternal cross (cm), paternal cross (cp), paternal pure (pp), maternal pure (pm) and age group (agegr): young (up to 18 months), mature (19 to 36 months) and old (over 37 months) were registered. Data was explored by estimating descriptive statistics; it was analyzed using a log-linear model consisting of a *Poisson* regression with a log link function using the PROC GENMOD of SAS (SAS Inst. Cary, NC). The effect of age group and racial group on semen quality variables using a mixed model for repeated measurements in the same boar over time were evaluated. The Spearman correlation coefficients between variables were calculated. The variables: macro, micro and pyriform head; double, eccentric, and thickened midpiece; tail whip; ladder bow; ball and distal reflex showed less than 1% prevalence. The highest values of FMI were found in cm and pp. Males cp, cm and pm do not differ from each other in MFI, but all had higher values than pp. The ACRI in cm was higher than cp, and these higher than pm. Presentation of TCD increased with age, with a higher percentage of PCD in older animals than in younger animals; mature animals showed intermediate values between them. The TCD exceeded 15% of presentation, being always higher for PCD than for GCP. The TCD is negatively correlated with MSI and ARCI, but positively correlated with MFI. The same trend is observed in the correlations with distal cytoplasmic droplets. However, the correlation of proximal droplets with the structural integrity loses significance, though they are negatively correlated with acrosome integrity. Values for MSI, MFI and ACRI, do not limit the quality of the samples in this population.

Key words: boar sperm, semen analysis, semen quality, sperm.

* FR: 7-IV-2015, FA: 22-VIII-2015

¹ Ph.D. Grupo de investigación Biología de la Producción Pecuaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: germgolo@ucaldas.edu.co

² Ph.D. Grupo de investigación Producción Agropecuaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: hmesa@ucaldas.edu.co

³ Ph.D. Departamento de Medicina y Cirugía Animal, Universidad de Murcia. Murcia, España. E-mail: osorio@um.es

⁴ Ph.D. Grupo de investigación Biología de la Producción Pecuaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: fhenao@ucaldas.edu.co

CÓMO CITAR:

DINÁMICA DE LA CALIDAD SEMINAL DE *Sus scrofa* EN EL CENTRO OCCIDENTE COLOMBIANO

Abstract

Con el fin de caracterizar la dinámica de la calidad seminal en *Sus scrofa* (orden Artiodactyla, familia Suidae) en el centro-occidente colombiano, durante siete años se recopiló en el Laboratorio de Biología de la Reproducción de la Universidad de Caldas (Colombia), información de 1017 evaluaciones de 177 machos procedentes de 12 planteles porcinos ubicados entre los 700 y 2600 msnm en diferentes sistemas intertropicales. La base de datos incluyó las variables seminales: concentración, morfología (cabeza, pieza intermedia y cola), integridad estructural de la membrana (IEM), integridad acrosómica (IAC), integridad funcional de la membrana (IFM), gotas citoplasmáticas (GC): gotas citoplasmáticas proximales (GCP), gotas citoplasmáticas distales (GCD) y gotas citoplasmáticas totales (GCT), así como información del grupo racial de los machos (grac): cruzado materno (cm), cruzado paterno (cp), puro paterno (pp) y puro materno (pm), y grupo etario (gredad): joven (hasta 18 meses), maduro (19 a 36 meses) y viejo (mayor a 37 meses). Los datos se exploraron mediante la estimación de estadísticos descriptivos, se analizaron usando un modelo log-lineal, consistente en una regresión Poisson con una función de enlace logarítmica mediante el PROC GENMOD de SAS (SAS Inst. Cary, NC). Se evaluó el efecto de grupo etario y grupo racial sobre las variables de calidad seminal usando un modelo mixto para mediciones repetidas en el mismo verraco a través del tiempo. Se calcularon los coeficientes de correlación de Spearman entre las variables seminales. Las variables: cabeza macro, micro y piriforme, tracto intermedio doble, excéntrico y engrosado, cola en látigo, lazo, escalera, ovillo y reflejo distal, presentaron prevalencias inferiores al 1%. La mitad de las dosis de semen diluido recibidas mostraron concentraciones superiores a 35 millones de células ml^{-1} . Los valores más altos de IEM se encontraron en los reproductores cm y pp. Al relacionar la variable IFM con grupo racial, los reproductores cp, pm y cm no presentan diferencias entre sí. La IAC en los cm presentaron un porcentaje mayor que los cp, y estos mayor que los pm. Se aprecia una mayor presentación de GCT a medida que avanza la edad, con un mayor porcentaje de GCP en animales viejos que jóvenes, los animales maduros presentaron valores intermedios entre ellos. Las GCT excedieron el 15% de presentación, siendo siempre mayor la presentación de GCD que GCP. El total de gotas está negativamente correlacionado con la IEM y la IAC, pero positivamente con la IFM, la misma tendencia se observa en la correlaciones de las gotas citoplasmáticas distales; sin embargo, la correlación de las gotas proximales con la integridad estructural pierde fuerza y con la integridad funcional pierde la significancia, aunque están negativamente correlacionadas con la integridad del acrosoma. Los valores para MSI, MFI and ACRI, no limitan la calidad de las muestras de semen en esta población.

Key words: espermatozoides porcinos, análisis de semen, calidad seminal, espermatozoides.

INTRODUCTION

Colombia has an environmental diversity that puts most swine farms through important differences related to altitude above sea level, temperature and humidity, which added to a diversity of factors related to age and racial group of the male, inherent characteristics of the administrative processes of each farm, and most important, lack of knowledge of the dynamics of semen quality under these conditions, hinder the development of programs for the control of fertility and prolificacy. The pig industry in Colombia has not made intensive use of the available technological possibilities to improve reproductive efficiency in boars.

The evaluation of semen quality is the tool that allows making an approximation to the fertilizing potential of an ejaculate in a given time and allows discarding those with low fertility (AMANN, 1989; ARDÓN *et al.*, 2005). In artificial insemination programs it has been shown that the measurement of a single variable is not a reliable indicator of semen quality, being necessary an analysis of as many variables as possible (TURBA *et al.*, 2007). Although some of these variables are used to detect reproductive disorders that generate low fertility, they are not useful to predict healthy boars' fertility in which a proportion of abnormal sperm in the ejaculate is accepted (FLOWERS, 2002; SUTKEVIČIENĖ & ŽILINSKAS, 2004). The use of sperm with low fertilizing capacity in artificial insemination programs, in which between 1,500 and 2,000 doses per male are used in a year (RUTTEN *et al.*, 2000), causes a decrease in the efficiency of services, an increased return to estrus, the early disposal of replacement sows, and, in general, a decreased reproductive efficiency in the farm (KOKETSU & SASAKI, 2008; SAFRANSKI, 2008). Therefore, counting with tools that allow an objective evaluation of semen quality in addition to information of the reproductive behavior of males, allows making a rational and appropriate use of breeding males. The aim of this study was to characterize the dynamics of porcine semen quality in the Western-central region of Colombia.

MATERIALS AND METHODS

At the Universidad de Caldas Reproductive Biology Laboratory, information of 1,017 evaluations obtained from 177 males from 12 swine farms located in the Western-central region of Colombia (Antioquia, Valle del Cauca, Risaralda and Caldas) which are located between 700 and 2,600 meters above sea level in different inter-tropical ecosystems was collected for seven years (27 quarters, from July 2005 to March 2012). The database included the seminal variables: concentration, morphology (head, mid piece and tail), membrane structural integrity (MSI), acrosome integrity (ACRI), and membrane functional integrity (MFI); proximal cytoplasmic droplet, (PCD), distal cytoplasmic droplet (DCD), and total cytoplasmic droplets (TCD).

Additionally, males were classified into four racial groups (grac) depending on the information supplied by commercial breeders: maternal cross (cm), paternal cross (cp), paternal pure (pp), maternal pure (pm) and into three age groups (agegr): young (up to 18 months), mature (19 to 36 months) and old (over 37 months).

Seminal evaluation techniques: sperm morphology was assessed in sperm fixed with formaldehyde saline solution (NaCl 2.25 g, 249.25 ml of sterile distilled deionized water, 0.75 ml formaldehyde), using a 400X magnification phase contrast microscope. Abnormalities present in 300 sperm head (loose, macro, micro, pyriform), mid piece (double, bent), tail (short, bent, coiled, loose, looped, and doubled), and cytoplasmic droplets (CD): proximal or distal, were counted. The membrane structural integrity was assessed by staining with eosin nigrosin (E/N), for which 100 spermatozoa were counted in a 400X magnification bright field microscope. The membrane functional integrity was assessed using a short hypo-osmotic swelling test and subsequent fixation in formaldehyde saline solution; positive spermatozoa were identified using a 400X magnification phase contrast microscope after performing 2 counts of 100 sperm each (JOHNSON *et al.*, 2000; PÉREZ-LLANO *et al.*, 2001). The acrosome integrity was assessed by fixation with 2% glutaraldehyde in BTS, the number of sperm with normal apical ridge was recorded after counting 200 spermatozoa in a 400X magnification phase contrast microscope (GADEA *et al.*, 2004). Concentration was measured using Bürker's chamber, temperature was measured with digital thermometer, and pH was measured using a glass electrode meter (PURSEL *et al.*, 1972; DÍAZ *et al.*, 2009). All counts carried out were expressed as proportions for the final analysis.

Analysis of information: all data was initially screened by estimating descriptive statistics summarized in Table 1. Due to the non-normal distribution of the variables, they were analyzed using a log-linear model consisting of a *Poisson* regression with a logarithmic link function using PROC GENMOD of SAS (SAS Inst. Cary, NC). The effect of age group and racial group on semen quality was assessed using a mixed model for repeated measurements in the same boar over time. Results are reported as least square means \pm standard error. The Spearman correlation coefficients were calculated among the seminal variables.

RESULTS

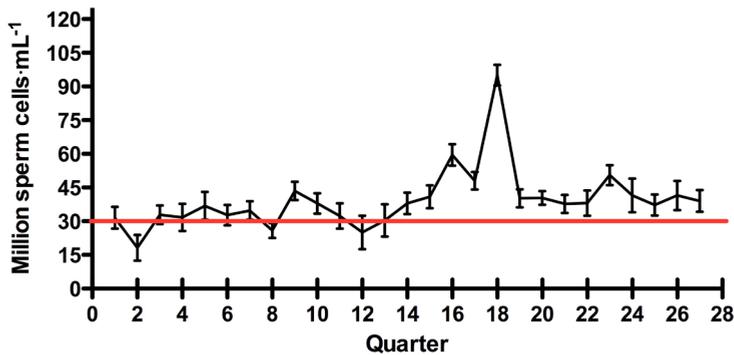
The variables: sperm head (loose, macro, micro, pyriform), mid piece (double, bent), and tail (short, bent, coiled, loose, looped, doubled), had prevalence lower than 1% (results not presented).

Table 1. Descriptive statistics of the seminal variables analyzed for 27 quarters.

	Mean	Median	Standard Deviation	Standard Error	Maximum	Minimum
PCD, %	5.6	2.7	8.4	0.3	90.2	0
DCD, %	9.1	5.9	9.3	0.3	51.5	0
TCD, %	14.7	10.0	14.1	0.4	90.2	0
Normal, %	77.8	85.0	20.2	0.6	99.3	0
MSI, %	89.6	91.0	7.8	0.2	100	0
MFI, %	56.0	57.5	16.1	0.6	98.0	0
ACRI, %	86.8	89.5	14	0.5	100	0
Concentration, million $\times\text{ml}^{-1}$	40.4	35.0	31.0	0.98	380.0	0
Distal Reflex	4.9	1.6	8.9	0.2	81.1	0

PCD = proximal cytoplasmic droplets, DCD = distal cytoplasmic droplets, TCD = total cytoplasmic droplets, Normal = normal cell morphology, MSI = membrane structural integrity, MFI = membrane functional integrity, ACRI = acrosome integrity.

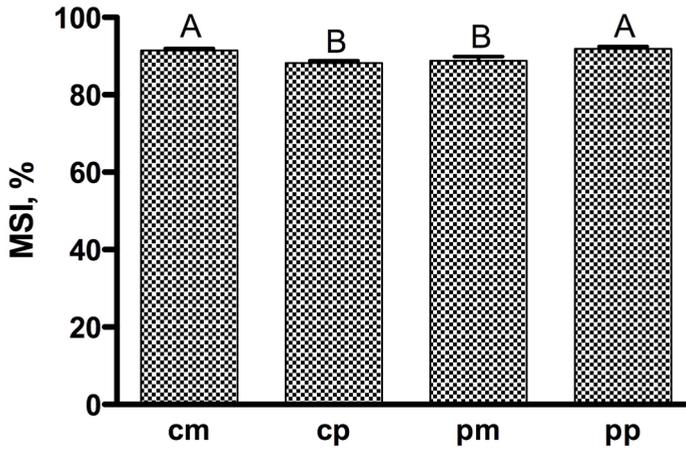
As showed in Table 1, half of the samples of diluted semen showed concentrations greater than 35 million $\times\text{ml}^{-1}$ cells (3.5×10^9 cells per dose of 100 ml), with values exceeding 40 million $\times\text{ml}^{-1}$ cells in the 14 quarter (Figure 1).



The line indicates the 30 million cells $\times\text{ml}^{-1}$ target value.

Figure 1. Concentration of diluted semen samples received during 27 quarter.

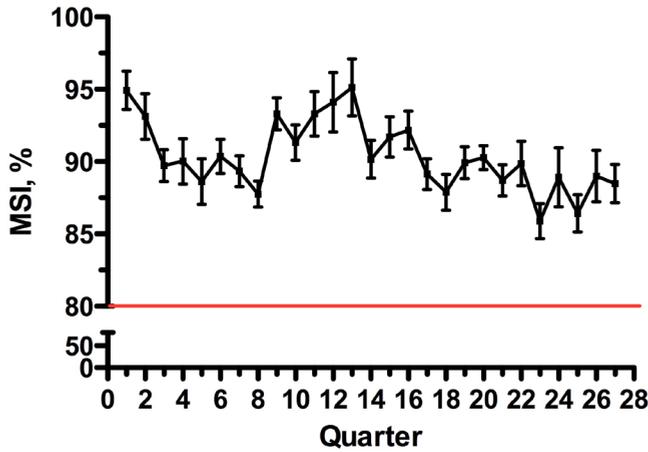
As evidenced in Figure 2, the highest membrane structural integrity values were found in pp and cm males, with MSI values always above 80% during the evaluation period (Figure 3).



cm = cross maternal, cp = cross paternal, pm = pure maternal, pp = pure paternal.

Different letters identify different means ($P < 0.05$).

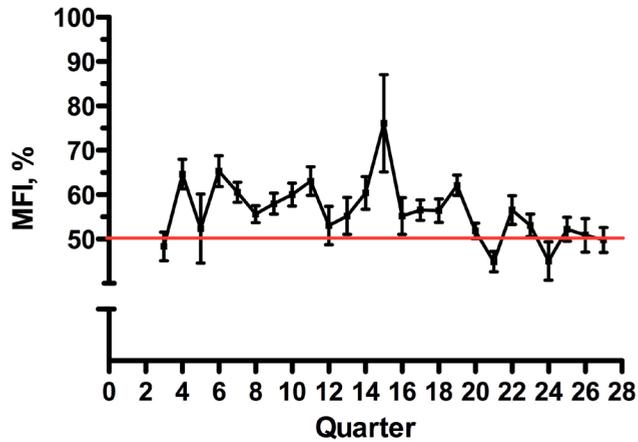
Figure 2. Percentage of sperm with membrane structural integrity (MSI) for different racial groups.



The line indicates the 80% threshold considered acceptable.

Figure 3. Percentage of sperm with membrane structural integrity (MSI) for 27 quarters.

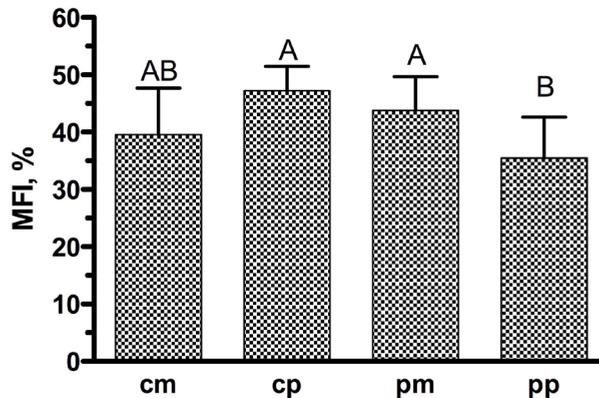
The percentage of functional membrane integrity is shown in Figure 4; this variable remained higher than 50% most of the time during the 27 quarters analyzed.



The line indicates the 50% threshold considered acceptable.

Figure 4. Percentage of sperm with membrane functional integrity (MFI) during 27 quarters.

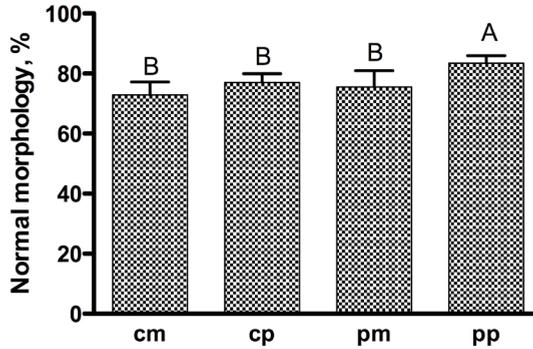
Figure 5 depicts the behavior of MFI and its relationship with racial group. It is evidenced that cp, cm, and pm males do not differ among themselves, but cp and pm values were significantly higher than those of pp.



cm = cross maternal, cp = cross paternal, pm = pure maternal, pp = pure paternal.
Different letters identify different means ($P < 0.05$).

Figure 5. Percentage of sperm with membrane functional integrity (MFI) for different racial groups.

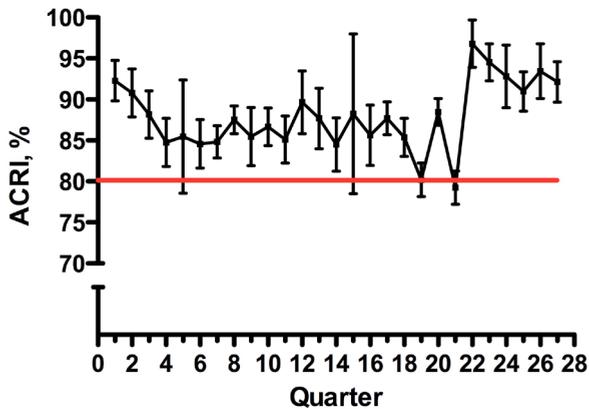
The values of normal morphology sperm is shown in Figure 6; pp animals had a higher percentage of normal cells than other racial groups analyzed, which did not show differences from each other.



cm = cross maternal, cp = cross paternal, pm = pure maternal, pp = pure paternal.
Different letters identify different means ($P < 0.05$).

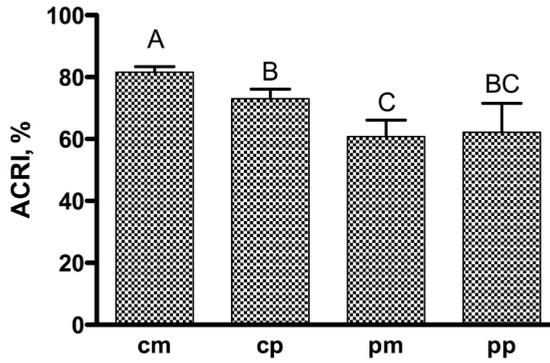
Figure 6. Percentage of morphologically normal sperm for different racial groups.

The acrosomal integrity percentage during the time of the study was above 80%, as evidenced in Figure 7. The cm males showed the highest values for ACRI, while pp males showed intermediate values between cp and pm (Figure 8).



The line indicates the 80% threshold considered acceptable.

Figure 7. Percentage of sperm with acrosomal integrity (ACRI) during 27 quarters.



cm = cross maternal, cp = cross paternal, pm = pure maternal, pp = pure paternal.
Different letters identify different means ($P < 0.05$).

Figure 8. Percentage of sperm with acrosomal integrity (ACRI) for different racial groups.

The percentage of total cytoplasmic droplets and its relationship with age is presented in Figure 9; we did not detect significant differences among age groups for this variable.

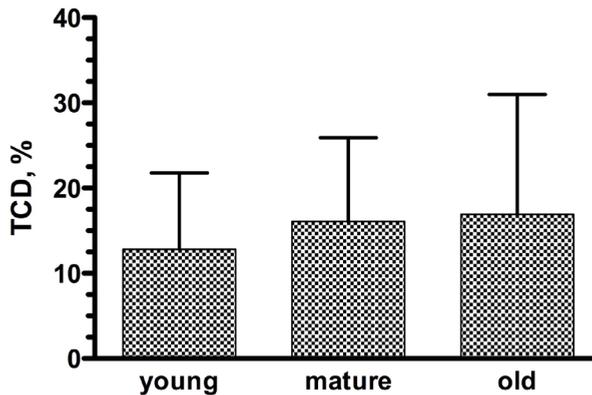
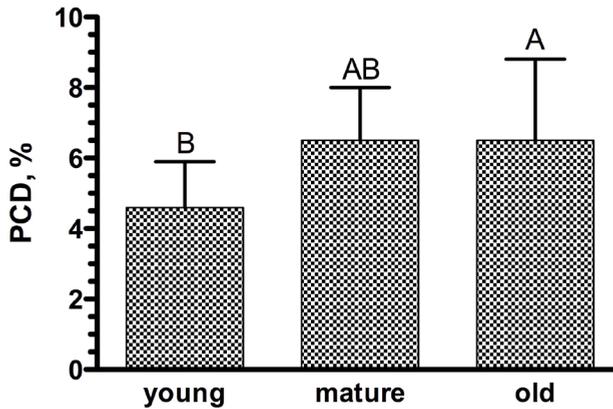


Figure 9. Percentage of sperm with total cytoplasmic droplets (TCD) presence for different age groups.

The presentation of proximal cytoplasmic droplets and its relationship with age is presented in Figure 10, which shows a higher PCD percentage in older than younger animals, while mature animals showed intermediate values among them.



Different letters identify different means ($P < 0.05$).

Figure 10. Percentage of sperm with proximal cytoplasmic droplets (PCD) for different age groups.

In Figure 11, the percentage of samples that would be rejected by excess of total cytoplasmic droplets with different recommended thresholds in the literature can be observed. Even with the most lenient (25%) threshold, almost 20% of the samples had TCD excess.

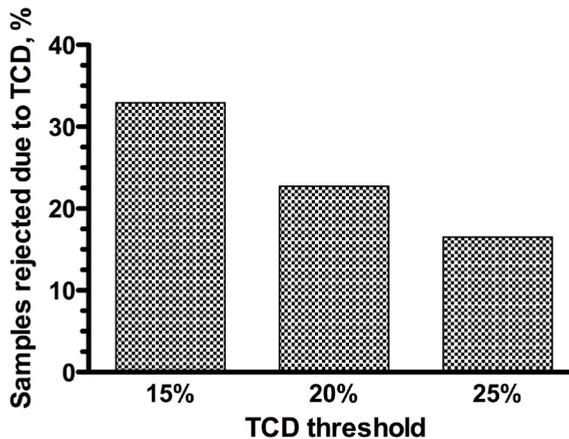


Figure 11. Percentage of samples for the presence of potentially rejected total cytoplasmic droplets (TCD), according to different reference thresholds.

Figure 12 shows DCD, PCD and TCD distribution percentage during the 27 quarters of the analysis. It can be seen how TCD frequently exceeded 15%, a value considered

limiting of reproductive performance. Likewise, DCD presentation was always higher than PCD.

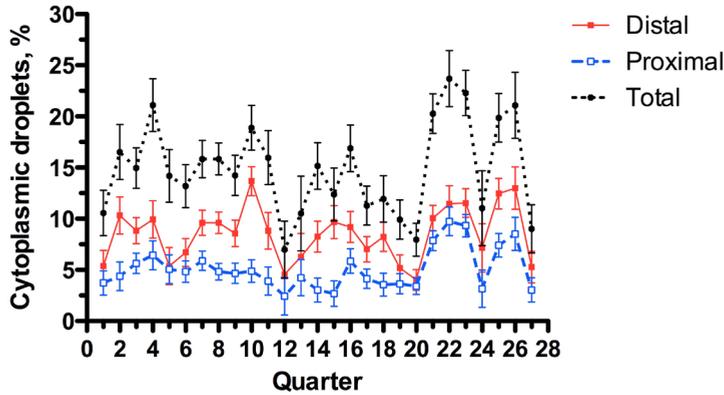


Figure 12. Percentage of spermatozoa with distal, proximal and total cytoplasmic droplets during 27 quarters.

Table 2 presents TDC, DCD and PCD coefficients correlation with normal and with ACRI MSI, MFI. It is noteworthy that TCD is negatively correlated with the membrane structural integrity and acrosome integrity, but positively correlated with the membrane functional integrity. The same trend is observed in the distal cytoplasmic droplets correlations. However, the correlation of proximal droplets functional integrity loses strength and loses significance with functional integrity, even though they are negatively correlated with the acrosome integrity. As expected, the correlations of the number of normal cells with GCT, GCP and GCD are high and negative.

Table 2. Spearman correlation coefficients among the variables analyzed (significance in parentheses).

	MSI	MFI	NORMAL	ACRI
TCD	-0.11 (< 0.01)	0.09 (< 0.01)	-0.88 (< 0.01)	-0.15 (< 0.01)
DCD	-0.09 (< 0.01)	0.12 (< 0.01)	-0.76 (< 0.01)	-0.16 (< 0.01)
PCD	-0.07 (0.04)	0.04 (0.29)	-0.65 (< 0.01)	-0.10 (< 0.01)

TCD = total cytoplasmic droplets, DCD = distal cytoplasmic droplets, PCD = proximal cytoplasmic droplets, MSI = membrane structural integrity, MFI = membrane functional integrity, ACRI = acrosome integrity.

DISCUSSION

The incorporation of artificial insemination in the swine industry makes it necessary to have reliable processes to obtain high quality semen to ensure optimal reproductive performance, as well as information of the limiting variables when using refrigerated semen (TURBA *et al.*, 2007).

The prevalence under 1% for macro, micro and pyriform head; mid piece (double, bent), tail (short, bent, coiled, loose, looped, doubled) makes them irrelevant as determinant quality factors of ejaculates in our study, and are consistent with values reported in a previous work (DRUART *et al.*, 2009). Likewise, the values found for MSI, MFI and ACRI agree with previous reviews (POPWELL & FLOWERS, 2004; LÓPEZ-RODRÍGUEZ, 2012) and are considered not limiting for the quality of the samples in our study.

Half of the diluted semen samples that arrived in the laboratory were found to have concentration higher than 35 million cells $\times \text{ml}^{-1}$, which exceeds the recommended 3×10^9 cells per dose value (ALTHOUSE & LU, 2005; MASENYA *et al.*, 2011). This shows poor quality control in the preparation of doses for artificial insemination, compromising the samples' lifetime because of a diminished capacity of the extender to regulate pH and osmotic pressure and to maintain cellular metabolism and microbial growth inhibition (FLOWERS, 2002; SMITAL, 2010).

In this study, a relationship of racial group with MSI was found (the highest values were found in cm and pp males); however, other studies (OSORIO-SERNA *et al.*, 2007) did not find differences when comparing Large White pigs with Kolbroek pigs. Boars cp and pm showed higher MFI than pp males, while other studies found increased hypotonic resistance of sperm in Pietrain than in Large White pigs (POPWELL & FLOWERS, 2004).

Similar to these results, an evaluation of three racial groups in the Czech Republic identified increased ACRI in breeding males from paternal origin (PIZZI *et al.*, 2005). Additionally, ACRI values in cm presented a higher percentage than in cp, and those were greater than pm, similar to other reports in which the normal acrosomes percentage was higher in maternal line than in paternal lines (ROBINSON & BUHR, 2005; WYSOKIŃSKA & KONDRACKI, 2013). Similarly to our results, a positive effect of crossing has been reported in Hampshire pigs (KONDRACKI *et al.*, 2005). Genetic variability for semen quality (motility, morphology, duration and ability to fertilize) is questioned because many environmental factors make it difficult to determine its genetic basis. However, semen quality is commercially important and must be the subject of intense research to determine its heritability and its inclusion in selection schemes (ALTHOUSE, 1998).

It has been demonstrated that age affects the quality of the ejaculate (LOVERCAMP *et al.*, 2007), which is consistent with our finding of a GCP higher percentage in older than younger animals. In our analysis, TCD prevalence was close to 15%, a value considered limiting for reproductive performance (FISCHER *et al.*, 2005; HENAO *et al.*, 2010). Likewise, DCD presentation was always higher than that of PCD, which is consistent with previous reports (FRESHMAN, 2002; LÓPEZ-RODRÍGUEZ, 2012). It is pertinent to note that the presentation of PCD in sperm is associated with mitochondria structural disorders, which can lead to mobility alterations (BRIZ *et al.*, 1995). The negative and highly significant correlations of cytoplasmic droplets with MSI can be attributed to the hydrolytic enzyme activity that immature sperm possess (KUSTER *et al.*, 2004). Non-significant correlations of CD presentations with ACRI, and TCD and PCD with MSI, could be attributed to the regional independence of the plasmatic membrane and the sperm head (JOHNSON *et al.*, 2000). In addition, the correlation between the DCD and MFI, although low, was positive and significant, which may represent enzymatic processes associated with the factors that affect sperm maturation during passage through the epididymis, which alter the osmolarity pattern (KUSTER *et al.*, 2004).

CONCLUSIONS

The values of morphologically normal spermatozoa with membrane structural integrity, functional membrane integrity, and acrosome integrity were always higher than the threshold considered acceptable; likewise, the variables: sperm head (loose, macro, micro, pyriform), mid piece (double, bent), tail (short, bent, coiled, loose, looped, doubled) had very low prevalence, making them irrelevant in semen quality control in the Western-central region of Colombia. Half of the diluted semen samples that arrived in the laboratory were found to exceed the desirable concentration, which shows poor quality control in the preparation of doses for artificial insemination.

The cytoplasmic droplets are the most frequent morphological alteration in semen samples from farms in the Western-central region of Colombia. A higher presentation of cytoplasmic droplets was found as age increased; furthermore, the distal cytoplasmic droplets presentation was always higher than proximal cytoplasmic droplets. In this study, cytoplasmic droplets and structural integrity of the membrane and the acrosome are negatively correlated.

On the other hand, a positive correlation between cytoplasmic droplets and the functional integrity of the membrane was detected. These associations suggest that it is possible to make different combinations of variables in a semen quality control process to determine the number of functionally competent sperm in an attempt to obtain quick and efficient reliable predictors of the fertilizing capacity of an ejaculate.

This opens the possibility to perform the quality control before the material is used in a large number of females, with the easily foreseen economic benefits in such scheme.

So far, the causes and effects of GCs on the fertilizing capacity of sperm in Colombia are not clearly understood. The need for a more detailed follow-up of semen quality and associated factors will pinpoint the associations between *in vitro* results and the reproductive and productive performance of swine farms.

ACKNOWLEDGEMENTS

Project financed by Vicerrectoría de Investigaciones y Posgrados at Universidad de Caldas (Colombia).

REFERENCES

- ALTHOUSE, G.C., 1998.- Cytoplasmic droplets on boar sperm cells. *Swine Health and Production*, 6 (3): 128.
- ALTHOUSE, G.C. & LU, K.G., 2005.- Bacteriospermia in extended porcine semen. *Theriogenology*, 63 (2): 573-584. doi: 10.1016/j.theriogenology.2004.09.031
- AMANN, R.P., 1989.- Can the Fertility Potential of a Seminal Sample Be Predicted Accurately? *Journal of andrology*, 10 (2): 89-98.
- ARDÓN, F., EVERT, M., BEYERBACH, M., WEITZE, K.F. & WABERSKI, D., 2005.- Accessory Sperm: A Biomonitor of Boar Sperm Fertilization Capacity. *Theriogenology*, 63: 1891-1901.
- BRIZ, M., BONET, S., PINART, B., EGOZCUE, F. & CAMPS, R., 1995.- Comparative Study of Boar Sperm Coming From the Caput, Corpus, and Cauda Regions of the Epididymis. *Journal of andrology*, 16 (2): 175-188.
- DÍAZ, F.O., MESA, H., VALENCIA MEJÍA, J.G., GÓMEZ LONDOÑO, G. & HENAO URIBE, F.J., 2009.- Evaluación de la integridad acrosomal y la funcionalidad bioquímica de la membrana espermática en cerdos reproductores con gotas citoplásmicas persistentes. *Revista Científica, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad del Zulia*, 19 (5): 500-505.
- DRUART, X., GATTI, J.-L., HUET, S., DACHEUX, J.-L. & HUMBLOT, P., 2009.- Hypotonic resistance of boar spermatozoa: sperm subpopulations and relationship with epididymal maturation and fertility. *Reproduction*, 137: 205-213.
- FISCHER, K.A., VAN LEYEN, K., LOVERCAMP, K.W., MANANDHAR, G., SUTOVSKY, M., FENG, D., SUTOVSKY, P., 2005.- 15-Lipoxygenase is a component of the mammalian sperm cytoplasmic droplet. *Reproduction*, 130 (2): 213-222. doi: 10.1530/rep.1.00646
- FLOWERS, W., 2002.- Increasing Fertilization Rate of Boars: Influence of number and Quality of Spermatozoa Inseminated. *Animal Science*, 80 (Suppl.1): E47-E53.
- FRESHMAN, J.L., 2002.- Semen collection and evaluation. *Clin Tech Small Anim Pract*, 17 (3): 104-107. doi: 10.1053/svms.2002.34326
- GADEA, J., SELLES, E. & MARCO, M.A., 2004.- The predictive value of porcine seminal parameters on fertility outcome under commercial conditions. *Reproduction in domestic animals = Zuchtthygiene*, 39 (5): 303-308. doi: 10.1111/j.1439-0531.2004.00513.x
- HENAO, F.J., VALENCIA, J., DÍAZ, O. & RANGEL, M., 2010.- Efecto de la adición de plasma seminal sobre la eliminación de gotas citoplásmicas en semen de sus scrofa (Linnaeus, 1758). *Boletín Científico Museos Historia Natural*, 15 (2): 94-104.
- JOHNSON, L., WEITZE, K.F., FISER, P. & MAXWELL, W.M., 2000.- Storage of boar semen. *Animal reproduction science*, 62: 143-172.
- KOKETSU, Y. & SASAKI, Y., 2008.- Boar culling and mortality in commercial swine breeding herds. *Theriogenology*, 71: 1186-1191.
- KONDRACKI, S., BANASZEWSKA, D. & MIELNICKA, C., 2005.- The effect of age on the morphometric sperm traits of domestic pigs (*Sus scrofa domestica*). *Cellular and molecular biology letters*, 10: 3-13.
- KUSTER, C.E., HESS, R.A. & ALTHOUSE, G.C., 2004.- Immunofluorescence reveals ubiquitination of retained distal cytoplasmic droplets on ejaculated porcine spermatozoa. *Journal of andrology*, 25 (3): 340-347.
- LÓPEZ-RODRÍGUEZ, A., 2012.- *Fresh boar semen: quality control and production*. (PhD), Ghent University, Belgium.
- LOVERCAMP, K.W., SAFRANSKI, T.J., FISCHER, K.A., MANANDHAR, G., SUTOVSKY, M., HERRING, W. & SUTOVSKY, P., 2007.- High resolution light microscopic evaluation of boar semen quality sperm cytoplasmic droplet retention in relationship with boar fertility parameters. *Archives of Andrology*, 53 (4): 219-233.
- MASENYA, M.B., MPHAPHATHI, M.L., MAPEKA, M.H., MUNYAI, P.H., MAKHAFOLA, M.B., RAMUKHITHI, F.V., NEDAMBALE, T.L., 2011.- Comparative study on semen characteristics of Kolbroek and Large White boars following computer aided sperm analysis* (CASA). *African Journal of Biotechnology*, 10 (64): 14223-14229. doi: 10.5897/AJB11.2010

- OSORIO-SERNA, R.E., GIRALDO, J.F., MESA, H., GÓMEZ, G. & HENAO, F.J., 2007.- Evaluación de la integridad acrosómica en semen de verraco. *Vet. Zootec.*, 1 (1): 41-47.
- PÉREZ-LLANO, B., LORENZO, J.L., YENES, P., TREJO, A. & GARCÍA-CASADO, P., 2001.- A short hypoosmotic swelling test for the prediction of boar sperm fertility. *Theriogenology*, 56 (3): 387-398.
- PIZZI, F., GLIOZZI, T.M., CEROLINI, S., MALDJIAN, A., ZANIBONI, L., PARODI, L. & GANDINI, G., 2005.- Semen quality of Italian local pig breed. *Ital. J. Anim. Sci.*, 4 (2): 482-484.
- POPWELL, J.M. & FLOWERS, W.L., 2004.- Variability in relationships between semen quality and estimates of in vivo and in vitro fertility in boars. *Animal Reproduction Science*, 81: 97-113.
- PURSEL, V.G., JOHNSON, L.A. & RAMPACECK, G.B., 1972.- Acrosome morphology of boar spermatozoa incubated before cold shock. *J. Anim. Sci.*, 34: 278-283.
- ROBINSON, J.A.B. & BUHR, M.M., 2005.- Impact of genetic selection on management of boar replacement. *Theriogenology*, 63: 668-678.
- RUTTEN, S., MORRISON, R. & REICKS, D., 2000.- Boar stud production analysis. *Swine Health and Production*, 8 (1): 11-14.
- SAFRANSKI, T.J., 2008.- Genetic selection of boars. *Theriogenology*, 70: 1310-1316.
- SMITAL, J., 2010.- Comparison of Environmental Variations in Boar Semen Characteristics of Six Breeds And Their Crossbreds Over an Eight-Year Period. *Research In Pig Breeding*, 4 (1): 26-32.
- SUTKEVIČIENĖ, N. & ŽILINSKAS, H., 2004.- Sperm morphology and fertility in artificial insemination boars. *Veterinarija ir Zootechnika*, 26 (48): 11-13.
- TURBA, M.E., FANTINATI, P., BERNARDINI, C., GENTILINI, F., BACCI, M.L. & FORNI, M., 2007.- Relationships between innovative and traditional parameters to investigate semen quality in pigs. *Animal reproduction science*, 99: 72-81.
- WYSOKIŃSKA, A. & KONDRACKI, S., 2013.- Assessment of the effect of heterosis on semen parameters of two-breed crosses of Duroc, Hampshire and Pietrain boars. *Archiv Tierzucht*, 56(7): 1-10. doi: 10.7482/0003-9438-56-007

IN VITRO* EFFECT OF *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard *et al.* AND *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* (Kamyschko ex Barron & Onions) Zare & Gams ON THE ROOT-KNOT NEMATODES [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood AND *Meloidogyne nemayaguensis* Rammh & Hirschmann]

Rocío Alexandra Ortiz Paz¹, Óscar Adrián Guzmán Piedrahita², Jairo Leguizamón Caycedo³

Abstract

Purpureocillium lilacinum strain PL-11 and *Pochonia chlamydosporia* strain JL-1 fungal strains, are a biological alternative to reduce plant parasitic nematodes on the roots of plants. The objective of this research was to determine the most effective concentration of *P. lilacinum* strain PL-11 and *P. chlamydosporia* strain JL-1, for the management of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.). In the Plant Pathology laboratory, at University of Caldas, in a completely randomized design, 1 mL of *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL) were added to 32 bacteriological Petri dishes with agar; subsequently, 16 of them were inoculated with a 30 mL suspension containing 10 eggs of *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis* and, the other 16, were inoculated with a 30 mL suspension containing 10 juveniles (J2) of the two *Meloidogyne* species. Fungal infection of eggs and mortality of juveniles (J2) of the two species of *Meloidogyne* were evaluated at 24, 72, 120 and 168 h. The same procedure was performed with *P. chlamydosporia*, the combination *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia*, *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* in combination with Carbofuran at concentrations between 1×10^3 and 1×10^9 spores / mL. The positive and negative controls were Carbofuran and water, respectively. Results demonstrated that mixing *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 spores / L) in combination with Carbofuran, and the mixture *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^8 spores / mL), caused the highest infections on eggs with 85% and 80%, respectively, and caused the highest mortality of juvenile (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* with 93% and 75%, respectively, compared to the water treated group, at 168 h.

Key words: biological control, infection, *Meloidogyne*, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*.

* FR: 25-II-2015 - FA: 20-X-2015

¹ Master of Science in Phytopathology, University of Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: roalorpaz@hotmail.com

² Assistant Professor, Master's degree program in Phytopathology, University of Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: oscar.guzman@ucaldas.edu.co

³ Ph.D. in Plant Pathology. E-mail: jleg@une.net.co



CÓMO CITAR:

ORTIZ, R.A., GUZMÁN, Ó.A. & JAIRO LEGUIZAMÓN, J., 2015.- *In vitro* effect of *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard *et al.* and *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* (Kamyschko ex Barron & Onions) Zare & Gams on the root-knot nematodes [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood and *Meloidogyne nemayaguensis* Rammh & Hirschmann]. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 154-172. DOI : 10.17151/bccm.2015.19.2.9

EFFECTO *In vitro* DE *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard et al. Y *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* (Kamyschko ex Barron & Onions) Zare & Gams SOBRE EL NEMATODO DEL NUDO RADICAL [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) CHITWOOD Y *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann]

Resumen

Los hongos *Purpureocillium lilacinum*, cepa Pl-11 y *Pochonia chlamydosporia*, cepa JI-1, son una alternativa biológica para reducir los nematodos fitoparásitos en las raíces de las plantas. El objetivo de esta investigación fue determinar la concentración más efectiva de *P. lilacinum*, cepa Pl-11 y *P. chlamydosporia*, cepa JI-1, para el manejo del nematodo del nudo radical (*Meloidogyne* spp.). En el Laboratorio de Fitopatología de la Universidad de Caldas, en un diseño completamente aleatorio, a 32 cajas de Petri con agar bacteriológico se les adicionó 1 mL de *P. lilacinum* (1×10^9 esporas/mL); posteriormente, a 16 de ellas se les agregó 30 μ L de suspensión con 10 huevos de *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne mayaguensis* y a las otras 16, se les agregó 30 μ L de suspensión con 10 juveniles (J2) de las dos especies de *Meloidogyne*. La infección de los hongos sobre huevos y la mortalidad sobre juveniles (J2) de las dos especies de *Meloidogyne*, se evaluaron a las 24, 72, 120 y 168 h. El mismo procedimiento se realizó con *P. chlamydosporia*, la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* y *P. lilacinum* o *P. chlamydosporia* en combinación con Carbofuran en concentraciones entre 1×10^3 y 1×10^9 esporas/mL. Los testigos fueron Carbofuran y agua. Se demostró que la mezcla de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^6 esporas/L) en combinación con Carbofuran, y la mezcla *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* (1×10^8 esporas/mL), causaron las mayores infecciones sobre los huevos con 85% y 80%, respectivamente, y produjeron las mayores mortalidades de juveniles (J2) de *M. incognita* y *M. mayaguensis* con 93% y 75%, respectivamente, en comparación con el testigo agua, a las 168 h.

Palabras clave: control biológico, infección, nematodos fitoparásitos.

INTRODUCTION

The root-knot nematode, *Meloidogyne* spp. Goeldi, causes great losses to the agricultural economy, due to its high adaptability, reproduction, survival and wide host range (AGRIOS, 2005; PERRY *et al.*, 2009). In Colombia, the losses caused by *Meloidogyne* spp. in the cultivation of guava (*Psidium guajava* L.) are above 60% (VILLOTA & VARÓN, 1997; BOLAÑOS *et al.*, 2007).

Guava is essential in the Colombian economy, as commercial activities generated with its cultivation support 9,000 families, representing \$ 40,000 million pesos annually 15,000 planted hectares with a production of 145,000 tons yield (14.9 tons / ha) established in 22 states; of which Valle del Cauca, Meta, Caldas, Risaralda, Santander and Quindío, with 17,926, 12,988, 6,756, 6,577, 6,147 and 4,839 tons, respectively, stand out (FAO, 2008; DANE, 2011; TAFUR, 2012).

Generally, control of *Meloidogyne* spp. is performed through the use of fumigant nematicides (Metam sodium and Dazomet) or non-fumigants (Cadusafos and Carbofuran) (BARRES *et al.*, 2006; LIÑAN, 2009; ICA, 2014), perhaps by their effectiveness in reducing levels population and its availability on the market (ARAYA, 2003; PERRY *et al.*, 2009). However, the ability to detect concentrations of nematicides in the atmosphere has increased environmental monitoring and growing concerns about its use (GOWEN, 1997; CHITWOOD, 2003; WADA & TOYOTA, 2008).

As an alternative to chemical management of *Meloidogyne* spp., biocontrol agents such as *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* (Kamyschko ex Barron & Onions) Zare & Gams, *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samso and Gams, *Glomus clarum* Nicol. & Shenck, *Trichoderma harzianum* Rifai, *Cylindrocarpon destructans* (Zinsmeister) Scholten and *Athrobotrys oligospora*, are being used; though, *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* var. *catenulata* are considered the most promising in the management of populations of *Meloidogyne* spp. (CARDONA & LEGUIZAMÓN, 1997; KERRY & JAFFEE, 1997; MONTES DE OCA *et al.*, 2005; PETEIRA *et al.*, 2005; PUERTAS *et al.*, 2006; SINGH *et al.*, 2013).

The fungus *P. lilacinum*, which belongs to the phylum Ascomycota, Sordariomycetes class, order Hypocreales and family Ophiocordycipitaceae (HIBBETT *et al.*, 2007; LUANGSA-ARD *et al.*, 2011), infects *Meloidogyne* spp. by contact, with conidia that attach and germinate on the cuticle and then penetrate the body of the nematode through appresoria; then takes its nutrients and reproduce massively invading the nematode's body until its death (MONZÓN *et al.*, 2009). In tomato (*Solanum lycopersicum* L.) *P. lilacinum* at a concentration of 2×10^6 spores / mL, infected 40% of females and 70% of eggs and juveniles of *Meloidogyne* spp. (KHAN & SAXENA, 1997, ESFAHANI & POUR, 2006). In American okra (*Abelmoschus esculentus*) *P. lilacinum* at a concentration of 2.3×10^8 spores / mL, reduced 78% of eggs and 81% of juveniles (J2) of *Meloidogyne* spp. (CRUZ, 2007). In limes (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.) *P. lilacinum* at a concentration of 2×10^6 CFU / mL, mixed with *P. chlamydosporia* at a concentration of 2×10^6 CFU / mL, infected 49% of juveniles (J2) *M. javanica* and 54% of nematode eggs (RAO, 2005).

The fungus *P. chlamydosporia* var. *catenulata*, which belongs to the phylum Ascomycota, Sordariomycetes class, order Hypocreales and family Clavicipitaceae (HIBBETT *et al.*,

2007; ZARE *et al.*, 2001), acts by contact, infecting and parasitizing eggs of *Meloidogyne* spp., through appressoria developed from undifferentiated hyphae (MORGAN-JONES *et al.*, 1983; MONTES DE OCA *et al.* (2005) and PETEIRA *et al.* (2005) demonstrated that the fungus *P. chlamydosporia* var. *catenulata* in concentration of 5×10^6 spores / mL, is a potential agent for biological control of root knot nematodes in crops of beans [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.] and infect 80% of the eggs of *Meloidogyne* spp. In tomato (*Solanum lycopersicum* L.) *P. chlamydosporia* in concentration of 5×10^6 spores / mL, reduces 72.83% of *M. javanica* eggs (DALLEMOLE-GIARETTA *et al.*, 2014). Also, *P. chlamydosporia* has great potential as a controller of *Meloidogyne* spp. by producing dictioclamidospores, which are resistant reproductive structures that allow it to survive, generate mycelium, colonize the rhizosphere and proliferate in the soil (GIRALDO & LEGUIZAMÓN, 1997; FLORES *et al.*, 2008; HERNÁNDEZ & DÍAZ, 2008).

The biocontrol effect of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* var. *catenulata* on the root-knot nematode, without producing harmful effects to humans, animals and the ecosystem, has led to interest in developing commercial inputs based on these fungi (ATKINS *et al.*, 2003; GARCÍA *et al.*, 2004). Moreover, it has been found that the mycelial growth and the production of conidia of these fungi increase with increasing concentration (HERNÁNDEZ & DÍAZ, 2008; CABRERA *et al.*, 2011). Other research has reported that the effectiveness of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* var. *catenulata* in handling *Meloidogyne* spp. varies depending on the strain, concentration of spores in the rhizosphere colonization and host specificity (STIRLING & WEST, 1991; KERRY & JAFFE, 1997; MORTON *et al.*, 2004; DALLEMOLE-GIARETTA *et al.*, 2014). Based on this information, the present research was conducted under conditions *in vitro*, in order to determine the most effective concentration of *P. lilacinum* strain PL-11 and *P. chlamydosporia* strain JL-1, alone or in combination, for use in future research in nurseries and established guava plantations in the management of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.).

MATERIALS AND METHODS

Location. The research was conducted in the laboratory of Plant Pathology Department of Agricultural Production, Faculty of Agricultural Sciences at the University of Caldas, Manizales, Caldas.

Preparation of inoculum of *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis*.

Samples of guava tree roots of Palmira ICA-1 variety, at 5 years of age, with presence of root knot, were collected. Trees were located in the Taparcal farm, in the town of La Manuela, municipality of Palestina, department of Caldas. Root samples were taken to the laboratory for nematode extraction procedure based on the principle of nematode flotation on sucrose gradient described by JENKINS (1964) and MEREDITH (1973).

Initially, the roots were washed with tap water, allowed to dry at room temperature, 30 g of which were weighed on a balance Analytical Plus, Shimadzu® mark, and 1 cm rootstock were cut transversely with scissors. Subsequently, the pieces were placed into a glass vase of blender, Osterizer, model 565-15, with 500 mL of water, liquefied three times at high speed for 10 s. The liquefied solution was deposited on a 250 micron mesh sieve followed by a 106 micron mesh and finally a 25 micron mesh screen. The sample was washed with water to cause detachment of nematodes and the material left on the 25 microns mesh sieve was placed in centrifuge tubes of 50 mL capacity. Then, the tubes were centrifuged at 3,750 rpm for 5 minutes on a Labnet® centrifuge. Following centrifugation there was sedimentation of heavy particles at the bottom of the tube, and the supernatant was removed. Next, the tubes were filled again with a sucrose solution 50% and subjected again to centrifugation at 3,750 rpm for 5 min so that the nematodes remain floating in the sucrose solution by differential density and were separated from the heavier particles. Then, the supernatant was transferred to a 25 microns mesh sieve to wash sucrose with tap water at low pressure and prevent any negative effect on the nematodes.

Subsequently, 20 mL of water with nematodes were collected in a petri dish, which is then mounted on a stereoscope Leica® brand increased 30 X to remove eggs and juveniles (J2) of *Meloidogyne* spp. using a micropipette brand Biohit® 100 µL. Immediately after, the quantification of eggs and juveniles (J2) was made *Meloidogyne* spp. in 100 g of roots, using a box counting 36 cells divided into (6 x 6) each of 1 cm². Eggs and juveniles (J2) of *Meloidogyne* spp. were disinfected separately a solution of sodium hypochlorite 0.5% for 3 min, and then washed with sterile distilled water (ADE).

Additionally, *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis* species were identified through the morphological characterization of perineal patterns of adult females and morpho-metrics tests of juveniles (J2), following taxonomic keys of TAYLOR & SASSER (1983), EISENBACK (1985), JEPSON (1987) and PERRY *et al.* (2009).

Biological and chemical actives used for control of *M. incognita* and *M. mayaguensis*. For the experiment, two biological products, formulated by Laverlam International Corp., Butte, Montana, USA, were used. The first was *Purpureocillium lilacinum*, strain PL-11 formulated as a wettable powder (WP) at a concentration of 4×10^9 spores / g, (trade name Biostat®), and the second was *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata*, strain JL-1, (provided by National Coffee Research Center - Cenicafé, strain Cenicafé J1-1) formulated as wettable powder at a concentration 1.58×10^8 spores / g and 2×10^6 chlamydospores / g. The chemical active Carbofuran was used at concentration of 330 g / L (trade name Furadan® 3 SC). This input comes as a concentrated solution and toxicological category I.

Preparation of biological and chemical concentrations actives. The fungi were diluted in water to a solution containing 1×10^9 spores / mL determined by the following procedure: 1 g of *P. lilacinum* or *P. chlamydosporia* was weighed on a balance Analytical Plus brand Shimadzu® then deposited into a beaker containing 1 L of tap water and homogenized with a magnetic stirrer Arec® brand. Then the count of spores / mL was carried out through a hemocytometer Boeco® mark, following the procedure described by CASTAÑO-ZAPATA (1998). After performing various spore counts, the concentration of 1×10^9 spores / mL of *P. lilacinum* was achieved with 2.5 g / L of water and the concentration of 1×10^9 spores / mL of *P. chlamydosporia* was obtained with 2 g / L of water.

From the concentration of 1×10^9 spores / mL *P. lilacinum* or *P. chlamydosporia*, sequential concentrations were obtained up to 1×10^3 spores / mL, by applying the formula $C1 = V2.V1/C2$ suggested by CASTAÑO-ZAPATA (1998), where V1 = initial volume of the suspension; C1 = initial concentration of spores / mL; V2 = final volume of the suspension; C2 = final concentration of spores / mL.

The concentrations 125, 250 and 500 ppm of Carbofuran were achieved by adding 378.78, 757.56 and 1,137 μ L, respectively, using a micropipette brand Biohit® 1000 μ L into a liter of water of the chemical product Furadan®, to be used as the standard chemical positive control.

Preparation of culture medium. Bacteriological agar Oxoid® Brand No.1 1.5%, was used as culture medium. Prepared by weighing 7.5 g added to 1 L of distilled water in a beaker. The mixture was homogenized on a magnetic stirrer Arec® mark and then placed on a hot plate until boiling. Subsequently, the mouth of the beaker was covered with aluminum foil and autoclaved 60 120°C for 15 min at 18 psi. When the medium reached a temperature of 60°C, 5 mL of 25% lactic acid was added, under laminar flow hood, in order to inhibit the growth of any bacteria. Then, the mixture was homogenized using a sterile glass stirrer. Then, 6 mL of the prepared medium was poured into each Petri dish of 60 x 15 mm and then allowed to stand for 3 h until the medium became slurry.

Application of treatments. To thirty-two Petri dishes containing the semi bacteriological agar medium, 1 mL of *P. lilacinum* solution containing 1×10^9 spores / mL were added. Then, to 16 of these Petri dishes, 30 μ L of a suspension containing 10 eggs of *M. incognita* and *M. mayaguensis* were added using a micropipette Biohit® capacity of 100 μ L; and to the other 16 Petri dishes a 30 μ L suspension containing 10 juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* were added. Subsequently, fungal infection on eggs and mortality (infection) of juveniles (J2) of *Meloidogyne* species was evaluated at 24, 72, 120 and 168 h. A water treated, negative control, group of 32 Petri dishes (16 boxes with eggs and 16 boxes with juveniles) was also tested.

The above procedure was performed with the other treatments: *P. lilacinum* (1×10^8 to 1×10^6 spores / mL), *P. chlamydosporia* (1×10^9 to 1×10^6 spores / mL), the mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^5 to 1×10^8 spores / mL), *P. lilacinum* (1×10^7 to 1×10^4 spores / mL) combined with Carbofuran (125 ppm), *P. chlamydosporia* (1×10^7 to 1×10^4 spores / mL) combined with Carbofuran (125 ppm), *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 to 1×10^3 spores / mL) in combination with Carbofuran (125 ppm), and Carbofuran (125, 250 and 500 ppm). Regardless, for eggs and juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* 448 experimental units, determined by 28 treatments corresponding to concentrations of actives, four replicates and four exposure times were evaluated.

Statistical analysis. The experimental design used was completely random. The data obtained were subjected to normality test of Kolmogorov-Smirnoff, complying with the hypothesis of normality (p -value > 0.01), an analysis of variance was performed, and a comparison Tukey test at a 5% level of probability with the Statistical Analysis System (SAS, 2009).

Variables evaluated. Immediately after completion of exposure time of eggs and juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* to a given treatment, two drops of Lactophenol blue were added to each Petri dish; contents being deposited on a slide of 2.54 x 7.62 cm, using a micropipette Biohit® brand of 100 µL, in order to evaluate the following variables:

Infection (%): defined as the invasion and multiplication of the fungus on eggs of *M. incognita* and *M. mayaguensis* and expressed in percentage as the number of infection per 100 eggs on the initial population. The corrected infection (I), was calculated using the following formula Schneider-Orelli (COSTA *et al.*, 1974): $I (\%) = [(Infection \text{ in treatment } (\%) - Infection \text{ control } (\%) / (100 - Infection \text{ control } (\%))] \times 100$, where, $Infection \text{ treatment} = (Number \text{ of eggs infected} \times 100) / Initial \text{ population}$.

Mortality (%): defined as the rate of deaths in juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, during the time of exposure to a particular treatment, and expressed in percentage as the number of J2 dead for each 100 individuals of the initial population. The corrected mortality (M), was calculated by the formula of Schneider-Orelli (COSTA *et al.*, 1974) described below: $M (\%) = [Treatment \text{ Mortality } (\%) - Control \text{ Mortality } (\%) / 100 - Mortality \text{ in the control}] \times 100$; wherein $Treatment \text{ Mortality} = (Number \text{ of dead J2} \times 100) / Initial \text{ population}$.

Lethal Concentration ninety (LC₉₀) in spores / mL: defined as the concentration of a biological, physical or chemical agent which killed 90% of the organisms in a population (REPETTO, 1997). This variable was determined by relating the mortality data of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* and their respective

concentrations, through linear regressions in Microsoft Excel 2010 program. The criterion for a dead juvenile stage (J2) of *Meloidogyne* spp. was immobility, when stimulated with a bristle, after been placed in Petri dishes containing sterile distilled water for 24 h (PINKERTON & KITNER, 2006).

RESULTS AND DISCUSSION

Effect of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* on eggs and juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*. Variance analysis for the variables infection of eggs and mortality of juvenile stages (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, showed highly significant statistical differences between treatments at 168 h after application. The high coefficients of determination $R^2 = 0.93$ and 0.95 , respectively, as the low coefficients of variation $CV = 11.78\%$ and 12.75% , respectively, demonstrated the reliability of the results obtained (Table 1).

Table 1. Analysis of variance for infection of eggs (%) and mortality (%) of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, at 168 h after the application of treatments.

Source of Variation	Degrees of Freedom (D.F.)	Evaluated variables	
		Infection of Eggs (%)	Mortality of juvenile stages (J2) of <i>M. incognita</i> and <i>M. mayaguensis</i> (%)
Treatment	27	60946,428**	46471,428**
Error	84	2650,000	3400,000
Corrected Total	111	63596,428	49871,428
R^2		0,958	0,931
C. V. (5%)		11,780	12,457

** Denotes highly significant differences.

By performing a Tukey's test ($p < 0.05$) on the variables infection of eggs and mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, it was determined that the mix *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 spores / L) in combination with Carbofuran (125 ppm) was the best treatment, as it caused the highest infection of eggs with 85%

and increased mortality of J2 of both species with 93% compared to the water treated group where no mortality occurred (Figures 1 and 2). The result of the mortality of juveniles (J2) of both species of *Meloidogyne*, obtained with such combination, had no statistical difference ($p = 0.05$) with that obtained with the Carbofuran at the highest concentration (500 ppm), but with the other treatments (Figures 1 and 2). The result of infection on eggs of *M. incognita* and *M. mayaguensis* obtained in this experiment with the *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 spores / L) mixture in combination with Carbofuran (125 ppm) coincides with that reported by DHAWAN & SINGH (2009) who found that the mixture *P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* and cake neem (*Azadirachta indica* A. Juss) in combination with Carbofuran in okra (*Abelmoschus esculentus* L.) infested with *M. incognita* caused 90% infection of eggs.

After the above treatment, the mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^8 spores / mL) was the best treatment, being significantly different from other treatments ($p = 0.05$) since 80% infection was obtained on eggs and 75% mortality on J2 of *M. incognita* and *M. mayaguensis* in comparison to the water treated control (Figures 1 and 2). The result of infection of these fungi on the eggs of *Meloidogyne* species was greater than that reported by RAO (2005), who found that *M. javanica* eggs extracted from roots of limes (*Citrus aurantifolia* Christm. et Panz.), and exposed to *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (2×10^6 CFU / mL) for 96 hours, showed an infection of 54% compared to that obtained in water treated groups. The results of infection of eggs and mortality of J2 of *M. incognita* and *M. mayaguensis* obtained in this study confirm what was stated by CANNAYANE & RAJENDRAN (2001), that the combination of *P. lilacinum* with other biocontrol agents such as *P. chlamydosporia*, a greater potential for the biological management of *Meloidogyne* spp.

Comparing the fungal infection caused by the fungi individually, it was found that *P. chlamydosporia* (1×10^9 spores / mL) was significantly greater ($p = 0.05$), as it caused a 68% infection of eggs on *M. incognita* and *M. mayaguensis* while *P. lilacinum* infected 63% at same spore concentration (Figures 1 and 2). The result of infection *P. chlamydosporia* on both eggs of *Meloidogyne* species obtained in this study was similar to that reported by ATKINS *et al.* (2003), who proved that the same fungus at the concentration of 1×10^6 spores / mL, under semi-controlled conditions, reached 68% infection on *M. incognita* eggs, after six months of application in a succession of crops of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) and lettuce (*Lactuca sativa* L.).

However, in this study with *P. chlamydosporia* (1×10^9 spores / mL) 65% mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* was obtained, with no statistical difference with that obtained with *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL) (Figures 1 and 2). This result was similar to that obtained by VERGARA *et al.* (2012) with *P. chlamydosporia* (1.03×10^8 spores / mL) in conditions *in vitro* achieving 66% mortality of juveniles (J2) of *R. similis* after 120 h.

In this study, it was also found that infection of *P. chlamydosporia* (1×10^9 spores / mL) on eggs of *M. incognita* and *M. mayaguensis* had no statistical difference ($p = 0.05$) with that obtained with *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL) and with treatments where *P. chlamydosporia* and *P. lilacinum* (1×10^4 or 1×10^5 spores / mL) were mixed in combination with Carbofuran (125 ppm). The mortality of J2 of the two species of *Meloidogyne* with *P. chlamydosporia* (1×10^9 spores / mL) showed no statistical difference ($p = 0.05$) with those achieved with treatments where *P. lilacinum* (1×10^6 or 1×10^7 spores / mL) were combined with Carbofuran (125 ppm) (Figures 1 and 2).

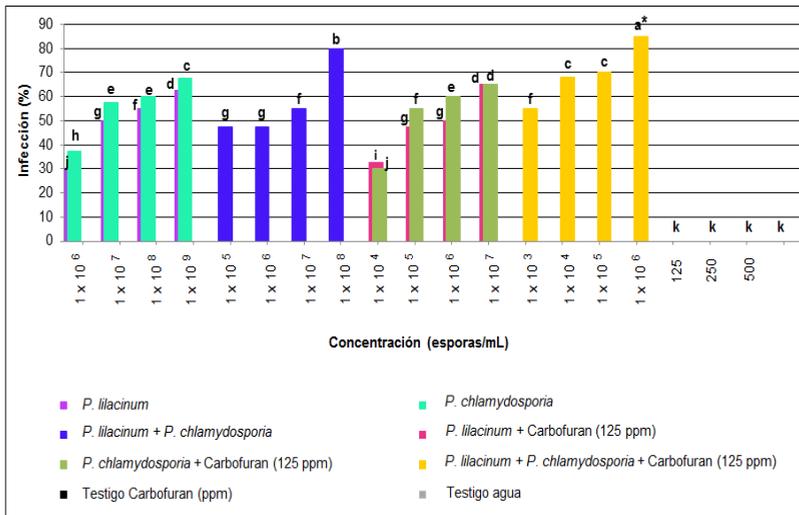
After the above treatments, median comparisons with a Tukey's test ($p = 0.05$), showed that *P. lilacinum* alone (1×10^9 spores / mL) caused 63% infection of eggs and 65% mortality of J2 of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, at 168 h of exposure, showing above 30% in both variables compared with *P. lilacinum* alone and *P. chlamydosporia* alone, at the lowest concentration (1×10^6 spores / mL) (Figures 1 and 2). The result of infection of eggs on the two species of *Meloidogyne* obtained in this study was similar to that reported by AYATOLLAHY & FATEMY (2010), who indicate that *P. lilacinum* (isolate 8.1) at a concentration of 2.3×10^8 spores / mL, caused a 60% infection of *Heterodera schachtii* eggs at 48 h after application. Furthermore, the result of mortality of J2 of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, seen with *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL), was similar to that reported by VERGARA *et al.* (2012), who obtained 62% mortality of J2 of *R. similis* with *P. lilacinum* (1.03×10^8 spores / mL) after 120 h of being applied in conditions *in vitro*.

In this research, 63% of infection caused by *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL) on eggs of *M. incognita* and *M. mayaguensis* had no statistical difference with that achieved by *P. lilacinum* or *P. chlamydosporia* (10^7 spores / mL) in combination with Carbofuran at low concentration (125 ppm). Similarly, 65% mortality of J2 of the two species of *Meloidogyne* achieved with *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL) was not statistically different from that obtained with *P. chlamydosporia* (1×10^9 spores / mL) and *P. lilacinum* (1×10^6 or 1×10^7 spores / mL) in combination with Carbofuran (125 ppm) (Figures 1 and 2).

Furthermore, the positive control Carbofuran at its maximum concentration (500 ppm) resulted in a 100% mortality of J2 of *M. incognita* and *M. mayaguensis* 168 h after application (Figures 1 and 2). However, Carbofuran had no effect on the eggs of both species of *Meloidogyne* in three concentrations (125, 250 and 500 ppm) and presented no statistical differences from the water treated control (Figures 1 and 2). A similar result was reported by VERGARA *et al.* (2012), with Carbofuran (330 g / L) in eggs of *R. similis*, were no effect of the chemical substance was found after 120 h of exposure. This result is due to the protective function of the egg cover, such as the vitellin, chitin and especially an internal glycolipid layer, which provides resistance to chemicals and prevents the entry of foreign substances (STIRLING & WEST, 1991; PERRY *et al.*, 2009).

VERGARA *et al.* (2012) mention that the application of Carbofuran is not efficient to handle eggs of *R. similis*; contrary to what happens with the fungi *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia*, which have high potential for biocontrol. However, the results of this study showed that Carbofuran (125 ppm) applied in combination with *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 spores / mL) caused eggs of *M. incognita* and *M. mayaguensis* to be infected exceeding 5% of that produced when the two fungi were applied as a mixture, in concentration of 1×10^8 spores / mL (Figures 1 and 2). This happened due to the compatibility of the two fungi with the chemical input, which causes a synergistic effect, which allows for greater control of *Meloidogyne* spp. (MAHENDRA *et al.*, 2009).

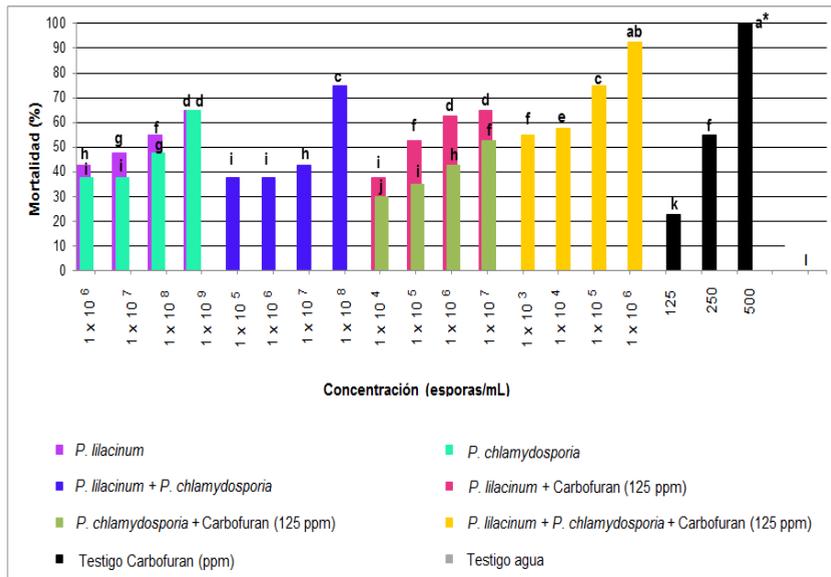
The results obtained in this investigation, allowed us to prove that the infection of the fungus on eggs and mortality of J2 of *M. incognita* and *M. mayaguensis* were higher when the concentration (spores / mL) of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* also increased (Figures 1 and 2). In consequence, it was found that when fungi were applied (individually, in mixture or in combination with Carbofuran) with a greater concentration, the values of infection of eggs of the two *Meloidogyne* species are higher, which was equal or above 63%. Also the highest mortality values of both J2 of the *Meloidogyne* species, were obtained which were higher than 65%. However, when the same fungi, were applied in lower concentrations smaller infection values occurred, which were at or below 55%; similarly, mortality values of J2 were recorded at or below 58% (Figures 1 and 2).



* Values in the same column followed by the same letter are statistically equal, according to the Tukey test at 5% probability.

Figure 1. Infection (%) of eggs by *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* on *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis*, 168 h after application.

Similar to what happened with the effect of greater concentration of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* on the variables infection of eggs and mortality of juveniles (J2) of *Meloidogyne* spp., it was also determined that these variables were directly related to the time of exposure to a particular treatment. Consequently, the infection of eggs and mortality of J2 of the *Meloidogyne* species caused by the fungal isolates was low after 24 hours ($\leq 10\%$) but at 168 h it reached a range between 30 and 93% (Figures 1 and 2). This behavior was also reported by VERGARA *et al.* (2012), who found that in laboratory conditions *P. lilacinum* (1.03×10^8 spores / mL) caused an infection of 11% on eggs of *R. similis* after 12 h of application, whereas after 120 h, this increased to 79%.



* Values in the same column followed by the same letter are statistically equal, according to the Tukey's test at 5% probability.

Figure 2. Mortality (%) of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* on juveniles (J2) of *Meloidogyne* spp. 168 h after application.

Infection with *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* on the egg vitellin layer and the outer layer of the cuticle of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* was observed under a microscope with a 10X objective at 24, 72, 120 and 168 h after exposure (Figures 3 and 4).

At 24 h, both the vitelline layer of eggs and the cuticle of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, were surrounded by conidia of fungi. Subsequently, after 72 h of exposure, the same vitellin layers expressed fungal hyphae. After 120 h, the layers

were partially covered by masses of hyphae and at 168 h these hyphae covered the whole eggs and juveniles (J2) of the species listed (Figures 3 and 4). Furthermore, at 168 h, a rupture of the egg cover, formed by the outer vitelline layer, median chitinase layer and the glycolipid inner layer, important for the development of the embryo, generally occurred (PERRY *et al.*, 2009).

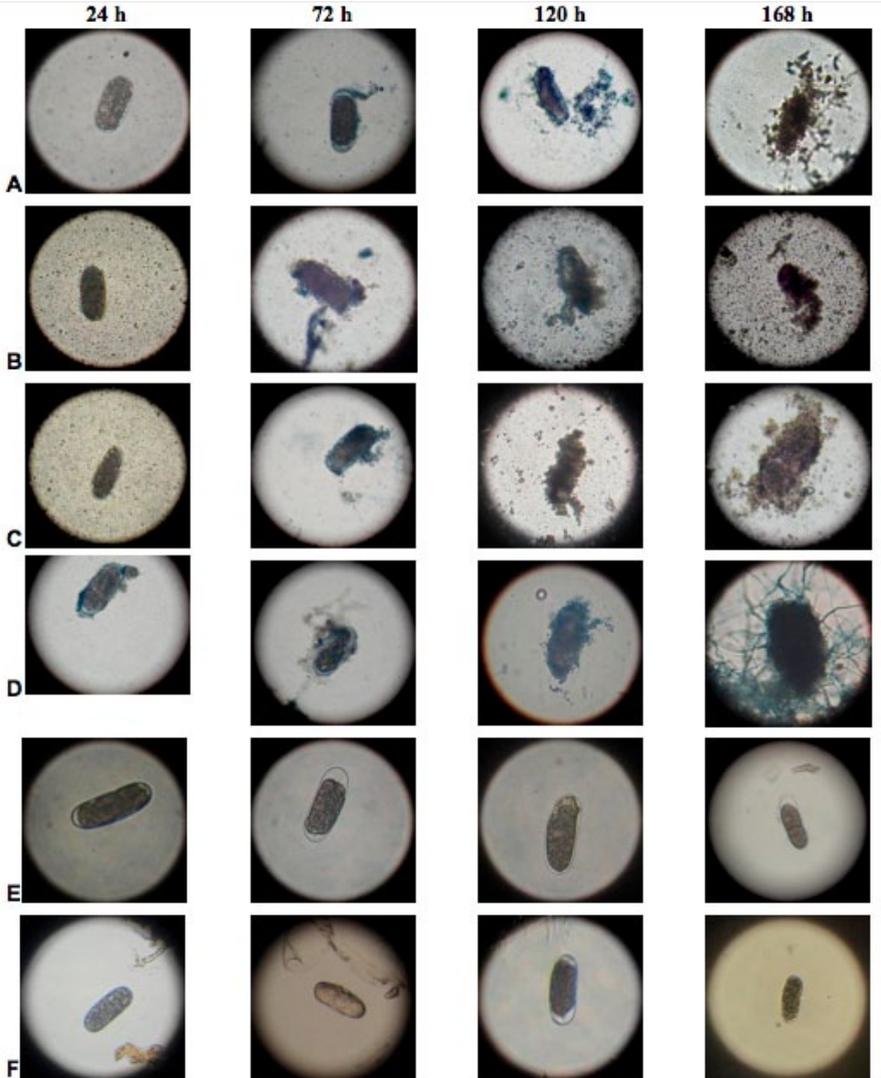


Figure 3. Eggs of *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis* infected with *Purpureocillium lilacinum* (1×10^9 spores / mL) (A), *Pochonia chamydosporia* var. *canetulata* (1×10^9 spores / mL) (B), *Purpureocillium lilacinum* and *Pochonia chamydosporia* var. *canetulata* (1×10^8 spores / mL) (C), *Purpureocillium lilacinum* and *Pochonia chamydosporia* var. *canetulata* (1×10^6 spores / mL) with Carbofuran (125 ppm) (D), Carbofuran, positive control (500 ppm) (E) and water, negative control (F), at 24, 72, 120 and 168 h of exposure. Magnification 10X.

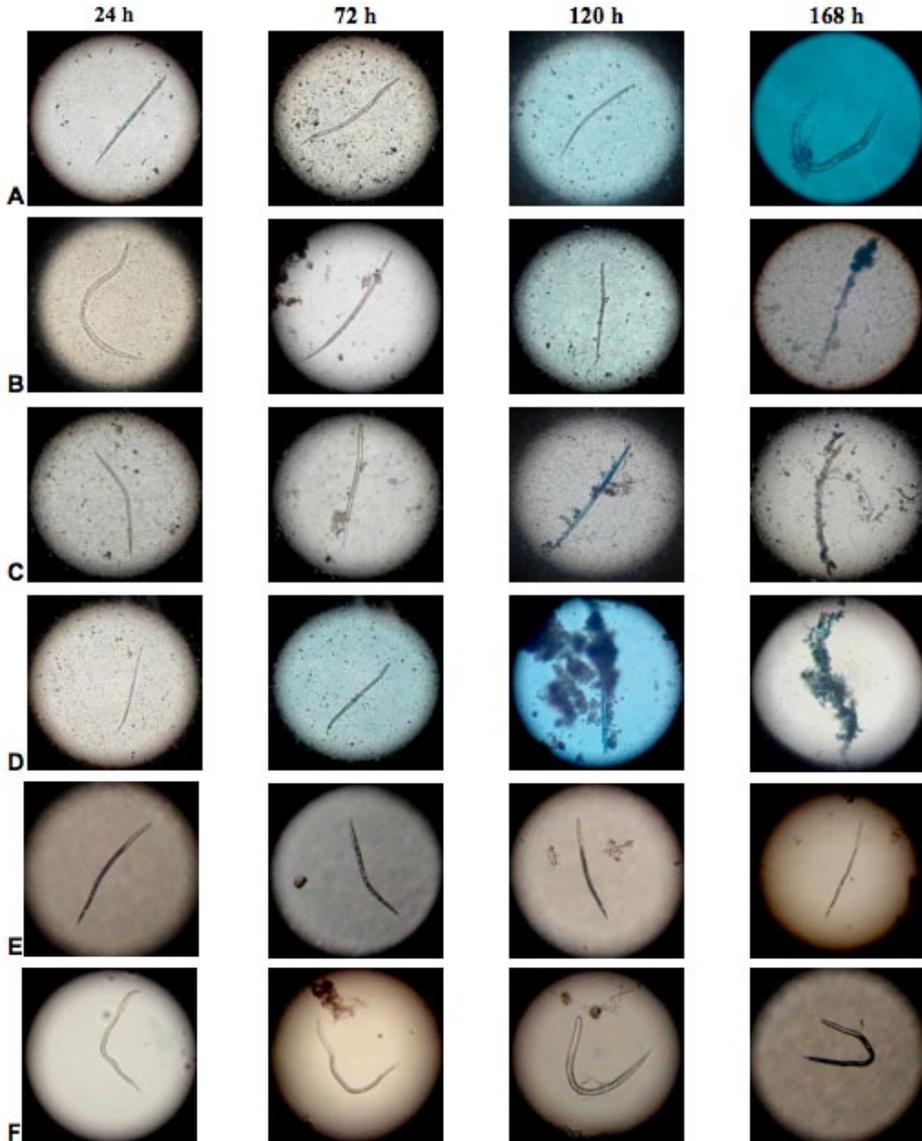


Figure 4. Juveniles (J2) of *Meloidogyne incognita* and *Meloidogyne mayaguensis* dead by *Purpureocillium lilacinum* (1×10^9 spores / mL) (A), *Pochonia chamydosporia* var. *canetulata* (1×10^9 spores / mL) (B), *Purpureocillium lilacinum* and *Pochonia chamydosporia* var. *canetulata* (1×10^6 spores / mL) (C), *Purpureocillium lilacinum* and *Pochonia chamydosporia* var. *canetulata* (1×10^6 spores / mL) with Carbofuran (125 ppm) (D), Carbofuran, positive control (500 ppm) (E) and water, negative control (F), at 24, 72, 120 and 168 h of exposure. Magnification 10X.

The results obtained in this research demonstrated that under *in vitro* conditions, the highest values of infection on mortality of eggs and juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, which were between 63 and 93%, respectively, were achieved with the treatments listed below in descending order:

- Mixing *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^6 spores / mL) in combination with Carbofuran at lower concentration (125 ppm) resulted in 85% egg infection and 93% mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*.
- Mixing *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* (1×10^8 spores / mL) resulted in 80% egg infection and 75% mortality of juveniles (J2) of the two *Meloidogyne* species.
- *P. chlamydosporia* (1×10^9 spores / mL) resulted in 68% infection of eggs and 65% mortality of juveniles (J2) of both species of *Meloidogyne*.
- *P. lilacinum* (1×10^9 spores / mL) resulted in 63% infection of eggs and 65% mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*.

Lethal concentration ninety (LC₉₀). The lethal concentrations (LC₉₀), caused by *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia*, alone, in mixture or in combination with Carbofuran, in the mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* were calculated by relating the values mortality of juveniles (J2) of *Meloidogyne* species, obtained in *in vitro* conditions at 168 h, in each of the concentrations described above. These values were adjusted to linear equations of the form $Y = a + BX$, where “Y” corresponded to the mortality of J2 (%); “X” to the concentration of each treatment; and “a” and “b”, the coefficients calculated in the linear regression analysis (Figure 5).

The high determination coefficients $R^2 = 0.90$ to 0.96 , obtained demonstrated the probabilistic reliability thereof; for this reason, we proceeded to clear the LC₉₀ for each treatment. The concentrations of fungi alone, in mixture or in combination with the low concentration of Carbofuran (125 ppm), which caused 90% (LC₉₀) of mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* is presented below (Table 2).

Table 2. Lethal concentration ninety (LC₉₀) for *P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* and Carbofuran for juvenile stages (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*.

Treatments	LC ₉₀ (esporas / mL)
<i>P. lilacinum</i>	$3,163 \times 10^{12}$ (Figure 5A)
<i>P. chlamydosporia</i>	$1,682 \times 10^{13}$ (Figure 5B)
Combination of <i>P. lilacinum</i> and <i>P. chlamydosporia</i>	$1,313 \times 10^{10}$ (Figure 5C)
<i>P. lilacinum</i> in combination with Carbofuran (125 ppm)	$2,249 \times 10^9$ (Figure 5D)
<i>P. chlamydosporia</i> in combination with Carbofuran (125 ppm)	$1,468 \times 10^{12}$ (Figure 5E)
Both <i>P. lilacinum</i> and <i>P. chlamydosporia</i> in combination with Carbofuran (125 ppm)	$1,093 \times 10^6$ (Figure 5F)
Carbofuran	443,570* (Figure 5G)

* Concentration of Carbofuran = parts per million (ppm).

It was found that the equations obtained showed a positive correlation between the concentration and the percent mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, and defined the lines that have a positive slope and are of increasing order, confirming that with increasing concentration of spores and ppm of Carbofuran, also increases mortality (%) of J2 nematodes.

The results showed that an increase of 1×10^1 spores / mL in *P. lilacinum* concentration causes an increase of at least 7.50% mortality in juveniles (J2) of *Meloidogyne* species; *P. chlamydosporia* an increase of 7.75%; *P. lilacinum* in mix with *P. chlamydosporia* 12.04%; *P. chlamydosporia* combined with 125 ppm Carbofuran 7.50%; *P. lilacinum* combined with 125 ppm of Carbofuran 9.25%; *P. chlamydosporia* combined with 125 ppm of Carbofuran 7.50%; and *P. chlamydosporia* mixed with *P. lilacinum* and combined with 125 ppm of Carbofuran 13%. In addition, an increase of 100 ppm Carbofuran, produces a 20% increase in mortality of J2 nematodes.

CONCLUSIONS

- In *In vitro* conditions, the fungi *P. lilacinum* alone and *P. chlamydosporia* alone at a concentration of 1×10^9 spores / mL, as did the mixture of these fungi in the concentration 1×10^8 spores / mL, infected between 63 and 80% of eggs and juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, at 168 h of exposure.
- The mixture of *P. lilacinum* and *P. chlamydosporia* in concentration of 1×10^6 spores / mL in combination with Carbofuran at a concentration of 125 ppm, caused 93% mortality of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* under *in vitro* conditions at 168 h exposure.
- The evaluation of the *Purpureocillium lilacinum* strain PL-11 and *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* strain JL-1, in *in vitro* conditions, confirmed their high potential in the control of *M. incognita* and *M. mayaguensis*, for promoting their use in conditions of nursery and field within an integrated management program for *Meloidogyne* spp. as an environmentally safe, affordable, accessible and user-friendly alternative.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors express sincere thanks to Laverlam International Corporation for the supply of formulations of fungi and financial support to conduct this research. Also thank the Vice Rectory of Research and Graduate Studies of the University of Caldas for co-funding this research.

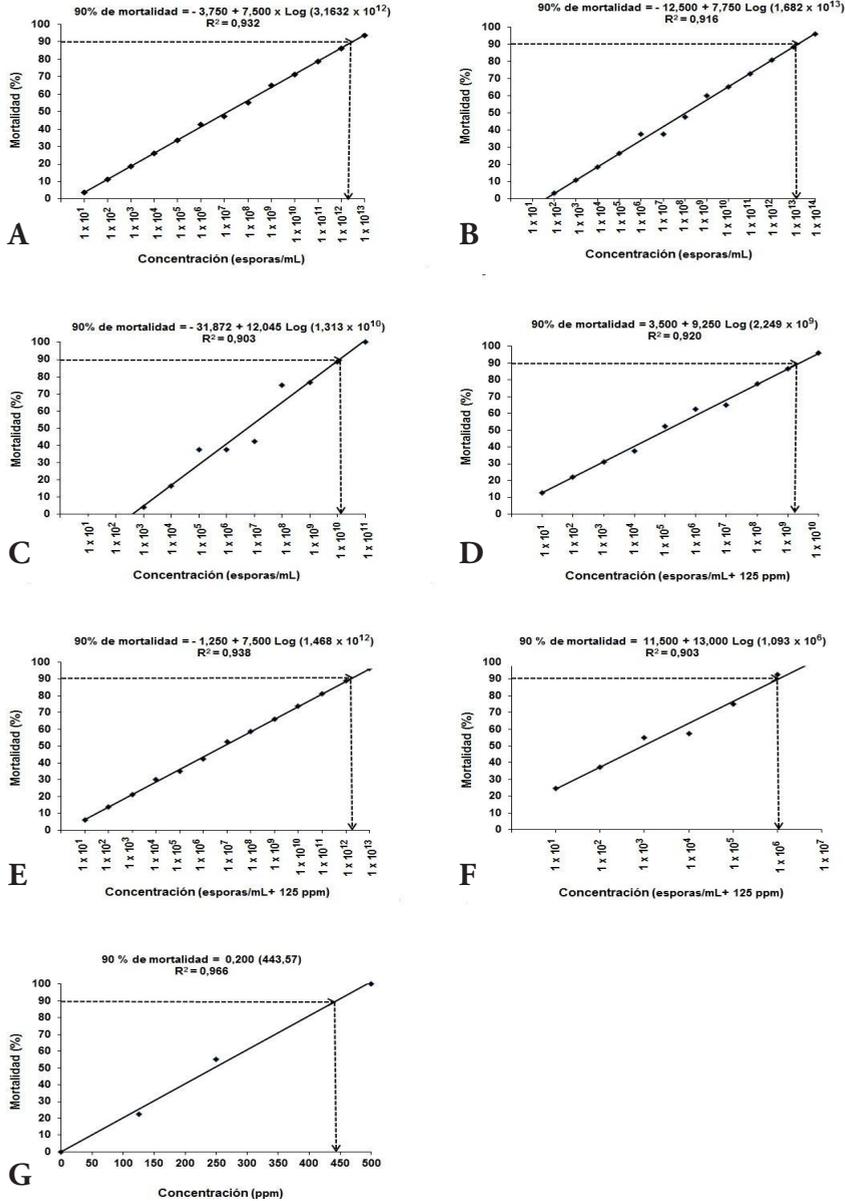


Figure 5. Equations showing the concentration that kills 90% of juveniles (J2) of *M. incognita* and *M. mayaguensis* and corresponding treatment. Treatments: **A.** *P. lilacinum*. **B.** *P. chlamydosporia*. **C.** *P. lilacinum* + *P. chlamydosporia*. **D.** *P. lilacinum* + 125 ppm Carbofuran. **E.** *P. chlamydosporia* + 125 ppm Carbofuran. **F.** *Philacinum* + *P. chlamydosporia* + 125 ppm Carbofuran. **G.** Carbofuran.

REFERENCES

- AGRIOS, G.N., 2005.- *Plant pathology*. 5 ed. Elsevier Academic Press, Nueva York.
- ARAYA, M., 2003.- Situación actual del manejo de nematodos en banana (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*) en el trópico americano (in) *Actas "Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos"*. Guayaquil, Ecuador.
- ATKINS, S.D., HIDALGO, L., KALISZ, H., MUCHLINE, T.H., HIRSCH, P.R. & KERRY, B.R., 2003.- Development of a new management strategy for the control root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in organic vegetable production. *Pest Manag. Sci.*, 59: 183-189.
- AYATOLLAHY, E. & FATEMY, S., 2010.- In vitro assessment of pathogenicity and culture filtrates of fungi against *Heterodera schachtii*. *Appl. Ent. Phytopath.*, 77 (2): 15-26. http://www.sid.ir/en/VEWSSID/J_pdf/877
- BARRES, M.T., BELLO, A., JORDÁ, C. & TELLO, J., 2006.- La eliminación del bromuro de metilo en protección de cultivos como modelo mundial para la conservación del medio ambiente. Universidad de Almería, MAPA, Madrid.
- BOLAÑOS, M., GÓMEZ, J.M., MELO, J.P. & CAMPO, E.J., 2007.- Evaluación de prácticas de manejo de nematodos parásitos en cultivos de guayabo en el Valle del Cauca. Plegable divulgativo, noviembre de 2007.
- CABRERA, R., THOMPSON-SOLER, R.A. & DÍAZ-GARCÍA, O.L., 2011.- Un medio simplificado y eficaz para la producción del hongo *Pochonia chlamydosporia* var. *Chlamydosporia* (Goddard) Zare & Gams en fase líquida. *Revista Citri Frut*, 28 (1): 19-22.
- CANNAYANE, I. & RAJENDRAN, G., 2001.- Application of biocontrol agents and oil cakes for the management of *Meloidogyne incognita* in brijal. *Current Nematology*, 12: 51-55.
- CARDONA, N.L. & LEGUIZAMÓN, J.E., 1997.- Aislamiento y patogenicidad de hongos y bacterias al nematodo del nudo radical del café *Meloidogyne* spp. Goeldi. *Fitopatología Colombiana*, 21 (1): 39-52.
- CASTAÑO-ZAPATA, J., 1998.- *Prácticas de laboratorio de fitopatología. Práctica (2)*. Segunda edición. Universidad de Caldas, Manizales.
- CHITWOOD, D.J., 2003.- Nematicides: 1104-1115 (en) PLIMER, J.R. (ed.) *Encyclopedia of Agrochemicals*. Vol. 3. New York. <http://www.ars.usda.gov>
- COSTA, J.J., MARGHERITIS, A.E., MARSICO, O.J., 1974.- *Introducción a la Terapéutica Vegetal*. Primera Edición. Editorial Hemisferio Sur, Buenos Aires.
- CRUZ, S.A., 2007.- Control del nematodo nodulador de raíz (*Meloidogyne* spp.) en el cultivo de okra americana (*Abelmoschus esculentus*) con Micorriza Vesicular Arbuscular (VAM), *Trichoderma harzianum*, *Paecilomyces lilacinus*, *Pochonia chlamydosporia* y Marigold (*Tagetes erecta*). Proyecto especial presentado como requisito parcial para optar el título de Ingeniero Agrónomo en el grado Académico de Licenciatura. Zamorano-Honduras.
- DALLEMOLE-GIARETTA, R., GRASSI, L., DEBORAH, M.X., FALCÃOZ, R., FERRAZ, S., LOPES, E.A., 2014.- Incorporação ao solo de substrato contendo micélio e conídios de *Pochonia chlamydosporia* para o manejo de *Meloidogyne javanica*. *Cienc. Rural.*, 44 (4). http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0103-84782014000400009&script=sci_arttext
- DANE (DEPARTAMENTO ADMINISTRATIVO NACIONAL DE ESTADÍSTICA), 2011.- *Resultados Encuesta Nacional Agropecuaria ENA*. Bogotá.
- DHAWAN, S.C. & SINGH, S., 2009.- Compatibility of *Pochonia chlamydosporia* with nematicide and neem cake against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* infesting okra. *Indian Journal of Nematology*, 39: 85-89.
- EISENBACK, J.D., 1985.- Detailed morphology and anatomy of second-stage juveniles, males, and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes) (in) SASSER, J.N. & CARTER, C.C. (eds.) *An Advanced Treatise on Meloidogyne*. Vol. I. *Biology and Control*. A cooperative publication of the Department of Plant Pathology and the United States Agency for International Development, North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina.
- ESFAHANI, N.M. & POUR, A.B., 2006.- The effects of *Paecilomyces lilacinus* on the Pathogenesis of *Meloidogyne javanica* and Tomato Plant Growth. Parameters. *Iran Agricultural Research*, 24 (2): 67-76.
- FAO (ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA), 2008.- Guayaba. Características generales. http://www.fao.org/inpho_archive/con
- FLORES, C.R., ATKINS, S.D., MANZANILLA-LÓPEZ, R. & PRADO-VERA, I.C., 2008.- Caracterización de aislamientos mexicanos de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* (Goddard) Gams y Zare para el control biológico de *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne y Allen. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 26 (2): 93-104.
- GARCÍA, L., BULNES, C., MELCHOR, G., VEGA, E., MONTES DE OCA, N., HIDALGO, L. & MARRERO, E., 2004.- Safety of *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* on acute oral and dermal Toxicity/Pathogenicity evaluations in rats and rabbits. *Vet. and Human Toxicology*, 46 (5): 248-250.
- GIRALDO, F.M. & LEGUIZAMÓN, C.J., 1997.- Aislamiento y evaluación *in vitro* de hongos a partir de estados de *Meloidogyne* spp. infectados naturalmente. *Cenicafé*, 48 (3): 195-203.
- GOWEN, S.R., 1997.- Alternate strategies for nematode control to wards sustainable agriculture (in) *Plant nematode problems and their control in the Near East region*. FAO Plant Production and Protection paper - 144.
- GUZMÁN, P.O. & CASTAÑO, Z.J., 2010.- Identificación de nematodos fitoparásitos en guayabo (*Psidium guajava* L.), en el municipio de Manizales (Caldas), Colombia. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 34 (130): 117-125.
- HERNÁNDEZ, M.A. & DÍAZ, L.H., 2008.- KlamiC[®]: Bionematicida agrícola producido a partir del hongo *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata*. *Revista Protección Vegetal*, 23 (2): 131-134.
- HIBBETT, D.S., BINDER, M., BISCHOFF, J.F., BLACKWELL, M., CANNON, P., ERIKSSON, O.E., ... ZHANG, N., 2007.- A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research*, 111 (5): 509-547.
- ICA (INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO), 2014.- Área de protección vegetal: Listado de Registro de Venta de plaguicidas químicos de uso agrícola. <http://www.ica.gov.co/Areas/>

- JENKINS, W.R., 1964.- A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter*, 48 (9): 692.
- JEPSON, S., 1987.- *Identification of root-knot nematodes (Meloidogyne species)*. CAB International, United Kingdom.
- KERRY, B.R. & JAFFEE, B.A., 1997.- Fungias biological control agents for plant parasitic nematodes. *The Mycota*, 4: 203-218.
- KHAN, T.A. & SAXENA, S.K., 1997.- Integrated management of root-knot nematode *Meloidogyne javanica* infected tomato using organic materials and *Paeclomyces lilacinus*. *Bioresource Technology*, 61: 247-250.
- LIÑÁN, C., 2009.- *Vademecum de Productos Fitosanitarios y Nutricionales 2009*. Ed. 25. Edit. Agrotécnicas.
- LUANGSA-ARD, J., HOUBRAKEN, J., VANDOORN, T., HONG, S.B., BORMAN, A.M., HYWEL-JONES, N.L. & SAMSON, R.A., 2011.- *Purpureocillium*, a new genus for the medically important *Paeclomyces lilacinus*. *FEMS Microbiology Letters*, 321:141-149.
- MAHENDRA, S., ANJU, J. & GUILL, J.S., 2009.- Dose optimization of egg parasitic fungus *Paeclomyces lilacinus* alone in combination with Carbofuran for control of *Meloidogyne incognita* infecting tomato. *International Journal of Nematology*, Vol. 19 (2): 177-181.
- MEREDITH, J., 1973.- *Algunos métodos de campo y laboratorio para trabajar con nematodos*. Maracaibo, Venezuela.
- MONTES DE OCA, N., AREVALOS, J., A COSTA, N., PETEIRA, B., HIDALGO-DÍAZ, L. & KERRY, B.R., 2005.- Estabilidad de la cepa IMI SD 187 de *P. chlamydsoporia* var. *catenulata*. Parte I. Indicadores morfológicos, productivos y patogénicos. *Rev. Protección Veg.*, 20 (2): 93-100.
- MONZÓN, A., HERRERA, I. & MÉNDEZ, E., 2009.- *Guía uso y manejo de Paeclomyces lilacinus para el control de nematodos*. Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua. 2009. Recuperado de <http://es.scribd.com/doc/126840400/G>
- MORGAN-JONES, G., WHITE, J.F. & RODRÍGUEZ-KABANA, R., 1983.- Phytonematode Pathology: Ultrastructural Studies. Parasitism of *Meloidogyne arenaria* eggs by *Verticillium chlamydsoporium*. *Nematropica*, 13 (2): 245-260.
- MORTON, C.O., HIRSCH, P.R. & KERRY, B.R., 2004.- Infection of plant-parasitic nematodes by nematophagous fungi – A review of the application of molecular biology to understand infection processes and to improve biological control. *Nematology*, 6: 161-170.
- PERRY, R., MOENS, M. & STARR, J., 2009.- *Root knot nematodes*. CAB International, London.
- PETEIRA, B., PUERTAS, A., HIDALGO-DÍAZ, L., HIRSCH, P.R., KERRY, B.R. & ATKINS, S.D., 2005.- Real-time PCR to monitor and assess the efficacy of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydsoporia* var. *catenulata* against root-knot nematode populations in the field. *Biocología Aplicada*, 22 (4): 261-266.
- PINKERTON, J.N. & KITTNER, M.L.C., 2006.- Effects of biologically-derived products on mobility and reproduction of the root-lesion nematode, *Pratylenchus penetrans*, on strawberry. *Nematropica*, 36 (2): 181-196.
- PUERTAS, A., DE LANOVAL, B., MARTÍNEZ, B., MIRANDA, I., FERNÁNDEZ, F. & HIDALGO, L., 2006.- Interacción de *Pochonia chlamydsoporia* var. *catenulata* con *Rhizobium* sp., *Trichoderma harzianum* y *Glomus clarum* en el control de *Meloidogyne incognita*. *Rev. Protección Veg.*, 21 (2): 80-89.
- RAO, M.S., 2005.- Management of *Meloidogyne javanica* on acid lime nursery seedlings by using formulations of *Pochonia chlamydsoporia* and *Paeclomyces lilacinus*. *Nematol Medit*, 33: 145-148.
- REPETTO, M., 1997.- *Toxicología fundamental*. 3ª ed. Díaz de Santos, Madrid.
- SAS (Statistical Analysis System (SAS® 9.2). 2009. <https://support.sas.com/docum entation/cdl/en/citug/61084/HTML/default/images/viewer.htm#images>
- SINGH, U.B., SAHU, A., SAHU, N., SINGH, R.K., RENU, S., SINGH, D.P., ... SINGH, K.P., 2013.- *Arthrobotrys oligospora*-mediated biological control of diseases of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) caused by *Meloidogyne incognita* and *Rhizoctonia solani*. *J. Appl Microbiol*, 114 (1): 196-208.
- STIRLING, G.R. & WEST, L.M., 1991.- Fungal parasites of root-knot nematode eggs from tropical and subtropical regions of Australia. *Plant Pathology*, 20: 149-154.
- TAFUR, J.E., 2012.- *Emprendimiento empresarial en tierras con vocación forestal: Evaluación financiera de la producción de guayaba en la Hacienda La María*: Tesis, Universidad Nacional de Colombia, Palmira.
- TAYLOR, A.L. & SASSER, J., 1983.- *Biología, identificación y control de nematodos del nódulo de la raíz*. Universidad del Estado de Carolina del Norte (ed.), Carolina del Norte, U.S.A.
- VERGARA, D., GUZMÁN, Ó.A. & LEGUIZAMÓN, J. 2012.- Efecto *in vitro* de *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard *et al.* y *Pochonia chlamydsoporia* (Goddard) Zare y Gams sobre el nematodo barrenador *Radopholus similis* (Cobb) Thorne. *Agron.*, 20 (2): 25-36. [http://200.21.104.25/agronomia/downloads/Agronomia20\(2\)_4.pdf](http://200.21.104.25/agronomia/downloads/Agronomia20(2)_4.pdf)
- VILLOTA, F. & VARÓN, F., 1997.- Evaluación de materiales de guayaba (*Psidium guajava* L.) por su comportamiento al ataque de *Meloidogyne incognita* Raza 2. *Fitopatología Colombiana*, 21 (2): 31-37.
- WADA, S. & TOYOTA, K., 2008.- Effect of three organophosphorous nematicides on non-target nematodes and soil microbial community. *Microbes and Environments*, 23 (4): 332-336.
- ZARE, R., GAMS, W. & EVANS, H.C., 2001.- A revision of *Verticillium* section Prostrata. V. The genus *Pochonia*, with notes on *Rotiferophthora*. *Nova Hedwigia*, 73: 51-86.

APORTES AL CONOCIMIENTO Y USO DE LOS ECOSISTEMAS SUBTERRÁNEOS DEL MUNICIPIO DE LA PAZ (SANTANDER)*

*César A. Castellanos-Morales¹, Fabián Moreno¹, Luz M. Malagón¹,
Álvaro J. Arango [O.P.]¹, Diego D. Pardo¹, María A. Méndez²*

Resumen

La Paz es un municipio del suroriente del departamento de Santander, ubicado en la región andina de Colombia, que posee una extensa red de sistemas subterráneos que no ha sido explorada satisfactoriamente a nivel bioespeleológico. Los autores confirmaron 21 ambientes hipogeos para esta zona del departamento, los cuales fueron valorados utilizando información secundaria y visitas de campo. Sin embargo, en este estudio se logró establecer que, a nivel local, se ignora la riqueza kárstica y biológica del municipio, lo cual se evidenció por la ausencia de este conocimiento en los habitantes que, en su mayoría, reconocen la existencia de solo dos cuevas (El Molino y El Indio). La información referente a fauna y flora asociada a estos ecosistemas es insuficiente y escasa; de igual forma, las entidades territoriales encargadas de la administración ambiental no reportaron estrategias de sensibilización ambiental con la comunidad, ni planes de acción o estrategias orientadas a conservación y uso de estos ambientes hipogeos.

Palabras clave: bioespeleología, cavernas, La Paz, sistema kárstico.

CONTRIBUTIONS TO THE KNOWLEDGE AND USE OF SUBTERRANEAN ECOSYSTEMS IN THE MUNICIPALITY OF LA PAZ (SANTANDER)

Abstract

La Paz is a municipality located in the Southeast of the department of Santander, in the Andean region of Colombia, which has an extensive network of subterranean systems that has not been satisfactorily explored at the bio-speleological level. The authors confirmed 21 hypogean environments for this area of the department, which were assessed using secondary data and field visits. However, in this study it was established that karstic and biological richness in the municipality is ignored, which was evidenced by the absence of this knowledge in the local people, who mostly recognized the existence of only two caves (El Molino and El Indio). Information regarding fauna and flora associated with these ecosystems is insufficient and limited. Similarly, local authorities responsible for environmental management strategies reported no environmental awareness in the community, or action plans oriented to conservation and use of these hypogean environments.

Key words: biospeleology, caverns, karst system, La Paz.

* FR: 14-VIII-2015 . FA: 30-X-2015.

¹ M.Sc.Grupo de investigaciones en Recursos Biológicos y Naturales de Colombia - GRINBIC. Universidad Santo Tomás. Colombia, Sede Villavicencio. Autor para correspondencia. E-mail: cesar.castellanos@usantotomas.edu.c

² Grupo GRINBIC, Universidad Santo Tomás. Villavicencio, Colombia.



CÓMO CITAR:

CASTELLANOS-MORALES, C.A., MORENO, F., MALAGÓN, L.M., ARANGO, Á.J., PARDO, D.D. & MÉNDEZ, M.A. 2015.- Aportes al conocimiento y uso de los ecosistemas subterráneos del municipio La Paz (Santander). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 173-185. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.10

INTRODUCCIÓN

La Paz es un municipio ubicado en el costado oriental de la Cordillera Oriental, en el suroccidente del departamento de Santander. Posee una extensión de 270 km² que equivalen a 0,9% del territorio departamental. A nivel geológico, el municipio presenta diferentes unidades litoestratigráficas sedimentarias de edad Cretácica, agrupadas en las formaciones: Rosablanca, Paja, Tablazo, Simití y Luna; además, existen registros de la unidad Cuaternaria, compuesta por acumulaciones de material de tipo aluvial de poca extensión, no cartografiada a lo largo de la red hídrica del municipio (CORTÉS *et al.*, 2003). Como consecuencia de su estructura geológica, La Paz exhibe actualmente una variabilidad geomorfológica conformada por colinas, montañas, valles y zonas escarpadas, en las que se ha reportado un número importante de formaciones kársticas epigeas e hipogeas: 7 cavernas, 15 dolinas, 7 hoyos y 1 uvala (MALECKAR *et al.*, 1990; MEDOZA-PARADA *et al.*, 2009). La riqueza kárstica de esta región ofrece un potencial ecoturístico que, tal como sugieren diversos autores, puede usarse como herramienta de conservación para ayudar al medio ambiente en el que tiene lugar (PÉREZ DE LAS HERAS, 2003).

Los ecosistemas subterráneos en Colombia han sido explorados desde inicios del siglo XIX, cuando Humboldt y Gross visitaron por primera vez la cueva de Los Ladrones en el departamento de Tolima en el año 1801 y posteriormente con las expediciones del Padre Romualdo Cuervo en 1851 y Manuel Ancizar en 1953 al Hoyo del Aire en Santander (MUÑOZ-SABA *et al.*, 1999). Desde entonces varios investigadores nacionales y extranjeros han realizado importantes aportes al conocimiento de los ambientes hipogeos y sus recursos biológicos. En el caso particular del departamento de Santander se han reportado estudios bioespeleológicos con descripción de especies nuevas en los siguientes grupos: peces (SKET, 1988; ARDILA-RODRÍGUEZ, 2006; CASTELLANOS-MORALES 2007, 2008, 2010), murciélagos (MUÑOZ-SABA *et al.*, 2013), Opiliones (VILLAREAL & RODRÍGUEZ, 2006), cangrejos (CAMPOS & RODRÍGUEZ, 1985; RODRÍGUEZ, 1985), entre otros. Aunque los avances en la bioespeleología colombiana han sido notorios, aún existen vacíos en el conocimiento y uso de los ecosistemas de cavernas para municipios como La Paz en el departamento de Santander.

Este trabajo presenta los aportes al conocimiento del estado actual de los ecosistemas de cavernas registrados en el municipio de La Paz en el departamento de Santander, la relación con el saber local que tienen sus habitantes, así como las perspectivas de aprovechamiento turístico y ambiental que se pueden generar a partir de su uso sustentable.

METODOLOGÍA

Con el propósito de medir el grado de conocimiento y uso de los sistemas subterráneos existentes en el municipio de La Paz (Santander), se diseñó un instrumento tipo encuesta con 13 preguntas, el cual fue validado preliminarmente con una prueba piloto en el municipio de Vélez (Santander) el 1 de julio de 2014. Las imprecisiones detectadas en el instrumento durante la prueba piloto fueron evaluadas y corregidas de manera que se lograron focalizar apropiadamente las respuestas, evitando el uso de preguntas ambiguas que condujeran a los encuestados hacia una respuesta no objetiva. El instrumento final fue aplicado a la población del municipio de La Paz entre el 20 y 22 de julio de 2014; posteriormente se compiló la información mediante el uso del paquete estadístico SPSS versión 21, con el cual se realizaron los análisis de estadística descriptiva correspondientes. Adicionalmente, se consultó la bibliografía disponible referente a ecosistemas subterráneos en el municipio de La Paz, así como información local de tipo administrativo, (e.g. planes de ordenamiento territorial y/o gestión ambiental). La información obtenida se verificó con visitas de campo a los sistemas hipogeos reportados, para hacer reconocimiento visual y colecta de material biológico, el cual se depositó en colecciones de referencia nacional como el Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y el Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia.

RESULTADOS

Se aplicaron 69 encuestas a habitantes del municipio de La Paz (Santander), de las cuales el 61,19% fue contestada por mujeres y el 38,81% por hombres. La distribución por edades indicó que el 10,45% correspondía al rango de 18-25 años, el 19,40% entre los 25-35 años, el 14,93% de 35-45, el 22,39% entre 45-55 años, el 14,93% entre 55-65 años y el 17,91% mayores de 65 años. En referencia a la ocupación laboral, el trabajo independiente ocupó el mayor rango entre los encuestados con un 55,22%, seguido por empleados con 20,9% y amas de casa con el 14,93%; además, se indagó por el tiempo de residencia en la región, en el cual la categoría “siempre” fue la más importante con un 77,61%, seguido de “los últimos diez años” con un 8,96%, “entre 1 y 5 años” con un 7,46% y “el último año” con un 5,97%.

Con respecto a los ecosistemas subterráneos del municipio, el 49,25% de los encuestados solo conoce una cueva, el 20,9% conoce dos y el 16,42% conoce tres o más; en tanto que solo el 13,43% informó no conocer ningún sistema hipogeo de la zona. De igual forma, la consulta sobre los sistemas kársticos más visitados de la región indicó que la cueva El Molino (Figura 1) presenta la mayor frecuencia de visitas con 60%, seguido por la cueva de El Indio con 27% y el Hoyo del Aire con un 12% (Figura 2).



Fotografía: César Castellanos-M.

Figura 1. Cueva El Molino, municipio de La Paz (Santander). El sistema hipogeo más visitado por los habitantes de esta región.



Fotografía: César Castellanos-M.

Figura 2. Hoyo del Aire, municipio de La Paz (Santander). Uno de los sistemas kársticos más profundos de Colombia, aprox. 120 m. y un diámetro de 200 m.

La percepción que tienen los habitantes de La Paz con respecto al significado de ecosistema subterráneo (cueva), está más relacionada con un sitio turístico (categoría representada con 58,21%) y en menor proporción se relaciona con un lugar oscuro y peligroso (representado por un 28,36%) (Figura 3).

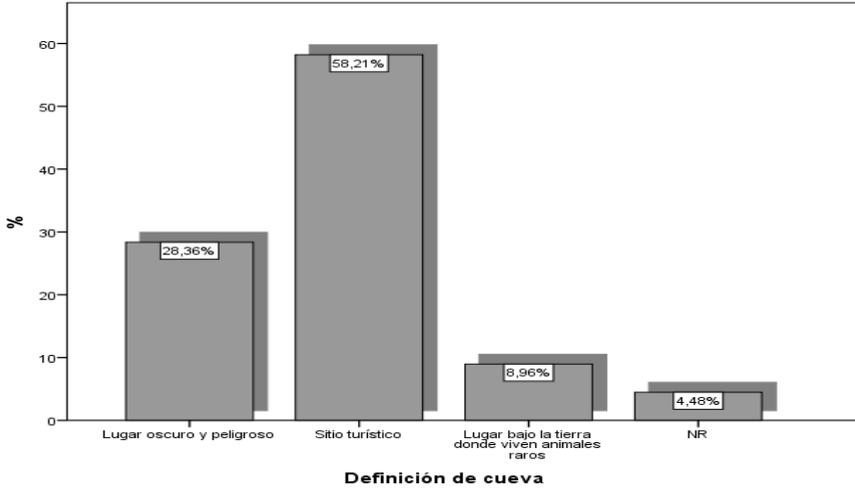


Figura 3. Distribución porcentual de los encuestados según su percepción personal del concepto de cueva.

En cuanto al conocimiento de la biodiversidad asociada a ecosistemas subterráneos, el 50,7% identifica a los murciélagos como los principales habitantes de estos sistemas, seguidos por aves (14,9%), arañas (4,5%), peces, anfibios y serpientes (3%), armadillos y cangrejos (1,5%), no sabe (17,9%). Además, en cuanto a las actividades para la protección de la fauna y flora de los ecosistemas de cavernas, el 59,7% afirma no conocer ningún programa. De igual forma, se encontró que el 95,52% de los encuestados afirma no conocer ningún tipo de campañas para la protección de estos ecosistemas, realizadas por la autoridad ambiental a nivel departamental, mientras que a nivel municipal el 76,12% afirma no conocer acciones de protección de sistemas subterráneos.

Con respecto a las acciones que se han realizado para incrementar el turismo a nivel local, un 40,3% de los encuestados informó sobre obras de infraestructura general, seguido por publicidad con 23,88% y finalmente el mejoramiento de vías con el 20,9% (Figura 4).

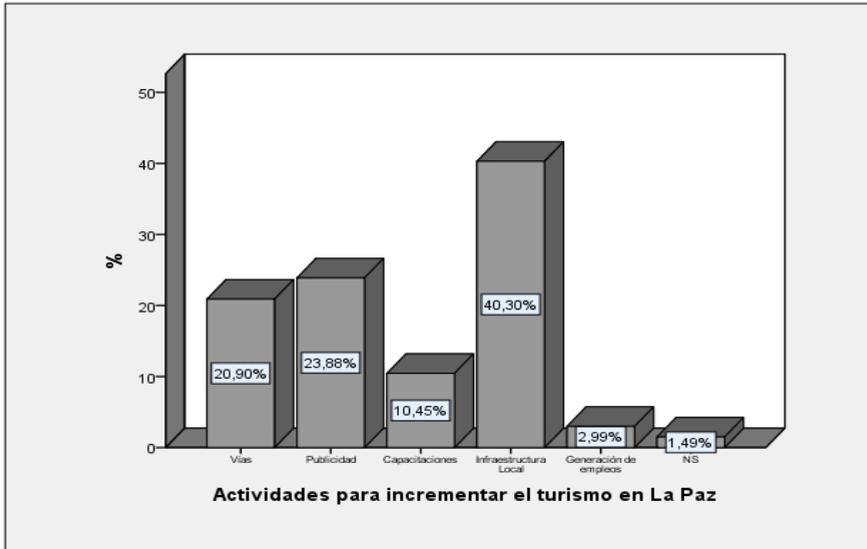


Figura 4. Distribución porcentual de los encuestados según actividades propuestas para incrementar el turismo en la región.

La medición del interés de las personas del municipio de La Paz, por acceder a programas de capacitación no formal, demostró que el 56,1% prefiere educación ambiental para protección del agua y el 13,6% le interesa capacitarse como guía turístico, el 6,06% le interesa la formación en educación ambiental para la protección de la flora y fauna de la región y un 24,24% no respondió. Con relación a la intención por la cual el encuestado se interesa por visitar las cuevas, el 65,7% señala la categoría recreación, mientras que el 20,9% no respondió la pregunta (Figura 5). Finalmente, en referencia a las fechas en las que La Paz recibe mayor número de turistas, se registró que el 67,1% reporta el periodo diciembre a enero y un 32,84% reporta el periodo junio a julio.

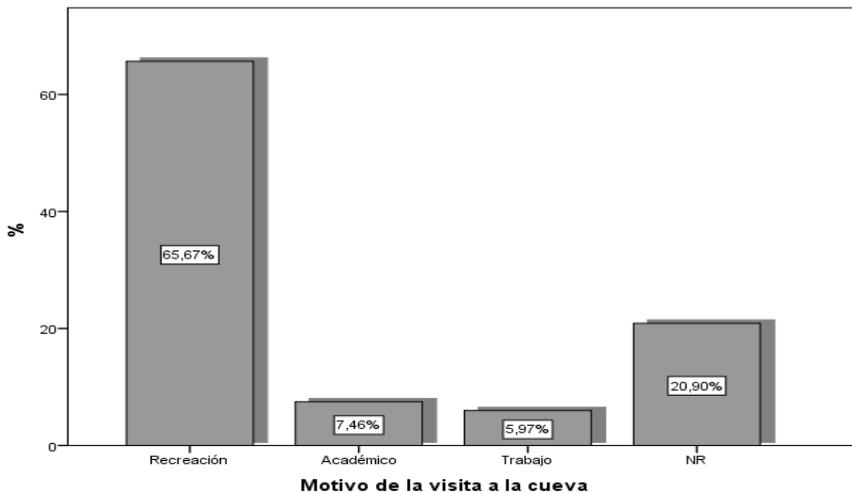


Figura 5. Distribución porcentual de los encuestados según la razón por la cual visitan las cuevas.

DISCUSIÓN

El municipio de La Paz posee una importante riqueza subterránea que, de acuerdo con MALECKAR *et al.* (1990) y MENDOZA-PARADA *et al.* (2009), está representada por siete cuevas (El Tigre, El Indio, de Los Indios, El Molino, El Toro, La Lajita, N.N), y siete hoyos (Carrero Alto, Colombia, del Aire, Talavera [o Tavera], Cuchara, y de María I y II). Durante las expediciones de campo se registraron seis sistemas hipogeos adicionales: cinco cuevas (de Los Aviones, de Brujas I y II, Granadilla [o la Mandíbula] y Los Ariza) y dos hoyos (Picho y Melchor); lo que da un total de 21 ecosistemas subterráneos en La Paz. De este total, los habitantes del municipio conocen como máximo cuatro cavernas, lo que significa que en esta zona se desconoce el 80% de la riqueza kárstica, así como su biodiversidad asociada. Teniendo en cuenta que más del 77% de los encuestados ha vivido toda su vida en este municipio, este factor no se ve reflejado en un apropiado conocimiento de la región en términos espeleológicos. En consecuencia, un turista que visite este municipio con interés en la espeleología, no podrá obtener de la comunidad la información necesaria, lo cual podría traer como consecuencia la pérdida del interés por parte del turista.

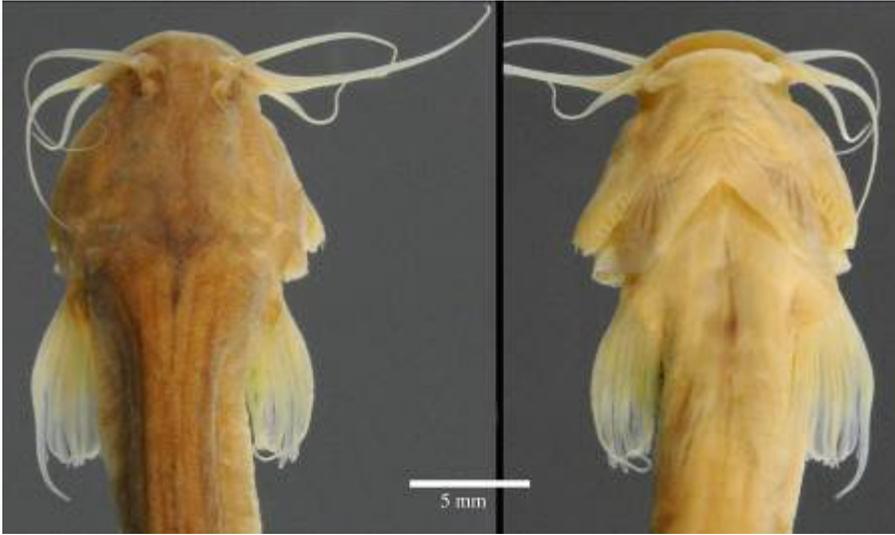
La cueva El Molino es el sistema hipogeo más visitado de La Paz, lo cual se puede explicar por varias razones: A) Es la caverna más cercana a la cabecera municipal. B) Presenta vías de acceso apropiadas. C) Existe información visual que permite una fácil

orientación. D) El tránsito al interior de la cueva es fácil por la existencia de galerías grandes. E) La población local conoce el marco histórico, según el cual, en este lugar se fundó el primer molino de la región y también desde allí se inició la colonización del municipio.

Si la población local logra capacitarse en estos aspectos y cubrir los vacíos de información en todos los sistemas subterráneos de La Paz, bajo la orientación de las administraciones locales y las autoridades ambientales, indudablemente se optimizará el turismo desde el nivel local al regional. Es fundamental tener en cuenta que, tal como reportaron los pobladores, existen dos temporadas importantes para el turismo de este municipio: junio-julio y diciembre-enero, fechas en las cuales los pobladores deberían estar en capacidad de atender la demanda de turistas y orientar apropiadamente al visitante interesado en los sistemas kársticos de la zona.

Sin embargo, para que el municipio de La Paz implemente una apropiada oferta de servicios de recreación activa en ambientes subterráneos, las entidades ambientales competentes deberán capacitar a la población local en dos frentes: 1) programas de exploración, conocimiento y uso sustentable direccionado al turismo espeleológico; 2) estrategias de conservación de la biodiversidad externa a los ambientes subterráneos. Es probable que, como para la mayoría de las regiones ricas en formaciones subterráneas, la amenaza más importante para la biodiversidad de las sistemas hipogeos no viene de actividades humanas dentro de ellas, sino de las actividades fuera de estos sistemas; lo que incluye contaminación de acuíferos, deforestación y destrucción de los sistemas subterráneos con fines mineros (CULVER & SKET, 2002).

En cuanto al conocimiento de la biodiversidad asociada con los ecosistemas subterráneos, los habitantes de La Paz han reconocido algunos organismos como murciélagos, aves y arañas; pero no lograron identificar, plenamente, organismos clave de estos ecosistemas como cangrejos, peces e insectos. En el caso específico de peces de cavernas, este grupo ha demostrado ser objeto de estudios y publicaciones científicas nacionales y extranjeras. Al respecto, Colombia se posiciona actualmente en el segundo lugar de Suramérica, después de Brasil, en número de especies descritas para cavernas (seis especies endémicas), de las cuales cinco están en el departamento de Santander (una de ellas endémica del municipio de La Paz) (Figura 6) y una en el departamento de La Guajira (CASTELLANOS-MORALES & GALVIS, 2012). Un resumen de la fauna asociada a las cavernas del municipio de La Paz, compilada a partir de artículos publicados y observaciones en campo, se presenta en la Tabla 1.



Fotografía: Mark Sabaj Pérez.

Figura 6. *Trichomycterus sketi*, especie endémica de los ecosistemas de cavernas del municipio de La Paz (Santander).

A pesar de los avances en materia de investigación biológica en los ecosistemas cavernosos de La Paz, tanto la población general como las autoridades civiles, militares y de policía, actores políticos y sociales, no han tenido acceso a este conocimiento. Es deber de las autoridades ambientales generar las acciones orientadas a la divulgación y socialización de este conocimiento, el cual redundará en un mayor sentido de pertenencia por su patrimonio biológico, reflejándose en un mayor compromiso por la conservación de estos ecosistemas.

La fauna asociada a ecosistemas subterráneos y sus áreas cercanas, particularmente los murciélagos de hábito frugívoro, tienen una función ecológica vital al esparcir semillas y contribuir a la restauración de la flora local (CASALLAS-PABÓN *et al.*, 2013). Desde esta perspectiva, la existencia confirmada de 21 sistemas cavernosos en el municipio de La Paz se podría convertir en un eje articulador de la política de conservación regional, al presentar gran cantidad de hábitats para la fauna de quirópteros, las cuales a su vez preservarán el medio ambiente del municipio de La Paz.

Tabla 1. Diversidad biológica asociada a los ecosistemas subterráneos del municipio de La Paz (Santander).

Sistema hipogeo	Clase	Taxón	Nombre común	Ref.
Cueva de Los Indios	Actinopteri	<i>Trichomycterus sketi</i>	Pez	C-M
	Crustacea	Oniscoidea	n.n.	S
		<i>Neosanfilippia</i> sp.		
	Insecta	Acrididae	Grillos	C-M obs. pers.
Cueva El Molino	Malacostraca	<i>Neostrengeria charalensis</i> (Figura 7)	Cangrejo	C&R
	Insecta	Acrididae	Grillos	C-M obs. pers.
		<i>Desmodus rotundus</i>	Vampiro común	M-S
		<i>Platyrrhinus dorsalis</i>	Murciélago de nariz ancha	M-S
Cueva El Toro	Mammalia	<i>Sturnira erythromos</i>	Murciélago frutero	M-S
	Insecta	Acrididae	Grillos	C-M obs. pers.
	Malacostraca	<i>Neostrengeria</i> sp.	Cangrejo	C-M obs. pers.
Cueva Los Ariza	Actinopteri	<i>Trichomycterus</i> sp.	Pez	C-M obs. pers.
	Insecta	Acrididae	Grillos	C-M obs. pers.
	Malacostraca	<i>Neostrengeria</i> sp.	Cangrejo	C-M obs. pers.
	Hoyo del Aire	Crustacea	Oniscoidea	n.n.
Insecta		<i>Neosanfilippia</i> sp.		
		Saltatoria	n.n.	S
Malacostraca		<i>Neostrengeria sketi</i>	Cangrejo	R.
Maxillopoda		<i>Eucyclops</i> sp.	Copépodo	S
		<i>Macrocyclops albidus</i>	Copépodo	S
Ostracoda	<i>Candona</i> sp.		S	
Hoyo Colombia	Actinopteri	<i>Trichomycterus</i> cf. <i>straminium</i>	Pez	S
	Arachnida	<i>Charinides sketi</i>		S
		Orthognatha		S.
	Insecta	Acrididae	Grillos	C-M obs. pers.
		Chironomidae		S
	Malacostraca	<i>Neostrengeria sketi</i>	Cangrejo	R

Ref.: Referencias; C&R: CAMPOS & RODRÍGUEZ (1985); C-M.: CASTELLANOS-MORALES (2010); M-S: MUÑOZ-SABA et al. (2013); R: RODRÍGUEZ (1985); S: SKET (1988).



Fotografía: César Castellanos-M.

Figura 7. *Neostrengeria charalensis*, habitante de cavernas del municipio de La Paz (Santander).

Finalmente, respecto al marco legal vigente referente al turismo ecológico, no fue posible encontrar actos legislativos que regulen o determinen las directrices normativas sobre el uso, valoración y conservación de los ecosistemas subterráneos de Colombia. Sin embargo, dentro del marco normativo y legislativo sobre el tema del turismo, se puede tomar como referente la Ley 300 de 1996 conocida como la Ley General de Turismo, propuesta por el Ministerio de Desarrollo Económico, en la cual se expresa que el ecoturismo se define de la siguiente forma: “El ecoturismo es aquella forma del turismo especializado y dirigido que se desarrolla en áreas con un atractivo natural especial y se enmarca dentro de los parámetros del desarrollo humano sostenible” (artículo 21, 1.) (CONGRESO DE COLOMBIA, 1996).

Esta definición está complementada con algunas características de este tipo de turismo, como lo son la recreación y educación mediante observaciones de los valores naturales, teniendo siempre como objetivo central respetar los valores de los ecosistemas que hacen parte del patrimonio cultural de la nación. Además, direcciona los recursos de esta actividad, los cuales deben ser dirigidos al apoyo y fomento de la conservación de las áreas naturales en las cuales se realiza la actividad.

También, es importante resaltar que el artículo 29 habla de la disposición del Estado a promover las actividades ecoturísticas, basadas en un plan sectorial de turismo y en comunicación y trabajo con el Ministerio de Medio Ambiente, así como el apoyo y participación de las Corporaciones Autónomas Regionales.

En el año 2006 aparece la Ley 1101, la cual modifica la Ley 300. Con respecto al ecoturismo se menciona la participación de un representante de este sector en el comité directivo del Fondo Promoción Turística (artículo 11) (CONGRESO DE COLOMBIA, 2006), también en la Ley 1558 de 2012 se modifica el artículo 11, pero en este caso se determina que el representante del sector de ecoturismo haga parte de la directiva del Fondo Nacional de Turismo (CONGRESO DE COLOMBIA, 2012).

AGRADECIMIENTOS

A Boris Sket, Universidad de Ljubljana (Eslovenia), por suministrar valiosa información biológica y espeleológica sobre los ecosistemas de cavernas en la región de La Paz, y a Mark Sabaj Pérez (ANSP) por la fotografía de *Trichomycterus sketi*. A Plutarco Cala y Carlos Donascimento por la revisión del manuscrito. De igual forma, se reconoce el valioso trabajo en campo a los estudiantes de Ing. Ambiental Paula Ximena Anzola y Miguel Tejeiros. Especial agradecimiento a los habitantes del municipio de La Paz (Santander), por su valiosa colaboración en los diferentes aspectos de este proyecto, a las autoridades civiles, eclesiásticas y militares del municipio y en especial al señor Parmenio Cuéllar, por ofrecer sus conocimientos sobre las cavernas del municipio. Los permisos ambientales para la colecta de material biológico fueron otorgados por la Corporación Autónoma Regional de Santander (CAS), a quien se le agradece su colaboración. Este estudio fue financiado por la Universidad Santo Tomás, Villavice-ncio, dentro del marco de la Segunda Convocatoria Interna con el proyecto titulado: “Descubrimiento de una población de peces cavernícolas en Colombia. Valoración ambiental orientada a la conservación”, liderado por el primer autor.

REFERENCIAS

- ARDILA-RODRÍGUEZ, C.A., 2006.- *Trichomycterus sandovali*, (Siluriformes, Trichomycteridae) una nueva especie de pez cavernícola para el departamento de Santander - Colombia. *Peces del departamento de Santander*, 2: 1-16.
- CAMPOS, M.R. & RODRÍGUEZ, G., 1985.- A new species of *Neostrengeria* (Crustacea: Decapoda: Pseudothelphusidae) with notes on geographical distribution of the genus. *Proceeding of the Biological Society of Washington*, 98 (3): 718-727.
- CASALLAS-PABÓN, D., HOYOS-RODRÍGUEZ, M., MUÑOZ-SABA, Y. & BAPTISTE, B.L.G., 2013.- Conservación de las cavernas en Santander: 57- 62 (en) *Cavernas de Santander Colombia. Guía de Campo*. Serie de Guías de Campo del Instituto de Ciencias No. 13. Universidad Nacional de Colombia.
- CASTELLANOS-MORALES, C.A., 2007.- *Trichomycterus santanderensis*: a new species of troglomorphic catfish (Siluriformes, Trichomycteridae) from Colombia. *Zootaxa*, 1541: 49-55.
- _____, 2008.- *Trichomycterus uisae*: a new species of hypogean catfish (Siluriformes: Trichomycteridae) from the northeastern Andean Cordillera of Colombia. *Neotropical Ichthyology*, 6 (3): 307-314.
- _____, 2010.- *Trichomycterus sketi*: A new species of subterranean catfish (Siluriformes, Trichomycteridae) from the Andean Cordillera of Colombia. *Biota Colombiana*, 11 (12): 33-41.
- CASTELLANOS-MORALES, C.A. & GALVIS, F., 2012.- Las especies del género *Trichomycterus* (Siluriformes: Trichomycteridae) en Colombia. *Boletín Científico del Centro de Museos*, 16 (1): 194-206.
- CONGRESO DE COLOMBIA, 1996.- *Ley 300 de 1996*. Recuperado de <http://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur/normas/Norma1.jsp?i=8634>
- _____, 2006.- *Ley 1101 de 2006*. Recuperado de <http://www.alcaldiabogota.gov.co/sisjur/normas/Norma1.jsp?i=22241>
- _____, 2012.- *Ley 1558 de 2012*. Recuperado de <http://wsp.presidencia.gov.co/Normativa/Leyes/Documents/ley155810072012.pdf>
- CORTÉS, D., GÓMEZ, C., MEJÍA, E., CASTAÑEDA, F., CRUZ, E.N. & MARTÍNEZ, D., 2003.- Esquema de ordenamiento

- territorial. Municipio de la Paz. Santander.
- CULVER, D.C. & SKET, B., 2002.- Biological monitoring in caves. *Acta Carsologica*, 31: 55-64.
- MALECKAR, F., NARAGLAV, D. & RAMSAK, S., 1990.- Jame pri vasi Vereda El Tigre (La Paz, Santander, Kolumbija). *Bulletin of the Speleological Association of Slovenia*, 32: 16-25.
- MENDOZA-PARADA, J.E., MORENO-MURILLO, J.M. & RODRÍGUEZ-ORJUELA, G., 2009.- Sistema cárstico de la Formación Rosablanca Cretácico Inferior, en la provincia santandereana de Vélez, Colombia. *Geología Colombiana*, 34: 35-44.
- MUÑOZ-SABA, Y., BAPTISTE, L.G. & ANDRADE, G., 1999.- Reseña histórica de la espeleología en Colombia. *Revista Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales*, 23: 527-530.
- MUÑOZ-SABA, Y., HOYOS-RODRÍGUEZ, M., CASALLAS-PABÓN, D. & CALVO-ROA, N., 2013.- Murciélagos Orden Chyoptera: 241-287 (en) *Cavernas de Santander, Colombia. Guía de Campa*. Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá.
- PÉREZ DE LAS HERAS, M., 2003.- *La guía del ecoturismo o cómo conservar la naturaleza a través del turismo*. 2 ed. Mundi-Prensa.
- RODRÍGUEZ, G., 1985.- A new cavernicolous crab (Crustacea, Decapoda, Pseudothelphusidae) from Colombia. *Biolosky Vestnik.*, 2: 79-80.
- SKET, B., 1988.- Speleobiological investigation in the Colombian Andes 1984. *Biolosky Vestnik.*, 36 (2): 52-62.
- VILLARREAL-M., O. & RODRÍGUEZ, C., 2006.- Nuevos registros del género *Phareus* Simon en Colombia, con la descripción de una nueva especie. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, 38: 105-105.

BIODIVERSIDAD EN UN CAMPUS UNIVERSITARIO EN LA SABANA DE BOGOTÁ: INVENTARIO DE PLANTAS Y TETRÁPODOS*

Francisco Sánchez^{1,2}, María Cristina Martínez-Habibe^{1,3}, Sandra Díaz^{1,4}, Nicolás Medina^{1,5}, Jeisson Riaño^{1,4}, María Fernanda PaQui^{1,6}

Resumen

Los ecosistemas urbanos incluyen áreas suburbanas y asentamientos conectados por corredores de conmutación y tierras afectadas por la energía y materiales del núcleo urbano. Estos ecosistemas presentan enormes retos para la conservación de la biodiversidad por la alta concentración de humanos, las marcadas perturbaciones, y en Colombia la información sobre la biodiversidad allí es limitada. Se hizo un inventario de las plantas vasculares, anfibios, reptiles sin plumas y con ellas (aves), y mamíferos en el campus de la Universidad Militar Nueva Granada, Sabana de Bogotá, cordillera Oriental colombiana, ~2550 m snm. El campus se ubica entre dos centros urbanos, Cajicá y Zipaquirá, y es un mosaico de ambientes urbanizados, de uso agropecuario, y con remanentes de ecosistemas naturales asociados al río Bogotá. Se registraron 205 especies de plantas, una especie de rana, una de serpiente, 80 especies de aves y 10 de mamíferos. La mayoría de los árboles del campus son plantados; una considerable proporción de plantas son exóticas y algunas son invasoras. Aves residentes y migratorias usan el campus, y representan casi el 40% de las especies conocidas para la Sabana. Entre los mamíferos hay seis especies no voladoras y posiblemente tres murciélagos, y también hay una especie exótica e invasiva, el ratón casero *Mus musculus*. El campus es refugio para especies amenazadas (e.g., *Porphyriops melanops*) y especies poco conocidas (e.g., *Akodon* sp.). Deben hacerse esfuerzos en el manejo adecuado del campus, e idealmente alrededor de él, manteniendo suficientes espacios verdes y humedales para conservar las especies silvestres.

Palabras clave: Andes, biodiversidad, Colombia, ecología urbana, inventario.

* FR:14-V-2015 - FA: 30-VII-2015

¹ Grupo INQUIBIO

² Ph.D., Programa de Biología, Facultad de Ciencias Básicas e Ingeniería, Universidad de Los Llanos. Villavicencio, Colombia. Autor para correspondencia. E-mail: fasbos@gmail.com

³ Ph.D., Departamento de Química y Biología, Universidad del Norte. Barranquilla, Colombia.

⁴ B.Sc., Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada. Cajicá, Colombia.

⁵ B.Sc.

⁶ cM.Sc.

CÓMO CITAR:

SÁNCHEZ, F., MARTÍNEZ-HABIBE, M.C., DÍAZ, S., MEDINA, N., RIAÑO, J. & PAQUI, M.F., 2015.- Biodiversidad en un campus universitario en la Sabana de Bogotá: inventario de plantas y tetrápodos. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 186-203. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.11



BIODIVERSITY IN A UNIVERSITY CAMPUS IN THE SABANA DE BOGOTÁ: PLANTS AND TETRAPODS INVENTORY

Abstract

Urban ecosystems include suburban and settlements connected by commuting corridors and lands affected by the energy and materials from the urban core. These ecosystems present enormous challenges for the conservation of biodiversity given their high concentration of human beings and the marked disturbances and, in Colombia, the little information about biodiversity in these environments. An inventory of vascular plants, amphibians, feathered and non-feathered reptiles, and mammals was carried out at Universidad Militar Nueva Granada, in the Sabana de Bogotá, Andes Eastern Cordillera of Colombia, 2,550 m.a.s.l. The campus is located between two urban cores, Cajicá and Zipaquirá, and it is a mosaic of urbanized environments, lands for agriculture and livestock, and remnants of natural ecosystems associated to the Bogotá River. Two hundred-five (205) plant species, one frog species, one snake species, 80 birds species and 10 mammal species were recorded. Most trees on campus have been planted; a considerable proportion of plants are exotic and some of them are recognized as invasive species. Resident and migratory birds use the campus and represent almost 40% of the known species for the Sabana de Bogotá. Among the mammals there are six non-flying mammals and possibly three bat species, and also an exotic and invasive species, the house mouse *Mus musculus*, was found on campus. The campus serves as refuge for threatened (e.g., *Porphyriops melanops*) and poorly known species (e.g., *Akodon* sp.). Efforts must be done to properly manage the campus, and ideally its surroundings, preserving enough green spaces and wetlands to allow the conservation of the wildlife that still survives there.

Key words: Andes, biodiversity, Colombia, inventory, urban ecology.

INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas urbanos se caracterizan por una alta densidad de humanos. En un sentido amplio, incluyen áreas suburbanas y asentamientos poco poblados conectados por corredores de conmutación o por servicios y tierras directamente afectadas por la energía y materiales del núcleo urbano (PICKETT *et al.*, 2008). Estos ecosistemas están en aumento porque el crecimiento de la población humana es mayor en ciudades que en áreas rurales, y Colombia no es la excepción (NACIONES UNIDAS, 2008). Sin embargo, el estudio de la biodiversidad en ambientes urbanos en Colombia, o en la región andina como caso particular y donde se concentra más del 60% de la población del país (DANE, 2009), está en un nivel elemental de desarrollo (DELGADO-V. &

CORREA-H., 2013). A la fecha no se han podido resolver preguntas tan básicas como cuántas especies o cuáles habitan en la mayoría de las áreas bajo la influencia urbana. Reconocer los patrones de distribución de la biodiversidad respecto a las perturbaciones hechas por el ser humano al ambiente es un punto de partida para llevar a cabo planes de manejo del espacio (PULLIN, 2002) y así considerar opciones para la coexistencia de los humanos con las especies silvestres (ROSENZWEIG, 2003). Se ha sugerido en Colombia, y otras partes del mundo, que los campus universitarios son ambientes propicios para la conservación de la biodiversidad en ambientes urbanos. Esto es porque con regularidad contienen “espacios verdes” que comparten características con ecosistemas naturales como en el caso de pastizales, plantaciones y/o humedales artificiales, o incluso cuentan con remanentes de ecosistemas naturales, y adicionalmente se encuentran personas con actitudes positivas hacia el estudio de la naturaleza y su cuidado (MUÑOZ *et al.*, 2007; VALLEJO *et al.*, 2009; RAMÍREZ-CHAVES *et al.*, 2010; TÉLLEZ-FARFÁN *et al.*, 2013). Por lo anterior, se estudió la biodiversidad presente en el campus de la Universidad Militar Nueva Granada (UMNG) en el municipio de Cajicá. Cajicá se encuentra en la Sabana de Bogotá, que en 2015 se proyecta tendrá más del ~20% de la población total del país (DANE, 2009). Los procesos de urbanización se han intensificado considerablemente en Cajicá, y áreas que hace 10-15 años eran dedicadas a la agricultura hoy son barrios. Así, el paisaje de Cajicá ha pasado de ser predominantemente rural a suburbano o urbano. El campus de la UMNG en Cajicá se fundó en 2005, se ubica entre dos centros urbanos, Cajicá y Zipaquirá, y actualmente el estudio de la biodiversidad es de interés para la UMNG, dado que su administración se ha propuesto tener un campus “en armonía con el ambiente”. Por todo lo anterior, se elaboró un inventario de las plantas, anfibios, reptiles con plumas (aves) y sin ellas, y mamíferos en el campus de la UMNG.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

Se realizaron muestreos en el campus de la UMNG, 4°56' N – 74°00' W, entre octubre de 2012 y diciembre de 2013. El campus tiene ~76 ha y se encuentra incluido en un paisaje transformado que originalmente debió ser un área de humedales y bosques de planicie fluviolacustre, rodeado por bosques andinos (VAN DER HAMMEN, 2003). Dichos ecosistemas fueron remplazados casi en su totalidad por áreas dedicadas a la agricultura y la ganadería, y prueba de ello es que en el campus los pastizales representan ~70% de su superficie. Desde el año 2009 se construyen edificios de hasta tres pisos (~20-25 m de altura) y vías pavimentadas, además hay zonas aradas e invernaderos. En la ronda del río Bogotá es abundante el sauce *Salix humboldtiana*, hay humedales limitados por jarillones, y hay plantaciones de *Eucalyptus globulus* y otras especies exóticas como *Acacia* spp. Desde junio de 2012 hay cercas vivas en los límites norte

y sur con 6-8 especies de árboles nativos; en el momento del estudio los árboles no tenían más de 1,5 m de altura, y estaban rodeados principalmente por pasto kikuyo (*Cenchrus clandestinus*). Alrededor del campus hay cultivos, canteras para la extracción de arena, campos de golf y áreas urbanizadas.

Muestreo de plantas vasculares

Se recorrió el campus para registrar la composición de las plantas herbáceas y se utilizaron 321 cuadrantes de 1 m² en toda el área de estudio. Adicionalmente, se examinaron y geo-referenciaron todos los árboles del campus, y se incluyeron en el inventario las plantas cultivadas en jardines artificiales. Para cada especie se tomó una muestra botánica por triplicado, acompañada por una etiqueta con información sobre su hábito, forma de crecimiento (arvense/plantada) y características particulares. La identificación se realizó hasta la categoría taxonómica más precisa posible, usando claves taxonómicas, consulta a especialistas y comparación con ejemplares depositados en el Herbario Nacional Colombiano (COL). El material se depositó en el herbario UMNG.

Muestreo de anfibios y reptiles sin plumas

Se hicieron observaciones *ad libitum* en todo el campus y también se identificaron individuos encontrados muertos.

Muestreo de aves

Se hicieron recorridos en todo el campus, se identificaron las aves observadas con guías de campo (ABO, 2000; HILTY & BROWN, 2001) y se siguió la propuesta taxonómica de REMSEN (2015). Los recorridos se realizaron por todo el campus entre las 06:00 h y 09:00 h y entre las 15:30 h y 18:00 h. Se usaron 61 días de muestreo entre enero y noviembre del año 2013, para un total de 5438 minutos de observación. En muestreos *ad libitum* también se registraron otras especies. Adicionalmente, se instalaron de cuatro a seis redes de niebla (6 × 2,5 m, 12 × 2,5 m) desde las 06:00 h hasta las 09:00 h y desde las 16:00 h hasta las 18:00 h, durante 45 días, para un esfuerzo de muestreo de 23625 m²×h.

Muestreo de mamíferos

Se realizaron capturas y observaciones *ad libitum* de mamíferos no voladores entre enero y noviembre de 2013 en todo el campus. Se emplearon 43 trampas Sherman de dos tamaños (30 × 7,5 × 9,5 cm; 23 × 7,5 × 9, cm) y seis Tomahawk de tres tamaños (30 × 20 × 50 cm; 30 × 25 × 70 cm; 30 × 25 × 81 cm) durante 37 días. Se ubicaron las trampas en cuadrículas de 200 m × 200 m, con las trampas separadas ~20 m entre sí. Las trampas funcionaron entre las 16:00 h y las 07:00 h del siguiente día, para un

esfuerzo de muestreo total de 647,41 trampas×h. Los individuos capturados en las trampas Tomahawk se tatuaron con un Tattoo Stone® (dígitos de 3/8") en la oreja derecha con un número consecutivo y se liberaron en el sitio de captura. Para capturar murciélagos se instalaron de cuatro a seis redes de niebla (6 × 2,5 m; 12 × 2,5 m) de las 18:00 h hasta las 23:30 h durante 37 días, para un esfuerzo total de 13125 m²×h. Se identificaron los mamíferos capturados con ayuda de literatura especializada (e.g., GARDNER, 2007). Para registrar llamadas de murciélagos insectívoros, se hicieron estaciones de seguimiento acústico con un detector BatBox Duet® por 10 minutos, cada 60 minutos desde las 18:00 h hasta las 23:00 h, durante 18 noches, para un esfuerzo total de 1080 minutos de observación. Las llamadas de ecolocalización se analizaron en el programa Batscan® y se midió frecuencia con mayor energía.

RESULTADOS

Plantas vasculares

Se registraron e identificaron 205 especies de plantas vasculares, 3 pteridofitas, 4 gimnospermas, 32 monocotiledóneas y 166 dicotiledóneas, pertenecientes a 82 familias y 170 géneros (Tabla 1). Del total, 86 especies fueron nativas, 115 fueron de origen exótico y las cinco restantes fueron de origen desconocido pues no se determinaron a especie. Se pudo determinar que 110 especies eran de crecimiento espontáneo y 95 fueron cultivadas. Se registraron más de 4000 árboles, de los cuales más del 90% fueron plantados, pero no se encontraron plántulas de árboles nativos. En el muestreo total, las familias mejor representadas fueron Asteraceae (24 especies), Fabaceae (15), Poaceae (10), Rosaceae (9), Polygonaceae (8) y Myrtaceae (8), y los géneros mejor representados fueron *Solanum* (4), *Prunus* (3), *Rumex* (3), *Acacia* (3), *Vicia* (3), *Eucalyptus* (3) y *Ficus* (3) (Tabla 1). El número de especies por hábito fue el siguiente: árbol (39), arbusto (41), hierba (119) y trepadora (6). Se reconocieron 30 especies de plantas sembradas como ornamentales en los jardines, y tres de estas son consideradas con capacidad invasora: *Hedera helix*, *Canna indica* y *Cyperus papyrus*. También se encontraron individuos de tres plantas parásitas, una de ellas exótica: *Orobancha minor*.

Anfibios y reptiles sin plumas

Se encontró una especie de rana, *Dendropsophus labialis* (orden Anura, familia Hyliidae), y una de culebra, *Atractus crassicaudatus* (orden Squamata, familia Colubridae).

Aves

Se registraron 80 especies de aves distribuidas en 29 familias (Tabla 2). Entre las aves residentes, las familias Ardeidae, Tyrannidae, Icteridae, Emberizidae y Rallidae tuvieron

el mayor número de representantes, mientras que las familias Cathartidae, Falconidae, Furnariidae, Jacanidae, Mimidae, Picidae, Podicipedidae, Psittacidae, Threskiornithidae y Tytonidae registraron sólo un representante. Asimismo, de todas las especies identificadas, el ~25% corresponde a aves migratorias, dentro de las cuales la familia Parulidae es la que tuvo un mayor número de especies, y las familias Caprimulgidae y Pandionidae tuvieron un solo representante (Tabla 2).

Mamíferos

Se capturaron en trampas seis mamíferos no voladores de cuatro órdenes: *Didelphis pernigra* (orden Didelphimorphia, familia Didelphidae), *Cryptotis thomasi* (orden Soricomorpha, familia Soricidae), *Mustela frenata* (orden Carnivora, familia Mustelidae), *Cavia aperea* (orden Rodentia, familia Caviidae), *Akodon* sp. (orden Rodentia, familia Cricetidae), y *Mus musculus* (orden Rodentia, familia Muridae). Un conejo *Sylvilagus brasiliensis* (orden Lagomorpha, familia Leporidae) fue capturado por personal de la UMNG. Todas las especies capturadas son nativas, con excepción del ratón doméstico *M. musculus*. Con mallas de niebla sólo se capturó el murciélago nectarívoro *Anoura geoffroyi* (Orden Chiroptera, familia Phyllostomidae). Además, el análisis de las llamadas de ecolocalización indicó que el campus fue usado por al menos dos especies de murciélagos insectívoros. Efectivamente, para una de las especies, la frecuencia con mayor energía estuvo entre 19 y 25 kHz, mientras que para la segunda especie estuvo entre 35 y 47 kHz.

DISCUSIÓN

Los resultados muestran que el campus conserva una muestra de la biota nativa de la región: 86 especies de flora y alrededor de 90 especies de fauna. Sin embargo, también hay elementos exóticos que son producto de la intensa intervención humana que ha sufrido la zona, lo que concuerda con lo encontrado para otro campus universitario en los Andes colombianos (RAMÍREZ-CHAVES *et al.*, 2010). La alta transformación del campus ha causado que sólo se preserven mamíferos de tamaño pequeño (< 5 kg), como también ha ocurrido en otras áreas altamente intervenidas de la Sabana de Bogotá (ZÚÑIGA *et al.*, 1990; SÁNCHEZ, 2010), y que una buena proporción del área esté ocupada por especies vegetales exóticas que actúan como invasoras que forman parches de relativamente baja diversidad. De las hierbas encontradas, 35 especies son reportadas en la literatura como invasoras de humedales en Bogotá (DÍAZ-ESPINOSA *et al.*, 2012), y la proporción de especies arvenses respecto a cultivadas (104/101) también son prueba del alto grado de intervención. La composición florística encontrada comparte elementos con áreas cercanas que también han sufrido procesos de degradación en la Sabana de Bogotá y sus alrededores (CORTÉS-S. *et al.*, 1999; FERNÁNDEZ-ALONSO & HERNÁNDEZ-SCHMIDT, 2007; HERNÁNDEZ-R.

& RANGEL-CH., 2009). Entre los árboles sobresale *Salix humboldtiana*, pues es de los pocos árboles nativos que crecen naturalmente, mientras que especies como *Acacia melanoxylon* también lo hacen, pero esta última es de origen africano y tiene capacidad invasora. En el campus se han sembrado cercas vivas con especies nativas para mitigar las modificaciones hechas por cuenta de la intervención humana. Sin embargo, no se encontraron plántulas de árboles nativos y al parecer la sucesión natural se encuentra frenada por la presencia de especies exóticas e invasoras como el pasto kikuyo y los eucaliptos. Este aspecto debe ser estudiado en el futuro. También, la composición florística particular del área del meandro da muestras de una alta degradación por la presencia y abundancia de especies como *Eichhornia crassipes*, *Cucurbita pepo*, *Limnium laevigatum* y *Bidens laevis*, que están entre las principales invasoras de los humedales de Bogotá (DÍAZ-ESPINOSA et al., 2012). Esta composición y estructura se debe a la introducción de especies exóticas, la contaminación de las aguas que alimentan el humedal y la intervención de la dinámica hidrológica provocada por el jarillón construido alrededor del humedal, y que está reduciendo la disponibilidad de espejos de agua considerablemente. La zona de ronda del río Bogotá concentra la mayor cantidad de vegetación nativa y es la más aislada de las construcciones. Sin embargo, más de la mitad de su área está cubierta por plantas invasoras, hierbas (en su mayoría acuáticas) que crecen espontáneamente, y árboles exóticos sembrados sobre el jarillón, como *Acacia melanoxylon* y *Albizia lophantha*. Por lo tanto, es un área prioritaria para manejo y restauración, en la cual se recomienda el reemplazo paulatino de las especies exóticas de árboles por especies nativas y sobretodo, restablecer el suministro de agua para las áreas de humedal.

El campus es usado por casi un 40% de todas las especies de aves conocidas para la Sabana de Bogotá (ABO, 2000). Esto parece relacionarse con la presencia de diferentes tipos de vegetación y usos del suelo, que incluye un área de influencia del río de Bogotá que preserva algunos humedales que fisionómicamente son similares a los ecosistemas nativos de la zona y que mezclan vegetación flotante, enraizada y árboles que son usadas por una variedad de aves residentes y migratorias. En efecto, la mayor parte de la avifauna del campus se concentra en la zona de influencia del río Bogotá (BOTERO-DELGADILLO et al., 2006; DÍAZ, 2015). En el campus hay varias especies reconocidas en alguna categoría de amenazada para la Sabana de Bogotá por la ABO (2000) como *Porphyriops melanops*, *Synallaxis subpudica*, *Oxyura jamaicensis*, y *Charadrius vociferus*. Esta última especie llegó a considerarse extinta en la Sabana. También, aproximadamente una cuarta parte de las aves registradas son migratorias, lo que muestra la importancia del campus para estas especies, que aprovechan las zonas de humedales y arboladas como refugios y para forrajear (NARANJO, 1998).

Se encontró un número de especies de mamíferos similar al registrado para la zona plana del norte de Bogotá (SÁNCHEZ, 2010, 2011), y además aquí se reportan dos especies no conocidas para esta zona en tiempos recientes: *Akodon* sp. y *S. brasiliensis*.

sís. De las especies encontradas hay poca información sobre su ecología en la Sabana (BARRERA-NIÑO & SÁNCHEZ, 2014; MENDOZA & SÁNCHEZ, 2014), y por lo tanto se tienen relativamente pocos elementos para pensar en un manejo adecuado. Las especies de mamíferos, el anfibio y el colúbrido encontrados son ejemplos de fauna típica de los Andes orientales y tolerantes a ambientes altamente intervenidos de la Sabana de Bogotá (LYNCH & RENJIFO, 2001; CALVACHI, 2003; TÉLLEZ-FARFÁN *et al.*, 2013). A pesar de ser especies sobrevivientes a profundos procesos de cambio, si se quiere preservarlas y los servicios ecosistémicos asociados a ellas, se deben proponer estrategias de manejo que, por ejemplo, impliquen la modificación de ambientes altamente perturbados y donde esas especies silvestres y los humanos puedan coexistir (ROSENZWEIG, 2003). Además, deben preservarse áreas de humedal y arboladas que son hábitats altamente usados por la fauna nativa.

El campus tiene una importante representación de especies vegetales exóticas y con capacidad invasiva que debería ser manejada para mejorar las opciones de la biodiversidad (MACK *et al.*, 2000). Especies como *Acacia* spp. y *Thunbergia alata* tal vez no deben ser erradicadas del campus, pero sí deben ser manejadas porque se ha observado que tienen facilidad para incrementar en el campus sus poblaciones más allá de los niveles deseables. Por otra parte, el campus se ubica entre dos zonas protegidas que hacen parte de la estructura ecológica principal del municipio de Cajicá, el área de ronda del río Bogotá y los cerros al occidente del municipio, sugiriendo que el campus puede potencialmente recibir individuos inmigrantes de especies silvestres de dos fuentes. Así, la vida silvestre en el campus no depende únicamente del manejo que dé allí, sino de las características del entorno y por ello es posible que factores a nivel de paisaje afecten a mediano y largo plazo la conservación de las especies de la zona (ROSELLI & STILES, 2012). En efecto, Cajicá está cambiando rápidamente de un municipio principalmente rural a uno dominado por urbanizaciones, lo que reduciría el área disponible de hábitat para muchas especies nativas. Cambios similares de uso del suelo se están dando en el campus, pero adicionalmente se está manejando el campus para incrementar la cobertura de árboles, principalmente usando cercas vivas con especies nativas. Las cercas vivas se han reconocido como posibles elementos del paisaje que ayudan a incrementar la conectividad ecológica en ambientes rurales andinos de Colombia (OTERO & ONAINDIA, 2009). Las cercas vivas están orientadas en sentido oriente-occidente y podrían por ello ayudar a facilitar el tránsito de especies entre el río Bogotá y los cerros. Esfuerzos similares deben realizarse para incrementar las áreas de humedal. Estas alternativas deben ser evaluadas, por ejemplo con relación a la vía nacional de cuatro carriles vecina al campus que comunica a Cajicá y Zipaquirá. Los rápidos cambios que están ocurriendo en el campus y sus alrededores reclaman que se desarrollen estudios adicionales que permitan reconocer los requerimientos de la vida silvestre y su respuesta a las presiones selectivas que impone la presencia de una alta concentración de humanos (MARZLUFF, 2012).

AGRADECIMIENTOS

A los integrantes del Laboratorio de Biodiversidad - UMNG, especialmente a Daniela Cortés y Lorena Téllez, por su colaboración en campo. A la Vicerrectoría de Campus y al personal de seguridad por el apoyo durante las faenas de trabajo. A Héctor Ramírez-Chaves por sus valiosos comentarios para mejorar el manuscrito. Este trabajo deriva del proyecto CIAS 1180, financiado por VICEIN - UMNG.

REFERENCIAS

- ABO, 2000.- *Aves de la Sabana de Bogotá: guía de campo*. Asociación Bogotana de Ornitología – Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca, Bogotá D.C.
- BARRERA-NIÑO, V. & SÁNCHEZ, F., 2014.- Forrajeo de *Didelphis pernigra* (Mammalia: Didelphidae) en un área suburbana de la Sabana de Bogotá, Colombia. *Therya*, 5: 289-302.
- BOTERO-DELGADILLO, E., AGUILERA-GONZÁLEZ, A. & VERHELST, J.C., 2006.- Abundancia, riqueza y diversidad de la avifauna presente en la estación experimental de la Facultad de Ciencias de la Universidad Militar Nueva Granada (Cajica, Colombia). *Rev. Fac. Cienc. Bas.*, 2: 165-175.
- CALVACHI, B., 2003.- La fauna de los humedales: 109-138 (en) *Los humedales de Bogotá y la sabana*. Acueducto de Bogotá y Conservación Internacional - Colombia, Bogotá D.C.
- CORTÉS-S., S.P., VAN DER HAMMEN, T. & RANGEL-CH., J.O., 1999.- Comunidades vegetales y patrones de degradación y sucesión en la vegetación de los cerros occidentales de Chía-Cundinamarca-Colombia. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 23: 529-554.
- DANE, 2009.- *Estudios postcensales 7: proyecciones nacionales y departamentales de población 2005-2020*. Departamento Administrativo Nacional de Estadística, República de Colombia. Recuperado de http://www.dane.gov.co/files/investigaciones/poblacion/proyepobla06_20/7Proyecciones_poblacion.pdf
- DELGADO-V., C.A. & CORREA-H., J.C., 2013.- Estudios ornitológicos urbanos en Colombia: revisión de literatura. *Ingeniería y Ciencia*, 9: 215-236.
- DÍAZ, S., 2015.- Diversidad de aves y la heterogeneidad espacial de un campus universitario en los Andes colombianos. Trabajo de grado, Programa de Biología Aplicada, Universidad Militar Nueva Granada, Cajicá, Colombia.
- DÍAZ-ESPINOSA, A.M., DÍAZ-TRIANA, J.E. & VARGAS, O., 2012.- *Catálogo de plantas invasoras de los humedales de Bogotá*. Grupo de Restauración Ecológica de la Universidad Nacional de Colombia y Secretaría Distrital de Ambiente, Bogotá D.C.
- FERNÁNDEZ-ALONSO, J.L. & HERNÁNDEZ-SCHMIDT, M., 2007.- Catálogo de la flora vascular de la cuenca alta del río Subachoque (Cundinamarca, Colombia). *Caldasia*, 29: 73-104.
- GARDNER, A.L., 2007.- *Mammals of South America*. Volume 1: marsupials, xenarthrans, shrews, and bats. The University of Chicago Press Chicago, Chicago.
- HERNÁNDEZ-R., J. & RANGEL-CH., J.O., 2009.- La vegetación del humedal Jaboque (Bogotá D.C). *Caldasia*, 31: 355-379.
- HILTY, S.L. & BROWN, W.L., 2001.- *Guía de las aves de Colombia*. American Bird Conservancy - Universidad del Valle - Sociedad Antioqueña de Ornitología.
- LYNCH, J.D. & RENJIFO, J.M., 2001.- *Guía de anfibios y reptiles de Bogotá y sus alrededores*. Departamento Técnico Administrativo del Medio Ambiente - Alcaldía Mayor de Bogotá D.C., Bogotá D.C.
- MACK, R.N., SIMBERLOFF, D., LONSDALE, W.M., EVANS, H., CLOUT, M. & BAZZAZ, F.A., 2000.- Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences, and control. *Ecological Applications*, 10: 689-710.
- MARZLUFF, J.M., 2012.- Urban evolutionary ecology: 287-308. (en) LEPCZYK, C.A. & WARREN, P.S. (eds.) *Urban bird ecology and conservation*. Studies in Avian Biology No. 45. University of California Press, Berkeley, CA.
- MENDOZA, L.X. & SÁNCHEZ, F., 2014.- Mamíferos de la Hacienda Las Mercedes, un área rural al norte de Bogotá, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 18: 157-171.
- MUÑOZ, M.C., FIERRO-CALDERÓN, K. & RIVERA-GUTIÉRREZ, H.F., 2007.- Las aves del campus de la Universidad del Valle, una isla verde urbana en Cali, Colombia. *Ornitología Colombiana*, 5: 5-20.
- NACIONES UNIDAS, 2008.- Base de datos común. Recuperado de http://unstats.un.org/unsd/cdb/cdb_help/cdb_quick_start.asp (actualizado 15.may.2008 y revisado 3.jul.2009).
- NARANJO, L.G., 1998.- Avifauna acuática residente y migratoria en Colombia: 49-57 (en) GUERRERO, E., SÁNCHEZ, H., ÁLVAREZ, R. & ESCOBAR, E.M. (eds.) *Una aproximación a los humedales en Colombia*. Fondo FEN Colombia - Comité Colombiano de la UICN, Bogotá.
- OTERO, J. & ONAINDIA, M., 2009.- Landscape structure and live fences in Andes Colombian agrosystems: upper basin of the Cane-Iguaque River. *Rev. Biol. Trop.*, 57: 1183-1192.
- PICKETT, S.T.A., CADENASSO, M.L., GROVE, J.M., NILON, C.H., POUYAT, R.V., ZIPPERER, W.C. & COSTANZA, R., 2008.- Urban ecological systems: linking terrestrial ecological, physical, and socioeconomic components of metropolitan areas: 99-122 (en) MARZLUFF, J.M., SHULENBERGER, E., ENDLICHER, W., ALBERTI, M., BRADLEY, G., RYAN, C., ZUMBRUNNEN, C. & SIMON, U. (eds.) *Urban ecology*. Springer Science + Business Media, New York.
- PULLIN, A.S., 2002.- *Conservation Biology*. Cambridge University Press Cambridge, Reino Unido.

- RAMÍREZ-CHAVES, H.E., PÉREZ, W.A., MEJÍA-EGAS, O., TOBAR-TOSSE, H.F., MUÑOZ, A. & TRUJILLO-LOZADA, A., 2010.- Biodiversidad en el campus de la Universidad del Cauca, Popayán, Colombia. *Rev. Bio. Agro.*, 8: 104-117.
- REMSEN, J.V., JR., 2015. Species lists of birds for South American countries and territories. Version 23/Jul/2015. Recuperado de <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCCountryLists.htm>
- ROSELLI, L. & STILES, F.G., 2012.- Local and landscape environmental factors are important for the conservation of endangered wetland birds in a high Andean plateau. *Waterbirds*, 35: 453-469.
- ROSENZWEIG, M.L., 2003.- *Win-win ecology: how Earth's species can survive in the midst of human enterprise*. Oxford University Press Oxford, Reino Unido.
- SÁNCHEZ, F., 2010.- Mamíferos pequeños: 173-188 (en) ARDILA, G. (ed.) *Proyecto corredor borde norte de Bogotá. Fase I*. Instituto de Estudios Urbanos - Universidad Nacional de Colombia, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales, Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales, Instituto Geográfico Agustín Codazzi y Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca. Recuperado de <http://www.car.gov.co/?idcategoria=18115>
- _____, 2011.- La heterogeneidad del paisaje del borde norte de Bogotá (Colombia) afecta la actividad de los murciélagos insectívoros. *Rev. U.D.C.A. Act. & Div.*, 14: 71-80.
- TÉLLEZ-FARFÁN, L., POSADA-FLÓREZ, F. & SÁNCHEZ, F., 2013.- *Biodiversidad en un rincón del borde norte de Bogotá*. Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales, Bogotá D.C.
- VALLEJO, B.M., JR., ALOY, A.B. & ONG, P.S., 2009.- The distribution, abundance and diversity of birds in Manila's last greenpaces. *Landscape and Urban Planning*, 89: 75-85.
- VAN DER HAMMEN, T., 2003.- Los humedales de la Sabana: origen, evolución, degradación y restauración: 19-51 (en) GÜARNIZO, A. & CALVACHI, B. (eds) *Los humedales de Bogotá y la Sabana*. Acueducto de Bogotá - Conservación Internacional, Bogotá D.C.
- ZÚÑIGA, H., RODRÍGUEZ, J.R. & CADENA, A., 1990.- Densidad de población de pequeños mamíferos en dos comunidades del bosque andino. *Acta Biol. Colomb.*, 1: 85-93.

Tabla 1. Plantas de la Universidad Militar Nueva Granada en Cajicá.

Familia	Especie	Origen	Hábito
Acanthaceae	<i>Acanthus</i> sp.	Ex-Or	H
Acanthaceae	<i>Thunbergia alata</i> Bojer ex Sims*	Ex-Ar	T
Adoxaceae	<i>Sambucus nigra</i> L.*	Ex-Cu	Ar
Altingiaceae	<i>Liquidambar styraciflua</i> L.	Ex-Cu	A
Amaranthaceae	<i>Amaranthus hybridus</i> L.	Ex-Ar	H
Amaranthaceae	<i>Chenopodium album</i> L.	Ex-Ar	H
Amaryllidaceae	<i>Agapanthus praecox</i> Willd.	Ex-Or	H
Amaryllidaceae	<i>Allium schoenoprasum</i> L.	Ex-Or	H
Amaryllidaceae	<i>Crinum</i> sp.	Ex-Or	H
Anacardiaceae	<i>Schinus molle</i> L.	Ex-Cu	Ar
Apiaceae	<i>Apium graveolens</i> L.	Ex-Cu	H
Apiaceae	<i>Foeniculum vulgare</i> Mill.	Ex-Cu	H
Apiaceae	<i>Hydrocotyle ranunculoides</i> L. f.	Na-Ar	H
Apocynaceae	<i>Vinca major</i> L.	Ex-Or	H
Araceae	<i>Monstera</i> sp.	Na-Cu	H
Araceae	<i>Zantedeschia</i> sp.	Ex-Or	H
Araliaceae	<i>Hedera helix</i> L.*	Ex-Or	Tr
Araliaceae	<i>Hydrocotyle bonplandii</i> A. Rich.	Na-Ar	H
Araliaceae	<i>Hydrocotyle leucocephala</i> Cham. & Schltdl.	Na-Ar	H

Familia	Especie	Origen	Hábito
Araliaceae	<i>Oreopanax floribundus</i> (Kunth) Decne. & Planch.	Na-Cu	A
Araucariaceae	<i>Araucaria heterophylla</i> (Salisb.) Franco	Ex-Cu	A
Arecaceae	<i>Phoenix roebelenii</i> O'Brien	Ex-Or	A
Arecaceae	<i>Phoenix</i> sp. O'Brien	Ex-Or	A
Asparagaceae	<i>Yucca</i> sp.	Ex-Cu	ar
Asteraceae	<i>Acmella ciliata</i> (Kunth) Cass.	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Ageratina fastigiata</i> (Kunth) R.M. King & H. Rob.	Na-Ar	ar
Asteraceae	<i>Ageratum houstonianum</i> Mill.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Arctotis</i> sp.	Ex-Or	H
Asteraceae	<i>Argyranthemum frutescens</i> (L.) Sch. Bip.	Ex-Or	ar
Asteraceae	<i>Baccharis bogotensis</i> Kunth	Na-Cu	ar
Asteraceae	<i>Bidens laevis</i> (L.) Britton, Sterns & Poggenb.*	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Bidens pilosa</i> L.	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Cirsium vulgare</i> (Savi) Ten.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Cotula australis</i> (Sieber ex Spreng.) Hook.	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Cotula coronopifolia</i> L.	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Crepis vesicaria</i> L.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Galinsoga quadriradiata</i> Ruiz & Pav.	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Gnaphalium meridanum</i> Aristeg.	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Hypochaeris radicata</i> L.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Leucanthemum vulgare</i> Lam.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Senecio madagascariensis</i> Poir.*	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Senecio vulgaris</i> L.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Soliva mutisii</i> Kunth	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Symphotrichum subulatum</i> (Michx.) G.L. Nesom	Na-Ar	H
Asteraceae	<i>Tagetes zypaquirensis</i> Humb. & Bonpl.	Na-Ar	ar
Asteraceae	<i>Taraxacum officinale</i> L.	Ex-Ar	H
Asteraceae	<i>Villanova oppositifolia</i> Lag.	Na-Ar	H
Balsaminaceae	<i>Impatiens</i> sp.	Ex-Or	H
Begoniaceae	<i>Begonia</i> sp.	Or	H
Betulaceae	<i>Alnus acuminata</i> Kunth	Na-Cu	A
Bignoniaceae	<i>Tecoma stans</i> (L.) Juss. ex Kunth	Na-Cu	ar
Brassicaceae	<i>Brassica rapa</i> L.	Ex-Ar	H
Brassicaceae	<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medik.	Ex-Ar	H

Familia	Especie	Origen	Hábito
Brassicaceae	<i>Cardamine flexuosa</i> With.	Ex-Ar	H
Brassicaceae	<i>Lepidium bipinnatifidum</i> Desv.	Na-Ar	H
Brassicaceae	<i>Raphanus sativus</i> L.	Ex-Ar	H
Bromeliaceae	<i>Tillandsia usneoides</i> (L.) L.	Na-Ar	H
Cannaceae	<i>Canna indica</i> L.*	Ex-Or	H
Caryophyllaceae	<i>Arenaria lanuginosa</i> (Michx.) Rohrb.	Na-Ar	H
Caryophyllaceae	<i>Cerastium fontanum</i> Baumg.	Ex-Ar	H
Caryophyllaceae	<i>Spergula arvensis</i> L.	Ex-Ar	H
Cecropiaceae	<i>Cecropia</i> sp.	Na-Cu	A
Clusiaceae	<i>Clusia minor</i> L.	Na-Cu	A
Commelinaceae	<i>Tripogandra multiflora</i> (Sw.) Raf.	Na-Ar	H
Convolvulaceae	<i>Cuscuta indecora</i> Choisy	Na-Ar	H
Crassulaceae	<i>Kalanchoe</i> sp.*	Ex-Ar	H
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita pepo</i> L.*	Ex-Ar	T
Cupressaceae	<i>Cupressus lusitanica</i> Mill.*	Ex-Cu	A
Cyperaceae	<i>Cyperus papyrus</i> L.*	Ex-Or	H
Cyperaceae	<i>Cyperus rufus</i> Kunth	Na-Ar	H
Cyperaceae	<i>Eleocharis macrostachya</i> Britton	Na-Ar	H
Cyperaceae	<i>Kyllinga pumila</i> Michx.	Na-Ar	H
Cyperaceae	<i>Rhynchospora nervosa</i> (Vahl) Boeck.	Na-Ar	H
Cyperaceae	<i>Schoenoplectus californicus</i> (C.A. Mey.) Soják*	Na-Ar	H
Davalliaceae	<i>Nephrolepis</i> sp.	Ex-Or	H
Dennstaedtiaceae	<i>Pteridium</i> sp.	Na-Ar	H
Escalloniaceae	<i>Escallonia × exoniensis</i> Veitch	Ex-Cu	ar
Euphorbiaceae	<i>Croton</i> sp1.	Na-Cu	A
Euphorbiaceae	<i>Croton</i> sp2.	Na-Cu	A
Fabaceae	<i>Acacia decurrens</i> Willd.*	Ex-Cu	A
Fabaceae	<i>Acacia melanoxylon</i> R. Br.*	Ex-Cu	A
Fabaceae	<i>Acacia neriifolia</i> A. Cunn ex Benth	Ex-Cu	A
Fabaceae	<i>Albizia lophantha</i> (Willd.) Benth*	Ex-Cu	A
Fabaceae	<i>Caesalpinia</i> sp.	Na-Cu	ar
Fabaceae	<i>Desmodium molliculum</i> (Kunth) DC.	Na-Ar	H
Fabaceae	<i>Genista monspessulana</i> (L.) L.A.S. Johnson*	Ex-Ar	ar
Fabaceae	<i>Medicago polymorpha</i> L.	Ex-Ar	H
Fabaceae	<i>Senna viarum</i> (Little) H.S. Irwin & Barneby	Na-Cu	ar

Familia	Especie	Origen	Hábito
Fabaceae	<i>Trifolium pratense</i> L.	Ex-Ar	H
Fabaceae	<i>Trifolium repens</i> L.	Ex-Ar	H
Fabaceae	<i>Ulex europaeus</i> L.*	Ex-Ar	ar
Fabaceae	<i>Vicia benghalensis</i> L.	Ex-Ar	H
Fabaceae	<i>Vicia hirsuta</i> (L.) Gray	Ex-Ar	H
Fabaceae	<i>Vicia sativa</i> L.	Ex-Ar	H
Fagaceae	<i>Quercus humboldtii</i> Bonpl.	Na-Cu	A
Flacourtiaceae	<i>Abatia parviflora</i> Ruiz & Pav.	Na-Cu	A
Geraniaceae	<i>Pelargonium graveolens</i> L'Hér. ex Aiton	Ex-Or	H
Geraniaceae	<i>Pelargonium zonale</i> (L.) L'Hér.	Ex-Or	H
Haemodoraceae	<i>Anigozanthos flavidus</i> DC.	Ex-Or	H
Haloragaceae	<i>Myriophyllum aquaticum</i> (Vell.) Verdc.	Ex-Ar	H
Hydrangeaceae	<i>Hydrangea</i> sp.	Ex-Or	H
Hydrocharytaceae	<i>Limnobium laevigatum</i> (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Heine*	Na-Ac	H
Iridaceae	<i>Crocsmia</i> × <i>crocsmiiflora</i> (Lemoine) N.E. Br.*	Ex-Ar	H
Iridaceae	<i>Iris</i> sp.	Ex-Or	H
Iridaceae	<i>Sisyrinchium micranthum</i> Cav.	Na-Ar	H
Lamiaceae	<i>Rosmarinus officinalis</i> L.	Ex-Cu	H
Lamiaceae	<i>Scutellaria racemosa</i> Pers.	Na-Ar	H
Lamiaceae	<i>Stachys arvensis</i> L.	Ex-Ar	H
Lauraceae	Indeterminada	Cu	ar
Lemnaceae	<i>Lemna</i> sp.*	Ex-Ac	H
Loranthaceae	<i>Struthanthus</i> cf. <i>subtilis</i> Kuijt	Na-Ar	ar
Lytraceae	<i>Cuphea ciliata</i> Ruiz & Pav.	Na-Ar	H
Lytraceae	<i>Cuphea racemosa</i> (L. f.) Spreng.	Na-Ar	H
Lytraceae	<i>Lafoensia acuminata</i> (Ruiz & Pav.) DC.	Na-Cu	A
Magnoliaceae	<i>Magnolia grandiflora</i> L.	Ex-Cu	A
Malvaceae	<i>Abutilon</i> sp1.	Ex-Cu	ar
Malvaceae	<i>Abutilon</i> sp2.	Ex-Cu	ar
Malvaceae	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i> L.	Ex-Or	ar
Malvaceae	<i>Malva parviflora</i> L.	Ex-Ar	H
Malvaceae	<i>Modiola caroliniana</i> (L.) G. Don	Na-Ar	H
Melastomataceae	<i>Meriana nobilis</i> Triana	Na-Cu	A
Melastomataceae	<i>Tibouchina lepidota</i> (Bonpl.) Baill.	Na-Cu	ar
Melastomataceae	<i>Tibouchina urvilleana</i> (DC.) Cogn.	Ex-Cu	ar
Meliaceae	<i>Cedrela montana</i> Moritz ex Turcz.	Na-Cu	A

Familia	Especie	Origen	Hábito
Moraceae	<i>Ficus andicola</i> Standl.	Na-Cu	A
Moraceae	<i>Ficus benjamina</i> L.	Ex-Cu	A
Moraceae	<i>Ficus</i> sp.	Na-Cu	A
Myricaceae	<i>Morella parvifolia</i> (Benth.) Parra-O.	Na-Ar	ar
Myrsinaceae	<i>Myrsine guianensis</i> (Aubl.)	Na-Cu	A
Myrtaceae	<i>Acca sellowiana</i> (O. Berg)	Ex-Cu	ar
Myrtaceae	<i>Callistemon citrinus</i> (Curtis)	Ex-Cu	ar
Myrtaceae	cf. <i>Psidium</i>	Cu	ar
Myrtaceae	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> Dehnh.	Ex-Cu	A
Myrtaceae	<i>Eucalyptus</i> cf. <i>citriodora</i> Hook.*	Ex-Cu	A
Myrtaceae	<i>Eucalyptus globulus</i> Labill.*	Ex-Cu	A
Myrtaceae	<i>Myrcianthes leucoxylla</i> (Ortega) McVaugh	Na-Cu	ar
Myrtaceae	<i>Syzygium paniculatum</i> Gaertn.	Ex-Cu	ar
Nyctaginaceae	<i>Bougainvillea</i> sp.	Ex-Or	T
Oleaceae	<i>Fraxinus chinensis</i> Roxb.	Ex-Cu	A
Oleaceae	<i>Ligustrum lucidum</i> W.T. Aiton	Ex-Cu	ar
Oleaceae	<i>Ligustrum</i> sp.	Ex-Or	H
Onagraceae	<i>Ludwigia peploides</i> (Kunth) P.H. Raven	Na-Ar	H
Orobanchaceae	<i>Orobanche minor</i> Sutton	Ex-Ar	H
Oxalidaceae	<i>Oxalis corniculata</i> L.	Na-Ar	H
Passifloraceae	<i>Passiflora tripartita</i> (Juss.) Poir.*	Na-Ar	T
Phytolaccaceae	<i>Phytolacca bogotensis</i> Kunth	Na-Ar	H
Phytolaccaceae	<i>Phytolacca</i> sp.	Na-Ar	H
Pinaceae	<i>Pinus patula</i> Schltdl. & Cham.	Ex-Cu	A
Pinaceae	<i>Pinus radiata</i> D. Don*	Ex-Cu	A
Pittosporaceae	<i>Pittosporum undulatum</i> Vent.*	Ex-Cu	A
Plantaginaceae	<i>Hebe</i> sp.	Ex-Or	H
Plantaginaceae	<i>Plantago major</i> L.	Ex-Ar	H
Plumbiginaceae	<i>Limonium</i> sp.	Ex-Or	H
Poaceae	<i>Anthoxanthum odoratum</i> L.	Ex-Ar	H
Poaceae	<i>Cenchrus clandestinus</i> (Hochst. ex Chiov.) Morrone*	Ex-Ar	H
Poaceae	<i>Cortaderia</i> sp.	Ar	H
Poaceae	<i>Dactylis glomerata</i> L.	Ex-Ar	H
Poaceae	<i>Holcus lanatus</i> L.*	Ex-Ar	H
Poaceae	<i>Lolium multiflorum</i> Lam.	Ex-Ar	H

Familia	Especie	Origen	Hábito
Poaceae	<i>Pennisetum</i> sp.	Ex-Or	H
Poaceae	<i>Poa annua</i> L.	Na-Ar	H
Poaceae	<i>Sporobolus indicus</i> (L.) R. Br.	Ex-Ar	H
Poaceae	<i>Triticum aestivum</i> L.	Ex-Ar	H
Polygalaceae	<i>Monnina aestuans</i> (L. f.) DC.	Na-Ar	ar
Polygonaceae	<i>Muehlenbeckia tamnifolia</i> (Kunth) Meisn.	Na-Ar	T
Polygonaceae	<i>Poligonum hydropiperoides</i> Michx.*	Na-Ar	H
Polygonaceae	<i>Polygonum aviculare</i> L.	Ex-Ar	H
Polygonaceae	<i>Polygonum nepalense</i> Meisn.	Ex-Ar	H
Polygonaceae	<i>Polygonum segetum</i> Kunth	Na-Ar	H
Polygonaceae	<i>Rumex acetosella</i> L.*	Ex-Ar	H
Polygonaceae	<i>Rumex conglomeratus</i> Murray*	Ex-Ar	H
Polygonaceae	<i>Rumex obtusifolius</i> L.	Ex-Ar	H
Pontederiaceae	<i>Eichhornia crassipes</i> (Mart.) Solms.	Ex-Ac	H
Primulaceae	<i>Anagallis arvensis</i> L.	Ex-Ar	H
Rosaceae	<i>Cotoneaster pannosus</i> Franch.*	Ex-Cu	ar
Rosaceae	<i>Eriobotrya japonica</i> (Thunb.) Lindl.	Ex-Ar	A
Rosaceae	<i>Lachemilla aphanoides</i> (Mutis ex L. f.) Rothm.	Na-Ar	H
Rosaceae	<i>Prunus domestica</i> L.	Ex-Cu	A
Rosaceae	<i>Prunus persica</i> L.	Ex-Cu	A
Rosaceae	<i>Prunus serotina</i> Ehrh.	Na-Cu	A
Rosaceae	<i>Pyrus communis</i> L.	Ex-Cu	A
Rosaceae	<i>Rosa</i> sp.	Ex-Cu	ar
Rosaceae	<i>Rubus fruticosus</i> L.*	Na-Ar	ar
Rubiaceae	<i>Diodella apiculata</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) K. Schum	Na-Ar	H
Salicaceae	<i>Salix humboldtiana</i> Willd.	Na-Ar	A
Salicaceae	<i>Xylosma spiculifera</i> (Tul.) Triana & Planch.	Na-Cu	ar
Salviniaceae	<i>Azola filiculoides</i> Lam.*	Na-Ac	H
Sapindaceae	<i>Dodonaea viscosa</i> Jacq.	Na-Cu	ar
Scrophulariaceae	<i>Alonsoa meridionalis</i> (L. f.) Kuntze	Na-Ar	H
Scrophulariaceae	<i>Veronica persica</i> Poir.	Ex-Ar	H
Solanaceae	<i>Cestrum mutisii</i> Willd.	Na-Ar	ar
Solanaceae	<i>Cestrum tomentosum</i> L.	Na-Ar	ar
Solanaceae	<i>Nicotiana tabacum</i> L.	Ex-Cu	ar
Solanaceae	<i>Solanum americanum</i> Mill.	Na-Ar	H

Familia	Especie	Origen	Hábito
Solanaceae	<i>Solanum betaceum</i> Cav.	Na-Cu	ar
Solanaceae	<i>Solanum crinitipes</i> Dunal	Na-Ar	ar
Solanaceae	<i>Solanum tuberosum</i> L.	Na-Cu	H
Typhaceae	<i>Typha angustifolia</i> L.*	Na-Ac	ar
Typhaceae	<i>Typha latifolia</i> L.*	Na-Ac	ar
Verbenaceae	<i>Citharexylum subflavescens</i> S.F. Blake	Na-Cu	A
Verbenaceae	<i>Duranta mutisii</i> L. f.	Na-Cu	ar
Verbenaceae	<i>Verbena litoralis</i> Kunth*	Na-Ar	H
Xanthorrhoeaceae	<i>Hemerocallis lilioasphodelus</i> L.	Ex-Or	H
Xanthorrhoeaceae	<i>Hemerocallis</i> sp.	Ex-Or	H

* Especie con capacidad invasora según DÍAZ-ESPINOSA *et al.* (2012).

Ac = Acuática; Ar = Arvensis; Cu = Cultivado; Ex = Exótico; Na = Nativo; Or = Ornamental. A = Árbol; ar = Arbusto; H = Hierba; T = Trepadora.

Tabla 2. Aves de la Universidad Militar Nueva Granada en Cajicá.

Familia	Nombre científico	Nombre común
Anatidae	<i>Dendrocygna autumnalis</i> *	Pijije aliblanco (R)
Anatidae	<i>Anas discors</i>	Cerceta aliazul (R/M)
Anatidae	<i>Nomonyx dominicus</i>	Pato enmascarado (R)
Anatidae	<i>Oxyura jamaicensis</i>	Pato colorado (R)
Podicipedidae	<i>Podilymbus podiceps</i>	Zampullín de pico grueso (R)
Ardeidae	<i>Nycticorax nycticorax</i>	Martinete coroninegro (R)
Ardeidae	<i>Butorides striatus</i>	Garcita cuelligris (R)
Ardeidae	<i>Bubulcus ibis</i>	Garcilla bueyera (R)
Ardeidae	<i>Ardea alba</i>	Garza real (R)
Ardeidae	<i>Egretta caerulea</i>	Garceta azul (M)
Threskiornithidae	<i>Phimosus infuscatus</i>	Ibis caripelado (R)
Cathartidae	<i>Coragyps atratus</i>	Gallinazo común (R)
Pandionidae	<i>Pandion haliaetus</i>	Águila pescadora (M)
Accipitridae	<i>Elanus leucurus</i>	Elanio coliblanco (R)
Accipitridae	<i>Accipiter striatus</i>	Gavilán pajarero (R)
Accipitridae	<i>Rupornis magnirostris</i>	Gavilán campestre (R)
Rallidae	<i>Porzana carolina</i>	Sora (M)
Rallidae	<i>Porphyriceps melanops</i>	Polluela norteña (R)

Familia	Nombre científico	Nombre común
Rallidae	<i>Gallinula galeata</i>	Tingua de pico rojo (R)
Rallidae	<i>Porphyrio martinica</i>	Gallareta morada (R)
Rallidae	<i>Fulica americana colombiana</i>	Focha americana (R)
Charadriidae	<i>Vanellus chilensis</i>	Avefría sabanera/alcaraván (R)
Charadriidae	<i>Charadrius vociferus</i>	Chorlito tildio (R/M)
Scolopacidae	<i>Gallinago nobilis</i>	Becacina noble (R)
Scolopacidae	<i>Actitis macularius</i>	Andaríos maculado (M)
Scolopacidae	<i>Tringa solitaria</i>	Andaríos solitario (M)
Jacanidae	<i>Jacana jacana</i>	Jacana sureña (R)
Columbidae	<i>Patagioenas fasciata</i>	Paloma collareja (R)
Columbidae	<i>Zenaida auriculata</i>	Paloma sabanera (R)
Cuculidae	<i>Coccyzus americanus</i>	Cuclillo piquiamarillo (M)
Cuculidae	<i>Crotophaga major</i>	Garrapatero mayor (R)
Tytonidae	<i>Tyto alba</i>	Lechuza ratonera (R)
Strigidae	<i>Megascops choliba</i>	Lechucita tropical (R)
Strigidae	<i>Pseudoscops clamator</i>	Búho listado (R)
Caprimulgidae	<i>Chordeiles minor</i>	Añapero zumbón (M)
Trochilidae	<i>Colibri coruscans</i>	Orejivioleta vientriazul (R)
Picidae	<i>Picoides fumigatus</i>	Carpintero pardo (R)
Falconidae	<i>Falco sparverius</i>	Cernícalo americano (R)
Psittacidae	<i>Forpus conspicillatus</i>	Periquito de anteojos (R)
Furnariidae	<i>Synallaxis subpudica</i>	Colaespina cundiboyacense (R)
Tyrannidae	<i>Elaenia frantzii</i>	Elaenia montañera (R)
Tyrannidae	<i>Mecocerculus leucophrys</i>	Tiranuelo gorgiblanco (R)
Tyrannidae	<i>Serpophaga cinerea</i>	Mosquitero guardarríos (R)
Tyrannidae	<i>Contopus virens/sordidulus**</i>	Pibí boreal (M)
Tyrannidae	<i>Sayornis nigricans</i>	Febe negruzco (R)
Tyrannidae	<i>Pyrocephalus rubinus</i>	Mosquitero petirrojo (R)
Tyrannidae	<i>Muscisaxicola maculirostris</i>	Dormilona chica (R)
Tyrannidae	<i>Myiodynastes luteiventris</i>	Mosquero vientriazufrado (M)
Tyrannidae	<i>Tyrannus melancholicus</i>	Tirano tropical (R)
Tyrannidae	<i>Tyrannus savana</i>	Tijereta sabanera (M)
Vireonidae	<i>Vireo olivaceus</i>	Verderón ojirrojo (M)

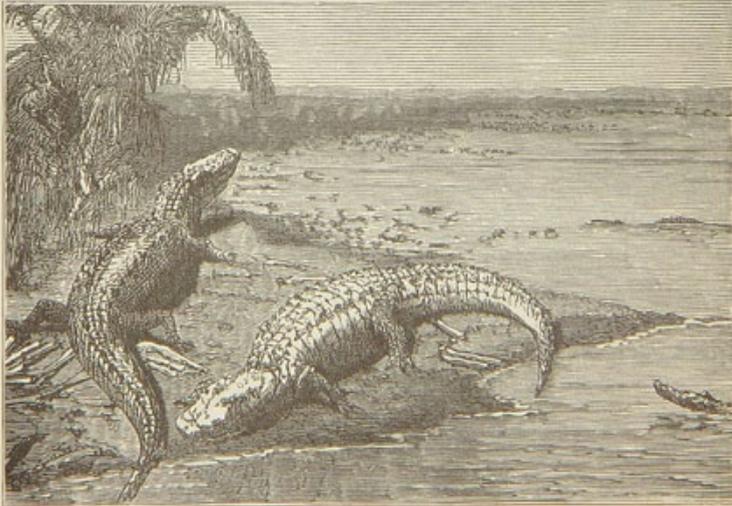
Familia	Nombre científico	Nombre común
Hirundinidae	<i>Hirundo rustica</i>	Golondrina tijereta (M)
Hirundinidae	<i>Orochelidon murina</i>	Golondrina ventrigris (R)
Troglodytidae	<i>Troglodytes aedon</i>	Sotorrey cucarachero (R)
Turdidae	<i>Catharus fuscescens</i>	Zorzal rojizo (M)
Turdidae	<i>Catharus ustulatus</i>	Zorzal de Swainson (M)
Turdidae	<i>Turdus fusca</i>	Mirlo grande (R)
Mimidae	<i>Mimus gilvus</i>	Paraulata tropical (R)
Thraupidae	<i>Thraupis episcopus</i>	Azulejo (R)
Thraupidae	<i>Conirostrum rufum</i>	Picocono rufo (R)
Thraupidae	<i>Diglossa humeralis</i>	Pinchaflores negro (R)
Thraupidae	<i>Sicalis flaveola</i>	Pinzón azafrañado (R)
Thraupidae	<i>Sicalis luteola</i>	Pinzón sabanero (R)
Emberizidae	<i>Zonotrichia capensis</i>	Gorrión andino/Copetón (R)
Cardinalidae	<i>Piranga rubra</i>	Tángara veranera (M)
Cardinalidae	<i>Piranga olivacea</i>	Tángara escarlata (M)
Cardinalidae	<i>Pheucticus aureoventris</i>	Picogordo pechinegro (R)
Cardinalidae	<i>Pheucticus ludovicianus</i>	Picogruño pechirroja (M)
Parulidae	<i>Parus noveboracensis</i>	Reinita acuática norteña (M)
Parulidae	<i>Leiopygia peregrina</i>	Reinita verdilla (M)
Parulidae	<i>Setophaga fusca</i>	Reinita gorjinaranja (M)
Parulidae	<i>Setophaga castanea</i>	Reinita pechicastaña (M)
Parulidae	<i>Myiopygia nigriceps</i>	Reinita coroninegra (R)
Parulidae	<i>Cardellina canadensis</i>	Reinita canadiense (M)
Icteridae	<i>Gymnomystax mexicanus</i>	Turpial lagunero (R)
Icteridae	<i>Chrysomitris icterocephala</i>	Tordo capuchidorado (R)
Icteridae	<i>Molothrus bonariensis</i>	Chamón (R)
Icteridae	<i>Sturnella magna</i>	Pastorero común (R)
Fringillidae	<i>Sporophila spinescens</i>	Jilguero andino (R)
Fringillidae	<i>Astragalinus psaltria</i>	Jilguero menor (R)

* Posiblemente introducida. ** No se escuchó el canto para reconocer la especie.

Residente (R), migratoria (M), o residentes/migratorias (R/M), i.e., migratorias según la ABO (2000), pero observadas por más de seis meses o anidando en el campus Nueva Granada en Cajicá.

ZOOLOGÍA VERTEBRADOS

Vertebrate Zoology



COLOMBIAN 'GATORS.

COLOMBIAN 'GATORS

MORTALIDAD DE FAUNA POR ATROPELLO VEHICULAR EN UN SECTOR DE LA VÍA PANAMERICANA ENTRE POPAYÁN Y PATÍA*

Julio César Castillo-R.¹, Deisy Urmendez-M.², Giselle Zambrano-G.³

Resumen

Durante 50 muestreos se registró el número de animales arrollados por vehículos en un segmento de 92 km de la vía Panamericana entre Popayán y Patía; se encontraron 894 vertebrados, de los cuales 362 fueron mamíferos, 288 anfibios, 186 aves y 58 reptiles. Las especies que presentaron mayor frecuencia de atropello fueron: *Rhinella marina* el único anfibio registrado y *Didelphis marsupialis* con 223 casos. Además, mediante el índice kilométrico de abundancia (IKA) se identificaron los sectores que exhibieron mayor incidencia de atropellos con un IKA mayor de 0,2, correspondientes a La Cabaña-Timbío, El Bordo-Patía, Popayán-La Cabaña y Río Esmita-Piedra Sentada. Por lo anterior, se proponen algunas estrategias como posibles soluciones para minimizar el riesgo de colisión con animales sobre la vía Panamericana.

Palabras clave: efecto de las carreteras, atropellos, vía Panamericana, vertebrados silvestres, índice kilométrico de abundancia.

FAUNA MORTALITY BECAUSE OF VEHICLE ACCIDENTS IN AN AREA OF THE PAN-AMERICAN HIGHWAY BETWEEN POPAYÁN AND PATÍA

Abstract

The total of animals run over by vehicles in a 92 kilometers segment of the Pan-American Highway between Popayán and Patía was recorded through 50 samplings and 894 vertebrates were found, from which 362 were mammals, 288 amphibians, 186 birds and 58 were reptiles. The species that showed a higher frequency of being run over were: *Rhinella marina*, the only amphibious registered, and *Didelphis marsupialis* with 223 cases. Furthermore, by using the Kilometric Abundance Index (*KAI*), the sectors that showed a highest incidence of accidents were identified, with an *KAI* greater than 0.2, corresponding to La Cabaña-Timbío, El Bordo-Patía, Popayán-La Cabaña and Río Esmita-Piedra Sentada. Consequently, some strategies as potential solutions to minimize the risk of collision with animals on the Pan-American Highway are proposed here.

Key words: effect of roads, run over, Pan-American Highway, wild vertebrates, kilometer abundance index.

* FR: 2-XI-2014 - FA: 21-X-2015

¹ Biólogo. Universidad del Cauca. Popayán, Colombia. E-mail: jucastillo@gmail.com

² Bióloga. Universidad del Cauca. Popayán, Colombia. E-mail: deisyumedina@gmail.com

³ Magister. Bióloga. Profesora Titular Departamento de Biología, FACNED, Universidad del Cauca, Grupo de Investigación en Geología, Ecología y Conservación – GECO. Popayán, Colombia. E-mail: gzambranog@unicauca.edu.co

CÓMO CITAR:

CASTILLO-R., J.C., URMENDEZ-M., D. & ZAMBRANO-G., G., 2015.- Mortalidad de fauna por atropello vehicular en un sector de la vía Panamericana entre Popayán y Patía. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 207-219. DOI : 10.17151/bccm.2015.19.2.12



INTRODUCCIÓN

El rápido desarrollo de las ciudades y el aumento de la población humana han incrementado la red vial, y con ello surge una nueva fuente de mortalidad de fauna que se ha convertido en una amenaza cada vez mayor para las poblaciones de animales (ARROYAVE *et al.*, 2006). Si bien, las carreteras hacen parte integral de nuestra sociedad debido a sus múltiples beneficios (comunicación, economía, y recreación) (VARGAS *et al.*, 2006), el crecimiento de esta infraestructura puede afectar el estado de la biodiversidad, tanto local como regionalmente (FORMAN & ALEXANDER, 1998).

La pérdida de hábitat, la mortalidad de especies, la perturbación, la fragmentación de la cobertura vegetal y la creación de nuevos microhábitats son considerados como efectos primarios que se derivan de la construcción de carreteras (VARGAS *et al.*, 2006). El atropello de fauna es el impacto directo más fácil de reconocer, debido a que en las carreteras se observan los cuerpos de los animales muertos (ARROYAVE *et al.*, 2006).

Sobre el atropello de fauna se han realizado diversas investigaciones especialmente en Estados Unidos, algunos países europeos y en Australia (SMITH & DODD, 2003), las cuales revelan cifras preocupantes del número de animales atropellados y la amenaza que esto representa para ciertas especies en el futuro (ARROYAVE *et al.*, 2006), y aunque la mortalidad de fauna en carreteras es un problema generalizado, esta ha sido poco estudiada en Colombia (AGUDELO, 2011) y para el departamento del Cauca no existe ninguna investigación.

Por tanto, teniendo en cuenta que la vía Panamericana es el eje vial más importante del departamento, al permitir la comunicación del suroccidente colombiano con el resto del país (ESTRADA *et al.*, 2011), se identificaron las especies afectadas por atropello vehicular, y se determinó el número de animales muertos y los puntos de la carretera donde se presentó mayor mortalidad. Información que permite determinar con precisión los efectos locales que genera la carretera para la implementación de estrategias que contribuyan a minimizar el riesgo de accidentes vehiculares con la fauna.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de muestreo

El área de muestreo correspondió a 92 km de la vía Panamericana, comprendidos entre la ciudad de Popayán y el municipio del Patía, (entre 02°25'59,5" N - 76°37'26,7" W y 02°04'19,6" N - 77°03'20,4" W), el rango altitudinal varía desde 1757 y 639 msnm, con temperatura media anual que va desde los 18,7°C en la ciudad de Popayán

a los 25,6°C en el municipio del Patía; el trayecto atraviesa las localidades de Timbío, Rosas, Párraga, Piedra Sentada, El Bordo y La Lupa (Figura 1). Este trayecto de la carretera Panamericana es de doble calzada, desprovisto de señalización para la conservación de la fauna; la velocidad máxima permitida es de 80 km/h entre la ciudad de Popayán y el municipio de Timbío y entre 30 y 60 km/h en el resto del recorrido. Según la clasificación de HOLDRIDGE (1978), el área comprende tres zonas de vida, correspondientes a bosque muy húmedo Premontano Tropical (bmh-PM/T), bosque húmedo Premontano Tropical (bh-PM), y bosque seco Tropical (bs-T), además de dos zonas de transición.

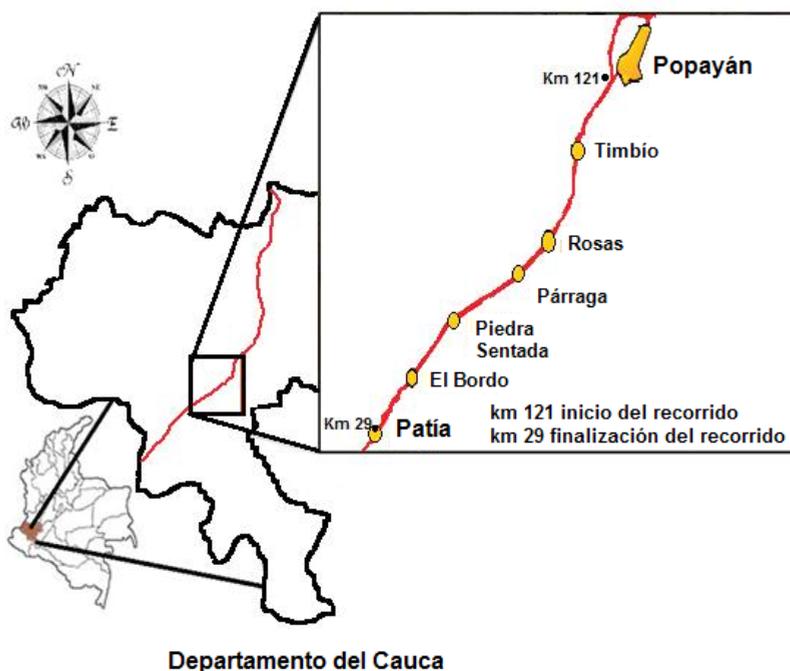


Imagen modificada de Google imágenes 2013 e INVIAS (2009).

Figura 1. Ubicación geográfica del área de muestreo y recorrido de la vía Panamericana entre Popayán y Patía.

Mortalidad de fauna por atropello

Durante cinco meses comprendidos entre agosto y diciembre de 2012 se realizaron 50 muestreos, con el objetivo de registrar la fauna muerta por atropello vehicular. Los muestreos se realizaron en motocicleta cuatro veces por semana (dos de ida y dos de vuelta), a una velocidad de 25 km/h. Se observó todo el ancho de la carretera y los límites correspondientes a los drenajes de aguas lluvias. Para cada individuo

encontrado se registró fecha, hora, sitio, coordenadas, altitud, nombre común, especie, clase, edad y observaciones (hembra con crías y estado del individuo: fresco, reciente, seco). La colecta se realizó aplicando formol a los cuerpos y preservándolos en bolsas herméticamente selladas y debidamente rotuladas, todos los cuerpos de los animales atropellados fueron removidos para evitar doble registro. La identificación se realizó con ayuda de guías de campo (EMMONS, 1999; HILTY & BROWN, 2001) y por consulta a especialistas. Debido al mal estado en que se encontraron los cuerpos de los animales no fue posible depositarlos en la colección del Museo de Historia Natural de la Universidad del Cauca.

Determinación de puntos críticos

Se realizó el índice kilométrico de abundancia (IKA) (FERRY & FROCHOT, 1958), que corresponde a una medida de frecuencia que relaciona el número de atropellos con el número de kilómetros recorridos, de manera que permite comparar tramos de diferente longitud; mediante la fórmula:

$$\text{IKA} = \text{No. de atropellos} / (\text{No. de km} * \text{No. recorridos})$$

Para la determinación de los puntos críticos de la carretera se dividió el área de muestreo por tramos, los cuales se caracterizaron considerando la altitud y el grado de antropización (alto, bajo). Los tramos (9) corresponden a: (1) Popayán-La Cabaña, (2) La Cabaña-Timbío, (3) Timbío-Encenillo, (4) Encenillo-Quilcacé, (5) Quilcacé-Rosas, (6) Rosas-Puente río Esmita, (7) Puente río Esmita-Piedra Sentada, (8) Piedra Sentada-El Bordo y (9) El Bordo-Patía.

Análisis de resultados

Se realizó estadística descriptiva, con el propósito de obtener el promedio, la media y la moda del número de atropellos, así como el máximo y el mínimo de atropellos que se puedan presentar diariamente, utilizando el paquete estadístico SPSS (versión 19.0). También, se aplicó la prueba de Chi-cuadrado para contrastar si las frecuencias observadas, de los individuos atropellados por clase, dependían del estado del tiempo (soleado, nublado o lluvioso) y del tramo en la carretera donde fueron encontrados.

RESULTADOS

Se registraron 894 individuos atropellados en 50 recorridos (Tabla 1), de los cuales 810 se identificaron hasta género o especie. Además, se contabilizaron 48 manchas de sangre sobre la vía, asignables a un atropello, pero que no se clasificaron dentro de los grupos faunísticos (mamíferos, aves, reptiles o anfibios) debido a que no se encontró la

posible víctima, a pesar de realizar una inspección minuciosa del sitio y sus alrededores. El promedio de animales atropellados por día fue de 17,88 (DE = 9,88), siendo el mínimo seis y el máximo de 53 atropellos y el valor más frecuente (moda) fue de 10.

Tabla 1. Especies atropelladas en 92 km de la vía Panamericana entre Popayán y Patía.

Familia	Nombre común	Nombre científico	No. de atropellos
Clase Mammalia			
Didelphidae	Chucha común	<i>Didelphis marsupialis</i>	223
Canidae	Perro doméstico	<i>Canis lupus familiaris</i>	65
	Zorro	<i>Cerdocyon thous</i>	1
Felidae	Gato doméstico	<i>Felis catus</i>	31
	Tigrillo	<i>Leopardus tigrinus</i>	2
Muridae	Ratón	<i>Mus musculus</i>	17
	Rata	<i>Rattus norvegicus</i>	2
Dasypodidae	Armadillo	<i>Dasybus novemcinctus</i>	6
Mustelidae	Chucuro	<i>Mustela frenata</i>	3
Bovidae	Vaca/Toro	<i>Bos indicus</i>	1
Phyllostomidae	Murciélago	<i>Artibeus</i> sp.	1
	Murciélago	Subfamilia <i>Carollinae</i>	4
Sin determinar			6
Clase Aves			
Phasianidae	Gallina/Gallo doméstico	<i>Gallus gallus</i>	32
Cathartidae	Gallinazo	<i>Coragyps atratus</i>	19
Columbidae	Torcaza	<i>Zenaida auriculata</i>	3
Cuculidae	Chao Luis	<i>Crotophaga ani</i>	6
Strigidae	Búho	<i>Megascops choliba</i>	3
Trochilidae	Colibrí	<i>Chalybura buffonii</i>	2
Momotidae	Barranquero	<i>Momotus aequatorialis</i>	1
Thamnophilidae	Pájaro grillo	<i>Thamnophilus</i> sp.	4
Furnariidae	Chamicero	<i>Synallaxis brachyura</i>	1
	Chamicero	<i>Synallaxis</i> sp.	1
Tyrannidae	Petirrojo o liberal	<i>Pyrocephalus rubinus</i>	5
	Toreador	<i>Tyrannus melancholicus</i>	4
Troglodytidae	Cucarachero	<i>Troglodytes aedon</i>	3
Turdidae	Chiguaco	<i>Turdus ignobilis</i>	6
	Soma	<i>Ramphocelus flammigerus</i>	3
Thraupidae	Azulejo	<i>Thraupis episcopus</i>	13
	Azulejo de cabeza roja	<i>Tangara gyrola</i>	4

Familia	Nombre común	Nombre científico	No. de atropellos
Emberizidae	Volatinero negro	<i>Volatinia jacarina</i>	1
	Espiguero capuchino	<i>Sporophila nigricollis</i>	1
	Semillero pardo	<i>Tiaris obscurus</i>	2
Cardinalidae	Saltador rayado	<i>Saltator striatipectus</i>	1
Sin determinar			70
Clase Reptilia			
Colubridae	Culebra rayuela	<i>Dendrophidion bivittatus</i>	4
	Culebra bejuca	<i>Oxybelis aeneus</i>	17
	Culebra guache	<i>Chironius monticola</i>	4
	Culebra babosera	<i>Sibon nebulata</i>	7
	Falsa coral	<i>Erythrolamprus bizonus</i>	8
	Culebra cazadora	<i>Drymarchon melanurus</i>	1
	Culebra cazadora negra	<i>Clelia clelia</i>	4
Elapidae	Coral rabo de ají	<i>Micrurus mipartitus popayanensis</i>	3
Viperidae	Equis patiana	<i>Bothrops ayerbeii</i>	
Sin determinar			4
Clase Anfibia			
Bufo	Sapo común	<i>Rhinella marina</i>	288
Total			894

De los individuos atropellados solo se determinó el sexo de 271 animales debido al mal estado en que se encontraron la mayoría de los cuerpos, lo que representó el 30,31% de los registros, de los cuales el 17,67% fueron machos y el 12,64% hembras, por tanto no se puede asegurar que los atropellos registrados sobre la vía Panamericana estén afectando en mayor proporción uno de los sexos. Se encontraron 749 individuos de fauna silvestre (84%) y 145 de fauna doméstica (16%), indicando que las carreteras son uno de los principales factores de mortalidad no natural, causando un efecto negativo tanto sobre las especies domésticas como las silvestres, que en este caso fueron las más afectadas.

Los mamíferos fue el grupo con mayor incidencia de atropellos con 362 individuos de 10 especies. *Didelphis marsupialis* (Figura 2a) con un 61,6% fue la especie más frecuente en los registros, seguida de *Canis lupus familiaris* con un 17,9% y *Felis catus* con 8,6%. El segundo grupo con mayor número de individuos atropellados fueron los anfibios con 288 registros (Tabla 1), representado únicamente por *Rhinella marina* (sapo común) (Figura 2b).

En cuanto a las aves, el tercer grupo con incidencia en los atropellos, la mayor parte de los registros se concentraron en las familias Phasianidae, Thraupidae (Figura 2c) y Cathartidae con un porcentaje de atropellos de 17,2%, 10,7% y 10,2% respectivamente; se identificaron 19 especies, de las cuales *Gallus gallus*, *Coragyps atratus* y *Thraupis episcopus* fueron las más afectadas (Tabla 1).

Finalmente, los reptiles representan el grupo con menor incidencia de atropellos, con 58 registros correspondientes únicamente a serpientes; se identificaron 9 especies, pertenecientes a las familias Colubridae, Viperidae y Elapidae. *Oxybelis aeneus* fue la especie encontrada con mayor frecuencia (29,3%) (Figura 2d).



Figura 2. Algunas especies de vertebrados atropellados en 92 km de la vía Panamericana, entre Popayán y Patía. **a.** *Didelphis marsupialis*. **b.** *Rhinella marina*. **c.** *Thraupis episcopus*. **d.** *Oxybelis aeneus*.

Se estableció que el estado del tiempo influía en la cantidad de individuos atropellados ($X^2 = 156,9$, $gl = 6$, $p = 0,05$). En tiempo soleado la frecuencia de atropellos de mamíferos, aves y reptiles fue superior a la esperada, mientras que el tiempo lluvioso favoreció el atropello de los anfibios, en este caso de *Rhinella marina* (sapo común), puesto que se registraron 68 individuos atropellados cuando se esperaban 35, igualmente ocurre en días nublados en donde la frecuencia de los anfibios registrada fue superior a la esperada (Tabla 2).

Tabla 2. Tabla de contingencia aplicando la prueba de Chi-cuadrado. Influencia del estado del tiempo en la cantidad de individuos atropellados por clase.

			CLASE				Total
			Mammalia	Aves	Reptiles	Anfibios	
ESTADO DEL TIEMPO	Soleado	Recuento	231	106	33	55	425
		Frecuencia esperada	172,1	88,4	27,6	136,9	425,0
	Lluvioso	Recuento	30	6	5	68	109
		Frecuencia esperada	44,1	22,7	7,1	35,1	109,0
	Nublado	Recuento	101	74	20	165	360
		Frecuencia esperada	145,8	74,9	23,4	116,0	360,0
Total		Recuento	362	186	58	288	894
		Frecuencia esperada	362,0	186,0	58,0	288,0	894,0

Teniendo en cuenta estos resultados, los mamíferos, las aves y los reptiles son menos atropellados en tiempo lluvioso y nublado, probablemente debido a que, según GUMIER & SPERBER (2009), la mayoría de los animales cuando se presentan lluvias se refugian bajo la vegetación y por tanto no salen a la carretera. Además, por observación directa, se pudo establecer que cuando el asfalto se encuentra mojado o se presentan fuertes aguaceros los conductores disminuyen la velocidad, lo que de cierta manera contribuye a que la fauna tenga más tiempo de reaccionar y así evitar ser atropellada.

Por otra parte, según el índice kilométrico de abundancia (IKA), se obtuvo que en los 92 km de la vía Panamericana cuatro tramos presentaron el mayor número de individuos atropellados: (1) La Cabaña-Timbío con 77 atropellos de animales silvestres, 13 domésticos y 5 manchas; (2) El Bordo-Patía con 153 atropellos de fauna silvestre, 19 de fauna doméstica y 9 manchas; (3) Popayán-La Cabaña con 47 atropellos de fauna silvestre, 22 de fauna doméstica y 8 manchas, y (4) Puente río Esmita-Piedra Sentada con 121 atropellos de fauna silvestre, 13 de fauna doméstica y 7 manchas; estos tramos tuvieron un IKA mayor de 0,2 (Tabla 3). Por lo anterior, estos tramos resultaron ser puntos críticos tanto para la fauna silvestre como para la doméstica.

Tabla 3. Distribución de IKAs por tramos para fauna silvestre y doméstica.

Tramo	km del tramo	No. de atropellos	km recorridos	IKA
(1) Popayán-La Cabaña	6	77	300	0,257
(2) La Cabaña-Timbío	6	95	300	0,317
(3) Timbío-Encenillo	11	81	550	0,147
(4) Encenillo-Quilcacé	7	44	350	0,126
(5) Quilcacé-Rosas	6	48	300	0,16
(6) Rosas-Puente río Esmita	17	160	850	0,189
(7) Puente río Esmita-Piedra Sentada	14	141	700	0,201
(8) Piedra Sentada-El Bordo	12	115	600	0,192
(9) El Bordo-Patía	13	181	650	0,278

Las diferencias entre el número de individuos atropellados y el tramo de la carretera fue significativa en todos los grupos (Mamíferos $X^2 = 66,14$, $gl = 8$, $p = 0,05$; Aves $X^2 = 67,60$ $gl = 8$, $p = 0,05$; Anfibios $X^2 = 146,93$, $gl = 8$, $p = 0,05$; Reptiles $X^2 = 34,28$, $gl = 8$, $p = 0,05$), pero en cada tramo se vio afectado a un grupo diferente, así el tramo El Bordo-Patía muestra mayor afectación para mamíferos, los tramos Rosas-Puente río Esmita y Puente río Esmita-Piedra Sentada para anfibios y Piedra Sentada-El Bordo para aves.

DISCUSIÓN

Se consideran a los mamíferos como víctimas frecuentes en las carreteras alrededor del mundo (PINOWSKI, 2005) y al parecer los marsupiales son un grupo que puede estar afectado en mayor proporción (GOTTDENKER *et al.*, 2001; OSORIO & MAUHS, 2004). La frecuencia de atropello de *D. marsupialis* se puede atribuir a la abundancia de esta especie en la región y a su comportamiento de alimentarse de otros animales atropellados. Por observación directa se estableció que por su hábito nocturno son encandiladas con la luz de los vehículos, dejándolas inmóviles y por tanto más susceptibles a morir atropelladas; similares resultados fueron obtenidos por VARGAS *et al.* (2006) y DELGADO (2007) en la Reserva Forestal Bosque de Yotoco y en la vía del Escobero en Antioquia. Por otra parte, la frecuencia de atropellos de *C. lupus familiaris* y *F. catus*, se relaciona con su naturaleza doméstica, lo que hace que muchos de estos individuos mueran atropellados por los vehículos al permanecer cerca de la vía.

También, cabe destacar que entre los mamíferos se encontraron dos ejemplares de *Leopardus tigrinus* de la familia Felidae, que se encuentran bajo la categoría Vulnerable en nuestro país (RODRÍGUEZ *et al.*, 2006) y por su estatus de conservación se debería evitar que se sigan presentando atropellos vehiculares sobre esta especie.

En cuanto a los anfibios, principalmente los sapos, han sido registrados en muchas investigaciones como propensos a ser atropellados (SHINE *et al.*, 2004), lo cual es atribuido a su comportamiento oportunista y a su capacidad de soportar altos niveles de perturbación (FORMAN & ALEXANDER, 1998), esto sin contar que los individuos de esta especie utilizan las vías como rutas de dispersión (BROWN *et al.*, 2006), se alimentan de invertebrados asociados a la vegetación de borde y pueden reproducirse en charcas temporales que se forman a los lados de las vías después de fuertes lluvias (VARGAS *et al.*, 2011).

Según los resultados obtenidos, *R. marina* registró mayor frecuencia de atropellos, a inicios del mes de octubre donde se presentaron fuertes lluvias en el día y la noche, que se dieron luego de un prolongado periodo seco de aproximadamente cinco meses a raíz del fenómeno de El Niño, hecho que coincide con lo planteado por SANTOS *et al.* (2011) y VARGAS *et al.* (2011).

Las causas de la mortalidad de aves por atropello vehicular en la vía Panamericana, se pueden relacionar con la concentración de vegetación arbórea y arbustiva en los márgenes de la carretera y ambientes contiguos que han sido transformados en áreas de cultivos y pastizales, reduciendo así la disponibilidad de sitios de paso para estas especies. Asimismo, por observación directa se pudo establecer que por lo general las aves cruzan o se mantienen en el borde de la vía en busca de alimento.

En la época en que se realizaron los muestreos, sobre la carretera y drenajes de agua lluvia (tramo Piedra Sentada-El Bordo) se podían encontrar guayabas (*Psidium guajava*) y mangos (*Mangifera indica*), los cuales eran consumidos por las aves (*Turdus ignobilis*, *Ramphocelus flammigerus*, *Thraupis episcopus* y *Tangara gyrola*) haciéndolas más susceptibles a ser atropelladas o golpeadas, debido a su bajo vuelo y a su larga permanencia sobre la carretera. De igual manera, se pudo inferir que las aves mueren al chocar con los vehículos y no directamente atropelladas, debido a que varias de las especies se encontraron a orillas de la carretera, coincidiendo con lo planteado por TREJO & SEIJAS (2003), quienes afirman que las aves pueden colisionar contra las ventanas de los vehículos quedando heridas y pudiéndose desplazar unos cuantos metros y ocultarse entre la vegetación.

El comportamiento de termorregulación de las serpientes sobre sustratos calentados por el sol, como las superficies de las carreteras, ha sido señalado como una importante causa de los atropellos (ASHLEY & ROBINSON, 1996), hecho que concuerda con los 33 individuos de serpientes registrados en días soleados. Adicional a esto, dos serpientes se encontraron después de presentarse un fuerte incendio en inmediaciones a la carretera, lo que hace suponer que estaban tratando de huir de las llamas cuando fueron alcanzadas por los vehículos, debido a que muchos reptiles utilizan las vías como conductos para el movimiento (BREHME *et al.*, 2013). Se ha establecido que individuos de algunas especies de serpientes se inmovilizan ante la aproximación de un vehículo, comportamiento que ha sido discutido como una estrategia antidepredatoria que evolucionó en serpientes y que las hace reaccionar de forma equívoca ante estímulos antropogénicos, como la luz artificial de los vehículos (ANDREWS & GIBBONS, 2005); estos hechos podrían influir en la cantidad de atropellos que se puedan presentar sobre este grupo faunístico.

En cuanto a los tramos que resultaron ser puntos críticos, estos se caracterizan por poseer una densa vegetación arbórea y arbustiva a ambos lados de la carretera, por tanto muchos animales se pueden sentir atraídos a permanecer en estos lugares haciendo uso de los recursos, debido a que no existen barreras que impidan que las especies salgan a la carretera. Además, se evidenció que varios vehículos que circulaban por la vía Panamericana lo hacían a más de 100 km/h, excediendo los límites permisibles de velocidad, situación favorecida por la topografía del terreno y el buen estado de la carretera en determinados sectores como en el tramo La Cabaña-Timbío y eliminando

cualquier posibilidad de reacción por parte del conductor, al encontrar algún animal sobre la vía. Igualmente, en ciertas secciones de la carretera, como en el caso del tramo comprendido entre El Bordo-Patía, se encuentran árboles que tienden a unirse en el dosel, en donde se observó que permanecían algunas de las especies registradas como *T. episcopus*, *T. gyrola* y *T. ignobilis*.

Las aves fue el grupo que tuvo el mayor número de especies afectadas en la zona de transición de bh-PM/T//bs-B/T, probablemente este sector les brinda la cantidad de alimento y las condiciones climáticas como temperatura y humedad que favorecen su desarrollo, además se tiene que varias de las especies encontradas en la zona de transición también se hallan en el bh-PM/T y en el bs-B/T, tales como *C. atratus*, *T. episcopus* y *Troglodytes aedon*, especies de hábitos generalistas y que se adaptan bien a ambientes transformados, de igual manera ocurre con las especies de reptiles *O. aeneus* y *Erythrolamprus bizonus*.

Sin embargo, varias especies como *T. aedon*, *Pyrocephalus rubinus*, *Chironius monticola*, *Sibon nebulata*, *Clelia clelia* y *Bothrops ayerbei* se encontraron en bh-PM/T//bs-B/T y en el bh-PM, debido a que los bosques húmedos albergan mayor diversidad de especies que los bosques secos, al contar con las condiciones ambientales adecuadas para el desarrollo de las especies, además muchos de los animales del bosque seco tropical migran hacia zonas húmedas o bosques riparios por el déficit de agua que se presenta durante la temporada seca en estos lugares (OTERO, 2006).

También, es importante mencionar que las especies carroñeras y los habitantes de la zona desplazan los cadáveres después de ocurrir los atropellos (RODDA, 1990), esto sin contar que muchas de las especies pueden caer fuera de la vía tras el impacto con los vehículos y no quedar visibles, por tanto el número de atropellos puede ser mayor al registrado. Sin embargo, aunque no se puede calificar la mortalidad como baja o alta, es evidente la afectación sobre las poblaciones de fauna silvestre y doméstica, debido a que diariamente están siendo atropellados aproximadamente 18 animales pertenecientes a cualquier grupo faunístico.

Por tal razón, se hace necesario diseñar estrategias que permitan minimizar el impacto que está causando la vía Panamericana sobre la fauna existente en la región, para permitir movimientos individuales y a nivel poblacional, debido a que los parches de hábitat que están conectados tendrán la mayor riqueza y diversidad de especies, estabilizando la dinámica poblacional y los procesos comunitarios, proporcionando así el movimiento seguro de los animales a través de las carreteras (SAWAYA *et al.*, 2013).

Dentro de las estrategias estructurales se sugiere la **modificación de las estructuras existentes**, las alcantarillas, que son las únicas estructuras visibles sobre la vía y posiblemente son utilizadas por la fauna para cruzar. Por tanto, podrían tener ciertas

adaptaciones, en donde una sección de la alcantarilla cuenta con un cruce seco a un nivel superior de las corrientes de agua para el paso de fauna, manteniendo una alta cobertura vegetal a la entrada de la misma para que las especies utilicen estos pasos y no la vía.

Adicionalmente, sería conveniente la **implementación de señales que adviertan la presencia de fauna en la carretera**, debido a que estas no son utilizadas en ninguna de las vías del departamento. Aunque en Colombia, según DELGADO (2007), estos avisos son observados especialmente en algunos terrenos privados pero muy poco en vías públicas y actualmente en algunas vías de cuarta generación. Dichas señales, se proponen con el fin de advertir a los conductores de la elevada probabilidad de atropellar animales de talla pequeña que habitualmente cruzan la vía (IGLESIAS, 2008), y aunque el atropello de este tipo de fauna no representa un peligro para los ocupantes de los vehículos, sí suele repercutir negativamente en las poblaciones de animales afectadas.

En cuanto a las estrategias no estructurales, sería favorable la **reducción de la velocidad de circulación**, debido a que muchos atropellos se deben a la velocidad excesiva. Por tanto, la reducción de la misma permitiría aumentar considerablemente la capacidad de respuesta por parte de los conductores ante cruces imprevistos de fauna (BARRAGÁN & LÓPEZ, 1992). También, sería útil **realizar campañas educativas**, con conductores y habitantes aledaños a la vía Panamericana, para informar sobre la importancia de conservar la fauna de la región y así reducir el impacto que se está generando como consecuencia de los atropellos.

En conclusión, los datos presentados en este escrito ponen en evidencia el efecto negativo de la vía Panamericana sobre la fauna, problemática que requiere de diversas estrategias complementarias y de trabajo conjunto entre entidades como INVIAS, autoridades ambientales, universidades, así como las comunidades residentes sobre la vía.

AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan su agradecimiento a todas las personas que contribuyeron a la realización de la presente investigación, a los habitantes del sector por su colaboración durante las jornadas de campo y a la Universidad del Cauca por el apoyo y por facilitar los espacios y equipos. Especialmente, por la colaboración en el desarrollo del trabajo, a Luis Germán Gómez, Giovanni Varona, Ana Mara Maya, Jorge Zúñiga y Luis Enrique Vera.

REFERENCIAS

- AGUDELO, H., 2011.- Fauna en la ruta de la muerte. *El Colombiano*, 5 de febrero. Recuperado de http://www.elcolombiano.com/fauna_en_la_ruta_de_la_muerte-HGEC_121262
- ANDREWS, K.M. & GIBBONS, J.W., 2005.- ¿How do highways influence snake movement? Behavioural responses to roads and vehicles. *Copeia*, 4: 772-782.
- ARROYAVE, M.P., GÓMEZ, C.M., GUTIÉRREZ, E., MÚNERA, D.P., ZAPATA, P.A., VERGARA, I.C., ANDRADE, L.M. & RAMOS, K.C., 2006.- Impactos de las carreteras sobre la fauna silvestre y sus principales medidas de manejo. *Revista EIA*, 5: 45-57.
- ASHLEY, E. P. & ROBINSON, J.T., 1996.- Road mortality of amphibians, reptiles and other wildlife on the long point causeway, Lake Erie, Ontario. *Can Field Nat*, 110: 403-412.
- BARRAGÁN, B. & LÓPEZ, J., 1992.- *Soluciones a los atropellos de vertebrados. II simposio nacional de carreteras y medio ambiente*. Asociación Técnica de Carreteras Monte Esquinaza, España.
- BREHME, C.S., TRACEY, J.A., MCCLENAGHAN, L.R. & FISHER, R.N., 2013.- Permeability of roads to movement of scrubland lizards and small mammals. *Conserv Biol*, 27 (4): 710-720.
- BROWN, G.P., PHILLIPS, B.L., WEBB, J.K. & SHINE, R., 2006.- Toad on the road: use of roads as dispersal corridors by the cane toad (*Bufo marinus*) at an invasion front in tropical Australia. *Biol Conserv*, 113: 88-94.
- DELGADO, C.A., 2007.- Muerte de mamíferos por vehículos en la vía del Escobero, Envigado (Antioquia), Colombia. *Actual Biol*, 29 (87): 235-239.
- EMMONS, L., 1999.- *Mamíferos de los bosques húmedos de América tropical. Una guía de campo*. Editorial FAN, Santa Cruz de la Sierra, Bolivia.
- ESTRADA, H., MENESES, E. & CAICEDO, J., 2011.- *Carretera Panamericana Popayán-Pasto*. Evaluación técnica y económica preliminar sitios de falla.
- FERRY, C. & FROCHOT, B., 1958.- Une méthode pour dénombrer les oiseaux nicheurs. *Rev Ecol-Terre Vie*, 2: 85-102.
- FORMAN, R.T.T. & ALEXANDER, L.E., 1998.- Roads and their major ecological effects. *Annu. Rev. Ecol. Sys.*, 29: 207-23.
- GOTTDENKER, N., WALLACE, R.B. & GOMÉZ, H., 2001.- La importancia de los atropellos para la ecología y conservación: *Dinomys branicickii* un ejemplo en Bolivia. *Ecol Bol.*, 35: 61-67.
- GUMIER, F. & SPERBER, C.F., 2009.- Atropelamientos de Vertebrados na Floresta Nacional de Carajás: Pará, Brasil. *Acta Amazonica*, 39 (2): 459-466.
- HILTY, S.L. & BROWN, W.L., 2001.- *Guía de las aves de Colombia*. Princeton University Press, Princeton.
- HOLDRIDGE, L., 1978.- *Ecología basada en zonas de vida*. IICA Biblioteca Venezuela.
- IGLESIAS, C., 2008.- Diseño de pasos de fauna en tramos de concentración de atropellos de animales. *Revista de ámbito forestal Cimbra*, 93: 31-36.
- OSORIO, A. & MAUHS, J., 2004.- Atropelamiento de animais silvestres na rodavia RS-040. *Cad. pesqu. Sér. biol.*, 16: 35-42.
- OTERO, E., 2006.- *Bosque Seco Tropical, Colombia*. Libros de la Colección Ecológica del Banco de Occidente.
- PINOWSKI, J., 2005.- Roadkills of vertebrates in Venezuela. *Rev. bras. zool.*, 22 (1): 191-196.
- RODDA, G.H., 1990.- Highway madness revisited: roadkilled *Iguana iguana* in the Llanos of Venezuela. *J. Herpetol.*, 24: 209-211.
- RODRÍGUEZ, J.V., ALVERICO, M., TRUJILLO, F. & JORGENSON, J., 2006.- *Libro rojo de los mamíferos de Colombia*. Conservación Internacional Colombia - Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial, Bogotá.
- SANTOS, S., CARVALHO, F. & MIRA, A., 2011.- How long do the dead survive on the road? Carcass persistence rates and implications for road-kill monitoring surveys. *Plosone*, 6 (3): 25-383.
- SAWAYA, M.A., CLEVENGER, A.P. & KALINOWSKI, S.T., 2013.- Demographic connectivity for ursid populations at wildlife crossing structures in Banff National Park. *Conserv Biol.*, 27 (4): 721-730.
- SHINE, R., LEMASTER, M., WALL, M., LANGKILDE, T. & MASON, R., 2004.- Why did the snake cross the road? Effects of roads on movement and location of mates by garter snakes (*Thamnophis sirtalis parietalis*). *Ecol. Soc.*, 9 (1): 9-21.
- SMITH, L.L. & DODD, C.K., 2003.- Wildlife mortality on U.S. highway 441 across paynes prairie, Alachua county, Florida. *Florida scientist.*, 66: 128-140.
- TREJO, A. & SEIJAS, S., 2003.- Una estimación de aves muertas en ruta en el Parque Nacional Nahuel Huapi, Noroeste de La Patagonia Argentina. *Hornero*, 18 (2): 97-101.
- VARGAS, F., DELGADO, I. & LÓPEZ, F.A., 2006.- Efecto del corredor vial Buga-Buenaventura en la fauna de vertebrados terrestres de la Reserva Forestal Bosque de Yotoco, Valle del Cauca (en) *Informe implementación de acciones de manejo para la conservación del ecosistema andino y subandino de la cordillera Occidental: bosque La Albania y Reserva Forestal Bosque de Yotoco, departamento del Valle del Cauca*. Convenio CVC-ASOYOTOCO 086 de 2005, 2: 1-78.
- VARGAS, F., DELGADO, I. & LÓPEZ, F., 2011.- Mortalidad por atropello vehicular y distribución de anfibios y reptiles en un bosque subandino en el occidente de Colombia. *Caldasia*, 33 (1): 121-138.

ABUNDANCIA Y NUEVOS REGISTROS DE BÚHOS SIMPÁTRICOS EN MANIZALES Y VILLAMARÍA (CALDAS, COLOMBIA)*

Juan Sebastián Restrepo-Cardona^{1,2}, Alejandro Betancur López³, Nelson Cano Castaño⁴

Resumen

Los estudios sobre abundancias de especies en comunidades de búhos neotropicales en ambientes urbanos y periurbanos son pocos. Entre mayo y septiembre de 2013 se estimó la abundancia relativa de búhos simpátricos, realizando conteos de llamados espontáneos a través de recorridos en trayectos, y se calculó el porcentaje de registros de cada especie en distintos tipos de vegetación, en cuatro localidades de Manizales (Caldas, Colombia). Además, se documentaron nuevos registros de ocho especies de búhos en 17 localidades en Manizales y Villamaría. En los recorridos se detectaron cuatro especies de búhos: *Ciccaba virgata*, *Megascops choliba*, *Asio stygius* y *Tyto alba*. Las especies registradas de mayor a menor abundancia relativa fueron: en La Esmeralda, *A. stygius* (0,37 No. ind./km recorrido), *M. choliba*, *C. virgata* y *T. alba* (0,02); en El Recinto del Pensamiento, *C. virgata* (0,37), *A. stygius*, *M. choliba* y *T. alba* (0,05), en El Bosque Popular El Prado, *M. choliba* (0,84), *C. virgata* y *T. alba* (0,03), y en El Ecoparque Alcázares, *C. virgata* (0,74) y *A. stygius* (0,10). *C. virgata* fue registrada en todos los tipos de vegetación, aunque el mayor número de registros de esta especie se obtuvo en los bosques asociados a áreas abiertas para la recreación. *M. choliba* fue registrada en cuatro tipos de vegetación, con un mayor número de registros en las áreas abiertas con árboles maduros. La baja sensibilidad a las perturbaciones por parte de *C. virgata* y *M. choliba*, y su adaptabilidad para ocupar un amplio número de ambientes podría favorecerlas para alcanzar los mayores niveles de abundancia entre los búhos de Manizales. *A. stygius* y *T. alba* se registraron con mayor frecuencia en las plantaciones de pino.

Palabras clave: búhos simpátricos, ambientes urbanos y periurbanos, llamados espontáneos, abundancia relativa.

* FR. 2-V-2015 FA. 2-X-2015

¹ Facultad de Estudios Ambientales y Rurales, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.

² The Peregrine Fund, Boise, USA.

E-mail: jsrestrepoc@gmail.com

³ Investigador independiente. E-mail: jandro.b.lopez@gmail.com

⁴ Semillero de Investigación en Mastozoología (SIMas), Universidad de Caldas, Manizales, Colombia.

CÓMO CITAR:

RESTREPO-CARDONA, J.S.· BETANCUR-LÓPEZ, A. & CANO-CASTAÑO, N., 2015.- Abundancia y nuevos registros de búhos simpátricos en Manizales y Villamaría (Caldas, Colombia) *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 220-229. DOI : 10.17151/bccm.2015.19.2.13



ABUNDANCE AND NEW RECORDS OF SYMPATRIC OWLS IN MANIZALES AND VILLAMARÍA (CALDAS, COLOMBIA)

Abstract

Studies on species abundance of Neotropical owls in urban and peri-urban environments are few. Between May and September 2013, the relative abundance of sympatric owls in four localities of Manizales (Caldas, Colombia) was estimated by counting spontaneous calls through pre-established trails and calculating the percentage of recordings of each species in different types of vegetation. Furthermore, new records for eight owl species were documented in 17 localities of Manizales and Villamaría. Four owl species were detected in the trails: *Ciccaba virgata*, *Megascops choliba*, *Asio stygius*, and *Tyto alba*. The species recorded from high to low relative abundance were: in the locality of La Esmeralda, *A. stygius* (0.37 ind./km), *M. choliba*, *C. virgata*, and *T. alba* (0.02), in El Recinto del Pensamiento, *C. virgata* (0.37), *A. stygius*, *M. choliba*, and *T. alba* (0.05), in El Bosque Popular El Prado, *M. choliba* (0.84), *C. virgata*, and *T. alba* (0.03), and in El Ecoparque Alcázares, *C. virgata* (0.74), and *A. stygius* (0.10). *C. virgata* was recorded in all types of vegetation, although the greatest number of records for this species was obtained in forests associated with open recreation areas. *M. choliba* was recorded in four types of vegetation, with the greatest number of sightings in open areas with mature trees. The low sensitivity of *C. virgata* and *M. choliba* to perturbations and their adaptability to occupy a wide number of environments could put them at an advantage to achieve the highest levels of abundance among the owls in Manizales. *A. stygius* and *T. alba* were recorded with greater frequency in pine tree plantations.

Key words: Sympatric owls, urban and peri-urban environments, spontaneous calls, relative abundance.

INTRODUCCIÓN

Los búhos son importantes en la estructura y dinámica de las comunidades de sus presas (SERGIO *et al.*, 2008) y sus requerimientos ecológicos hacen de ellos indicadores de la integridad de los ecosistemas (WHITACRE, 1991). Los estudios sobre abundancias de especies en comunidades de búhos neotropicales en ambientes urbanos y periurbanos son pocos (e.g., MOTTA-JUNIOR, 2006). La estimación de la abundancia es una herramienta importante en la toma de decisiones y en el seguimiento de planes de manejo (OJASTI & DALLMEIER, 2000).

Lo poco que se conoce en Colombia sobre la ecología de los búhos proviene de descripciones de la dieta de unas pocas especies (DELGADO & CATAÑO, 2004;

DELGADO *et al.*, 2005; DELGADO, 2007). Esto es debido a que en los censos de aves realizados continuamente en diferentes regiones del país, este grupo de aves es ignorado, el esfuerzo de muestreo es insuficiente, o los métodos empleados no son los más adecuados. La metodología para encontrar a los búhos es detectarlos por medio de sus vocalizaciones, más que por observación directa en campo. Por esta razón, el registro de vocalizaciones espontáneas y la respuesta a señuelos acústicos, están entre los métodos más eficientes para censar este grupo de aves (NAVARRO *et al.*, 2005). Las entrevistas a personas también son un método útil, aunque dependen del conocimiento y experiencia en campo de las personas a las que se pregunta.

La región Andina de Colombia concentra los mayores centros urbanos con casi el 70% de la población y gran parte de las actividades agrícolas y pecuarias del país (VILLARREAL, 2006; ESTELA *et al.*, 2010). Esto ha generado la transformación del 70% de su cobertura de bosque original (ETTER & VAN WYNGAARDEN, 2000) y por ende una reducción de su fauna y flora asociadas. En consecuencia, las áreas boscosas ubicadas dentro y alrededor del tejido urbano, constituyen las únicas posibilidades de conservación para especies que toleran la intervención antrópica pero dependen de estos sitios para refugiarse, anidar y buscar alimento.

En este estudio se evaluó la abundancia relativa de búhos simpátricos en áreas verdes urbanas y periurbanas en Manizales (Caldas, Colombia). Además, se documentan nuevos registros de ocho especies en 17 localidades de Manizales y Villamaría.

MÉTODOS

Área de estudio

El municipio de Manizales está localizado en la parte sur del departamento de Caldas, en la vertiente occidental de la Cordillera Central de Colombia. Tiene un sistema de ecoparques y áreas verdes ubicadas dentro y alrededor del tejido urbano que contribuyen a que sea el segundo municipio con mayor riqueza de aves en Colombia con 477 especies, de las cuales 9 son búhos (VERHELST *et al.*, 2001; CORPOCALDAS & ASOCIACIÓN CALIDRIS, 2010; GUTIÉRREZ *et al.*, 2011).

El Ecoparque Alcázares está ubicado en el suroccidente de Manizales (05°04' N, 075°31' W; 1967 msnm), tiene una extensión de 21,7 ha compuestas en su mayoría por bosque secundario y áreas abiertas para la recreación, está clasificado como bosque húmedo premontano (bh-PM) (HOLDRIDGE, 1967).

El Bosque Popular El Prado se encuentra localizado en el oriente de Manizales (05°02' N, 075°28' W; 2022 msnm), tiene una extensión de 51,4 ha compuestas por frag-

mentos de bosque secundario y áreas abiertas para la recreación con árboles sembrados hace aproximadamente 86 años.

La Esmeralda está ubicada en el oriente de Manizales (05°02' N, 075°28' W; 2420 msnm), tiene una extensión de 66 ha constituidas por áreas abiertas destinadas a la ganadería, plantaciones de pino (*Pinus patula*), cultivos de frijol (*Phaseolus vulgaris*) y feijoa (*Acca sellowiana*), y bosque secundario.

El Recinto del Pensamiento también se encuentra localizado en el oriente de Manizales (05°02' N, 075°26' W; 2175 msnm), tiene una extensión de 140 ha constituidas por bosque secundario, áreas abiertas destinadas a la ganadería y plantaciones de *P. patula*.

El Bosque Popular El Prado, La Esmeralda y El Recinto del Pensamiento están clasificados como bosque húmedo montano bajo (bh-MB) (HOLDRIDGE, 1967) (Figura 1).

La Esmeralda y El Recinto del Pensamiento están distanciados 1,2 km lineales y forman parte de un área más extensa (420 ha), el Complejo La Esmeralda y Licorera de Caldas (CELC), el cual se caracteriza por tener una alta heterogeneidad ambiental.

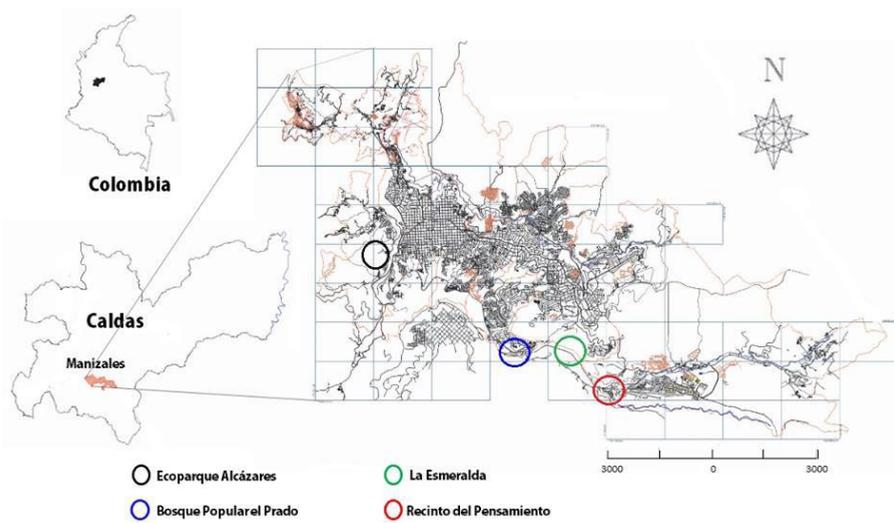


Figura 1. Localización de las áreas de estudio en Manizales (Caldas, Colombia).

Muestreo de abundancia

Los muestreos se llevaron a cabo sin importar las condiciones meteorológicas, a excepción de las noches excesivamente lluviosas. En cada salida de campo, solo el primer registro/avistamiento de cada especie fue considerado para evaluar el uso de cada tipo de vegetación (MOTTA-JUNIOR, 2006). Se registraron todos los individuos por especie/trayecto/noche para estimar la abundancia relativa como la media mensual de individuos registrados por kilómetro recorrido (RIVERA- RIVERA *et al.*, 2012). Utilizando el programa PAST se realizaron pruebas de Chi² para determinar diferencias estadísticas en el número de registros de cada especie durante la luna llena y luna nueva.

Para la estimación de la abundancia relativa se realizaron conteos de llamados espontáneos en cada sitio a través de recorridos en trayectos entre mayo y septiembre de 2013. En El Ecoparque Alcázares y El Bosque Popular El Prado se estableció un trayecto de 1,4 km y 1,3 km respectivamente, mientras que en La Esmeralda y El Recinto del Pensamiento se recorrió un trayecto preestablecido por sitio, cada uno con una longitud de 2 km. Se realizó un muestreo en cada sitio durante cada fase lunar (luna llena – luna nueva) a lo largo de cinco meses, para un total de 40 muestreos. Los trayectos cubrieron todos los tipos de vegetación en cada localidad y fueron recorridos durante periodos de 6 horas continuas entre las 18:00 y 24:00 h. Se calculó el porcentaje de registros de cada especie en los distintos tipos de vegetación: áreas abiertas con árboles maduros, bosques secundarios asociados a áreas abiertas para la recreación, plantaciones de pino, cultivos de frijol y feijoa, y bosques secundarios asociados a áreas abiertas para el mantenimiento de ganado.

Búhos en localidades de Manizales y Villamaría

Para comprender mejor la distribución de los búhos en Manizales y Villamaría, y actualizar las listas de las aves de estos municipios (ver VÉLEZ & VELÁSQUEZ, 1998; VERHELST *et al.*, 2001; BOTERO *et al.*, 2005), se realizaron visitas no sistemáticas entre 2013 y 2015 a distintas localidades empleando el método de conteo de llamados espontáneos, también se recopiló información sobre registros de búhos con observadores de aves (Mariana Henao, Natalia Zuluaga, Ángela V. Ríos, Víctor Méndez, Ferney Salgado y Johan Orrego).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Durante el periodo de estudio se detectaron 4 especies de búhos, el búho moteado (*Ciccaba virgata*), el currucutú común (*Megascops choliba*), el búho orejado (*Asio stygius*), y la lechuza común (*Tyto alba*). En general, *C. virgata* fue la especie más abundante, seguida de *M. choliba*, *A. stygius* y *T. alba*, aunque esta última fue mucho menos abundante en comparación con las otras especies.

Las especies registradas de mayor a menor abundancia relativa fueron: en La Esmeralda, *A. stygius*, *M. choliba*, *C. virgata* y *T. alba*; en El Recinto del Pensamiento, *C. virgata*, *A. stygius*, *M. choliba* y *T. alba*; en El Bosque Popular El Prado, *M. choliba* presentó la mayor abundancia relativa, seguida por *C. virgata* y *T. alba*, y en El Ecoparque Alcázares fueron *C. virgata*, seguida por *A. stygius* (Tabla 1). No hubo diferencias significativas en el número de registros de cada especie entre las fases lunares estudiadas ($X^2 = 1,00$; $p = 0,31$; $gI = 1,00$).

Tabla 1. Media y desviación estándar de la abundancia relativa (No. ind./km recorrido) de cuatro especies de búhos registradas durante mayo-septiembre de 2013 en Manizales (Caldas, Colombia).

Especie	Localidad de estudio			
	Bosque Popular El Prado	Ecoparque Alcázares	La Esmeralda	Recinto del Pensamiento
<i>Asio stygius</i>	-	0,10±0,08	0,37±0,07	0,24±0,13
<i>Megascops choliba</i>	0,84±0,19	-	0,19±0,12	0,15±0,12
<i>Ciccaba virgata</i>	0,03±0,07	0,74±0,13	0,02±0,04	0,37±0,11
<i>Tyto alba</i>	0,03±0,07	-	0,02±0,04	0,05±0,10

C. virgata fue registrada en todos los tipos de vegetación y fue la única especie que utilizó los cultivos de frijol y feijoa, aunque el mayor número de registros de esta especie se obtuvo en los bosques asociados a áreas abiertas para la recreación. *M. choliba* fue registrada en cuatro diferentes tipos de vegetación, con un mayor número de registros en las áreas abiertas con árboles maduros (Tabla 2). El currucutú común y el búho moteado habitan una gran variedad de tipos de vegetación (MARKS *et al.*, 1999). *M. choliba* puede vivir en áreas urbanizadas (DELGADO, 2007) y en la región central del estado de Sao Paulo, en Brasil, presentó los mayores valores de abundancia entre cinco búhos simpátricos (MOTTA-JUNIOR, 2006). *C. virgata* ha sido considerada una especie tolerante a la deforestación (STILES & SKUTCH, 1995) y la más abundante en los bosques de México y Guatemala (GERHARDT *et al.*, 1994; RIVERA-RIVERA *et al.*, 2012). La baja sensibilidad a las perturbaciones por parte de estas dos especies (STOTZ *et al.*, 1996) y su adaptabilidad para ocupar un amplio número de ambientes podría favorecerlas para alcanzar los mayores niveles de abundancia entre los búhos de Manizales.

A. stygius se registró con mayor frecuencia en las plantaciones de pino en comparación con las demás especies, también se registró en los bosques asociados a áreas abiertas para la recreación (Tabla 2). En una ocasión, durante la realización del presente estudio, se

observó a un individuo de *A. stygius* mientras depredaba a un ave que se refugiaba en las plantaciones de pino. En Brasil, esta especie ha utilizado las plantaciones de pino solamente como sitio de refugio durante el día, mientras que en la noche se traslada hacia las sabanas y pastizales para cazar (J. MOTTA-JUNIOR, com. pers.) y fue una especie poco abundante en comparación con *M. choliba* (MOTTA-JUNIOR, 2006). *A. stygius* es una especie considerada rara que habita en bosques húmedos y semiáridos en áreas de montaña, paisajes semiabiertos, plantaciones de pino y roble, y áreas agrícolas (MOTTA-JUNIOR, 2006; KÖNIG *et al.*, 2008; PHILLIPS, 2011). *T. alba* se registró en los bosques secundarios asociados a áreas abiertas para la recreación y en las plantaciones de pino, en ambos tipos de vegetación fue la especie con menor número de registros en comparación con las demás (Tabla 2). La lechuza común es una especie ampliamente distribuida, habita en un gran número de ambientes, ha sido ampliamente estudiada y se considera que sus poblaciones son estables a lo largo de su distribución (BRUCE, 1999; BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2012). En Manizales, los valores bajos de abundancia relativa de *T. alba* pueden deberse a una menor actividad vocal voluntaria de esta especie en comparación con los otros búhos. Por lo tanto, sería importante emplear el método de la provocación auditiva (*playback*) en futuros estudios con el fin de registrar si hay diferencias en el número de registros encontrados para las especies en este estudio y especialmente para la lechuza común en Manizales. En Brasil, empleando el *playback* se encontró que la lechuza común fue una especie poco abundante entre cinco búhos simpátricos (MOTTA-JUNIOR, 2006).

Tabla 2. Porcentajes del número de registros de cuatro especies de búhos en distintos tipos de vegetación durante mayo-septiembre de 2013 en Manizales (Caldas, Colombia).

Tipos de vegetación	<i>A. stygius</i>	<i>M. choliba</i>	<i>C. virgata</i>	<i>T. alba</i>
Áreas abiertas con árboles maduros	-	33	4,8	-
Bosques secundarios asociados a áreas abiertas para la recreación	15	27	48	25
Plantaciones de pino	85	20	33	75
Cultivos de frijol y feijoa	-	-	9,5	-
Bosques secundarios asociados a áreas abiertas para el mantenimiento de ganado	-	20	4,8	-
Número total de registros	20	30	21	4

En total se documentaron nuevos registros de ocho especies de búhos en 17 localidades de Manizales y Villamaría (Tabla 3). Estas localidades fueron: Jardín Botánico de La

Universidad de Caldas (JBUC), Industria Licorera de Caldas (ILC), Vereda Buena Vista (VB), Laguna Negra (LN), Bosque Popular El Prado (BP), Monumento a los Colonizadores (MC), Ecoparque Los Yarumos (EPLY), Ecoparque Alcázares (EPA), Recinto del Pensamiento (RDP), Villapilar (VP), El Arenillo (EA), Vereda El Rosario (VER), Cerro Sancancio (CS), La Esmeralda (LE), Área Urbana de la Ciudad de Manizales (CM), Área Urbana del Municipio de Villamaría (AUV), Área Rural del Municipio de Villamaría (ARV).

Tabla 3. Registros de ocho especies de búhos en localidades de Manizales y Villamaría (Caldas, Colombia).

Especie	Localidad
<i>Asio stygius</i>	JBUC - ILC - VB - EPLY - EPA - RDP - EA - VER - LE - AUV - ARV
<i>Megascops choliba</i>	ILC - BP - EPLY - EPA - RDP - EA - LE - AUV - ARV
<i>Ciccaba virgata</i>	JBUC - ILC - VB - BP - EPLY - EPA - RDP - VP - EA - CS - LE - AUV - ARV
<i>Ciccaba albitarsis</i>	ILC*
<i>Bubo virginianus</i>	EPLY - MC* - LN* - CM* - ARV
<i>Pseudoscops clamator</i>	AUV*
<i>Pulsatrix perspicillata</i>	ARV* - EPA*
<i>Tyto alba</i>	ILC - VB - EPA - RDP - LE - AUV - EPLY

* Localidades registradas por observadores de aves.

En ninguna localidad se registró a dos o más especies vocalizando simultáneamente y el único encuentro agonístico fue registrado en El Bosque Popular El Prado, donde en una ocasión *M. choliba* respondió agresivamente a *T. alba* después de que esta última vocalizó. Esto evidencia que en ciertas condiciones puede haber interacciones interespecíficas entre búhos simpátricos en Manizales. Las diferencias en los porcentajes de los llamados de búhos simpátricos en el Neotrópico están relacionadas con su abundancia (ENRÍQUEZ & RANGEL-SALAZAR, 1997), por lo que los valores bajos de abundancia relativa de algunas especies en este estudio podrían explicar la baja respuesta interespecífica de búhos simpátricos en Manizales.

En Manizales, el desconocimiento que se tiene sobre los búhos provocaría que sean sacrificados, ignorando su papel ecológico importante en los ecosistemas y, en este sentido, las percepciones y actitudes de actores locales podrían ser consideradas como causas de amenaza para este grupo de aves (RESTREPO-CARDONA & ENRÍQUEZ 2014). Es necesario incrementar los esfuerzos de investigación para comprender aspectos de la biología y ecología básica de los búhos en Colombia, y determinar el estado y dinámica de sus poblaciones a nivel local y regional. Esto aportará información importante para la planificación y diseño de estrategias de manejo y conservación.

AGRADECIMIENTOS

A la Red de Ecoparques de Manizales, El Recinto del Pensamiento y J. Vélez, por permitir realizar esta investigación en sus instalaciones. A K. Orozco, A. Salazar, D. Castaño, J. Raigosa, F. Castaño, J. Bañol y L. Bartelsman, por su apoyo en campo. A M. Henao, N. Zuluaga, A.V. Ríos, V. Méndez, F. Salgado y J. Orrego, por compartir sus registros de búhos. A P. Enríquez por sus comentarios al manuscrito.

REFERENCIAS

- BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2012.- *IUCN Red List for birds*. <http://www.birdlife.org>
- BOTERO, J.E., LENTUJO, G.M., LÓPEZ, A.M., CASTELLANOS, O., ARISTIZÁBAL, C., FRANCO, N. & ARBELÁEZ, D., 2005.- Adiciones a la lista de aves del municipio de Manizales. *Boletín SAO*, 15 (2): 69-88.
- BRUCE, M.D., 1999.- Family Tytonidae (Barn Owls): 34-75 (en) DEL HOYO, J., ELLIOT, A. & SARGATAL, J. (eds.) *Handbook of the birds of the world, Vol. 5: Barn Owls to hummingbirds*. Lynx Edicions, Barcelona.
- CORPOCALDAS & ASOCIACIÓN CALIDRIS, 2010.- *Estado de conocimiento de las aves en el departamento de Caldas: prioridades de conservación y vacíos de información*. Corporación Autónoma Regional de Caldas, Manizales.
- DELGADO, C.A., 2007.- Dieta del currucutú *Megascops choliba* (Strigidae) en la ciudad de Medellín, Colombia. *Boletín SAO*, 17(2): 114-117.
- DELGADO, C.A. & CATAÑO, E.J., 2004.- Diet of the Barn Owl (*Tyto alba*) in the lowlands of Antioquia, Colombia. *Ornitología Neotropical*, 15: 413-415.
- DELGADO, C.A., PULGARÍN P.C. & CALDERÓN, D., 2005.- Análisis de egagrópias del búho rayado (*Asio clamator*) en la ciudad de Medellín. *Ornitología Colombiana*, 3: 100-103.
- ENRÍQUEZ, P. & RANGEL-SALAZAR, J.L., 1997.- Intra and interspecific calling in a tropical owl community: 525-532 (in) DUNCAN, J.R., JOHNSON, D.H., NICHOLLS, T.H. (eds.) *Biology and conservation of owls of the Northern Hemisphere*. U.S. Dept. of Agriculture, Forest Service, North Central Forest Experiment Station, St. Paul, MN.
- ESTELA, F., LÓPEZ, V., CASTILLO, L.F. & NARANJO, L.G., 2010.- Estado del conocimiento sobre aves marinas en Colombia, después de 110 años de investigación. *Boletín SAO*, 20: 2-21.
- ETTER, A. & VAN WYNGAARDEN, W., 2000.- Patterns of Landscape Transformation in Colombia, with Emphasis in the Andean Region. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 29(7): 432.
- GERHARDT, R.P., GERHARDT, D.M., FLATTEN, C.J. & BONILLA, N., 1994.- Breeding biology and home range of two Ciccaba owls. *Wilson Bulletin*, 106: 629-639.
- GUTIÉRREZ, T., JARAMILLO, M.T., TESKE, U. & BOTERO, J.E., 2011.- *Alas en el alma: pájaros de Manizales*. Universidad de Caldas, Manizales.
- HOLDRIDGE, L.R., 1967.- *Life zone ecology*. Tropical Science Center, San José de Costa Rica.
- KÖNIG, C., WEICK, F. & BECKING, J., 2008.- *Owls of the World*. Christopher Helm, London.
- MARKS, J.S., CANNINGS, R.J. & MIKKOLA, H., 1999.- Family Strigidae (Typical Owls): 76-151. (en) DEL HOYO, J., ELLIOT, A. & SARGATAL, J. (eds.) *Handbook of the birds of the world, Vol. 5: Barn Owls to hummingbirds*. Lynx Edicions, Barcelona.
- MOTTA-JUNIOR, J.C., 2006.- Relações tróficas entre cinco Strigiformes simpátricas na região central do Estado de São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Ornitologia*, 14 (4): 359-377.
- NAVARRO, J., MÍNGUEZ, E., GARCÍA, D., VILLACORTA, C., BOTELLA, F., SÁNCHEZ-ZAPATA, J.A., CARRETE, M. & GIMÉNEZ, A., 2005.- Differential effectiveness of playbacks for little owls (*Athene noctua*) surveys before and after sunset. *J. Raptor Res.*, 39 (4): 454-457.
- OJASTI, J. & DALLMEIER, F., 2000.- *Manejo de Fauna Silvestre Neotropical*. Smithsonian Institution/MAB Biodiversity Program, Washington D.C.
- PHILLIPS, R., 2011.- Investigaciones del poco conocido *Asio stygius robustus* en mountain pine ridge, Belice. *Spizaetus*, 12 (2): 2-6.
- RESTREPO-CARDONA, J.S. & ENRÍQUEZ, P.L., 2014.- Conocimiento popular sobre los búhos en poblaciones rurales del suroccidente de Manizales, Caldas, Colombia. *Revista Mexicana de Emobiología*, 12(3): 41-48.
- RIVERA-RIVERA, E., ENRÍQUEZ, P.L., FLAMENCO, A. & RANGEL-SALAZAR, J.L., 2012.- Ocupación y abundancia de aves rapaces nocturnas (Strigidae) en la Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Chiapas, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83: 742-752.
- SERGIO, F., CARO, T., BROWN, D., CLUCAS, B., HUNTER, J., KETCHUM, J., MCHUGH, K. & HIRALDO, F., 2008.- Top predators as conservation tools: ecological rationale, assumptions, and efficacy. *Ann. Rev. of Ecol. Evol. and System*, 39: 1-19.
- STILES, F.G. & SKUTCH, A.F., 1995.- *Guía de Aves de Costa Rica*. Instituto Nacional de Biodiversidad (INBio), Heredia, Costa Rica.
- STOTZ, D.F., FITZPATRICK, J.W., PARKER, T.A. & MOSKOVITS, D.K., 1996.- *Neotropical Birds: Ecology and conservation*. Conservation International and the Field Museum of Natural History. The University of Chicago Press, Chicago and London.
- VÉLEZ, J.H. & VELÁSQUEZ, J.I., 1998.- Aves del municipio de Manizales y áreas adyacentes. *Boletín SAO*, 9 (16-17): 38-60.
- VERHELST, J.C., RODRÍGUEZ, J.C., ORREGO, O., BOTERO, J.E., LÓPEZ, J.A., FRANCO, V.M. & PFEIFER, A.M., 2001.- Aves del municipio de Manizales-Caldas, Colombia. *Biota Colombiana*, 2 (3): 265-284.

- VILLARREAL, H., 2006.- Ecosistemas terrestres naturales: 43-66 (en) CHÁVEZ, M.E. & SANTAMARÍA, M. (eds.) *Informe sobre el avance en el conocimiento y la información de la biodiversidad 1998-2004*. Tomo II. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Ministerio del Medio Ambiente, Bogotá.
- WHITACRE, D.F., 1991.- Censos de aves rapaces y de otras aves en el bosque tropical. Mejoras hechas a la metodología: 71-90 (en) WHITACRE, D.F., BURNHAM, W.A. & JENNY, J.P. (eds.) *Progress Report IV, Maya Project: Use of raptors and other fauna as environmental indicators for design and management of protected areas and for building local capacity for conservation in Latin America*. The Peregrine Fund Inc. Boise, Idaho, USA.

DIVERSIDAD Y USO DE COBERTURAS DE AVES ASOCIADAS AL SECTOR DE PUERTO VELERO, TUBARÁ - ATLÁNTICO, COLOMBIA*

Enndy J. González-Parejo¹, Diana Tamaris-Turizo²

Resumen

Este estudio tuvo como propósito conocer la composición y estructura de las aves en Puerto Velero, en el departamento del Atlántico (Colombia). Se muestrearon dos coberturas (Manglar y Playa) realizando censos de aves, usando el método conteo por puntos. Las observaciones se hicieron de 06:00 a 10:00 y de 15:00 a 18:00 h y se registró la presencia y abundancia de todas las aves observadas. Se registró un total de 1.229 individuos pertenecientes a 33 especies y 17 familias. En la cobertura Manglar se observaron 28 especies y en la cobertura Playa se registraron 22. Las familias con mayor número de representantes fueron Scolopacidae (5 especies), Ardeidae y Charadriidae (4 especies cada una) y Tyrannidae (3 especies). Las especies abundantes en la zona de estudio fueron: *Cathartes aura*, *Progne tapera*, *Charadrius wilsonia*, *Quiscalus mexicanus* y *Egretta thula*. No hubo diferencias significativas entre la composición y abundancia de aves por cobertura. Aunque la composición de especies fue relativamente similar en ambos tipos de cobertura (61,26%), el valor del número de Hill indica que el Manglar fue la cobertura más importante con relación a la riqueza de especies. En Puerto Velero predominan aves con alto rango de distribución, pero las aves migratorias (8 familias en 4 órdenes) constituyen un componente importante de este grupo faunístico ya que son especies con requerimientos específicos en términos de disponibilidad de recursos para alimentarse, descansar y refugiarse. De igual manera, las especies residentes que se observaron cumplen un papel importante en términos de la funcionalidad ecológica y su contribución en procesos de regulación y soporte dentro del ecosistema.

Palabras clave: avifauna, manglar, playa, índices de diversidad, Puerto Velero, Atlántico.

* FR: 12-IX-2014- FA: 12-IX-2015

¹ Bióloga E-mail: end.gonzalez.zoo@gmail.com

² Bióloga. E-mail: diana.tamaris@upr.edu

CÓMO CITAR:

GONZÁLEZ-PAREJO, E.J. & TAMARIS-TURIZO, D., 2015.- Diversidad y uso de coberturas de aves asociadas al sector de Puerto Velero, Tubará - Atlántico, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 230-242. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.14



DIVERSITY AND USE OF BIRD RANGE ASSOCIATED TO PUERTO VELERO, TUBARÁ AREA – IN THE DEPARTMENT OF ATLANTICO, COLOMBIA

Abstract

The purpose of this study was to determine the composition and structure of birds in Puerto Velero, department of Atlántico, Colombia. Two bird ranges were sampled (mangrove and seashore) conducting bird census using the point count method. The observations were made from 06:00 to 10:00 h and from 15:00 to 18:00 h, local time, and the presence and abundance of all birds observed were recorded. A total of 1,229 individuals belonging to 33 species and 17 families were recorded. Twenty-eight (28) species were reported in the mangrove range and 22 species in the seashore range. The families with the greatest number of representatives were Scolopacidae (5 species), Ardeidae and Charadriidae (4 species each) and Tyrannidae (3 species). The most abundant species in the area of study were: *Cathartes aura*, *Progne tapera*, *Charadrius wilsonia*, *Quiscalus mexicanus* and *Egretta thula*. There were not significant differences between composition and abundance of birds per range. Although the composition of species was relatively similar in both ranges (61.26%), Hill's number value indicates that the mangrove range was the most important in relation to richness of species. High distribution range birds predominate in Puerto Velero, but migratory birds (8 families in 4 orders) are an important component of this fauna group as they are species with specific requirements in terms of availability of feeding, resting and refuge resources. Similarly, resident species observed play an important role in terms of ecological functionality and their contribution in the regulatory and support processes within the ecosystem.

Key words: birds, mangrove, seashore, diversity index, Puerto Velero, Atlántico.

INTRODUCCIÓN

Colombia es reconocida como el lugar con mayor riqueza de aves, según la SACC (South American Classification Committee), el país cuenta con 1.830 especies (REMSSEN *et al.*, 2014), lo cual corresponde al 19% de las aves en el mundo (ARZUZA-BUELVAS & MORENO, 2006; REMSEN *et al.*, 2014). La diversidad de este grupo faunístico también está representada por 225 aves acuáticas que representan el 12,3% de su riqueza total (ARZUZA-BUELVAS & MORENO, 2006; ARZUZA *et al.*, 2008; RUIZ-GUERRA, 2012).

Las aves acuáticas en Colombia se categorizan como residentes con 111 especies (50%), migratorias 74 (32,8%), ocasionales 28 (12,4%) y 12 especies que son migratorias

pero tienen poblaciones permanentes en el país que corresponden al 5% (ARZUZA *et al.*, 2008). El Caribe es la región del país en donde se ha registrado la mayor riqueza de aves acuáticas (165 especies), seguida por las regiones Pacífica y Andina con 142 y 114, respectivamente (NARANJO & BRAVO, 2006; RUIZ-GUERRA *et al.*, 2008; ESTELA *et al.*, 2010; RUIZ-GUERRA, 2012). Del grupo de las aves acuáticas reportadas para Colombia, 49 especies son aves playeras conocidas como chorlos, playeros, ostreros, andarríos y becasinas, pertenecientes a cinco familias: Scolopacidae (36), Charadriidae (10), Burhinidae (1), Haematopodidae (1) y Recurvirostridae (1), de las cuales 37 especies son migratorias (75,5%) y 12 residentes (24,5%) (ARZUZA-BUELVAS & MORENO, 2006; RUIZ-GUERRA *et al.*, 2008; RUIZ-GUERRA, 2012).

Las aves acuáticas constituyen un importante componente en la fauna que habita las zonas de mangle, zonas terrestres y zonas marítimas de la región Caribe, este grupo ha desarrollado diversas adaptaciones morfológicas, fisiológicas y etológicas para hacer un adecuado uso y aprovechamiento de los recursos donde habitan (BLANCO, 2000; ESTELA & LÓPEZ-VICTORIA, 2005). Los humedales son ecosistemas que ofrecen a las aves acuáticas refugio y alimento, y entre las funciones ecológicas más importantes se encuentra la nidificación. Además, muchos ambientes de esta región son importantes áreas de concentración de individuos durante los períodos de muda de plumaje o la migración anual (LOSADA-PRADO & MOLINA-MARTÍNEZ, 2011).

Los manglares y las lagunas costeras en la región Caribe colombiana, junto con los humedales de agua dulce, se caracterizan por una elevada diversidad biológica pero a su vez están sometidos a una presión continua por ser núcleos de desarrollo económico producto de la explotación pesquera, maderera y turística (NARANJO *et al.*, 1999; ESTELA & LÓPEZ-VICTORIA, 2005).

En el departamento del Atlántico las playas son utilizadas para actividades turísticas, en especial las localidades cercanas al municipio de Puerto Colombia y Tubará. En Puerto Colombia se encuentra la presencia constante de animales domésticos en las playas y abundante basura, características que van disminuyendo hacia los sectores de Bocacocino y Galerazamba (RUIZ-GUERRA *et al.*, 2008). Dentro de los diferentes factores que alteran la distribución de las aves playeras en la zona costera del departamento del Atlántico por efecto antrópico, está la falta de manejo de residuos sólidos, la ausencia de alcantarillado, las problemáticas de erosión costera y acreción (INVEMAR, 2005), estos factores también pueden ocasionar desplazamiento de algunas especies silvestres, limitar áreas de uso y alteraciones en su comportamiento (BEALE, 2007).

Se ha establecido que 112 especies de aves se encuentran amenazadas para Colombia, 11 (12,5%) corresponden a especies acuáticas, más de la mitad de estas se distribuyen en la región andina y la familia Anatidae es la más afectada en este grupo, siendo la destrucción de humedales un factor importante que se ha identificado como amenaza para la avifauna colombiana (RENJIFO *et al.*, 2002; CIFUENTES-SARMIENTO & CASTILLO, 2008).

En la costa Caribe colombiana se realizó un estudio para determinar la distribución de las aves playeras tanto grandes como pequeñas entre los complejos de humedales costeros de la media y baja Guajira (La Guajira) hasta el bajo del río Sinú (Córdoba), en el departamento del Atlántico se muestrearon las zonas comprendidas entre Galerazamba y Ciénaga de Mallorquín observando un total de 2.028 individuos (RUIZ-GUERRA *et al.*, 2008).

Otros estudios a destacar son los realizados en aves playeras en Punta Astillero, en el departamento del Atlántico, en el cual observaron 4.214 individuos, distribuidos en 18 especies, agrupadas en tres familias Charadriidae, Recurvirostridae y Scolopacidae, encontrando que la especie más abundante fue *Calidris mauri* (COHEN-BALLESTEROS *et al.*, 2013). Para la playa de Puerto Velero se han reportado aves playeras como *Pelecanus occidentalis*, *Sula leucogaster*, *Egretta alba*, *Egretta thula*, *Himantopus mexicanus*, *Brotogeris jugularis*, *Eupsittula pertinax*, *Chloroceryle* spp., en las coberturas de Playa y Mangle (INVEMAR, 2005).

Actualmente existen numerosos estudios realizados en la avifauna colombiana, la mayoría de estos se han enfocado en aves terrestres, sin embargo, la importancia ecológica, funcional y social que representan las aves acuáticas tanto residentes como migratorias ha sido menos publicada (NARANJO & BRAVO, 2006; CIFUENTES-SARMIENTO & CASTILLO, 2013). Por lo anterior, es necesario promover la investigación básica en áreas poco estudiadas, sobre las relaciones tróficas, variación temporal en el uso de distintos hábitats e inventario de aves en lugares poco estudiados (RENJIFO *et al.*, 2002; NARANJO & BRAVO, 2006; CIFUENTES-SARMIENTO & CASTILLO, 2008, 2013; COHEN-BALLESTEROS *et al.*, 2013).

La presente investigación tuvo como principal objetivo conocer la composición y estructura de las aves asociadas a las coberturas de Manglar y Playa en Puerto Velero, para suministrar información básica orientada a promover acciones de investigación y conservación de las aves del sector y guiar el desarrollo responsable de actividades recreativas, urbanas, comerciales y productivas para el sector de Puerto Velero.

MATERIALES Y MÉTODO

Área de estudio

Este trabajo se realizó en el balneario de Puerto Velero, municipio de Tubará, ubicado entre los departamentos de Atlántico y Bolívar (CRA, 2002; RUIZ-GUERRA *et al.*, 2008). La temperatura del sector es constante con promedios anuales entre 25,8 y 28°C, una temperatura máxima absoluta de 39°C y mínima de 16°C, la precipitación oscila entre 379,0 mm y 1.025,3 mm anuales, con periodos secos y lluviosos marcados en el año (diciembre-abril y marzo-noviembre, respectivamente), y la humedad relativa promedio varía entre 75 y 88% (CRA, 2002).

La vegetación en la zona de Puerto Velero está representada por bosques de manglar, en los cuales predominan las especies *Avicennia germinans* (mangle salado) y *Conocarpus erectus* (mangle rojo), esta cobertura aún se mantiene a pesar de las talas para la construcción de cercas de los potreros y viviendas con miras al ecoturismo (INVEMAR, 2005). Además, existen parches de bosques halohidrófilo de litoral y bosque subxerófilo higrotropofítico caducifolio en las afueras del balneario con plantas arbustivas entre las cuales se destacan el aromito (*Poponax tortuosa*), el trupillo (*Prosopis juliflora*), el naranjito (*Crataeva tapia*), el manzanillo (*Hippomane mancinella*), el cardón (*Cereus griseus*) y la zarza (*Mimosa pigra*) (CRA, 2002; INVEMAR, 2005).

Diseño de muestreo

En el área de estudio se seleccionaron los dos tipos de coberturas predominantes: Manglar (M) y Playa (P) (Figura 1). Para efectos del presente estudio se considera como M las zonas de humedales intermareales arbolados, manglares y bosques inundados, en estuarios y zonas de costas (RAMSAR, 2006). La cobertura de P corresponde a depósitos de arena, incluyen playones, cuerpos de dunas, espigas y barras, y son el producto de la interacción entre la tierra, la atmósfera y el océano, que resultan en formas dinámicas, estacionales, sujetas a procesos de erosión y sedimentación (RESTREPO, 2001; JOHNSTON-GONZÁLEZ *et al.*, 2010).

Los muestreos se realizaron mensualmente entre septiembre de 2013 y febrero de 2014. En cada ocasión se hicieron censos de aves durante tres días (excepto en los meses de diciembre y febrero, en los cuales se muestreó durante dos días). En cada día se hicieron dos jornadas de observación entre las 6:00-10:00 h y de 15:00-18:00 h, para completar un esfuerzo de muestreo total de 16 jornadas de observación.

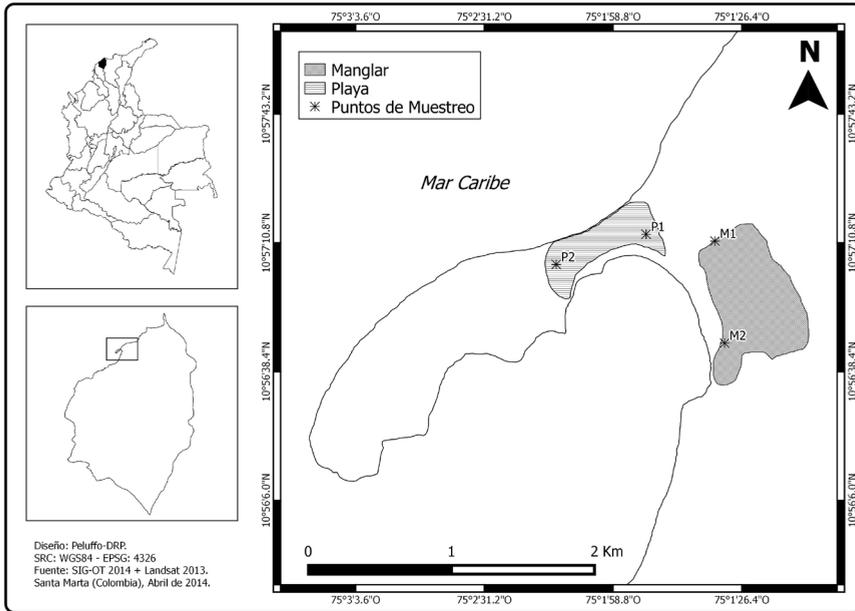


Figura 1. Ubicación del área de estudio y los puntos de conteo en la zona de Puerto Velero, Atlántico, Colombia.

Los registros de las aves playeras se realizaron utilizando el método de puntos de conteo (RALPH *et al.*, 1996; SUTHERLAND, 2006). Se establecieron dos puntos de muestreo en las coberturas M y P ya que son los tipos de microhábitat predominantes en la zona de estudio. Los puntos estuvieron separados por una distancia de 500 m, con el fin de evitar el solapamiento entre puntos y el recuento de individuos (SUTHERLAND, 2006). Las observaciones se hicieron durante 15 min en cada punto de observación, utilizando binoculares de 8×40 mm. Para la identificación de las especies se emplearon las guías de PETRACCI *et al.* (2005), RESTALL *et al.* (2006) y MCMULLAN *et al.* (2010) y se siguió la denominación taxonómica de la SACC (REMSSEN *et al.*, 2014).

Análisis de los datos

Para conocer la estructura de la comunidad de aves en las coberturas M y P de Puerto Velero se calculó el índice de dominancia números Hill (1 y 2), el índice de equidad de Pielou (J') y similaridad (Bray-Curtis), todos estos con el programa ecológico PRIMER 5.0. También se hizo una prueba de hipótesis para comparar si la composición y abundancia de especies presentaban diferencias significativas entre ambos tipos de coberturas.

RESULTADOS

Se registró un total de 1.229 individuos, pertenecientes a 33 especies, 17 familias y 10 órdenes. Quince especies fueron migratorias y 18 residentes (Tabla 1). Veintiocho estuvieron presentes en la cobertura M, 22 fueron registradas en P y 17 se encontraron en ambos tipos de cobertura. Las familias con mayor número de representantes fueron: Scolopacidae (5 especies), Ardeidae y Charadriidae (4 especies cada una), y Tyrannidae (3 especies). Todas las especies de la familia Scolopacidae fueron registradas en la cobertura M.

Tabla 1. Índices de diversidad y porcentaje de similitud para los tipos de cobertura muestreados en la zona de Puerto Velero, Atlántico, Colombia.

Índices de diversidad	Cobertura	
	Manglar	Playa
Número de especies	28	22
Abundancia de especies	681	548
Índice de Pielou (J')	0,7508	0,6801
Número Hill (1)	12,206	8,1834
Número Hill (2)	7,5316	5,6454
Porcentaje de similitud	61,263%	

La mayoría de las especies encontradas fueron del orden Charadriiformes con un total de 11 especies, seguidos de los Passeriformes y Pelecaniformes con un total de 6 especies cada una (Tabla 2). Las especies más abundantes en la zona de estudio fueron: *Cathartes aura*, *Progne tapera*, *Charadrius wilsonia*, *Quiscalus mexicanus* y *Egretta thula* (Tabla 2).

De acuerdo a la curva de acumulación, las 33 especies representaron el 97% del número de especies esperadas, la curva tiende a estabilizarse según los estimadores ACE Mean y Chao 1, los cuales calcularon una riqueza de 34 y 33, respectivamente. Sin embargo, pudo haber quedado una porción de especies por fuera del inventario, si se tiene en cuenta que el estimador Chao 2 calculó una riqueza de 37 especies y que la curva lleva una tendencia ascendente (Figura 2).

Tabla 2. Composición y abundancia de las aves playeras por cobertura en la zona de Puerto Velero, Atlántico, Colombia.

Taxonomía		Especie	Cobertura		
Orden	Familia		Manglar	Playa	Total
Anseriformes	Anatidae	<i>Dendrocygna viduata</i>	28	19	47
		<i>Egretta caerulea</i> *	25	14	39
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Egretta gularis</i>	2	0	2
		<i>Egretta thula</i> *	47	86	133
		<i>Egretta tricolor</i> *	10	5	15
	Threskiornithidae	<i>Endocimus ruber</i>	1	1	2
	Pelecanidae	<i>Pelecanus occidentalis</i> *	2	1	3
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Cathartes aura</i> *	110	103	213
		<i>Charadrius alexandrews</i>	5	17	22
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius semipalmatus</i> *	0	2	2
		<i>Charadrius wilsonia</i> *	8	168	176
		<i>Vanellus chilensis</i>	6	15	21
		Recurvirostridae	<i>Himantopus mexicanus</i> *	16	4
	Scolopaciidae	<i>Arenaria interpres</i> *	6	4	10
		<i>Calidris pusilla</i> *	8	7	15
		<i>Limnodromus griseus</i> *	1	0	1
		<i>Numenius phaeopus</i> *	20	0	20
Laridae	<i>Tringa semipalmata</i> *	21	8	29	
	<i>Phaetusa simplex</i>	0	2	2	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columba livia</i>	0	2	2
		<i>Columbina minuta</i>	9	0	9
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Chloroceryle amazona</i>	22	0	22
Piciformes	Picidae	<i>Melanerpes rubricapilus</i>	2	0	2
Falconiformes	Falconidae	<i>Caracara cheriway</i>	0	8	8
		<i>Milvago chimachima</i>	2	0	2
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Brotogeris jugularis</i>	3	0	3
		<i>Eupsittula pertinax</i>	7	0	7
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Progne tapera</i> *	192	0	192
		<i>Icterus chrysater</i>	4	2	6
	Icteridae	<i>Quiscalus mexicanus</i>	68	75	143
		<i>Machetornis rixosa</i>	47	4	51
	Tyrannidae	<i>Pitangus sulphuratus</i>	9	0	9
<i>Pyrocephalus rubinus</i> *	0	1	1		
Total			681	548	1229

* Aves categorizadas como migratorias (NARANJO *et al.*, 2012).

La cobertura M presentó los mayores valores de los índices Hill 1 (12,206), Hill 2 (7,531), y del índice de equidad Pielou (0,750), en comparación con la cobertura P (Hill 1 = 8,183, Hill 2 = 5,645, $J' = 0,68$). El análisis de similitud arrojó un 61,263%, esto indica que en ambas coberturas se puede encontrar una composición de especies relativamente similar (Tabla 1). Y previa evaluación de los supuestos, se realizó un test de comparaciones Kruskal-Wallis, el cual arrojó inexistencia de diferencias estadísticas ($p = 0,06$, $\alpha = 0,05$) entre las abundancias de aves correspondientes a cada cobertura.

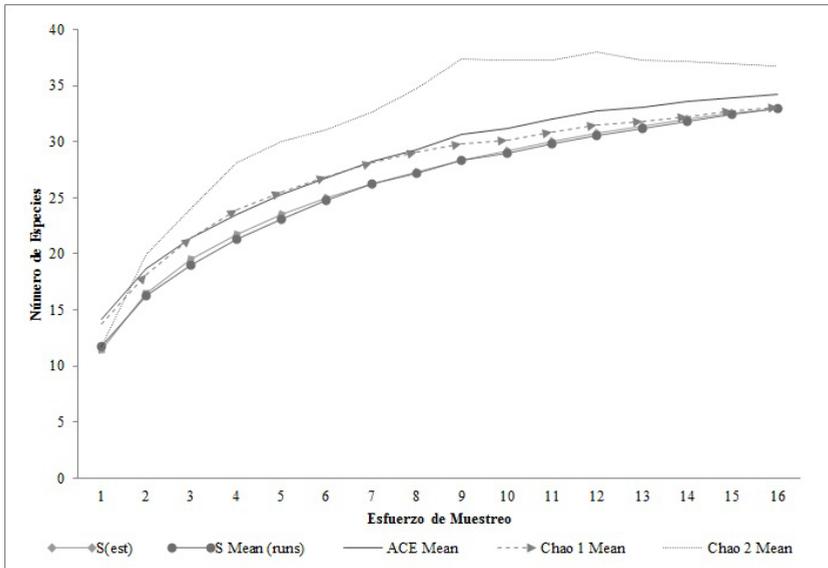


Figura 2. Curva de acumulación de las especies de aves observadas en Puerto Velero, Atlántico, Colombia.

DISCUSIÓN

El estudio reportó 33 especies asociadas a Puerto Velero, esta cifra incluye 25 especies más con respecto a las reportadas por INVEMAR (2005) en la mencionada localidad, y a 15 especies más con respecto a las reportadas por COHEN-BALLESTEROS *et al.* (2013) en Punta Astilleros. La diferencia en estos valores de riqueza se puede explicar teniendo en cuenta que un esfuerzo de muestreo mayor en comparación con el trabajo del INVEMAR (2005), que hizo el seguimiento de la comunidad de aves durante dos días. Por otro lado, la estacionalidad climática puede ser otro factor que afectó la riqueza de aves, ya que ambos estudios (INVEMAR, 2005; COHEN-BALLESTEROS *et al.*, 2013) se hicieron en temporada seca y durante este periodo climático las aves se desplazan en función al recurso hídrico (BLANCO, 2000).

El presente estudio tuvo mayor número de especies a pesar de que en Puerto Velero se concentran actividades turísticas, pesqueras y ganaderas. En Punta Astilleros también

se reportan estas condiciones pero la riqueza de especies fue menor a la encontrada en el estudio, a pesar de que los autores (COHEN-BALLESTEROS *et al.*, 2013) hicieron censos de aves en seis tipos de hábitats (manglar, orilla del espejo del agua, espejo de agua, plano limoso, plano lodoso y orilla de la playa) y el presente estudio en dos tipos de coberturas (Manglar y Playa).

La cobertura M presentó una mayor riqueza de aves en comparación con P. No obstante, los frecuentes registros del buitre *Cathartes aura* durante el presente estudio se pueden relacionar con la abundancia de basura en el sector y la falta de Planes de Gestión Integral de Residuos Sólidos (PGIRS) (CRA, 2002; INVEMAR, 2005; COHEN-BALLESTEROS *et al.*, 2013), además este organismo es de hábitos carroñeros y frecuente estas zonas para buscar alimento. Sin embargo, CHAVES-FONNEGRA *et al.* (2005) reportaron esta especie en ecosistemas conservados con zonas de manglar y bosque seco en el Parque Nacional Natural Tayrona (PNNT).

Los autores MOLINA (2008), RUIZ-GUERRA *et al.* (2008) y COHEN-BALLESTEROS *et al.* (2013) afirman que la mayor riqueza de aves playeras para el departamento del Atlántico ha sido reportada para las zonas comprendidas entre Galerazamba, Punta Astillero y Bocacocino, debido a la baja actividad turística y la poca presencia de animales domésticos en las playas, mientras nuestros los resultados del presente trabajo demostraron mayor número de especies en la zona de Puerto Velero que tiene una alta actividad turística, agropecuaria y piscícola, y no hay planes de gestión integral de residuos sólidos y manejo de animales domésticos (INVEMAR, 2005).

Quince de las especies encontradas en la localidad de Puerto Velero (Tabla 1) pertenecen a la categoría migratoria (NARANJO *et al.*, 2012). La familia Scolopaciidae presentó el mayor número de especies migratorias, siendo sus representantes: *Arenaria interpres*, *Calidris pusilla*, *Limnodromus griseus*, *Numenius phaeopus* y *Tringa semipalmata*. En la localidad de Punta Astilleros se reportaron siete especies más a las observadas en el presente estudio (COHEN-BALLESTEROS *et al.*, 2013). *Egretta caerulea*, *E. thula*, *E. tricolor*, *Charadrius wilsonia* e *Himantopus mexicanus* a pesar de que son especies migratorias, en Colombia tienen poblaciones permanentes (MCMULLAN *et al.*, 2010). La mayoría de las especies migratorias observadas se han reportado tanto en las coberturas de M como de P.

También, es importante resaltar la presencia de *Eudocimus ruber*, dado que esta especie es más común en los Llanos Orientales (NARANJO, 2004). INVEMAR (2005) lo reporta en las localidades de Ciénaga de Manatías, Ciénaga de Mallorquín y Punta Astilleros. RUIZ-GUERRA *et al.* (2008) y COHEN-BALLESTEROS *et al.* (2013) no describen esta especie a pesar de que sus estudios se realizaron dentro del área de estudio del INVEMAR (2005). ROJAS & PIRAGUA (2000) y CIFUENTES-SARMIENTO & CASTILLO (2010) también observaron a *E. ruber* fuera de su área de distribución

ya que se ha encontrado en el Amazonas, Valle del Cauca y la costa del Magdalena, esto indica que la especie se está desplazando a otros hábitats de Colombia.

Para la localidad de Puerto Velero los mayores valores del número Hill ($N_1 = 12,206$, $N_2 = 7,531$) se encontraron en la cobertura M (Tabla 1). Posiblemente hubo mayor riqueza y abundancia de aves en la mencionada cobertura debido a que el recurso hídrico fue constante a lo largo del periodo de muestreo, caso contrario ocurrió en la cobertura P ya que, por la temporada de sequía, la mayoría de las lagunas disminuían su cobertura y otras desaparecían, acortándoles el recurso alimenticio. Estos resultados son similares a los encontrados por AMADOR *et al.* (2006) ya que en su estudio indican que la mayoría de las especies de aves, a pesar de que presentaban un patrón de distribución heterogéneo a lo largo de las temporadas climáticas, se establecían en un sector específico donde el recurso alimenticio y las zonas de descanso eran óptimas. COHEN-BALLESTEROS *et al.* (2013) reportan datos similares para la cobertura de M en Punta Astilleros ($N_1 = 9,407$; $N_2 = 7,65$). En ambas localidades aportan de manera efectiva a la diversidad. Sin embargo, para Puerto Velero, muestra un número superior para las especies comunes pero menor para las especies abundantes, caso contrario ocurre en Punta Astilleros.

La similitud entre la abundancia de aves por coberturas fue del 61,263%, es decir, la mayoría de las especies se pueden encontrar tanto en la cobertura de M como en la cobertura de P (Tabla 1). Además, las abundancias no tuvieron una diferencia significativa ($p = 0,06$, $\alpha = 0,05$).

Los estimadores que se utilizaron para la curva de acumulación de especies arrojaron un 97% de la riqueza estimada de las aves (COLWELL, 2013), lo cual indica que el esfuerzo de muestreo (16 jornadas de observación) fue suficiente para registrar las especies presentes en el área de estudio (Figura 2). Sin embargo, COHEN-BALLESTEROS *et al.* (2013) obtuvieron el 100% de las especies esperadas para la zona de Punta Astilleros (Atlántico) aun cuando hicieron un seguimiento de tres meses en la mencionada localidad. Caso similar ocurrió con CAMACHO (2007), quien realizó su muestreo durante tres meses y su esfuerzo de muestreo fue de 38 jornadas de observación. Esto indica que la totalidad de las especies esperadas por los estimadores está relacionada con el esfuerzo de muestreo realizado en un periodo corto de tiempo.

Finalmente, se puede concluir que en Puerto Velero predominan especies con amplio rango de distribución, la composición entre coberturas es relativamente similar, pero el bosque de manglar es una cobertura importante de sostén para las aves de la localidad. Las aves migratorias constituyen un componente importante de este grupo faunístico ya que las especies observadas durante el estudio se alimentaron en la playa y posiblemente utilizan el sitio para refugiarse y descansar. Igualmente, las aves residentes cumplen un papel importante con respecto a la funcionalidad ecológica y contribuyen en los procesos de regulación y soporte dentro del ecosistema (SEKERCIOGLU, 2006).

AGRADECIMIENTOS

Al proyecto Ordenamiento Turístico de Seis Playas del Caribe y Pacífico Colombiano, especialmente al Ph.D. Bienvenido Marín, al M.I. Edwin Causado y a la Ingeniera Pesquera Ahysshell Sepúlveda por su motivación a usar parte de la información del proyecto para la presente publicación. Igualmente, a Duván Fernando P. Peluffo por su colaboración en el diseño del mapa, y finalmente a Gualberto Naranjo Maury y Julián Quintero por los valiosos aportes que le brindaron al presente manuscrito.

REFERENCIAS

- AMADOR, E., MENDOZA-SALGADO, R. & DE ANDA-MONTAÑEZ, J.D., 2006.- Estructura de la avifauna durante el periodo invierno-primavera en el Estero Rancho Bueno. Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 77 (2): 251-259.
- ARZUZA, D.E., MORENO, M.I. & SALAMAN, P., 2008.- Conservación de las aves acuáticas en Colombia. *Conservación Colombiana*, 6: 1-72.
- ARZUZA-BUELVAS, D. & MORENO, I., 2006.- Recuento de las aves playeras en el Informe de Aves Acuáticas en Colombia: 11-13 (en) JOHNSTON-GONZÁLEZ, R., CASTILLO, L.F. & MURILLO, J. (eds.) *Conocimiento y conservación de aves playeras en Colombia*. 2006. Asociación Calidris, Cali.
- BEALE, C., 2007.- The behavioral ecology of disturbance responses. *International Journal of Comparative Psychology*, 20: 111-120.
- BLANCO, D.E., 2000.- Los humedales como hábitat de aves acuática. Boletín UNESCO, Uruguay.
- CAMACHO, L.P., 2007.- *Composición y estructura de un ensamble de aves asociado al ecosistema de manglar de Isla Fuerte (Caribe colombiano)*: Tesis, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá.
- CHAVES-FONNEGRA, A., FIORENZANO, M., PANTALEÓN-LIZARAZÚ, A., RODRÍGUEZ-GACHA, D., FRANCO-HERRERA, A. & LÓPEZ-VICTORIA, M., 2005.- Aves de un manglar en el PNN Tayrona, Caribe colombiano. *Boletín SAO*, 15 (1): 3-12.
- CIFUENTES-SARMIENTO, Y. & CASTILLO, L.F., 2008.- Colombia : Informe Anual Censo Neotropical de Aves Acuáticas 2008 (en) UNTERKOFLE, D.A. & BLANCO, D.E. (eds.) *El Censo Neotropical de Aves Acuáticas 2008. Una herramienta para la conservación*. Wetlands International, Buenos Aires, Argentina.
- _____, 2010.- Colombia: informe anual. Censo Neotropical de Aves Acuáticas 2009 (en) UNTERKOFLE, D.A. & BLANCO, D.E. (eds.) *El Censo Neotropical de Aves Acuáticas 2009*. Wetlands International, Buenos Aires, Argentina.
- _____, 2013.- Colombia : Informe Anual Censo Neotropical de Aves Acuáticas (en) UNTERKOFLE, D.A. & BLANCO, D.E. (eds.) *El Censo Neotropical de Aves Acuáticas 2012*. Wetlands International, Buenos Aires, Argentina.
- COHEN-BALLESTEROS, S., MENDOZA-POLO, J., BORJA-ACUÑA, R. & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, N., 2013.- Composición y estructura de las aves playeras en Punta Astillero, Atlántico, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 17: 129-143.
- COLWELL, R.K., 2013.- *EstimateS 9.1.0 User's Guide*. Department of Ecology & Evolutionary Biology, University of Connecticut, Storrs, CT 06869-3043, USA. Recuperado de <http://http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates/EstimateSPages/EstUsersGuide/EstimateUsersGuide.htm>
- CRA (CORPORACIÓN AUTÓNOMA REGIONAL DEL ATLÁNTICO), 2002.- Agenda ambiental del municipio de Tubará.
- ESTELA, F.A. & LÓPEZ-VICTORIA, M., 2005.- Aves de la parte baja del río Sinú, Caribe colombiano: inventario y ampliaciones de distribución. *Bol. Invest. Mar. Cost.*, 34 (1): 7-42.
- ESTELA, F.A., LÓPEZ-VICTORIA, M., CASTILLO, L. & NARANJO, L., 2010.- Estado del conocimiento sobre aves marinas en Colombia, después de 110 años de investigación. *Bol SAO*, 20: 2-21.
- INVEMAR (INSTITUTO DE INVESTIGACIONES MARINAS Y COSTERAS), 2005.- *Actualización y ajuste del diagnóstico y zonificación de los manglares de la zona costera del departamento del Atlántico, Caribe colombiano. Informe Final*. Recuperado de http://www.invemar.org.co/redcostera1/invemar/docs/RinconLiterario/B_250.pdf
- JOHNSTON-GONZÁLEZ, R., RUIZ-GUERRA, C., EUSSE-GONZÁLEZ, D., CASTILLO-CORTÉS, L.F., CIFUENTES-SARMIENTO, Y., FALK-FERNÁNDEZ, P. & RAMÍREZ DE LOS RÍOS, V., 2010.- *Plan de Conservación para aves Playeras en Colombia*. Asociación Calidris, Cali, Colombia.
- LOSADA-PRADO, S. & MOLINA-MARTÍNEZ, Y., 2011.- Avifauna del bosque seco tropical en el departamento del Tolima (Colombia): análisis de la comunidad. *Caldasia*, 33: 271-294.
- MCMULLAN, M., DONEGAN, T. & QUEVEDO, A., 2010.- *Checklist of the birds of Colombia*. ProAves, Colombia.
- MOLINA, Y., 2008.- Costa del departamento del Atlántico: 1-3 (en) RUIZ-GUERRA, C., JOHNSTON-GONZÁLEZ, R., CASTILLO, L.F., CIFUENTES-SARMIENTO, Y., EUSSE-GONZÁLEZ, D. & ESTELA, F.A. (eds.) *Atlas de aves playeras y otras aves acuáticas en la costa Caribe colombiana*. 2008. Asociación Calidris, Cali, Colombia.
- NARANJO, L., 2004.- Presencia de la Corocora (*Eudocimus ruber*) en el valle del río Cauca, occidente de Colombia. *Ornitología Colombiana*, 2: 45-46.

- NARANJO, L.G., AMAYA, J.D., EUSSE-GONZÁLEZ, D. & CIFUENTES-SARMIENTO, Y., 2012.- *Guía de las especies migratorias de la biodiversidad en Colombia. Aves*. Vol. 1. WWF Colombia - Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Bogotá.
- NARANJO, L., ANDRADE, G. & PONCE DE LEÓN, E., 1999.- *Humedales Interiores de Colombia: Bases técnicas para su conservación y uso sostenible*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt - Ministerio del Medio Ambiente, Bogotá.
- NARANJO, L. & BRAVO, G., 2006.- Estado del conocimiento sobre aves acuáticas en Colombia: 214-224 (en) CHAVES, M.E. & SANTAMARÍA, M. (eds.) *Informe nacional sobre el avance en el conocimiento y la información de la biodiversidad 1998-2004*. Tomo II. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá.
- PETRACCI, P., CANEVARI, M. & BREMER, E., 2005.- *Guía de las aves playeras y marinas migratorias del sur de América del Sur*. Escuelas Hermanas de Aves Playeras.
- RALPH, C., GEUPEL, G., PYLE, P., MARTIN, D., DESANTE, D. & MILA, B., 1996.- *Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres*. General Technical Report PSW-GTR-159 (D. of Agriculture, Ed.).
- RAMSAR, 2006.- *Manual de la convención de Ramsar: Guía a la Convención de los Humedales (Ramsar, Irán, 1971)*. 4ª edición. Secretaría de la Convención de Ramsar, Gland (Suiza).
- REMSEN, J.V., JR., CADENA, C.D., JARAMILLO, A., NORES, M., PACHECO, J.F., PÉREZ-EMÁN, J., ... ZIMMER, K.J.- 2014.- A classification of the bird species of South America. Version 2014. American Ornithologists' Union. Recuperado de <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.html>
- RENJIFO, L., FRANCO-MAYA, A., AMAYA-ESPINEL, J., KATTAN, G. & LÓPEZ-LANÚS, B., 2002.- *Libro rojo de las aves de Colombia*. La Serie de Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt - Ministerio del Medio Ambiente, Bogotá.
- RESTALL, R., RODNER, C. & LENTINO, R., 2006.- *Birds of northern South America*. Christopher Helm, London.
- RESTREPO, J.C., 2001.- *Geomorfología y análisis de las variaciones de la línea de costa de la zona norte del Golfo de Morrosquillo y el Archipiélago de las islas de San Bernardo, Caribe colombiano*: Tesis, Universidad de Caldas, Manizales.
- ROJAS, R. & PIRAGUA, W., 2000.- Afinidades biogeográficas y aspectos ecológicos de la avifauna de Caño Limón, Arauca, Colombia. *Crónica forestal del medio ambiente*, 15 (1).
- RUIZ-GUERRA, C., 2012.- *Listado de aves acuáticas de Colombia*. Asociación Calidris, Bogotá.
- RUIZ-GUERRA, C., JOHNSTON-GONZÁLEZ, R., CASTILLO-CORTÉS, L.F., CIFUENTES-SARMIENTO, Y., EUSSE, D., & ESTELA, F.A., 2008.- Atlas de aves playeras y otras aves acuáticas en la costa Caribe colombiana. Cali, Colombia.
- SEKERCIOGLU, C., 2006.- Increasing awareness of avian ecological function. *Trends in Ecology and Evolution*, 21 (8): 464-471.
- SUTHERLAND, W. (ed.), 2006.- *Ecological census techniques*. Cambridge University Press, New York.

ESTUDIOS DE ORGANISMOS DEL BOSQUE HUMEDO TROPICAL

Organisms studies of the tropical rainforest



COMUNICACIÓN CORTA

NOTAS SOBRE *Callicore ines* Hopp, 1922 EN COLOMBIA Y DESCRIPCIÓN DE LA HEMBRA (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE)*

Julián A. Salazar E.¹, Václav Pacl²

Resumen

Este trabajo presenta registros recientes de *Callicore ines* (Hopp, 1922) una rara especie restringida en el piedemonte este del sur de la Cordillera Oriental de Colombia. Se consideran algunos datos taxonómicos de la especie, variación y mimetismo respecto a otros ninfálidos de la región, y se describe por primera vez la hembra que era desconocida hasta el momento.

Palabras clave: Colombia, *Callicore ines*, descripción, registros, hembra.

SHORT COMMUNICATION

NOTES ON *Callicore ines* Hopp, 1922 IN COLOMBIA AND DESCRIPTION OF THE FEMALE (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE)

Abstract

This work presents recent records of *Callicore ines* (Hopp, 1922), a rare species restricted to the Southern foothills of the Eastern Cordillera of Colombia. Some taxonomic data on the species, variation and mimicry with other nymphalids of the region are considered and the previously unknown female is described for the first time.

Key words: Colombia, *Callicore ines*, description, records, female.

* FR: 20-V-2012- FA: 23-X-2015

¹ Mv.V.Z. MHN-Uc Centro de Museos, Universidad de Caldas, E-mail: julianmantis@gmail.com

² Músico, Investigador independiente. E-mail: improba@hotmail.com

CÓMO CITAR:

SALAZAR E., J.A. & PACL, V., 2015.- Notas sobre *Callicore ines* Hopp, 1922 en Colombia y descripción de la hembra (Lepidoptera: Nymphalidae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 245-250.

DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.15



INTRODUCCIÓN

Callicore ines Hopp, 1922 constituye una enigmática especie que era conocida solo por el ejemplar tipo (Fig. 1-2) depositado en el Zoologisches Museum der Humboldt de la Universidad de Berlín, Alemania (DILLON, 1948). Este primer espécimen fue capturado en el río Caquetá, un lugar cercano a Mocoa, capital de departamento del Putumayo por Walter Hopp, colector alemán quien exploró varios países suramericanos durante de la década de 1920 (LAMAS, 1981). En la más reciente ilustración de las especies del género *Callicore* Hübner (1819), publicada por D'ABRERA (1987), se menciona la especie transcribiendo brevemente la redescrición que hace DILLON (1948) del holotipo de la especie basado en HOPP (1922: 377) quien menciona además dos paratipos adicionales de igual depósito.



Cortesía: www.butterfliesofamerica.com – WARREN *et al.* (2013).

Fotografía: G. Lamas.

Figuras 1-2. Tipo de *Callicore ines* (Hopp).

No obstante, años más tarde D'ABRERA (2001) figura el anverso y reverso de un macho, por especímenes ya disponibles pero sin citar localidades específicas y simplemente mencionando "Colombia (southern mountains)". En Colombia, previamente, solo se conocía un ejemplar macho de *C. ines* de Villagarzón (Putumayo) depositado en la colección E.W. Schmidt-Mumm de Bogotá (que ahora reposa en el Instituto de Investigaciones Alexander von Humboldt, Villa de Leyva) y divulgado en ulteriores publicaciones por uno de los autores del presente artículo (SALAZAR, 1993, 2001, 2007). Sin embargo, recientemente se ha podido constatar su presencia en otros lugares cercanos relativamente a la localidad tipo (SALAZAR, 1995, 2003; SALAZAR *et al.*, 2010) y también en el departamento de Caquetá, particularmente en los dominios del Parque Nacional Natural Alto Fragua-Indiwasi ubicado al sur, en el piedemonte este de la Cordillera Oriental; lográndose en esta región un inusual registro al vivo de la especie (MALDONADO, 2002) (Fig. 3).

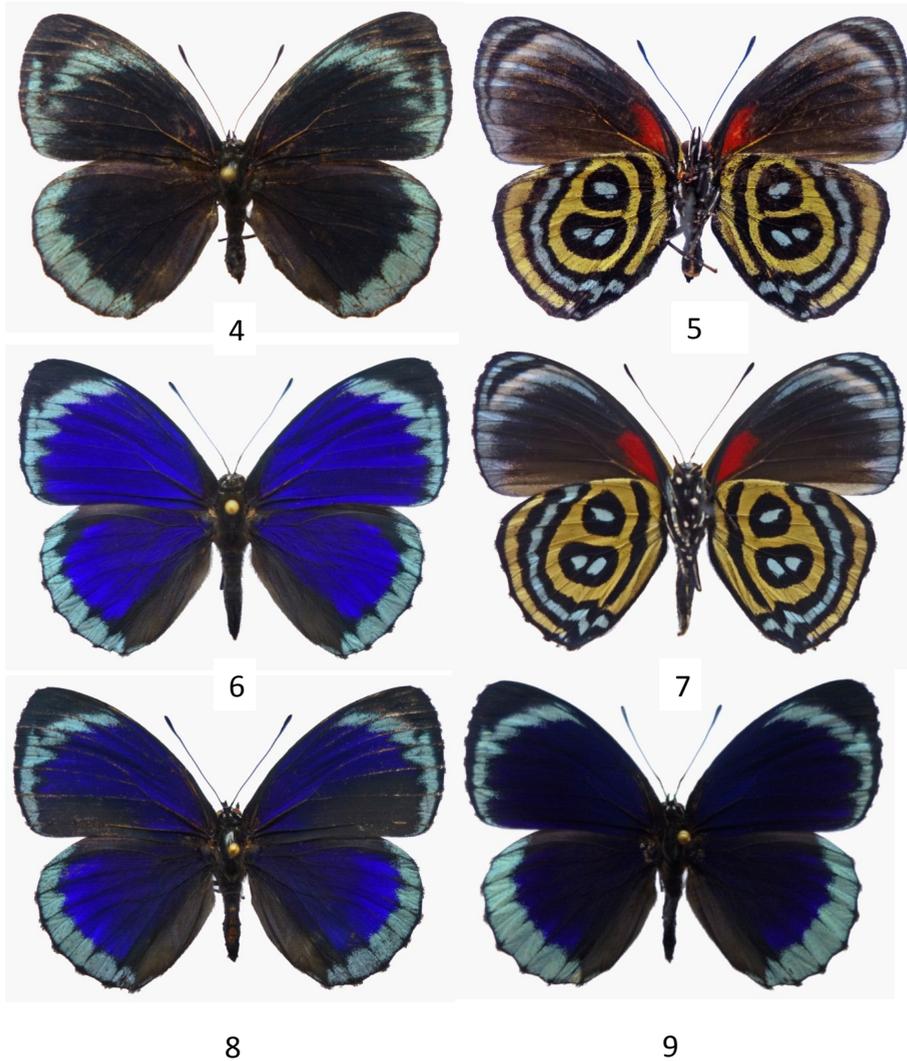


Fuente: ilustración tomada de *El Tiempo* (2002).

Figuras 3. Macho de *Callicore ines*, *in situ* (Parque Nacional Natural Alto Fragua Indiwasi).

Callicore ines es una especie que pertenece por su diseño ventral de patrón alar al grupo VII de *Callicore cynosura* e incluye las especies más grandes del género: *C. cynosura* (Doubleday, 1847), *C. astarte* (Cramer, 1779), *C. selima* (Guenée, 1872), *C. excelsior* (Hewitson, 1858), *C. michaeli* (Staudinger, 1890), *C. coruscans* (Röber, 1921), *C. pastazza* (Staudinger, 1886), *C. ines* (Hopp, 1922), *C. patelina* (Hewitson, 1853), *C. casta* (Salvin, 1869), *C. arirambae* (Ducke, 1913), y *C. sorana* (Godart, 1824) (OBERTHÜR, 1916; DILLON, 1948; SMART, 1975; TESHIROGI, 2011; ver sinonimias de los nombres en LAMAS, 2004).

La hembra (Figs. 4-5) de reciente descubrimiento se describe a continuación:



Fotografías: V. Pacl - pl.: G. Nielsen.

Figs. 4-5. Anverso y reverso de *Callicore Ines*, hembra. **Figs. 6-7.** Anverso y reverso de *Callicore Ines*, macho. **Fig. 8.** Anverso de *Callicore Ines*, aberración. **Fig. 9.** Anverso de *Callicore Ines*, macho.

Envergadura alar: 29-30 mm. Anverso del ala anterior con una coloración oscura, mate sin el brillo azul violeta del macho que habitualmente se extiende desde la zona discal hacia la región medial, excepto por una delgada banda postmedial verdosa fragmentada que nace en la costa alar y va a unirse a otra banda del mismo color más delgada que sigue a lo largo del área marginal. La disposición de ambas bandas en

forma de “v” es bien conspicua, carácter que la diferencia de la de los machos, ya que en ellos está dispuesta en una sola franja fragmentada, curvilínea y estrecha hacia la zona subapical. Reverso del ala anterior como en el macho, con una mancha rojiza muy corta circunscrita al área discal. La zona subapical con banda curvilínea ancha y verde grisácea mate que antecede otra lista curva y más delgada, de igual color ubicada contra el ápice alar, zona medial del ala de tonalidad café oscuro. Anverso del ala posterior con las regiones submedial y medial de color café oscuro, mate sin brillo azul violeta, presenta igualmente una banda verde mate estrecha y sin brillo con el borde interno dentado que sigue a lo largo del área marginal hasta culminar en el tornio del ala. En los machos examinados esta banda verdosa es más encendida y precede una región basal, submedial y medial intensamente moteada de un brillo azul violeta, distintivo que a menudo varía individualmente (Figs. 6-9). Reverso del ala posterior con los elementos ocelares del macho, con pupila azul grisácea dispuesta en las regiones mediales y rodeadas de un halo amarillento más intenso en los machos, el límite de las regiones medial y postmedial se encuentra separado por una lista azul grisácea elongada y delgada como en el macho, área marginal oscura y estrecha. Margen anal en ambos sexos de tonalidad grisácea.

Callicore ines es una especie mimética que imita a otros Nymphalidae (*sensu lato*) de los géneros *Asterope* Hübner (1819), *Callithea* Feisthamel, 1835 y *Agrias* Doubleday (1845), en especial *A. beatifica* (Hewitson, 1869) que están presentes en el alto Putumayo (HOPP, 1953; DESCIMON, 1977; SALAZAR, 2004), y acude a las trampas Van Someren- Rydon hacia las horas más cálidas del día en busca de bananas fermentadas. La coloración del dorso alar, arriba descrita, recuerda también a la hembra del ninfárido apaturino *Doxocopa zunilda floris* (Fruhstorfer, 1907). Dicha *Callicore* es un notable endemismo que solo se encuentra restringido a dicha región particularmente asociado al refugio pleistocénico de Putumayo (BROWN, 1977), habitando las zonas circundantes a la capital Mocoa, el río Mocoa y sus afluentes. Diversos inventarios del género realizados en países vecinos como Ecuador y Perú en su piedemonte amazónico, no han registrado la especie (LAMAS *et al.*, 1997; RACHELI & RACHELI, 1998; MURRAY, 2000).

AGRADECIMIENTOS

En especial a Greg Nielsen, quien amablemente hizo sugerencias, tradujo el resumen al inglés e hizo los arreglos de la lámina respectiva.

(Este artículo está dedicado a la memoria de Walter Ernst Hopp (1884-1958) descubridor de la especie).

REFERENCIAS

- BROWN, K.S., 1977.- Centros de evolução, refúgios quaternários e conservação de patrimônios genéticos na região neotropical: padrões de diferenciação em Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae). *Acta amazonica*, 7(1): 75-137 + figs.
- D'ABRERA, B., 1987.- *Butterflies of the Neotropical Region*. Part IV: 527-678. Hill House, Victoria.
- _____, 2001.- *The Concise Atlas of Butterflies of the World*: 353 pp. + pls. Hill House, Melbourne.
- DESCIMON, H., 1977.- Biogéographie, mimétisme et spéciation dans le genre *Agrias* Doubleday (Lep. Nymphalidae Charaxinae). *Publ. Du Lab. Zool. De l'École Normale Sup.*, 9: 307-344, + figs.
- DILLON, L., 1948.- The tribe Catagrammini (Lep. Nymph.). Part I the Genus *Catagramma* and allies. *Scient. publ.*, 8: 113 p. + pls. Read. Publ. Mus. Art. Gall. Pennsylvania.
- HOPP, W., 1922.- *Catagramma*, *Callicore* und *Perisama* in Süd-kolumbien (Lep.). *Dt. Ent. Zeitschr.*, 4: 376-377.
- _____, 1953.- Von der Schmetterlingsgattung "Agrias". *Sudamerikazwei Monat. Deuts. Sprach.*, 3 (4): 361-362 + figs.
- LAMAS, G., 1981.- Introducción a la Historia de la Entomología en el Perú. II. Período de los viajeros, colectores y estudiosos especializados. *Rev. Per. Ent.*, 23(1): 25-37.
- _____, (ed.), 2004.- *Callicore* (Hbn) *Checklist: Part 4A. Hesperioidea – Papilionoidea*: 242-244 (en) HEPPNER, J.B. (ed.) *Atlas of Neotropical Lepidoptera*. ATL & Scient Publ, Gainesville.
- LAMAS, G., ROBBINS, R. & HARVEY, D., 1997.- Mariposas del alto Río Napo, Loreto, Perú (Lepidoptera: Papilionoidea y Hesperioidea). *Rev. Per. Ent.*, 39: 63-74 + fig.
- MALDONADO, J.M., 2002.- Nuevo Parque Nacional Natural Alto Fragua Indiwasi. *Rev. La Tadeo*, 67: 80-88.
- MURRAY, D., 2000.- A survey of the butterfly fauna of Jatun Sacha, Ecuador (Lepidoptera: Hesperioidea and Papilionoidea). *J. Res. Lepid.*, 35: 42-60.
- OBERTHÜR, CH., 1916.- La réalité de l'idée de genre est démontrée par les *Catagrammides* (Lépidoptères Rhopalocères de l'Amérique méridionale). *Études de Lépid. comp.*, 11: 28-38, pls. 340-347.
- RACHELI, T. & RACHELI, L., 1998.- Lepidoptera diversity of an Ecuadorian lowland rain forest (Lepidoptera: Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae, Saturniidae, Sphingidae). *Neueent. Nachr.*, 41: 95-117 + figs.
- SALAZAR, J.A., 1993.- Una lista comentada de algunas especies de mariposas de distribución restringida o locales en Colombia (Lep. Rhop.). *SHILAP*, 21(81): 33-46 + figs.
- _____, 1995.- Lista preliminar de las mariposas que habitan el departamento del Putumayo. Notas sobre su distribución en la zona Andina. *Colombia Amazónica*, 8(1): 11-69.
- _____, 2001.- Las especies de los géneros *Callicore* Hübner, [1819], *Paulogramma* Dillon, 1948 y *Catagore* Dillon, 1948, depositados en la colección E. W. Schmidt-Mumm, Bogotá, Colombia (Lep. Nymph.). *SHILAP*, 29 (114): 179-182.
- _____, 2003.- Revisión de la lista de algunas especies de mariposas de distribución poco conocida en Colombia (Lepidoptera: Rhopalocera). *SHILAP*, 31(124): 317-327 + figs.
- _____, 2004.- Patrones miméticos de coloración en algunos Charaxidae de Colombia y sus modelos müllerianos (Lepidoptera: Nymphaloidae). *Lambillionea*, 104 (1): 109-120 + figs.
- _____, 2007.- Catálogo de los Rhopalocera del Museo de Historia Natural, Centro de Museos – Universidad de Caldas (MHN-UC), y de la colección J. Salazar (CJS). Nymphaloidae. Parte I con apuntes taxonómicos. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 11: 206-259 + fig.
- SALAZAR, J.A., VARGAS, J.I., MORA, A. & BENAVIDES, J., 2010.- Identificación preliminar de los Rhopalocera que habitan el Centro Experimental Amazónico (C.E.A.) Mocoa-Putumayo y algunas especies aptas para criar en cautiverio (Insecta: Lepidoptera [sic]). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 14 (1): 150-188, 13 figs.
- SMART, P., 1975.- *The International Butterfly Book*: 275 pp. + pls. Salamander Books and Crowell comp., London-NY.
- TESHIROGI, M., 2011.- Notas sobre *Callicore* (Hbn). *Selva*, 296: 1189-1192 + figs.
- WARREN, A.D., DAVIS, K.J., STANGELAND, E.M., PELHAM, J.P. & GRISHIN, N.V., 2013.- Illustrated Lists of American Butterflies. [23-VIII-2015]. Recuperado de <http://www.butterfliesofamerica.com/>

EFFECTO DE LA ESTRUCTURA DE LA VEGETACIÓN SOBRE LA DISTRIBUCIÓN Y RIQUEZA DE MACROHONGOS EN ISLA PALMA, PACÍFICO COLOMBIANO*

Igor Peña Avendaño¹, Edier Soto Medina²

Resumen

El objetivo de este trabajo fue estudiar la riqueza de hongos macromicetos y relacionar su variación con las variables ambientales y la estructura vegetal en Isla Palma, Pacífico colombiano. Para esto, se establecieron nueve parcelas fijas de 10x10 m, distribuidas en tres trayectos de 90 m de largo, perpendiculares a la costa oriental de la isla, con inicio a 20 m de la línea de marea, y separados entre sí por 60 m. Se colectaron los macrohongos en cada parcela en visitas mensuales durante seis meses. También se midieron parámetros de la vegetación y la intensidad de luz. Se encontraron 107 morfoespecies de macromicetos, siendo los géneros *Marasmius* y *Mycena* los dominantes. La riqueza de macromicetos no estuvo relacionada con los parámetros de vegetación ni con la intensidad de luz; sin embargo, estos parámetros sí estuvieron relacionados con la composición de macromicetos en el bosque.

Palabras clave: macromicetos, vegetación, diversidad, riqueza.

EFFECTS OF THE STRUCTURE OF VEGETATION ON MACROFUNGI RICHNESS AND DISTRIBUTION IN ISLA PALMA, COLOMBIAN PACIFIC REGION

Abstract

The aim of this work was to study the macrofungal richness and relate its variation with environmental variables and vegetation structure in Isla Palma, Colombian Pacific region. For this, nine fixed 10x10 m plots were established, distributed in three 90 m long paths, perpendicular to the Eastern coast of the island, starting 20 m away from the tide line, and separated 60 m from each other. Macrofungi were collected in each plot monthly for six months. Vegetation parameters and light intensity were also measured. One hundred-seven (107) macrofungal morphospecies were found, being *Marasmius* and *Mycena* the dominant genera. Macrofungi richness was not related to vegetation parameters or with the light intensity; however, these parameters were related to the composition of macrofungi in the forest.

Key words: macrofungi, vegetation, diversity, richness.

* FR: 10-IV-2015- FA: 2-VIII-2015

¹ Candidato a Doctor, Grupo de Ecología y Diversidad Vegetal, Universidad del Valle, Facultad de Ciencias Naturales, Departamento de Biología. Cali, Colombia. E-mail: ediersot@gmail.com

² Estudiante de Maestría, Grupo de Biología de Plantas y Microorganismos, Universidad del Valle, Facultad de Ciencias Naturales, Departamento de Biología. Cali, Colombia. E-mail: ediersot@gmail.com

CÓMO CITAR:

PEÑA, I. & SOTO, E., 2015.- Efecto de la estructura de la vegetación sobre la distribución y riqueza de macrohongos en Isla Palma, Pacífico colombiano. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 251-262. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.16



INTRODUCCIÓN

Los integrantes del reino Fungi son organismos muy importantes; cumplen relevantes funciones ecosistémicas como la descomposición y el reciclaje de nutrientes y sostienen con las plantas formadoras de micorrizas el mutualismo más prevalente en nuestro planeta (KIERS *et al.*, 2011). Su riqueza de especies fue estimada en 1,5 millones (HAWKSWORTH, 1991), de las cuales solo se han descrito alrededor de 80.000 a 120.000 (WEBSTER & WEBER, 2007). A esta rata, la descripción de la diversidad del reino podría tardar aproximadamente mil años, y es posible que su desaparición esté avanzando más rápido que su descripción taxonómica. No se cuenta con estimativos precisos de extinción (HAWKSWORTH, 1991). En la actualidad es prioritario desarrollar técnicas para la evaluación rápida de la diversidad fúngica, que permitan tomar decisiones sobre su futuro en hábitats amenazados (CANNON, 1997).

Existe un grupo de hongos que se caracterizan por la producción de cuerpos fructíferos visibles a simple vista, y son llamados macromicetes o macrohongos. Estos se agrupan en los filum Basidiomycota y Ascomycota y se calcula que existen por lo menos 49.500 especies sobre el planeta (SCHMIT & MULLER, 2006). En este grupo la toma de datos se hace sobre los cuerpos fructíferos, que son una estructura de reproducción que se expresa bajo una precisa combinación de características, incluyendo localización geográfica, elevación, temperatura, humedad, luz y flora circundante (WILKINS & SHEILA, 1940; ARNOLDS, 1981; SWAPNA *et al.*, 2008). La naturaleza conspicua de los macromicetes permite evaluar relativamente rápido la diversidad fúngica de un sitio (BALMFORD *et al.*, 2000).

Aunque los hongos macromicetes tienen un mayor registro de estudios que cualquier otro grupo de hongos, sobre todo en Europa y Estados Unidos, el conocimiento de su diversidad es incompleto, inclusive en esas regiones (MUELLER *et al.*, 2006). Algunas dificultades para estimar la diversidad de macromicetes son el gran número de especies, incluso en pequeños lugares, y la carencia de los manuales de identificación apropiados y de personal entrenado. Dichas dificultades se ven multiplicadas en los trópicos (CANNON, 1997). Debido a estos inconvenientes, no se han podido contestar preguntas tan básicas como cuál es el número de especies de una localidad específica, o si la diversidad es mayor en un tipo de bosque que en otro (MUELLER *et al.*, 2006).

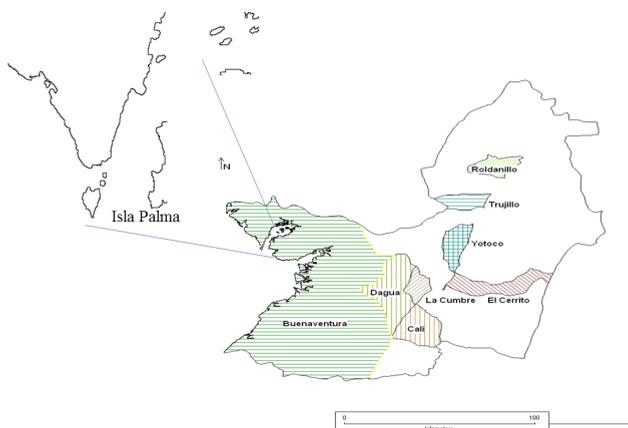
Además de realizar inventarios de especies fúngicas para distintas zonas, y comprender qué variables condicionan su presencia en un hábitat determinado, existe un creciente interés por investigar la influencia de los macromicetes en la supervivencia de otros organismos, en relacionar su diversidad y abundancia con las especies vegetales, y en estudiar sus patrones de distribución en diferentes microambientes para incluirlos posteriormente en decisiones de conservación de áreas prioritarias de bosque (BROWN *et al.*, 2006).

En Colombia, en los últimos cincuenta años, se ha incrementado el interés por el estudio de la diversidad de macrohongos. Actualmente se encuentran registradas en la literatura un total de 605 especies. La mayoría de registros corresponden a la región Andina (aproximadamente 83%). Las regiones de la Amazonia, Caribe y Chocó biogeográfico con 13, 6 y 7% de las especies respectivamente, son zonas caracterizadas por la alta diversidad de flora y fauna y han sido muy pobremente exploradas desde el punto de vista micológico (FRANCO-MOLANO *et al.*, 2010). De esta forma, el objetivo de este estudio fue estimar la diversidad de macrohongos en Isla Palma, Pacífico colombiano, y relacionar su variación con la estructura de la vegetación y la intensidad de luz, durante el periodo noviembre de 2011 a junio de 2012.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

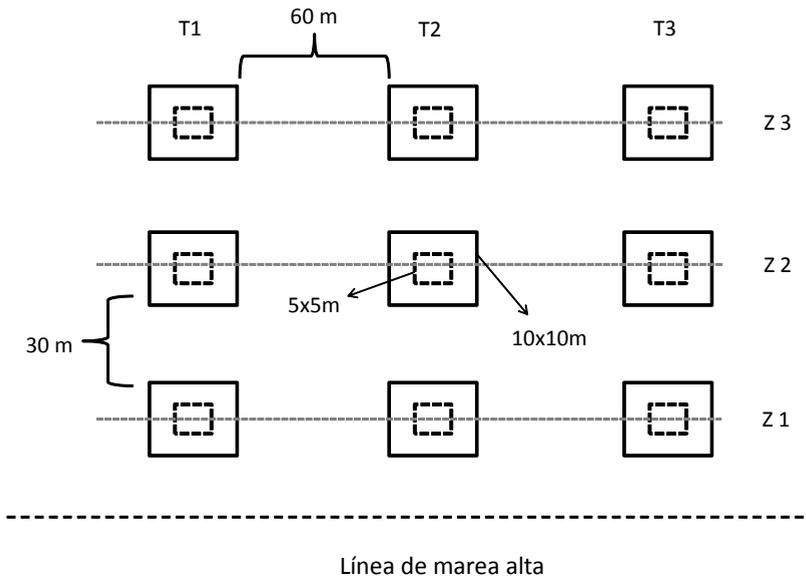
Isla Palma se encuentra ubicada en la bahía de Málaga (3°53' N; 77°21' W), al norte del Puerto de Buenaventura, Colombia (Figura 1). En esta región el patrón anual de pluviosidad es bimodal, con un pico principal entre los meses de septiembre-noviembre y un pico secundario entre los meses de abril-mayo; el promedio de precipitación anual es de 6000 mm y la humedad relativa es del 90% (CANTERA *et al.*, 1998). La isla se encuentra rodeada de acantilados rocosos distribuidos uniformemente con alturas entre 6 y 15 m, y playas arenosas que quedan descubiertas en bajamar. La vegetación es típica de la selva neotropical, predominando árboles entre 10 y 50 m de altura, arbustos de tallas pequeñas, helechos y diversidad de gramíneas (GÓMEZ-HERNÁNDEZ & WILLIAMS-LINERA, 2011).



Figuras 1. Localización de la zona de estudio dentro del departamento del Valle del Cauca.

Establecimiento de las parcelas

Se establecieron nueve parcelas fijas distribuidas en tres trayectos de 90 m de largo, perpendiculares a la costa oriental de la isla, con inicio a 20 m de la línea de marea, y separados entre sí por 60 m (Figura 2). Para cada trayecto se distinguieron tres zonas, separadas 30 m una de la otra, siendo la zona 1 la más cercana a la línea de marea. En cada una de las zonas de los distintos trayectos se estableció una parcela fija de 10x10 m y una subparcela de 5x5 m (Figura 2) (FIDALGO & BONONI, 1989). Cada parcela fue muestreada una vez en el mes, durante un período de seis meses.



Las letras T1, T2 y T3 se refieren a los trayectos; y las letras Z1, Z2 y Z3 a las zonas.

Figuras 2. Diseño de las parcelas para el muestreo de hongos macromicetos y estructura de la vegetación en Isla Palma, Valle del Cauca.

Estructura de la vegetación y muestreo de macromicetos

En cada parcela de 10x10 m se determinó la estructura de la vegetación para árboles ≥ 5 cm DAP (diámetro a la altura del pecho, 1,3 m). Todos los individuos fueron contados e identificados, se les midió la altura y DAP. En las subparcelas de 5x5 m se midieron los mismos parámetros anteriores para plantas leñosas con DAP < 5 cm y una altura ≥ 2 m. Se registraron datos de luminosidad para cada parcela de 10x10 m (luxómetro marca Extech, referencia Light Meter 401025) en cada muestreo.

Dentro de cada parcela se realizó una búsqueda minuciosa de macromicetos. Se recolectaron individuos presentes en la hojarasca, el suelo y la vegetación, que estuvieran en buen estado y de ser posible en diferentes etapas de desarrollo. La recolección se hizo desenterrando los individuos con crecimiento en tierra y hojarasca, y desprendiendo con una porción de sustrato a los individuos que se desarrollaban sobre madera. Las muestras fueron almacenadas en bolsas de papel parafinado, indicando el trayecto, número de la parcela, número del espécimen, fecha de recolección y sustrato. Se tomaron datos sobre características que cambian rápidamente después de ser colectados como color, forma, tamaño, consistencia y carácter higrófilo (MUELLER *et al.*, 2004).

Los macromicetos fueron deshidratados a una temperatura de 60°C, por un tiempo de 6 a 12 horas dependiendo del estado del espécimen, una vez secos fueron introducidos al congelador por 12 horas, con el fin de eliminar de la muestra cualquier organismo o huevos que hubiesen sobrevivido al proceso de deshidratación. La determinación del material fúngico se realizó con base en algunas características bioquímicas (como la respuesta de los tejidos y esporas a reactivos y colorantes como el Melzer y el KOH) y sus características macro (descripción de estructuras como píleo, estípites e himenóforos) y micromorfológicas (descripción de hifas y esporas) (DENNIS, 1956). Las muestras fueron identificadas hasta nivel de familia, género o especie por medio de diferentes claves taxonómicas (SINGER, 1986; RYVARDEN, 1991; MCCUNE *et al.*, 2002). Todas las muestras fueron guardadas en bolsas de polipropileno y depositadas en el Herbario CUVC de la Universidad del Valle.

Análisis de datos

La riqueza se estimó como el número de especies de macromicetos registradas en cada parcela. Las variables estructurales y la riqueza de hongos fueron comparadas mediante pruebas ANOVA de dos vías (zonas y trayectos). También se efectuó una permanova de dos vías para comparar la composición de macromicetos entre trayectos y zonas (índice de Jaccard) y postanova con corrección de Bonferroni. Para explorar la relación entre las variables de estructura vegetal y la riqueza de hongos, se realizó un análisis de correlación de Spearman.

Con el fin de evaluar el efecto de la estructura vegetal sobre el ensamblaje de macromicetos, se realizó un escalamiento no métrico multidimensional (NMS) usando el índice de Jaccard. Este análisis se efectuó para todos los muestreos y para los datos acumulados por parcela. También se hicieron correlaciones de Spearman entre los ejes del NMS y las variables intensidad de luz y estructura de la vegetación. Todos los análisis fueron efectuados con los programas PC-ORD 5.0 (MCCUNE *et al.*, 2002) y Statistica 7.0 (STATSOFT, 2004).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se encontró un total de 107 morfoespecies de hongos, la moda fue de seis especies y la riqueza tuvo poca variación entre unidades de muestreo, no exhibió patrones en los trayectos ni con respecto al borde y se distribuyó uniformemente en el bosque, con un pico en el quinto muestreo (Figura 3). Por otro lado, 63 especies (59%) fueron raras (infrecuentes) (11) a muy raras (52). Las especies más frecuentes fueron *Mycena* sp. (frecuencia 28), *Marasmius* cf. *ruforotula* y *Trametes versicolor* (21 cada una). Lo anterior, sugiere que hay un alto aporte de diversidad beta a la diversidad total, que es un patrón común en los hongos (OHENOJA, 1993; CARRIER, 2003). Esto se debe a la naturaleza efímera de los cuerpos fructíferos y el efecto del clima sobre la producción de carpóforos (FIDALGO & BONONI, 1989; KREBS *et al.*, 2008; O'HANLON & HARRINGTON, 2012), que aumenta la heterogeneidad entre muestras.

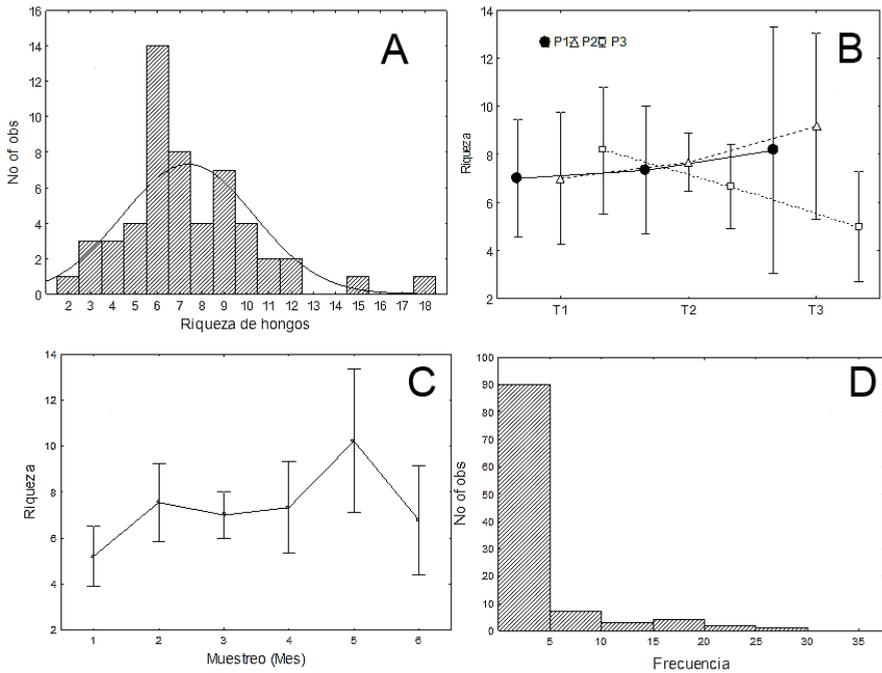
Tabla 1. Resumen de los parámetros medidos en el estudio.

Parcela	RPA	DA	AA (m)	DAPA (cm)	RPH	DH	AH (m)	DAPH (cm)	Riqueza hongos	
P1T1	8	12	17,17	17,81	5	6	4,08	2,47	25	
P1T2	7	7	13,00	14,49	5	26	3,37	2,76	28	
P1T3	7	15	11,27	9,70	2	3	3,17	2,44	34	
P2T1	7	15	13,33	16,60	4	8	2,94	2,61	25	
P2T2	5	7	17,71	12,84	3	7	2,79	2,18	27	
P2T3	9	13	12,62	9,68	5	6	3,33	2,73	31	
P3T1	10	20	14,05	13,79	7	9	7,33	3,63	29	
P3T2	8	10	15,40	12,01	4	5	2,82	1,55	24	
P3T3	10	18	11,93	13,36	5	7	2,47	2,80	22	
Anova	Zona	0,10	0,04*	0,89	0,83	0,52	0,71	0,65	0,96	0,55
P	Trayecto	0,15	0,01*	0,23	0,10	0,52	0,55	0,34	0,42	0,70

RPA: riqueza de plantas DAP > 5 cm, DA: densidad de plantas DAP > 5 cm, AA: altura promedio plantas DAP > 5 cm, DAPA: DAP plantas DAP > 5 cm, RPH: riqueza de plantas DAP < 5 cm, DH: densidad de plantas DAP < 5 cm, AH: altura promedio plantas DAP < 5 cm, DAPH: DAP plantas DAP < 5 cm. * Diferencias significativas

Por otro lado, se encontraron 39 especies de plantas con DAP ≥ 5 cm y 20 con DAP < 5 cm. El número de especies osciló entre 5-10 entre parcelas para plantas con DAP ≥ 5 cm y tendió a ser más alto en la zona más alejada del borde, y más bajo en el trayecto 2 (Figura 3). La densidad de árboles varío de 7 a 20 árboles por parcela y presentó un patrón similar a la riqueza de plantas (Tabla 1). El DAP y la altura promedio fueron similares entre las tres zonas, pero fueron más altos en el trayecto 1. Estos resultados sugieren que la riqueza de árboles se distribuye homogéneamente en el bosque, pero

la fisonomía (principalmente la densidad de árboles y el DAP) presenta diferencias entre trayectos y con respecto al borde de la isla. Las variables estructurales de la vegetación y la intensidad de luz no presentaron correlaciones significativas con la riqueza de macromicetos (Tabla 2). Este resultado puede deberse a que la vegetación (número de especies y estructura), que ha sido sugerida como una variable relacionada positivamente con la riqueza de hongos (OHENOJA, 1993; SCHMIT & MULLER, 2006), no presentó una fuerte variación en el sitio de estudio.



Figuras 3. Riqueza de hongos por muestreo (A), riqueza por zonas y trayecto (B), riqueza por mes de muestreo (C), e histograma para la frecuencias de las especies de macromicetos (D).

Tabla 2. Correlaciones de Spearman para las variables estructurales de vegetación, la riqueza de hongos y los ejes del NMS.

	RPA	DA	AA	CAPA	Eje_1	Eje_2	Eje_3	RPH	DH	AH	CAPH	RH
RPA		0,07	0,52	0,88	0,17	0,49	0,49	0,03	0,97	0,58	0,08	0,65
DA	0,66		0,19	0,99	0,00	0,75	0,60	0,39	0,92	0,77	0,11	0,87
AA	-0,25	-0,48		0,31	0,03	0,36	0,55	1,00	0,73	0,81	0,27	0,39
CAPA	-0,06	0,01	0,38		0,64	0,81	0,68	0,34	0,11	0,36	0,46	0,27
Eje_1	0,50	0,87*	-0,73*	-0,18		0,74	0,91	0,58	0,77	0,46	0,13	0,25
Eje_2	-0,27	0,13	-0,33	-0,08	0,12		0,78	0,34	0,82	0,06	0,81	0,77
Eje_3	0,27	0,20	-0,22	0,15	0,03	0,10		0,42	0,10	0,46	0,18	0,30
RPH	0,76	0,34	0,01	0,36	0,22	-0,36	0,31		0,15	0,12	0,01	0,88
DH	0,02	0,04	0,13	0,58	-0,12	0,09	0,59	0,53		0,52	0,05	0,85
AH	0,21	0,12	0,08	0,33	0,27	-0,65	-0,27	0,57	0,24		0,31	0,14
CAPH	0,62	0,58	-0,40	0,28	0,53	0,08	0,50	0,81	0,67	0,38		0,78
RH	-0,18	0,06	-0,33	-0,41	0,43	-0,12	-0,38	-0,06	-0,07	0,54	0,11	

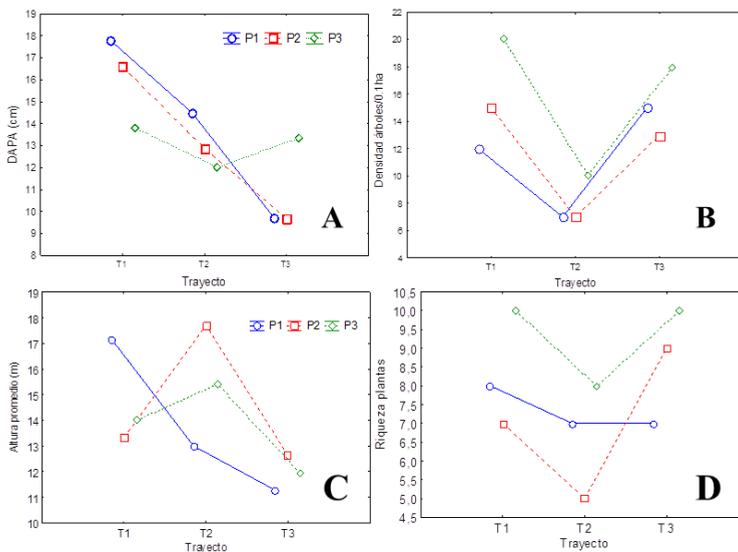
* Correlaciones significativas. RH: riqueza de hongos.

El resultado del NMS mostró que las parcelas de cada zona se agruparon claramente: la zona 3 presentó un agrupamiento más compacto, mientras que las muestras de la zona 1 estuvieron más dispersas (Figura 5). Esto indica que la diversidad beta fue más alta en la zona 1, mientras que en la zona 3 fue más baja. Estos agrupamientos no estuvieron relacionados con la intensidad de luz ($p < 0,05$). Además, la permanova sugiere que estas zonas presentan una composición de macromicetes distinta, al igual que los trayectos ($p < 0,05$) (Tabla 3); sin embargo, las zonas 1 y 2 no mostraron diferencias significativas, y solo los trayectos 1 y 3 presentaron diferencias significativas en la composición de hongos. Así entonces, la zona cercana al mar presentó un ensamblaje de macromicetes más heterogéneo, lo cual se puede deber a que presenta distintas condiciones de luz, humedad y el efecto de la salinidad a las zonas internas (parámetros no medidos en este estudio).

Aunque las variables estructurales no estuvieron relacionadas con la riqueza de macromicetes, estas sí presentaron correlaciones significativas con los ejes del NMS, lo cual indica que los agrupamientos basados en la composición de macromicetos están relacionados con la estructura de la vegetación (árboles DAP ≥ 5 cm). De esta forma, todos resultados sugieren que la riqueza de hongos presenta un patrón distribución espacial homogéneo, pero la composición es probablemente determinada por la estructura de la vegetación y otros parámetros no medidos en este estudio.

Se ha propuesto que la diversidad de árboles no está relacionada positivamente con la riqueza de hongos en las zonas tropicales, debido a que a medida que aumenta el número de huéspedes (árboles) para los hongos, las oportunidades para la especialización disminuyen, dado que la probabilidad de colonización exitosa se reduce mientras los huéspedes se vuelven más raros (LODGE, 1997; OHENOJA, 1993; FERRER & GILBERT, 2003). También, se ha encontrado que la cantidad de madera gruesa disponible (abundancia de recurso) y la heterogeneidad de hábitat están enlazadas con la riqueza y distribución de los macrohongos (LODGE *et al.*, 1995; LODGE, 1997; HENKEL *et al.*, 2002; FERRER & GILBERT, 2003). Por otro lado, en las regiones tropicales se ha observado que la estructura de la vegetación de sotobosque es más importante que la de los árboles en la determinación de la diversidad de hongos (KREBS *et al.*, 2008; KUJAWA & KUJAWA, 2008; LODGE *et al.*, 2008). Sin embargo, el bosque presentó un patrón homogéneo en la estructura de sotobosque, por lo cual la riqueza de macromicetos no varió entre zonas.

Varios autores han reportado que la composición de macromicetos cambia marcadamente entre bosques con composición de especies de árboles similar (KUJAWA & KUJAWA, 2008). Se ha encontrado que la composición de macrohongos generalistas de huésped difiere entre comunidades de hospederos (FERRER & GILBERT, 2003), y la composición de hongos especialistas cambia a través de la distribución de los árboles hospedadores (BROWN *et al.*, 2006), aunque gremios de macrohongos pueden estar restringidos a demarcados grupos de árboles huésped (HENKEL *et al.*, 2002).



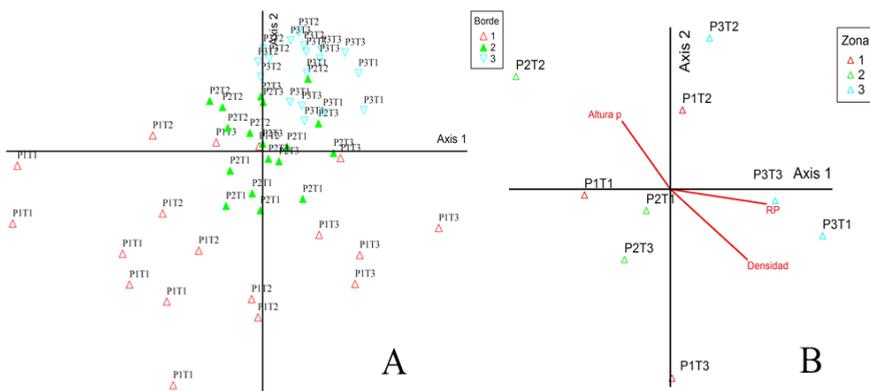
(A) DAPA promedio de los árboles por parcela. (B) densidad de árboles por ha. (C) altura promedio de los árboles. (D) riqueza de especies de árboles.

Figuras 4. Diagramas de líneas para los parámetros estructurales para las zonas y los trayectos.

Tabla 3. Resultado permanova y postanova (corrección de Bonferroni).

Fuente	Grados de libertad	CM	F	P	Zona	T	P	Trayecto	t	P
Trayecto	2	0,65	1,73	0,0002*	1 vs. 2	1,23	0,02	1 vs. 2	1,26	0,02
Zona	2	0,67	1,80	0,0002*	1 vs. 3	1,28	0,01*	1 vs. 3	1,35	0,01*
Interacción	4	0,54	1,44	0,0008*	2 vs. 3	1,51	0,00*	2 vs. 3	1,21	0,03
Residual	45	0,37								
Total	53									

* Diferencias significativas



La ordenación se realizó con base en datos de presencia/ausencia (Índice de Jaccard).
El eje 1 y 2 acumularon el 61,5% de varianza.

Figuras 5. Escalamiento no métrico multidimensional para los hongos macromicetes presentes en Isla Palma, Colombia.

CONCLUSIONES

Los inventarios de macromicetes no pueden completarse en un periodo corto de tiempo. En general, la riqueza observada a través de muestreos es una subestimación de la riqueza verdadera debido a las especies que no se registran en los inventarios. En el presente estudio se encontró un total de 107 morfoespecies, y se recomienda realizar estudios posteriores durante periodos más prolongados de tiempo.

La utilización de morfoespecies como unidades taxonómicas para los análisis permitió una evaluación parcial, pero rápida, de la diversidad fúngica de Isla Palma, y podría ser una herramienta muy útil a la hora de tomar decisiones sobre la inclusión de sitios para la protección de los hongos, en regiones tan poco exploradas a nivel micológico,

como la Amazonia, el Caribe y el Chocó biogeográfico.

Los resultados muestran que la vegetación (riqueza y estructura) no presentó una fuerte variación en el sitio de estudio, sin embargo esta área de bosque alberga una diversidad fúngica con un alto recambio de especies (diversidad beta) entre parcelas de muestreo, de manera que los esfuerzos de conservación en Isla Palma deberán considerar la conservación de la mayor área boscosa posible.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad del Valle por el apoyo logístico en el préstamo de las instalaciones y equipos de laboratorio. Al programa de Jóvenes Investigadores de Colciencias por la financiación. Al profesor Alan Giraldo por facilitar las salidas de campo.

REFERENCIAS

- ARNOLDS, E., 1981.- *Ecology and coenology of macrofungi in grasslands and moist heathlands in Drenthe, the Netherlands*. Vol. 1. Bibliotheca mycological. J. Cramer, Vaduz.
- BALMFORD, A., LYON, A.J. & LANG, R., 2000.- Testing the Higher taxon approach to conservation planning in a megadiverse group: the macrofungi. *Biological Conservation*, 93: 209-217.
- BROWN, N., BHAGWAT, S. & WATKINSON, S., 2006.- Macrofungal diversity in fragmented and disturbed forests of the western Ghats of India. *Journal of Applied Ecology*, 43:11-17.
- CANNON, P.F., 1997.- Strategies for rapid assessment of fungal diversity. *Biodiversity and Conservation*, 6: 669-680.
- CANTERA, J., NEIRA, R. & RICAURTE, C., 1998.- *Bioerosión en la costa Pacífica colombiana: un estudio de la biodiversidad, la ecología y el impacto de los animales destructores de acantilados rocosos sobre el hombre*. Fondo FEN Colombia, Colombia.
- CARRIER, P., 2003.- *Effects of water addition on biotic and abiotic components of a dry boreal forest in the Yukon*: Unpublished Ph.D. Thesis, Department of Zoology, University of British Columbia, Vancouver, B.C.
- DENNIS, R.W.G., 1956.- Some Xylarias of Tropical America. *Keeweenaw*, 3: 401- 444.
- FERRER, A. & GILBERT, G.S., 2003.- Effect of tree host species on fungal community composition in a tropical rain forest in Panama. *Divers. Distrib.*, 9 (6): 455-468.
- FIDALGO, O. & BONONI, V.L., 1989.- Fungos e líquens macroscópicos: 24-26 (en) FIDALGO, O. & BONONI, V.L.R. (coords.) *Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico*. Instituto de Botânica, São Paulo.
- FRANCO-MOLANO, A.E., CORRALES, A. & VASCO, A., 2010.- Macrohongos de Colombia II. Listado de especies de los órdenes Agaricales. Boletales. Cantharellales y Russulales (Agaricomycetes - Basidiomycota). *Actual Biol.*, 32 (92): 89-114.
- GÓMEZ-HERNÁNDEZ, M.A. & WILLIAMS-LINERA, G., 2011.- Diversity of macrofungi determined by tree species, vegetation structure and micro-environment in tropical cloud forests in Veracruz, Mexico. *Botany*, 89 (3): 203-216.
- HAWKSWORTH, D., 1991.- The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance, and conservation. *Mycological Research*, 95: 641-655.
- HENKEL, T.W., TERBORGH, J. & VILGALYS, R., 2002.- Ectomycorrhizal fungi and their leguminous hosts in the Pakaraima Mountains of Guyana. *Mycol. Res.*, 106 (5): 515-531.
- KIERS, E.T., DUHAMEL, M., BEESSETTY, Y., MENSAH, J.A., VERBRUGGEN, E., FELLBAUM, C.R., BÜCKING, H., 2011.- Reciprocal Rewards Stabilize Cooperation in the Mycorrhizal Symbiosis. *Science*, 333 (6044): 880-882.
- KREBS, C., CARRIER, P., BOUTIN, S., BOONSTRA, R. & HOFER, E., 2008.- Mushroom crops in relation to the weather in southwestern Yukon. *Botany*, 86: 1497-1502.
- KUJAWA, A. & KUJAWA, K., 2008.- Effect of young midfield shelterbelts development on richness of macrofungi communities and their functional structure. *Pol. J. Ecol.*, 56: 45-56.
- LODGE, D., 1997.- Factors related to diversity of decomposer fungi in tropical forests. *Biodivers. Conserv.*, 6(5): 681-688.
- LODGE, D., CHAPELA, I., SAMUELS, G., UECKER, F.A., DESJARDIN, D., HORAK, E., ... WHALLEY, A.J.S., 1995.- A survey of patterns in fungal diversity: 157-173 (en) SCHELDEGGER, C. & WOLSELEY, P. (eds.) *Lichen conservation. Proceedings of the Symposium Lichens - a Strategy for Conservation*. Mitteilungen der Eidgenössischen Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft, Vancouver.
- LODGE, D., LASSØE, T., AIME, M.C. & HENKEL, T.W., 2008.- Montane and cloud forest specialists among neotropical Xylaria species. *North Am. Fungi*, 3: 193-213.

- MCCUNE, B., GRACE, J.B. & URBAN, D.L., 2002.- *Analysis of ecological communities*. MjM Software. Glenden Beach. Oregon.
- MUELLER, G., BILLS, F. & FOSTER, S., 2004.- *Biodiversity of Fungi Inventory and Monitoring methods*. First edition. Elsevier Academic Press.
- MUELLER, G., SCHMIT, J., LEACOCK, P., BUYCK, B., CIFUENTES, J., DESJARDIN, D., ... WU, Q., 2006.- Global diversity and distribution of macrofungi. *Biodiversity and Conservation*. On line: Springer Science + Business Media B.V.
- OHENOJA, E., 1993.- *Effect of weather conditions on the larger fungi at different forest sites in northern Finland in 1976-1988*. Unpublished Ph.D. thesis, Department of Botany, Oulu University, Oulu, Finland.
- O'HANLON, R. & HARRINGTON, T.J., 2012.- Macrofungal diversity and ecology in four Irish forest types. *Fungal Ecology*, 5: 499-508.
- RYVARDEN, L., 1991.- *Genera of Polypores nomenclature and taxonomy*. Synopsis Fungorum 5. Norway.
- SCHMIT, J.P. & MULLER, J.M., 2006.- An estimate of the lower limit of global fungal diversity. *Biodiversity and conservation*. On line: Springer Science + Business Media B.V.
- SINGER, R., 1986.- *The Agaricales in modern taxonomy*. Fourth edition. Koeltz Scientific Books, Chicago.
- STATSOFT, 2004.- Statistica 7.0. Recuperado de <http://www.statsoft.com.au/v7.htm>
- SWAPNA, S., AKBER S. AND KRISHNAPPA M., 2008. Diversity of macrofungi in semi-evergreen and moist deciduous forest of Shimoga District-Karnataka, India. *J. Mycol. Pl. Pathol.*, 38(1): 21-26.
- WEBSTER, J. & WEBER, R., 2007.- *Introduction to Fungi*. Third edition. Cambridge University Press.
- WILKINS, W.H & SHEILA, H.M., 1940.- The ecology of the larger fungi. *Annals of Applied Biology*, 27 (1): 17-34.

A CONTRIBUTION TO THE KNOWLEDGE OF SPECIES OF THE TRIBE ACRATINI FROM PANAMA AND FRENCH GUIANA (BRENTIDAE: TRACHELIZINAE)*

Alfredo Lanuza-Garay¹

Abstract

This paper lists the species belonging to the tribe Acratini (Alonso-Zaragoza, Lyal, Bartolozzi & Sforzi, 1999) (Brentidae: Trachelizinae) in Panama and French Guiana; some of them are reported for first time in Panama: *Acratus diringshofeni* Soares, 1970; *Acratus bellus* Soares, 1970; *Acratus mendax*, Soares, 1970; *Nemobrenthus helmenreichii* (Redtenbacher, 1868) Comb. Nov., and *Proteramocerus disparilis* Soares & Dias, 1971; likewise *Acratus pobli* Soares, 1970 and *Teramocerus punctirostris* are recorded for first time in French Guiana, also I made mention of species recently recorded in both countries by Mantilleri (2015). Meanwhile, nomenclatural position of each one species is updated. Their taxonomy, diagnosis, type depositories, geographical distribution, material examined, and other relevant details are presented for each species.

Key words: primitive weevils, taxonomy, Acratini, Panama, French Guiana.

CONTRIBUCIÓN AL CONOCIMIENTO DE LAS ESPECIES DE LA TRIBU ACRATINI DE PANAMÁ Y GUYANA FRANCESA (BRENTIDAE: TRACHELIZINAE)

Resumen

Este artículo enlista las especies de la tribu Acratini (Alonso-Zaragoza, Lyal, Bartolozzi & Sforzi, 1999) (Brentidae: Trachelizinae) presentes en Panamá y Guyana Francesa, siendo nuevos reportes para Panamá: *Acratus diringshofeni* Soares, 1970; *Acratus bellus* Soares, 1970; *Acratus mendax* Soares, 1970, *Nemobrenthus helmereichii* (Redtenbacher, 1868) Comb. Nov. y *Proteramocerus disparilis* Soares & Dias, 1971; de igual manera *Acratus pobli* Soares, 1970 y *Teramocerus punctirostris* se reportan por primera vez en Guyana Francesa, haciéndose mención además de algunas especies reportadas recientemente en ambos países por Mantilleri (2015). De igual forma la nomenclatura de cada una de las especies mencionadas es actualizada. La taxonomía, diagnosis, ubicación de los materiales tipo, distribución geográfica, ubicación del material revisado y otros elementos relevantes de cada una de las especies ha sido compendiada y catalogada.

Palabras clave: gorgojos picudos, taxonomía, Acratini, Panamá, Guyana Francesa.

* FR: 2-II-2015. FA: .27-VIII-2015

¹ Entomólogo, Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Colón, Departamento de Zoología. Panamá, Panamá. E-mail: lanuzaa@si.edu

CÓMO CITAR:

LANUZA-GARAY, A., 2015.- A contribution to the knowledge of species of the tribe Acratini from Panama and French Guiana (Brentidae: Trachelizinae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 263-278.

DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.17



INTRODUCTION

The Acratini Alonso-Zarazaga, Lyal, Sforzi and Bartolozzi, 1999 is a tribe of neotropical Brentidae comprising 11 genera (MANTILLERI *et al.*, 2014) and more than 100 species. Several taxonomical works treating the Acratini have been published since the XIXth (SHARP, 1895; KLEINE, 1921, 1927, 1938; BOHEMAN in SCHOENHERR 1840) and XXth century (SOARES, 1970; SOARES & DIAS, 1971; SOARES & SCIVITARO, 1972), making great advances in our knowledge. However, examination of material from many neotropical regions has revealed numerous undescribed taxa (MANTILLERI, 2014a; MANTILLERI *et al.*, 2014) indicating that this tribe is in need of further revision at the generic as well as the specific level.

This tribe, mostly from South America and finds its greatest diversity in Brazil. According SFORZI & BARTOLOZZI (2004), four genera are represented in Panama: *Neacratius* Alonso-Zaragoza, Lyal, Sforzi and Bartolozzi, 1999; *Nemocoryna* Sharp, 1895; *Nemobrenthus* Sharp, 1895 and *Proteramocerus* Kleine, 1921, while in French Guyana there are five: [*Neacratius*, *Proteramocerus*] *Acratus* Lacordaire, 1866, *Nemocephalinus* Kleine, 1927 and *Teramocerus* Schoenherr, 1840; nevertheless, MANTILLERI (2015 a,b,c) has made important contributions about knowledge of tribe Acratini in Central and South America.

From among the unidentified material stored in museums and insect collections in Panamá and French Guiana, I report seven new records of Acratini in both countries. A complete diagnosis to identify the species and distribution maps are presented.

METHODS

Several dry pinned species of brentids were studied and illustrated from the institutions listed below. Their abbreviations are used throughout the paper: **MIUP** - Museo de Invertebrados G.B. Fairchild, Universidad de Panamá; Colección Entomológica, **PCMENT** - Programa Centroamericano de Maestría en Entomología, Universidad de Panamá, **STRI** - Smithsonian Tropical Research Institute Insect Collection in Panama; specimens from French Guiana are present in the private collection of Jean Louis Giuglaris - **CJLG**. I didn't have access to the type material of each species mentioned on this paper; nevertheless it's important to mention their current location in the following collections: **IPEACS** - Instituto de Pesquisas e Experimentação Agropecuárias do Centro-Sul, Manicoré, Amazonas, Brazil; **IBSP** - Instituto Biológico São Paulo, Brazil; **IOC** - Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brazil; **MZSP** - Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Brazil; **MNRJ** - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Brazil; **MNHN** - Muséum National d' Histoire Naturelle, Paris, France; **NHM** - The Natural History Museum, London, United Kingdom; **NHRS** - Naturhistoriska Riksmuseet, Estockholm, Sweden; **NMW** - Naturhistorisches

Museum Wien, Austria; **ZMUC** - Zoological Museum, University of Copenhagen, Denmark. Type's abbreviations: **AT**: Allotype, **HT**: Holotype, **LT**: Leptotype, **PLT**: Paralectotype, **PT**: Paratype, **ST**: Syntype; synonyms and unintentional spelling errors [lapsus] are listed.

All species examined for this paper were collected from 1969 to 1993 in Panamá, and 2001 to 2012 in Commune La Regina and Cacao, French Guiana; specimens and external structures were examined using a Leica GZ-6 stereomicroscope. Panamanian specimens were photographed using a Canon SX-500 camera and the Visionary Digital Passport optical equipment; photographs of French Guiana specimen are courtesy of Jean-Louis Giuglaris, each of them was edited using GIMP (GNU Image Manipulation Program) (KIMBAL *et al.*, 2008). For brentid species, determinations were made using the published descriptions of SHARP (1895), KLEINE (1927), SOARES (1970), SOARES & DIAS (1971), SOARES & SCIVITARO (1972) and MANTILLERI (2015a). Indeed, taxonomical classification of tribe Acratini is controversial; many authors (SHARP, 1895; KLEINE, 1927, 1938; SOARES & DIAS, 1971; SOARES & SCIVITARO, 1972) established the genera *Proteramocerus*, *Teramocerus*, *Acratus* and *Nemobrenthus*; according MANTILLERI (2015) based in misinterpretations and wrong descriptions; a thorough examinations of sclerites and internal sac of aedeagus and phylogenetical analyses can establish that *Proteramocerus* and *Acratus* are artificial taxa and moving as synonyms of *Teramocerus*; some *Proteramocerus* and *Teramocerus* species recently have been moved to new genera *Rugosacratus* and *Teramocerooides* respectively; thus, for species taxonomy and new combinations I followed the proposal of MANTILLERI (2015a,b,c), but keeping traditional taxonomy of Acratini at genera level (other *Acratus* and *Proteramocerus* which haven't been accommodate yet in a new taxon are remarked with a * in the key) described on this paper and make some comments about taxonomic position changes (remarks). Distributional data were imported into Map Creator 2 (PRIMAP SOFTWARE, 2007) for mapping based on published information by SHARP (1895); SOARES & DIAS (1971); WOLDA *et al.* (1998), and SFORZI & BARTOLOZZI (2004).

RESULTS

Seven species of Acratini are recorded in this paper; five of them are new records for Panamá and two for French Guiana. The new records extend the distribution of *Proteramocerus disparilis* Soares y Dias, 1972, *Acratus pohli* Soares, 1970; *Acratus diringshofeni* Soares, 1970, *Acratus bellus* Soares, 1970, *Acratus mendax* Soares, 1970, *Nemobrenthus helmenreichii* (Redtenbacher, 1868) and *Teramocerus punctirostris* Boheman, 1840. Meanwhile, I made mention of several Acratini species has been recorded recently in both countries: *Rugosacratus eximius* Mantilleri, 2015, *Teramocerooides belti* Sharp, 1895 and *Teramocerus rileyi* Mantilleri, 2015. Identification of specimens of Acratini based solely of external morphological characters or without

a taxonomical key may sometimes be tricky particularly in males, nevertheless isolate females are very difficult to identify if not impossible, for this reason, I present an identification key for separating Acratini genera treated here.



Figures 1-9. Species of Acratini; *Rugosacratius* spp. Habitus of adults: 1. *R. eximius* (Mantilleri, 2015) male; 2-3 *Proteramocerus* spp. Habitus of adults: 2. *P. disparilis* Soares & Dias, 1971 male; 3. *P. disparilis* Soares & Dias, 1971 female; 4-8 *Acratus* spp. Habitus of adults: 4. *A. diringshofeni* Soares, 1970 male; 5. *A. mendax* Soares, 1970 male; 6. *A. bellus* Soares, 1970 male; 7. *A. pobli* Soares, 1970 male; 8. *A. pobli* Soares, 1970 female; *Nemobrenthus* Habitus of Adults. 9. *N. helmenreichii* (Redtenbacher, 1868) male

Taxonomy

Key to separate Genera of Acratini (Coleoptera: Brentidae)

1a. Antennae long, last antenonomere acuminate, elongate, first tarsal segment very long or as long as the length of 2nd and 3rd together..... 2

1b. Antennae longer or shorter, last antenonomere acuminate or normal, first tarsal segment when it is long not as above..... 3

- 2a. Antennae longer, extending beyond the neck, first tarsal segment at most as long as the length of 2nd and 3rd together, elytra apical tooth without dense pubescence.....*Teramocerus Schoenherr*, 1840
- 2b. Antennae long, slender, extending beyond the neck, first tarsal segment very long, at least one a half times the 2nd and 3rd together, elytra apical tooth provided dense pubescence..... *Teramoceroïdes* Mantilleri, 2015
- 3a. Antennae long, reaching the base of metarostrum (except *T. punctirostris*), head weakly puncturate with numerous transverse wrinkles, first tarsal segment at most as long as the length of 2nd and 3rd together..... *Rugosacratus* Mantilleri 2015
- 3b. Antennae reaching the neck of prothorax..... 4
- 4a. Antennae extending to the prothorax, first tarsal segment longer or shorter than length of 2nd and 3rd together, sturdy body..... 5
- 4b. Antennae shorter, at least just reaching the neck, first tarsal segment at most as long as the length of 2nd and 3rd together, slender body.....*Proteramocerus* Kleine, 1821*
- 5a. Antennae extending to the medial side of the prothorax, first tarsal segment almost as long as the length of 2nd and 3rd together.....*Acratus* Lacordaire, 1866*
- 5b. Antennae extending to the apical side of the prothorax, first tarsal segment shorter than length of 2nd and 3rd together.....*Nemobrenthus* Sharp, 1895

Acratus Lacordaire, 1866

Acratus Lacordaire, 1866: *Brentides: in Histoire Naturelle des Insectes. Genera des Coléoptères. VII: 166. Type specie: Brentus suturalis by original designation.*

Acratus is considered a genus between the Ithystenini and the Nemocephalini (SOARES, 1970); it differs from slender *Proteramocerus* and *Teramocerus* by the sturdy body (except *Acratus apicalis*); the head and rostrum are shorter than either *Proteramocerus* or *Teramocerus*; the prothorax is pyriform or cylindrical, sulcate; the elytral apex is rounded; the first tarsal segment is almost as long as the length of 2nd and 3rd together.

Acratus diringshofeni Soares, 1970 (Figure 4)

***diringshofeni* Soares, 1970: *Studia Entomologica*, 13 (1-4): 206; Type depository: MZSP (Diringshofen Coll.) (HT).**

Diagnosis: *A. diringshofeni* is recognized by the following set of features: head longer than broad, rostrum ventrally without dense pubescence, prothorax reddish-brown, opaque, pyriform, with three longitudinal black bands, one in the median groove and one on each side; elytra green with golden highlights, elytral suture, I-II striae and I-II interstriae reddish-brown; elytral apex reddish-brown, rounded; pro and mesofemora clubbed, metafemora not laminate at base.

Distribution map: Figure 10: Brazil (SOARES, 1970; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004); Panama (first record).

Examined material: lago Alajucla, área del Canal de Panamá, 1 (♂) (MIUP).

Acratus pobli Soares, 1970 (Figure 7 & 8)

pobli Soares, 1970: *Studia Entomologica*, 13 (1-4): 229; **Type depository:** MZSP (Diringshofen Coll.) (HT).

Diagnosis: Head longer than broad, rostrum ventrally densely pubescence; prothorax pyriform-shaped, evenly green without bands; elytra green with bronze highlights according the light incident, elytral suture, I-II striae and I-II interstriae reddish-brown, post-median black blotch; elytral apex rounded, elytral declivity reddish-brown; pro and mesofemora clubbed, metafemora laminate at base.

Distribution map: Figure 11: Brazil to Paraguay (SOARES, 1970; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004); French Guiana (first record).

Examined material: French Guiana, Track Kapiri, RN2 PK 125 commune de Regina, Nov. 15, 2010, Jean-Louis Giuglaris, interception trap (trap glass), 1 (♀) (CJLG); Track Kapiri, RN2 PK 125 commune de Regina, Nov. 29, 2012, Jean-Louis Giuglaris, interception trap (trap glass), 1 (♂) (CJLG).

Acratus mendax Soares, 1970 (Figure 5)

mendax Soares, 1970: *Studia Entomologica*, 13 (1-4): 225; **Type depository:** MNRJ (Campos Seabra Coll.) (HT).

Diagnosis: *A. mendax* is recognized by the following combination of characters: head wider than long, prorostrum slender, barely dilated at apex; antennae reach the middle of prothorax, 1-8 antennomeres are conical, 9-11 cylindrical, last antennomere acuminate; prothorax pyriform, dorsally green-purple; elytra green without golden highlights, elytral declivity and caudal appendices purple. The species can be distinguished from *A. gracillipes* by the size of the rostrum; all tarsal segments are the

same length (*A. gracillipes* first tarsal segment as long as 2nd and 3th tarsal segment together).

Distribution map: Figure 10: Panama (first record); Brazil (SOARES, 1970; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004)

Examined material: Panamá, Barro Colorado Island, May 22, 1973, H. Wolda, Light Trap, 1 (♂) (STRI).

Acratus bellus Soares, 1970 (Figure 6)

***bellus* Soares, 1970:** *Studia Entomologica*, 13 (1-4): 203; **Type depository:** MZSP (Campos Seabra Coll.) (HT, AT, PT).

Diagnosis: *A. bellus* can be confused with *A. bechynei*, It can be distinguished from *A. bechynei* by the following characters: *A. bechynei*: head slightly longer than pronotum (*A. bellus* head shorter than pronotum); prothorax in *A. bechynei* elongated and strongly angulate (*A. bellus* prothorax pyriform-shaped); Hind femora laminated, base of the femora angulate (*A. bellus* without angulate structure).

Distribution map: Figure 10: Brazil (SOARES, 1970; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004); Panama (first record).

Examined material: Canal Zone, Fort Kobbe, Nov. 12, 1984, H. Stockwell, 1 (♂) (STRI); El Valle, Altos de Campana National Park, May 22, 1998, Bryan K. Eya, 1 (♂) (MIUP)

Nemobrenthus Sharp, 1895

Nemobrenthus Sharp, 1895 *Biologia Centrali Americana* 4(6): 71. *Neobrenthus*, Kleine, 1937 *Entomologisches Nachrichtenblatt* 11(2): 102 [lapsus]; Type specie: *Nemobrenthus aeneipennis* Sharp, by original designation.

Nemobrenthus is a small group of medium size brentids that resemble *Acratus* by the sturdy body, head and rostrum are shorter, collar constriction well marked; prothorax pyriform longer than broad, longitudinally grooved, not punctate; elytral apex rounded without apical tooth; femora not pedunculate; at base, dorsal part of femora slightly flattened and grooved. Differs them by first tarsal segment broader than long; shorter than 2-3 together, looking sub-equals; tarsomeres 2-3 impressed on upper side; tarsomere 2 broader than long.

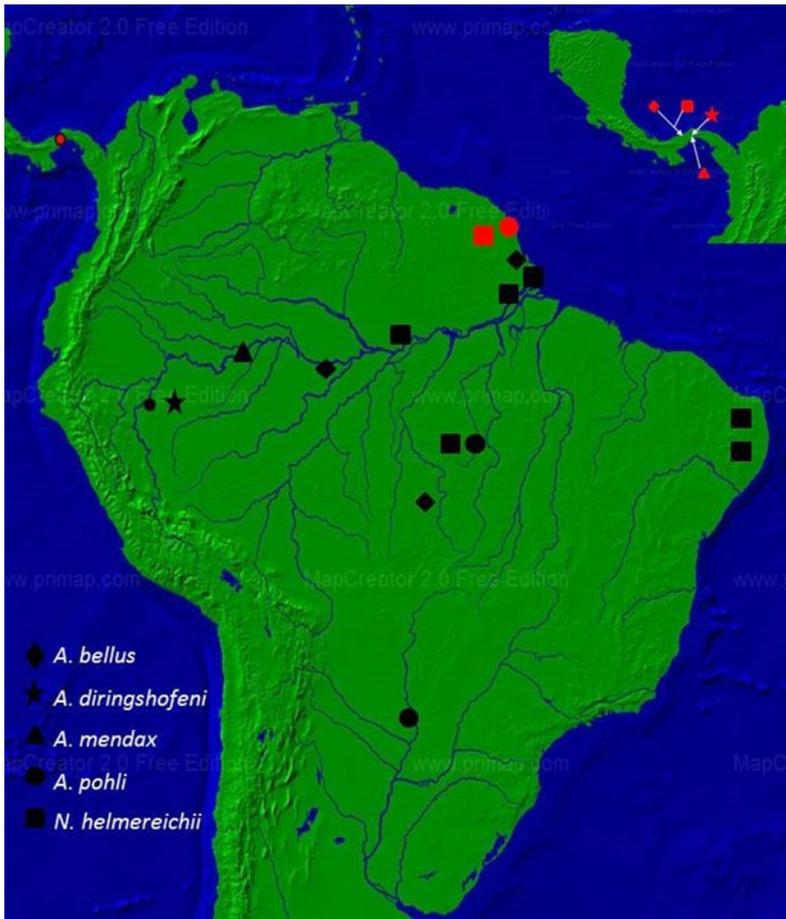


Figure 10. Distribution map of *Acratus* spp. and *Nemobrentus* spp. in Central America and South America: *A. diringshofeni* (stars), *N. helmenreichii* (square), *A. mendax* (triangle), *A. bellus* (rhombs) and *A. pohli* (dot). Red spots = new localities; Black spots = previously known distribution confirmed by the author.

Nemobrenthus helmenreichii (Redtenbacher, 1868) Comb. Nov. (Figure 9)

***helmenreichii* Redtenbacher, 1868** (*Trachelizus*); *Syn. Kleine, Coleopterum Catalogus* 1927:74; *helmenreichi*: Schoenfelt, 1908: *Genera Insectorum*: 22 (*Trachelizus*) [lapsus]; Type depository: ZMUC (*B. suturalis*) (HT); NMW (*T. helmenreichii*) (HT).

Diagnosis: *N. helmenreichii* can be recognized by the following combination of characters: body reddish brown, elytra strongly metallic green, dark post-median elytral blotch hardly distinct; head not punctate, interocular fovea weak but distinct. antennae short, antennomeres 2-8 broader than long, 9-10 longer than broad, 11 two times as long as 10.

Distribution map: Figure 10: Brazil (SOARES, 1970; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004); Panama (first record).

Examined material: Cerro Campana, Aug. 13, 1974, H.P. Stockwell, 1 (♂), 5 (♀) (STRI); Cerro Campana, Aug. 17, 1974, H.P. Stockwell, 2 (♀) (STRI)

Remarks: *N. helmenreichii* was described on the one female specimen by Lund (1800) as *Trachelizus helmenreichii*, nevertheless, Kleine and Soares place *T. helmereichii* as a synonym of *Teramocerus suturalis* (*Acratus*); this concept as understood erroneously by them and referring completely different species according MANTILLERI (2015b). For this reason he propose remove it from synonymy.

Proteramocerus Kleine, 1921

Proteramocerus Kleine, 1921, *Brenthidenstudien-Entomologische Blätter* 17(7/9): 129; Type specie: *Brenthus acutipennis* by original designation.

Proteramocerus is a group of slender brentids that differs from *Acratus* by the head very long, longer than broad, antennae longer or shorter at least just reaching the neck, prothorax slender, elytra with thorn-shaped caudal appendices present in both sexes or at least in males, or rarely absent, legs slender, femora clubbed, first tarsal segment at most as long as the length of 2nd and 3rd together.

Proteramocerus disparilis Soares y Dias, 1971 (Figures 2 and 3)

***disparilis* Soares y Dias, 1971.** *Rev. Brasil. Entomol.* Vol. 15 (7): 56. **Type Depository:** MNRJ (Campos Seabra Coll.) (HT, AT, PT), IBSP (PT), IOC (PT), MNRJ (PT), MZSP (Diringshofen Coll.) (PT).

Diagnosis: *P. disparilis* is recognized by the following set of features: body dark-brown, slender; head very long, dorsally glabrous with transversal striae, antennae with third antenomere longer than others; prothorax strongly longer, than broad, smooth, rhomboid-like appearance, apically with transversal striae, longitudinally grooved; elytra without obvious puncturation, elytral apex rounded without an evident declivity; femora clubbed; first tarsal segment as long as the length of 2nd and 3rd together.

Distribution map: Figure 11: Panama (first record); Brazil and Peru (SOARES & DIAS, 1971; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004).

Examined material: Chepo, Altos del Majé, May 17, 1975, Stockwell & Engelman, Light Trap, 1 (♂) (STRI); Barro Colorado Island, Aug. 15, 1984, H. Wolda, 1 (♂) (MIUP); Panama, Interamericana Highway, E. Ipetí, May 3, 1993; H. Stockwell, 2 (♂), 1 (♀) (STRI).

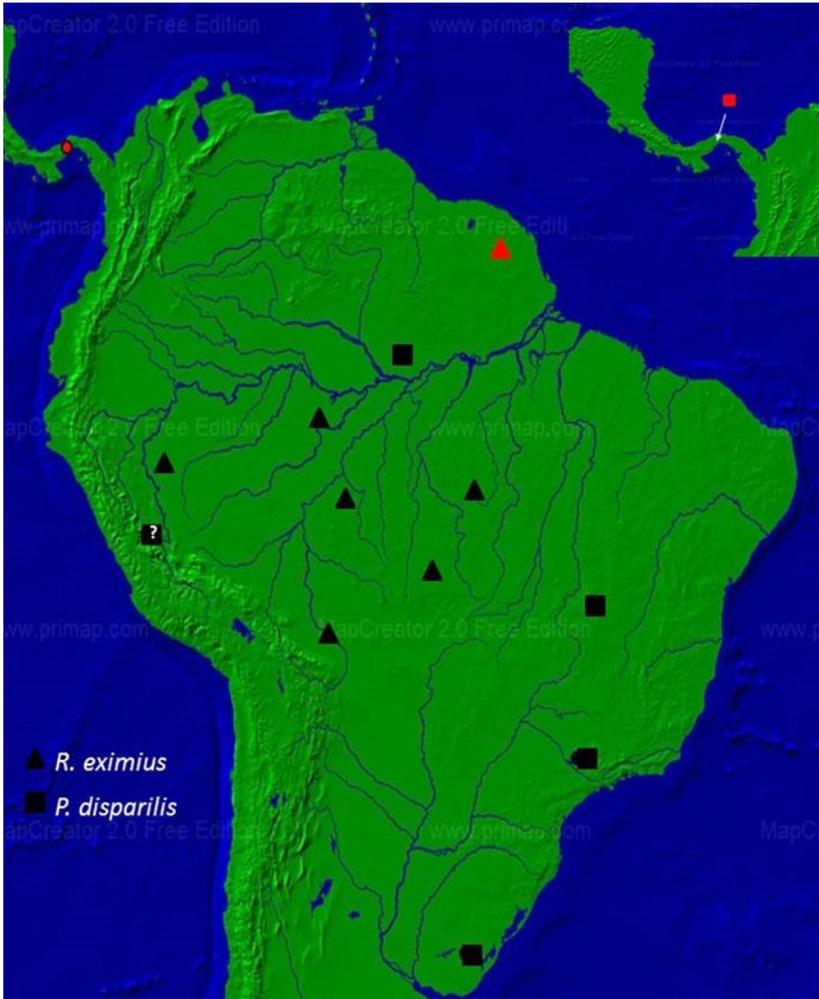


Figure 11. Distribution map of *Rugosacratus* and *Proteramocerus* ssp. in Central America and South America: *R. eximius* (triangles), *P. disparilis* (squares). Red spots=new localities; Black spots=previously known distribution confirmed by the author.

Remarks: according SOARES & DIAS (1971), *P. disparilis* belongs to a *Proteramocerus* restricted group without elytral thorn-shaped caudal appendices, taxonomically close to *Proteramocerus fidus* (KLEINE, 1927). The distribution from Peru (Paratype) cited by SOARES & DIAS isn't mentioned by SFORZI & BARTOLOZZI (2004), but is very doubtful. See remarks on the map [Figure 12. Squares (?)]

Rugosacratulus Mantilleri, 2015

Rugosacratulus Mantilleri 2015c, *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 120(3): 268; Type specie: *Proteramocerus chontalensis* by original designation.

Rugosacratulus is new genera proposed by Mantilleri 2015, differs from *Proteramocerus* by the following set of characters: Head weakly punctuated with numerous transverse wrinkles clearly visible (especially in males). Head without or with only a few sensory pores. Below the suture head gular fairly marked without sensory pores behind the median post-ocular fovéole. Antennae longer reaching the metarostum, antennomeres much longer than wide, segments 2-8 significantly widened at the apex; 9-10 subcylindrical to ovoid slightly narrowed at the base. First tarsal segment much longer than wide, longer the following two together; Abdomen elongated sternites III-IV non-depressed or furrowed, punctuated on sides.

Rugosacratulus eximius Mantilleri, 2015 (Figure 1)

***eximius* Mantilleri 2015c:** *Bulletin de la Société Entomologique de France* 120 (3): 273. **Type depository:** MNHN (HT).

Diagnosis: this species is recognized by the following set of features: body dark-brown, elytra metallic green, slender, head and prothorax dorsally with transversal striae, rostrum longer, strongly sulcate dorsally from metarostum to prorostrum, antennae long, third antennal segment longer than other antennal segments; prothorax laterally with irregular outline, elytra with regular punctures, elytral suture blackish.

Distribution map: Figure 11: Nicaragua, Costa Rica; Peru, Bolivia, Brazil (SOARES & DIAS, 1971; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004) and French Guiana (MANTILLERI, 2015c)

Examined material: French Guiana, Road of the Kaw (RD06) PK 48 commune de Cacao, May 15, 2001, Jean-Louis Giuglaris, trap light uv, 1 (♂) (CJLG).

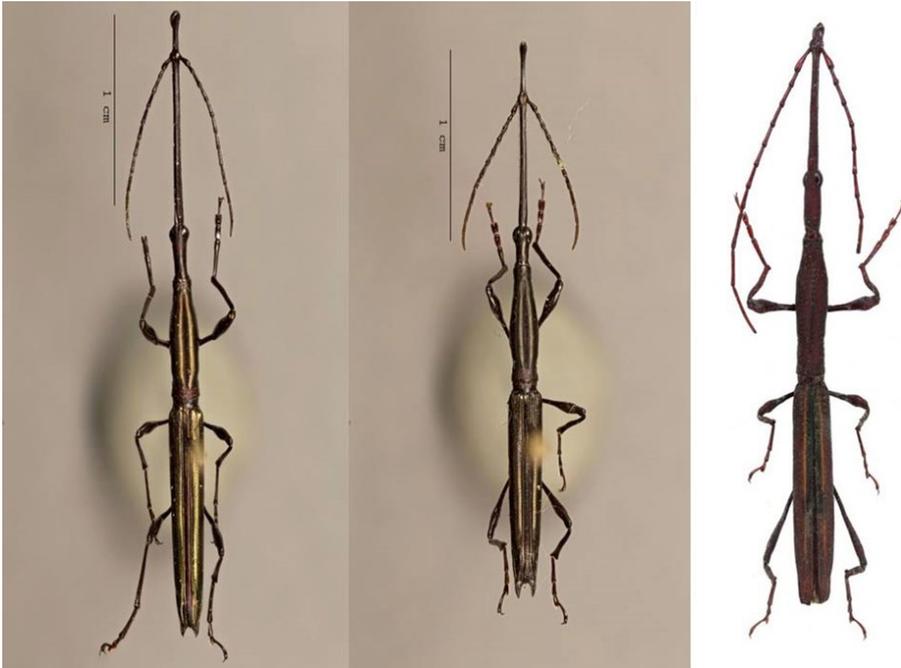
Remarks: prothorax on females' aren't wavy laterally; both males and females of *R. eximius* have spiny structures on elytral apex, however are short in females or absent.

Teramocerooides Mantilleri, 2015

Teramocerooides Mantilleri 2015c, *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 120(3): 279. Type specie: *Belorhynchus gracilis* by original designation.

The genus *Teramoceroides* proposed by MANTILLERI (2015c) differs from its brother group *Teramocerus* by the following set of characters: below rostrum male with very long bristles, sensory pores well above the base of the prostrum forward. Antennomeres 9-10 longer than wide, cylindrical. Pronotum furrowed, not punctuated. First tarsal segment more long as wide, the first article of the metatarsal longer than males following two together.

Teramoceroides belti (Sharp, 1895) (Figure 12)



Figures 12.-14 Species of Acratini: *Teramoceroides* spp. Habitus of adults: **12.** *T. belti* Sharp, 1895 male; **13-14.** *Teramocerus* spp. Habitus of adults. **13.** *T. rileyi* Mantilleri, 2015 male; **14.** *T. punctirostris* Boheman, 1840 male

***belti* Sharp, 1895:** *Biologia Centrali Americana*, Vol. 4 (6): 78 (*Teramocerus*); Mantilleri, 2015. *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 120 (3):283; **Type depository:** NHM (LT, PLT)

Diagnosis: According Sharp (1895), *T. belti* can be recognized by the following set of features: rostrum of male densely covered with setae beneath, its upper surface is remarkable in being raised along the middle, making it bisulcate; head beneath is wrinkled and the sides of the prosternum are granulate; elytra are of a beautiful silky metallic-green color with the suture purplish red.

Distribution map: Figure 15: Costa Rica, Nicaragua, (SHARP, 1895; KLEINE, 1927; SFORZI & BARTOLOZZI, 2004) and Panama (MANTILLERI, 2015c)

Examined material: Panama, Chepo, Maje Station, May 18, 1974, H. Stockwell and D. Engelman (STRI); Panama, Canal Zone, Fort Kobbe, July 26, 1974; H. Stockwell (STRI); Panama, Chepo, Maje Station, May 17, 1975, H. Stockwell and D. Engelman (STRI); Fort Kobbe, May 20, 1983, H. Stockwell, 1 (♂) (STRI); Panama, Colon, Canal Zone, Pipeline Road, May 7, 1984; H. Stockwell (STRI); Fort Kobbe, Aug. 4, 1985, H. Stockwell, 4 (♂) 3 (♀), (STRI); Panama, Canal Zone, Fort Kobbe, Aug. 24, 1985; H. Stockwell 2 esp. (STRI), Fort Kobbe, Jun. 15, 1992; Tobin, 2 (♂) (STRI); Colon, Galeta Island, May 17-18, 2003, R. Cambra and A. Santos; 1 (♂) (MIUP).

Remarks: WOLDA *et al.* (1998) refers to 52 specimens of *T. belti* from Barro Colorado Island, stored in the Charles W. O'Brien Collection (CWOB); nevertheless they aren't cited previously by SFORZI & BARTOLOZZI (2004) for the country.

Teramocerus Schoenherr, 1840

Teramocerus Schoenherr, 1840, *Genera et species Curculionidum*, Vol. 5(2): 556; *Teramocerus*; Kleine, 1920: *Der Brenthidenflügel*, 85 (A8): 13 [lapsus]. Type specie: *Teramocerus janthinus* by original designation.

This group differs from *Acratus* and *Proteramocerus* by the great elongation of the first tarsal segment and the length of the antennae, which extend beyond the prothorax and body much slender.

Teramocerus punctirostris Boheman, 1840 (Figure 14)

***punctirostris* Boheman** (in Schoenherr, 1840: *Genera et Species Curculionidum*: 566).
Type depository: MNRJ (Campos Seabra Coll.) (HT).

Diagnosis: *Teramocerus punctirostris* is distinct among the species of *Teramocerus* by possessing the following set of features: body brown, slender, prothorax laterally with soft irregular outlines; elytra with one yellow band on each side, elytral suture and post-medial blotch blackish, elytral apex not spiny.

Distribution map: Figure 15: Brazil (SFORZI & BARTOLOZZI, 2004), French Guiana (first record).



Figure 15. Distribution map. of *Teramocerus* and *Teramoceroideus* spp. in Central America and South America: *T. belti* (rhombs), *T. punctirostris* (inverted triangles) and *T. rileyi* (square). Red spot=new localities; Black spot= previously known distributions confirmed by the author.

Examined material: French Guiana, Track Kapiri, RN2 PK 125 commune de Regina, Nov. 25, 2010, Jean-Louis Giuglaris, interception trap (trap glass), 1 (♀) (CJLG) .

Remarks: Recently MANTILLERI (2015b) propose that *T. punctirostris* should be moved to the genus *Rugosacratus*, based in the peculiar set of characters who differs from other *Teramocerus*. Nevertheless, I prefer maintain the original name.

Teramocerus rileyi Mantilleri, 2015 (Figure 13)

rileyi Mantilleri, 2015. *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 120 (3): 289.
Type depository: TAMU (HT); MNHN (PT)

Diagnosis: *T. rileyi* can be distinguished from *T. belti* by the following set of features: body brownish, not metallic; elytra caudal appendices ventrally covered by coarse setae.

Distribution map: Figure 15: Panama (MANTILLERI, 2015c)

Examined Material: Paraiso, Canal Zone, Oct. 4, 1969, H. Stockwell, 1 (♂) (STRI); Gamboa, Panamá, Jun. 20, 1970, Colon, Canal Zone, Coco Solo Hospital, February 01, 1974, H. Stockwell, 1 (♂) (STRI); Parque Nacional Soberania, May 5, 1981, J.C. Chang, 1 (♂) (MIUP); Barro Colorado Island, Light trap, June 28, 1984, H. Wolda, 1 (♂) (MIUP); Panamá, Canal Zone, Pipeline Road, Jul. 2, 1984, H. Stockwell, 1 (♂) (STRI); H. Stockwell, 1 (♂) (STRI); Fort Kobbe, Aug. 24, 1985, H. P. Stockwell, 1 (♂), (STRI).

Remarks: According MANTILLERI (2015) *T. rileyi* is only known in Panama, however, it's may be more widespread in Central America.

In conclusion identification of Acratini species without study of the genitalia, it will be very difficult to properly identify most of Acratini as descriptions and keys given by Soares and Scivittaro are not reliable at moment. Indeed, they often based their conclusions on observations by Lacordaire or Schoenherr (especially for type species of the different genera) and those observations are almost always outdated now. Moreover, as their studies focused only on external features, they were blurred by the extraordinary variability inside a same species, leading to descriptions of several synonyms. A comprehensive study of the genitalia will understand this group and other groups of Brentidae, their phylogeny and taxonomy relations in the future.

ACKNOWLEDGEMENTS

This study would not have been possible without the help of the following persons. I would like to thank Diomedes Quintero and Roberto Cambra (MIUP), Héctor Barrios and César de León (PCMENT), Edwin Domínguez and Annette Aiello (STRI) for the loan of undetermined material and provided photographs of *A. mendax*, *A. bellus*, *T. belti* and *T. rigely*; my sincerely thanks to Jean-Louis Giuglaris who provided photographs of *A. pohli*, *R. eximius* and *T. punctirostris*. I also thank Antoine Mantilleri (MNHN), Yolanda Moreno de Niño (UP-CRUC) and Annette Aiello (STRI) for their support, useful comments and review in English. The author will never forget the constant support his wife Ursula Vargas-Cusatti gave him.

REFERENCES

- BOHEMAN, C.H., in SCHOENHERR, C.J., 1833.- Genera et species curculionidum, cum synonymia hujus familiae. Species novae aut hactenus minus incognitae, descriptionibus a Dom. L. Gyllenhal, C.H. Boheman et entomologis aliis illustratae. *Supplementum continens-Roret ed. Parisiis*, 1 (1): XV+381pp.
- BOHEMAN, C.H., in SCHOENHERR, C.J., 1840.- Genera et species curculionidum, cum synonymia hujus familiae. Species novae aut hactenus minus incognitae, descriptionibus a Dom. L. Gyllenhal, C.H. Boheman et entomologis aliis illustratae. *Supplementum continens-Roret ed. Parisiis & Fleischer ed., Lipsiae*, 5 (2): 465-978.
- KLEINE, R., 1920.- Der Berenthidenflügel. *Archiv für Naturgeschichte*, 85 (A8) [1919]: 1-30.
- _____, 1921.- Brenchidenstudien. *Entomologische Blätter*, 17 (7/9): 124-131.
- _____, 1927.- *Coleopterorum Catalogus. Pars 89: Brentidae*. Editio Secunda. W. Junk, Berlin.
- _____, 1937.- Bestimmungstabelle der Brentidae. *Entomologisches Nachrichtenblatt*, 11 (2): 91-103.
- _____, 1938.- Coleoptera. Fam. Brentidae (revision). *Genera Insectorum*, 207: 1-197.
- KIMBALL, E. & P. MATTIS, 2008.- The GIMP (GNU Image Manipulation Program). Dream Project. Available on the website: <https://www.gimp.org/>
- LUND, N.T., 1800.- Nogle Arten af Slaegten Brentus. *Skrivter af Naturhistorie- Selskabet*, 5 (2) [1802]: 54-91.
- MANTILLERI, A., 2014a.- Le genre *Neacratas*: étude de l'espèce-type et descriptions de deux nouvelles espèces (Coleoptera, Brentidae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 119 (3): 349-361.
- _____, 2014b.- Synonymies et désignations de leptotypes pour des taxa du genre *Teramocerus* (Coleoptera, Brentidae, Acratini). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 119 (4): 427-431.
- _____, 2015a.- What is *Teramocerus* Schoenherr, 1840? A New Definition from Revision and Phylogeny of the Group (Insecta: Coleoptera: Brentidae). *Zoosystema*, 37 (2): 258-322.
- _____, 2015b.- A Revision of the Genus *Nemobrenthus* Sharp (Coleoptera: Brentidae). *Neotropical Entomology*, 44: 1-11.
- _____, 2015c.- Nouveaux Genres et Espèces de la Tribu des Acratini (Coleoptera: Brentidae). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 120 (3): 267-296.
- MANTILLERI, A., LANUZA-GARAY, A. & BARTOLOZZI, L., 2014.- A New Specie of the Genus *Neacratas* Alonso-Zaragoza, Lyal, Bartolozzi, and Sforzi (Coleoptera: Brentidae: Acratini) From Central America. *The Coleopterists Bulletin*, 68 (4): 757-761.
- PRIMAP SOFTWARE, 2007.- Map Creator 2.0. Primap Software, available on the website: <http://www.primap.com/wscn/products.html>
- REDTENBACHER, L., 1868.- Coleopteren. Reise der Oesterreichischen Fregatte Novara um die Erde, in der Jahren 1857-59 unter dem Befehl des Commodore B. von Willenstorff-Urbain. *Zoologischer Theil*, 2(1), Wien [1867]: IV+249pp.
- SCHOENFELDT H., Von, 1908.- Coleoptera, Fam. Brentidae. *Genera Insectorum*, 65: 1-88.
- SFORZI, A. & BARTOLOZZI, L., 2004.- Brentidae of the world (Coleoptera, Curculionoidea). *Monografie del Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino*, 39.
- SHARP, D., 1895.- Class Insecta, Order Coleoptera. Tribe Rhynchophora. Fam. Brentidae (in SHARP, D., BLANDFORD, F.Z.S. & JORDAN, K. (eds.) (1895-1907): *Biologia Centrali Americana*, 4 (6): VI+396pp. (1-80).
- SOARES, B.A.M., 1970.- Contribuição ao Estudo das Espécies do Gênero *Acratus* Lacordaire (Coleoptera: Brentidae). *Studia Entomológica*, 13(1 -4): 193-251.
- SOARES, B.A.M. & DIAS, S.M., 1971.- Contribuição ao Estudo das Espécies do Gênero *Proteramocerus* Kleine, 1921 (Coleoptera: Brentidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 15 (7): 41-74.
- SOARES, B.A.M. & SCIVITTARO, A., 1972.- Duas Novas Espécies de *Proteramocerus* Kleine, 1921 (Coleoptera: Brentidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 16 (1): 1-6.
- WOLDA, H., O'BRIEN, C.W. & STOCKWELL, H.P., 1998.- Weevil Diversity and Seasonality in Tropical Panama as Deduced from Light-Trap Catches (Coleoptera: Curculionoidea). *Smithsonian Contribution to Zoology*, 590: 1-79.

ZOOLOGÍA INVERTEBRADOS

Invertebrate Zoology



S.C.

Hercules.

Caudenamarca.

CONTRIBUCIÓN A LA DISTRIBUCIÓN DE LAS MARIPOSAS DEL GÉNERO *Morpho* Fabricius, 1807 (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: MORPHINAE) EN EL NORORIENTE DEL DEPARTAMENTO DE SANTANDER (COLOMBIA) Y ESTUDIO DE SU GENITALIA*

Alfonso Villalobos Moreno¹, Inés Johanna Gómez²

Resumen

Se reportan las mariposas del género *Morpho* en el departamento de Santander, particularmente en las cuencas de los ríos ubicados en la provincia de Soto en el nororiente colombiano. Se realizan análisis descriptivos sobre la distribución geográfica y altitudinal.

Palabras clave: distribución altitudinal, distribución geográfica, diversidad, genitalia.

CONTRIBUTION TO THE DISTRIBUTION OF THE BUTTERFLIES OF THE GENUS *Morpho* Fabricius, 1807 (LEPIDOPTERA: NYMPHALIDAE: MORPHINAE) IN NORTH-EASTERN REGION OF THE DEPARTMENT OF SANTANDER (COLOMBIA) AND STUDY OF ITS GENITALIA

Abstract

Butterflies of the genus *Morpho* are reported in the North-Eastern region of the department of Santander, particularly in the basins of the rivers located in the Soto province. Descriptive analyses were made about altitudinal and geographical distribution.

Key words: altitudinal distribution, geographical distribution, diversity, genitalia.

* FR: 6-VI-2015 FA: 18-X-2015

¹ Estudiante de Doctorado en Entomología UNAL. Director Grupo GENA. Profesor Colsantos. Bucaramanga, Colombia. E-mail: avillalobosmo@unal.edu.co

² Bióloga - Universidad Industrial de Santander. E-mail: nanis949@gmail.com

CÓMO CITAR:

VILLALOBOS, A. & GÓMEZ, I.J., 2015.- Contribución a la distribución de las mariposas del género *Morpho* Fabricius, 1807 (Lepidoptera: Nymphalidae: Morphinae) en el nororiente del departamento de Santander (Colombia) y estudio de su genitalia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 281-289.

DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.18



INTRODUCCIÓN

Por su posición geográfica, diversidad de ecosistemas y gran complejidad vegetal, que generan innumerables ambientes muy particulares, Colombia es un país verdaderamente privilegiado en biodiversidad, presentando los primeros lugares en varios grupos. Por ejemplo, ocupa el tercer lugar en diversidad de mariposas diurnas, con cerca de 3.780 especies, las cuales se distribuyen entre las familias Hesperidae, Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae, Libytheidae, Riodinidae y Lycaenidae (ANDRADE-C., 1990).

Dentro de la familia Nymphalidae, la subfamilia Morphinae comprende 18 géneros, de los cuales el género *Morpho* registra 29 especies, todas restringidas al neotrópico (LAMAS, 2004). El género *Morpho* en Colombia tiene una amplia distribución altitudinal entre los cero y los 2800 msnm (RODRÍGUEZ *et al.*, 1996). La distribución geográfica de *M. helenor peleides* incluye Panamá, Colombia y Venezuela, mientras que *M. sulkowskyi sulkowskyi* se reporta solo para Colombia (LAMAS, 2004; CLARO, 2005; SAVELLA, 2015).

METODOLOGÍA

Se revisaron los ejemplares colectados en los diversos proyectos de caracterización de flora y fauna silvestre para empresas públicas y privadas del departamento de Santander, en los cuales se realizan capturas de mariposas diurnas como grupo indicador (VILLALOBOS-M., 2002, 2003a, 2003b, 2003c, 2004, 2009; CORPORACIÓN CTAS, 2010, 2012, 2013). Además, se revisó el material del trabajo de grado realizado por VILLAMIZAR & MOTTA (2003), que se encuentra depositado en las colecciones entomológicas de la Universidad Industrial de Santander (UIS) y de la Corporación Autónoma Regional para la Defensa de la Meseta de Bucaramanga (CDMB).

Las capturas fueron realizadas en bosques secundarios, matorrales, potreros y humedales, usando redes entomológicas de mango de madera, aro metálico de 0,45 m de diámetro y cono en tela tul. El material colectado se sacrificó con presión torácica (*pinching*), se guardó en sobres entomológicos y fue montado según normas ampliamente utilizadas (TRIPLEHORN & JOHNSON, 2005) y se identificó con base en SEITZ (1924), VÉLEZ & CONSTANTINO (1990) y WARREN *et al.* (2014).

Adicionalmente, se realizaron observaciones de la genitalia masculina, siguiendo los procedimientos básicos de inmersión del extremo del abdomen en KOH 10% por 24 horas, lavado, extracción, limpieza e inclusión en glicerina (TRIPLEHORN & JOHNSON, 2005). Se tomaron fotografías usando una cámara Samsung TL220 adaptada al ocular de un estereoscopio Variscope 4X. La terminología utilizada para la genitalia es la propuesta por KLOTS (1970) y RODRÍGUEZ *et al.* (1996).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se examinaron 27 ejemplares pertenecientes a las especies *Morpho helenor peleides* Kollar, 1850 (Fig. 1) y *Morpho sulkowskyi sulkowskyi* Kollar, 1850 (Fig. 2), siendo la primera especie la mejor representada con el 67% del material colectado. Adicionalmente, se hicieron extracciones, fotografías y descripciones de la genitalia masculina de ambas especies (Figs. 3 y 4).



Figura 1. *Morpho helenor peleides*. Arriba: macho en vista dorsal y ventral. Abajo: hembra en vista dorsal y ventral.

Con respecto a la distribución altitudinal, *M. helenor peleides* se reporta desde los 650 hasta los 1890 msnm, mientras que *M. sulkowskyi sulkowskyi* fue colectada a mayores alturas, entre los 1600 y los 2900msnm (Fig. 5). Dos hembras *M. helenor peleides* colectadas en el cerro La Judía de Floridablanca, corresponden a uno de los pocos reportes de la especie a estas alturas, convirtiéndose en un nuevo rango de distribución altitudinal para la zona.



Figura 2. *Morpho sulkowskyi sulkowskyi*. Macho en vista dorsal y ventral.

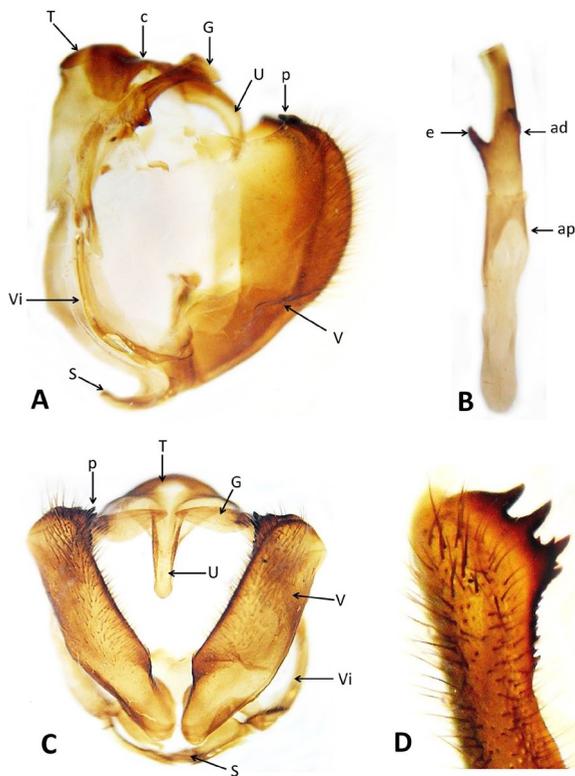


Figura 3. Genitalia masculina de *M. helenor peleides*. **A.** Vista lateral. **B.** Aedeagus. **C.** Vista frontal. **D.** Procesos apicales de la valva. ad: proceso distal del aedeagus; ap: proceso posterior del aedeagus; c: constricción dorso-ventral de la base del uncus; e: espina penial; G: gnathos; p: proceso apical de la valva; S: saccus; T: tegumen; V: valva; Vi: vinculum.

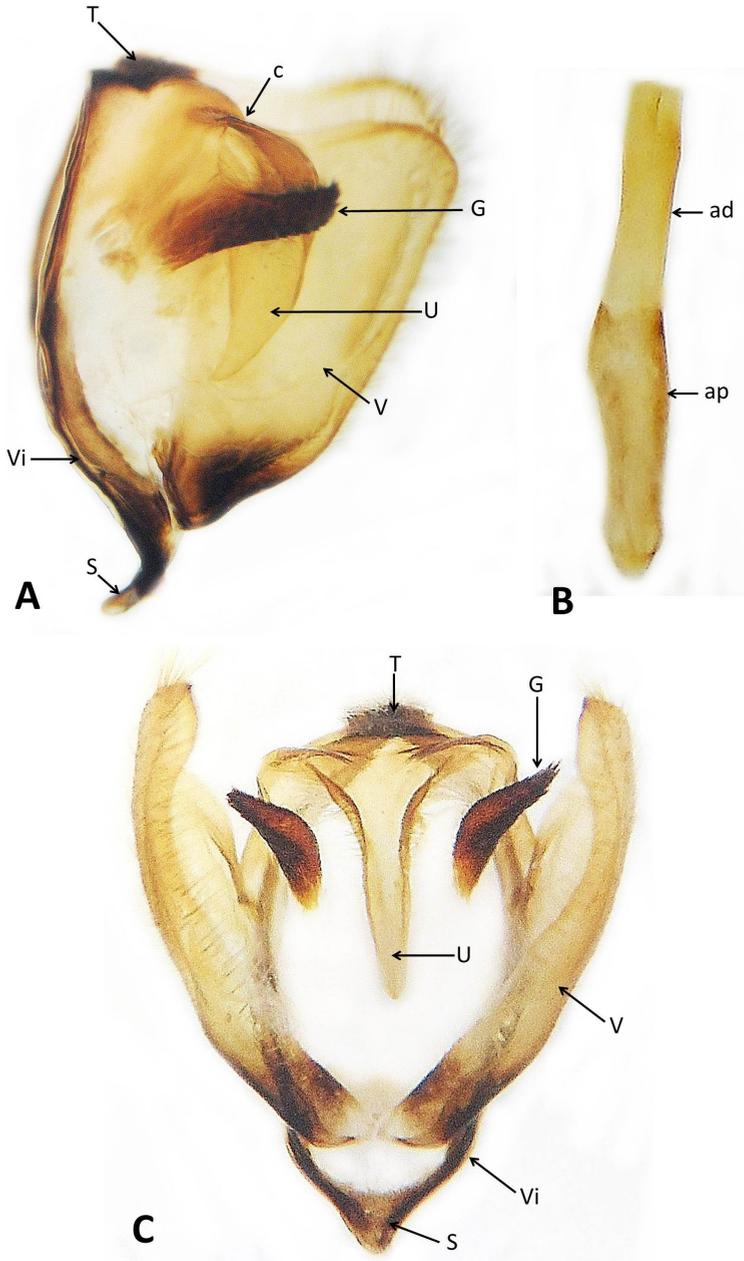


Figura 4. Genitalia masculina de *Morpho sulkowskyi sulkowskyi*. **A.** Vista lateral. **B.** Aedeagus. **C.** Vista frontal. ad: proceso distal del aedeagus; ap: proceso posterior del aedeagus; G: gnathos; S: saccus; T: tegumen; V: valva; Vi: vinculum.

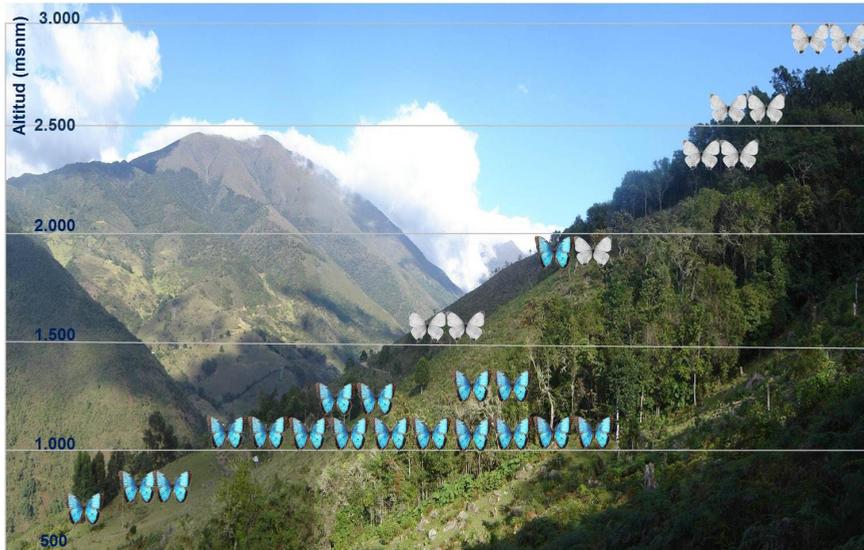


Figura 5. Representación esquemática aproximada de la distribución altitudinal del género *Morpho* para la zona de estudio.

Sobre la distribución geográfica, se aprecia claramente que *M. helenor peleides* se encuentra mejor distribuida y con mayor número de sitios con registros de la especie (Fig. 6). CABALLERO (2009) registra la especie para regiones cercanas a las reportadas en Los Santos del presente trabajo.

Nunca se observaron más de dos individuos de *M. sulkowskyi sulkowskyi* volando simultáneamente, mientras que de *M. helenor peleides* se observaron grupos de hasta siete individuos, lo cual puede ser una evidencia preliminar de la densidad de la población, pero claramente requiere mayores estudios.

Con respecto a la conservación de las especies, se puede afirmar que para *M. sulkowskyi sulkowskyi* la presencia de chuscales (*Chusquea* sp.) favorece a la especie por ser esta planta donde se hace oviposición y se alimentan las larvas (VÉLEZ & SALAZAR, 1991; CONSTANTINO, 1997; HEREDIA & ÁLVAREZ-LÓPEZ, 2007), mientras que el adulto, que basa su alimentación en frutos caídos y exudados de hongos, se conservaría protegiendo otros tipos de plantas, especialmente los encontrados en bosques a orilla de los ríos (HEREDIA & ÁLVAREZ-LÓPEZ, 2007). Para *M. helenor peleides*, la interacción con varias especies de leguminosas (YOUNG, 1978; CONSTANTINO, 1997) hace que se favorezca su conservación.

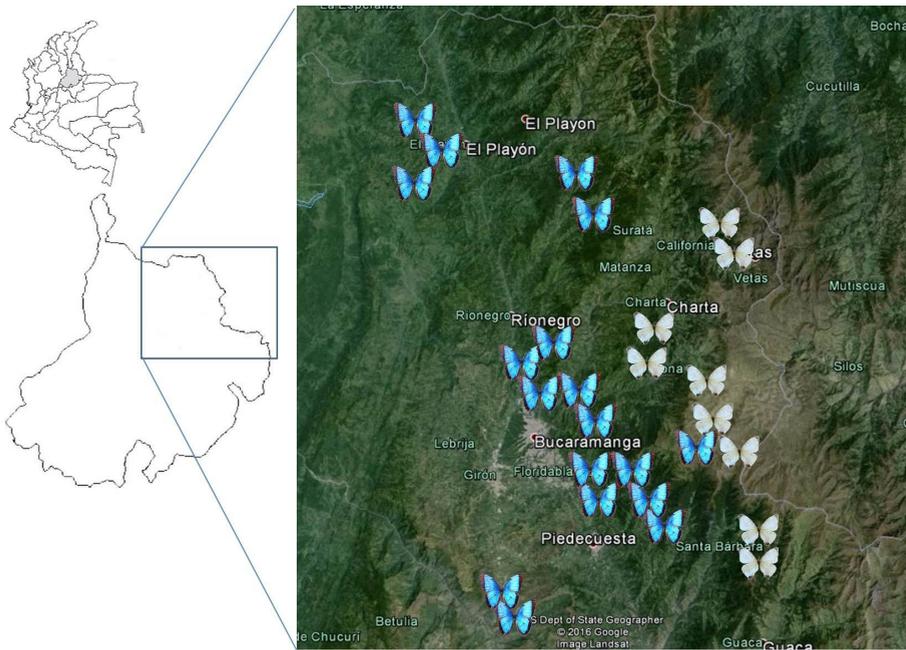


Figura 6. Distribución geográfica de las especies del género *Morpho* para la zona.

MATERIAL EXAMINADO

***Morpho helenor peleides* Kollar, 1850.** COLOMBIA, Santander, Los Santos, vereda La Purnia, 1273 msnm, 15 oct. 2001, Villalobos-Moreno *leg.*, dos hembras en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Alsacia, cerro La Judía, 1890 msnm, 17 oct. 2002, Espinosa *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Helechales, finca La Esperanza, 1100 msnm, 13 sep. 2002, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho y una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Helechales, finca La Esperanza, 1100 msnm, 15 sep. 2002, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Helechales, finca La Esperanza, 1100 msnm, 22 nov. 2002, Espinosa *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, El Playón, vereda La Naranjera, finca La Perla, 787 msnm, 23 abr. 2003, Hernández *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, El Playón, vereda La Naranjera, finca La Perla, 787 msnm, 24 abr. 2003, Hernández *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Helechales, Jardín Botánico, 1000 msnm, 10 mar. 2000, Motta *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander,

Floridablanca, vereda Helechales, finca La Esperanza, 1100 msnm, 28 ago. 2003, Hernández *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, El Playón, vereda La Negraña, finca Las Vegas, 650 msnm, 23 oct. 2003, Hernández *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Bucaramanga, cerros orientales, Campus Universidad de Santander, 1100 msnm, 14 oct. 2004, Villalobos-Moreno *leg.*, una hembra en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Bucaramanga, cerros orientales, Campus Universidad de Santander, 1100 msnm, 14 oct. 2004, Hernández *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Bucaramanga, cerros orientales, Campus Universidad de Santander, 1100 msnm, 21 sep. 2004, Hernández *leg.*, dos hembras en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Suratá, vereda Santa Rosa, 1190 msnm, 16 nov. 2009, Villalobos-Moreno *leg.*, dos hembras en la Colección CDMB.

Morpho sulkowskyi sulkowskyi. COLOMBIA, Santander, Tona, vereda Guarumales, 1600 msnm, 14 feb. 2002, Espinosa *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Tona, vereda Guarumales, 1600 msnm, 14 feb. 2002, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Aguablanca, kilómetro 36 vía Cúcuta, 2611 msnm, 23 ene. 2003, Bueno *leg.*, dos machos en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Floridablanca, vereda Alsacia, cerro La Judía, 1890 msnm, 2 dic. 2002, Espinosa *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Piedecuesta, vereda San Isidro, 2400 msnm, 13 oct. 2004, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, Piedecuesta, vereda Cristales, finca El Rasgón, 2400 msnm, 16 oct. 2004, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, California, vereda La Baja, 2900 msnm, 28 ene. 2010, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho en la Colección CDMB. COLOMBIA, Santander, California, Vereda La Baja, 2900 msnm, 31 ene. 2010, Villalobos-Moreno *leg.*, un macho en la Colección CDMB.

AGRADECIMIENTOS

Los autores desean agradecer a sus respectivas familias por el apoyo incondicional durante su vida profesional y de formación personal. Así mismo, a todas aquellas personas que hicieron posible este artículo, especialmente al trabajo de laboratorio y campo, de nuestros amigos Jorge Villamizar Cobos, Luis Miguel Villamizar, Aldrín Darío Espinosa, Juan Carlos Hernández, Edgar Bueno, Néstor Cepeda, Juan Carlos Agudelo y otros estudiantes de Biología de la UIS.

REFERENCIAS

- ANDRADE-C., M.G., 1990.- Clave para las familias y subfamilias de Lepidoptera: Ropalocera de Colombia. *Caldasia*, 16 (77): 197-200.
- CABALLERO, D.V., 2009.- *Diversidad de la familia Nymphalidae (Lepidoptera) en los remanentes de bosque en los cañones de los ríos Chicamocha, Suárez y Sogamoso (Santander, Colombia)*: Tesis, Universidad Industrial de Santander, Bucaramanga.
- CLARO C., R.A., 2005.- *Manual Cria de Mariposas, una actividad rentable*. Fundación Hogares Juveniles Campesinos. Taller San Pablo, Bogotá.
- CONSTANTINO, L.M., 1997.- Natural history, immature stages and hostplants of *Morpho amathonte* from western Colombia (Lepidoptera: Nymphalidae: Morphinae). *Tropical Lepidoptera*, 8 (2): 75-80.
- CORPORACIÓN CTAS, 2010.- Caracterización e identificación de componentes de biodiversidad en áreas de desarrollo minero de la organización CVS Explorations Ltda. California, Santander. Informe Técnico.
- _____, 2012.- Caracterización de los componentes de biodiversidad en áreas de influencia directa e indirecta del túnel de exploración dos, California, Santander. Informe Técnico.
- _____, 2013.- Caracterización e identificación de los componentes de biodiversidad en la ventana del municipio de Vetas en extensión de 500 hectáreas para futuro desarrollo minero de la organización AUX Colombia, Vetas, Santander. Informe Técnico.
- HEREDIA, M.D. & ÁLVAREZ-LÓPEZ, H., 2007.- Biología y conservación de *Morpho sulkowskyi* en Colombia (Lepidoptera: Nymphalidae: Morphinae). *Tropical Lepidoptera*, 16 (1-2): 11-21.
- KLOTS, A.B., 1970.- Lepidoptera: 97-110 (in) TUXEN, S.L. (ed.) *Taxonomist's Glossary of Genitalia of Insects*. Munksgaard, Copenhagen.
- LAMAS, G., 2004.- *Atlas of Neotropical Lepidoptera*. Checklist: Part 4A. Hesperioidea - Papilionoidea. Association for Tropical Lepidoptera. Gainesville, Florida, USA.
- RODRÍGUEZ, C., SUÁREZ, C. & LUQUE, E., 1996.- El género *Morpho* en Colombia - III: Biología y ecología de las especies residentes en el departamento de Boyacá, localidad de Otanche (Boyacá, Colombia). *Agronomía Colombiana*, 13 (2): 107-116.
- SAVELLA, M., 2015.- Lepidoptera and some other life forms. Recuperado de <http://www.nic.funet.fi/>. [Última revisión: 3-Mayo-2015].
- SEITZ, A. 1924.- *Die Amerikanischen Tagfalter*. Alfred Kerner verlag Stuttgart.
- TRIPLEHORN, C.A. & JOHNSON, N.F., 2005.- *Borror and Delong's Introduction to the study of insects*. 7th edition. Thomson Brooks/Cole, Belmont, CA, USA.
- VÉLEZ, J. & CONSTANTINO, E., 1990.- *El encanto de las Mariposas de Colombia*. Fundación RenaSer.
- VÉLEZ, J. & SALAZAR, J. 1991. *Mariposas de Colombia*. Villegas Editores.
- VILLALOBOS-M., A., 2002.- Caracterización de la Entomofauna de la microcuenca de la quebrada La Honda, área de jurisdicción de la CDMB. Informe Técnico. Bucaramanga, Colombia.
- _____, 2003a.- Caracterización de la Entomofauna de la microcuenca de la quebrada Guarumales, río Tona, área de jurisdicción de la CDMB. Informe Técnico. Bucaramanga, Colombia.
- _____, 2003b.- Caracterización de la Entomofauna de la cuenca de río Frío, área de jurisdicción de la CDMB. Informe Técnico. Bucaramanga, Colombia.
- _____, 2003c.- Caracterización de la Entomofauna de la cuenca de río Playonero, área de jurisdicción de la CDMB. Informe Técnico. Bucaramanga, Colombia.
- _____, 2004.- Caracterización de la Entomofauna de las zonas boscosas orientales de Bucaramanga, área de jurisdicción de la CDMB. Informe Técnico. Bucaramanga, Colombia.
- _____, 2009.- Caracterización de la Entomofauna de la cuenca del río Cachirí, área de jurisdicción de la CDMB. Informe Técnico Corporación CTAS. Bucaramanga, Colombia.
- VILLAMIZAR, L.M. & MOTTA, H., 2003.- *Lepidopterofauna del Jardín Botánico Eloy Valenzuela*. Tesis, Universidad Industrial de Santander, Bucaramanga.
- WARREN, A.D., DAVIS, K.J., STANGELAND, E.M., PELHAM, J.P. & GRISHIN, N.V., 2014.- Illustrated Lists of American Butterflies. Recuperado de <http://www.butterfliesofamerica.com/>. [Última revisión: 13-Julio-2014].
- YOUNG, A.M., 1978.- Studies on the interactions of *Morpho peleides* (Morphidae) with Leguminosae. *Journal of the Lepidopterists' Society*, 32 (2): 65-74.

CATÁLOGO ILUSTRADO DEL GÉNERO *Dalla* Mabille 1904 (LEPIDOPTERA: HESPERIIDAE-HETEROPTERINAE) EN COLOMBIA, CON NOTAS TAXONÓMICAS Y DE DISTRIBUCIÓN*

Efraín Reinel Henao-Bañol¹, José Ignacio Vargas²

Resumen

Se proporciona información taxonómica con datos de distribución y comentarios adicionales para 43 especies de mariposas saltarinas del género *Dalla* (Hesperiidae: Heteropterinae) en Colombia. Se presentan fotografías de todas las especies y se ilustran algunos órganos genitales con el fin de proporcionar información para la identificación adecuada de las especies del país.

Palabras clave: mariposas saltarinas, Hesperiidae, género *Dalla*, mariposas de Colombia.

ILLUSTRATED CATALOG OF THE GENUS *Dalla* MABILLE 1904 (LEPIDOPTERA: HESPERIIDAE-HETEROPTERINAE) IN COLOMBIA WITH TAXONOMIC AND DISTRIBUTION NOTES

Abstract

Taxonomic information is provided with distribution data and additional comments for 43 species of butterflies of the genus *Dalla* (Hesperiidae: Heteropterinae) in Colombia. Photographs of all species are presented and some genitalia are illustrated in order to provide information for the proper identification of the Colombian species.

Key words: skippers, Hesperiidae, *Dalla*, Butterflies of Colombia.

* FR: 18-VI-2015. FA: . 2-XI-2015

¹ Candidato a Ph.D. en Ciencias-Biología. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. E-mail: erhenao@unal.edu.co

² Investigador independiente. Villamaría (Caldas), Colombia. E-mail: tilacho@hotmail.com

CÓMO CITAR:

HENAO-BAÑOL, E.R. & VARGAS, J.I., 2015.- Catálogo ilustrado del género *Dalla* Mabille 1904 (Lepidoptera: Hesperiidae-Heteropterinae) en Colombia, con notas taxonómicas y de distribución. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 290-321. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.19



INTRODUCCIÓN

Mabille estableció el género *Dalla* con 47 especies, de las cuales Lyndsy, 1921 seleccionó a *Cyclopides eryonas* Hewitson, 1877 como especie tipo. Antes, Felder & Felder, [(1867), 1865-1875] establecieron el género *Eumesia* con solo una especie, *E. semiargentea* como su tipo. EVANS (1955) notó que los dos nombres genéricos eran sinónimos, pero rechazó a *Eumesia* debido a que el holotipo de *E. semiargentea* es un espécimen de un hespérido al que se le adjuntó la cabeza de un satírino (STEINHAUSER, 1991). BRIDGES (1983, 1988) ubicó en *Eumesia* todas las especies de *Dalla* descritas por EVANS (1955); sin embargo, él mismo cambió este tratamiento en 1989 y ubicó todas las especies en *Dalla* incluyendo a *D. semiargentea*.

Finalmente, STEINHAUSER (1989, 1991) realizó descripción de nuevas especies bajo el nombre de *Dalla* en vez de *Eumesia*, para lo cual solicitó su supresión y ubicación en el Registro Oficial de nombres rechazados del código de nomenclatura zoológica - ICZN (STEINHAUSER *et al.*, 1990). Sin embargo, la especie tipo (*E. semiargentea*) continúa existiendo, motivo por el cual es necesario realizar la modificación correspondiente del tipo y por ende del género, ya que a la fecha el tipo *E. semiargentea* continúa como válido, aspecto no abordado en la decisión del ICZN (STEINHAUSER, 1991).

Las especies de *Dalla* Mabille, 1904 (HesperIIDae: Heteropterinae) se reconocen principalmente por tener antenas que se adelgazan gradual y agudamente, con una longitud igual o mayor que la mitad de la costa de las alas anteriores, tibia anterior con poco movimiento y tibias medias siempre espinadas (EVANS, 1955).

Dalla es un género muy diverso en el Neotrópico, con 95 especies actualmente reconocidas (MIELKE, 2004-2005). La mayoría de las especies son pequeñas, (envergadura alar inferior a 40 mm) de colores marrón oscuro al negro, algunas especies tienen máculas o manchas de color naranja o amarillo (algunas veces hialinas), y los machos carecen de caracteres sexuales secundarios (WARREN *et al.*, en prep.).

La distribución del género se extiende desde el norte de México hasta Argentina y sur de Brasil, pero la mayor diversidad se centra en la región andina suramericana, donde la mayoría de las especies se encuentran casi exclusivamente en altitudes superiores a los 1500 m, en Norte América (México) y América Central, muchas especies se pueden encontrar en tierras más bajas (STEINHAUSER, 2002). Los machos con frecuencia se observan en lugares húmedos, al parecer alimentándose de sustancias disueltas como sales minerales, mientras que las hembras son consideradas raras o poco frecuentes y suelen visitar inflorescencias de la familia Asteraceae (obs. pers.).

Las plantas nutricias de la mayoría de los estados larvales son aún desconocidas (MIELKE, 2005; BECCALONI *et al.*, 2008), pero las especies se pueden alimentar

del género *Chusquea* Kunth (Poaceae) y probablemente de diferentes especies de pastos (A. WARREN, com. pers.).

Casi el 20% del especies del genero *Dalla* han sido descritas durante los últimos 50 años y se continúa con la descripción de nuevas especies (VILORIA *et al.*, 2008; WARREN & DE LA MAZA, 2011), por lo que es seguro que con trabajo de campo y revisión del material de colecciones biológicas se continúen descubriendo.

Según lo anota STEINHAUSER (2002), las relaciones filogenéticas dentro de *Dalla* y con otros géneros de Heteropterinae siguen siendo desconocidas (WARREN *et al.*, 2009). Aunque algunos caracteres que pueden ayudar a aclarar las relaciones de parentesco son discutidos por WARREN (2001), aún es necesario realizar estudios sistemáticos que ayuden a entender las relaciones y a conocer las especies, motivo por el cual este trabajo da a conocer algunas especies que habitan nuestro país, proporcionando datos de distribución y fotografías de las especies (dorsal-ventral) y en algunos casos suministrando ilustraciones de los órganos genitales, esta información facilitará la identificación del material biológico del género en Colombia.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se revisaron los ejemplares depositados en las colecciones biológicas institucionales de la Universidad Nacional de Colombia en Bogotá (ICN), el “Museo Entomológico Francisco Luis Gallego” (MEFLG) y Centro de Museos - Museo de Historia Natural de la Universidad de Caldas (MHNUC), laboratorio de colecciones biológicas de la Universidad de Caldas (CEBUC). Material fotográfico de los ejemplares depositados en la colección del Instituto de Investigación de Recursos Biológicos “Alexander von Humboldt” (IAvH) sirvió de apoyo para los procesos de identificación y distribución de especies. Se visitaron colecciones internacionales como The McGuire Center for Lepidoptera and Biodiversity (FLMNH) y la colección mariposas neotropicales del Departamento de Zoología de la Universidad Federal de Paraná (DZUP/UFPR). De igual manera, se contó con la información proporcionada para algunos ejemplares biológicos de las colecciones privadas en Colombia de Jean Francios Le Crom (CJFL), José Ignacio Vargas (CJIV-067), Efraín Henao (CEH-085) y Olaf Mielke (OM) en Brasil. De igual manera, se revisaron los ejemplares de la familia HesperIIDae colectados bajo el proyecto Diversidad de mariposas de tres cuencas hidrográficas del Valle de Sibundoy- Putumayo (MOJHANA & FAJARDO, 2012) que han sido depositados en la colección CEH-085.

Adicionalmente, se realizaron varias salidas de campo para recolectar ejemplares en los municipios de Manizales, Villamaría y Samaná (Caldas), La Calera, Choachí, Villa Pinzón, Suesca, Guatavita, Sesquilé y Chía (Cundinamarca) y los registros biológicos

del trabajo de campo por el Dr. Gary Stiles en el municipio de Tabio (Cundinamarca) en la Reserva Las Tominejas y Saltagatos.

Finalmente, se pudo examinar las fotografías al natural de la familia HesperIIDae de Kim Garwood y Juan Guillermo Jaramillo Velásquez del proyecto Neotropical Butterflies-Colombia (neotropicalbutterflies.com/colombia.pdf), quienes amablemente brindaron información sobre distribución de las especies y proporcionaron algunas fotografías.

En las salidas de campo se empleó red entomológica en transectos no definidos y búsqueda dirigida al suelo en sectores húmedos donde se alimentan los machos y en vegetación herbácea donde se alimentan las hembras. En algunas salidas se emplearon trampas Van Someren-Rydon cebadas con camarón en descomposición y excremento humano. Las actividades de captura se intensificaron entre las 9:00 a las 15:00 h.

Los ejemplares y fotografías fueron observados en conjunto con base en caracteres macromorfológicos (venación, tamaño corporal, patrones de coloración y forma) y datos de distribución. Los órganos genitales fueron extraídos de los ejemplares de difícil identificación y se realizaron las comparaciones con las ilustraciones del material bibliográfico correspondiente. Todos los órganos genitales fueron analizados, dibujados y fotografiados mediante estereomicroscopio Leica-EZ4 y las fotografías se realizaron con cámara Panasonic- Lumix DMC-FH2.

El procedimiento para la extracción de los órganos genitales fue modificado de BIRKET-SMITH (1974), el cual consistió en remoción del abdomen e inmersión en solución de KOH al 10% durante 24 h y las estructuras fueron estudiadas con base en la nomenclatura de KLOTS (1970). En el estudio de la venación se siguió a MILLER "1969" (1970).

Para la determinación de las especies se trabajó con las claves propuestas por EVANS (1955) y los trabajos publicados de GODMAN & SALVIN (1879-1901), DRAUDT (1924), DYAR (1921), MIELKE (1993, 2004, 2005), MIELKE & SCHRÖDER (1994), FREEMAN (1969, 1991), LAMAS (2003), STEINHAUSER (1991, 2002), VILORIA *et al.* (2008), WARREN (1997), WARREN & GONZÁLEZ-COTA (1996) y WARREN & DE LA MAZA (2011). Finalmente, se consultó y siguió el orden propuesto por WARREN *et al.* (2013).

<http://butterfliesofamerica.com/L/HesperIIDae.htm>

Con base en los registros, se determinó el número de especies por cada unidad geográfica o cordillera. A su vez, se citan las especies que habitan estas unidades geográficas y se indica un porcentaje para cada una de ellas, teniendo en cuenta el número total de especies.

Las abreviaturas utilizadas en el presente trabajo son: D: Dorsal; V: Ventral; AA: Ala anterior; AP: Ala posterior; Col(s): Colector(es). Gen: Órganos genitales; Pl.: Plancha; fig.: figura. COc: Cordillera Occidental. CC: Cordillera Central. COr: Cordillera Oriental. SNSM: Sierra Nevada de Santa Marta.

RESULTADOS

Se revisaron 769 ejemplares, correspondientes a 43 especies (Tabla 1) Las especies con mayor número de ejemplares fueron: *D. agathocles*, *D. dimidiatus*, *D. quasca*, *D. caenides*. Las especies con menor representación fueron: *D. puracensis quindio*, *D. plancus*, *D. crithote*, *D. calima*, *D. superargentea*, *D. mora?* y *D. cola*.

Al realizar un análisis sobre la distribución de las especies y los accidentes geográficos o cordilleras, se observa que *Dalla frater* (Tabla 1) se distribuye en todas las cordilleras e incluso en la Sierra Nevada de Santa Marta, 10 especies se distribuyen en las tres cordilleras, otras 10 especies comparten las cordilleras Central y Oriental, solo 4 especies comparten las cordilleras Occidental y Central y no hay especies que compartan las cordilleras Occidental y Oriental, lo cual es un indicativo de la diversidad por unidad paisajística y al tiempo el gran recambio de especies.

Cinco especies más una subespecie son exclusivas de la Cordillera Oriental (*D. bilina*, *bos*, *rosae*, *mora?*, *cola* y *D. puracensis puracensis*), dos especies y una subespecie son exclusivas de la Cordillera Central (*D. decca*, *D. jelskyi* y *D. puracensis quindio*) y dos son exclusivas de la Cordillera Occidental (*crithote* y *calima*). La Sierra Nevada de Santa Marta también constituye un lugar con especies exclusivas o endémicas (*wardi*, *pedro* y *plancus*), adicionalmente se están describiendo nuevos taxones de este macizo.

Al determinar el porcentaje de representatividad de especies, se obtiene que la Cordillera Oriental presenta el 38% de las especies, seguida por la Cordillera Central con 35%, la Cordillera Occidental con el 22% y finalmente la Sierra Nevada de Santa Marta (SNSM) con solo el 4% del total de especies para el país. Sin embargo, es de anotar que los esfuerzos de muestreo empleados para cada cordillera junto con la SNSM son muy diferentes. Adicionalmente, las especies endémicas de la Cordillera Occidental y la SNSM son muy bajas, lo que puede indicar un gran sesgo en el muestreo y no un comportamiento natural de las especies en cada uno de los accidentes geográficos.

Para *Dalla cola* Bell, 1959, solo se conoce por el holotipo, de igual manera solo se conocen dos ejemplares adicionales al holotipo y paratipo de *Dalla puracensis quindio* Steinhauser, 1991.

Los registros fotográficos ayudaron a precisar la distribución de algunas especies y a identificar otras más, pero se recomienda realizar recolección de ejemplares debido a

la alta posibilidad de descubrir nuevas especies, evidenciado por la falta de precisión en la determinación de varias fotografías que solo se pudieron identificar a género o que generaron dudas sobre las especies y su distribución.

Tabla 1. Distribución general de las especies del género *Dalla*, indicando su presencia en las tres cordilleras y en la Sierra Nevada de Santa Marta.

Especies	Distribución	COc	CC	Cor	SNSM
1. <i>D. agathocles agathocles</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Colombia	X			
<i>D. agathocles lanna</i> Evans, 1955	Colombia, Ecuador, Perú		X	X	
2. <i>D. hesperioides hesperioides</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Colombia	X	X	X	
3. <i>D. polycrates polycrates</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Colombia			X	
4. <i>D. superior</i> Draudt, 1923	Colombia, Ecuador	X	X	X	
5. <i>D. epiphaneus epiphaneus</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Colombia	X	X	X	
6. <i>D. frontinia frontinia</i> Evans, 1955	Colombia, Ecuador	X	X	X	
7. <i>D. taza</i> Evans, 1955	Colombia, Ecuador		X	X	
8. <i>D. dimidiatus dimidiatus</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Colombia, Venezuela		X	X	
9. <i>D. miser</i> Evans, 1955	Colombia, Perú		X	X	
10. <i>D. caicus inca</i> Draudt, 1923	Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia		X	X	
11. <i>D. hilina</i> (A. Butler, 1870)	Colombia, Venezuela			X	
12. <i>D. dognini</i> (Mabille, 1889)	Colombia, Ecuador y Bolivia.	X			
13. <i>D. scylla</i> (Mabille, 1898)	Colombia, Perú, Bolivia, N Argentina	X	X		
14. <i>D. genes saleca</i> (Mabille, 1898)	Colombia			X	
15. <i>D. cypselus cypselus</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Venezuela, Colombia	X	X	X	
16. <i>D. quasca quasca</i> E. Bell, 1947	Venezuela, Colombia	X	X	X	
17. <i>D. frater</i> (Mabille, 1878)	Panamá hasta Bolivia	X	X	X	X
18. <i>D. mesoxantha</i> (Plötz, 1884)	Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia	X	X		X
19. <i>D. wardi</i> Steinhauser, 2002	Colombia				X
20. <i>D. merida</i> Evans, 1955	Venezuela, Colombia			X	
21. <i>D. xantha</i> Steinhauser, 1991	Colombia	X	X	X	
22. <i>D. eryonas</i> (Hewitson, 1877)	Costa Rica hasta Colombia	X	X		
23. <i>D. pedro</i> Steinhauser, 2002	Colombia				X

Especies	Distribución	COc	CC	Cor	SNSM
24. <i>D. connexa</i> Draudt, 1923	Colombia, Ecuador, Perú			X	
25. <i>D. caenides</i> (Hewitson, 1868)	Venezuela, Colombia, Ecuador	X	X	X	
26. <i>D. bos</i> Steinhauser, 1991	Colombia			X	
27. <i>D. pura</i> Steinhauser, 1991	Colombia		X	X	
28. <i>D. simplicis</i> Steinhauser, 1991	Colombia		X	X	
29. <i>D. seirocastnia</i> Draudt, 1923	Colombia, Ecuador		X	X	
30. <i>D. puracensis puracensis</i> Steinhauser, 1991	Colombia			X	
<i>D. puracensis quindio</i> Steinhauser, 1991	Colombia		X		
31. <i>D. decca decca</i> Evans, 1955	Colombia, Ecuador, Venezuela?		X		
32. <i>D. jelskyi</i> ssp.	Perú, Colombia		X		
33. <i>D. eburones inornata</i> (E. Bell, 1937)	Colombia, Ecuador	X	X		
34. <i>D. ibhara</i> (A. Butler, 1870)	Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia	X	X	X	
35. <i>D. plancus</i> (Hopffer, 1874)	Colombia, Perú, Bolivia				X
36. <i>D. crithote</i> (Hewitson, 1874)	Colombia, Ecuador	X			
37. <i>D. calima</i> Steinhauser, 1991	Colombia	X			
38. <i>D. rosea</i> Evans, 1955	Colombia			X	
39. <i>D. mars</i> Evans, 1955	Colombia		X	X?	
40. <i>D. aff. cuadrada</i>	Colombia, Bolivia		X		
41. <i>D. quadristriga quadristriga</i> (Mabille, 1889)	Colombia, Ecuador		X	X	
42. <i>D. semiargentea</i> (C. Felder & R. Felder, 1867)	Colombia		X?	X	
43. <i>D. superargentea</i> Vilorio, A. Warren & Austin, 2008	Colombia-Venezuela			X	
44. <i>Dalla mora</i> Evans, 1955	Ecuador, Perú, Colombia?			X?	
45. <i>Dalla cola</i> E. Bell, 1959	Colombia			X	
	Total	18	29	31	5

Registro de especies

1. *Dalla agathocles agathocles* (C. Felder & R. Felder, 1867); Pl. 1, fig. 1-2

Esta subespecie fue descrita en el género *Carterocephalus* C. Felder & R. Felder, 1867, para la región de Bogotá, Nueva Granada; su distribución abarca a Venezuela, Ecuador, Perú y Colombia. EVANS (1955), LAMAS (2004) y MIELKE (2005) citan 4 subespecies, indicando las subespecies *D. a. agathocles* y *D. a. lanina* para Colombia. Una nota de EVANS (1955) indica que la subespecie es ilustrada en SEITZ (1924), pág. 179 y LEWIS (1974), pág. 182. Esta subespecie es común en la región central de la Cordillera Oriental.

Material examinado. Boyacá: Arcabuco, SFF Iguaque, 3450 m, 5°44' N - 73°26' W, 16/mar/2000, Malaisse, P. Reina, 1♂; Iguaque, SFF-Iguaque, El Carrizal, A. Amarillo 1♂ (ICN). **Cundinamarca:** Bogotá, Cerros Orientales Pico del Águila, 04°37'2,49" N - 74°03'1,03" W, 3000 m, 31/mar/2012, A. Vásquez & E. Henao, 3♂, (ICN); mismos datos, 16/jun/2012, E. Henao, 1♂ (ICN); Chía, Portal de fusca, Piedra del Rey León, 04°49'35,29" N - 74°01'07,90" W, 2940 m, 12/mar/2015, E. Henao, 9♂ (ICN-MHN-L 31614, ICN-MHN-L 31620, ICN-MHN-L 31618, ICN-MHN-L 31622, ICN-MHN-L 31615, ICN-MHN-L 31616, ICN-MHN-L 31621, ICN-MHN-L 31619, ICN-MHN-L 31617); Guasca, PNN Chingaza, Laguna de Siecha, 3500 m, 19/ene/2013, P. Triviño-C, 1♂ (ICN); Iguaque, SFF Iguaque, El Carrizal, 2900 m, 9/ene/1989, A. Amarillo, 1♂, (ICN); Usaquén, 20/jun/1949, L. Richter, 2♂ (ICN-MHN-L 17752, ICN-MHN-L 17751).

Dalla agathocles lanina Evans, 1955; Pl. 1, fig. 3-4, fig. 85. (Gen.).

Esta subespecie descrita es propia de la zona sur de la Cordillera Oriental en Colombia, Perú y Ecuador (WARREN *et al.*, 2013), se diferencia de la subespecie *D. a. agathocles* porque el color de fondo de la región dorsal de las AA es marrón claro, que a diferencia de la subespecie anterior es más oscura, además las manchas hialinas del AAD son generalmente más grandes, el color amarillo del área basal y medial en el AAV es difuso y de menor en tamaño, la envergadura alar es mayor que la subespecie anterior.

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Romerales, vía La Gruta, 2400 m, 18/feb/2006, J.I. Vargas Col, 4♂, 2♀ (CJIV-065); misma localidad y fecha, E. Henao Col, 2♂; Villamaría, vereda Montaña, quebrada California, 2400 m, 4/feb/2007, J.I. Vargas & E. Henao Col, 6♂ (CEH-085). **Cauca:** PNN Nevado del Huila, Páez, Irlanda, 18/sep/1980, C. Bohórquez, 2♂; misma localidad, 29/oct/1980, I. de Arévalo, 8♂; Páez, Los termales, 2400 m, I. de Arévalo, 1♀ (ICN); PNN Puracé, debajo de Coconuco, 3000 m, 31/ene/1976, S. & L. Steinhäuser, 1♂, DZUP-14725 (UFPR). **Putumayo:** San Francisco, río San Francisco, El Diamante, 2000 m, 03/dic/2010, N.

Mojhana & A. Fajardo, 2♂ (PDMVS-P); mismos datos y colectores, 05/abr/2011, 2♂ (PDMVS-P). **Risaralda:** Pereira, Parque Ucumarí, El Cedral-La Pastora, 2400 m, 24/nov/1989, G. Andrade-C., GAC 1011, 1♂ (ICN-MHN-L 20866). **Tolima:** paso de la Línea, km 100, 2400 m, 28/ene/1986, J.B. Sullivan 1♂ (FLMNH). **Valle del Cauca:** Cali, Cañas Gordas, 1000 m, 25/nov/1975, S. & L. Steinhauser, 1♂ (FLMNH).

2. *Dalla hesperioides hesperioides* (C. & R. Felder, 1867); Pl. 1, fig. 5-6

Esta especie fue descrita en el género *Carterocephalus*, trasferida al género *Butleria* y posteriormente a *Eumesia*. Presenta dos subespecies, la subespecie *D. h. hesperioides* es registrada solo en Colombia. Ilustrada en LEWIS (1974), pág. 82.

Material examinado. Antioquia: Medellín, Alto Boquerón, 2600 m, 25/dic/2004, J.I. Vargas, 2♂ (CJIV-065); mismos datos, E. Henao, 2♂ (CEH-085). **Boyacá:** SFF Iguaque, cabaña Carrizal, 2850 m, 5°25' N - 73°27' W, Malaisse, 28/jun/2001, P. Reina Col, 1♂ (IAVH); Arcabuco, vereda Centro-El Pedregal, 2780 m, 15/dic/2001, L. González Col, 1♂ (ICN-18454); vereda Centro, 3 km hacia Villa de Leyva, 10/ene/2001, 2790 m, L. González Col, 1♂ (ICN-MHN-L 18453). **Santander:** Piedecuesta, vereda San Isidro, 7°41'42,7" N - 73°56'32" W, 3166 m, 14/jul/2007, G. Torres & Z. Cacia Cols, GT 0074, 1♂ (ICN-28506, Código de Barras ICN-049398). **Putumayo:** Valle del Sibundoy, Santiago, 2100 m, 10/dic/2010, N. Bernal & A. Fajardo Cols, 1♂, 1♀ (CEH-085).

3. *Dalla polycrates polycrates* (C. Felder & R. Felder, 1867); Pl. 1, fig. 7-8

Especie descrita en el género *Carterocephalus*, transferida al género *Butleria* y *Cyclopides*, posteriormente a *Dalla*. Es una especie que presenta comportamiento de cumbreo o denominado *hilltoping*. Vuela junto con *Dalla hesperioides* y otros géneros propios altoandinos y de páramo. Presenta tres subespecies: *D. p. ambala* Evans, 1955; *D. p. lania* Evans, 1955 y *D. p. polycrates* propia de Colombia. Ilustrada en Reise Fregatte Novara, Zool. 2(2), p. 522, Pl. 74, fig. 12, 13 un macho de Bogotá [Colombia].

Material examinado. Cundinamarca: Chía, Portal de Fusca, Piedra del Rey León, 4°49'32,01" N - 74°01'03,97" W, 3012 m, 13/mar/2015, E. Henao, 1♀ (ICN-MHN-L-31624); Sesquilé, vereda Chaleche, finca El Mirador, 04°58'43,0" N - 73°47'01,2" W, 3150 m, 21-23/abr/2015, E. Henao, 1♂ (ICN-MHN-L-33655, ICN-MHN-L-33657); Tabio, vereda Juaica, Reserva Las Tominejas y Saltagatos, 2680-2750 m, 6/dic/2014, G. Stiles, 1♂ (ICN-MHN-L-32928); mismos datos, 5/ene/2015, 1♂ (ICN-MHN-L-32929); Villapinzón, vereda Las Quinchas, alto de Piedrecitas, 05°12'11,8" N - 73°33'31,3" W, 3395 m, 18/mar/2015, E. Henao, 4♂ (ICN-MHN-L-33612, ICN-MHN-L-33610, ICN-MHN-L-33611); misma localidad y colector, 20/mar/2015, 1♂ (ICN-MHN-L-33613); Cogua, Neusa, 3000 m, 23/ene/1994, J.F. Le Crom 1♂ (CJFL); Guatavita, 9/feb/1986, J.F. Le Crom, 2♂ (CJFL).

4. *Dalla superior* Draut, 1923; Pl. 1, fig. 9-10, fig. 86. (Gen.).

Esta especie fue tratada como subespecie *Dalla epiphanaeus superior* por EVANS (1955) y BRIDGES (1983). STEINHAUSER (1991) revalida su estatus como especie debido a las diferencias entre los órganos genitales. Ilustrada en SEITZ (1924) en la plancha 179-f. Simillar a *D. epiphanaeus*. Sin embargo, *D. superior* solo presenta dos máculas pequeñas en la región de la celda discal en el AAD y las máculas del APD son pequeñas y sin color naranja a lo largo de la región anal, sin embargo siempre se recomienda examinar los órganos genitales para poder realizar una identificación correcta, debido a la similitud entre *D. epiphaneus* y *D. frontinia*. Ilustrada por DRAUT (1924) en Seitz. Gross-Schmett. Erde 5, p. 922, Pl. 179f; Monte Tolima [Colombia].

Material examinado. Antioquia: Caldas, dic/1995, A. Ceballos Col, 1♀ (MEFLG); **Caldas:** Manizales, Bocatoma-Minitas, 2200 m, 29/abr/2006, C. Ríos Col, 2♂ (MHNUC); Villamaría, vereda Romerales, vía La Gruta, 2600 m, E. Henao Col, 2♂ (CEH-085). **Risaralda:** Pereira, Parque Ucumarí, El Cedral-La Pastora, 2400 m, 22/nov/1989, G. Andrade-C. Col, 1♂ (ICN-981); Pereira, Parque Ucumarí, La Florida-La Suiza, 2400 m, 27/jul/1994, G. Andrade-C. Col, 4♂ (ICN-11913, ICN-11914; ICN-11915, ICN-11917).

5. *Dalla epiphaneus epiphaneus* (C. Felder & R. Felder, 1867); Pl. 1, fig. 11-12, fig. 87. (Gen.).

Especie descrita en el género *Carterocephalus* y transferida al género *Butleria*. Es una especie similar a *D. superior* y *D. frontinia*, siendo especies simpátricas. Ilustrada en Reise Fregatte Novara, Zool. 2(2), p. 522, Pl. 74, figs. 9, 10, un macho de Bogotá [Colombia].

Material examinado. Cundinamarca: Tabio, vereda Juaica, Reserva Las Tominejas y Saltagatos, 2680-2750 m, 4/ene/2015, F.G. Stiles, 2♂ (ICN). **Caldas:** Manizales, Alto de Letras, 3600 m, 31/dic/2002, J.I. Vargas, 1♂ (CJIV-067); Villamaría, vereda Montaña, quebrada Pipintá, 2350 m, 8/ene/2007, E. Henao, 5♂ (CEH-085); mismos datos, 29/oct/2006, 1♂ (CEH-085); mismos datos, 4/feb/2007, J.I. Vargas & E. Henao, 1♂ (CEH-085); mismos datos y colectores, 3♂ (CJIV-067).

6. *Dalla frontinia frontinia* Evans, 1955; Pl. 1, fig. 13-14, fig. 88. (Gen.).

Descrita para 'Frontinia' (Antioquia), dato erróneo ya que la localidad tipo se escribe Frontino, siendo uno de los sitios poco estudiados por su difícil acceso y problemas de orden público. Presenta tres subespecies de la cual *D. f. frontinia* es citada para Colombia, Ecuador y con dudas sobre la distribución en Perú y Bolivia (EVANS, 1955).

Material examinado. Cundinamarca: Tabio, vereda Juaica, Reserva Las Tominejas y Saltagatos, 2680-2750 m, 11/dic/2012, F.G. Stiles, 1♂ (ICN); mismos datos y colector, 30-31/dic/2014, 3♂ (ICN). **Antioquia:** Urrao, vereda El Chuscal, finca La Ilusión, 06°25'15" N - 76°4'41" W, 2620 m, 27/ago/2010, P. Triviño-C., PTC 172, 1♂ (ICN-MHN-L-26448). **Putumayo:** Valle del Sybunday, municipio de San Francisco, vereda Balsayaco, Reserva La Virginia, 2000 m, 22 /dic/2006, E. Henao & N. Mojhana Cols, 1♂ (CEH-085); mismos datos, 03-09/dic/2010, N. Mojhana & A. Fajardo Cols, 6♂, 1♀ (PDMVS-P); mismos datos y colectores, 10/feb/2011, 2♂ (PDMVS-P); mismo datos y colectores, 03-09/Abr/2011, 5♂ (PDMVS-P); mismos datos, 16-29/may/2011, 5♂ (PDMVS-P).

7. *Dalla taza* Evans, 1955; Pl .1, fig. 15-16

Especie descrita del Ecuador en Baños, Río Pastaza con un macho, es una especie conspicua y poco variable. Se distribuye en Colombia y Ecuador. EVANS (1955) Ilustra el órgano genital masculino.

Material examinado. Cauca: PNN Puracé, páramo de Buey, 3000 m, 10/mar/1976, S. & L. Steinhauser, 19♂ (FLMNH). **Caldas:** Villamaría, vereda Montaña, quebrada California, 2400 m, 28/ene/2007, E. Henao, 1♂ (CEH-085); mismos datos, 4/feb/2007, J.I. Vargas & E. Henao, 2♂ (CJIV-067). **Tolima:** Cajamarca, quebrada La Colosa, 4°27'0" N - 75°28'48" W, 2388 m, 12/feb/2014, C. Gantiva, 1♂ (ICN).

8. *Dalla dimidiatus dimidiatus* (C. & R. Felder, 1867); Pl. 1, fig. 17-18

Descrita en el género *Cartorocephalus* para Bogotá, Nova Granada [Colombia]. Nombrada por SEITZ (1924) como *D. dimidiata* con distribución en Venezuela; Colombia y Bolivia. Especie muy similar a *D. miser*, de la cual se diferencia por presentar banda amarilla en APV extendiéndose cerca de la región media basal. Figurada en el LEWIS (1974), pág. 82.

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Montaña, quebrada Pipintá, 2400 m, 5/jul/2006, J.I. Vargas Col, 2♂ (CJIV-065; CEH-085). **Cundinamarca:** Suesca, 2600 m, 03/oct/1948, L. Richter Col, 1♂ (ICN-17790); Usaquén, 2800 m 05/may/1949, (Silv) L. Richter Col, 1♂ (ICN-17792); mismos datos, 2♂ (sin ICN); Tabio, Reserva Las Tominejas, 2700 m, 27/nov/2011, F.G. Stiles Col, 1♂; **Putumayo:** San Francisco, El Diamante, 2000 m, 03-10/dic/2010, N. Mojhana & A. Fajardo Cols, 5♂ (PDMVS-P); mismos datos y colectores, 10-20/feb/2011, 4♂, 1♀ (PDMVS-P); Balsayaco, río Putumayo, 2000 m, 15-17-19/ene/2011, N. Mojhana & A. Fajardo Cols, 3♂ (PDMVS-P). **Risaralda:** Pereira, La Florida, La Suiza, Parque Ucumarí, 2400 m, 26/jun/1994, G. Andrade-C. Col, 1♂, GAC-6009 (ICN-11916).

9. *Dalla miser* Evans, 1955; Pl. 1, fig. 19-20

Descrita para Perú (EVANS, 1955), es una especie similar a *D. dimidiatus*, que se diferencia por el color más blanquecino de la banda del APV, además dicha banda se extiende hasta el final del pliegue anal. La especie se caracteriza por su vuelo rápido y errático. Con posible distribución en toda Colombia. Registros fotográficos la indican para Risaralda: Pereira; SFF Otún-Quimbaya, 2000 m, 6/feb/2013, J.G. Jaramillo & S. Nelson, fotógrafos.

Material examinado. Boyacá: Arcabuco, 6/sep/1989, J.F. Le Crom Col, 1♂ (CJFL). **Caldas:** páramo de Letras, 2800 m, 9/dic/1990, J.F. Le Crom Col, 1♂ (CJFL). **Cundinamarca:** Facatativá, 2900 m, 1/abr/1996, J.F. Le Crom, 1♂, (CJFL). **Risaralda:** Pereira, Parque Ucumarí, La Pastora-El Cedral, 2400 m, 24/nov/1989, G. Andrade-C. Col, 1♂, GAC-1012 (ICN-MHN-L-10744); La Florida, La Suiza, 2545 m, 29/sep-8/oct/1993, G. Andrade-C. Col, 1♂, GAC-5566 (ICN-11429), identificadas como *D. dimidiata*.

10. *Dalla caicus inca* Draudt, 1923; Pl. 1, fig. 21-22

Especie descrita en el género *Cyclopides* para Venezuela y registrada posteriormente para el Ecuador (MIELKE, 2005). Presenta dos subespecies, *D. caicus caicus* citada para Colombia, Ecuador y Bolivia (EVANS, 1955) y *D. caicus inca* Draudt, 1923, esta última descrita y registrada solo para el Perú. Ilustrada en SEITZ (1924), Pl. 179. Registros fotográficos indican su presencia en Amagá: Corregimiento Pueblito de San José, 06°00'46" N - 75°43'11" W, 1000-1200 m, J.G. Jaramillo, fotógrafo.

Material examinado. Caldas: Manizales, Bocatoma, 2200 m, 27/abr/2007, C. Ríos-Málaver Col, 1♂ (MHN-UC). **Cesar:** Manaure, Balcón del Cesar, El Cinco, 2262 m, 10°22'17,8" N - 72°57'15,4" W, 27/feb/2007, H. Pulido Col, 1♂ HP1008, ICN-MHN-L19913; misma localidad, fecha y colector, 1♂, HP 1032, ICN-MHN-L-19938, Genitalia 1442. **Huila:** Palestina, vereda La Guajira, Reserva La Riviera, 26/ago/2005, J.I. Vargas, 1♂ (IAvH).

11. *Dalla hilina* (Butler, 1870); Pl. 1, fig. 23-24

Descrita en el género *Carterocephalus* y posteriormente trasladada a *Cyclopides* (MIELKE, 2005); solo citada para Venezuela. Se registra por primera vez para Colombia. Esta especie aparentemente está confinada a la región nororiental del país, en cercanías a Venezuela.

Material examinado. Cesar: Codazzi, vereda 7 de agosto, vía el Parque, 1794 m, 09°58'47" N - 73°03'00,9" W, 2/ago/2007, H. Pulido Col, HP 2803 1♂ (ICN-

21857). **Norte de Santander:** Pamplona, 2800 m, 22/dic/1993, J.F. Le Crom (CJFL); misma localidad, 2200 m, E. Valencia, 1♂ (ICN-L-14234); PNN Tamá, 2500 m, 20/dic/1993, J.F. Le Crom Col, 1♂ (CJFL).

12. *Dalla dognini* (Mabille, 1889); Pl. 1, fig. 25-26

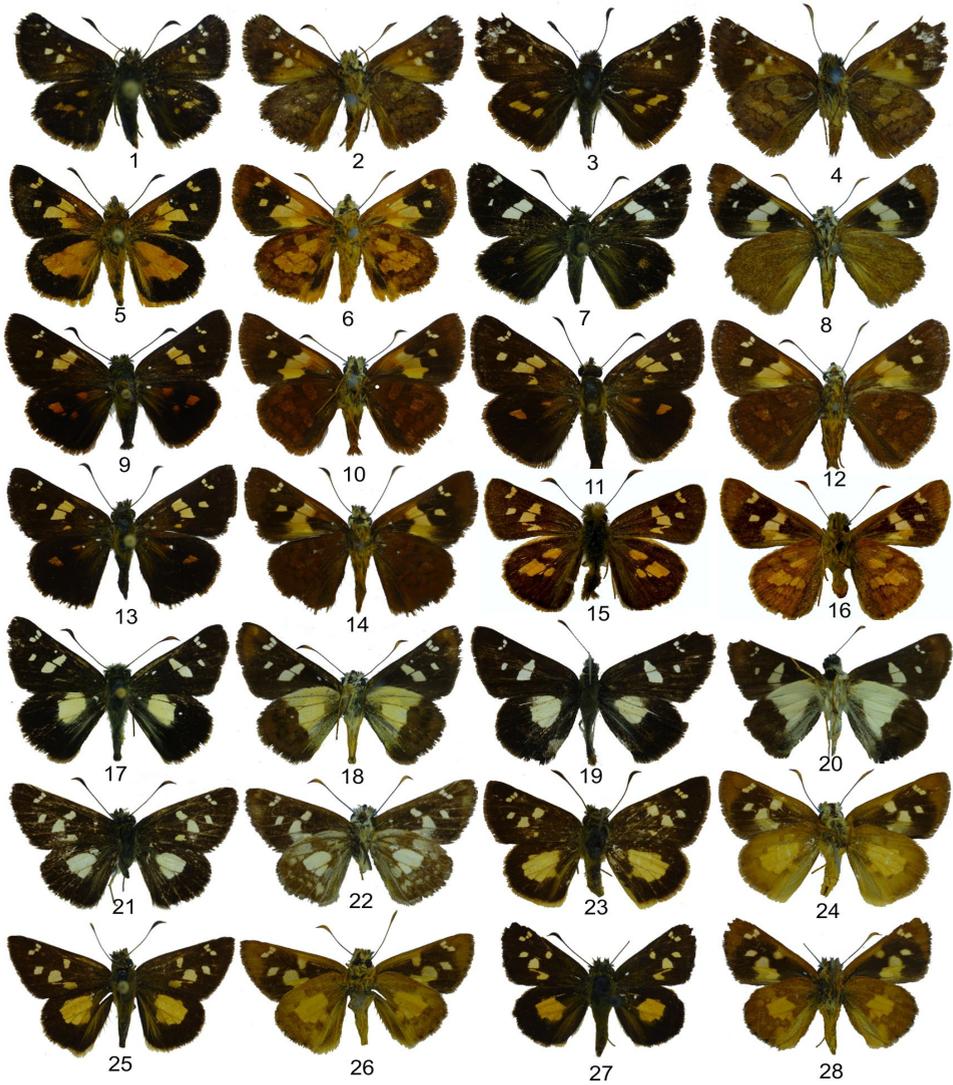
Descrita en el género *Butleria*, para la Loja (Ecuador). Es una especie al parecer común en Perú, Ecuador y Bolivia, mencionada por SCHMIDT-MUMM & SALAZAR (2003) para nuestro país, pero con solo un ejemplar examinado en Colombia. Ilustrada en LEWIS (1974), Mariposas del Mundo, p. 82, fig. 16 (d), p. 245. LAMAS (2003), Mariposas de Machu Picchu, p. 28, 178, 189, 214, fig. 48 (d).

Material examinado. Nariño: Ricaurte, Reserva Natural La Planada, 1850 m, 7/ago/1994, J.A. Salazar, 1♂ (CJIV-067).

13. *Dalla scylla* (Mabille, 1898); Pl. 1, fig. 27-28

Especie inicialmente descrita en el género *Butleria* cuya distribución fue Bolivia, es ilustrada por Mabille en Ann. Soc. ent. France 66: 206, Pl. 9, fig. 4 (d, v). Es una especie similar a *Dalla dognini* y *Dalla hilina* pero su tamaño es intermedio y la mácula del AP no es lustrosa como en *D. hilina* y además la mancha central del APV se extiende a lo largo del margen anal.

Material examinado. Antioquia: Envigado, 1700 m, 6/mar/1999, sin colector, 1♂ (OM-50973); vereda El Vallano, 2000 m, 3/ago/2008, E. Henao, 1♂ (CEH-085); Urrao, vereda El Chuscal, finca La Ilusión, 2620 m, 6°25'15" N - 76°4'41" W, 27/ago/2010, P. Triviño Col, 1♂ (ICN-26448, código de barras 047180, PTC-172). **Caldas:** Manzales, Universidad de Caldas, Jardín Botánico, sector quebrada, 2200 m, 3/abr/2009, E. Henao, 1♂ (CEH-085); vía Neira, quebrada La Caracola, 1800 m, 6/mar/2005, C. Ríos-Málaver, 1♂ (MHN-UC). **Valle del Cauca:** Rio frío, corregimiento de Fenicia, páramo El Duende, 2400 m, 22/ago/2009, F.G. Gaviria, 1♂ (CEH-085).



Figs. 1-2. *Dalla agathocles agathocles*, ♂.

Figs. 5-6. *Dalla hesperioides hesperioides*, ♂.

Figs. 9-10. *Dalla superior*, ♂.

Figs. 13-14. *Dalla frontinia frontinia*, ♂.

Figs. 17-18. *Dalla dimidiatus dimidiatus*, ♂.

Figs. 21-22. *Dalla caicus inca*, ♂.

Figs. 25-26. *Dalla dognini*, ♂.

Figs. 3-4. *Dalla agathocles lanina*, ♂.

Figs. 7-8. *Dalla polycrates polycrates*, ♂.

Figs. 11-12. *Dalla epiphaneus epiphaneus*, ♂.

Figs. 15-16. *Dalla taza*, ♂.

Figs. 19-20. *Dalla miser*, ♂.

Figs. 23-24. *Dalla hilina*, ♂.

Figs. 27-28. *Dalla scylla*, ♂.

14. *Dalla genes saleca* (Mabille, 1898); Pl. 2, fig. 29-30

Especie descrita inicialmente en *Butleria*, procedente de Bogotá (Colombia), presenta un patrón de coloración única con una mancha en el APD de color rojizo. Ilustrada por DRAUDT (1924), en Seitz. Gross-Schmett. Erde 5, p. 923, Pl. 179i (d, v).

Material examinado. Boyacá: San Pedro de Iguaque, SFF Iguaque, cabaña Carrizal, 5°25' N - 73°27' W, 2800 m, 19/abr/2000, P. Reina, 1♂ (CEH-085). **Cundinamarca:** Bogotá, Cerros Orientales, cañón río Arzobispo parte baja de pico del Águila, 04°37'2,55" N - 74°03'1,09" W, 2950 m, 5/may/2012, E. Rudas, A. Velásquez & E. Henao, 1♂ (ICN); pico del Águila, 04°37'2,49" N - 74°03'1,03" W, 3000 m, 31/mar/2012, A. Vásquez & E. Henao, 2♂ (ICN).

15. *Dalla cypselus cypselus* (C & R. Felder, 1867); Pl. 2, fig. 31-32, fig. 89. (Gen.).

Especie descrita en el género *Carterocephalus* para Bogotá, Nova Granada [Colombia], posteriormente incluida en los géneros *Butleria*, y *Cyclopides* (MIELKE, 2005). SALAZAR & HENAO (2000) incluyeron erróneamente esta especie en el género *Eumesia*. Esta especie es morfológicamente similar a *D. frater*, *D. merida* y *D. xantha*. Figurada en SEITZ (1924), Pl. 179. Material fotográfico indica que la especie se encuentra en la Cordillera Occidental en Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma, 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood & P. Brodtkin, fotógrafos.

Material examinado. Caldas: Manizales, monte León, 2250 m, 7/ago/1996, E. Henao Col, 1♂ (Colección didáctica del Colegio Instituto para la Ciencia). **Cauca:** Belalcázar, Irlanda, 2400 m, 30/oct/1980, C. Bohórquez, 1♂ (ICN-MHN-L 7361); mismos datos, 1♂ (ICN-MHN-L 7362). **Huila:** Palestina, vereda La Guajira, Reserva La Riviera, 2000 m, 26/ago/2005, J.I. Vargas Col, 1♂ (IAvH). **Putumayo:** Santiago, garganta de Balsayaco, río Cristalino, 2000 m, 25/dic/2006, E. Henao & N. Mojhana Col, 1♀ (CEH-085).

16. *Dalla quasca quasca* E. Bell, 1947; Pl. 2, fig. 33-34, fig. 90. (Gen.).

Esta subespecie descrita de Bogotá (Usaquén), es similar a *D. cypselus*, pero se diferencia por el patrón de pequeñas manchas submarginales difusas alrededor de la mácula central del APV que son inexistentes en *D. cypselus*. La especie se distribuye en Perú, Ecuador, Venezuela, Bolivia y Colombia, pero la subespecie *D. cypselus cypselus* es endémica de Colombia.

Material examinado. Boyacá: San Pedro de Iguaque-Villa de Leyva, SFF Iguaque, cabaña Mama Ramos, 5°25' N - 73°27' W, 2800 m, 19/abr/2000, P. Reina, 1♂

(CEH-085). **Caldas:** Aguadas, río San Pedro, 2300 m, nov/1995, A. Londoño, 1♂ (ICN); Riosucio, vereda La Antioqueña, sitio Peñas Blancas, 2600 m, 19/jul/2004, C. Ríos-Málaver, 1♂ (CJIV-067); Villamaría, vereda El Argel, quebrada Chupaderos, 22/ene/2006-16/nov/2008, J.I. Vargas Col, 2♂ (CJIV-067); vereda Montaña, quebrada Pipintá, 2350 m, 9/jul/2006, J.I. Vargas, 3♂ (CJIV-067); mismos datos, 8/ene/2007, J.I. Vargas, 2♂ (CJIV); mismos datos, 29/oct/2006, E. Henao, 1♂ (CEH-085); mismos datos, 18/mar/2007-4/feb/2007, F. Gaviria & E. Henao, 2♂ (CEH-085); barrio La Floresta, 1900 m, 6/jun/2007, E. Henao, 1♂ (CEH-085). **Cundinamarca:** Gutiérrez, El Cedral, río El Taquate, 2420 m, 20/sep/1994, I. de Arévalo Col, 1♂ (ICN); Bogotá, Cerros Orientales, pico de Águila, 04°37'2,49" N - 74°03'1,03" W, 3000 m, 23/jun/2012, E. Henao, 2♂ (ICN); San Antonio del Tequendama, Parque Regional Chicaque, 2700 m, 25/ago/2012, 1♂ (ICN). **Norte de Santander:** Herrán, PNN Tamá-Cabañas Orocué, 2600 m, 22-28/abr/2004, E. Henao, 3♂ (CEH-085); Toledo, vereda Belchite, finca Ciprés, 2200 m, 4/jun/2004, E. Henao, 1♂ (CEH-085). **Putumayo:** San Francisco, Valle de Sibundoy, vereda Balsayaco, cuenca río Putumayo, 2000 m, 17-20/nov/2010, N. Mojhana & A. Fajardo, 2♂ (CEH-085); Santiago, Valle del Sibundoy, garganta de Balsayaco, río Cristalino, 2000 m, 25/dic/2006, E. Henao & N. Mojhana, 3♂ (CEH-085). **Risaralda:** Santuario, cerca de Planes de San Rafael-PNN Tatamá, 05°08' N - 76°02' W, 2500 m, 27/ago/2004, E. Henao (CJIV-067).

17. *Dalla frater* (Mabille, 1878); Pl. 2, fig. 35-36, fig. 91. (Gen.).

Descrita en el género *Cyclopidides* y trasladada posteriormente a *Eumesia* (MIELKE, 2005). Es una especie indicada para Perú y Bolivia. Citada en Colombia por ANDRADE-C. (1994) y ANDRADE-C. & ÁLVAREZ (2000). Con amplio rango de distribución abarcando las dos cordilleras, Central y Oriental. Es una especie similar a *D. cypselus*, sin embargo se diferencia por una pequeña mancha naranja cerca de la zona medial del margen inferior del APD, además de un pequeño lóbulo inferior en la mácula del APV. Mediante registro fotográfico se indica para Risaralda: Pereira, SFF Otún-Quimbaya, 2000 m, 6/feb/2013, K. Garwood, J.G. Jaramillo & D. Geale, fotógrafos; Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma, 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood & D. Geale, fotógrafos.

Material examinado. Antioquia: Envigado, El Vallano, 2000 m, 3/ago/2008, E. Henao, 1♂ (CEH-085). **Boyacá:** Corinto, río Cusiana, 1800 m, 7/sep/1979, C. Bohórquez (ICN); Arcabuco, 2200 m, abr/1989, J.L. Fernández, 1♂ (ICN); West Arcabuco, 7/sep/1980, C. Callaghan (UFPR). **Caldas:** Samaná, corregimiento de Florencia, vereda San Lucas, 1900 m, 2/sep/2008, E. Henao, 1♂ (CEH-085); Villamaría, El Argel, quebrada Chupaderos, 2200 m, J.I. Vargas, 1♂ (CJIV-067). **Cesar:** Becerril, vereda 7 de Agosto, finca El Oasis, 09°57'36,7" N - 73°03'10,5" W, 1846 m, 31/jul/2007, H. Pulido-B., HP 2668, HP 2671, 2♂ (ICN-MHN-L-21956, ICN-MHN-L-21961); Codazzi, vereda 7 de Agosto, vía al Parque, 09°58'47,0"

N - 73°03'00,9" W, 1794 m, 1/ago/2007, H. Pulido-B., HP 2789, 1♂ (ICN-MHN-L-22001). **Magdalena:** río Meognachucua, 1900 m, 28/jul/1972, sin Col, 1♀, OM-61835 (UFPR).

18. *Dalla mesoxantha* Plötz, 1884; Pl. 2, fig. 37-38, fig. 92. (Gen.).

Esta especie citada en el género *Hesperia* como *H. mesoxanthus* Ménétríés, se convirtió en un nombre nulo, debido a que se listó en la literatura, pero nunca se publicó su descripción. PLÖTZ (1884) realizó una descripción que la ubicó en el género *Butleria* y posteriormente fue transferida a *Dalla*. Su similitud con otras especies del género la han hecho pasar desapercibida en la mayoría de colecciones biológicas, por lo cual se recomienda realizar disección de los órganos genitales para evitar dicha situación. Esta especie se distribuye en Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia. Material fotográfico la indican en la Sierra Nevada de Santa Marta, San Lorenzo, 2000 m, 24/mar/2015, J.G. Jaramillo & K. Garwood, fotógrafos; en Risaralda: Pereira, SFF Otún-Quimbaya 2000 m, 6/feb/2013, K. Garwood, J.G. Jaramillo & D. Geale, fotógrafos, Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood, J.G. Jaramillo, D. Geale & F. Montero, fotógrafos.

Material examinado. Caldas: Manizales, vereda El Ocho, La Esperanza, 2900 m 18/nov/1994, J.A. Salazar, 1♂ (CJIV-067); Villamaría, vereda Gallinazos, Bocatoma, 2300 m, 19/ago/2007, J.I. Vargas, 2♂ (CJIV-067); misma localidad, vereda Montaña, quebrada California, 2400 m, 4/feb/2007, J.I. Vargas, 1♂ (CJIV-067). **Risaralda:** Pueblo Rico, Reserva Natural Karagabí, 2030 m, 3/dic/2003, E. Henao, 1♂ (CJIV-067). **Valle del Cauca:** Darién, río Bravo, 2000 m, 4/mar/2010, F.G. Gaviria, 1♂ (CEH-085).

19. *Dalla wardi* Steinhauser, 2002; Pl. 2, fig. 39-40

Especie propia de la Sierra Nevada de Santa Marta (Magdalena), donde se le puede observar cerca de zonas con presencia de Chusque (*Chusquea* spp.) y zonas húmedas especialmente en caminos o carreteras. Es una especie similar a *D. frater* en su patrón de coloración y distribución de manchas alares, por lo que es conveniente realizar disección de órganos genitales.

Material examinado. Magdalena: 8 km E. of San Pedro, 10°55' N - 73°58' W, 2550 m, 13/dic/1973, P. Ward, 1♂ (FLMNH); Reserva Natural El Dorado, 2400 m, 07/dic/2014, E. Henao, 1♂ (ICN); mismos datos, 9/dic/2014, E. Henao, 1♂ (ICN); mismos datos y fecha, E. Carneiro, 1♂ (ICN).

20. *Dalla merida* Evans, 1955; Pl. 2, fig. 41-42, fig. 93. (Gen.).

Descrita para Venezuela, registrando su presencia por primera vez en Colombia. Esta especie presenta gran similitud con *D. xantha* y *D. cypselus*, por lo que se recomienda la extracción de los órganos genitales para realizar identificaciones adecuadas.

Material examinado. Cesar: Codazzi, vereda 7 de Agosto, finca El Oasis, 1846 m, 09°57'36,7" N - 73°03'10,5" W, 31/jul/2007, H. Pulido Col, 2♂ (HP 2668, HP 2671), (ICN-MHN.L 21956-21961); vereda 7 de agosto, vía el Parque, 1794 m, 9°58'47" N - 73°03'00,9" W, 1/ago/2007, H. Pulido Col, 2♂ (HP 2789- HP 2794), (ICN-MHN-L 22001-22006); **Cundinamarca:** Nuevo Mundo, 2200 m, 1/jul/1995, J.F. Le Crom Col, 1♂ (CJFLC).

21. *Dalla xantha* Steinhäuser, 1991; Pl. 2, fig. 43-44

Especie descrita para la región del Tolima en la cuenca hidrográfica del río Ambeima. Es una de las especies que posiblemente vuelan en el gradiente altitudinal más bajo en Colombia (1000 m), las demás especies se registran a altitudes superiores a los 1200 m. Según STEINHAUSER (1991), está muy relacionada con *D. frater* y *D. merida* y es necesario un estudio sobre la variación geográfica, para esclarecer bien su distribución. Actualmente es citada para las cordilleras Central y Occidental.

Material examinado. Cauca: Santa Rosa, río Villalobos, 1300 m, 4/ene/2009, J.I. Vargas Col, 1♂ (CJIV-065). **Risaralda:** Pueblo Rico, vereda La Máquina, alrededores del río Negro, 1770 m, 15/abr/1991, JAA-1378, 1♂ (ICN-MHN-L-10346). **Tolima:** quebrada La Junta debajo de La Marina, 2000-2200 m, 5/jun/1974, S. & L. Steinhäuser, 1♂ (FLMNH); Hda. Japón, área La Marina, río Ambeima, 2000 m, 1/sep/1974, 1♂ (FLMNH). **Nariño:** R.N. La Planada, Parcela Olga, 1850 m, 1°15' N - 78°15' W, 2-16/jun/2000, Malaisse, G. Oliva, 1♂ (IAvH). **Valle del Cauca:** Pichindé, 1700 m, 1/ago/1973, R. Wilkerson, 1♂ (FLMNH); río Calima, 1300 m, 14/ene/1976, S.R. & L.M Steinhäuser, 1♂ (FLMNH).

22. *Dalla eryonas* (Hewitson, 1877); Pl. 2, fig. 45-46

Especie descrita en el género *Cyclopides*, transferida a *Butleria* y finalmente a *Dalla*. Es una especie muy conspicua por su patrón de coloración, manchas y maculación inconfundible. Se distribuye desde Costa Rica a Colombia con pocos registros en nuestro país. Ilustrada por GODMAN & SALVIN (1879-1901) en "Biología Centrali-Americana", Lep.-Rhop. 2, p. 465; 3, Pl. 92, figs. 9, 10 (d, v), 11 (gen. macho). Material fotográfico indica que la especie se encuentra en la Cordillera Occidental en Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma, 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood & L. Tapasco, fotógrafos.

Material examinado. Caldas: Samaná, corregimiento de Florencia, sector Hogares Juveniles, 1400 m, 9-13/abril/2013, E. Henao, 1♂ (ICN); La abundancia, minas de la concha, jul/2001, J.I. Vargas, 1♂ (CJIV-067).

23. *Dalla pedro* Steinhauser, 2002; Pl. 2, fig. 47-48

Especie endémica de la Sierra Nevada de Santa Marta (San Pedro), es una especie muy conspicua debido a su coloración oscura con manchas y máculas muy pequeñas en la parte dorsal de sus alas. Ilustrada por STEINHAUSER (2002). Jour. Lep. Soc. 56(2): 59, fig. 11, 12 (male d, v), 19 (male gen.). Material fotográfico indica su presencia en la Reserva Natural El Dorado, sector San Lorenzo, 2600 m, 24/mar/2015, K. Garwood, fotógrafo.

Material examinado. Magdalena: 8 km de San Pedro, 10°55' N - 73°58' W, 2550 m, 13/dic/1973, P. Ward, 1♂ (FLMNH); 10 km E. de San Pedro, 10°54' N - 73°58' W, 2900 m, 23/dic/1973, P. Ward, 1♂ (FLMNH); Sierra Nevada de Santa Marta, San Pedro, 2400 m, sin más datos, DZUP-18353, 1♂ (UFPR); Kankurua, 2400 m, sin más datos, 1♂, OM-61842 (OM); PNN SNSM, San Lorenzo, 10°48' N - 73°39' W, 2200 m, Malaisse, 15-30/sep/2000, J. Cantillo Leg., M 630 (IaVH).

24. *Dalla connexa* Draudt, 1923; Pl. 2, fig. 49-50

Especie fácilmente reconocible por su pequeño tamaño (12 mm), coloración amarillenta y dos manchas semihialinas con una pequeña mancha triangular en la parte superior de la celda discal. Su distribución abarca a Colombia, Ecuador y Perú. Ilustrada por DRAUDT (1924), en Seitz. Gross-Schmett. Erde 5, p. 9231, Pl. 179e (d, v).

Material examinado. Boyacá: Duitama, 3200 m, 25/mar/1991, J.F. Le Crom, 1♂ (CJFL). **Cundinamarca:** Choachí, páramo de Cruz Verde, 3200 m, 3/nov/1998, J.F. Le Crom (CJFL); Subachoque, El Tablazo, 3400 m, 7/oct/1999, J.F. Le Crom, 1♂ (CJFL); Tabio, vereda Juaica, Reserva Las Tominejas y Saltagatos, 2700 m, 23/mar/2011, F.G. Stiles, 2♂ (ICN); mismos datos y colector, 2/abr/2011, 1♂, 28/ago/2011, 1♂, 22/sep/2011, 2♂, 7/nov/2011, 1♂, 4/mar/2012, 1♂, 2/abr/2012, 1♂, 8/dic/2012, 1 m; mismos datos, 14/jul/2012, E. Henao, 3♂, 2♀ (ICN); entre Zipaquirá-Pacho, 3000 m, sin más datos, DZUP-18298, 1♂ (UFPR). **Norte de Santander:** Vilorín, 20/nov/1991, J.F. Le Crom (CJFL).

25. *Dalla caenides* (Hewitson, 1868); Pl. 2, fig. 51-52. Fig. 94. (Gen.).

La especie fue descrita para Venezuela en el género *Cyclopides*. Se distribuye en Colombia, Venezuela y Ecuador (EVANS, 1955). (Figurada en LEWIS (1974),

pág. 82). Con base en los registros se puede inferir que es una especie abundante. Ilustrada por DRAUDT (1924), en Seitz. Gross-Schmett. Erde 5, p. 921, Pl. 179d (d, v). Registro fotográfico indica esta especie para Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma, 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood, fotógrafo.

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Romerales, vía La Gruta, 2600 m, 18/feb/2006, E. Henao Col, 2♂, 1♀ (CEH-085); Villamaría, vereda Montaña, quebrada Pipintá, 2400 m, 8/ene/2007, J.I. Vargas, 3♂ (CJIV-065). **Boyacá:** Arcabuco, SFF Iguaque, 3450 m, 5°44' N - 73°26' W, P. Reina Col, 1♂ (IAvH). **Cundinamarca:** Bogotá, El Páramo, 2600 m, 24/ago/1952, L. Richter, 1♂; La Calera, vereda Quisquiza, 2800 m, 2/abr/2011, E. Henao Col, 3♂; Tabio, vereda Juaica, Reserva Las Tominejas, 11/sep/2011, F.G. Stiles; misma localidad y colector, 09/oct/2011, 1♂, 1♀; misma localidad, 22/sept/2011, E. Henao, 1♂ (ICN). **Huila:** Palestina, vereda La Guajira, Reserva La Riviera, 2000 m, 26/08/2005, J.I. Vargas Col, 1♂ (IAvH).

26. *Dalla bos* Steinhauser, 1991; Pl. 2, fig. 53-54

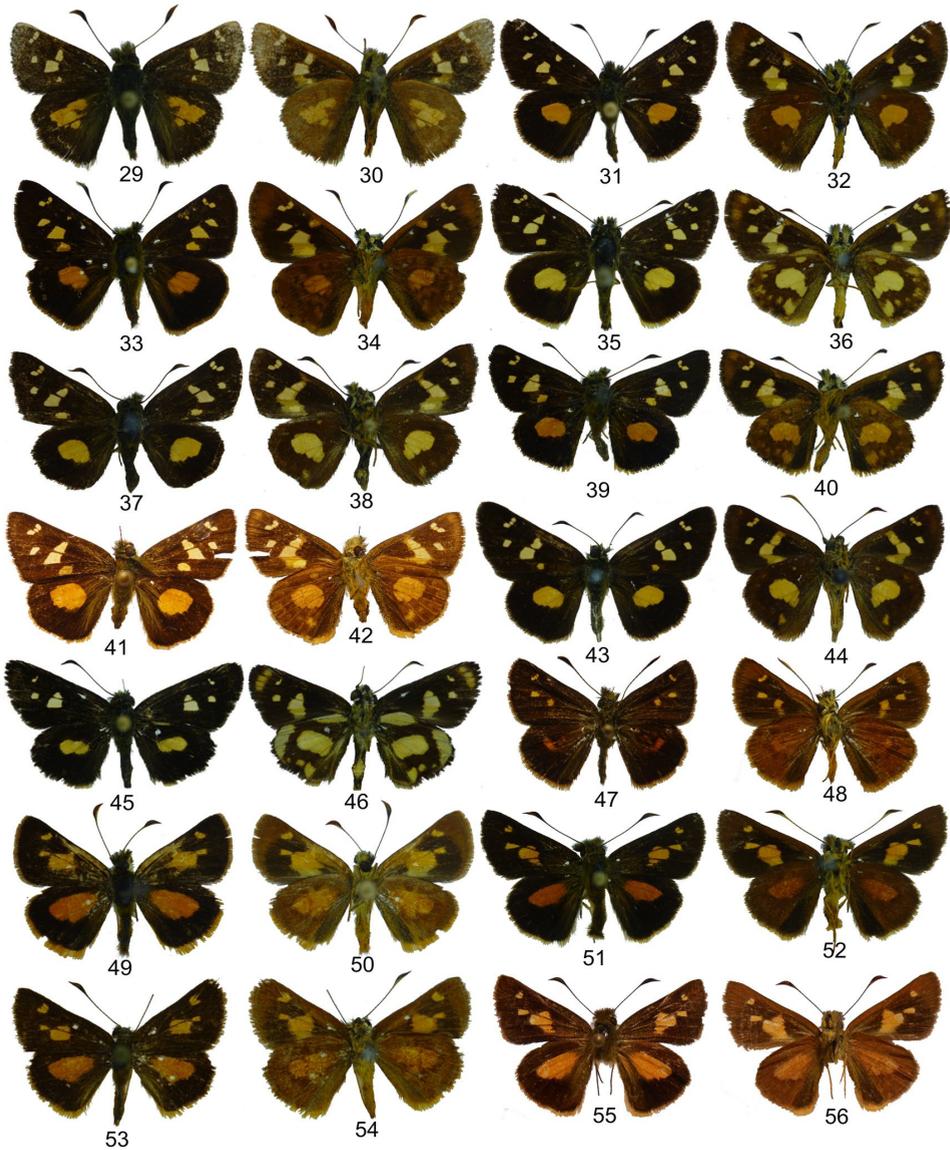
Especie descrita del departamento del Cauca (Colombia), sin embargo se registra también en el extremo opuesto de la Cordillera Oriental (PNN Tamá) ampliando su distribución. Es una especie endémica de Colombia y se caracteriza por presentar un pequeño tamaño (14 mm), dos manchas semihialinas en la celda discal de forma cuadrada con una pequeña mancha central en el área submarginal del AAD.

Material examinado. Cauca: PNN Puracé, páramo del Buey, 3000 m, 10/mar/1976, S. & L. Steinhauser, 2♂ (FLMNH). **Norte de Santander:** Herrán, PNN Tamá, cabañas Orocué, 2600 m, 28/abr/2004, E. Henao, 1♂ (CJIV-067). **Putumayo:** Valle del Sibundoy, Sibundoy, garganta de Balsayaco, río Cristalino, 2000 m, 25/dic/2006, E. Henao & N. Mojhana, 1♂ (CEH-085).

27. *Dalla pura* Steinhauser, 1991; Pl. 2, fig. 55-56

Especie similar a *D. bos*, pero se diferencia por la presencia de dos pequeñas manchas superior e inferior en la mancha semihialina de la celda discal del AAD y la presencia de solo dos puntos subapicales en el AA. Descrita de la parte inferior de la Cordillera Oriental en el departamento del Cauca (PNN Puracé), sin embargo se registra también para la zona central de Colombia. Endémica.

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Montaña, quebrada California, F. G. Gaviria & E. Henao, 1♂ (CEH-085). **Cauca:** PNN Puracé, páramo del Buey, 3000 m, 10/mar/1976, S. & L. Steinhauser, 1♂ (FLMNH).



Figs. 29-30. *Dalla genes saleca*, ♂.

Figs. 33-34. *Dalla quasca quasca*, ♂.

Figs. 37-38. *Dalla mesoxantha*, ♂.

Figs. 41-42. *Dalla merida*, ♂.

Figs. 45-46. *Dalla eryonas*, ♂.

Figs. 49-50. *Dalla connexa*, ♂.

Figs. 53-54. *Dalla bos*, ♂.

Figs. 31-32. *Dalla cypselus cypselus*, ♂.

Figs. 35-36. *Dalla frater*, ♂.

Figs. 39-40. *Dalla wardi*, ♂.

Figs. 43-44. *Dalla xantha*, ♂.

Figs. 47-48. *Dalla pedro*, ♂.

Figs. 51-52. *Dalla caenides*, ♂.

Figs. 55-56. *Dalla pura*, ♂.

28. *Dalla simplicis* Steinhauser, 1991; Pl. 3, fig. 57-58

Especie descrita de la misma localidad de *D. p. puracensis*, *D. pura*, *D. simplicis* (Cauca, PNN Puracé), según STEINHAUSER (1991) está relacionada con *D. seirocastnia* y *D. pantha* y es necesario realizar disecciones de los órganos genitales para comparar con las demás especies. Endémica.

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Montaña, quebrada California, 2400 m, 4/feb/2007, J.I. Vargas & E. Henao Cols, 1♂ (CEH-085). **Cauca:** Belalcázar, Irlanda, Estación Termales, 2800 m, 29/oct/1980, I. de Arévalo Col, 1♂ (ICN); entre Leticia y Puracé, 3100 m, sin más datos, DZUP-18164 1♂ (UFPR); PNN Puracé, páramo del Buey, 3000 m, 10/mar/1976, S. & L. Steinhauser, 2♂ (FLMNH). **Quindío-Tolima:** La Línea (paso al Quindío), 3300 m, 7/nov/1974, S.R. & L.M. Steinhauser, 1♂ (FLMNH); mismos datos, 28/ene/1986, F.B. Sullivan, 1♂ (FLMNH). **Tolima:** Herveo, Cerro Bravo, 3400 m, 16/dic/2000, J.I. Vargas Col, 1♂ (CJIV-065).

29. *Dalla seirocastnia* Draudt, 1923; Pl. 3, fig. 59-60, fig. 95. (Gen.).

Especie descrita para la Cordillera Central (Tolima), presenta un tamaño pequeño (14 mm), con dos manchas cerca a la celda discal del AAD y tres pequeños puntos subapicales. Similar a *D. simplicis*. Endémica.

Material examinado. Cauca: PNN Puracé, páramo del Buey, 3000 m, 10/mar/1976, S. & L. Steinhauser, 1♂ (FLMNH). **Tolima:** Herveo, Alto de Letras, 3700 m, 18/feb/2007, C. Ríos-Málaver, 1♂ (MHNUC).

30. *Dalla puracensis puracensis* Steinhauser, 1991; Pl. 3, fig. 61-62

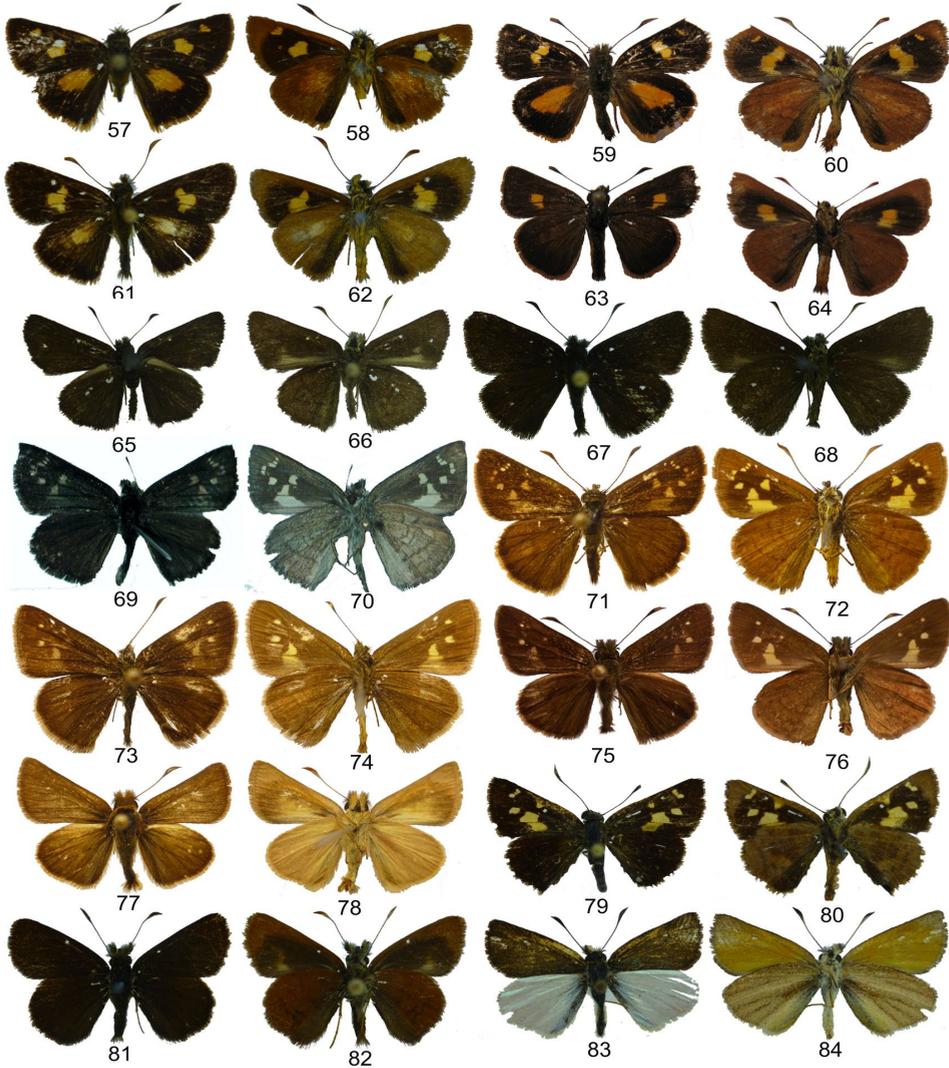
Especie descrita del PNN Puracé (Cauca-Colombia) antes de Coconuco a 3000 m. STEINHAUSER (1991) describe 3 subespecies, dos de las cuales se encuentran en Colombia y una en el Ecuador. Las subespecies registradas en Colombia son *D. p. puracensis*, propia de la Cordillera Oriental y *D. p. quindio* con distribución en la Cordillera Central.

Material examinado. Cauca: Páez, Belalcázar, Irlanda, 2400-2800 m, 29/oct/1980, C. Bohórquez Col, 2♂; Páez, Los termales, 2800 m, 22/oct/1980, I. de Arévalo, 1♂ (ICN); PNN Puracé, debajo de Coconuco, 3000 m, 30/ene/1976, S.R. & L.M. Steinhauser, 1♂ (FLMNH).

Dalla puracensis quindio Steinhauser, 1991; Pl. 3, fig. 63-64

Esta subespecie fue citada por HENAO & VARGAS (2009) y a la fecha solo se ha realizado un nuevo registro para el interior del país. Endémica.

Material examinado. **Caldas:** Villamaría, quebrada Pipintá, vereda Montaña, 2450 m, 4-II-2004, 1♂ (J.I. Vargas Col) CJIV-067. **Tolima:** Herveo, Alto de Letras- Cerro Bravo, río Cajones, 5/ago/2013, 1♂ (J. I. Vargas Col) CJIV-067.



Figs. 57-58. *Dalla simplicis*, ♂.

Figs. 61-62. *Dalla puracensis puracensis*, ♂.

Figs. 65-66. *Dalla decca decca*, ♂.

Figs. 69-70. *Dalla ibhara*, ♂.

Figs. 73-74. *Dalla crihote*, ♂.

Figs. 77-78. *Dalla rosea*, ♂.

Figs. 81-82. *Dalla quadristriga quadristriga*, ♂.

Figs. 59-60. *Dalla seirocastia*, ♂.

Figs. 63-64. *Dalla puracensis quindio*, ♂.

Figs. 67-68. *Dalla eburones inornata*, ♂.

Figs. 71-72. *Dalla plancus*, ♂.

Figs. 75-76. *Dalla calima*, ♂.

Figs. 79-80. *Dalla mars*, ♂.

Figs. 83-84. *Dalla semiargentea*, ♂.

31. *Dalla decca decca* Evans, 1955; Pl. 3, fig. 65-66, fig. 96. (Gen.).

Especie distribuida en Colombia y Ecuador. Pertenece a un grupo de mariposas de color marrón oscuro y negro de las cuales es difícil su identificación, sin embargo, esta especie se caracteriza por una mancha clara y delgada en el margen interno del AA que llega ligeramente al tornus. Similar a *D. eburones inornata*. EVANS (1955) ilustra su órgano genital en Cat. Amer. Hesp. 4, p. 39, pl. 56.

Material examinado. Caldas: Aguadas, río San Pedro, 2300 m, nov/1995, C. Sarmiento, 2♂ (ICN).

32. *Dalla jelskyi* ssp. (Fotografía 1)

Especie descrita para Perú, en esta ocasión tenemos los primeros registros para el país mediante fotografías al natural en el departamento de Antioquia, Titiribí, Sinifana-La Holanda, 6°01'0,061" N - 75°49'0,168" W, 600-790 m, 6/feb/2013, J.G. Jaramillo, fotógrafo, 1♂. Amagá: corregimiento Pueblito de San José, 06°00'46" N - 75°43'11" W, 1000-1200 m, J.G. Jaramillo, fotógrafo, 1♂. Al parecer es la especie de *Dalla* que vuela a menor altitud, junto con *D. xantha*.



Fotografía: cortesía de J.G. Jaramillo.

Fotografía 1. *Dalla jelskyi* ssp.

33. *Dalla eburones inornata* (Bell, 1937); Pl. 3, fig. 67-68, fig. 97. (Gen.).

Especie descrita con el nombre de *D. eburones elna* por Evans (1955) es sinonimizada por MIELKE (2005) como *D. e. inornata*. Aunque el espécimen tipo es citado de Buenaventura (Valle), todos los demás registros hasta la fecha son de altitudes superiores a 1800 m, por lo cual es poco probable que el espécimen tipo sea de esa localidad. Según MIELKE (2005), esta subespecie se distribuye en Ecuador y Colombia. Registro fotográfico indica esta especie para la Cordillera Occidental en el municipio de Urrao (Antioquia).

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Montaña, quebrada Pipintá, 2400 m, 6/feb/2006, J.I. Vargas Col, 3♂ (CJIV-065); misma localidad y colector, quebrada Pipintá, 2400 m, 6/feb/2006, 4♂, 1♀ (CJIV-065); quebrada California, 2400 m, 18/mar/2007, F. Gaviria & E. Henao Cols, 3♂, 1♀ (CEH-085).

34. *Dalla ibhara* (A. Butler, 1870); Pl. 3, fig. 69-70, fig. 98. (Gen.).

Especie descrita en varios géneros, inicialmente en *Thanaos*, posteriormente en *Nisoniades*, *Butleria* y *Pamphila*. Su distribución abarca a Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia. Registros fotográficos indican que esta especie se distribuye ampliamente en nuestro país así: en la Cordillera Occidental, Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma, 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood & J.G. Jaramillo; Chocó: Carmen de Atrato, 05°51,138' N - 76°10,939' W, 1400-1800 m, K. Garwood & J.G. Jaramillo, fotógrafos, 2♂; Boyacá: Santa María, 1000 m, J.G. Jaramillo & K. Garwood, fotógrafos, 2♂.

Material examinado. Caldas: Manizales, río Chinchiná, peñas coloniales, 1/nov/2004, 2000 m, J.I. Vargas, 1♂ (CJIV-067).

35. *Dalla plancus* (Hopffer, 1874); Pl. 3, fig. 71-72, fig. 99. (Gen.).

Especie descrita inicialmente en los géneros *Carterocephalus*, *Butleria* y *Pamphila*, está distribuida en Colombia, Perú y Bolivia. Similar a *Dalla calima* y *D. crithote*. En Colombia solo se tiene un registro en la Sierra Nevada de Santa Marta, que no es igual al tipo, por lo que puede ser una nueva subespecie, pero se requiere más material de estudio.

Material examinado. Magdalena: Sierra Nevada de Santa Marta: Kankurua, 2000 m, sin más datos, 1♂, DZUP-18160 (UFPR).

36. *Dalla crithote* (Hewitson, 1874); Pl. 3, fig. 73-74, fig. 100. (Gen.).

Especie descrita inicialmente en *Cyclopides* y posteriormente *Butleria*. Esta especie resulta similar a *D. calima* y *D. plancus*, pero aparentemente es un fenotipo intermedio entre ambas, sin embargo los órganos genitales presentan diferencias notables. Se distribuye en Venezuela, Colombia y Ecuador. Los registros en Colombia, aunque son escasos, indican que es una especie asociada a la Cordillera Occidental. EVANS (1955) cita dos ejemplares para Colombia sin localidad exacta.

Material examinado. Valle del Cauca: Calima, 2000 m, 19/jul/1981, Callaghan leg., 2♂ (UFPR).

37. *Dalla calima* Steinhauser, 1991; Pl. 3, fig. 75-76

Esta especie ilustrada en Bull. Allyn Mus. 132: 18, figs. 21, 22 (male d, v), 75 (male gen.), es morfológicamente similar a *D. crithote* y *D. plancus* aunque ligeramente más oscura que las anteriores, sin embargo para una adecuada identificación es necesario realizar disección de los órganos genitales. Material fotográfico indica esta especie en Risaralda: Pueblo Rico, Reserva Montezuma, 05°13,826' N - 76°05,025' W, 1100-2600 m, 28/mar/2014, K. Garwood & J.G. Jaramillo, presentando una distribución asociada a la Cordillera Occidental como *D. crithote*.

Material examinado. Valle del Cauca: río Calima, 1300 m, 24/ene/1976, S.R. & L.M. Steinhauser, 2♂ (FLMNH). **Nariño:** Ricaurte, Reserva Natural La Planada, 1850 m, 7/ago/1994, J.A. Salazar, 1♂ (CJIV-067).

38. *Dalla rosea* Evans, 1955; Pl. 3, fig. 77-78

Especie caracterizada por su color rosa en la región ventral de sus alas y la región dorsal oscura. Esta especie fue descrita para Nouv. Granada, de Bogotá a Buenaventura, pero hasta el momento los ejemplares capturados distan considerablemente de esta gran región, además es importante resaltar que no hay registros de recolección de ejemplares actuales, por lo que su última recolecta fue hace casi 40 años.

Material examinado. Cauca: Parque Nacional Puracé, debajo de Coconuco, páramo del Buey, 3000 m, 10/mar/1976, S.R & L.M. Steinhauser, 17♂ ((FLMNH); mismos datos, 1♂, DZUP-14724 (UFPR).

39. *Dalla mars* Evans, 1955; Pl. 3, fig. 79-80

Especie descrita para Colombia de Bogotá, sin mayores datos de recolección, presenta un patrón de coloración oscura inconfundible, con tres pequeñas manchas

subapicales y una mancha oblicua tripartita inferior a la celda discal, finalmente un pequeño punto en el área costal en la celda discal. Los registros actuales indican que esta especie parece asociada a la Cordillera Central del flanco occidental.

Material examinado. Caldas: Pensilvania, quebrada Negra, 2600 m, 20/ago/2001, J.I. Vargas, 2♂ (CJIV-067). **Tolima:** Murillo, vereda Casas Viejas, 2950 m, 13/sep/2007, 1♂ (CEH-085); vereda La Gloria, finca El Zafiro, 2950 m, 4°54'27,6" N - 75°10'6,3" W, 5/ago/2009, L. Ospina, 1♂ (ICN-MHN-L 31923).

40. *Dalla* aff. *cuadrada* (Fotografía 2)

Esta especie fue descrita en el género *Pamphila* para Bolivia, con solo tres ejemplares. Actualmente su distribución está restringida a su localidad tipo, por lo cual el ejemplar fotografiado podría corresponder a una nueva subespecie o incluso a una nueva especie, pero se requiere material para su estudio. Material fotográfico indica la posibilidad registrar por primera vez esta especie para Colombia. Antioquia: San Félix, 2600 m, 20/abr/2013, J.G. Jaramillo, fotógrafo.



Fotografía: cortesía de J.G. Jaramillo.

Fotografía 2. *Dalla* aff. *Cuadrada*.

41. *Dalla quadristriga quadristriga* (Mabille, 1889); Pl. 3, fig. 81-82

Especie publicada como *Butleria 4-striga* sin descripción (ICZN, art. 12.1-**nom. nud.**), con distribución para el Ecuador y Venezuela. MIELKE (2005) indica la ilustración en SEITZ (1924) en la Pl. 179h), sin embargo es un error litográfico, debido a que la ilustración esta en pl. 179k. Es una de las especies más oscuras del género y es relativamente común a lo largo de las riberas de los ríos y quebradas.

Material examinado. Caldas: Villamaría, vereda Montaña, quebrada Pipintá, 2400 m, 07/feb/2006, J.I. Vargas, 4♂, 1♀ (CJIV); misma localidad y colector, 02/mar/2006, 3♂ (CJIV-065); misma localidad y colector, 8/ene/2007, 1♂ (CJIV-067), 18/mar/2007, F.G. Gaviria & E. Henao Cols, 5♂, 1♀ (CEH-085). **Cauca:** Páez, Belalcázar, Irlanda, 2800 m, 29/oct/1980, C. Bohórquez Col, 1♂ (ICN).

42. *Dalla semiargentea* (C. & R. Felder, 1867); Pl. 3, fig. 83-84

Especie descrita en el género *Eumesia* y posteriormente trasladada a *Argopteron*, ha sido registrada solo para Colombia. Es una de las pocas especies que presentan color plateado brillante en las AP. Hasta ahora sus poblaciones han sido registradas únicamente en zonas paramunas de Cundinamarca, con pocos registros espaciados en el tiempo, lo cual es un interrogante sobre el estado de sus poblaciones. Se registró nuevamente para el páramo de Cruz Verde y el Distrito Capital. Esta especie puede ser considerada muy local o de distribución restringida. Un registro de 1925, del Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos (MUSM), Lima (Perú), cita la especie para la Cordillera Central (San Cristóbal-Antioquia), sin embargo, es de aclarar que dentro del trabajo de investigación y consulta con otros colegas no se obtuvo ningún registro de la especie en esta cordillera.

Material examinado. Cundinamarca: Bogotá, 3000 m 5/feb/1948, L. Richter, 1♂; Usaquén, 3000 m 12/feb/1948, L. Richter, 1♂ (ICN-MHN-L20867); misma localidad, Cerros Orientales, 04°37'2,49" N - 74°03'1,03" W, 3000 m, 31/mar/2012, A. Vásquez & E. Henao, 2♂ (ICN); Guasca, 3150 m, 11/ene/1992, J.F. Le Crom, 1♂ (CJFL); Guatavita, 9/feb/1986, J.F. Le Crom, 2♂ (CJFL); páramo de Cruz Verde, vía Bogotá-Choachí, 3000 m, 2/abr/2011, E. Henao Col, 2♂ (CEH-085); mismos datos, 1♂ (CJIV-065).

Otras especies (no ilustradas):

43. *Dalla superargentea* Vilorio, Warren & Austin, 2008

Especie descrita para la Cordillera Oriental entre Colombia y Venezuela de la Serranía de Valledupar en el "Cerro Pintado". Su nombre alude al parecido con la especie anterior (*D. semiargentea*). Es una especie endémica entre los límites de Venezuela-

Colombia, especialmente de zonas de páramo, es de las pocas especies, que exhiben un color plateado en el dorso de las alas.

Material examinado. Venezuela/Colombia: Serranía de Valledupar, cerro Pintao, 3020-3100 m, 15-17/mar/1993, J. Camacho & A. Vioria, 1♂ (FLMNH).

44. *Dalla mora* Evans, 1955

Esta especie descrita del Ecuador (Zamora), podría estar presente en nuestro país, con base en un ejemplar no examinado de la colección de J.F. Le Crom, cuyos datos son: Norte de Santander: Pamplona, 2880 m, 22/dic/1993, J.F. Le Crom, 1♂ (CJFL).

45. *Dalla cola* E. Bell, 1959

Esta especie, endémica de Colombia, solo presenta el ejemplar tipo, depositado en el American Museum of Natural History, New York City (AMNH), cuya procedencia es de San Joaquín (Cauca), 1500 m, jun/1946, K. Von Sneidern.

Nueva especie y subespecie:

46. *Dalla grovius* n. ssp. (Henao, Mojhana & Fajardo), en preparación.

47. *Dalla* n. sp. (Mielke & Henao), en preparación.

Especies con probabilidad de ser registradas en Colombia:

Dalla genes golia Evans, 1955.

Dalla diraspes (Hewitson, 1877).

Dalla pantha Evans, 1955.

Datos taxonómicos:

Dalla curia Evans, 1955 es sinónimo de *Wahydra tassa* (Evans, 1955) (HENAO *et al.*, 2015).

AGRADECIMIENTOS

El primer autor desea agradecer a COLCIENCIAS-COLFUTURO por la financiación de sus estudios doctorales dentro de la convocatoria doctorados nacionales-567, de igual manera al Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia (ICN), por permitirme el desarrollo de mis actividades de investigación, especialmente a mi director John D. Lynch, quien siempre ha estado presente apoyando el desarrollo

de mi trabajo, de igual manera a M. Gonzalo Andrade-C. asesor en mis actividades de investigación y a los doctores Carlos Sarmiento, Fernando Fernández, Eduardo Flórez y German Amat. De igual manera, al Museo Entomológico “Francisco Luis Gallego” de la Universidad Nacional bajo su anterior director, Jhon Jairo Idárraga, que en su debido momento permitió la revisión de los ejemplares a su cargo, y a Jhon Alveiro Quiroz por toda su colaboración. Al Centro de Museos-Museo Historia Natural de la Universidad de Caldas, bajo su curador Julián A. Salazar por sus aportes y colaboración respecto a la información de varios ejemplares citados y su constante apoyo. A Conservación Internacional-Colombia, especialmente a José Vicente Rodríguez y Andrés Páez por permitir el uso de la información de los ejemplares de *Dalla* recolectados en el Plan de Manejo de la cuenca alta del río Bogotá.

A la Doctora Lauren Raz y Diego Girando-Cañas que sin su motivación, revisión y corrección no se hubiera llegado a la culminación del presente manuscrito. Agradecimientos especiales a los doctores Olaf Mielke, Mirna Casagrande, Andy Warren y Eduardo Carneiro por toda la colaboración prestada en las instancias académicas y su apoyo incondicional a lo largo de todos mis estudios. A Gabriel Rodríguez, quien amablemente me facilitó una foto de los ejemplares a su cargo. Salidas de campo tuvieron apoyo en su debido momento de Cristóbal Ríos-Málaver, Fabián G. Gaviria, Aymer Andrés Vásquez y especialmente, a mi profe Gary Stiles que amablemente me aportó información valiosa de las mariposas de la Reserva Las Tominejas (Tabio-Cundinamarca). Finalmente, deseo agradecer a Juan Guillermo Jaramillo y Kim Garwood por facilitar las fotografías del Hesperiiidae de Colombia y apoyar con todos los datos sobre taxonomía y distribución.

REFERENCIAS

- ANDRADE-C. M.G., 1994. - Las mariposas del Parque de Ucumari: distribución local y estacional de los *Rhopalocera*. 247 – 274. In: RANGEL J. O. (De.) UCUMARI UN CASO TIPICO DE LA DIVERSIDAD BIOTICA ANDINA. Corporación Autónoma Regional de Risaralda CARDER – Universidad Nacional de Colombia.
- ANDRADE-C. M. G., J. ALVAREZ. 2000. - Las mariposas de las áreas de páramo en Colombia In: Colombia Diversidad Biótica III ed. Bogotá: Editorial Unibiblos
- BECCALONI, G.W., VILORIA, A.L., HALL, S.K. & ROBINSON, G.S., 2008.- Catalogue of the hostplants of the neotropical butterflies. *Monografías Tercer Milenio*, 8: 1-536.
- BIRKET-SMITH, S.J.R., 1974.- Morphology of the male genitalia of Lepidoptera I. Ditrysia. *Entomol. Scand.*, 5: 1-22.
- BRIDGES, C.A., 1983.- *Lepidoptera: Hesperiiidae, Notes on species-group names*. Urbana III. Publ. by autor: ii; II-129; II.2-41; III1-62; IV. 1-30; V. 1-13.
- _____, 1988.- *Catalogue of Hesperiiidae Lepidoptera Rhopalocera*. Urbana III. Publ. by autor: vii; II-205; II. ii; II.1-67; III. ii; III.1-78; IV. ii; IV.1-54; V. ii; VI.20; VI. ii; VI.1-7: App. I: ii, 1; App. II: ii, 1-8.
- DRAUDT, M.B., 1924.- Grypocera: 981-982 (in) SEITZ, A. (ed.) The Macrolepidoptera of the world. The American Rhopalocera. Alfred Kernen. 5.
- DYAR, H.G., 1921.- New American Lepidoptera and Records. *Ins. Inscit. Menst.* (Washington), 9: 137-145
- EVANS, W.H., 1955.- *A Catalogue of the American Hesperiiidae Indicating the Classification and Nomenclature Adopted in the British Museum (Natural History)*. Part IV. Hesperiiinae and Megathyminae. British Museum, London.
- FELDER, C. VON & FELDER, R., 1865-1875.- Rhopalocera. In *Reise der Osterreichischen Fregatte “Novara”* Vienna: vi+549 pp., 140 pls.
- FREEMAN, H.A., 1969.- Records, new species and a new genus of Hesperiiidae from Mexico. *Journal Lep. Soc.*, 23 (Supl. 2): 1-62, pls. 1-15.
- _____, 1991.- A new species of *Dalla* from Mexico (Lepidoptera: Hesperiiidae). *Trop. Lepid.*, 2: 65-67.
- GODMAN, E.D. & SALVIN, O., 1879-1901.- *Biología Centrali-Americana. Insecta- Lepidoptera*. London, DULAU & Co. Bernard

- Quaritch 2: 782 p., 3: 72-106.
- HENAO, E.R. & VARGAS, J.I., 2009.- Mariposas colombianas XIII. Notas sobre algunas especies de hespéridos poco conocidas o raras en Colombia (Lepidoptera: Hesperidae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 13 (1): 160-175.
- HENAO, E.R., CARNEIRO, E., MIELKE, O. & CASSAGRANDE, M., 2015. Notes taxonomic on *Wahydra* Steinhauser (Hesperidae, Hesperinae, Anthoptini) with description of four new species). *Zootaxa* 4040 (1): 059-073.
- KLOTS, A.B., 1970.- Lepidoptera: 115-130 (in) TUXEN, S.L. (ed.) *Taxonomist's glossary of genitalia in insects*. Munksgaard, Copenhagen.
- LAMAS, G., 2003.- *Las Mariposas de Machu Picchu. Guía Ilustrada de las Mariposas del Santuario Histórico Machu Picchu, Cuzco, Perú*. PROFONANPE, Lima. _____, (ed.), 2004.- Checklist: Part 4A. Papilionoidea – Hesperioidea (in) HEPPNER, J.B. (ed.) *Atlas of Neotropical Lepidoptera*. Scientific Publishers, Gainesville, Florida.
- LEWIS, H. L., 1974.- *Las Mariposas del Mundo*, Barcelona, España. London.
- MIELKE, O., 1993.- Sobre os tipos de Hesperidae (Lepidoptera) neotropicales descritos por M. Draudt. *Revta bras. Ent.*, 37 (3): 611-638.
- _____, 2004.- Hesperioidea (in) LAMAS, G. (ed.) *Atlas of Neotropical Lepidoptera Checklist: Part 4A*. Trop. Lepid., USA.
- _____, 2005.- *Catalogue of the American Hesperioidea. Hesperidae. Lepidoptera. Hesperinae*. Sociedade Brasileira de Zoologia. 6 vols. _____ & SCHRÖDER, H., 1994.- Die Typen und Typoide des Natur-Museums Senckenberg, 82: Insecta: Lepidoptera: Hesperidae. *Senckenbergiana Biologica*, 73 (1-2): 135-158.
- MILLER, J., "1969" (1970).- Nomenclature of wing veins and cell. *Journ. Res. Lep.*, 8 (2): 37-48.
- MOJHANA, N. & FAJARDO, A., 2012.- *Diversidad de mariposas diurnas (Hesperioidea-Papilionoidea) de tres cuencas hidrográficas del Valle de Sibondoy - Putumayo*: Trabajo de grado. Universidad de Caldas, Facultad de Ciencias, Manizales.
- PLÖTZ, C. 1884.- Die Hesperiden-Gattung *Butleria* Kirby und ihre Arten. *Stettiner entomologische Zeitung* 45(7/9): 290-295 (late June) [general; new species: *B. mesoxantha*, *B. xantholeuca*, *B. dolabella*, *B. ligilla*, *B. apertus*, *B. pruna*: Colombia, Venezuela, Chile, Ecuador, Panama]
- SALAZAR, J.A. & HENAO, E., 2000.- Inventario de Lepidopteros del Municipio de Manizales: 101-117 (en) PARRA, L., VARGAS, J.I. & POTOSI, M. *Mariposas de Manizales*. Tizán, Manizales.
- SCHMIDT-MUMM, E.W; SCHMIDT, E. & SALAZAR J. A., 2003.- Un viaje lepidopterístico a la Reserva Natural La Planada, Nariño, suroccidente de Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 7: 81-90.
- STEINHAUSER, S.R., 1989.- Taxonomic notes and descriptions of new taxa in the Neotropical Hesperidae. Part I. Pyrginae. *Bull. Allyn Mus.*, 127: 1-70.
- _____, 1991.- Taxonomic notes and descriptions of new taxa in the Neotropical Hesperidae. Part II, Heteropterinae and Hesperinae, Vinius group. *Bull. Allyn Mus.*, 127: 1-70.
- _____, 2002.- Five New Species of *Dalla* from Colombia and Ecuador (Hesperidae). *Journal of the Lepidopterists Society*, 56 (2): 53-61.
- _____, MILLER, L.D. & BRIDGES, C.A., 1990.- Case 2720: *Dalla* Mabille, 1904 (Insecta, Lepidoptera): proposed conservation. *Bull. Zool. Nomenclature*, 47 (3).
- VILORIA, A., WARREN, A.D. & AUSTIN, G., 2008.- A spectacular new *Dalla* Mabille, 1904 from Venezuela-Colombia (Hesperidae: Heteropterinae). *Bull. Allyn Mus.*, 156: 1-10.
- WARREN, A.D., 1997.- A New Species of *Dalla* from Guatemala (Lepidoptera: Hesperidae). *Tropical Lepidoptera*, 8 (1): 35-37.
- _____, 2001.- A new genus and species of Cyclopidinae from Zamora, Ecuador (Lepidoptera: Hesperidae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 5: 138-153.
- _____, & DE LA MAZA, E.R.G., 2011.- A new species of *Dalla* from Chiapas, Mexico (Lepidoptera, Hesperidae, Heteropterinae). *Trop. Lepid. Res.*, 21 (1): 7-11.
- _____, & GONZÁLEZ-COTA, L., 1996.- Rediscovery of *Dalla bubobon* in Michoacan, Mexico (Lepidoptera: Hesperidae: Heteropterinae). *Tropical Lepidoptera*, 7: 68-70.
- _____, OGAWA, J.R. & BROWER, A.V.Z., 2009.- Revised classification of the family Hesperidae (Lepidoptera: Hesperioidea) based on combined molecular and morphological data. *Systematic Entomology*, 34 (3): 467-523.
- _____, K. J. DAVIS, E. M. STANGELAND, J. P. PELHAM & N. V. GRISHIN. 2013. Illustrated List of American Butterflies.

Fig. 85. Gen. *Dalla agathocles lanna*.

Fig. 88. Gen. *Dalla frontinia frontinia*.

Fig. 91. Gen. *Dalla frater*.

Fig. 94. Gen. *Dalla caenides*.

Fig. 97. Gen. *Dalla eburones inornata*.

Fig. 100. Gen. *Dalla crithote*.

Fig. 86. Gen. *Dalla superior*.

Fig. 89. Gen. *Dalla cypselus cypselus*.

Fig. 92. Gen. *Dalla mesoxantha*.

Fig. 95. Gen. *Dalla seirocastnia*.

Fig. 98. Gen. *Dalla ibbara*.

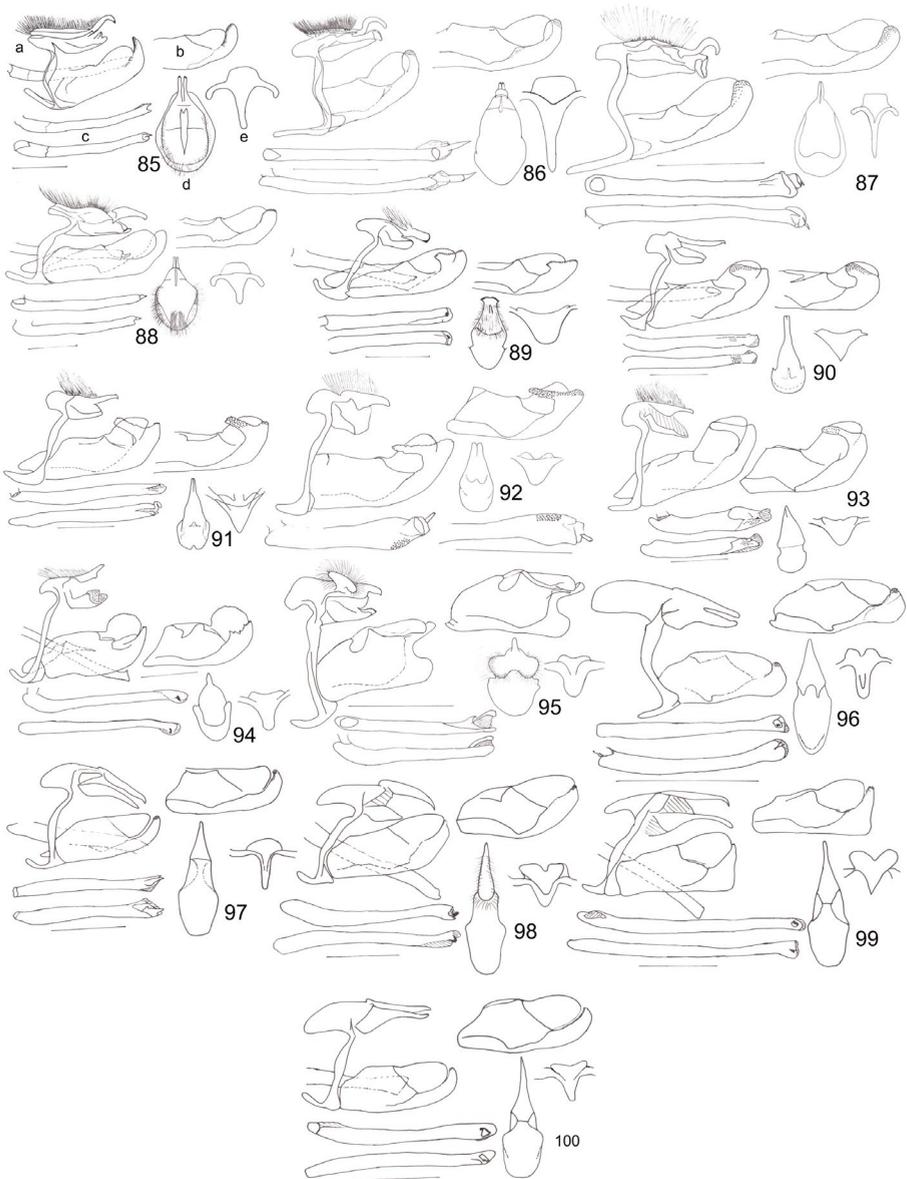
Fig. 87. Gen. *Dalla epiphaneus epiphaneus*.

Fig. 90. Gen. *Dalla quasca quasca*.

Fig. 93. Gen. *Dalla merida*.

Fig. 96. Gen. *Dalla decca decca*.

Fig. 99. Gen. *Dalla plancus*.



a) vista lateral de la capsula genital. b) valva (vista interna). c) aedeago (vista lateral y dorsal). d) tegumen, uncus y gnathos (vista dorsal). e) saccus (vista ventral).

ESCARABAJOS FITÓFAGOS (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE “PLEUROSTICTI”) DE LOS ANDES ORIENTALES DE COLOMBIA (DEPARTAMENTOS DE SANTANDER, BOYACÁ Y CUNDINAMARCA)*

Margarita M. López-García¹, Sandy García-Atencia², Germán Amat-García³

Resumen

Se presenta una lista comentada de las especies de escarabajos fitófagos presentes en los departamentos de Cundinamarca, Boyacá y Santander, ubicados en la Cordillera Oriental colombiana. Se encontraron 150 especies pertenecientes a 56 géneros. Para la mayoría de las especies se presentan notas sobre su distribución, biología, algunos comentarios taxonómicos y fotografías. Las especies *Cyclocephala longa* y *Pelidnota xanthopyga* se registran por primera vez para Colombia, mientras que *P. paralella*, *P. polita*, *P. prasina* y *Stenocrates bicarinatus* son registros nuevos para los Andes orientales colombianos.

Palabras clave: Cetoniinae, Dynastinae, Melolonthinae, Rutelinae, Andes orientales, biodiversidad, Colombia.

PHYTOPHAGOUS BEETLES (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE “PLEUROSTICTI”) OF THE EASTERN ANDES OF COLOMBIA (SANTANDER, BOYACÁ AND CUNDINAMARCA)

Abstract

A commented list of phytophagous beetles present in the Departments of Cundinamarca, Boyacá, and Santander, located in the Colombian Eastern Cordillera is presented. One hundred-fifty (150) species belonging to 56 genera were found. Notes about their distribution, biology, some taxonomic comments, and photographs are included for most species. *Cyclocephala longa* and *Pelidnota xanthopyga* are recorded for the first time in Colombia, whereas *P. paralella*, *P. polita*, *P. prasina* and *Stenocrates bicarinatus* are new records for Colombian Eastern Andes.

Key words: Cetoniinae, Dynastinae, Melolonthinae, Rutelinae, Eastern Andes, biodiversity, Colombia.

* FR: 2-II-2015. FA: .10-X-2015

¹ MSc. Grupo Insectos de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. E-mail: mamlopezga@unal.edu.co,

² MSc. Grupo Insectos de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. E-mail: sandyga.01@gmail.com,

³ MSc. Grupo Insectos de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. E-mail: gdamatg@unal.edu.co

CÓMO CITAR:

LÓPEZ-GARCÍA, M.M., GARCÍA-ATENCIA, S. & AMAT-GARCÍA, G., 2015.- Escarabajos fitófagos (Coleoptera: Scarabaeidae “Pleurosticti”) de los Andes orientales de Colombia (departamentos de Santander, Boyacá y Cundinamarca). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 322-358. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.20



INTRODUCCIÓN

Los coleópteros Scarabaeoidea son uno de los grupos de insectos más diversificados con cerca de 30.549 especies catalogadas a nivel mundial (DELOYA *et al.*, 2014). Uno de los grupos más diversos de esta superfamilia son los escarabajos fitófagos (Scarabaeidae "Pleurosticti"), cuyas especies desempeñan funciones importantes dentro de las comunidades bióticas, debido a su papel en la polinización, la degradación y reciclaje de la materia orgánica (MORÓN, 1985; MORÓN *et al.*, 1997). En Colombia, se han catalogado alrededor de 109 géneros y 595 especies (RESTREPO-GIRALDO *et al.*, 2003; GASCA-ÁLVAREZ & AMAT-GARCÍA, 2010). Sin embargo, esta cifra puede estar en aumento debido a la descripción de nuevos taxa y al hallazgo de registros de especies antes no conocidas para el país.

La mayoría de estudios realizados en Colombia se centran en evaluar la composición de especies en agroecosistemas (ÚTIMA & VALLEJO, 2008; PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011), describir estadios inmaduros (VALLEJO *et al.*, 1998; OROZCO & PARDO-LOCARNO, 2004; PARDO-LOCARNO & MORÓN, 2007; NEITA-MORENO *et al.*, 2012), nuevas especies (NEITA & RATCLIFFE, 2010; LÓPEZ-GARCÍA, 2014; MORÓN & NEITA, 2014), o presentar listas de las principales especies de importancia agrícola (RESTREPO-GIRALDO & LÓPEZ-ÁVILA, 2000; NEITA & GAIGL, 2008). Dentro de los trabajos taxonómicos, GASCA-ÁLVAREZ & AMAT-GARCÍA (2010) presentan claves para los géneros de Dynastinae, y SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007) citan 24 especies y 14 géneros de la subfamilia Cetoniinae. Además, SANABRIA-GARCÍA *et al.* (2012) y LÓPEZ-GARCÍA (2014) presentan sinopsis de las tribus Oryctini y Pentodontini (Dynastinae), respectivamente. Como trabajos regionales de Scarabaeidae "Pleurosticti", ÚTIMA & VALLEJO (2008) estudiaron la diversidad del grupo en cafetales de Risaralda y encontraron 43 especies y 23 géneros. NEITA-MORENO (2011) lista 125 especies agrupadas en 52 géneros para el departamento de Chocó. PARDO-LOCARNO *et al.* (2011) encontraron 11 especies asociadas con pasturas en Caquetá y recientemente GARCÍA-ATENCIÓN & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ (2015) listan 32 especies y 18 géneros del departamento del Atlántico.

Teniendo en cuenta el anterior panorama, se aprecia que el estudio de los Scarabaeidae fitófagos se ha enfocado a otras áreas del territorio colombiano y para la zona norte de la Cordillera Oriental de Colombia, solo se tienen registros aislados de especies. Por lo tanto, el estudio de los Scarabaeidae fitófagos de esta región del país es de gran importancia, teniendo en cuenta que es una de las más biodiversas y al mismo tiempo con un alto número de ecosistemas afectados por las altas tasas de deforestación y la conversión de tierras para uso agrícola (TOBASURA, 2006). Con el fin de contribuir al conocimiento de la riqueza de Scarabaeoidea en los Andes orientales de Colombia, en este trabajo se presenta una lista comentada de las especies de Scarabaeidae "Pleurosticti" presentes en los departamentos de Cundinamarca, Boyacá y Santander.

MÉTODOS

Área de estudio

La Cordillera Oriental es la más amplia de las tres cordilleras andinas de Colombia y presenta varios altiplanos, así como algunos valles profundos (HERNÁNDEZ, 1992). Al norte, los departamentos de Cundinamarca, Boyacá y Santander abarcan no solo una gran extensión sino también una gran heterogeneidad geográfica representada por diferentes pisos térmicos y tipos de vegetación. Con el fin de realizar recolectas complementarias a la revisión de colecciones se realizaron muestreos en la reserva Bosque de la Montaña de San José de Suaita (Suaita, Santander), la cual contiene 600 ha de cobertura boscosa que se encuentran entre la transición de bosque húmedo premontano y bosque húmedo montano bajo *sensu* Holdridge, y se ubica sobre la cuenca del río Suárez entre 1500 y 2100 m de altitud (VALENCIA-D., 2014).

Recolecta de individuos

Se realizaron tres muestreos en junio, julio y septiembre de 2014, utilizando trampas de luz y carpotrampas. En la parte alta de la reserva (2000 m), se instalaron dos trampas de luz (una blanca y una negra) que operaron dos noches por mes desde las 18:00 hasta las 6:00 h del día siguiente. Se colocaron 10 carpotrampas a una altura de 3 a 4 m en zona de bosque conservado y secundario, estas consistieron en un recipiente plástico (2 L) cebado con frutas en descomposición: banano (*Musa paradisiaca*), guayaba (*Psidium guajaba*), papaya (*Carica papaya*) y piña (*Ananas comosus*).

Revisión de colecciones

Se visitaron colecciones entomológicas representativas de la región con el apoyo de sus curadores: CPHJGA, Colección Personal Héctor Jaime Gasca Álvarez, Bogotá; ICN, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá (Fernando Fernández); UPJ, Colección de Entomología, Universidad Javeriana, Bogotá (Dimitri Forero); UPTC, Colección entomológica Luis Gonzalo Andrade, Universidad Tecnológica y Pedagógica de Colombia, Tunja (Fredy Molano).

Fase de laboratorio

Los ejemplares recolectados se conservaron en alcohol etílico al 96% y se ingresaron en la Colección Entomológica del Instituto de Ciencias Naturales (MHN-ICN). La identificación de las especies se realizó con las claves y descripciones de ENDRÖDI (1985), RATCLIFFE (2003), SOULA (1998, 2006, 2010) y OROZCO (2012). Adicionalmente, se contó con la colaboración de algunos especialistas.

RESULTADOS

Se registraron cinco subfamilias, 56 géneros y 150 especies de Scarabaeidae fitófagos, 88 de Boyacá, 102 de Cundinamarca y 70 de Santander (Tabla 1). A continuación se presentan datos de distribución, notas sobre la biología, y fotografías del hábito y los parámetros para la mayoría de especies (Anexo 1).

CETONIINAE

Cetoniini

***Euphoria abreona* Janson, 1878.** Distribución: Colombia, Ecuador y Venezuela (OROZCO, 2012). Se encontraron registros en los departamentos de Boyacá y Santander hasta 1400 msnm. Frecuentemente colectada con trampas de fruta. Sus estadios inmaduros fueron descritos por OROZCO & PARDO-LOCARNO (2004). *Euphoria precaria* Janson, 1881 es un sinónimo de esta especie (OROZCO, 2012).

***Euphoria hera* Burmeister, 1842.** Distribución: Colombia y Venezuela (OROZCO, 2012). Ampliamente distribuida en Colombia. En la Cordillera Oriental se encontró en Boyacá, Cundinamarca, Santander y Norte de Santander hasta los 2040 m. Se encontraron tres patrones de coloración (Lámina 1: 2, 3, 4).

Cremastocheilini

***Cyclidius elongatus* (Olivier, 1789).** Distribución: Colombia, Guyana, Guyana Francesa, Ecuador, Brasil, Bolivia, Argentina (DI LORIO, 2013) y Paraguay (DRECHSEL, 2014). Colombia: Putumayo y Boyacá (ICN).

***Genuchinus muzo* Krikken, 1981.** Distribución: Colombia (KRIKKEN, 1981). El material tipo fue recolectado en Muzo (Boyacá) a 900 m de altitud, asociado a hormigas Formicinae (KRIKKEN, 1981).

Gymnetini

***Amithao decemguttatus* (Watherhouse, 1876).** Distribución: Costa Rica, Panamá, Colombia y Ecuador (RATCLIFFE, 2013a). En Colombia se encuentra en el Chocó y los Andes hasta los 2000 msnm, con registros de la Cordillera Oriental en Cundinamarca, Boyacá y Santander (RATCLIFFE, 2013a). Se han encontrado adultos sobre flores de *Annona muricata* L. (Annonaceae) y son más activos entre mayo y octubre (NEITA *et al.*, 2006). En el bosque conservado de San José de Suaita (Santander) se colectaron tres individuos con carp trampas, entre junio y septiembre.

***Amithao lafertei* (Thomson, 1860).** Distribución: Panamá y Colombia (RATCLIFFE, 2013a). RATCLIFFE (2013a) registra esta especie con distribución en Anapoima (Cundinamarca). Según este autor, la especie muestra picos de abundancia entre abril y mayo, y puede ser atraída a trampas de fruta o luz. *Amithao niveosparsus* (Moser, 1913) citada por SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007), es un sinónimo de esta especie.

***Argyripa lansbergei* (Sallé, 1857).** Distribución: Colombia, Ecuador y México (MORÓN & RATCLIFFE, 1984). En Colombia se encuentra en Boyacá, Cundinamarca, Meta (RATCLIFFE, 1978) y Santander (San José de Suaita, 2000 m). Sus estadios inmaduros fueron descritos por MORÓN & RATCLIFFE (1984).

***Cotinis columbica* Burmeister, 1842.** Distribución: Colombia (GOODRICH, 1966). Ampliamente distribuida en Colombia entre los 290 y 2600 m (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). Se encontró en el departamento de Cundinamarca.

***Cotinis lebasi* Gory & Percheron, 1833.** Distribución: Costa Rica, Panamá y Colombia (RATCLIFFE, 2002; SOLÍS, 2004). Ampliamente distribuida en el país entre 0 y 1856 m (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). Se ha colectado con trampas de fruta, siendo abundante en bosques, agroecosistemas y rastrojos, y no parecen ser estacionales (NEITA *et al.*, 2006).

***Desicasta reichei* (Thomson, 1860).** Distribución: Panamá, Colombia y Venezuela (RATCLIFFE, 2013b). Colombia: Antioquia, Boyacá, Cundinamarca, Magdalena, Tolima, Santander y Valle del Cauca (RATCLIFFE, 2013b). Se ha colectado con trampas cebadas con banano entre 320 y 1300 m (RATCLIFFE, 2013b).

***Gymnetis coturnix* Burmeister, 1842.** Distribución: Panamá y Colombia (BLACKWELDER, 1944; RATCLIFFE, 2002). Es una especie de amplia distribución en Colombia entre los 120 y 2010 m de altitud (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). En la Cordillera Oriental se encontraron registros en Boyacá, Cundinamarca y Santander. Los adultos pueden ser colectados con trampas de fruta en bosques o rastrojos altos, o atraídos a flores de *Annona muricata*; las larvas se pueden encontrar en troncos en descomposición de *Brosimum utile* H. B. K. (Moraceae) (NEITA *et al.*, 2006).

***Gymnetis holosericea* (Voet, 1779).** Distribución: Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana (NEITA *et al.*, 2006). En Colombia se encuentra entre 40 y 1500 m (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). Se colecta con trampas de fruta y es propia de bosques primarios y secundarios (NEITA *et al.*, 2006). Su larva fue descrita por OROZCO & PARDO-LOCARNO (2004).

***Gymnetis pantherina* (Burmeister, 1842).** Se encuentra ampliamente distribuida en Colombia entre 4 y 2600 msnm (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). Es una especie frecuente que puede estar en áreas perturbadas y urbanas. Sus estados inmaduros fueron descritos por OROZCO & PARDO-LOCARNO (2004).

***Gymnetis stellata* (Latreille, 1833).** Distribución: Centroamérica y norte de Suramérica (SOLÍS, 2004; NEITA *et al.*, 2006). Ampliamente distribuida en Colombia entre 20 y 1200 msnm (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). Se colecta con trampas de fruta y es común en áreas perturbadas como rastrojos (NEITA *et al.*, 2006). AMAT-GARCÍA *et al.* (2005) describen protocolos para la cría de esta especie.

***Hoplopyga liturata* (Olivier, 1789).** Distribución: Centro y Suramérica (SOLÍS, 2004; NEITA *et al.*, 2006). Según SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007), en Colombia es una de las especies de Cetoniinae más frecuente durante todo el año, entre 43 y 2600 m. Se encontraron registros para la Cordillera Oriental en Cundinamarca, Boyacá y Santander, entre 150 y 2560 m. Sus estadios inmaduros fueron descritos por MORÓN & ARCE (2002).

***Marmarina maculosa* (Olivier, 1789).** Distribución: de México a Brasil (RATCLIFFE, 2002; SOLÍS, 2004). En Colombia se encontró en los departamentos de Chocó y Cundinamarca (SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA, 2007). Se ha colectado con trampas de fruta en bosques y rastrojos (NEITA *et al.*, 2006).

DYNASTINAE

Agacephalini

***Aegopsis curvicornis* Burmeister, 1847.** Distribución: de Panamá a Brasil (ENDRÖDI, 1985). Se encontraron registros en los departamentos de Caldas, Tolima, Cundinamarca, Boyacá, Arauca, Casanare, Meta y Vichada (ICN). Los machos son atraídos a las luces, se aparean con las hembras sobre ramas de árboles y la oviposición ocurre en el suelo (NEITA-MORENO *et al.*, 2014). La larva de tercer instar y la pupa fueron descritas por NEITA-MORENO *et al.* (2014).

***Lycomedes reichei* Brême, 1844.** Distribución: Colombia (ENDRÖDI, 1985). Se encontró en el departamento de Boyacá a 1965 msnm. El material tipo proviene de Santander.

Cyclocephalini

***Ancognatha lutea* Erichson, 1847.** Distribución: Colombia, Perú y Bolivia (ENDRÖDI, 1985). Los adultos pueden ser recolectados con trampas de luz. Según

NEITA-MORENO & MORÓN (2008), a altas elevaciones (3200-3600 msnm) es posible encontrar en el mismo sitio a *A. ustulata*, *A. scarabaeoides* y *A. lutea* en Boyacá y Cundinamarca. Esta especie también está presente en el departamento de Santander, entre los 3000 y los 3200 msnm.

***Ancognatha scarabaeoides* Erichson, 1847.** Distribución: Panamá, Colombia, Perú, Bolivia y Ecuador (ENDRÖDI, 1985; RATCLIFFE, 2003). En Colombia, se encuentra ampliamente distribuida (RESTREPO *et al.*, 2003). Los estados inmaduros de tercer instar y pupa fueron descritos por VALLEJO & MORÓN (2008), quienes mencionan que la especie está asociada a cultivos de papa sobre los 2300 msnm.

***Ancognatha ustulata* Burmeister, 1847.** Distribución: Colombia, Venezuela y Ecuador (ENDRÖDI, 1985; NEITA-MORENO & MORÓN, 2008). Colombia: Tolima, Cundinamarca (ENDRÖDI, 1966) y Boyacá. Pueden ser recolectados con trampas de luz. Emergen del suelo durante las primeras lluvias del año (marzo-junio). Las larvas se alimentan de material vegetal vivo, como raíces, tubérculos y flores (NEITA-MORENO & MORÓN, 2008).

***Ancognatha vulgaris* Arrow, 1911.** Distribución: desde Costa Rica hasta Brasil y Bolivia (ENDRÖDI, 1985), desde 100 hasta 2500 msnm (RATCLIFFE, 2003). Es una de las especies más comunes del género. Se encuentra en los departamentos de Antioquia, Cauca, Risaralda, Tolima, Meta, Cundinamarca (ENDRÖDI, 1966), Boyacá, Huila, Norte de Santander y Santander.

***Aspidolea singularis* Bates, 1888.** Distribución: desde México hasta Venezuela, Colombia y Ecuador (RATCLIFFE, 2003). Colombia: Risaralda, Tolima, Meta, Cundinamarca (ENDRÖDI, 1966), Valle del Cauca (NEITA *et al.*, 2007), Boyacá y Santander. Los adultos han sido encontrados en el suelo durante marzo y abril, y se recolectan con trampas de luz, especialmente en mayo y junio (NEITA *et al.*, 2007). La larva, descrita por NEITA *et al.* (2007), se alimenta de materia orgánica en descomposición.

***Cyclocephala amazona* (Linnaeus, 1767).** Distribución: desde el sur de Costa Rica hasta Paraguay y Chile (RATCLIFFE, 2003). Colombia: Chocó (NEITA-MORENO, 2011), Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005), Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008), Boyacá, Cundinamarca y Santander, entre 0 y 700 msnm. Los adultos son atraídos por trampas de luz.

***Cyclocephala brevis* Höhne, 1923.** Distribución: de México a Brasil, Colombia y Ecuador (RATCLIFFE, 2003). Colombia: Chocó (NEITA *et al.*, 2006), Cundinamarca y Santander. Los adultos son atraídos por trampas de luz. Se han recolectado en inflorescencias de Araceae y Annonaceae en Panamá (RATCLIFFE, 2003). En Costa

Rica, VALERIO (1984) observó adultos dentro de inflorescencias de *Dieffembachia oerstedii* y la considera como uno de sus polinizadores.

***Cyclocephala brittoni* Endrödi, 1964.** Distribución: Costa Rica, Panamá, Colombia, las Guayanas y Trinidad (RATCLIFFE, 2003). Colombia: Chocó (NEITA *et al.*, 2006), Valle del Cauca, Magdalena, Boyacá (ENDRÖDI, 1966) y Santander. Son atraídos a trampas de luz y viven en bosques húmedos entre 0 y 1000 m de altitud (RATCLIFFE, 2003). Se han encontrado asociados a inflorescencias de *Caladium bicolor* en Cundinamarca (GASCA-ÁLVAREZ, 2013).

***Cyclocephala epistomalis* Bates, 1888.** Distribución: Brasil, Bolivia, Paraguay, Venezuela (ENDRÖDI, 1985) y Panamá (RATCLIFFE, 2003). Colombia: Caquetá (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011) y Cundinamarca.

***Cyclocephala fulgurata* Burmeister, 1847.** Distribución: está ampliamente distribuida desde el sur de México hasta Argentina (ENDRÖDI, 1966). Se encontró en Boyacá, Cundinamarca y Santander. Los adultos son atraídos por trampas de luz. Se pueden encontrar desde 0 hasta 1500 msnm (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala gravis* Bates, 1888.** Distribución: desde el sur de México hasta Brasil y Bolivia (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Tolima, Magdalena, Cundinamarca, Boyacá (ENDRÖDI, 1966), Chocó (NEITA-MORENO, 2011), Caquetá (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011) y Santander. Se recolectó con trampa de luz en San José de Suaita (Santander) (1800 msnm). Se ha observado en inflorescencias de *Dieffebanchia longispathia* en Costa Rica (YOUNG, 1986) y Panamá (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala gregaria* Heyne & Taschenberg, 1907.** Distribución: Panamá, Colombia, Venezuela, Ecuador y Brasil (ENDRÖDI, 1985). En Colombia se encuentra en Antioquia, Cauca, Tolima, Boyacá (ENDRÖDI, 1966) y Santander (1766 msnm). Los adultos son atraídos por trampas de luz (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala longa* Endrödi, 1963.** Distribución: Bolivia (ENDRÖDI, 1985), Brasil (RATCLIFFE, 1992) y Colombia. En este caso se registra por primera vez para el país con distribución en la localidad de Medina, Cundinamarca (ICN).

***Cyclocephala lunulata* Burmeister, 1847.** Distribución: desde México hasta Argentina y Paraguay. Colombia: Antioquia, Tolima, Valle del Cauca, Norte de Santander, Meta (ENDRÖDI, 1966), Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005), Chocó (NEITA *et al.*, 2006), Caquetá (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011) y Santander. Comúnmente recolectada en trampas de luz, es abundante entre 0 y 1500 m (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala mafaffa* Burmeister, 1847.** Distribución: desde México hasta la Amazonia brasilera y Ecuador (ENDRÖDI, 1985; RATCLIFFE, 2003). Colombia: Chocó, Nariño, Boyacá y Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008 NEITA, 2011). Los adultos son atraídos con trampas de luz y su periodo de mayor actividad coincide con la temporada de lluvias.

***Cyclocephala monacha* Ratcliffe, 2008.** Distribución: Colombia (RATCLIFFE, 2008). Amazonas (RATCLIFFE, 2008) y Boyacá (GASCA-ÁLVAREZ, 2013). Desde tierras bajas del Amazonas colombiano hasta los 1000 m de altitud. Se han recolectado especímenes en inflorescencias de *Caladium bicolor* (Araceae) (GASCA-ÁLVAREZ, 2013).

***Cyclocephala melanocephala* (Fabricius, 1775).** Distribución: desde el sur de Estados Unidos hasta el sur de Argentina y Paraguay (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Cundinamarca, Valle del Cauca, Meta (ENDRÖDI, 1966), Atlántico, Chocó, Santander y Boyacá. Los adultos son atraídos por trampas de luz y son activos durante casi todo el año, especialmente en temporada de lluvias. Está presente desde el nivel del mar hasta casi 200 msnm (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala ovulum* Bates, 1888.** Distribución: desde México hasta Paraguay (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Chocó (NEITA-MORENO, 2011), Atlántico y Cundinamarca (nuevos registros con este estudio). Los adultos son atraídos por trampas de luz. Presentes en bosque seco tropical (GARCÍA-ATENCIA & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, 2015) y bosques húmedos, en elevaciones de 0 a 1000 msnm (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala prelli* Endrödi, 1967.** Distribución: Colombia y Brasil (ENDRÖDI, 1985). Solo se encontró en Charalá (Santander) a 1700 msnm.

***Cyclocephala rustica* Olivier, 1789.** Distribución: desde México hasta Brasil y las Antillas (ENDRÖDI, 1985). De este estudio se obtuvieron registros de la localidad de Sasaima (Cundinamarca), a 1191 msnm. Se ha recolectado en inflorescencias de *Caladium bicolor* (MOORE & JAMESON, 2013).

***Cyclocephala sexpunctata* Laporte, 1840.** Distribución: desde México hasta Brasil (ENDRÖDI, 1985). En Colombia se ha encontrado en Antioquia, Cundinamarca, Tolima, Cauca, Meta (ENDRÖDI, 1966), Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008), Boyacá y Santander. Los adultos son atraídos a trampas de luz y son abundantes entre marzo y mayo (ÚTIMA & VALLEJO, 2008). En Costa Rica, algunos individuos se encontraron en inflorescencias de *Xanthosoma* spp. (RATCLIFFE, 2003).

***Cyclocephala spilopyga* Erichson, 1847.** Distribución: Colombia, Ecuador, Perú,

Brasil y Bolivia (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Santander. JOLY (2010) indicó que la especie no se encontraba en Colombia al revisar ejemplares del Valle del Cauca, Chocó y Antioquia que corresponden a *C. pygidiata* Dupuis, 1999. Sin embargo, varios ejemplares de La Belleza, Santander (1800-2440 m) atraídos a trampas de luz, coinciden con la redescrición de JOLY (2010) para *C. spilogyga*.

***Cyclocephala tutilina* Burmeister, 1847.** Distribución: México, Honduras, Colombia, Venezuela, Brasil (ENDRÖDI, 1966) y Nicaragua (RATCLIFFE & CAVE, 2006). Se encuentra en Tolima (ENDRÖDI, 1966), Chocó (NEITA-MORENO, 2011) y Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005). Se encontraron dos registros en Santander a 900 m (ICN).

***Dyscinetus dubius* (Olivier, 1789).** Distribución: de México a Argentina (ENDRÖDI, 1966). Colombia: Antioquia, Cauca, Córdoba, Chocó, Cundinamarca, Meta, Risaralda, Santander, Valle del Cauca (NEITA & YEPES, 2011), Atlántico (GARCÍA-ATENCIA & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, 2015) y Boyacá; desde el nivel del mar hasta los 1700 m. Los adultos son atraídos por trampas de luz. Se ha encontrado en gramíneas o aráceas como arroz (*Oryza sativum* L.), maíz (*Zea mays* L.) y ocumo [*Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott] (JOLY & ESCALONA, 2010).

***Dyscinetus olivaceus* Höhne, 1923.** Distribución: Bolivia, Colombia y Venezuela (JOLY & ESCALONA, 2010). Se encuentra en Boyacá y Santander (ICN). Puede ser confundida con *D. dubius*.

***Stenocrates bicarinatus* Robinson, 1874.** Distribución: Panamá, Guatemala y Colombia (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Valle del Cauca (ENDRÖDI, 1966), Chocó (NEITA-MORENO, 2011), Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005), Caquetá (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011) y Santander. Este es el primer registro para la Cordillera Oriental. *Stenocrates difficilis* Endrödi, 1966 es un sinónimo de esta especie.

***Stenocrates laevicollis* Kirsch, 1870.** Distribución: Colombia, Ecuador (ENDRÖDI, 1985) y Nicaragua (MAES *et al.*, 1997). Se ha encontrado en Cundinamarca (ENDRÖDI, 1966), Boyacá y Santander entre 1200 y 2240 m. Se recolectó con trampas de luz negra en San José de Suaita (Santander).

Dynastini

***Dynastes hercules* (Linnaeus, 1758).** Distribución: desde el sur de México hasta Brasil y las Antillas (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Chocó (NEITA-MORENO, 2011), Amazonas, Putumayo, Caquetá, Valle del Cauca (PARDO-LOCARNO, 2005), Boyacá y Santander. Se encuentra entre 600 y 2000 msnm. Las larvas son saproxilófagas y se desarrollan en material vegetal descompuesto. Los adultos pueden

vivir hasta seis meses (RATCLIFFE, 2003). AMAT-GARCÍA *et al.* (2005) describen protocolos para la cría de esta especie.

***Dynastes neptunus* Quensel, 1805.** Distribución: Venezuela, Colombia, Ecuador y Perú (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Boyacá. AMAT-GARCÍA *et al.* (2005) describen protocolos para la cría de esta especie.

***Golofa porteri* (Hope, 1837).** Distribución: Guatemala, Colombia y Venezuela (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005), Valle del Cauca (PARDO-LOCARNO, 2005), Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008), Boyacá y Cundinamarca. Se han observado alimentándose de *Chusquea* sp. (PARDO-LOCARNO, 2005). Sus estadios inmaduros fueron descritos por MORÓN & PARDO-LOCARNO (1994).

Oryctini

***Coelosis bicornis* (Leske, 1779).** Distribución: desde Colombia hasta el sur de Argentina (ENDRÖDI, 1985; GASCA-ÁLVAREZ & VASCONCELOS DA FONSECA, 2009). Colombia: Cundinamarca, Meta y Santander; entre 320 y 1850 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Las larvas se alimentan de materia orgánica en descomposición (IANNUZZI & MARINONI, 1995). Los adultos pueden recolectarse con trampas de luz.

***Coelosis biloba* (Linnaeus, 1767).** Distribución: desde México a Argentina (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Meta, Nariño, Putumayo, Risaralda, Santander, Boyacá, Tolima y Valle del Cauca; desde el nivel del mar hasta 2600 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Los adultos pueden ser capturados con trampas de luz y trampas de intercepción de vuelo. Las larvas han sido encontradas en nidos de hormigas *Atta* donde se alimentan de hongos cultivados (BRUCH, 1917; NAVARRETE-HEREDIA, 2001; PARDO-LOCARNO *et al.*, 2006a), y en los adultos se han registrado comportamientos de canibalismo alimentándose de larvas en tercer estadio (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2006a).

***Enema pan* Hope, 1837.** Distribución: desde Colombia hasta el norte de Paraguay (ENDRÖDI, 1985). En Colombia, se encuentra en Amazonas, Boyacá, Casanare, Cauca, Chocó, Cundinamarca, Huila, Meta, Putumayo, Risaralda, Santander, Tolima y Valle del Cauca; entre 250 y 2800 m de altitud (NEITA & GAIGL, 2008; SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Se han observado machos durante la noche en tallos de guadua en la Amazonia peruana (JACOBS *et al.*, 2012).

***Heterogomphus chevrolati* Burmeister, 1847.** Distribución: desde el sur de México hasta Colombia, Ecuador y Bolivia (ENDRÖDI, 1976). En Colombia se encuentra

en Antioquia, Cauca, Cundinamarca, Guaviare, Nariño, Putumayo, Santander y Vaupés; desde 2200 hasta 3020 m de altitud (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012).

***Heterogomphus dilaticollis* Burmeister, 1847.** Distribución: Ecuador, Venezuela, Perú y Colombia (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Antioquia, Boyacá, Caldas, Casanare, Cauca, Cesar, Cundinamarca, Nariño, Norte de Santander, Putumayo, Quindío, Santander y Valle del Cauca; entre 300 y 2800 m de altitud (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Los adultos son atraídos por trampas de luz.

***Heterogomphus mniszewski* (Thomson, 1859).** Distribución: sur de México y Guatemala hasta Colombia, Bolivia y Brasil (ENDRÖDI, 1985; RATCLIFFE, 2003). En Colombia solo se conoce del departamento de Santander a 1600 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Los adultos son atraídos por trampas de luz.

***Heterogomphus rugicollis* Prell, 1912.** Distribución: México, Honduras, Venezuela, Colombia, Ecuador y Perú (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Cundinamarca, Magdalena, Meta y Santander; desde los 2200 hasta 2600 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012).

***Heterogomphus schoenherrii* Burmeister, 1847.** Distribución: Panamá, Colombia, Venezuela y Ecuador (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Antioquia, Boyacá, Caquetá, Casanare, Cauca, Cesar, Cundinamarca, Huila, Nariño, Norte de Santander, Quindío, Santander y Valle del Cauca; entre 320 y 399 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012).

***Heterogomphus ulysses* Burmeister, 1847.** Distribución: Colombia, Perú y Brasil (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Boyacá, Huila y Valle del Cauca (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012).

***Megaceras morpheus* Burmeister, 1847.** Distribución: Colombia, Venezuela, Ecuador, Brasil, norte de Argentina (ENDRÖDI, 1985), Panamá (RATCLIFFE, 2003) y Honduras (RATCLIFFE & CAVE, 2006). Colombia: Boyacá, Casanare, Cundinamarca, Meta, Nariño, Putumayo, Quindío, Santander y Tolima, entre 450 y 2500 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Pueden ser capturados con trampas de luz. En Panamá, se han encontrado especialmente en selvas húmedas tropicales (RATCLIFFE, 2003).

***Megaceras septentrionis* Bates, 1888.** Distribución: México, Costa Rica, Panamá, Ecuador, Colombia (DECHAMBRE, 1975; ENDRÖDI, 1985; RATCLIFFE, 2003) y Nicaragua (RATCLIFFE & CAVE, 2006). Colombia: Caldas, Cundinamarca y Valle del Cauca, entre los 150 a 1850 m de altitud (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Se puede recolectar con trampas de luz.

***Podischnus agenor* (Olivier, 1789).** Distribución: desde México hasta Colombia, Ecuador, Perú y el norte de Brasil (ENDRÖDI, 1985). En Colombia se encuentra entre 50 y 2800 m de altitud (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Es plaga de la caña de azúcar; en San José de Suaita (Santander), se encontraron hembras en el interior de los tallos y restos de machos alrededor. Los machos producen feromonas que atraen a las hembras, ambos entran al túnel de la caña, donde ocurre la cópula (EBERHARD, 1979).

***Podischnus oberthueri* Sternberg, 1907.** Distribución: Ecuador, Perú, Bolivia y Colombia (ENDRÖDI, 1985; SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Colombia: Antioquia, Boyacá, Casanare, Cundinamarca y Meta, entre 560 y 2800 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012).

***Podischnus sexdentatus* (Taschenberg, 1870).** Distribución: Colombia, Perú y Brasil (ENDRÖDI, 1985). Colombia: Amazonas, Boyacá, Cesar, Cundinamarca, Nariño, Santander, Tolima y Valle del Cauca, entre 80 y 2600 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Su biología es poco conocida.

***Strategus fascinus* Burmeister, 1847.** Distribución: Colombia. Se encuentra en Boyacá, Cundinamarca, Santander, Tolima y Valle del Cauca; desde los 300 a 260 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012). Los adultos pueden ser recolectados con trampas de luz y sus larvas en troncos descompuestos. Los adultos pueden ser plaga de plantaciones de fique (*Furcraea bedinghausii* Koch [Agavaceae]) en el departamento de Santander (NEITA & RATCLIFFE, 2009).

***Strategus jugurtha* Burmeister, 1847.** Distribución: desde México hasta Colombia y Perú (RATCLIFFE, 2003). Colombia: Atlántico (GARCÍA-ATENCIA & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, 2015), Caldas, Caquetá, Casanare, Cundinamarca, Huila, Magdalena, Meta, Nariño, Norte de Santander, Santander, Tolima y Vichada; desde 180 hasta 2600 msnm (SANABRIA-GARCÍA *et al.*, 2012).

Pentodontini

***Bothynus complanus* (Burmeister, 1847).** Distribución: Centroamérica y norte de Suramérica (ENDRÖDI, 1969). Ampliamente distribuida en Colombia entre 90 y 2600 m, en bosques secos y cultivos de café, mandarina y maíz (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Colectada con frecuencia usando trampas de luz.

***Bothynus herbivorus* (Arrow, 1937).** Distribución: Colombia y Venezuela (ENDRÖDI, 1969). En Colombia habita principalmente en los Llanos Orientales, pero también se tienen registros de Santander y Cundinamarca (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Se ha encontrado en bosques de galería, bosques de tierras bajas y morichales, entre 100 y 1800 m (LÓPEZ-GARCÍA, 2014).

***Bothynus quadridens* (Taschengerb, 1870).** Distribución: desde Panamá hasta Ecuador (ENDRÖDI, 1969). En Colombia se encuentra en los departamentos de Antioquia, Boyacá, Caldas, La Guajira y Santander, entre 17 y 2300 msnm (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Se colectó usando trampas de luz negra, cerca de bosques y cultivos de café.

***Eutheola bidentata* (Burmeister, 1847).** Distribución: México hasta Brasil (ENDRÖDI, 1969). En Colombia se tienen registros en casi todos los departamentos (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Habita en bosques riparios, bosques de galería, pastizales y bordes de carretera entre 8 y 3430 msnm (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Es una plaga importante del maíz, los pastos y el arroz (RESTREPO-GIRALDO & LÓPEZ-ÁVILA, 2000; PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011).

***Pucaya castanea* Ohaus, 1910.** Distribución: Panamá, Ecuador (ENDRÖDI, 1969) y Colombia (NEITA-MORENO, 2011). En el país se tienen registros de Antioquia, Boyacá, Caldas, Nariño, Quindío, Risaralda, Santander, Tolima y Valle del Cauca (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Habita principalmente bosques pero también cultivos de café con sombrío, entre 1050 y 2550 msnm (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Son atraídos a trampas de luz blanca y negra.

***Pucaya pulchra* Arrow, 1911.** Distribución: Colombia (ENDRÖDI, 1969) y Ecuador. Parece estar restringida a la región Andina entre 1010 y 2040 msnm, con registros en varios departamentos de la Cordillera Oriental que incluyen Cundinamarca, Huila y Santander (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Se ha colectado en bosque con trampas de luz pero también manualmente durante el día. Presenta al menos cuatro patrones de coloración (LÓPEZ-GARCÍA, 2014).

***Parapucaya amazonica* Prell, 1934.** Distribución: Honduras, Panamá, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil (ENDRÖDI, 1969; RATCLIFFE & CAVE, 2006). En Colombia habita principalmente en la región Andina entre 350 y 1920 msnm (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Es frecuente en cultivos de café con sombrío y puede colectarse usando trampas de luz.

***Tomarus bituberculatus* (Palisot de Beauvois, 1811).** Distribución: Centro y Suramérica (ENDRÖDI, 1969). Es una especie ampliamente distribuida en el país entre 30 y 2800 msnm. Se colecta frecuentemente con trampas de luz blanca y negra, tanto en áreas perturbadas como en bosques y bosques de galería (LÓPEZ-GARCÍA, 2014).

***Tomarus ebenus* (De Geer, 1774).** Distribución: México a Brasil (ENDRÖDI, 1969). En Colombia se encuentra entre 100 y 2100 m (LÓPEZ-GARCÍA, 2014). Se ha encontrado en bosques, pastizales y cultivos de *Colocasia sculenta* (L.) conocida como "Papachina" en el Chocó (PIEDRAHÍTA *et al.*, 2007; LÓPEZ-GARCÍA,

2014). Los adultos son atraídos a la luz y las larvas se alimentan de tubérculos y tallos de Dioscoreaceae y Convolvulaceae (PECK *et al.*, 2014).

***Tomarus maternus* (Prell, 1837).** Distribución: de Honduras a Costa Rica (RATCLIFFE, 2003; RATCLIFFE & CAVE, 2006), Colombia a Bolivia (ENDRÖDI, 1969; ESCALONA & JOLY, 2006). En Colombia se encuentra hasta los 450 msnm, con registros en la Cordillera Oriental en Cundinamarca y Meta (LÓPEZ-GARCÍA, 2014).

***Tomarus gyas* Erichson, 1847.** Distribución: México a Argentina (ENDRÖDI, 1969; RATCLIFFE, 2003). Ampliamente distribuida en Colombia entre 140 y 2500 msnm, y colectada frecuentemente con trampas de luz (LÓPEZ-GARCÍA, 2014).

Phileurini

***Archophileurus elatus* Prell, 1914.** Distribución: Colombia, Brasil (ENDRÖDI, 1985) y Paraguay (RATCLIFFE, 1988). Se tienen registros de La Belleza (Santander) a 2040 msnm. (ICN).

***Hemiphileurus laticollis* Burmeister, 1847.** Distribución: Colombia (RATCLIFFE, 2001). Solo se conoce para Cundinamarca (ENDRÖDI, 1978). En este estudio se encontraron registros en este mismo departamento, con una distribución altitudinal de 2600 m (ICN).

***Homophileurus quadrituberculatus* (Palisot de Beauvois, 1806).** Distribución: de México a Suramérica (RATCLIFFE, 2003). Los adultos se han colectado utilizando trampas de luz cerca de bosques de tierras bajas (RATCLIFFE, 2003). En este estudio se encontraron ejemplares de Chocó, Sucre y Santander.

***Phileurus dydimus* Linnaeus, 1758.** Distribución: México a Paraguay (RATCLIFFE, 2003). En el Chocó, se encuentra en troncos descompuestos de *Jacaranda hesperia* Dugand (Bignoniaceae) y pueden estar asociado a colonias de *Nasutitermes* sp. (Termitidae) (NEITA *et al.*, 2006). En San José de Suaita (Santander) se encontraron adultos en troncos caídos de *Quercus humboldtii* de áreas abiertas.

MELOLONTHINAE

Macroductylini

***Ancistrosoma rufipes* (Latreille, 1833).** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH 2005). Se encuentra en los departamentos de Caquetá, Tolima y Cundinamarca. Reconocida como plaga de cultivos cafeteros (CÁRDENAS & POSADA, 2001).

***Ceraspis innotata* Blanchard, 1850.** Distribución: Perú (EVANS & SMITH, 2005) y Colombia. En Colombia se tienen registros de Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005) y Cundinamarca (ICN). Se encuentra en pastizales, cultivos de yuca y café, y raramente en bosques; y los adultos son poco atraídos a las trampas de luz pero colectados durante el día sobre el suelo o sobre el follaje (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005).

***Ceraspis quadripustulata* (Blanchard, 1850).** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Se encontró en el departamento de Boyacá y Santander entre 2040 y 2240 msnm.

***Clavipalpus ursinus* Blanchard, 1850.** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Sus larvas causan daños a diferentes cultivos de hortalizas como la espinaca (GIL *et al.*, 2007). Sus estadios inmaduros fueron descritos por NEITA-MORENO *et al.* (2012).

***Isonychus maculatus* Waterhouse, 1874.** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Sus estadios inmaduros fueron descritos por NEITA-MORENO *et al.* (2012).

***Isonychus podicalis* Moser, 1918.** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Tiene registros en Valle del Cauca y Cundinamarca (ICN). Se colectaron adultos de la especie con trampas de luz blanca y negra en los municipios de La Belleza (Santander) y San José de Suaita (Santander), entre 1800 y 2014 msnm.

***Macroductylus sulphureus* Blanchard, 1850.** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Se encontró en el departamento de Boyacá a 2245 m.

***Manopus biguttatus* Laporte, 1840.** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Sus estadios inmaduros fueron descritos por NEITA-MORENO *et al.* (2012).

Melolonthini

***Phyllophaga (Phyllophaga) brevisetosa* (Moser, 1918).** Es una especie aparentemente endémica de Colombia y poco común en las colecciones (MORÓN, 2003; EVANS & SMITH, 2005). Se encontraron registros en La Belleza (Santander) a 2240 msnm.

***Phyllophaga (Phyllophaga) impressipyga* Frey, 1975.** Distribución: Colombia y Venezuela (EVANS & SMITH, 2005). Existen registros en Cundinamarca a 1100 msnm (VALLEJO & WOLFF, 2013).

***Phyllophaga (Phytalus) luridipennis* (Moser, 1918).** Distribución: Colombia (EVANS & SMITH, 2005). Solo se tienen registros del material tipo de Muzo, Boyacá (VALLEJO & WOLFF, 2013).

***Phyllophaga (Phytalus) obsoleta* (Blanchard, 1851).** Distribución: desde Estados Unidos hasta Colombia y Venezuela (EVANS & SMITH, 2005). De amplia distribución en Colombia (VALLEJO & WOLFF, 2013). Los adultos son activos durante la noche y se alimentan del follaje de árboles y las larvas pueden afectar diferentes cultivos (VALLEJO *et al.*, 1998). Sus estadios inmaduros fueron descritos por VALLEJO *et al.* (1998).

***Phyllophaga (s. str.) velezangeli* Morón & Neita, 2014.** Distribución: Colombia (MORÓN & NEITA-MORENO, 2014). Solo se conoce un ejemplar colectado en un bosque perturbado del departamento de Boyacá a 1989 msnm (MORÓN & NEITA-MORENO, 2014).

RUTELINAE

Anomalini

***Callistethus caucanus* (Ohaus, 1897).** Distribución: Colombia (OHAUS, 1897). Presente en Cauca (OHAUS, 1897), Caldas y Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008). Se revisaron ejemplares de Boyacá y Cundinamarca (ICN y UPTC). ÚTIMA & VALLEJO (2008) la recolectaron durante todo el año, utilizando trampas de luz negra en cafetales.

***Paranomala cincta* (Say, 1835).** Distribución: México (SAY, 1835) y Colombia (NEITA *et al.*, 2006). Colombia: Chocó (NEITA *et al.*, 2006), Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008), Boyacá y Cundinamarca. Habita vegetación primaria, secundaria y cultivos entre 100 y 2000 m de altitud (MORÓN *et al.*, 1997). Son atraídos por trampas de luz. Las larvas se desarrollan en el suelo, y consumen humus y raíces.

Anoplognathini

***Platycoelia marginata* Burmeister, 1844.** Distribución: Venezuela, Colombia, Ecuador y Perú (SMITH, 2003). Colombia: Boyacá, Cundinamarca, Huila, Norte de Santander y Quindío (SMITH, 2003).

***Platycoelia puncticollis* Ohaus, 1904.** Distribución: Venezuela, Colombia y Ecuador. Colombia: Boyacá, Cauca, Cundinamarca, Huila y Norte de Santander (SMITH, 2003).

***Platycoelia valida* Burmeister, 1844.** Colombia: Boyacá, Cauca, Cundinamarca, Huila, Santander, Valle del Cauca (SMITH, 2003). Sus larvas se alimentan de hojas, flores y cerezas verdes del café bajo sombrío (CÁRDENAS & POSADA, 2001).

Geniatini

***Leucothyreus femoratus* Burmeister, 1844.** Colombia: ampliamente distribuida desde el nivel del mar hasta 1500 m, con predominio en clima cálido (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2006b). Es una importante plaga agrícola, cuyos adultos son fitófagos y afectan principalmente a los cultivos de palma, por defoliación (MARTÍNEZ *et al.*, 2009). Las larvas son rizófagas y también hacen parte del complejo chisa. Sus estadios inmaduros fueron descritos por PARDO-LOCARNO *et al.* (2006b).

Rutelini

***Areoda leachi* MacLeay, 1819.** Distribución: Brasil (RATCLIFFE & JAMESON, 1989) y Colombia. Se encontró en Cundinamarca (ICN). Los adultos son atraídos por trampas de luz.

***Chlorota meridionalis* Ohaus, 1912.** Distribución: Colombia (SOULA, 2002). Se encontró en Cundinamarca y Santander.

***Chrysophora chrysoclora* (Latreille, 1811).** Distribución: Colombia, Ecuador y Perú (MORÓN, 1990). Colombia: Antioquia, Boyacá, Caquetá, Cauca, Cesar, Huila, Meta, Nariño, Norte de Santander, Tolima, Valle (PARDO-LOCARNO & MORÓN, 2007), Chocó (NEITA *et al.*, 2006) y Cundinamarca. Los adultos son activos durante el día durante la época de lluvia de septiembre y noviembre (PARDO-LOCARNO & MORÓN, 2007).

***Hypaspidius similis* Ohaus, 1972.** Distribución: Colombia (SOULA, 2002). No se conocían registros adicionales al material tipo. Se obtuvieron registros en un bosque conservado de San José de Suaita (Santander), donde los autores de este estudio recolectaron siete ejemplares con carpotrampas entre junio y septiembre de 2014.

***Lagochile sparsa* Ohaus, 1903.** Distribución: Nicaragua (MAES & SOLÍS, 2010), Colombia, Ecuador, Brasil y Panamá (SOULA, 2005). Se encontraron ejemplares de Cundinamarca y Santander. En San José de Suaita (Santander) se encontró restringida a un bosque conservado a 2000 msnm, recolectada por los autores de este estudio con el uso de carpotrampas.

***Lasiocala lucens* Ohaus, 1908.** Distribución: Ecuador (SOULA, 1998) y Colombia. Colombia: Boyacá.

***Macrapsis chrysis* (Linné, 1764).** Distribución: desde el sur de México hasta el norte de Argentina. Al parecer, ausente en Perú, Bolivia y muy rara en Brasil (SOULA, 1998). Colombia: Chocó (NEITA *et al.*, 2006), Boyacá, Cundinamarca y Santander.

***Macraspis melanaria* (Blanchard 1850).** Distribución: Nicaragua (MAES & SOLÍS, 2010), Panamá (RATCLIFFE, 2002), Colombia, Venezuela, Ecuador, Guyanas (SOULA, 1998). Han sido colectados manualmente en bosque primario y agroecosistemas del Chocó (NEITA *et al.*, 2006).

***Pelidnota chibchana* Ohaus, 1922.** Distribución: Colombia (SOULA, 2006). Colombia: Cundinamarca (SOULA, 2006) y Santander (municipio de Tona a 1800 m).

***Pelidnota osculatii* Guérin, 1855.** Distribución: Ecuador, Perú y Colombia (SOULA, 2010). Se encontraron ejemplares del departamento de Boyacá en el municipio de Santa María.

***Pelidnota parallela* Hardy, 1875.** Distribución: Costa Rica, Panamá, Colombia (SOULA, 2009). Se ha encontrado en el departamento de Valle del Cauca (SOULA, 2009) y Chocó (NEITA-MORENO, 2011). Se registra por primera vez para los Andes orientales. En San José de Suaita (Santander) (1800 m) se recolectaron con trampas de luz negra entre junio y septiembre de 2014.

***Pelidnota polita* Latreille, 1811.** Distribución: Panamá, Colombia y Venezuela (SOULA, 2009). Colombia: Atlántico (GARCÍA-ATENCIA & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, 2015), Magdalena, Meta (SOULA, 2009), Chocó (NEITA-MORENO, 2011), Boyacá y Cundinamarca. Los adultos son atraídos por trampas de luz.

***Pelidnota prasina* Burmeister, 1844.** Distribución: Colombia (SOULA, 2009). Colombia: Cauca (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2005), Caquetá (PARDO-LOCARNO *et al.*, 2011), Risaralda (ÚTIMA & VALLEJO, 2008), Boyacá, Cundinamarca y Santander. Aunque es una especie común, no existen registros publicados para los Andes orientales.

***Pelidnota xanthopyga* Hardy, 1975.** Distribución: Panamá (HARDY, 1975) y Colombia. Se encontró en Puerto Parra, Santander (ICN). Primer registro para Colombia.

Spodochlamyni

***Spodochlamys cupreola* Bates, 1888.** Distribución: Panamá y Colombia (RATCLIFFE, 2002; NEITA *et al.*, 2006). Colombia: Chocó (NEITA *et al.*, 2006), Boyacá y Cundinamarca. Se ha recolectado manualmente, en bosques primarios y secundarios (NEITA *et al.*, 2006).

ORPHNINAE

***Aegidium colombianum* Westwood, 1846.** Distribución: Colombia y Venezuela (PAULIAN, 1984). Se encontró en el departamento de Santander. Su biología es desconocida.

DISCUSIÓN

Teniendo como referente la lista de "Melolonthidae" de Colombia (RESTREPO-GIRALDO *et al.*, 2003), con el presente trabajo, se logra incrementar el inventario de los Scarabaeidae fitófagos para Boyacá y Santander en un 42 y 53%, respectivamente; en el caso de Cundinamarca se obtuvo solo el 85% de las citadas por dichos autores. Esto último, se puede explicar debido a que muchas especies se citan como localidad tipo "Bogotá", asumiéndose que su distribución está en Cundinamarca, lo que puede representar una sobrestimación de los registros en este departamento. Sin embargo, se requiere de un mayor esfuerzo de colecta para comprobar la distribución de las especies en este departamento.

Por otro lado, existe un vacío de información taxonómica para algunos géneros que se caracterizan por ser muy diversos, por lo que se estima que el número de especies para la región caracterizada pueda ser más alto que el que se presenta aquí. En algunos casos, la determinación a especie no fue posible en grupos como Geniatini y Anomalini (Rutelinae), y Gymnetini (Cetoniinae) debido a la falta de redescripciones recientes, claves taxonómicas o especímenes macho. Por lo tanto, aunque no se listan en este trabajo, es muy probable la presencia en la Cordillera Oriental de especies pertenecientes a los géneros *Antichira*, *Chasmodia*, *Thyridium*, *Pseudothyridium*, *Bolax*, *Strigoderma* (Rutelinae), *Astaena* y *Plectris* (Melolonthinae).

Finalmente, 25 de las especies encontradas se distribuyen únicamente en Colombia y las especies *Cyclocephala longa* y *Pelidnota xanthopyga* corresponden a nuevos registros para el país.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue financiado por el Programa *Jóvenes Investigadores e Innovadores "Virginia Gutiérrez de Pineda"* de Colciencias-Universidad Nacional de Colombia. Se agradece a la Fundación San Cipriano (San José de Suaita, Santander) y sus directivos por permitir el acceso a la Reserva, y a Francisco Bautista por su ayuda durante las salidas de campo. A los curadores de las colecciones entomológicas visitadas; a Brett Ratcliffe y Héctor Gasca por su ayuda en la identificación de especies y el préstamo de bibliografía. Finalmente, a los evaluadores de este manuscrito por sus valiosos comentarios.

REFERENCIAS

- AMAT-GARCÍA, G., GASCA, H.J. & AMAT-GARCÍA, E., 2005.- Guía para la cría de escarabajos. Fundación Natura-Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Bancoideas Impresores.
- BLACKWELDER, R., 1944.- Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, the West Indies and South America. part 2. United States National Museum Bulletin. 185: 189-341.
- BRUCH, C., 1917.- Nuevas capturas de insectos mirmecófilos. Physis, 3: 458-465.
- CÁRDENAS, M.R. & POSADA, F.J., 2001.- Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Centro Nacional de Investigaciones de Café, Colombia.
- DECHAMBRE, R.-P., 1975.- Note sur diverse Megaceras et Golofa (Col. Dynastidae). Annales de la Société Entomologique de France (N.S.), 11: 619-613.
- DELOYA, C., REYES-CASTILLO P., AGUIRRE G., GUTIÉRREZ-VELÁZQUEZ A., ACEVES A., GARCÍA-DÍAZ O., CALVO-GÁTICA H., RENDÓN-SOSA M. & GONZÁLEZ-HILARIO S., 2014. Escarabajos del Estado de Guerrero (Coleoptera: Scarabaeoidea). Cuauhémoc Deloya & Dante Covarrubias Melgar Editores. 230 pp.
- DI LORIO, O., 2013.- A review of the Cetoniinae (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae, Gymnetini). Zootaxa, 34: 105-128.
- DRECHSEL, U., 2014.- New record of *Cyclidius elongatus* (Olivier, 1789) from Paraguay (Scarabaeidae: Cetoniinae). Paraguay Biodiversidad, 12: 61-63.
- EBERHARD, W. 1979. The function of horns in *Podischnus agenor* (Dynastinae) and other beetles. p. 231-258. In: M. S. and N. A. Blum (eds.). Sexual selection and reproductive competition in insects. Academic Press; New York. 463 p.
- ENDRÖDI, S., 1966.- Monographie der Dynastinae (Col. Lam.) I. Teil. Entomologische Abhandlungen Museum Tierkunde, Dresden, Bd., 33: 1-457.
- _____, 1969.- Monographie der Dynastinae. 4. Tribus: Pentodontini (Coleoptera, Lamellicornia). Ent. Abh. Museum fur Tierkunde, Dresden. 37: 1-145.
- _____, 1978.- Monographie der Dynastinae 8. Tribus: Phileurini, amerikanische Arten II. (Coleoptera). Folia Entomologica Hungarica, n. ser., 31 (2): 73-150.
- _____, 1985.- The Dynastinae of the World. Dr W. Junk, Dordrecht, Netherlands.
- ESCALONA, H.E. & JOLY, L.J., 2006.- El género *Ligyris* Burmeister, 1847 en Venezuela (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae: Pentodontini). Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, 39: 111-137.
- EVANS, A.V. & SMITH, A.B.T., 2005.- An electronic checklist of the new world Chafers (Coleoptera: Scarabaeidae: Melolonthinae). Recuperado de <http://www.nhm.2.uio.no/botanisk/lav/RLL/PDF/Evans%20and%20Smith%202007%20CORRECTED.pdf>
- EVANS V. A. & SMITH, A.B.T., 2007.- AN ELECTRONIC CHECKLIST OF THE NEW WORLD CHAFERS (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE: MELOLONTHINAE) Version 2. Updated: March 2007. Tribe SERICINI Kirby, 1837. Consultada en: <http://www.museum.unl.edu/research/entomologyGuide/Scarabaeoidea/Scarabaeidae/Melolonthinae/Melolonthinae-Catalog/Sericini>. Consultada en febrero de 2015
- GARCÍA-ATENCIA, S. & MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ, N.J., 2015.- Escarabajos fitófagos (Coleoptera: Scarabaeidae) del departamento del Atlántico, Colombia. Acta Zoológica Mexicana (n.s.): 31 (1): 89-96.
- GASCA-ÁLVAREZ, H.J., 2013. -New records of Cyclocephala Dejean (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) associated with *Caladium bicolor* (Aiton) Vent. (Araceae). The Coleopterists Bulletin, 67 (4): 416-418.
- GASCA-ÁLVAREZ, H.J. & AMAT-GARCÍA, G., 2010.- Synopsis and key to the genera of dynastinae (Coleoptera, Scarabaeoidea, Scarabaeidae) of Colombia. In: RATCLIFFE, B. & KRELL, F.-T. (eds.) Current advances in Scarabaeoidea research. ZooKeys, 34: 153-192.
- GASCA-ÁLVAREZ, H.J. & VASCONCELOS DA FONSECA, C.R., 2009.- Oryctini (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) da coleção de invertibrados do Instituto Nacional de Pesquisas de Amazonia (INPA), Manaus, Amazonas, Brasil. Acta Amazonica, 39 (3): 719-722.
- GIL, R., CARRILLO, D. & JIMÉNEZ, J., 2007.- Determinación de las principales plagas de la espinaca (*Spinacia oleracea*) en Cota, Colombia. Revista Colombiana de Entomología, 33 (2): 124-128.
- GOODRICH, M.A., 1966.- A revision of the genus *Cotinis* (Coleoptera: Scarabaeidae). Annals of the Entomological Society of America, 59 (3): 550-568.
- HARDY A., 1975.- A revision of the genus *Pelidnota* of America north of Panama University of California Publications in entomology 78:1-43
- HERNÁNDEZ, J., 1992.- Caracterización geográfica de Colombia (en) HALFFTER, G. La diversidad biológica de Iberoamérica I. Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México.
- IANNUZZI, L. & MARINONI R.C., 1995.- Revisão do gênero neotropical *Coelosis* Hope (Coleoptera, Scarabaeidae, Dynastinae). Revista Brasileira de Zoologia, 12 (1): 95-121.
- JACOBS, J.M., VON MAY, R. & RATCLIFFE, B.C., 2012.- Observations on the life history of *Enema pan* (F.) (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) and its association with bamboo, *Guadua Kunth* (Poaceae: Bambusoideae), in southwestern Amazonia. The Coleopterists Bulletin, 66 (3): 253-260.
- JOLY, L., 2010. Una nueva especie de *Cyclocephala* Dejean de Perú, con la redescipción de *C. spilopyga* Erichson, 1847 y *C. pygidata* Dupuis, 1999 (Coleoptera, Scarabaeidae, Dynastinae, Cyclocephalini). Entomotrópica 25(3): 133-148.
- JOLY, L. & ESCALONA, H., 2010.- El género *Dyscinetus* Harold (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastini: Cyclocephalini) en Venezuela y la descripción de una nueva especie. Papéis Avulsos de Zoologia, 50 (14): 203-231.
- KRIKKE J. 1981. Taxonomic review of the New World genus *Genuchinus*. Proceedings koninklijke nederlandse Akademie van Wetenschappen. Amsterdam 84(4):403-417
- LÓPEZ-GARCÍA, M.M., 2014.- Diversidad taxonómica y distribución de la tribu Pentodontini (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) de Colombia: Tesis, Universidad Nacional de Colombia.

- MAES, J.-M. & SOLÍS, A., 2010.- Scarabaeoidea de Nicaragua. Recuperado de http://www.coleoptera-neotropical.org/paginas/2_PAISES/Nicaragua/scarab-nic.html
- MAES, J.M., RATCLIFFE, B. AND JAMESON M.L., 1997. -Fauna Entomológica de la Reserva Natural Bosawas, Nicaragua. XI. Escarabajos (Coleoptera: Scarabaeidae) nuevos para la fauna de Nicaragua. Revista Nicaraguense de Entomología 39: 41-45.
- MARTÍNEZ, L.C., HURTADO, R.E., ARAQUE, L. & RINCÓN V., 2009.- Advances of the regional campaign for the management information of defoliators in central zone. Palmas, 30: 11-21.
- MOORE, M.R. & JAMESON, M.L., 2013.- Floral associations of cyclocephaline scarab beetles. Journal of Insect Science, 13: 100.
- MORÓN, M.A., 1985.- Los insectos degradadores, un factor poco estudiado en los bosques de México. Folia Entomológica Mexicana, 65: 131-137.
- _____, 1990.- Rutelini I. The beetles of the world. Vol 10. Sciences Var. Venette, France.
- _____, 2003.- Las especies de Phyllophaga (s.str.) del grupo rugipennis (Coleoptera: Melolonthidae): 19-34 (en) ONORE, G., REYES-CASTILLO, P. & ZUNINO, M. (eds.) Escarabeidos de Latinoamérica: estado del conocimiento. Monografías Tercer Milenio, vol. 3, SEA, Zaragoza.
- MORÓN, M.A. & ARCE, R., 2002.- Descriptions of the immature stages of five Mexican species of Gymnetini (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae). Proc. Entomol. Soc. Washing., 104 (4): 1036-1054.
- MORÓN, M.A. & NEITA-MORENO, J.C., 2014.- Nuevas especies colombianas de Phyllophaga Harris (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae). Caldasia, 36 (1): 203-216.
- MORÓN, M.A. & PARDO-LOCARNO, L.C., 1994.- Larvae and pupa of two species of Golofa Hope (Coleoptera, Melolonthidae, Dynastinae) from Colombia. The Coleopterists Bulletin 48 (4): 390-399.
- MORÓN, M.A. & RATCLIFFE, B.C., 1984.- Description of the larva and pupa of *Argyripa lansbergei* (Sallé) with new distributional records for the genus and a key to new world gymnetini larvae (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, 86: 760-768.
- MORÓN, M.A., RATCLIFFE, B.C. & DELOYA, C., 1997.- Atlas de los escarabajos de México (Coleoptera: Lamellicornia). Vol 1. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) y Sociedad Mexicana de Entomología, México.
- NAVARRETE-HEREDIA, J.L., 2001.- Beetles associated with *Atta* and *Acromyrmex* ants (Hymenoptera: Formicidae: Attini). Transactions of the American Entomological Society, 127: 381-429.
- NEITA, J.C., 2010.- A new species of *Hemiphileurus* Kolbe (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae: Phileurini) from Colombia, with description of its larva and pupa. The Coleopterists Bulletin, 64 (4): 347-355.
- NEITA-MORENO, J.C., 2011.- Escarabajos (Coleoptera, Scarabaeoidea) del departamento de Chocó, Colombia. Revista Biodiversidad Neotropical, 1 (1): 17-27.
- NEITA, J.C. & GAIGL, A., 2008.- Escarabajos de importancia agrícola en Colombia (Coleoptera: Scarabaeidae "Pleurosticti"). Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá, Facultad de Agronomía.
- NEITA, J.C. & YEPES, F., 2011. Descripción de Larva y pupa de *Dyscinetus dubius* (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae: Cyclocephalini). Revista colombiana de Entomología 37: 152-156.
- NEITA-MORENO, J.C. AND M. A. MORÓN 2008. -Estados inmaduros de *Ancognatha ustulata* (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae: Cyclocephalini). Revista Mexicana de Biodiversidad 76: 355-361.
- NEITA, J.C. & RATCLIFFE, B.C., 2009.- Description of the adult female, larva, pupa, and distribution of *Strategus fascinus* Burmeister (Scarabaeidae: Dynastinae: Oryctini). The Coleopterists Bulletin, 63 (3): 367-379.
- NEITA, J.C., OROZCO, J. & RATCLIFFE, B.C., 2006.- Escarabajos (Scarabaeidae: Pleurosticti) de la selva baja del bosque pluvial tropical "BP-T", Chocó, Colombia. Acta Zoológica Mexicana, 22 (2): 1-32.
- NEITA, J.C., RATCLIFFE, B.C. & CALVERTO, G., 2007.- Immature Stages of *Aspidolea singularis* (Coleoptera: Scarabaeidae: Cyclocephalini). Revista Colombiana de Entomología, 33 (2): 178-182.
- NEITA-MORENO, J.C., DE OLIVEIRA, C.M. & MORÓN, M.A., 2014.- Larval and pupal descriptions of two *Aegopsis* species (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae). Florida Entomologist, 97 (1): 114-125.
- NEITA-MORENO, J.C., MORÓN, M.A. & ZULUAGA-CORREA, C.A., 2012.- Description of the immature stages of four species of *Macrodactylini* (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae). Neotropical Entomology, 41 (2): 150-162.
- OHAUS, F., 1897.- Beitrag zur Kenntniss der Ruteliden. Entomologische Zeitung, 58: 341-440.
- OROZCO, J., 2012.- Monographic Revision of the American genus *Euphoria* Burmeister, 1842 (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae). The Coleopterists Bulletin, 11: 1-182.
- OROZCO, J. & PARDO-LOCARNO, L.C., 2004.- Description of immature stages of three species of American Cetoniinae Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae. Zootaxa, 769: 1-14.
- Paulian R., 1984. -Les Orphnidae Américains Annales de la Societe entomologique de France. Paris 20(1):65-92
- PARDO-LOCARNO, L.C., 2005.- Sinopsis preliminar de los Dynastini (Coleoptera: Scarabaeoidea) del Chocó biogeográfico, Colombia. Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas, 9: 206-221.
- PARDO-LOCARNO, L.C., MONTÓYA-LERMA, J., SCHOONHOVEN, A. & BELLOTI, A., 2005.- Structure and composition of the white grub complex (Coleoptera: Melolonthidae) in agroecological systems of Northern Cauca, Colombia. Florida Entomologist, 88 (4): 355-363.
- PARDO-LOCARNO, L.C. & MORÓN M.A., 2007.- Larva and pupa of *Chrysophora chrysochlora* (Coleoptera: Scarabaeidae: Rutelinae: Rutelini). The Canadian Entomologist, 139: 80-86.
- PARDO-LOCARNO, L.C., MORÓN, M.A. & GAIGL, A., 2006a.- Los estados inmaduros de *Coelosis biloba* (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae) y notas sobre su biología. Revista Mexicana de Biodiversidad, 77: 215-224.
- PARDO-LOCARNO, L.C., MORÓN, M.A. & MONTÓYA-LERMA, J., 2006b. Description of the immature stages of *Leucothyreus femoratus* Burmeister with notes on its biology and agricultural importance in Colombia. Folia Entomológica Mexicana, 45: 179-193.

- PARDO-LOCARNO, L.C., RAMÍREZ-PAVA, B., VILLOTA, H., VILLANUEVA, O. & BAHAMÓN, W., 2011.- Ensamblaje de escarabajos Melolonthidae (Coleoptera: Scarabaeoidea) asociados con pasturas en el departamento del Caquetá y su posible relación con la salubridad edáfica. *Acta Agronómica*, 60 (3): 279-290.
- PECK, S.B., THOMAS, M.C. & TURNBOW, R.H., 2014.- The diversity and distributions of the beetles (Insecta: Coleoptera) of the Guadeloupe Archipelago (Grande-Terre, Basse-Terre, La Désirade, Marie-Galante, Les Saintes, and Petite-Terre), Lesser Antilles. *Insecta Mundi*, 0352: 1-156.
- PIEDRAHÍTA, R., PARDO-LOCARNO, L.C. & MONTROYA-LERMA, J., 2007.- Registro de *Ligyris ebenus* de Geer (Coleoptera: Melolonthidae) en cultivos de papachina (*Colocasia esculenta*) en los departamentos de Chocó y Valle del Cauca. *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 8 (2): 30-31.
- RATCLIFFE, B. C. 1976. A revision of the genus *Strategus* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Bulletin of the University of Nebraska State Museum* 10: 93-204
- _____, 1978. A review of the genus *Argyripa* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Systematic Entomology* 3: 371-378.
- _____, 1988.- New species and distributions of Neotropical Phileurini and a new Phileurine from Burma (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae). *The Coleopterists Bulletin*, 42 (1): 43-55.
- _____, 1992.- New species and country records of Brazilian Cyclocephala (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 135: 179-190.
- _____, 2001.- New species of *Hemiphileurus* Kolbe (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) from Mexico, Guatemala, Colombia, and Brazil. *The Coleopterists Bulletin*, 55 (4): 433-443.
- _____, 2002.- A checklist of the Scarabaeoidea (Coleoptera) of Panama. *Zootaxa*, 32: 1-48.
- _____, 2003.- The Dynastinae scarab beetles of Costa Rica and Panamá. *Bulletin of the University of Nebraska State Museum*, 16: 1-506.
- _____, 2013a.- A Revision of the Neotropical Genus *Amithao* Thomson, 1878 (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae: Gymnetini). *The Coleopterists Bulletin*, 67(3): 265-292.
- _____, 2013b.- A Revision of the Neotropical Genus *Desicasta* Thomson (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae: Gymnetini). *The Coleopterists Bulletin*, 67 (4): 447-456.
- _____, 2014.- A New Genus and Species of Dynastinae (Coleoptera: Scarabaeidae) from the Galápagos Islands, Ecuador, other New Species of Cyclocephalini, Pentodontini, and Phileurini from South America, and a Revised Key to the Genera of New World Pentodontini. *The Coleopterists Bulletin* 68 (4): 663-680.
- RATCLIFFE, B. C. & CAVE, R.D., 2006.- The Dynastinae scarab beetles of Honduras, Nicaragua and El Salvador. *Bulletin of the University of Nebraska State Museum*, 21: 1-424.
- RATCLIFFE, B.C. & JAMESON M.L., 1989.- A synopsis of the genus *Areoda* (Coleoptera: Scarabaeidae: Rutelinae). *The Coleopterists Bulletin*, 43 (2): 135-144.
- RESTREPO-GIRALDO, H. & LÓPEZ-ÁVILA, A., 2000.- Especies de Chisas (Coleoptera: Melolonthidae) de Importancia Agrícola en Colombia. *Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria - Corpoica, Programa Nacional de Manejo Integrado de Plagas MIP, Bogotá.*
- RESTREPO-GIRALDO, H., MORÓN, M.A., VALLEJO, L.F. & PARDO, L.C., 2003.- Catálogo de Coleoptera Melolonthidae (Scarabaeidae-Pleurosticti) de Colombia. *Folia Entomológica Mexicana*, 2 (42): 239-263.
- SANABRIA-GARCÍA, R., GASCA-ÁLVAREZ, H. & AMAT-GARCÍA, G., 2012.- Sinopsis de la Tribu Oryctini (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae) de Colombia. *Insecta Mundi*, 0276: 1-64.
- SAYT., 1835.- Descriptions of new North American coleopterous insects, and observations on some already described. *Boston journal of natural history* 1:151-202.
- SMITH, A.B.T., 2003.- A monographic revision of the genus *Platycolia* Dejean (Coleoptera: Scarabaeidae: Rutelinae: Anoplognathini). *Bulletin of the University of Nebraska State Museum*, 15: 1-202.
- SOLÍS, A., 2004.- *Escarabajos fruteros de Costa Rica*. INBio, Costa Rica.
- SOULA, M., 1998.- Rutelini 2, Revision des Anticheirina 1. *Les Coleopteres du Monde. Sciences Nat, Venette*.
- _____, 2002.- Les Coléoptères du Monde, 26.2: Rutelini 2. Revision des Anthicheirina 2. *Hillside Books, Canterbury, UK*.
- _____, 2005.- Les Coléoptères du Monde, 26.3. Antichirina 5 (Hillside Books).
- _____, 2006.- Les Coléoptères du Nouveau Monde, Rutelini 1 (Besoiro).
- _____, 2009.- Les Coléoptères du Nouven Monde. Volume 3: Rutelini 3. Révision des Pelidnotina 3. Besoiro: Supplément au Bulletin de liaison de l'Association Entomologique pour la Connaissance de la Faune Tropicale. AECFT; Saintry, France.
- _____, 2010.- Les Coléoptères du Nouveau Monde. Volume 4: Rutelini 4. Révision des Pelidnotina 4. Besoiro: Supplément au Bulletin de liaison de l'Association Entomologique pour la Connaissance de la Faune Tropicale. AECFT; Saintry, France.
- SUÁREZ-G., M.A. & AMAT-GARCÍA, G., 2007.- Lista de especie de los escarabajos fruteros (Melolonthidae: Cetoniinae) de Colombia. *Biota Colombiana*, 8 (1): 69-76.
- TOBASURA ACUÑA, I., 2006.- *Ambientalismos y ambientalistas. El ambientalismo criollo a finales del siglo XX*. 1. ed. Manizales, Universidad de Caldas, 398 p.
- ÚTIMA, O. & VALLEJO, L.F., 2008.- *Escarabajos Melolonthidae (Scarabaeidae-Pleurosticti) de la montaña cafetera, departamento de Risaralda, Colombia*. *Agronómica*, 16 (2): 31-44.
- VALENCIA-D., J., 2014.- *Las orquídeas de San José de Suaita (Santander, Colombia)*. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Instituto de Ciencias Naturales.
- VALERIO, C.E., 1984.- Insect visitors of the inflorescence of the aroid *Dffenbachia oerstedii* (Araceae) in Costa Rica. *Brenesia*, 22: 139-146.
- VALLEJO, F. & MORÓN, M.A., 2008.- Description of the Immature stages and redescription of the adults of *Ancognatha scarabaeoides* Erichson (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae), a member of the soil white grub assemblage in Colombia. *The Coleopterists Bulletin*, 62: 54-164.

- VALLEJO, F., MORÓN, M.A. & ORDUZ, S., 1998. First report and description of immature stages of *Phyllophaga obsoleta* (Blanchard) (Coleoptera: Melolonthidae) in Colombia. *The Coleopterists Bulletin*, 52: 109-117.
- VALLEJO, F. & WOLFF, M., 2013.- The genus *Phyllophaga* Harris (Coleoptera: Scarabaeidae: Melolonthinae) in the Colombian Andean Mountains. *Zootaxa*, 3722 (2): 101-142.
- YOUNG, H., 1986. – Beetle Pollination of *Dieffenbachia longispatha* (Araceae). *American Journal of Botany* 73: 931-944

Tabla 1. Especies de Scarabaeidae ‘Pleurosticti’ presentes en los departamentos de Boyacá (Boy.), Cundinamarca (Cun.) y Santander (San.).

Espece	Boy.	Cun.	San.	Colección	Referencias
CETONIINAE					
Cetoniinae					
<i>Euphoria abreona</i> Janson, 1878	x		x	MPUJ, UPTC	OROZCO (2012)
<i>Euphoria hera</i> Burmeister, 1842	x	x	x	ICN, UPTC	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
Cremastocheilini					
<i>Cyclidius elongatus</i> (Olivier, 1879)	x			ICN	
<i>Genuchinus muzo</i> Krikken, 1981	x				KRIKKEN (1981)
Gymnetini					
<i>Amithao decemguttatus</i> (Watherhouse, 1876)	x	x	x	ICN	RATCLIFFE (2013a)
<i>Amithao lafertei</i> (Thomson, 1860)		x			SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
<i>Argyripa lansbergei</i> Salle, 1857	x	x	x	ICN	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
<i>Cotinis columbica</i> Burmeister, 1842		x		ICN	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
<i>Cotinis lebasii</i> Gory&Percheron, 1833	x			ICN	
<i>Desicasta reichei</i> (Thomson, 1860)	x	x	x		RATCLIFFE (2013b)
<i>Gymnetis coturnix</i> Burmeister, 1842	x	x	x	ICN	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
<i>Gymnetis holosericea</i> (Voet, 1779)			x	ICN	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
<i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister, 1843)	x	x	x	ICN; MPUJ; UPTC	
<i>Gymnetis stellata</i> (Latreille, 1833)		x		ICN	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
<i>Hoplopyga liturata</i> (Olivier, 1789)	x	x	x	ICN	
<i>Marmarina maculosa</i> (Olivier, 1789)		x		ICN	SUÁREZ-G. & AMAT-GARCÍA (2007)
DYNASTINAE					
Agaocephalini					
<i>Aegopsis curvivornis</i> Burmeister, 1847	x	x		ICN	
<i>Lycomedes reichei</i> Brême, 1944	x		x	ICN; UPTC	
Cyclocephalini					
<i>Ancognatha lutea</i> Erichson, 1847	x	x	x	ICN; UPTC	

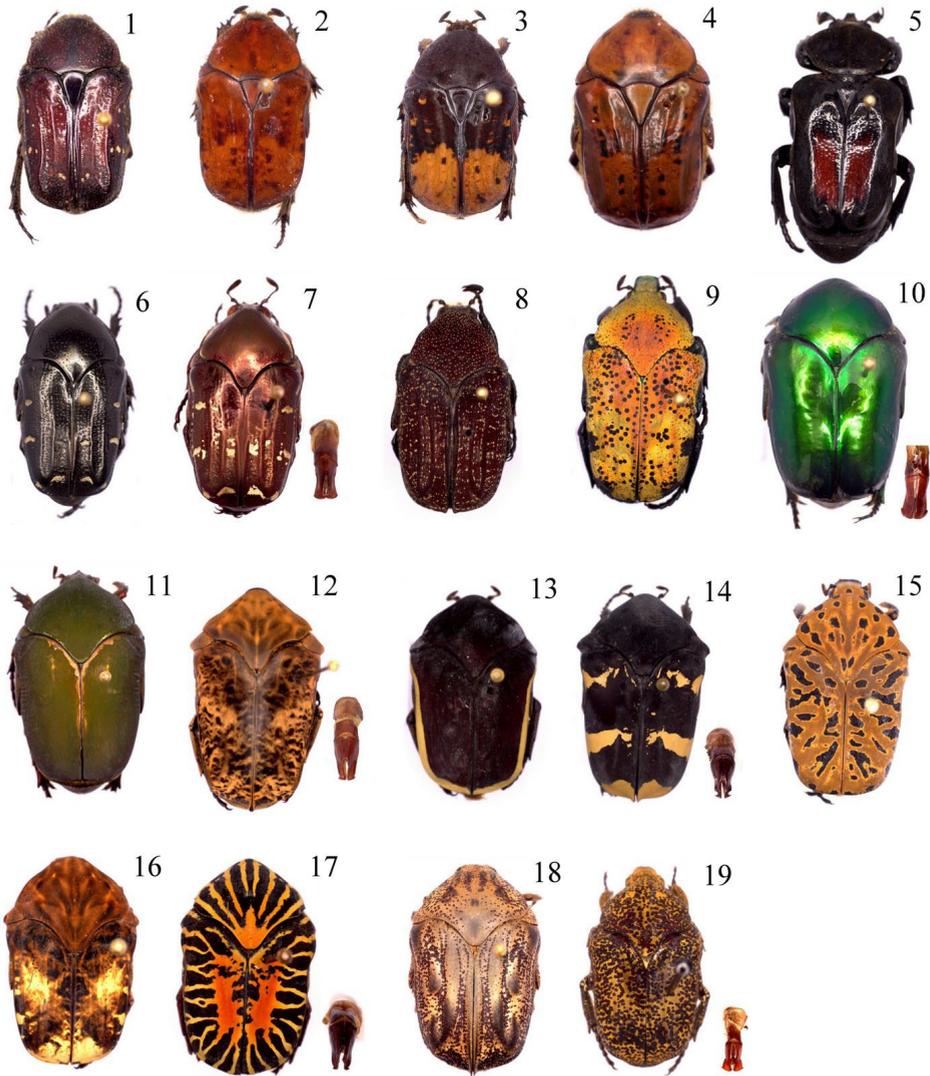
Especie	Boy.	Cun.	San.	Colección	Referencias
<i>Ancognatha scarabeoides</i> Erichson, 1847	x	x	x	ICN; MPUJ; UPTC	
<i>Ancognatha ustulata</i> Burmeister, 1847	x	x		ICN; MPUJ; UPTC	
<i>Ancognatha vulgaris</i> (Arrow, 1911)	x	x	x	ICN	
<i>Aspidolea brunnea</i> Höhne, 1922		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Aspidolea cognata</i> Höhne, 1922	x	x			ENDRÖDI (1966)
<i>Aspidolea fulginea</i> Burmeister, 1847		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Aspidolea notaticollis</i> Höhne, 1922		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Aspidolea singularis</i> Bates, 1888	x	x	x	ICN	
<i>Cyclocephala amazona</i> (Linnaeus, 1767)	x	x	x	ICN; MPUJ	
<i>Cyclocephala brevis</i> Höhne, 1923		x	x	ICN	
<i>Cyclocephala brittoni</i> Endrödi, 1964	x	x	x	ICN	
<i>Cyclocephala carbonaria</i> Arrow, 1911	x	x		ICN	ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala aepistomalis</i> Bates, 1888		x		ICN	
<i>Cyclocephala fulgurata</i> Burmeister, 1847	x	x	x	ICN; UPTC	
<i>Cyclocephala gravis</i> Bates, 1888			x	ICN	
<i>Cyclocephala gregaria</i> Heyne&Taschenberg, 1907	x		x	ICN	ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala isabellina</i> Höhne, 1923		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala kuntzeniana</i> Höhne, 1923		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala ligyrina</i> Bates, 1888	x				ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala longa</i> Endrödi, 1963		x		ICN	
<i>Cyclocephala lunulata</i> Burmeister, 1847			x	ICN	
<i>Cyclocephala maffia</i> Burmeister, 1847	x			ICN	
<i>Cyclocephala melanocephala</i> (Fabricius, 1775)	x	x	x	ICN	
<i>Cyclocephala monacha</i> Ratcliffe, 2008	x			ICN	
<i>Cyclocephala munda</i> Kirsch, 1870	x	x			ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala nigrobasalis</i> Höhne, 1923		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala ovulum</i> Bates, 1888		x		ICN	
<i>Cyclocephala prelli</i> Endrödi, 1967			x	ICN	
<i>Cyclocephala ruficollis</i> Burmeister, 1847		x	x		ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala rustica</i> Olivier, 1789		x		ICN	

Especie	Boy.	Cun.	San.	Colección	Referencias
<i>Cyclocephala sexpunctata</i> Laporte, 1840	x	x	x	ICN; UPTC	
<i>Cyclocephala spilopyga</i> Erichson, 1847			x	ICN	
<i>Cyclocephala testácea</i> Burmeister, 1847		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala tutilina</i> Burmeister, 1847			x	ICN	
<i>Cyclocephala variabilis</i> Burmeister, 1847	x				ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala vittoscutellaris</i> Prell, 1937	x				ENDRÖDI (1966)
<i>Cyclocephala weidneri</i> Endrödi, 1964		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Dyscinetus dubius</i> (Olivier, 1789)	x	x	x	ICN	
<i>Dyscinetus olivaceus</i> Höhne, 1923	x		x	ICN; UPTC	
<i>Stenocrates bicarinatus</i> Robinson, 1947			x	ICN	
<i>Stenocrates cognatus</i> Endrödi, 1966		x			ENDRÖDI (1966)
<i>Stenocrates laevicollis</i> Kirsch, 1870	x	x	x	ICN	ENDRÖDI (1966)
<i>Stenocrates omissus</i> Endrödi, 1966		x			ENDRÖDI (1966)
Dynastini					
<i>Dynastes hercules</i> (Linnaeus, 1758)	x		x	ICN	
<i>Dynastes neptunus</i> Quensel, 1805	x			ICN	
<i>Golofa porteri</i> (Hope, 1837)	x	x		UPTC	
Oryctini					
<i>Coelosis bicornis</i> (Leske, 1779)		x	x		SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Coelosis biloba</i> (Linnaeus, 1767)	x		x	UPTC	
<i>Enema pan</i> (Fabricius, 1775)	x	x	x	UPTC	
<i>Heterogomphus chevrolati</i> Burmeister, 1847	x	x	x	UPTC	SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Heterogomphus dilaticollis</i> Burmeister, 1847	x	x	x	UPTC	
<i>Heterogomphus mniszenchi</i> (Thomson, 1859)			x		SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Heterogomphus rugicollis</i> Prell, 1912		x	x		SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Heterogomphus schoenherri</i> Burmeister, 1847	x	x	x	UPTC	
<i>Heterogomphus ulysseus</i> Burmeister, 1847	x				SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Megaceras morpheus</i> Burmeister, 1847	x	x	x	UPTC	
<i>Megaceras septentrionis</i> Bates, 1888		x			SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Podischmus agenor</i> (Olivier, 1789)	x	x	x	ICN	

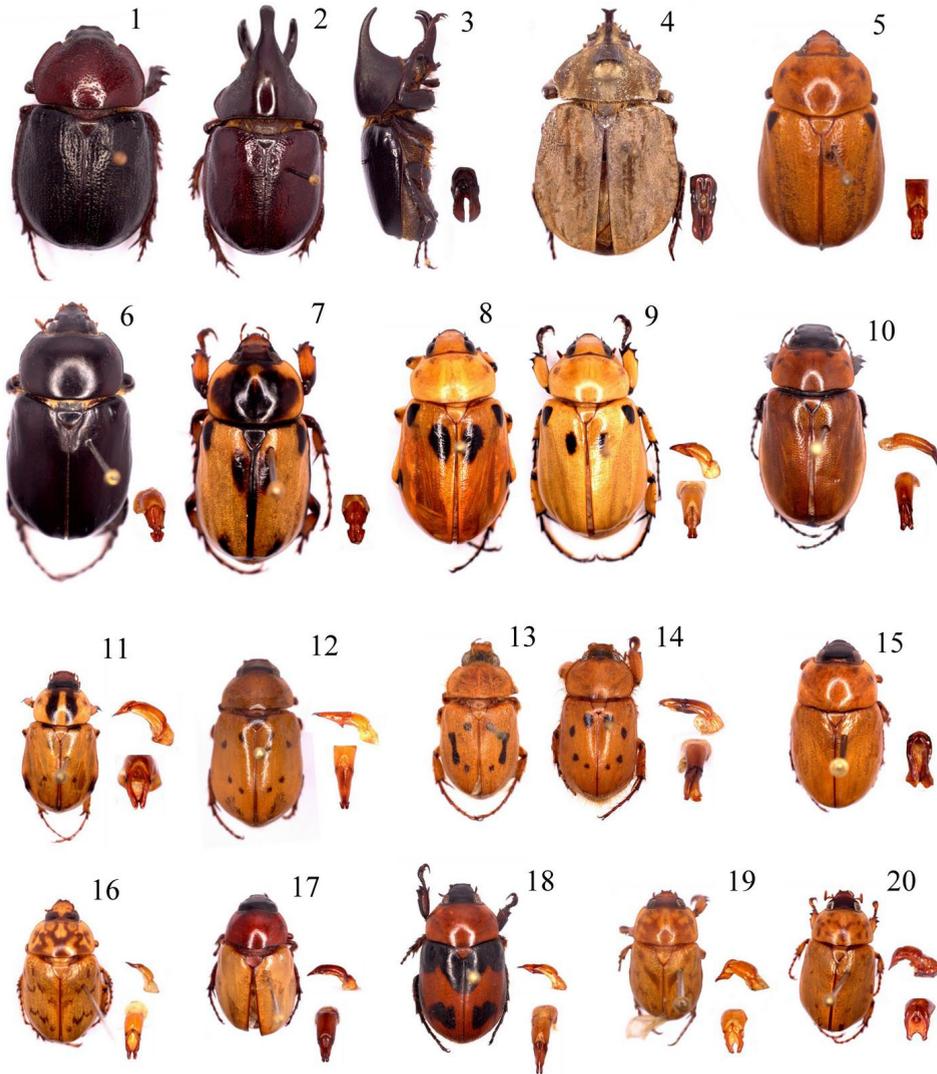
Especie	Boy.	Cun.	San.	Colección	Referencias
<i>Podischnus oberthueri</i> Sternberg, 1907	x	x			SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Podischnus sexdentatus</i> (Taschenberg, 1870)	x	x	x		SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Strategus fascinus</i> Burmeister, 1847	x		x	ICN	SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
<i>Strategus jugurtha</i> Burmeister, 1847		x	x	ICN	SANABRIA-GARCÍA <i>et al.</i> (2012)
Pentodontini					
<i>Bothynus complanus</i> (Burmeister, 1847)	x	x		ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Bothynus herbivorus</i> (Arrow, 1937)		x		ICN; MPUJ	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Bothynus quadridens</i> (Taschenberg, 1870)	x		x	ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Euetheola bidentata</i> (Burmeister, 1847)	x	x	x	ICN; MPUJ; UPTC	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Parapucaya amazonica</i> Prell, 1934		x		ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Pucaya castanea</i> Ohaus, 1910	x		x	ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Pucaya pulchra</i> Arrow, 1911		x	x	ICN; MPUJ; CFGA	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Tomarus bituberculatus</i> (Palisot de Beauvois, 1811)	x	x	x	ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Tomarus ebenus</i> (De Geer, 1774)		x		ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Tomarus gyas</i> Erichson, 1848	x		x	ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
<i>Tomarus maternus</i> (Prell, 1937)		x		ICN	LÓPEZ-GARCÍA (2014)
Phileurini					
<i>Archophileurus elatus</i> Prell, 1914			x	ICN	
<i>Hemiphileurus cornutus</i> Ratcliffe, 2014	x	x		ICN	RATCLIFFE (2014)
<i>Hemiphileurus laticollis</i> Burmeister, 1847		x		ICN	
<i>Hemiphileurus rugulosus</i> Endrödi, 1978		x			ENDRÖDI (1978)
<i>Hemiphileurus vicarius</i> Prell, 1936	x				ENDRÖDI (1966)
<i>Homophileurus quadrituberculatus</i> (Palisot de Beauvois, 1806)			x	ICN	
<i>Phileurus angustatus</i> Kolbe, 1910	x				ENDRÖDI (1966)
<i>Phileurus dydimus</i> Linneaus, 1758		x	x	ICN	
MELOLONTHINAE					
Macroductylini					
<i>Ancistrosoma rufipens</i> (Latreille, 1833)		x		ICN	
<i>Ceraspis innotata</i> Blanchard, 1850		x		ICN	
<i>Ceraspis quadripustulata</i> (Blanchard, 1850)	x			UPTC	
<i>Clavipalpus ursinus</i> Blanchard, 1850	x			CFGA; UPTC	
<i>Isonychus podicalis</i> Moser, 1918			x	ICN	

Especie	Boy.	Cun.	San.	Colección	Referencias
<i>Isonychus maculatus</i> Waterhouse, 1874	x			UPTC	
<i>Macroductylus sulphureus</i> Blanchard, 1850	x			CFGA; UPTC	
<i>Manopus biguttatus</i> Laporte, 1840	x	x	x	ICN; UPTC	
Melolonthini					
<i>Phyllophaga (Phyllophaga) brevisetosa</i> (Moser, 1918)			x	ICN	
<i>Phyllophaga (Phyllophaga) impressipyga</i> (Frey, 1975)		x			VALLEJO & WOLFF (2013)
<i>Phyllophaga (Phytalus) luridipennis</i> (Moser, 1918)	x				VALLEJO & WOLFF (2013)
<i>Phyllophaga (s.str.) velezungeli</i> Morón & Neita, 2014	x				MORÓN & NEITA-MORENO (2014)
<i>Phyllophaga obsoleta</i> (Blanchard, 1850)	x	x		ICN; UPTC	VALLEJO & WOLFF (2013)
RUTELINAE					
Anomalini					
<i>Callistethus caucanus</i> (Ohaus, 1897)	x	x		ICN; UPTC	
<i>Paranomala undulata</i> (Melsheimer, 1844)		x		ICN	
<i>Paranomala cincta</i> Say, 1835	x	x		ICN	
Anoplognathini					
<i>Platycoelia flavostriata</i> (Latreille, 1813)	x	x			SMITH (2003)
<i>Platycoelia belleri</i> (Ohaus, 1904)		x			SMITH (2003)
<i>Platycoelia marginata</i> Burmeister, 1844	x	x		ICN	
<i>Platycoelia nervosa</i> Kirsch, 1871	x	x			SMITH (2003)
<i>Platycoelia nigrosternalis</i> Ohaus, 1904			x		SMITH (2003)
<i>Platycoelia puncticollis</i> Ohaus, 1904	x	x		MPUJ	SMITH (2003)
<i>Platycoelia quadrilineata</i> Burmeister, 1844		x			SMITH (2003)
<i>Platycoelias ignaticollis</i> (Burmeister, 1844)	x	x		MPUJ	SMITH (2003)
<i>Platycoelia valida</i> Burmeister, 1844	x	x	x	ICN; UPTC	SMITH (2003)
<i>Platycoelia variolosa</i> Ohaus, 1904	x	x			SMITH (2003)
<i>Platycoelia wallisi</i> Ohaus 1904		x			SMITH (2003)
Geniatini					
<i>Leucothyreus femoratus</i> Burmeister, 1844	x	x	x	ICN, MPUJ	
Rutelini					
<i>Areoda leachi</i> MacLeay, 1819		x		ICN	
<i>Chlorota meridionalis</i> Ohaus, 1912		x	x	ICN	

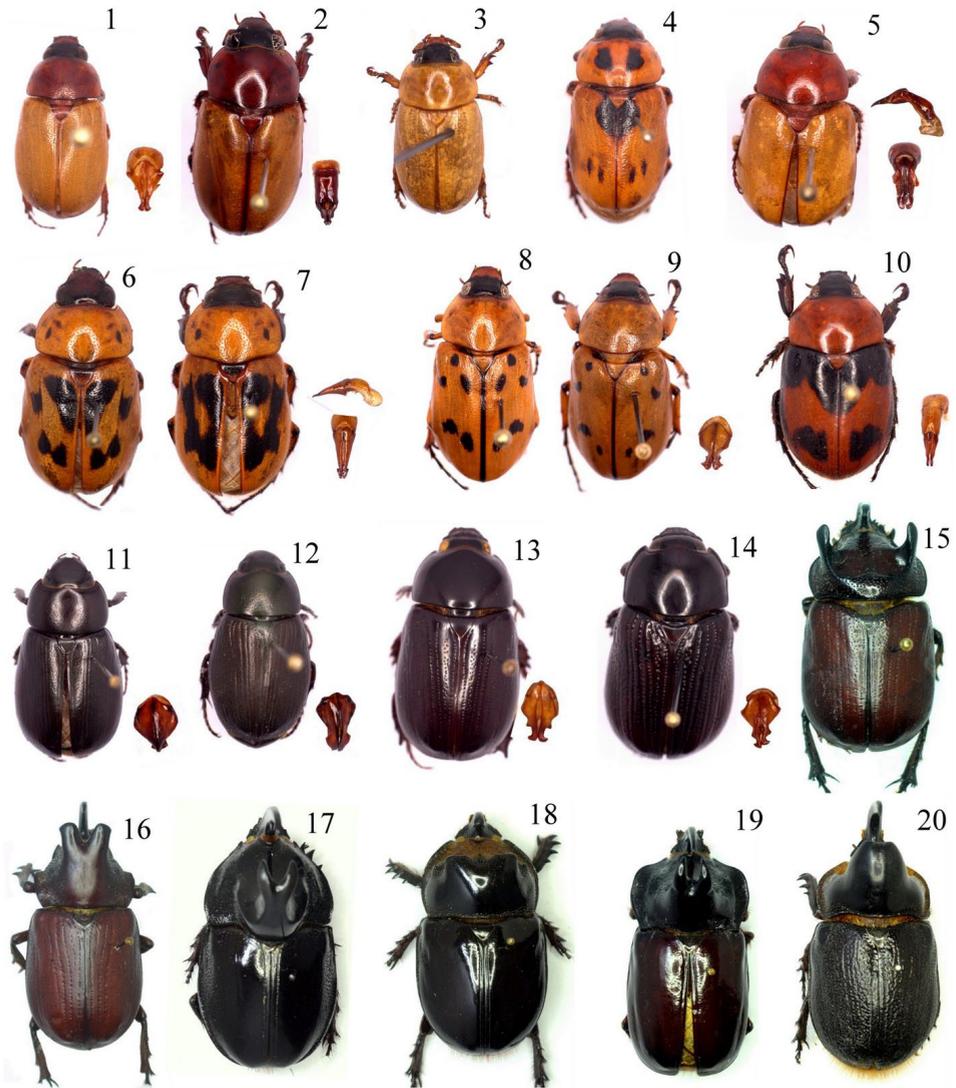
Especie	Boy.	Cun.	San.	Colección	Referencias
<i>Chrysophora chrysoclora</i> (Latreille, 1811)	x	x	x	ICN; UPTC	
<i>Hypaspidius similis</i> Ohaus, 1972			x	ICN	
<i>Lagochile sparsa</i> Chaus, 1903		x	x	ICN	
<i>Lasiocala fulvohirta</i> Blanchard, 1850	x	x		ICN; MPUJ	
<i>Lasiocala lucens</i> Ohaus, 1908	x			UPTC	
<i>Macraspis bouchardi</i> Soula, 1998	x				SOULA (1998)
<i>Macraspis chrysis</i> (Linné, 1764)	x	x	x	ICN	
<i>Macraspis jamesi</i> Soula, 1998	x	x			SOULA (1998)
<i>Macraspis melanaria</i> (Blanchard 1850)		x	x	ICN	
<i>Pelidnota xanthopyga</i> Hardy, 1975			x	ICN	
<i>Pelidnota chibchana</i> Ohaus, 1922		x	x	ICN	
<i>Pelidnota osculatii</i> Guérin, 1855	x			ICN, UPTC	
<i>Pelidnota parallela</i> Hardy, 1875			x	ICN	
<i>Pelidnota polita</i> Latreille 1811	x	x		ICN	
<i>Pelidnota prasina</i> Burmeister 1844	x	x	x	ICN; MPUJ	
<i>Pelidnota rubriventris</i> Blanchard, 1851	x			MPUJ	
<i>Rutela laeta</i> (Weber 1801)		x		ICN	
<i>Rutela vetula</i> Ohaus, 1913	x	x		ICN	
Spodochlamyni					
<i>Spodochlamys cupreola</i> Bates, 1888	x	x		UPTC	
ORPHNINAE					
<i>Aegidium colombianum</i> Westwood, 1846			x	ICN, CFGA	



Lamina 1. 1. *Euphoria abreona*, 2-4. *Euphoria hera*, 5. *Cyclidius elongatus*, 6-7. *Amithao decemguttatus*, 8. *Amithao lafertei*, 9. *Argyripa lansbergei*, 10. *Cotinis columbica*, 11. *Cotinis lebasii*, 12. *Gymnetis coturnix*, 13-14. *Gymnetis holosericea*, 15. *Gymnetis pantherina*, 16. *Gymnetis pardalis*, 17. *Gymnetis stellata*, 18. *Hoplophyga liturata*, 19. *Marmorina maculosa*.



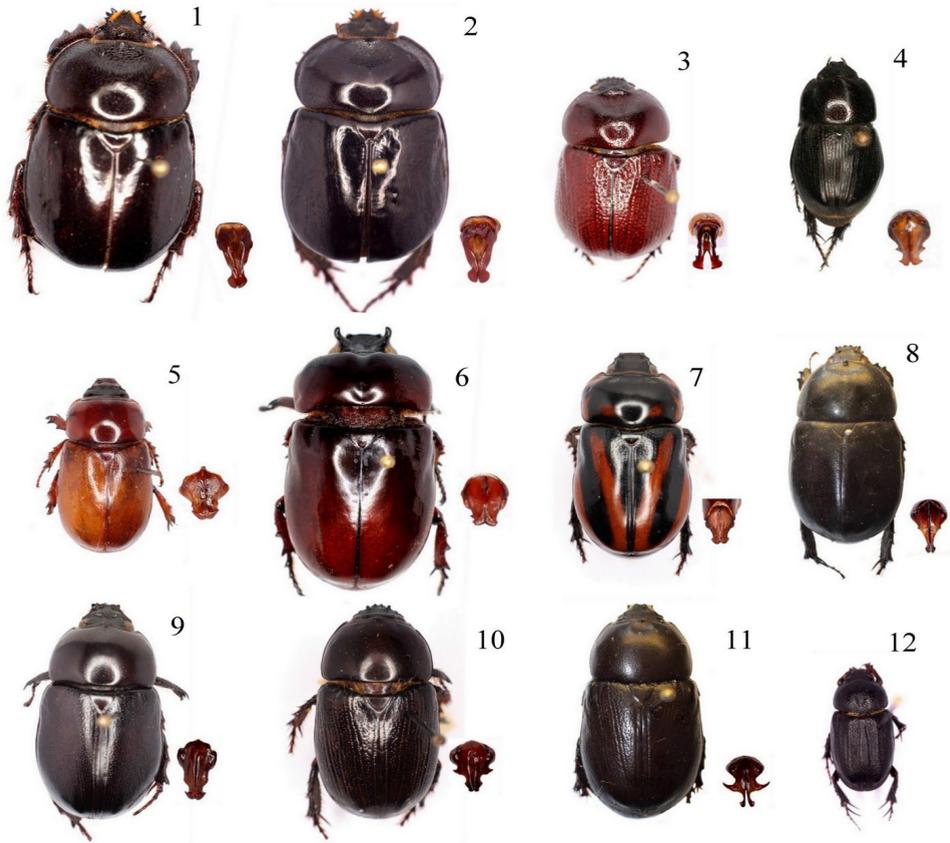
Lamina 2. 1-3. *Aegopsis curvivornis*, 4. *Lycomedes reichei*, 5. *Ancognatha lutea* 6. *Ancognatha scarabeoides*, 7. *Ancognatha ustulata*, 8-9 *Ancognatha vulgaris*, 10. *Aspidolea singularis*, 11. *Cyclocephala amazona*, 12. *Cyclocephala brevis*, 13-14. *Cyclocephala brittoni*, 15. *Cyclocephala epistomalis*, 16. *Cyclocephala fulgurata*, 17. *Cyclocephala gravis*, 18. *Cyclocephala gregaria*, 19. *Cyclocephala longa*, 20. *Cyclocephala lunulata*.



Lamina 3. 1. *Cyclocephala melanocephala*, 2. *Cyclocephala monacha*, 3. *Cyclocephala ovulum*, 4. *Cyclocephala prelli*, 5. *Cyclocephala rustica*, 6-7. *Cyclocephala sexpunctata*, 8-9. *Cyclocephala spilopyga*, 10. *Cyclocephala tutilina*, 11. *Dyscinetus dubius*, 12. *Dyscinetus olivaceus*, 13. *Stenocrates bicarinatus*, 14. *Stenocrates laevicollis*, 15. *Coelosis bicornis*, 16. *Coelosis biloba*, 17. *Enema pan*, 18. *Heterogomphus chevrolari*, 19. *Heterogomphus dilaticollis*, 20. *Heterogomphus schoenherri*.



Lamina 4. 1. *Megaceras morpheus*, 2. *Megaceras septentrionis*, 3. *Podischnus agenor*, 4. *Podischnus sexdentatus*, 5. *Strategus fascinus*, 6. *Strategus jugurtha*, 7. *Archophileurus elatus*, 8. *Hemiphileurus cornutus*, 9. *Hemiphilerus laticollis*, 10. *Homophileurus quadribituberculatus*, 11. *Phileurus didymus*.



Lamina 5. 1. *Bothynus complanus*, 2. *Bothynus quadridens*, 3. *Bothynus herbivorus*, 4. *Euetheola bidentata*, 5. *Parapucaya amazonica*, 6. *Pucaya castanea*, 7. *Pucaya pulchra*, 8. *Tomarus bituberculatus*, 9. *Tomarus ebenus*, 10. *Tomarus maternus*, 11. *Tomarus gys*, 12. *Aegidium colombianum*.

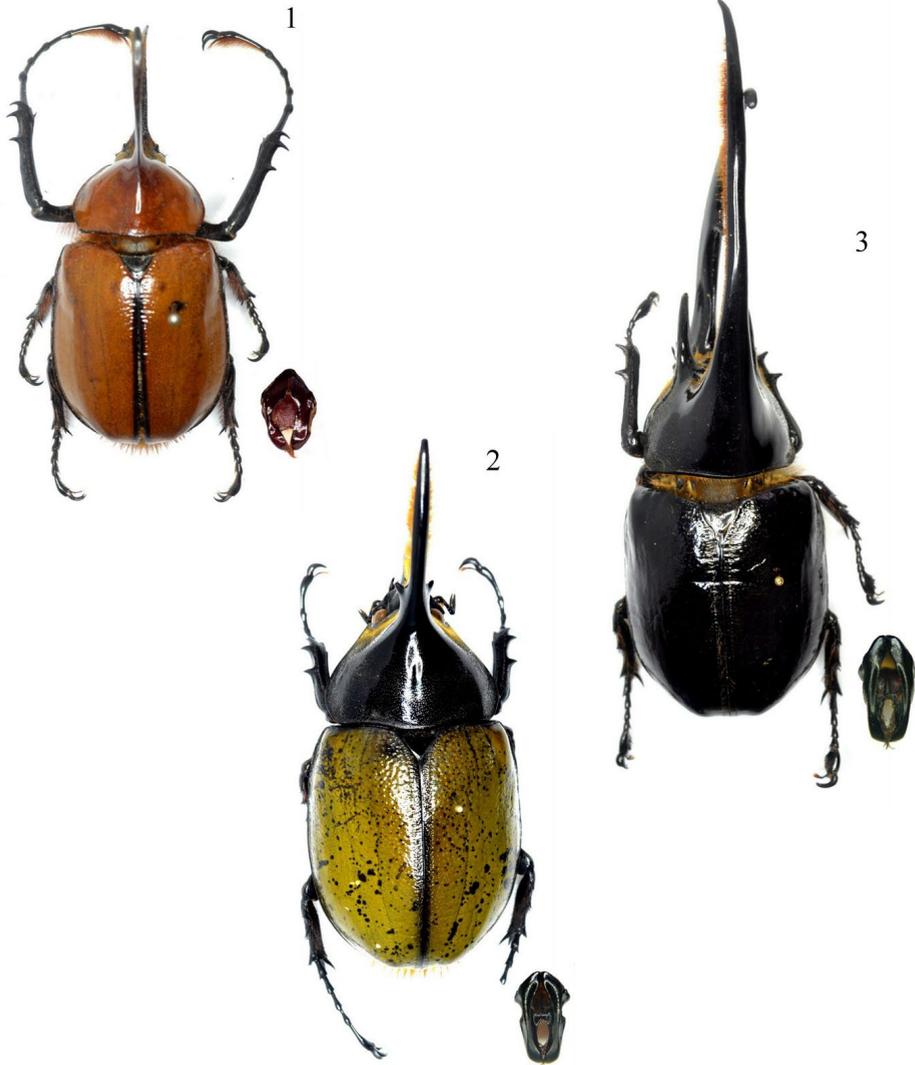
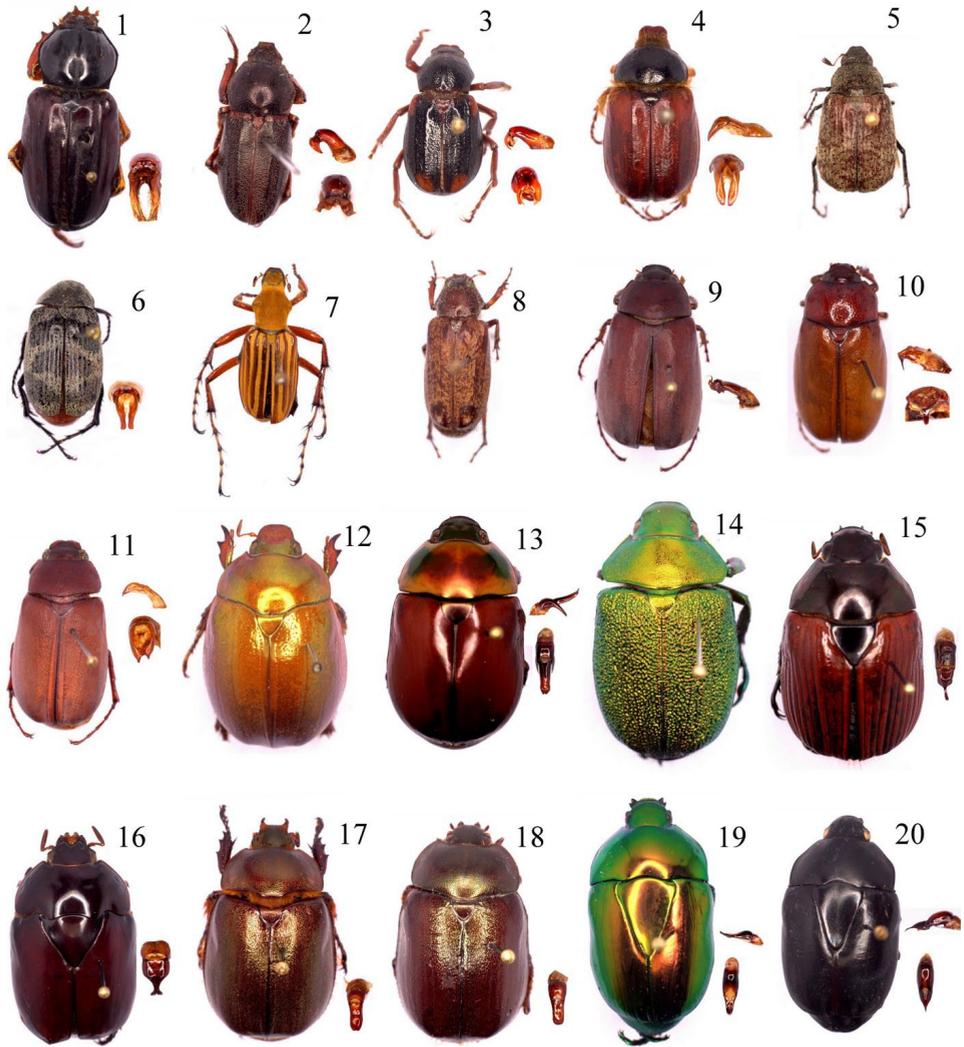
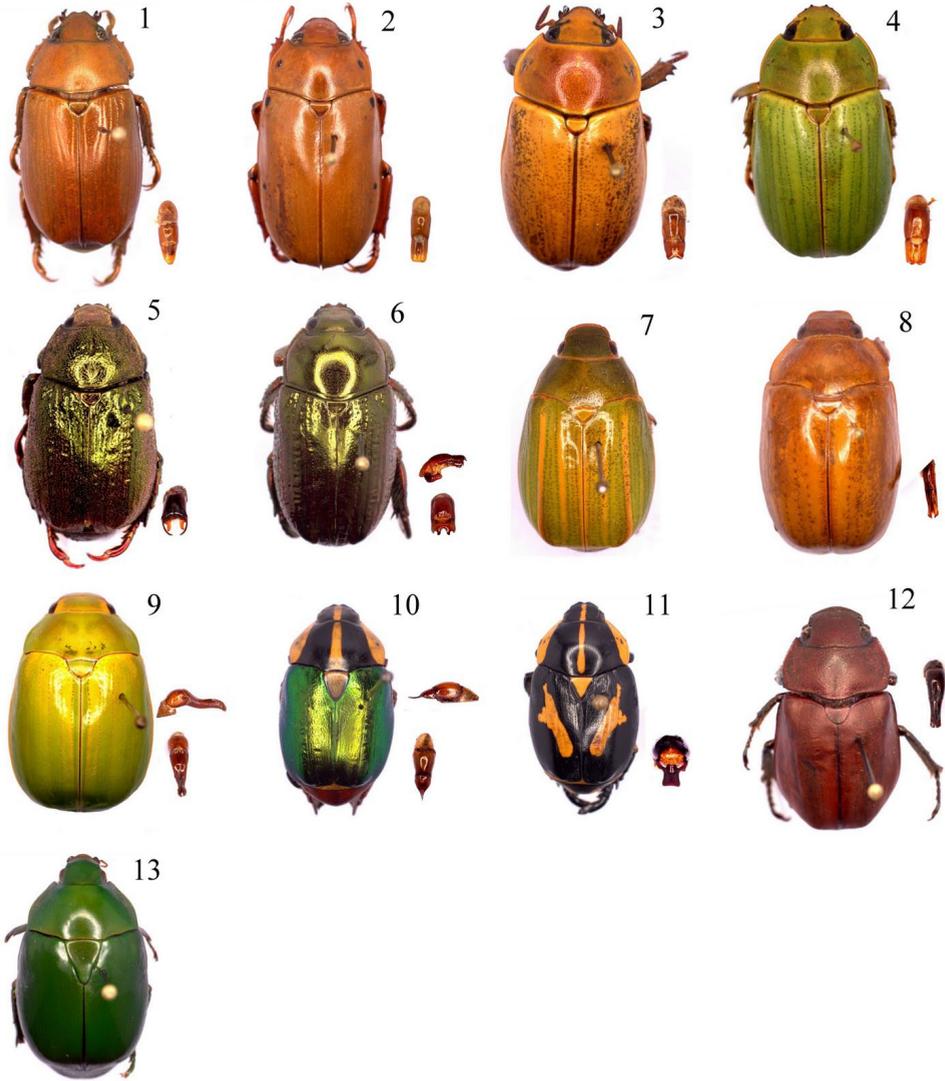


Lámina 6. 1. *Golofa porteri*, 2. *Dynastes hercules*, 3. *Dynastes neptunus*.



Lamina 7. 1. *Ancistrosoma rufipes*, 2. *Ceraspis innotata*, 3. *Ceraspis quadripustulata*, 4. *Clavipalpus ursinus*, 5. *Isonychus maculatus*, 6. *Isonychus podicalis*, 7. *Macroductylus sulphureus*, 8. *Manopus biguttatus*, 9. *Phyllophaga brevisetosus*, 10. *Phyllophaga impressipyga*, 11. *Phyllophaga obsoleta*, 12. *Areoda leachi*, 13. *Chlorota meridionalis*, 14. *Chrysophora chrysoclora*, 15. *Hypaspidius similis*, 16. *Lagochile sparsa*, 17. *Lasciocala fulvohirta*, 18. *Lasciocala lucens*, 19. *Macraspis lucida*, 20. *Macraspis melanaria*.



Lamina 8. 1. *Pelidnota chibchana*, 2. *Pelidnota paralella*, 3. *Pelidnota polita*, 4. *Pelidnota prasina*, 5. *Pelidnota osculatii*, 6. *Pelidnota xanthopyga*, 7. *Platycœlia marginata*, 8. *Platycœlia* sp., 9. *Platycœlia valida*, 10. *Rutela laeta*, 11. *Rutela vetula*, 12. *Spodochlamys cupreola*, 13. *Thyridium* sp.

UNA NUEVA ESPECIE DE *Scybalocanthon* Martínez 1948 (COLEOPTERA: SCARABAEINAE) DE LOS ANDES COLOMBIANOS.*

Fredy Molano R.¹, Dumar Ariel PARRALES R.^{1,2}

Resumen

Se describe una nueva especie del género *Scybalocanthon* (Martínez 1948), *Scybalocanthon magnus* **sp. nov.**, de los bosques de alta montaña en los Andes orientales de Colombia. La morfología externa, así como el órgano genital masculino y femenino de especímenes adultos son ilustrados y comparados con la especie cercanamente relacionada: *Scybalocanthon arcabuquensis* Molano & Medina 2010.

Palabras clave: Andes colombianos, Boyacá, *Scybalocanthon*, escarabajo coprófago.

A NEW SPECIES OF *Scybalocanthon* Martínez 1948 (COLEOPTERA: SCARABAEINAE) OF THE COLOMBIAN ANDES

Abstract

A new species of the genus *Scybalocanthon* Martínez 1948, *Scybalocanthon magnus* **sp. nov.** is described from high elevation forest in the Eastern Andes of Colombia. The external morphology as well as male and female genitalia of adult specimens are illustrated and compared with the most closely related species: *Scybalocanthon arcabuquensis* Molano & Medina 2010.

Key words: Colombian Andes, Boyacá, *Scybalocanthon*, dung beetles.

* FR: 3-VII-2015- FA: 20-XI-2015

¹ Laboratorio de Entomología - Museo de Historia Natural "Luis Gonzalo Andrade", Grupo de Investigación Sistemática Biológica, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. Tunja, Colombia. E-mail: fredymol@gmail.com

² Colecciones Biológicas, Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt. Villa de Leyva, Colombia. E-mail: dparrales@humboldt.org.co

CÓMO CITAR:

MOLANO R., F. & PARRALES R., D.A., 2015.- Una nueva especie de *Scybalocanthon* Martínez 1948 (Coleoptera: Scarabaeinae) de los Andes colombianos. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 359-368. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.21



INTRODUCCIÓN

Deltochilini (Scarabaeidae) es una tribu ampliamente diversificada en todo el mundo (WIRTA & MONTREUIL, 2008) y su máxima expresión de riqueza se presenta en la región Neotropical con 330 especies descritas, que comprenden 27 géneros (DAVIS *et al.*, 2002). Géneros como *Canthon*, con 175 especies, y *Deltochilum* con 80 (SCHOLTZ *et al.*, 2009), es muestra de la gran riqueza de especies de este grupo en América. En Colombia, para esta tribu, se reconocen 12 géneros y 79 especies de deltochilinos (MEDINA *et al.*, 2001). Sin embargo, el registro de nuevos géneros y especies ha aumentado significativamente en los últimos años (PULIDO *et al.*, 2007; RIVERA & WOLFF, 2007; GONZÁLEZ *et al.*, 2009; SARMIENTO-GARCÉS & AMAT-GARCÍA, 2009; MOLANO & MEDINA, 2010; ARIAS-BURITICÁ *et al.*, 2011; NAVARRO *et al.*, 2011; ARIAS & MEDINA, 2014), lo que significa la posibilidad de continuar descubriendo nuevos taxones; sobre todo, cuando el porcentaje de cobertura de muestreo y completitud de inventario nacional de escarabajo es inferior a 60% a nivel regional (CULTID *et al.*, 2014) y 11% a nivel nacional (NORIEGA *et al.*, 2015).

El género *Scybalocanthon* Martínez, 1948 comprende 19 especies distribuidas desde Costa Rica hasta el norte de Argentina (PEREIRA & MARTÍNEZ, 1956; SILVA, 2011) con 7 especies hasta el momento en Colombia, en su mayoría de bosque húmedo tropical y bosque seco tropical, excepto *S. arcabuquensis* quien fue encontrado en bosque andino (MOLANO & MEDINA, 2010). Análisis filogenéticos en el género no han definido su monofilia (MONAGHAN *et al.*, 2007; MEDINA *et al.*, 2013) particularmente debido a la dificultad en la separación de las especies de géneros relacionados principalmente con *Canthon*, y *Silvicanthon*, que presentan similitudes en su morfología. MOLANO & MEDINA (2010) revisaron la morfología interna del macho de las especies de *Scybalocanthon* observando diferencias taxonómicas en: la forma del saco interno, el lóbulo lateral, y la forma de los escleritos, en especial el esclerito basal, con un anillo muy amplio y cepillos en el lóbulo lateral y la región apical. Estos caracteres han podido ser confrontados con caracteres de la morfología externa: el primer tarsómero de las patas medias y posteriores relativamente más corto que el segundo y subrectangular; margen basal que separa el propigidio del pigidio ausente o poco marcado; e hipómero sin carina transversa o muy corta, sin denticulo en la región externa, lo que facilitará la definición del grupo. Este trabajo describe una nueva especie de *Scybalocanthon* de bosque alto andino de la Cordillera Oriental en el departamento de Boyacá, Colombia, y se amplía la distribución del género por encima de los 3000 msnm.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los especímenes fueron colectados usando trampas de caída con atrayente (pescado y fruta en descomposición, excremento humano y leche cruda) en un bosque alto andino del macizo de Bijagual, departamento de Boyacá, durante las salidas de campo en enero y abril de 2012. Los ejemplares se depositaron en la colección entomológica del Museo de Historia Natural “Luis Gonzalo Andrade”, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Tunja, Boyacá, Colombia (UPTC), y en la colección entomológica del Instituto de Investigaciones Alexander von Humboldt (IAvH-E).

Las imágenes de cada ejemplar fueron tomadas usando un equipo Leica Stereomicroscope M205A. Los órganos genitales masculinos fueron extraídos usando un tratamiento de KOH calentado durante 10 min y observados con un estereoscopio Zeiss Stemi 2000-C; después fueron conservados en viales con alcohol y glicerina. La nomenclatura usada para describir las estructuras del órgano genital fue la propuesta por MOLANO & MEDINA (2010) y MEDINA *et al.* (2013).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Scybalocanthon magnus Molano y Parrales **sp. nov.**

Holotipo macho. Longitud total 13,57 mm. Cuerpo de lados paralelos (Fig. 1a). Coloración verde oscuro y brillante sobre la cabeza, parte central del pronoto, con reflejos cobrizos y dos puntos negros en los fosas laterales (Fig. 1d), élitros, hipómero, mesoesternon (parte basal, al borde de las coxas medias y lateral) y patas (Fig. 2). Coloración amarilla (translucido) en la parte lateral del pronoto, región central del metaesternon, abdomen y pigidio (Figs. 1 y 2). *Cabeza:* borde anterior bidentada, dientes poco agudos con muesca en V; línea de setas largas en la parte basal de los dientes, se acortan hacia la gena (Fig. 1c). Sutura clipeal definida y poco profunda. Gena forma un arco pequeño, con denticulo justo después de la sutura clipeal. Ojo 1/4 la longitud total del ancho gena, sin marginación. Borde cefálico posterior con leve marginación en el centro. Superficie dorsal de la cabeza con punturación muy fina y uniforme. Borde anterior de la cabeza en posición ventral con leve marginación con numerosas setas. Borde anterior del mentón escotado en forma de U muy abierta. Separación entre el submentón y la gula con leve arco y escasas setas. Palpo maxilar con primer artejo subcilíndrico, ancho apicalmente; segundo artejo ensanchado medialmente, con base y ápice de borde irregular, ligeramente más largo que el primero; tercer artejo subcuadrado y cuarto artejo ensanchado medialmente, subigual en tamaño a los tres anteriores juntos. Palpo labial con primer artejo subcilíndrico; segundo artejo subcuadrado, con pequeña proyección en el borde interno, 1/2 la longitud del primero; tercer artejo cilíndrico, más estrecho que los anteriores. *Tórax.* pronoto muy convexo

(Fig. 1d); ángulos anteriores agudos dirigidos levemente hacia afuera. Borde lateral levemente angulado. Ángulo posterior con profunda saliente. Superficie del pronoto con puntuación muy fina, glabra y con diseño (Fig. 1a). Hipómero no excavado, con quilla pequeña en borde interno y sin tubérculo en borde lateral, con setas amarillas en la parte anterior (Figs. 1e y 2f). Mesoesternito rugoso. Sutura meso-metaesternal recta hacia los lados y curva anteriormente en el centro. Metaesternito plano con puntuación muy fina. Trocánter de la pata media y posterior con penacho de setas amarillas (Fig. 2b). *Élitros*: con 9 estrías anchas, profundas, estría 8 sin tocar la base del borde anterior. Interestrías con puntuación fina, aspecto rugoso, con estrías laterales y transversales, muy brillante. *Patas*: fémur anterior con quilla corta, un tercio la longitud total del fémur (Fig. 2a). Tibia anterior con 3 dientes en el borde externo, los 2 apicales más próximos que entre el medio y basal. Espolón de tibia anterior subcilíndrica y ápice agudo, con ligera curvatura (Fig. 1f). Tibia media levemente curva hacia la parte media. Tarso medio con basitarso subtriangular, subigual al segundo; tarsómeros 2-4 subcuadrados, 5 cilíndrico, uñas sin denticulo basal. Tarsos posteriores similares en forma a los medios, uñas con leve dentición en la base (Fig. 2d). *Abdomen*: esternitos lisos, el cuarto 0,1 más grande que los demás. Pigidio subtriangular sin quilla que separa el propigidio, liso, algunos puntos negros y pequeñas setas en el propigidio y con marginación apical evidente oscuro (Fig. 2e).

Órgano genital masculino. Aedeago: parámetros subrectangulares y asimétricos, el más grande con proyección apical pronunciada e irregular, borde dorso-apical del parámetro más corto sin proyección (Figs. 3a y 4a). Saco interno con lóbulo en la región submedial y pequeño cepillo en la región más interna (Figs. 3b y 4d). Esclerito basal de forma circular, con mango curvo y anillo con borde delgado (Figs. 3b y 4c). Esclerito placa subcuadrado, con borde inferior redondeado (Fig. 4e). Esclerito elongado con base irregular aguzada, proyección filamentososa hacia el borde inferior, pequeño esclerito suelto en el margen interno (Fig. 4g). Segmento genital con bordes laterales esclerotizados subtriangulares y paralelos entre sí, placas centrales filiformes con ápices divergentes, sin placa dorsal (Figs. 3c y 4b). Tres grupos de ráspulas en la región apical del saco interno (Fig. 4f).

Alotipo hembra. Longitud total 11,8 mm. Similar al macho pero se diferencian por: pronoto menos convexo (Fig. 1d). Esternito abdominal quinto con una curvatura a manera de proyección posterior hacia el medio, quinto y sexto 0.1 más grande (Fig. 2c). Espermateca (Fig. 3d). Los ejemplares examinados son similares en todas las estructuras.

Diagnosis. Se diferencia de las demás especies en el género por presentar un patrón de mancha ancha, verde oscuro con reflejos cobrizos en el centro del pronoto; élitros brillantes de color verde oscuro (Fig. 1a, d); élitros con rugosidad transversa evidente; hipómero con sutura separada del borde interno y termina en proyección corta (Fig.

1e), aunque muy similar a *S. arcabuquensis* (Fig. 2: f1), el borde anterior interno de *S. magnus* tiene un reborde grueso que no existe en *S. arcabuquensis* (Fig. 2: f1 y f2); por la forma de los parámetros del edeago (Fig. 4a) y la forma de los escleritos del saco interno (Fig. 4c, d, e, f).

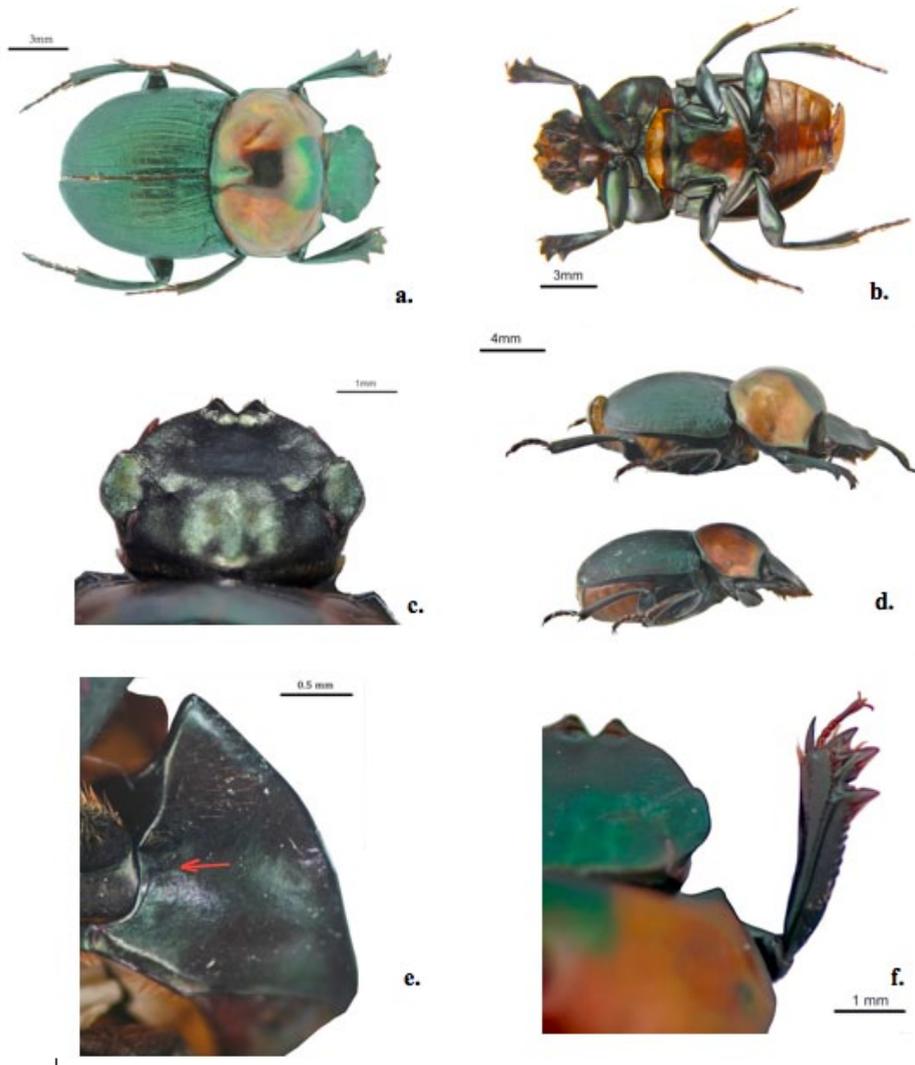


Figura 1. *Scybalocanthon magnus* sp. nov. a. Holotipo vista dorsal, b. Holotipo vista ventral, c. Cabeza, d. Vista lateral de macho (parte superior) y hembra (parte inferior), e. Hipómero, vista de la quilla en borde interno (flecha roja) y setas amarillas en la parte anterior, f. Protibia.

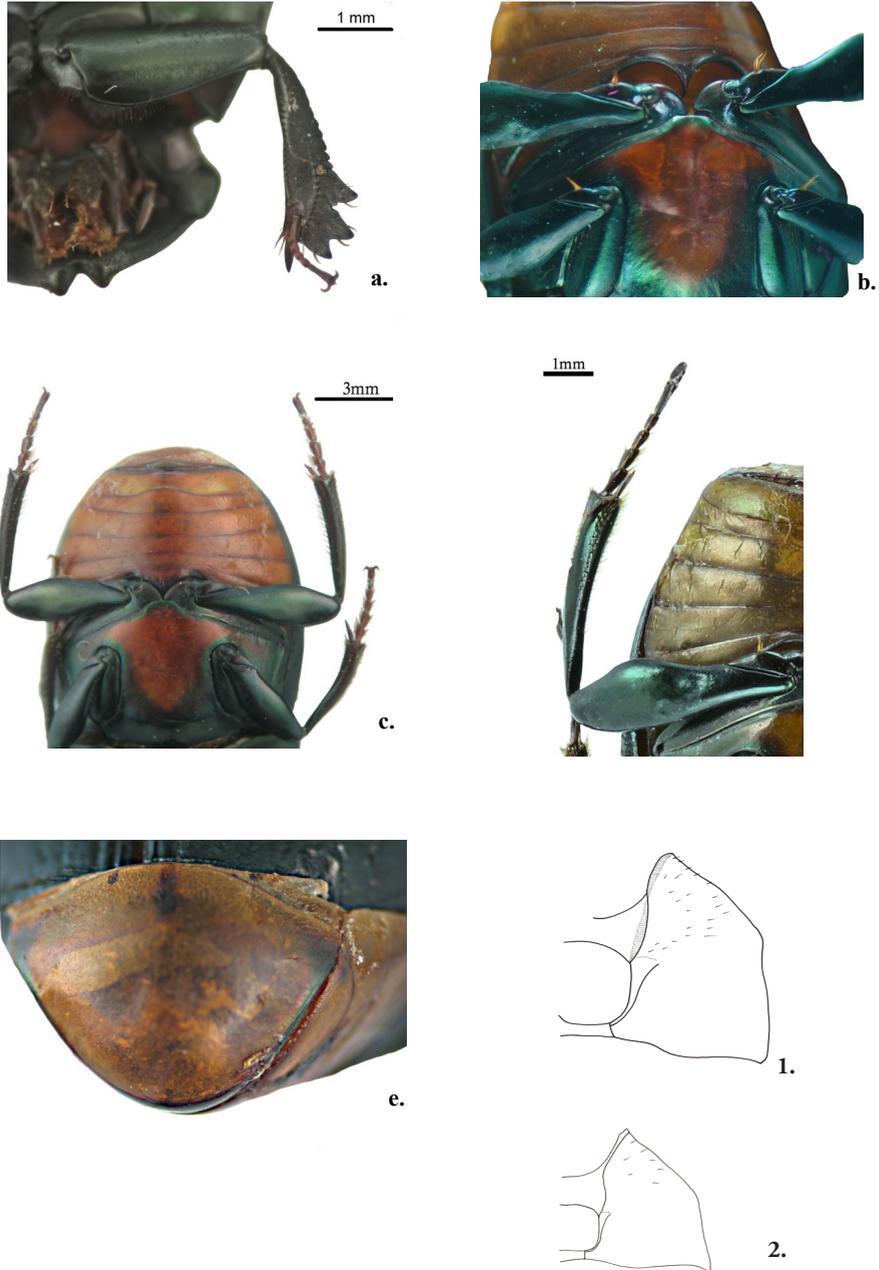


Figura 2. *Scybalocanthon magnus* sp. nov. a. Vista ventral protibia, b. Vista ventral metasterno macho, c. Vista ventral metasterno hembra, d. Tarsos posterior macho, e. Pigidio macho. f. Comparación de hipómero: 1. *S. magnus* 2. *S. arcabuquensis*.

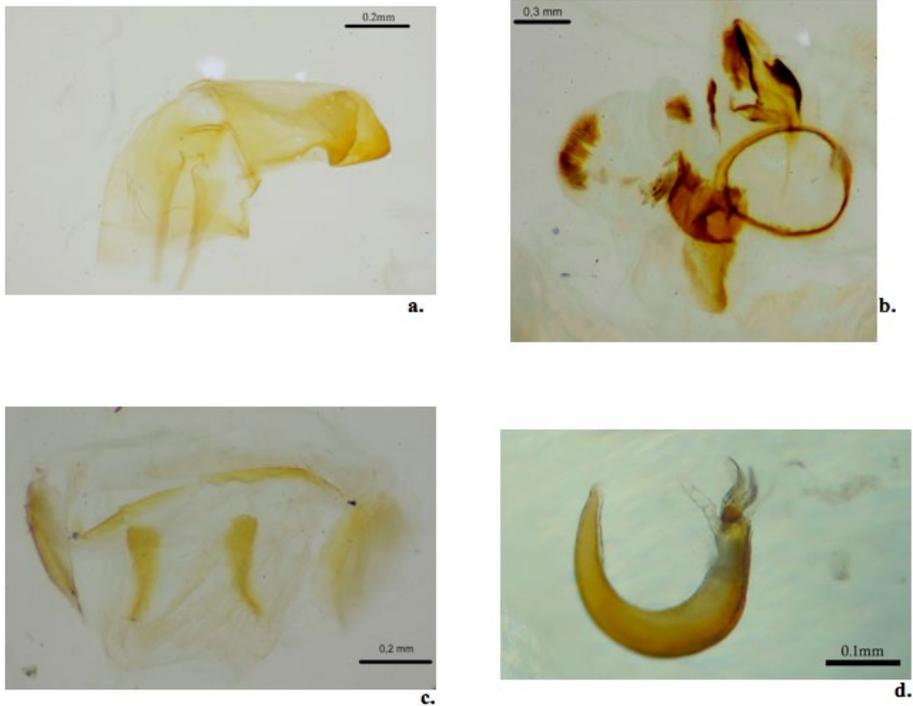


Figura 3. Órganos genitales del macho y espermateca de la hembra de *Scybalocanthon magnus* sp. nov. a. Aedeago (vista lateral), b. Saco interno del aedeago, c. Segmento genital, d. Espermateca.

Notas taxonómicas: Esta especie es cercana a *S. arcabuquensis*, pero se diferencian por el tamaño, coloración del pronoto, sutura del hipómero más larga (Fig. 2f), procoxa y fémur medio de color verde, estrías marcadas, interestrías rugosas, forma de los parámetros del edeago, esclerito basal con mango curvo, sin placa dorsal del segmento genital y con paquete de rásulas en la región apical del saco interno.

La forma del esclerito placa es similar al de *S. arcabuquensis*. En esta misma área se encuentran dientes en forma de cepillo como algunas de las especies del complejo *pygidialis* (MOLANO & MEDINA, 2010). SILVA (2011) describe estas mismas estructuras para *S. korasakiae*, así como un esclerito placa de tipo membranoso como los estudiados para algunas especies del género *Scybalocanthon* (MOLANO & MEDINA, 2010).

Etimología. *magnus* (adjetivo que denota grande) hasta el momento, es la especie de mayor tamaño comparada con el resto de los miembros conocidos del género.

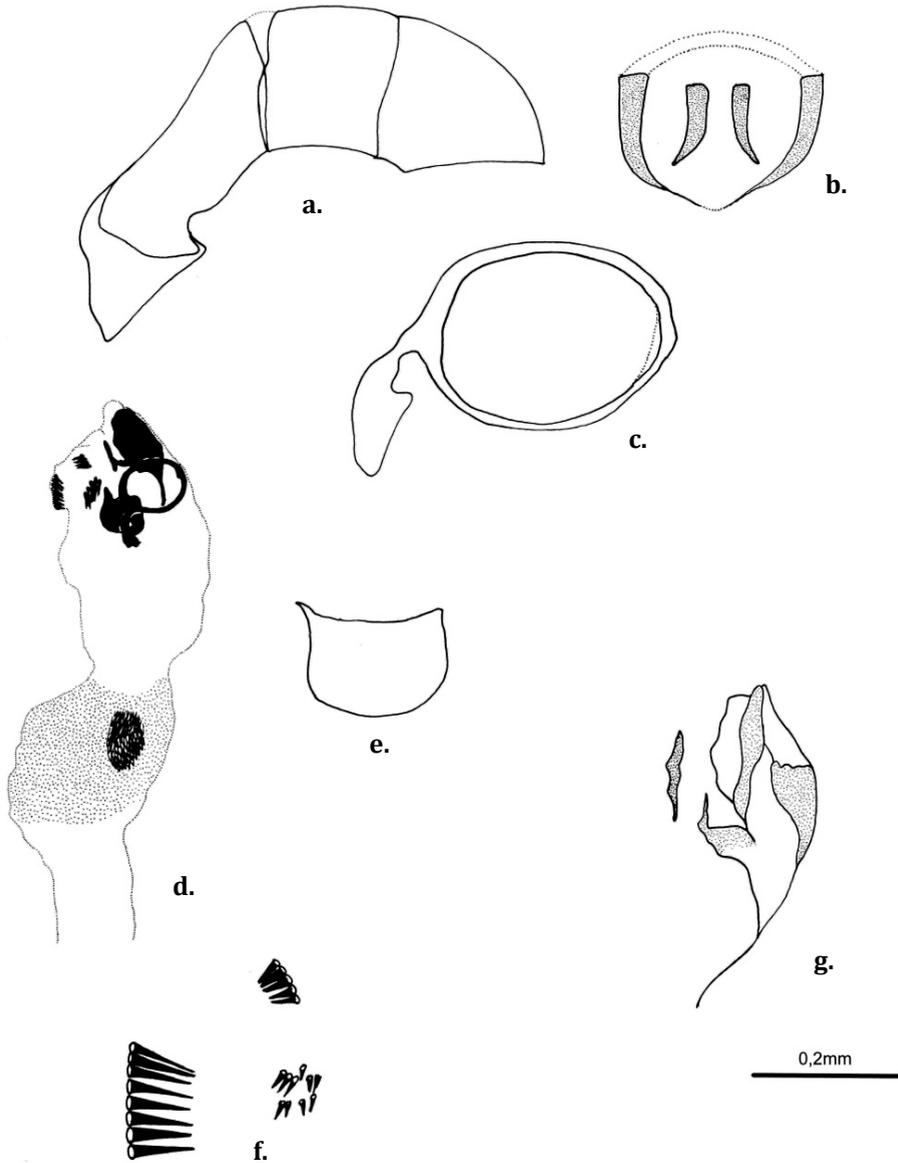


Figura 4. Ilustración del órgano genital del macho de *Scybalocanthos magnus* sp. nov. a. Aedeago, b. Segmento genital, c. Esclerito basal, d. Saco interno del aedeago, e. Esclerito placa, f. Ráspulas, g. Esclerito elongado.

Material examinado. Holotipo. 1 m. COLOMBIA, Boyacá, municipio de Ramiriquí, sector El Escobal alto, 3030 msnm, trampa de caída, 5°19'47,9" N - 73°18'5,5" W, 20/1/2012, Col. D.A. Parrales, UPTC-MHN-ART 0009 (UPTC). Alotipo. 1 f. COLOMBIA, Boyacá, municipio de Ramiriquí, sector El Escobal alto, 3030 msnm, trampa de caída, 5°19'47,9" N - 73°18'5,5" W, 23/1/2012, Col. D.A. Parrales, UPTC-MHN-ART 0010 (UPTC).

Paratipos: 1 f. COLOMBIA, Boyacá, municipio de Ramiriquí, sector El Escobal alto, 3030 msnm, trampa de caída, 5°19'47,9" N - 73°18'5,5" W, 23/1/2012, Col. D.A. Parrales. Depositado en la colección entomológica del Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt, Villa de Leyva, Boyacá Colombia, con número de catálogo asignado IAvH-E-142879.

Descripción del hábitat

Área de Bosque alto-andino, caracterizado por presentar árboles de las familias Melastomataceas (tunos), Winteraceae (ají de monte ó canelo de páramo), Clusiaceae (gaques ó cucharos), Lauraceae (aguacatillos) y Cunoniaceae (encenillos). La cobertura es aproximadamente de 65 % y con alturas que van desde los 4 a 16 m. También se observaron especies de hábitos arbustivos de las familias Ericaceae, Myricaceae, Rubiaceae, Myrsinaceae, Melastomataceae, Acanthaceae y Piperaceae. El ambiente presentaba una alta humedad y se evidencia en un alto epifitismo del grupo de las bromelias, orquídeas, parasitas (Loranthaceae), pteridófitos, musgos, líquenes y en menor medida bejucos y lianas. La luminosidad del lugar estuvo entre 30-50%, la pendiente fue de 15° y una capa de hojarasca con 15-45 cm de profundidad.

Comentarios: Para registros del género *Scybalocanthon* en bosques andinos y alturas superiores a 2000 msnm, solamente se presentaba el caso de *S. arcabuenensis* en la cordillera Oriental. La presencia de *S. magnus* en alturas superiores a 3000 msnm y en ecosistemas de páramos amplía su distribución. Además, se destaca el tipo de atrayente utilizado, debido a que en alturas que sobrepasan los 3000 msnm la carroña ni el excremento humano es poco útil para la captura, como se ha registrado en otras especies como *Dichotomius monstrosus*, *Homocoprís achamas* y *Oruscatus opalescens* (MARTÍNEZ-REVELO & LOPERA-TORO, 2014).

AGRADECIMIENTOS

Los autores dan agradecimientos a la Dirección de Investigaciones (DIN) de la Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia por el apoyo y acuerdo de cooperación entre Ecopetrol y UPTC N° 5211071, y al Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt por el apoyo en la finalización del trabajo. Al

equipo de personas que integran el grupo de investigación en Sistemática Biológica (SisBio) de la Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia. A las comunidades de los municipios de Ramiriquí, Ciénega, Viracachá y Tibaná por su hospitalidad en las salidas de campo. Para Alejandro Lopera y Diego Martínez por las fotografías del hábito del espécimen. Al Laboratorio de Ecología de Ecosistemas y Manejo Integrado de Ecosistemas y Biodiversidad de la Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Yimy Herrera y Andrea Meneses. Al Museo de Historia Natural “Luis Gonzalo Andrade” y Clara Marcela Gómez. A los biólogos Nidia Farfán y Mario Agustín Loaiza por su colaboración y apoyo en campo. A los evaluadores del manuscrito por sus sugerencias y recomendaciones.

REFERENCIAS

- ARIAS-BURITICÁ, J.A., DELGADO-GÓMEZ, P., GONZÁLEZ, F.A., & VAZ-DE-MELLO, F.Z., 2011.- Nuevos registros de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) para el departamento de Chocó (Colombia). *Acta Zoológica Mexicana*, 27 (3): 875-878.
- ARIAS, J.A. & MEDINA, C.A., 2014.- Tres nuevas especies de *Cryptocanthon* Balthasar, 1942 (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) para Colombia. *Caldasia*, 36 (1): 165-180.
- CULTID, C.A., LOBO, J.M., MEDINA, C.A., GONZÁLEZ, F.A., ESCOBAR, F. & CHACÓN, P., 2014.- Completitud del inventario de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) en la Ecorregión del Eje Cafetero, Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 40 (1): 111-119.
- DAVIS, A., SCHOLTZ, C. & PHILIPS, T., 2002.- Historical biogeography of Scarabaeinae dung beetles. *Journal of Biogeography*, 29: 1217-1256.
- GONZÁLEZ, F.A., MOLANO, F. & MEDINA, C.A., 2009.- Los subgéneros *Calhyboma*, *Hybomidium* y *Telhyboma* (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae: *Deltochilum*) en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 35 (2): 253-274.
- MARTÍNEZ-REVELO, D.E. & LOPERA-TORO, A., 2014.- Escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) de los páramos del departamento de Nariño, Colombia. *Biota Colombiana*, 15 (1): 62-72.
- MEDINA, C.A., LOPERA, A., VÍTOLO, A. & GILL, A., 2001.- Escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) de Colombia. *Biota Colombiana*, 2 (2): 131-144.
- MEDINA, C.A., MOLANO, F. & SCHOLTZ, C.H., 2013.- Morphology and terminology of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) male genitalia. *Zootaxa*, 3626 (4): 455-476.
- MOLANO, F. & MEDINA, C., 2010.- Especie nueva de *Scybalocanthon* (Coleoptera: Scarabaeinae: Canthonini) y descripción de la variación del órgano genital masculino. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 81: 689-699.
- MONAGHAN, M., INWARD, D.J., HUNT, T. & VOGLER, A.P., 2007.- A molecular phylogenetic analysis of the Scarabaeinae (dung beetles). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 45: 674-692.
- NAVARRO, I.L., ROMAN, A.K., GÓMEZ, F.H. & PÉREZ, H.A., 2011.- Listado de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) de la Serranía de Coraza, Sucre (Colombia). *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, 3 (2): 262-268.
- NORIEGA, J.A., CAMERO, E., ARIAS-BURITICÁ, J., PARDO-LOCARNO, L.C., MONTES, J.M., ACEVEDO, A., SOLÍS, C., 2015.- Grado de cobertura del muestreo de escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) en Colombia. *Revista Biología Tropical*, 63 (1): 97-125.
- PEREIRA, F.S. & MARTÍNEZ, A., 1956.- Os géneros de *Canthonini* americanos (Coleoptera: Scarabaeidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 6: 91-192.
- PULIDO, A., MEDINA, C.A. & RIVEROS, R., 2007.- Nuevos registros de escarabajos coprófagos (Scarabaeidae: Scarabaeinae) para la región andina de Colombia. Parte 1. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas*, 31 (119): 305-310.
- RIVERA, C. & WOLFF, M., 2007.- *Digionthophagus gazella* (Coleoptera: Scarabaeidae) Distribución en América y dos nuevos registros para Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 33 (2): 190-192.
- SARMIENTO-GARCÉS, R. & AMAT-GARCÍA, G., 2009.- Escarabajos del género *Dichotomius* Hope 1838 (Scarabaeidae: Scarabaeinae) en la Amazonía Colombiana. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias*, 33 (127): 285-296.
- SCHOLTZ, C., DAVIS, A. & KRYGER, U., 2009.- *Evolutionary biology and conservation of dung beetles*. Pensoft Publishers.
- SILVA, F.A.B., 2011.- A new species of the genus *Scybalocanthon* (Coleoptera: Scarabaeinae) from Southeast Brazil. *PLoS ONE*, 6 (11): e27790.
- WIRTA, H. & MONTREUIL, O., 2008.- Evolution of the Canthonini longitarsi (Scarabaeidae) in Madagascar. *Zoologica Scripta*, 37 (6): 651-663.

COMUNICACIÓN CORTA

NUEVO REGISTRO DE *Neoatриplectides* HOLZENTHAL (INSECTA: TRICHOPTERA: ATRIPLECTIDIDAE) PARA EL DEPARTAMENTO DE CALDAS, COLOMBIA

Sebastián Villada-Bedoya¹, Ana María Meza-Salazar², Alejandra Gutiérrez-López³, Julián Ramírez-Jiménez⁴, Lucimar Gomes Dias⁵

Resumen

Trichoptera es uno de los órdenes de insectos acuáticos más importantes debido a su diversidad y amplia distribución de sus especies. Está presente en casi todas las regiones biogeográficas desempeñando un papel fundamental en las cadenas tróficas de los ecosistemas. La familia Atriptectididae NEBOISS, 1978 tiene una distribución dispersa a lo largo del mundo y está representada solo por tres géneros en Australia, Madagascar y el Neotrópico. Las larvas de Atriptectididae presentan una morfología atípica dentro de los Trichoptera, presentando una cabeza y mesonoto estrechos, alargados y retráctiles. Por lo general, se encuentran en sedimentos arenosos en el fondo de pequeños arroyos y lagos. En el Neotrópico tienen una distribución muy restringida al norte de los Andes (Perú, Ecuador, Bolivia y Colombia) y sureste de Brasil. Para Colombia se ha registrado en zonas altoandinas, únicamente para Cundinamarca, Quindío y Antioquia. En un muestreo reciente realizado en el municipio de Manizales, con el objetivo de ampliar el conocimiento de los macroinvertebrados acuáticos en los Andes centrales de Colombia, se realizó un nuevo registro de *Neoatриplectides* HOLZENTHAL, 1997 (Atriptectididae) para el departamento de Caldas. Este registro amplía el rango de distribución de la familia en Suramérica y aporta información inédita de la distribución geográfica del género en Colombia.

Palabras clave: macroinvertebrados acuáticos, taxonomía, distribución, Colombia.

* Recibido:10-VII-2015Aceptado:27-X-2015

¹ B.Sc. Estudiante de Maestría en Ciencias Biológicas - Grupo de investigación en GEBIOME, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: escarasebas@gmail.com

² B.Sc. Estudiante de Maestría en Ciencias Biológicas - Grupo de investigación GEBIOME, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: anamariamezasalazar@gmail.com

³ B.Sc. UNISARC. Santa Rosa de Cabal, Risaralda, Colombia. E-mail: alejaglopez@gmail.com

⁴ B.Sc. Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: jram5037@gmail.com

⁵ Ph.D. Departamento de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales - Grupo de investigación BIONAT, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: lucimar.dias@ucaldas.edu.co

CÓMO CITAR:

VILLADA-BEDOYA, S., MEZA-SALAZAR, A.M., GUTIÉRREZ-LÓPEZ, A., RAMÍREZ-JIMÉNEZ, J. & DIAS, L., 2015.- Nuevo registro de *Neoatриplectides* Holzenthal (Insecta: Trichoptera: Atriptectididae) para el departamento de Caldas, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 369-375.

DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.22



NEW RECORD OF *Neotriplectides* HOLZENTHAL (INSECTA: TRICHOPTERA: ATRIPLECTIDIDAE) FOR THE DEPARTMENT OF CALDAS, COLOMBIA

Abstract

Trichoptera is one of the most important orders of aquatic insects due to their diversity and the wide distribution of their species. It is present in almost all biogeographic regions performing a key role in ecosystem food chains. The family Atriplectididae NEBOISS, 1978 has a scattered distribution throughout the world and is represented only by three genera in Australia, Madagascar and the Neotropics. Atriplectididae larvae present an unusual morphology within Trichoptera, showing a narrow, elongated and retractable head and mesonotum. Usually, they are found in sandy sediments in the bottom of streams and small lakes. The distribution in the Neotropics is restricted to the Northern Andes (Peru, Ecuador, Bolivia and Colombia) and South-Eastern Brazil. In Colombia it has been recorded in the Andean highlands, only for the Departments of Cundinamarca, Quindío and Antioquia. In a recent sampling performed in the municipality of Manizales, with the aim of increasing knowledge of aquatic macroinvertebrates in the central Andes of Colombia, a new record of *Neotriplectides* HOLZENTHAL, 1997 was made for the department of Caldas. This record extends the distribution range of the family in South America and provides unpublished information on the geographic distribution of the genus in Colombia.

Key words: aquatic macroinvertebrates, taxonomy, distribution, Colombia.

Trichoptera es uno de los órdenes de insectos acuáticos más importantes debido a su diversidad y amplia distribución, la gran mayoría habitan ríos y quebradas de aguas limpias y bien oxigenadas (HOLZENTHAL *et al.*, 2007; SPRINGER, 2010). Está presente en casi todas las regiones biogeográficas desempeñando un papel fundamental en las cadenas tróficas de los ecosistemas (REINOSO, 1999; MUÑOZ-QUESADA, 2004). Son insectos holometábolos anfibióticos con adultos voladores y larvas acuáticas (POSADA-GARCÍA & ROLDÁN-PÉREZ, 2003), estas últimas se caracterizan por presentar cabeza bien esclerotizada, pro, meso y metanoto con esclerotización variable (ANGRISANO, 1998), poseen una glándula salival productora de seda, la cual usan para construir refugios, capturar presas y filtrar materia orgánica de la columna de agua (DOMÍNGUEZ & FERNÁNDEZ, 2009).

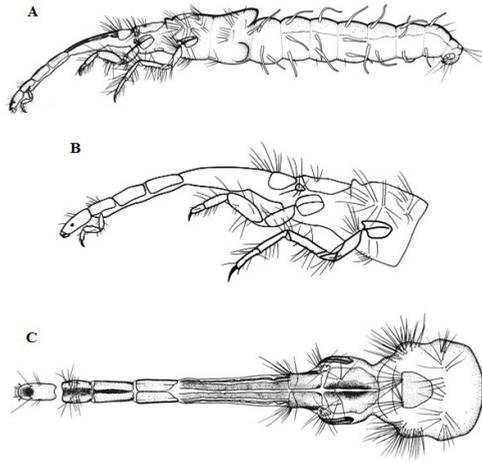
A nivel mundial se registran alrededor 14.548 especies de Trichoptera, agrupadas en 616 géneros y 49 familias (MORSE, 2014). En el Neotrópico se registran 2.196 especies distribuidas en 154 géneros y 24 familias (FLINT *et al.*, 1999), para Colombia se registran 208 especies de Trichoptera, distribuidas en 15 familias y 46 géneros

(MUÑOZ-QUESADA, 2000, 2004; BURGOS, 2002; RINCÓN & MUÑOZ, 2002; POSADA-GARCÍA & ROLDÁN-PÉREZ, 2003).

La familia Atriplectididae NEBOISS, 1978 fue establecida para una única especie australiana, *Atriplectides dubius* MOSELY, 1936, inicialmente descrita dentro de la familia Leptoceridae: Triplectidinae y transferida a la familia Odontoceridae por MOSELY & KIMMIS (1953). Tras el descubrimiento de esta atípica larva en las islas Seychelles al noreste de Madagascar, Neboiss estableció la familia y transfirió la especie *Hughscottiella auricalla* ULMER, 1910, originalmente descrita para Odontoceridae a Atriplectididae (HOLZENTHAL *et al.*, 2007). La familia está representada por solo tres géneros y cinco especies: en Australia con dos especies del género *Atriplectides* (*A. dubius* MOSELY, 1936 y *A. ikmaleus* NEBOISS, 1999), en Madagascar con una especie del género *Hughscottiella* (*H. uricapilla* ULMER, 1910) y en el Neotrópico con dos especies del género *Neotriplectides*, *N. froehlichii* HOLZENTHAL, 1997 reportada en los Andes sudamericanos de Bolivia, Ecuador y Perú y *N. desiderata* DUMAS & NESSIMIAN, 2008 presente en el sureste del Brasil (HOLZENTHAL *et al.*, 2007).

La familia tiene distribución dispersa a lo largo del mundo, pero en el Neotrópico tienen una distribución muy restringida al norte de los Andes (Perú, Ecuador, Bolivia y Colombia) y sureste de Brasil (HOLZENTHAL, 1997; DUMAS & NESSIMIAN, 2008). En Colombia, la familia Atriplectididae se ha registrado en zonas altoandinas, únicamente en tres departamentos; fue reportada por primera vez por BURGOS (2002) y RINCÓN & MUÑOZ (2002), en los Andes orientales de Cundinamarca con larvas del género *Neotriplectides*. Posteriormente, en los Andes centrales POSADA-GARCÍA & ROLDÁN-PÉREZ (2003) reportan el género en un pequeño arroyo a 2800 msnm en el departamento de Antioquia y recientemente VILLARREAL-GRISALES & GARCÍA-CÁRDENAS (2013) lo reportaron en una microcuenca a 3000 msnm en el departamento del Quindío.

Las larvas de la familia Atriplectididae son angostas y alargadas con una longitud de 12 mm totalmente contraídas y 20 mm totalmente extendidas (Fig. 1). Adicionalmente, pueden ser fácilmente diferenciadas de las demás familias de Trichoptera por presentar la parte anterior del tórax angosta, elongada y retráctil, con coloración marrón oscura en la parte dorsoventral (Fig. 2). Mesotórax complejo, con una parte anterior membranosa que presenta dos pares de escleritos, capaces de retraerse en la parte posterior del mesotórax por invaginación, la parte posterior es larga, cubierta por escleritos con pigmentación oscura. Metanoto con dos pares de escleritos dorsales anteriores elongados (Fig. 2). Patas medias más grandes que las anteriores y con fémur robusto. Antenas largas, ojos pequeños y labro simple (HOLZENTHAL, 1997; POSADA-GARCÍA & ROLDÁN-PÉREZ, 2003; DOMÍNGUEZ & FERNÁNDEZ, 2009). Se encuentra generalmente en sedimentos o fondos arenosos de pequeños arroyos y lagos (HOLZENTHAL *et al.*, 2007).



Fuente: HOLZENTHAL (1997).

Figura 1. Larva de Atriplectididae. **A)** Vista lateral cuerpo completo. **B)** Vista lateral cabeza y tórax. **C)** Vista dorsal cabeza y tórax.



Figura 2. Larva *Neotriplectides* (Trichoptera: Atriplectididae) colectada. **A)** Vista lateral cabeza y tórax. **B)** Vista lateral refugio. **C)** Refugio e individuo (cuerpo completo).

MATERIALES Y MÉTODOS

Con el fin de ampliar el conocimiento de los macroinvertebrados acuáticos en los andes centrales de Colombia, se llevó a cabo este trabajo enmarcado dentro del proyecto “Evaluación del impacto minero, agrícola y ganadero, mediante respuestas ecológicas y genéticas de macroinvertebrados acuáticos en el municipio de Manizales, Caldas” ejecutado por la Universidad de Caldas, en el cual se realizó un nuevo registro de *Neotriplectides* HOLZENTHAL, 1997 (Trichoptera: Atriplectididae) para el departamento de Caldas.

Área de estudio

Este estudio se llevó a cabo en la quebrada Manizales (sector Maltería), municipio de Manizales ($05^{\circ}03'4,4''$ N - $75^{\circ}24'33,1''$ W; Fig. 2B), sobre la vertiente occidental de la Cordillera Central de los Andes colombianos en el departamento de Caldas (Fig. 3). Se encuentra a una altitud de 2725 m y de acuerdo a HOLDRIDGE (1982), corresponde a una zona de vida de bosque húmedo premontano (bmh-PM), con una temperatura que oscila entre 15 y 20°C. El sitio presenta una topografía ondulada con presencia de derrumbes, la vegetación predominante es de tipo arbustivo, con una cobertura de dosel entre 0-25%.

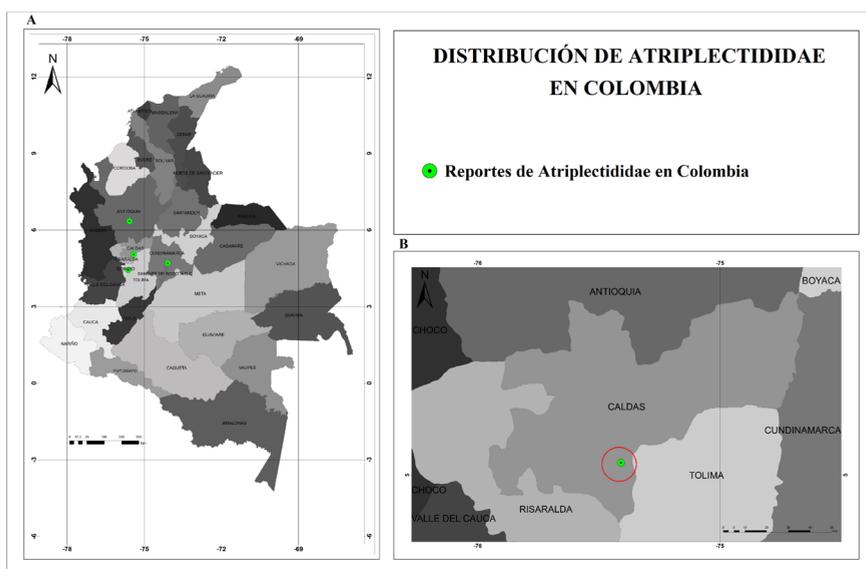


Figura 3. Mapa de distribución de Atriplectididae. A) Distribución en Colombia. B) Sitio de estudio donde fue encontrado el espécimen.

La quebrada se ubica en la cuenca alta del río Chinchiná con un ancho promedio de 2,2 m, una profundidad promedio de 13,6 cm y una velocidad del cauce de 0,36 m/s. El agua en el momento de la colecta presentó una temperatura de 13,7°C y un pH de 8. El ecosistema fluvial corresponde a una quebrada de primer orden, inmersa dentro de un bosque en regeneración, con presencia de actividad minera. Se colectó una larva del género *Neotriplectides* en un sustrato mixto (roca/arena), con predominancia de remansos y velocidad de corriente moderada. La colecta fue realizada de forma manual por Gutiérrez-López A. el 24 junio de 2014, mediante un tamiz con ojo de malla 250 µm. El ejemplar colectado fue depositado en la Colección Entomológica del programa de Biología de la Universidad de Caldas – CEBUC (Registro Humboldt: No. 188). Este registro amplía el rango de distribución de la familia en Suramérica y aporta información inédita de la distribución geográfica del género en Colombia (Fig. 3A).

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen a Colciencias y a la Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados de la Universidad de Caldas por el apoyo financiero, a Oscar Betancourt por las fotografías del espécimen, a Jonathan Giraldo por la elaboración del mapa, al grupo de investigación de Genética, Biodiversidad y Manejo de Ecosistemas (GEBIOME), al grupo de investigación en Ecosistemas Tropicales y al laboratorio de Colecciones Biológicas de la Universidad de Caldas por su apoyo logístico.

REFERENCIAS

- ANGRISANO, E., 1998.- Trichoptera: 374-384 (en) MORRONE, J. & COSCARÓN, S. (eds.) *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*. Ediciones Sur, La Plata, Argentina.
- BURGOS, A.C., 2002. *Trichoptera del Altiplano de Bogotá y su relación con la calidad de agua*: Tesis, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía, Bogotá.
- DOMÍNGUEZ, E. & FERNÁNDEZ, H.R., 2009.- *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biología*. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.
- DUMAS, L.L. & NESSIMIAN, J.L., 2008.- A new species of *Neotriplectides* Holzenthal, 1997 (Insecta: Trichoptera: Atriplectididae), from Brazil including description of the pupa of the genus. *Zootaxa*, 1773: 63-68.
- FLINT, O.S., Jr. 1999.- The Chilean genus *Charadropsyche*, with the description of its immature stages (Trichoptera: Tasimiidae) (Studies of Neotropical caddisflies, LVII). (en) MALICKY, H. & CHANTARAMONGKOL, P. (eds.) Proceedings of the 9th International Symposium on Trichoptera. Faculty of Science, Chiang Mai University, Chiang Mai, Thailand.
- HOLDRIDGE, L. R. 1982. Ecología basada en Zonas de Vida. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura Ilca, Costa Rica.
- HOLZENTHAL, R.W., 1997.- The caddisfly (Trichoptera) family Atriplectididae in the Neotropics: 157-165 (en) HOLZENTHAL, R.W. & FLINT, O.S. JR. (eds.) *Proceeding of the 8th International Symposium on Trichoptera*. Ohio Biological Survey, Columbus, Ohio.
- HOLZENTHAL, R.W. BLAHNIK, R.J., PRATHER, A.L. & KJER, K.M., 2007.- Order Trichoptera Kirby, 1813 (Insecta), Caddisflies. *Zootaxa*, 1668: 639-698.
- MORSE, J.C., 2014. Trichoptera World Checklist. Recuperado de <http://entweb.clemson.edu/database/trichopt/index.htm> (última visita 09 de Julio 2014).
- MOSELY, M.E., 1936.- A revision of the Triplectidinae, a subfamily of the Leptoceridae (Trichoptera). *Transactions of the Entomological Society of London*, 85: 91-129.
- MOSELY, M.E. & KIMMINS, D.E., 1953.- *The Trichoptera (Caddis-flies) of Australia and New Zealand*. British Museum (Natural History), London.
- MUÑOZ-QUESADA, F. 2000.- Especies del orden Trichoptera (Insecta) en Colombia. *Biota Colombiana*, 1 (3): 267-288.

- _____, 2004.- El Orden Trichoptera (Insecta) en Colombia, II: inmaduros y adultos, consideraciones generales: 319-349 (en) FERNÁNDEZ, F., ANDRADE, M.G. & AMAT, G. (eds.) *Insectos de Colombia No. 3*. Universidad Nacional de Colombia, Santafé de Bogotá.
- NEBOISS, A., 1978.- Atriplectididae, a new caddisfly family (Trichoptera: Atriplectidae): 67-73 (en) CRICHTON, M.I. (ed.) *Proceedings of the 2nd International Symposium on Trichoptera*. Dr. W. Junk, Publishers. The Hague.
- _____, 1999.- A second species of *Atriplectides* Mosely from Australia (Trichoptera: Atriplectididae). *Memoirs of Museum Victoria*, 57: 237-239.
- POSADA-GARCÍA, J.A. & ROLDÁN-PÉREZ, G., 2003.- Clave ilustrada y diversidad de las larvas de Trichoptera en el noroccidente de Colombia. *Caldasia*, 25 (1): 169-192.
- REINOSO, G., 1999.- Estudio de la fauna béntica del río Combeima. *Revista de la Asociación Colombiana de Ciencias Biológicas*, 11: 35-44.
- RINCÓN, M.E. & MUÑOZ, D., 2002.- *Trichoptera del departamento de Cundinamarca y su relación con la calidad del agua. Informe final*. Universidad Pedagógica Nacional y Departamento Administrativo de Ciencia, Tecnología e Innovación-Colciencias, Santafé de Bogotá.
- SPRINGER, M. 2010. Trichoptera. *Rev. Biol. Trop.*, Vol. 58 (Suppl. 4): 151-198, ISSN-0034-7744.
- ULMER, G., 1910.- Trichoptera (en) The Percy Sladen Trust Expedition to the Indian Ocean in 1905, Vol III. Transactions of the Limnological Society of London Second Series. *Zoology*, 14: 41-54.
- VILLARREAL-GRISALES, A. & GARCÍA-CÁRDENAS, D.R., 2013.- Primer registro de la familia Atriplectidae (Insecta: Trichoptera) para el departamento del Quindío, Colombia. *Dugesiana*, 20 (2): 261-262.

COMUNICACIÓN CORTA

PRIMER REGISTRO DE LA FAMILIA OCHTERIDAE (HEMIPTERA: HETEROPTERA: NEPOMORPHA), CON EL GÉNERO *Ochterus* Latreille, PARA LA BIOTA DEL DEPARTAMENTO DE CALDAS*

Camilo Llano^{1,3}, Yeisson Gutiérrez^{2,3}

Resumen

Se registra por primera vez para Caldas, Colombia, la familia Ochteridae a partir de tres individuos adultos pertenecientes al género *Ochterus* Latreille, colectados en diferentes localidades del departamento.

Palabras clave: taxonomía, distribución, Neotrópico.

SHORT COMMUNICATION

FIRST RECORD OF THE FAMILY OCHTHERIDAE (HEMIPTERA: HETEROPTERA: NEPOMORPHA) WITH THE *Ochterus* Latreille GENUS, FOR THE BIOTA OF THE DEPARTMENT OF CALDAS

Abstract

The family Ochtheridae is recorded for the first time for Caldas, Colombia, from three adult individuals belonging to the genus *Ochterus* collected in different localities of the department.

Key words: taxonomy, distribution, Neotropics.

* FR: 3-VI-2015. FA: 3-X-2015.

¹ Maestría en Ciencias Biológicas. Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: camiloandresllanoarias@gmail.com

² Zoologisches Institut, Universität zu Köln. Köln, Germany. E-mail: gutierrez.yeisson@gmail.com

³ Grupo de investigación GEBIOME, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia.

CÓMO CITAR:

LLANO, C. & GUTIÉRREZ, Y., 2015.- Primer registro de la familia Ochtheridae (Hemiptera: Heteroptera: Nepomorpha), con el género *Ochterus* Latreille, para la biota del departamento de Caldas. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 376-380. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.23



INTRODUCCIÓN

Ochteridae Kirkaldy, 1906 es una familia de heterópteros acuáticos compuesta por únicamente tres géneros, de los cuales *Ochterus* Latreille, 1807 y *Ocyochterus* Drake & Gómez-Menor, 1954 tienen distribución Neotropical (MAZZUCCONI *et al.*, 2009). Esta pequeña familia de heterópteros cuenta con cerca de 70 especies reconocidas, de las cuales 15 han sido descritas para la región Neotropical como pertenecientes al género *Ochterus* (POLHEMUS & POLHEMUS, 2008).

Los caracteres diagnósticos para la determinación de los adultos de esta familia son: tamaño pequeño a mediano (3,4-9,8 mm), cuerpo anchamente oval y ligeramente aplanado dorso-ventralmente de coloración oscura y dorso aterciopelado, ojos con margen interno escotado dorsalmente, presencia de ocelos, antenas cortas de cuatro segmentos con ápices evidentes en vista dorsal, rostro muy largo y delgado alcanzando las coxas posteriores, patas caminadoras delgadas sin setas natatorias (SCHUH & SLATER, 1995; MAZZUCCONI *et al.*, 2009). Los caracteres descritos por MAZZUCCONI *et al.* (2009) que diferencian el género *Ochterus* son: “Bordes laterales del pronoto no fuertementeexpandidos, la parte aplanada claramente más angosta que el ancho de un ojo. Membrana de los hemiélitros con 7 celdas”.

Hasta el momento se conocen tres especies del género *Ochterus* con distribución en Colombia, *O. aeneifrons* (Champion), 1901; *O. marginatus* (Latreille), 1804, y *O. perbosci* (Guerin), 1843. Adicionalmente, este género ha sido registrado para los departamentos de Cauca y Quindío a nivel de morfoespecie (DRAKE, 1952; MORALES-CASTAÑO & MOLANO-RENDÓN, 2008; CIANFERONI, 2012; S.I.B., 2015).

Con el objetivo de ampliar el conocimiento de la fauna de Ochteridae en Colombia se estudiaron las misceláneas de diferentes proyectos de investigación pertenecientes a la Colección Entomológica del programa de Biología de la Universidad de Caldas (CEBUC). Para la identificación de los especímenes se utilizaron las claves taxonómicas de SCHUH & SLATER (1995) y MAZZUCCONI *et al.* (2009).

COMENTARIOS

Se encontraron tres especímenes de la familia Ochteridae, todos pertenecientes al género *Ochterus* (Figura 1). Dichos especímenes proceden de tres localidades diferentes dentro del departamento de Caldas: Manizales, Norcasia y Villamaría (Figura 2). Fueron colectados mediante captura manual y estaban asociados a vegetación ribereña, compuesta por estratos herbáceos y arbustivos.

MATERIAL EXAMINADO

1 hembra. COLOMBIA. Caldas: Villamaría, 5°1'36,9" N - 75°31'23,3" W, 1750 m, [CEBUC]. (Figura 1a).

1 hembra. COLOMBIA. Caldas: Norcasia, Reserva Forestal río Manso, 5°39'51" N - 74°46'56" W, 187 . [CEBUC]. (Figura 1b).

1 hembra. COLOMBIA. Caldas: Manizales, quebrada El Águila, 5°6'27" N - 75°29'30" W, 1950 m [CEBUC]. (Figura 1c).

Debido a que los caracteres más importantes para la correcta identificación de las especies se encuentran en los machos (DRAKE, 1952), no fue posible avanzar en la determinación taxonómica de los especímenes incluidos en este estudio. Este nuevo registro para la biota del departamento de Caldas constituye una contribución al conocimiento de la distribución y biogeografía de este grupo de insectos, que generalmente pasan inadvertidos en las colectas debido a la falta de muestreo direccionada hacia este tipo de organismos difíciles de capturar (CORDEIRO *et al.*, 2014).



Figura 1. Vista dorsal de hembras pertenecientes al género *Ochterus*. **a.** Villamaría. **b.** Reserva Forestal Río Manso, Norcasia. **c.** Quebrada El Águila, Manizales.

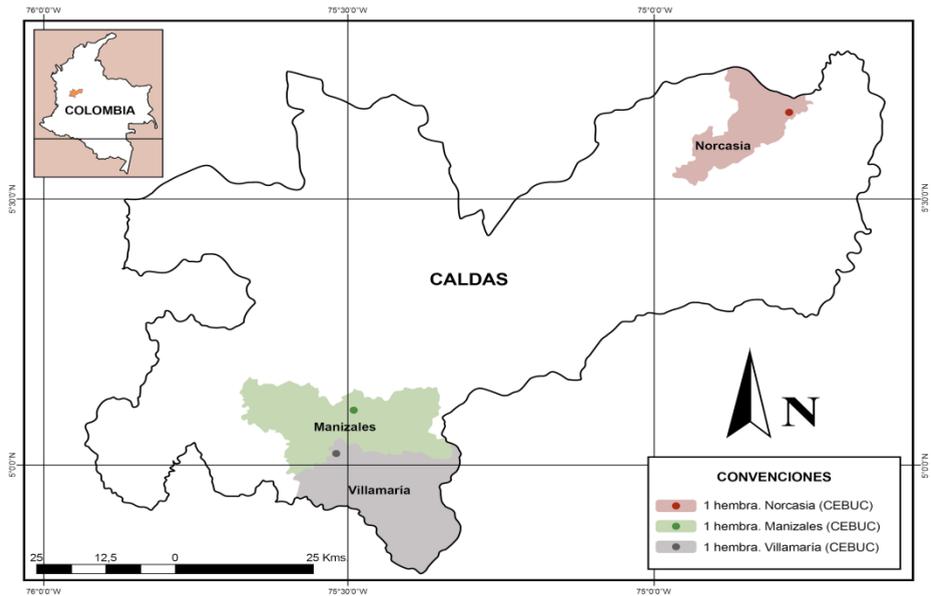


Figura 2. Mapa de distribución geográfica del género *Ochterus* en el departamento de Caldas (Colombia).

AGRADECIMIENTOS

A Lucimar Gomes Dias por permitir el acceso al material examinado en la Colección Entomológica del programa de Biología de la Universidad de Caldas (CEBUC) y a Juliana Ramírez Guapacha por la elaboración del mapa. Los autores agradecen a Colciencias (Código 1127-569-34563, Contrato RC No. 0006-2013) y a la Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados de la Universidad de Caldas por el apoyo económico parcial, enmarcado dentro del proyecto “Evaluación del impacto minero, agrícola y ganadero mediante respuestas ecológicas y genéticas de macroinvertebrados acuáticos”.

REFERENCIAS

- CIANFERONI, F., 2012.- The Ochteridae of Ecuador, with new records and an identification key (Hemiptera: Heteroptera: Nepomorpha). *Zootaxa*, 3260: 62-68
- CORDEIRO, I.R.S., MOREIRA, F.F. & DA SILVA, F.A.C., 2014.- A new *Ochterus* (Hemiptera: Heteroptera: Ochteridae) from northeastern Brazil, with a key to the species recorded from the country. *Zootaxa*, 3860 (5): 493-497
- DRAKE C.J., 1952.- Concerning American Ochteridae (Hemiptera). *Florida Entomologist*. 5(2):72-75.
- MAZZUCCONI, S.A., LÓPEZ, M.L. & BACHMANN, A.O., 2009.- Hemiptera – Heteroptera: Gerromorpha y Nepomorpha: 167-231 (en) DOMÍNGUEZ, E. & FERNÁNDEZ, H.R. (eds.) *Macroinvertebrados Bentónicos Sudamericanos: Sistemática y Biología*. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina

- MORALES-CASTAÑO, I.T., & MOLANO-RENDÓN, F., 2008.- Aquatic Heteropterans of Quindío (Colombia): The infraorders Gerromorpha and Nepomorpha. *Revista Colombiana de Entomología*, 34 (1): 121-128
- POLHEMUS, J.T. & POLHEMUS, D.A., 2008.- Global Diversity of True Bugs (Heteroptera; Insecta) in Freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 379-391.
- SCHUH, R.T. & SLATER, J.A., 1995.- *True Bugs of the World (Hemiptera: Heteroptera): Classification and Natural History*. Cornell University Press, Ithaca.
- S.I.B. (SISTEMA DE INFORMACIÓN SOBRE LA BIODIVERSIDAD EN COLOMBIA), 2015. Recuperado de [http://data.sibcolombia.net/occurrences/search.htm?c\[0\].s=20&c\[0\].p=0&c\[0\].o=53306](http://data.sibcolombia.net/occurrences/search.htm?c[0].s=20&c[0].p=0&c[0].o=53306)

VARIACIÓN TEMPORAL DE LA ARANEOFAUNA (ARACHNIDA: ARANEAE) EN UN FRAGMENTO DE BOSQUE SECO TROPICAL (BST), EN EL DEPARTAMENTO DEL ATLÁNTICO, COLOMBIA*

Luis Quijano C.¹, Neis Martínez H.^{2,3}

Resumen

Se analizó la variación temporal de la composición y estructura de la araneofauna en la Reserva Campesina La Montaña (RCM), departamento del Atlántico, Colombia. Se realizaron 10 muestreos entre noviembre de 2012 y agosto del 2013, con el fin de abarcar las épocas seca y de lluvias. Se delimitó un transecto lineal de 500 m de largo por 20 m de ancho, donde se marcaron 10 puntos de muestreo distanciados 50 m. En cada uno las arañas fueron capturadas empleando los métodos de captura manual (CM), agitación del follaje (AF), cernido de hojarasca (CH) y trampa de caída (TC). Se capturaron 1.866 individuos distribuidos en 32 familias, destacándose Araneidae como la más abundante con 525 individuos (28,1%), seguida por Salticidae y Lycosidae con 407 (21,8%) y 173 individuos (9,27%) respectivamente. La primera familia presentó su mayor abundancia en mayo (108), mientras que Salticidae presentó el mayor valor en enero (69) y Lycosidae en febrero con 33 individuos. Con respecto a la riqueza, los mayores valores se presentaron en junio (25) y diciembre con 22 familias. Adicionalmente, se registraron ocho gremios, de los cuales el más abundante (567 individuos) fue las constructoras de telas orbiculares (CTO), presentándose el mayor valor en mayo; mientras que las cursoriales del suelo (CS) fueron las más diversas (10 familias), siendo enero, febrero y junio los meses con mayor (8) número de familias. Estos resultados demuestran que las comunidades de arañas en la zona presentan un patrón temporal que depende de los cambios estacionales que se dan en el Bosque Seco Tropical.

Palabras clave: variación temporal, época, Araneidae, Salticidae, gremios, constructoras de telas orbiculares.

* FR: 1-IV-2015- FA: 16-VIII-2015

¹ Estudiante de Biología. Semillero de investigación Artrópodos e Insectos NEOPTERA del Caribe colombiano. Facultad de Ciencias Básicas, Universidad del Atlántico. Barranquilla, Colombia. E-mail: luisquijanocuervo@gmail.com

² Grupo Biodiversidad del Caribe colombiano. - Programa de Biología, Facultad de Ciencias Básicas, Universidad del Atlántico. Barranquilla, Colombia.

³ Estudiante de Doctorado en Ciencias – Biología, Universidad Nacional - Sede Bogotá. E-mail: neysjosemartinez@gmail.com.

CÓMO CITAR:

QUIJANO C., L. & MARTÍNEZ H., N., 2015.- Variación temporal de la araneofauna (Arachnida: Araneae) en un fragmento de Bosque Seco Tropical (BST), en el departamento del Atlántico, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19 (2): 381-396. 10.17151/bccm.2015.19.2.24



TEMPORARY VARIATION OF ARACHNOFAUNA (ARACHNIDA: ARANEAE) IN A FRAGMENT OF DRY TROPICAL FOREST (DTF) IN THE DEPARTMENT OF ATLÁNTICO, COLOMBIA

Abstract

The temporary variation of the composition and structure of arachnofauna in the Reserva Campesina La Montaña (RCM), department of Atlántico, Colombia was analyzed. Ten samples were taken between November 2012 and August 2013 in order to cover the dry and rainy seasons. A 500 m long, 20 m wide linear transect was delimited, where 10 sampling points spaced 50 m from each other were marked. In each sampling point, spiders were collected using manual capture methods (MC), agitation foliage (AF), litter sifting (LS) and pitfall trap (PT). A total of 1,866 individuals distributed in 32 families were captured. The family Araneidae was the most abundant with 525 individuals (28.1%), followed by Salticidae and Lycosidae with 407 (21.8%) and 173 individuals (9.27%) respectively. The first family showed its greater abundance in May (108), while Salticidae showed the highest value in January (69) and Lycosidae in February with 33 individuals. With regard to the family richness, the highest values occurred in June (25) and December with 22 families recorded. Additionally eight guilds were observed from which the most abundant (567 individuals) were the orb weaving (OW) constructors, with the highest value in May while cursorial soil spiders (CS) were the most diverse (10 families), being January, February and June the months with the greatest number of families (8). These results demonstrate that the spider communities in the area present a temporal pattern that depends on seasonal changes that occur in the Dry Tropical Forest.

Key words: temporal variation, season, Araneidae, Salticidae, guilds, orb weaving constructors.

INTRODUCCIÓN

El Bosque Seco Tropical (BST) comprende bosques caducifolios y semicaducifolios que se encuentran en la zona tropical, los cuales se caracterizan porque durante el año atraviesan una severa estacionalidad climática (PIZANO & GARCÍA, 2014). La mayor cantidad de precipitación regularmente se da durante cuatro meses del año, donde la media no sobrepasa los 200 mm por mes (ESPINOSA *et al.*, 2012). El periodo de sequía en estos bosques es muy prolongado, oscilando entre los 5 y 6 meses, donde se registran valores de precipitación que no superan los 10 mm mensuales (MAASS & BURGOS, 2011). Esta condición es causante de un estrés hídrico (LIMA & RODAL,

2010), que incide en el cambio de fenología de la vegetación presente, producto de la caída de sus hojas durante la ausencia de lluvias y la presencia de un bosque siempre verde durante la época de precipitaciones (ESPINOSA *et al.*, 2012). Producto de estos cambios es posible que se presente disminución en la disponibilidad de refugio y recursos del medio, esto último debido a que la mayoría de la fauna del BST tienen su periodo de actividad sincronizado con la presencia o ausencia de lluvias en este bioma (BARRAZA *et al.*, 2010).

La estacionalidad es un factor que se debe tener en cuenta cuando se realizan estudios de tipo ecológico (WOLDA, 1988), debido a que los cambios en flora y fauna pueden estar influenciados por cambios en las condiciones medioambientales (FARCIC *et al.*, 2010). Para evaluar el efecto de esta estacionalidad en la biota, se hace necesaria la utilización de grupos taxonómicos de gran importancia ecológica como los invertebrados terrestres. Estos se destacan por ser los componentes principales de las cadenas tróficas y por jugar un papel importante en el reciclaje de nutrientes y en el mantenimiento de la estructura y fertilidad del suelo (WELLS *et al.*, 1983). Dentro de estos invertebrados se encuentran las arañas, las cuales ocupan una gran cantidad de nichos espaciales y temporales, se caracterizan por presentar una elevada diversidad taxonómica al interior de cada hábitat y además por exhibir grandes respuestas taxón y gremio-específicas a las variaciones ambientales (TOTI *et al.*, 2000), lo que las hace un excelente grupo para estudios ecológicos en fragmentos de BST.

A pesar de la importancia de las arañas, en Colombia la mayoría de estudios se han restringido a las regiones Andina y Pacífica, evaluando solo aspectos fundamentales de tipo ecológico (VALDERRAMA, 1996; FLÓREZ, 1998; BLANCO *et al.*, 2003; FLÓREZ *et al.*, 2004; RICO *et al.*, 2005; CEPEDA & FLÓREZ, 2007; ROMO & FLÓREZ, 2008; CABRA-GARCÍA *et al.*, 2010; CABRA-GARCÍA *et al.*, 2010a, 2010b; BETANCUR *et al.*, 2011; SABOGAL, 2011; CABRA-GARCÍA *et al.*, 2012; VANEGAS *et al.*, 2012). Por su parte, en la región Caribe colombiana, aunque alberga una alta diversidad de arañas (RANGEL *et al.*, 1995), el conocimiento que se tiene acerca de este grupo es aún incipiente. Entre los pocos estudios, se destacan los realizados por OW (2001), MORÓN (2004), FERREIRA-OJEDA *et al.* (2009), ESCORCIA *et al.* (2012) y PEÑALOZA-VILLADIEGO *et al.* (2013), quienes determinaron la diversidad y abundancia de la araneofauna presente en la región. Sin embargo, en estos estudios no se han documentado las variaciones temporales de las comunidades de arañas en el BST.

Teniendo en cuenta lo anterior, se analizó la variación temporal de la composición y estructura de la araneofauna en la Reserva Campesina La Montaña (RCM). De esta forma, se busca ampliar el conocimiento sobre el comportamiento de las comunidades de arañas en función de los cambios que ocurren en los fragmentos de BST en el Caribe colombiano.

METODOLOGÍA

Área de estudio

La RCM se encuentra entre las inmediaciones de los municipios de Juan de Acosta y Usiacurí, departamento del Atlántico, Colombia (Figura 1). Está localizada a $10^{\circ}46'02,6''$ N y $75^{\circ}02'34''$ O, a una altitud que oscila entre 160 y 250 m y con una extensión aproximada de 47 ha. La temperatura promedio es de 28°C y la precipitación media anual presenta valores cercanos a los 179 mm (MARTÍNEZ *et al.*, 2012).

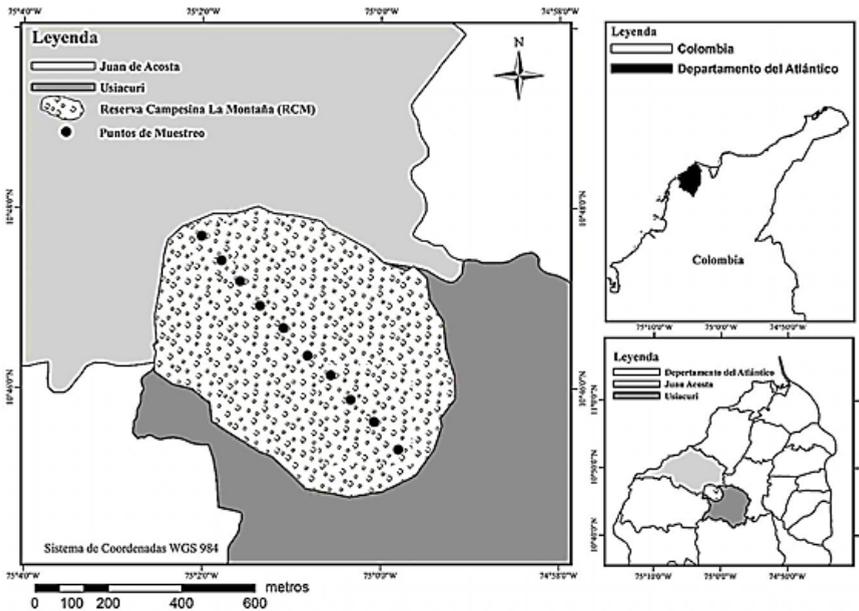


Figura 1. Localización geográfica de la Reserva Campesina La Montaña (RCM), Juan de Acosta, Atlántico, Colombia. Tomado y modificado de VARGAS-ZAPATA *et al.* (2015).

La vegetación predominante del lugar es la típica de BST, descrita por PIZANO & GARCÍA (2014), predominando tres estratos vegetativos: sotobosque, arbustivo y dosel. En esta zona las especies arbóreas más abundantes son la ceiba blanca (*Hura crepitans* L), camajón (*Sterculia apetala* Jacq.), jobo (*Spondias mombin* L.), majagua (*Pseudobombax septenatum* Jacq.), indio en cuero (*Bursera simaruba* L), carito (*Enterolobium cyclocarpum* Jacq.), macondo (*Cavanillesia platanifolia* Bonpl), balso (*Ochroma pyramidale* Cav. ex Lam) y carrito (*Aspidosperma polineuron* Müll. Arg) (VARGAS-ZAPATA *et al.*, 2015). Además, este fragmento de bosque se encuentra rodeado de tierras que son usadas para la ganadería extensiva y la agricultura,

donde predomina la siembra de yuca (*Manihot esculenta*) y millo (*Sorghum bicolor*) (MARTÍNEZ *et al.*, 2012).

Diseño de muestreo

Se realizaron 10 muestreos entre noviembre de 2012 y agosto de 2013, con salidas mensuales de dos días. Los muestreos fueron realizados entre las 8:00 a.m. y las 6:00 p.m. En el interior del fragmento de bosque de la RCM se delimitó un transecto lineal de 500 m de largo por 20 m de ancho, donde se marcaron 10 puntos de muestreo distanciados 50 m. En cada uno se emplearon cuatro técnicas de muestreo: captura manual (CM), agitación del follaje (AF), cernido de hojarasca (CH) y trampas de caída (TC). La CM consistió en la búsqueda intensiva de los individuos durante 30 min por punto, para un total de 300 min por muestreo. Esta técnica se utilizó en todos los lugares posibles de inventariar (suelo, troncos caídos, hojarasca, telarañas, etc.), siguiendo los lineamientos propuestos por CODDINGTON *et al.* (1991). La AF se realizó con un esfuerzo muestral de 60 agitaciones por punto, en todos los niveles de estratificación posible, exceptuando el dosel del bosque. Para esto, se utilizó una jama (60 cm de diámetro; 50 cm de profundidad) y un madero. Para la recolección de los individuos se utilizaron aspiradores bucales. En el caso de CH, luego de identificar un lugar con la presencia de hojarasca en cada uno de los puntos, se cernían alrededor de 10 L de hojarasca con la ayuda de un cernidor Winkler. Posteriormente, el material cernido era revisado en campo en bandejas blancas para la captura de las arañas. Por último, la técnica de TC consistió en la instalación de vasos de plástico de 0.5 L al ras del suelo, los cuales contenían una solución letal compuesta por detergente, agua y alcohol al 70%. Esta trampa fue dejada por un tiempo aproximado de 24 h. Adicionalmente, en cada punto se midieron variables ambientales *in situ* como humedad relativa (H.R) y temperatura ambiental (T.A) con un termohigrómetro (Marca Extech RHT). También, se midió la precipitación (Prec) con la ayuda de un pluviómetro (marca Hellmam) localizado en los alrededores de la Reserva. Con base en los valores de precipitación y en su continuidad se determinaron dos épocas: lluvias (noviembre, diciembre, abril, mayo, junio, julio, agosto) y seca (enero, febrero, marzo). Lo anterior, con el fin de determinar la posible influencia de la estacionalidad en la comunidad de arañas de la RCM.

Los individuos recolectados se preservaron en alcohol etílico al 70%. Posteriormente fueron transportados hasta las instalaciones de la Universidad del Atlántico, para su identificación taxonómica hasta el nivel de familia, con ayuda de las claves de FLÓREZ (1996), RAMÍREZ (1999) y JÓQUE & DIPPENAAR-SCHOEMAN (2007). Posteriormente fueron confirmadas con la colección de Arañas del Instituto de Ciencias Naturales (ICN) de la Universidad Nacional-Sede Bogotá. Una vez confirmados los especímenes, se incorporaron a la colección de arañas en húmedo del Museo de la Universidad del Atlántico (UARC).

Análisis de datos

Se estimó la riqueza como el número de familias y la abundancia como el número de individuos por meses y épocas de muestreo. Los valores de abundancia de las familias por meses fueron transformados a $\ln(x+1)$ y con estos valores se construyó una matriz de similitud, basado en el índice de Bray Curtis. Teniendo en cuenta lo anterior, con el fin de observar patrones de agrupación entre épocas, se realizó un análisis de escalamiento multidimensional no métrico (*nMDS*) y para establecer diferencias significativas entre dichos patrones, se ejecutó una prueba ANOSIM (análisis de similaridad) a posteriori. Para observar las familias que tipificaban a cada época, se realizó un análisis SIMPER, todo lo anterior con la ayuda del programa PRIMER 6.0 (CLARKE & WARWICK, 2001). Por último, para determinar la posible influencia de las variables ambientales medidas sobre la estructura de la comunidad de arañas, se efectuó un análisis de correspondencia canónica (ACC) (Programa Past 2.17, HAMMER *et al.*, 2001). Las familias de arañas fueron separadas en gremios tróficos siguiendo lo descrito por UETZ *et al.* (1999) y LILJESTHRÖM *et al.* (2002). Esto, con el fin de observar la variación temporal de este grupo en el área de estudio.

RESULTADOS

Se capturaron 1.866 individuos distribuidos en 32 familias, destacándose Araneidae como la más abundante con 525 individuos (28,1%), seguida por Salticidae y Lycosidae con 407 (21,8%) y 173 individuos (9,27%) respectivamente (Tabla 1). Araneidae presentó su mayor abundancia en mayo (108), mientras que Salticidae presentó el mayor valor en enero (69) y Lycosidae en febrero con 33 individuos. Amaurobiidae y Hersiliidae con un individuo cada una, fueron las familias menos abundantes (Tabla 1).

Teniendo en cuenta los muestreos, junio fue el mes con mayor número de familias (25), coincidiendo con los mayores registros de precipitación (99 mm) de la segunda época de lluvias (Tabla 1). Noviembre presentó la menor riqueza de familias (17), cuando los valores de precipitación fueron de 351 mm, con valores de temperatura de 29,3°C y humedad ambiental de 79,2% en el área de estudio (Tabla 1). Por otro lado, teniendo en cuenta los valores de abundancia, diciembre presentó el mayor número de individuos (252), cuando los valores de precipitación registrados fueron de 33 mm, con una temperatura de 30,7°C y humedad ambiente de 75,4%. En abril se observó el menor valor (108 individuos), coincidiendo con una precipitación de 63 mm y temperatura y humedad ambiente de 25,9°C y 82,2% respectivamente (Tabla 1).

Tabla 1. Abundancia de la araneofauna en la Reserva Campesina La Montaña.

Familias	Meses										Total	Gremios
	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago		
Amaurobiidae	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	CTS
Anyphaenidae	3	2	5	11	29	0	2	26	2	3	83	CV
Araneidae	36	94	9	7	26	57	108	85	53	50	525	CTO
Caponiidae	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	2	CS
Clubionidae	9	7	2	1	3	0	1	3	4	4	34	CS
Corinnidae	0	2	0	1	2	3	1	1	2	1	13	CS
Ctenidae	7	11	12	15	17	3	1	1	10	13	90	CS
Deinopidae	0	0	3	0	0	1	0	1	0	0	5	CTO
Hersiliidae	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	CE
Linyphiidae	0	0	0	2	1	1	1	0	0	0	5	CTS
Lycosidae	5	6	20	33	31	8	11	12	18	29	173	CS
Mimetidae	1	7	9	5	9	1	3	2	4	3	44	CA
Miturgidae	0	0	0	0	1	0	0	1	0	0	2	CV
Nephilidae	0	1	0	1	0	0	2	1	0	0	5	CTO
Oxyopidae	0	2	0	0	3	0	0	1	0	0	6	CA
Palpimanidae	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	3	CS
Philodromidae	0	7	0	2	1	0	0	1	0	8	19	CE
Pholcidae	3	3	2	14	2	1	4	3	3	6	41	CTI
Pisauridae	0	2	0	0	0	2	9	4	8	7	32	CE
Salticidae	31	51	69	50	68	16	18	26	43	35	407	CA
Scytodidae	14	7	2	19	2	1	1	7	2	8	63	CS
Selenopidae	1	0	0	1	0	0	1	3	1	1	8	CV
Senoculidae	1	9	9	4	5	0	2	4	1	2	37	CTT
Sparassidae	0	1	0	0	0	1	0	0	3	2	7	CV
Tetragnathidae	3	1	0	0	0	1	0	2	0	1	8	CTO
Theraphosidae	1	4	8	1	4	2	1	2	4	8	35	CS
Theridiidae	4	5	3	5	21	2	8	12	12	5	77	CTI
Theridiosomatidae	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	2	CTO

Familias	Meses										Total	Gremios
	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago		

Tabla 1.
Continuación

Familias	Meses										Total	Gremios
	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago		
Thomisidae	13	21	14	17	15	0	3	6	9	4	102	CE
Trechaleidae	1	0	1	1	0	6	0	1	0	1	11	CS
Uloboridae	4	6	1	0	5	1	1	3	1	0	22	CTO
Zodariidae	0	0	1	0	2	0	0	0	0	0	3	CS
Número de familias	17	22	18	21	21	18	19	25	18	20	32	
Número de individuos	137	252	171	192	248	108	178	209	180	191	1866	
Precipitación (mm)	351	33	0	0	8	63	78	99	21	6		
T. Ambiente (°C)	29,3	30,7	31,9	32,6	35,5	25,9	26,3	33,3	30,6	29,2		
H. Relativa (%)	79,2	75,4	60,8	52,6	56,5	82,2	83,4	80	76,9	84,5		

Nov: Noviembre; Dic: Diciembre; Ene: Enero; Feb: Febrero; Mar: Marzo; Abr: Abril; May: Mayo; Jun: Junio; Jul: Julio; Ago: Agosto; CTT: Constructoras de telas tubulares; CTO: Constructoras de telas orbiculares; CS: Cursoriales en suelo; CTI: Constructoras de telas irregulares; CTS: Constructoras de telas en sábana; CA: Cazadoras al acecho; CE: Cazadoras en emboscada; CV: Cursoriales en vegetación.

Las familias que aportaron un porcentaje mayor al 70% de la abundancia total fueron Araneidae, Salticidae, Lycosidae, Thomisidae, Ctenidae y Anyphaenidae. La abundancia de estas familias presentó una fuerte variación durante los meses de muestreo (Figura 2). Familias que utilizan la construcción de telas como estrategias para forrajear, como es el caso de Araneidae, mostraron una mayor frecuencia durante las épocas con altas precipitaciones en la Reserva; mientras que aquellas arañas errantes y buscadoras activas (Lycosidae, Ctenidae y Salticidae) fueron más frecuentes durante las épocas seca y bajas lluvias. Por otro lado, las familias habitantes de la vegetación, como Thomisidae y Anyphaenidae, no exhibieron un claro patrón relacionado con los regímenes pluviométricos de la RCM (Figura 2).

Con el *nMDS* se logró evidenciar la presencia de dos grupos muy marcados con un stress de 0,09 (Figura 3). El primero de ellos, conformado por los meses que hacen parte de la época seca (febrero, enero, marzo) y el segundo por aquellos con presencia de lluvias (noviembre, diciembre, agosto, julio, junio y mayo) (Tabla 1). Por otro lado, abril a pesar de ser un mes con valores altos de precipitación, se presenta como un mes atípico al modelo (Figura 3).

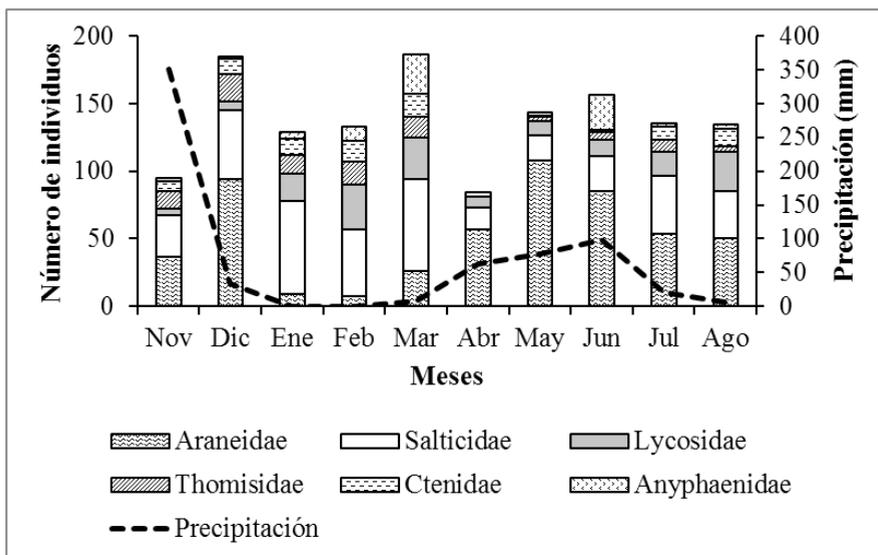
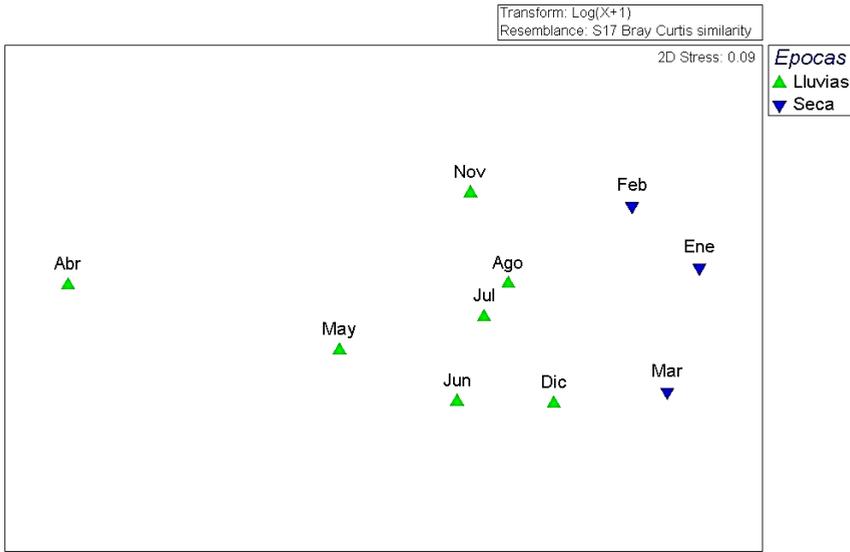


Figura 2. Variación mensual de la precipitación y la abundancia de las familias de arañas que aportaron más del 70% en la RCM, Atlántico, Colombia.

Con el test ANOSIM se logró determinar que la estructura de la comunidad de arañas entre las épocas evaluadas presentó diferencias significativas ($R = 0,66$; $p = 0,012$). Teniendo en cuenta la rutina SIMPER, se determinó que el periodo de lluvias estuvo caracterizado por las familias Araneidae y Salticidae; mientras que Salticidae, Lycosidae y Thomisidae caracterizaron la época seca (Tabla 2).

Tabla 2. Porcentaje de similitud (SIMPER) de las familias de arañas que caracterizan cada una de las épocas de muestreo en la RCM.

Familias	Contribución (%)	
	Lluvias	Seca
Araneidae	15,24	7,83
Salticidae	12,66	14,66
Lycosidae	8,32	11,55
Theridiidae	7,10	5,50
Thomisidae	6,78	9,92
Pholcidae	5,43	3,99
Scytodidae	5,15	3,99
Ctenidae	5,03	9,56
Similaridad promedio (%)	75,42	75,72



Las esferas señalan los patrones de agrupación observados.

Figura 3. Análisis de escalamiento multidimensional no métrico (nMDS) para los meses de muestreo en la RCM.

En el fragmento de BST de la RCM se observó una alta riqueza de gremios tróficos (Tabla 1). El gremio que presentó el mayor número de familias (8) fue las cursoriales del suelo (CS) y las constructoras de telas tubulares (CTT) la menos diversa con una sola familia. Las constructoras de telas orbiculares (CTO) con 567 individuos fue el gremio con la mayor abundancia, mientras que las constructoras de telas en sabana (CTS) presentaron el menor número con seis individuos (Tabla 1 y Figura 4). Teniendo en cuenta las épocas de muestreo, las CTO fueron las más abundantes durante las altas precipitaciones (124,80 mm); mientras las CS y CA fueron más frecuentes durante la época seca (entre 0 y 8,0 mm) (Figura 4).

Por último, con el análisis de correspondencia canónica (ACC) entre las variables ambientales y los descriptores biológicos (abundancia de las familias) por muestreo, se determinó que los dos primeros ejes canónicos explicaban un 99,96% de la variabilidad de los datos (Figura 5). El primer eje presentó el mayor porcentaje de variación (94,83%) explicando en mayor proporción la variación de los mismos (Figura 5). Con este modelo se logra evidenciar una alta influencia de la precipitación, sobre los parámetros ecológicos evaluados en el estudio, presentando el mayor autovalor de las variables ambientales en el primer eje (Tabla 3). Sin embargo, al observar el comportamiento de la abundancia de las familias, se logra evidenciar que la mayoría de ellas están influenciadas por las otras dos variables tenidas en cuenta para el análisis (Temperatura ambiente y Humedad relativa) (Tabla 3 y Figura 5).

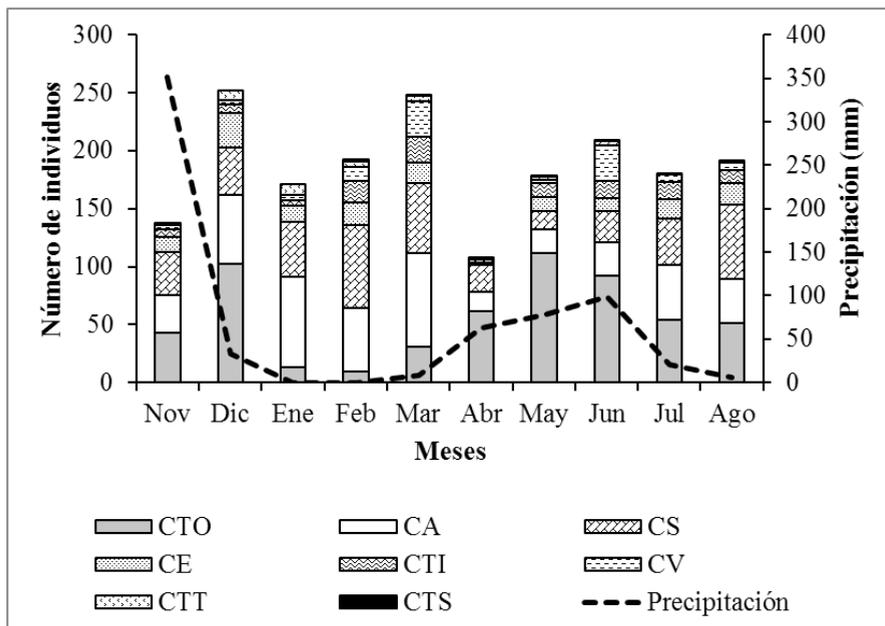


Figura 4. Variación de la precipitación y la abundancia de los gremios tróficos durante los meses de muestreo en la RCM, Atlántico, Colombia.

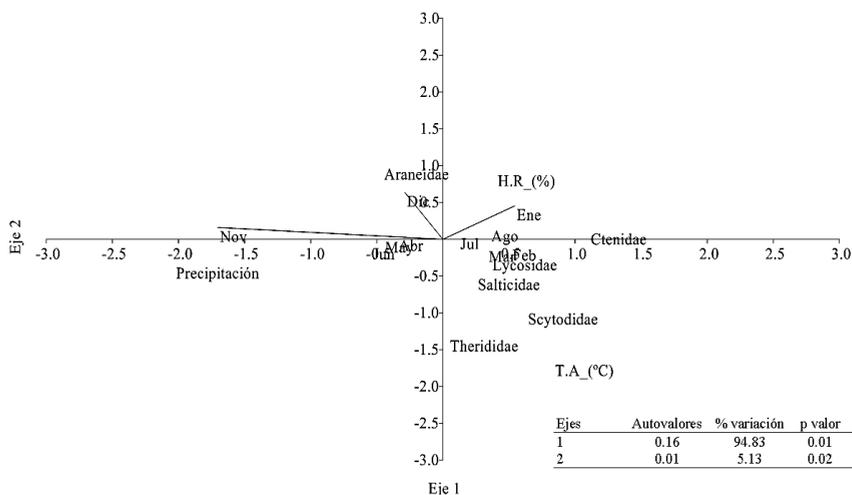


Figura 5. Análisis de correspondencia canónica (ACC) entre las variables ambientales y las familias más abundantes por muestreo en el área de estudio.

Tabla 3. Matriz de componentes (Ejes) y valores propios de las variables ambientales y descriptores biológicos (abundancia), obtenidos para la RCM.

Descriptores	Eje 1	Eje 2
Nov	-0,8511	0,0809
Dic	-0,1439	0,3186
Ene	0,2714	0,2271
Feb	0,5123	-0,0943
Mar	0,3327	-0,1123
Abr	-0,3513	0,0400
May	-0,4534	0,0165
Jun	-0,5456	-0,0761
Jul	0,1171	0,0613
Ago	0,3500	0,1667
Araneidae	-0,4606	1,0068
Theridiidae	0,0377	-1,3247
Lycosidae	0,3588	-0,2270
Ctenidae	1,1024	0,1246
Scytodidae	0,6284	-0,9609
Salticidae	0,2487	-0,4926
Precipitación	-2,0340	-0,3355
T.A (°C)	0,8327	-1,6602
H.R (%)	0,4000	0,9175

DISCUSIÓN

Con este estudio se demuestra que la RCM presenta una alta riqueza de familias (47,76 %), respecto a las reportadas para el país por PERAFAN *et al.* (2013). El número de familias de arañas sobrepasa al registrado por FLÓREZ & SÁNCHEZ (1995), ESCORCIA *et al.* (2012) y PEÑALOZA-VILLADIEGO *et al.* (2013) en la región Caribe colombiana; lo cual demuestra la importancia de este tipo de estudios en fragmentos de bosque seco tropical, ya que permiten identificar sitios capaces de albergar una alta biodiversidad.

La mayor abundancia de Araneidae y Salticidae en la RCM concuerda con algunos trabajos realizados para el orden por FLÓREZ (1998), RICO *et al.* (2005), ÁVALOS *et al.* (2007), CABRA *et al.* (2010b), ESCORCIA *et al.* (2012), GÓMEZ-RODRÍGUEZ & SALAZAR (2012) y PEÑALOZA-VILLADIEGO *et al.* (2013). La alta abundancia

de Araneidae se debe posiblemente a su amplia distribución cosmopolita y alta riqueza a nivel mundial (WORLD SPIDER CATALOG, 2014) y por ser excepcionalmente exitosa colonizando cualquier nicho, siendo reportada en todos los estratos vegetales (ESCORCIA *et al.*, 2012). El mayor pico de actividad de Araneidae en mayo se puede atribuir a que durante este mes se presenta una alta humedad ambiental, la cual beneficia la asequibilidad al recurso agua, que es de suma importancia para la producción de la seda. Adicionalmente, el aumento de la cobertura y los cambios en la estructura vegetal en la RCM, puede tener influencia en la implantación de sus telas durante este mes (GIRALDO *et al.*, 2004; AMBALAPARAMBIL *et al.*, 2005). Otro factor que pudo tener influencia en la alta proporción de individuos de esta familia durante mayo, fue la alta disponibilidad de presas (observación personal), la cual es una de las variables que influye en mayor proporción al patrón temporal exhibido por las comunidades de arañas (CARVALHO *et al.*, 2015). Por otro lado, la alta abundancia de Salticidae se puede atribuir a sus hábitos cursoriales, principalmente diurnos y excelente capacidad visual (BLEST *et al.*, 1990), lo cual le permite explotar una gran cantidad de nichos y ser excepcionalmente exitosa a la hora de conseguir su alimento (JACKSON & POLLARD, 1996). Estas características las hace habitantes comunes de la mayoría de microhábitats existentes en el BST. La mayor abundancia de Lycosidae (familia netamente cursorial) en febrero (época seca), se puede atribuir a la mayor acumulación de hojarasca en el suelo; lo cual influye en el aumento de las presas potenciales para esta familia, como algunos artrópodos detritófagos. Además, con la pérdida del follaje aumentan los espacios abiertos y libres de vegetación en el área de estudio, sitios preferenciales para el desplazamiento de esta familia (BUDDLE *et al.*, 2000; GIRALDO *et al.*, 2004). Los hábitos ecológicos y comportamentales de las familias Amaurobiidae y Hersiliidae pueden estar explicando su baja abundancia en la zona. En el caso de Hersiliidae es una familia que se hace poco evidente, debido a sus patrones de coloración y forma del cuerpo, lo que le permite mimetizarse sobre sus sustratos de posamiento en la RCM. En el caso de Amaurobiidae, debido a su pequeño tamaño y ocurrencia en lugares oscuros (JÓQUE & DIPPENAAR-SCHOEMAN, 2007), puede reducir su visualización, disminuyendo así sus probabilidades de ser capturadas.

Por otro lado, las familias Thomisidae y Anyphaenidae, presentaron un patrón aleatorio y no relacionado con el régimen pluviométrico de la zona; debido probablemente a que son otras variables medioambientales, las que influyen en el comportamiento de estas familias. Por ejemplo, en el caso de Thomisidae es probable que el desarrollo de flores en la vegetación sea el factor limitante que influya en su comportamiento temporal, como consecuencia de la pérdida o ganancia de sus sustratos de posamiento y lugares para cazar (GIRALDO *et al.*, 2004).

La mayor abundancia de las CTO está directamente relacionada con el alto número de individuos presentado por Araneidae. Sin embargo, la mayor frecuencia de este gremio

en la RCM, posiblemente está influenciada por el grado de conservación que se presenta en el fragmento de BST; lo cual permite una mayor proporción de sustratos vegetales para implantar sus telas, así como una mayor cantidad de artrópodos (insectos), la principal presa del orden Araneae. La mayor abundancia de este gremio en mayo se debe a que durante este mes, se presentan las variables medioambientales adecuadas (alta humedad ambiental, disponibilidad de presas y sustratos de andamiaje), que permiten que este grupo predomine en la Reserva. Para el caso de la mayor abundancia de las CA y CS, en meses secos y bajas lluvias, se puede atribuir al aumento de zonas de refugio y lugares abiertos, que inciden en la búsqueda de alimento de estos gremios en el fragmento de bosque. Los otros gremios encontrados, debido a sus valores bajos de abundancia, no fue posible descifrar un claro patrón de variación. La mayor abundancia exhibida por estos grupos funcionales concuerda con lo reportado por ÁVALOS *et al.* (2007) para un bosque higrófilo y pastizal de la provincia de Corrientes, Argentina.

Al observar la variación mensual de la araneofauna presente en la Reserva, se logra evidenciar lo planteado por diferentes autores (SPILLER & SCHOENER, 1995; ARANGO *et al.*, 2000; CARVALHO *et al.*, 2015) sobre el efecto tardío que causan algunas variables medioambientales y bióticas, sobre la composición y estructura de las comunidades de arañas. Lo anterior se evidencia durante los meses de diciembre (época lluvias) y marzo (época seca), donde se presentan picos de abundancia similares, producto de la influencia de las condiciones bióticas y abióticas en los meses precedentes a estos muestreos. Por último, cabe resaltar el comportamiento atípico presentado en abril durante este estudio (baja abundancia), debido a que este mes presentó características adecuadas (alta precipitación, alta humedad) para la comunidad de arañas. Lo anterior, se puede atribuir al efecto que tienen las escorrentías por las aguas lluvias en el fragmento. La geomorfología de la RCM presenta pendientes pronunciadas (entre 12 y 25%), lo cual influye en la velocidad y fuerza con que las escorrentías pueden arrastrar muchos sustratos en el suelo (trocos caídos, hojarasca y vegetación rasante) que son utilizados por grupos de arañas pertenecientes a gremios que colonizan estratos bajos, afectando de esta forma la abundancia de este grupo de arañas y sus respectivas presas.

AGRADECIMIENTOS

A Luz Marina Cuervo Sepúlveda [madre de uno de los autores del presente trabajo] por su apoyo económico para la realización de las fases de campo. A toda la comunidad de la Reserva Campesina La Montaña (RCM), por su colaboración con la fase de campo; en especial a Santiago Conrado “Chago” y Rafael Conrado “El Mono”. A los integrantes del semillero artrópodos e insectos NEOPTERA del Caribe colombiano de la Universidad del Atlántico por su ayuda. Al profesor Eduardo Flórez Daza, por su colaboración en la identificación de los especímenes. A la Vicerrectoría de Investigación

y Proyección Social y a la Facultad de Ciencias Básicas de la Universidad del Atlántico, por facilitar los permisos de recolecta y el uso del Laboratorio de Zoología para la determinación taxonómica de las arañas. A COLCIENCIAS por el apoyo financiero recibido a través de la convocatoria No. 617 de 2013 (Convocatoria para formación de alto nivel para la ciencia, la tecnología y la innovación).

REFERENCIAS

- AMBALAPARAMBIL, V., MUNDACKATHARAPPEL, J., ENATHAYIL, S. & POTHALIL, A., 2005.- Seasonal variation in spider abundance in Kuttanad rice agroecosystem, Kerala, India (Araneae). *Acta zoologica bulgarica*, 1: 181-190.
- ARANGO, A.M., RICO-GRAY, V. & PARRA-TABLA, V., 2000.- Population structure, seasonality, and habitat use by the green lynx spider *Peuceetia viridans* (Oxiopidae) inhabiting *Cnidocolus aconitifolius* (Euphorbiaceae). *Journal of Arachnology*, 28: 185-194.
- ÁVALOS, G., RUBIO, G., BAR, M. & GONZÁLEZ, A., 2007.- Arañas (Arachnida: Araneae) asociadas a dos bosques degradados del Chaco húmedo en Corrientes, Argentina. *Revista de Biología Tropical*, 55 (3-4): 899-909.
- BARRAZA, J., MONTES, J., MARTÍNEZ, N. & DELOYA, C., 2010.- Ensamblaje de escarabajos coprófagos (Scarabaeidae: Scarabaeinae) del Bosque Tropical Seco, Bahía Concha, Santa Marta, Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 36 (2): 285-291.
- BETANCUR, N., CABRA, J. & ARMBRECHT, I., 2011.- Arañas asociadas a redes de *Cyrtophora citricola* (Forsskål, 1775) (Araneae: Araneidae) en zonas urbanas y rurales del valle alto del río Cauca, Colombia. *Revista Ibérica de Aracnología*, 19: 15-21.
- BLANCO, E., AMAT, G. & FLÓREZ, E., 2003.- Araneofauna orbitelar (Araneae: Orbiculariae) de los Andes de Colombia: comunidades en hábitats bajo regeneración. *Revista Ibérica de Aracnología*, 7: 189-203.
- BLEST, A.D., O'CARROLL, D.C. & CARTER, M., 1990.- Comparative ultrastructure of layer I receptor mosaics in principal eyes of jumping spiders: the evolution of regular arrays of light guides. *Cell and Tissue Research*, 262: 445-460.
- BUDDLE, C.M., SPENCE, J.R. & LANGOR, D.W., 2000.- Succession of boreal forest spider assemblages following wildfire and harvesting. *Ecography*, 23: 424-436.
- CABRA-GARCÍA, J., BERMÚDEZ, C., OSORIO, A. & CHACÓN, P., 2012.- Cross-taxon congruence of α and β diversity among five leaf litter arthropod groups in Colombia. *Biodiversity and Conservation*, 21: 1493-1508.
- CABRA-GARCÍA, J., CHACÓN, P. & VALDERRAMA, C., 2010a.- Additive partitioning of spider diversity in a fragmented tropical dry forest (Valle del Cauca, Colombia). *The Journal of Arachnology*, 38 (2): 192-205b.
- _____, 2010b.- Riqueza y composición de arañas en diferentes coberturas vegetales del Parque Natural Regional EL Vínculo (Valle del Cauca, Colombia). *Cespedesia*, 32: 90-91c.
- CABRA-GARCÍA, J., MONTEALEGRE, L. & ARCE, M., 2010.- Evaluación rápida de la riqueza de arañas en un Bosque Húmedo Tropical del departamento del Cauca (Colombia). *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 11 (1): 1-9a.
- CARVALHO, L., SEBASTIAN, N., ARAÚJO, H., DIAS, S., VENTICINQUE, E., BRESCOVIT, A. & VASCONCELLOS, A., 2015.- Climatic Variables Do Not Directly Predict Spider Richness and Abundance in Semiarid Caatinga Vegetation, Brazil. *Environmental Entomology*. doi: <http://dx.doi.org/10.1093/ee/nvu003>
- CEPEDA, J. & FLÓREZ, E., 2007.- Arañas tejedoras: uso de diferentes microhábitats en un bosque andino de Colombia. *Revista Ibérica de Aracnología*, 14: 39-48.
- CLARKE, K.R. & WARWICK, R.M., 2001.- *Change in Marine Communities: an Approach to Statistical Analysis and Interpretation*. 2nd ed. Primer-E Ltd, Plymouth, UK.
- CODDINGTON, J., GRISWOLD, C., DÁVILA, D., PEÑARANDA, E. & LARCHER, S., 1991.- Designing and testing sampling protocols to estimate biodiversity in tropical ecosystems: 40-60 (en) DUDLEY, E.C. *The Unity of evolutionary biology: Proceedings of the fourth international congress of systematic and evolutionary biology*. Dioscorides Press, Portland, Oregon.
- ESCORCIA, R., MARTÍNEZ, N. & SILVA, J., 2012.- Estudio de la diversidad de arañas de un Bosque Seco Tropical (Bs-T) en Sabanalarga, Atlántico, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 16 (1): 247-260.
- ESPINOSA, C.I., DE LA CRUZ, M., LUZURIAGA, A.L. & ESCUDERO, A., 2012.- Bosques tropicales secos de la región Pacífico Ecuatorial: diversidad, estructura, funcionamiento e implicaciones para la conservación. *Ecossistemas*, 21 (1-2): 167-179.
- FARCIC, M., DEL-CLARO, K. & DOMINGOS, A., 2010.- Seasonal variation of ground spiders in a Brazilian Savanna. *Zoologia*, 27 (3): 353-362.
- FERREIRA-OJEDA, L., FLÓREZ, D., E. & SABOGAL-GONZÁLEZ, A., 2009.- Arañas orbitelares de un bosque húmedo subtropical de la Sierra Nevada de Santa Marta (Magdalena, Colombia). *Caldasia*, 31(2): 381-391.
- FLÓREZ, E., 1996.- *Las arañas del departamento del Valle del Cauca. Un manual introductorio a su diversidad y clasificación*. INCIVA-COLCIENCIAS, Cali.
- FLÓREZ, E., 1998.- Estructura de comunidades de arañas (Araneae) en el departamento del Valle, suroccidente de Colombia. *Caldasia*, 20 (2): 173-192.
- FLÓREZ, E., PINZÓN, J., SABOGAL, A. & BARRETO, N., 2004.- Selección de presas y composición de la dieta de la araña *Alpaida variabilis* (Araneae: Araneidae) en pastizales de la sabana de Bogotá, Colombia. *Revista Ibérica de Aracnología*, 9: 241-248.
- FLÓREZ, E. & SÁNCHEZ, H., 1995.- La diversidad de los arácnidos en Colombia. Aproximación inicial: 327-372 (en) RANGEL, O. (ed.) *Colombia Biótica I*. Universidad Nacional de Colombia, INDERENA.
- FOELIX, R.F., 2011.- *Biology of spiders*. 3rd ed. Oxford University Press, New York, USA.
- GIRALDO, A., PÉREZ, D. & ARELLANO, G., 2004.- Respuesta de la comunidad de arañas epígeas (Araneae) en las lomas de

- Lachay, Perú, ante la ocurrencia del evento El Niño 1997-98. *Ecología Aplicada*, 3 (1-2): 45-58.
- GÓMEZ-RODRÍGUEZ, J. & SALAZAR, C., 2012.- Arañas de la región montañosa de Miquihuana, Tamaulipas: listado faunístico y registros nuevos. *Dugesiana*, 19 (1): 1-7.
- HAMMER, Ø., HARPER, D.A.T. & RYAN, P.D., 2001.- PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontología Electrónica*, 4 (1).
- JACKSON, R.R. & POLLARD, S.D., 1996.- Predatory behavior of jumping spiders. *Annual Review of Entomology*, 41: 287-308.
- JÓQUE, R. & DIPPENAR-SCHOEMAN, A.S., 2007.- *Spider families of the world*. Royal Museum for Central Africa.
- LILJESTRÖM, G., MINERVINO, E., CASTRO, D. & GONZÁLEZ, A., 2002.- La Comunidad de Arañas del Cultivo de Soja en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropical Entomology*, 31 (2): 197-210.
- LIMA, A.L.A. & RODAL, M.J.N., 2010.- Phenology and wood density of plants growing in the semi-arid region of northeastern Brazil. *Journal of Arid Environments*, 74: 1363-1373.
- MAASS, M. & BURGOS, A., 2011.- Water Dynamics at the Ecosystem Level in Seasonally Dry Tropical Forests: 141-156 (en) DIRZO, R., MOONEY, H., CEBALLOS, G. & YOUNG, H. (eds.) *Seasonally Dry Tropical Forests: Ecology and Conservation*. Island Press, Washington.
- MARTÍNEZ, N., SALCEDO, G., SIERRA, K. & BARRAZA, J., 2012.- Escarabajos coprófagos (Coleoptera: Scarabaeinae) asociados a excrementos de mamíferos en un fragmento de bosque seco tropical en el departamento del Atlántico, Colombia. *Ecología Austral*, 22: 203-210.
- MORÓN, E., 2004.- *Descripción de las familias de arañas (Arácnida: Araneae) en un paleocauce del río Palomino, Dibulla-Guajira*: Tesis, Universidad del Magdalena, Santa Marta.
- OW, Y., 2001.- *Influencia de las actividades agropecuarias en la diversidad y abundancia de arañas tejedoras en un bosque seco tropical en la Serranía de Pajuancho, municipio de Juan de Acosta, Atlántico*: Tesis, Universidad del Atlántico, Barranquilla.
- PEÑALOZA-VILLADIEGO, A., GARCÍA-GARRIDO, J., FLÓREZ-DAZA, E. & SAMPEDRO-MARÍN, A., 2013.- Aracnofauna de la Reserva Forestal Protectora Serranía de Coraza. Sucre-Colombia. *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, 5 (1): 36-47.
- PERAFÁN, C., SABOGAL, A., MORENO-GONZÁLEZ, J., GARCÍA-RINCÓN, A., LUNA-SARMIENTO, D., ROMERO-ORTÍZ, C. & FLÓREZ, E., 2013.- Diagnóstico del estado actual de la fauna de arácnidos y de su gestión en Colombia (en) RUEDA-RAMÍREZ, D., TORRADO-LEÓN, E. & BECERRA, E. H. (comps.) *Memorias Congreso Colombiano de Entomología. 40 Congreso Socolen*. Bogotá, D.C., 10, 11 y 12 de julio de 2013. DVD. Sociedad Colombiana de Entomología – Socolen, Bogotá.
- PIZANO, C. & GARCÍA, H. (eds.), 2014.- *El Bosque Seco Tropical en Colombia*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá.
- RAMÍREZ, M., 1999.- Orden Araneae (en) CRESPO, F., IGLESIAS, M. & VALVERDE, A. *El ABC en la D terminación de artrópodos I*. Ciudad universitaria pabellón II (1428) Capital federal, Argentina.
- RANGEL-CH., J.O., LOWY, P. & SÁNCHEZ, H., 1995.- Región Caribe: 217-232 (en) RANGEL, J.O. *Colombia Diversidad Biótica I*. Instituto de Ciencias Naturales-Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- RICO, A., BELTRÁN, J., ÁLVAREZ A. & FLÓREZ, E., 2005.- Diversidad de arañas (Arachnida: Araneae) en el Parque Nacional Natural isla Gorgona, Pacífico colombiano. *Biota Neotropica*, 5 (1): 1-12.
- ROMO, M. & FLÓREZ, E., 2008.- Comunidad de arañas orbitelares (Araneae: Orbiculariae) asociada al bosque altoandino del Santuario Flora y Fauna Galeras, Nariño, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 13 (1): 114 – 126.
- SABOGAL, A., 2011.- *Estudio comparativo de las comunidades de arañas asociadas a bosques conservados y áreas intervenidas en el Santuario de Flora y Fauna Orín Quimbaya (Risavaldá, Colombia)*: Tesis, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- SEÑA, L. & ECHEVERRY, A., 2013.- *Mariposas de la subfamilia Biblidinae (Lepidoptera: Nymphalidae) en un fragmento de Bosque Seco Tropical (Bs-T) en el departamento del Atlántico, Colombia*: Tesis, Universidad del Atlántico, Barranquilla.
- SPILLER, D.A. & SCHOENER, T.W., 1995.- Long-term variation in the effect of lizards on spider density is linked to rainfall. *Oecologia*, 103: 133-139.
- TOTI, D.S., COYLE, F.A. & MILLER, J.A., 2000.- A structured inventory of Appalachian grass bald and heath bald spider assemblages and a test of species richness estimator performance. *Journal of Arachnology*, 28: 329-345.
- UETZ, G., HALAJ, J. & CADY, A.B., 1999.- Guild structure of spiders in Makor Crops. *Journal of Arachnology*, 27: 270-280.
- VALDERRAMA, C.A., 1996.- *Comparación de la distribución vertical de arañas constructoras de telas orbiculares en tres zonas de un bosque nublado*: Tesis, Universidad de los Andes, Bogotá.
- VANEGAS, S., FAGUA, G. & FLÓREZ, E., 2012.- Distribución vertical de arañas asociadas a *Quercus humboldtii* y *Clusia* spp. en el santuario de fauna y flora Iguaque, Colombia. *Acta biol. Colomb.*, 17: 635 – 656.
- VARGAS-ZAPATA, M.A., BOOM-URUETA, C.J., SEÑA-RAMOS, L.I., ECHEVERRY-IGLESIAS, A.L., MARTÍNEZ-HERNÁNDEZ N.J., 2015.- Composición vegetal, preferencias alimenticias y abundancia de Biblidinae (Lepidoptera: Nymphalidae) en un fragmento de bosque seco tropical en el departamento del Atlántico, Colombia. *Acta biol. Colomb.* 20(3):79-92.
- WELLS, S.M., PYLE, R.M. & COLLINS, N.M., 1983.- *The UICN invertebrate red*. UICN, Gland, Switzerland.
- WOLDA, H., 1988.- Insect seasonality: why? *Annual Review of Ecology and Systematics*, 19: 1-18.
- WORLD SPIDER CATALOG, 2014.- *World Spider Catalog*. Natural History Museum Bern, online at <http://wsc.nmbe.ch>, version 16, accessed on 06/10/2014.

a.- Nuevo personal

Como nueva directora del Centro de Museos de la Universidad de Caldas fue designada la profesional Diana María Cumbalaza el 16 de septiembre de 2015. Diana es egresada de la Universidad de Barcelona (España) en Historia del Arte, y ha venido trabajando activamente en labores educativas desde hace dos años en el Centro de Museos. Auguramos éxito en su gestión. De otro lado, varios estudiantes se han incorporado recientemente a las labores de curadoría en las diversas colecciones de Historia Natural dirigidos por la docente Viviana A. Ramírez, en reemplazo de otros que se lograron graduar recientemente y que se citan en otro apartado de esta sección. Detalles: julian.salazar_e@ucaldas.edu.co

b.- Eventos* Trabajos de grado en Historia Natural

El día 12 de junio del presente año, en horas de la tarde, se sustentaron algunas tesis de grado realizadas con el estudio del material biológico del Centro de Museos. En el auditorio principal se defendieron las siguientes ponencias frente a las directivas del Centro y de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales-programa de Biología, así:

Caracterización de la fauna de pequeños mamíferos no voladores en ecoparques de Manizales, Caldas, por Andrés Felipe Quintero. Director: Camilo Arias González.

Curadoría y sistematización de la colección Herpetológica, por Vanessa Serna Botero, originalmente defendida el 12 de diciembre de 2014. Directora: Viviana Andrea Ramírez.

Curadoría y sistematización de la colección Entomológica-orden Coleoptera, por Luis David Montoya. Director: Julián A. Salazar E.

Uso del microhábitat de los murciélagos insectívoros en tres ecoparques de la ciudad de Manizales, Caldas, por Carlos E. Restrepo. Director: Antonio Güillen Santa.

- Insectos ectoparásitos de murciélagos en ecoparques urbanos de Manizales, Caldas, por Carolina Osorio y Jorge Raigosa. Directores: Lucimar Dias Gomes y Amalia G. Autino.

*Consultor de editorial científica Elsevier en la Universidad de Caldas

En agosto 5 de 2105, el mexicano Moisés Moreno dio una charla en el edificio de la Facultad de Ingenierías, sobre la visibilidad de la investigación de la universidad en Scopus, frente a los editores de las principales revistas indexadas de la Universidad

de Caldas. Elsevier, la mayor editorial científica del mundo, tiene dos productos importantes: Scopus, uno de los indexadores de revistas y libros más renombrado con 22.000 publicaciones indexadas y 8.700 libros; el otro, Sciences Direct, un programa dedicado enteramente a bases de datos. Detalles: revistascientificas@ucaldas.edu.co

*Semana del Murciélago

*En la sala permanente de Historia Natural se inauguró la Semana del Murciélago del 27 de noviembre hasta el 4 de diciembre de 2015, evento organizado por la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, el SIMas –Semillero de Investigación en Mastozoología– y el Centro de Museos de la Universidad de Caldas. Detalles: julianmantis@gmail.com

c.- Pieza del mes

Prosiguiendo con esta actividad, Diana M. Cumbalaza y Viviana A. Ramírez escogieron una caja entomológica perteneciente al orden Coleoptera, para la pieza del mes. Ella contiene ejemplares de las familias Scarabaeidae y Cetoniinae (ver fotografía anexa), que destacan por su tamaño y refulgentes coloraciones doradas o verde brillantes que la hacen la más bella de la colección. Detalles: julian.salazar_e@ucaldas.edu.co



Julián A. Salazar E.

Mariposas diurnas del Parque Regional de Sierra Espuña

González López, Francisco

Consejería de Desarrollo Sostenible y Ordenamiento Territorial de Murcia, España

228 p. + Figs., 2007

ISBN: 978-84-691-6969-6

El libro, que tardíamente nos hace llegar su autor, Francisco López González, es fruto de una dedicación gigantesca de más de 50 años en el estudio de las mariposas españolas, en especial de la Sierra Espuña, en su amada Murcia. No es de sorprender que, con la friolera de 92 años, Francisco haya desarrollado una dilatada vida científica que lo ha llevado a relacionarse con destacadas personalidades de su momento como Graham Howarth (Museo Británico), Pierre Rugeot (Museo de Historia Natural de París), László Gozmány (Museo de Historia Natural de Hungría) y Ramón Ajenjo del Instituto Español de Entomología, permaneciendo activo recogiendo y estudiando de material.

El libro trae 4 capítulos, de los cuales los dos primeros tratan sobre la historia de la entomología en Murcia y aspectos geográficos de interés referidos a la Sierra Espuña. Esta región montañosa, bastante boscosa, pertenece a la Cordillera Bética que ocupa la parte central de la comunidad de Murcia, con alturas que superan los 1000 msnm en promedio. Los otros dos capítulos restantes se detienen en diversos tópicos de las mariposas como el ciclo de vida, la morfología alar y la coloración, para luego dedicarse a las familias Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae, Satyridae, Lycaenidae y un grupo de polillas muy coloridas, los Zigaenidae. Aparecen, también, anexos relativos a la conservación, propuestas de especies a proteger y, al final, un catálogo sistemático de los Ropaloceros y Zigaenidos de la Sierra Espuña, bastante útil para conocer la exacta composición de su lepidoptero fauna. No sobra resaltar que cada especie es detallada en su taxonomía, descripción, periodo de vuelo, alimentación larvaria, hábitat y distribución, acompañada de buenas fotos de ejemplares disecados o *in situ* captados en su medio.

Felicitemos gratamente a Francisco por esta obra de excelente factura, que recuerda su más reciente logro de 2013 en formato pequeño, dedicado a explorar la familia Papilionidae presente en las islas oceánicas del archipiélago del sur de Asia y el norte de Australia.

El libro se puede preguntar en:

Centro de Visitantes y Gestión “Ricardo Codornú”
Dirección General de Patrimonio Natural y Biodiversidad
Parque Regional Sierra Espuña, España
pr-sierraespuna@listas.carm.es

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

EL BOLETÍN CIENTÍFICO DEL CENTRO DE MUSEOS de la Universidad de Caldas es una revista especializada para la divulgación de trabajos resultantes de la investigación en **HISTORIA NATURAL** relacionada en ciencias biológicas afines. La revista se publica dos veces al año con las siguientes temáticas: Artículos principales (hasta 30 páginas manuscritas) relacionados con Mastozoología, Ornitología, Herpetología, Entomología, Botánica y Conservación.

Artículos enfocados a la conservación de colecciones biológicas o a diversos aspectos de Museología en Historia Natural.

Comunicaciones cortas como revisiones de libros, reconocimientos de trayectoria profesional, anuncios de cursos y eventos que tengan que ver con Historia Natural.

Sin excepción todo artículo presentado en este boletín debe ser original y no publicado en ninguna otra revista o medio electrónico existente.

PAUTAS GENERALES

Los artículos pueden ser escritos en español o inglés y serán publicados en el idioma en que sean enviados, pero no se aceptarán aquellos que estén publicados o sometidos a otra revista.

Los manuscritos serán revisados por, al menos uno o dos especialistas en el tema y podrán consultar con el director para su aceptación o no en la revista. Aquellos artículos ceñidos fielmente a las instrucciones indicadas aquí serán más favorecidos para su publicación.

Se debe enviar un original y dos copias de los trabajos, con letra de tamaño grande (12 o 14 puntos), alineados a la izquierda, en papel tamaño carta, con márgenes de 3 cm en todos los lados y a doble espacio (incluyendo título, palabras clave, resúmenes, textos, tablas y bibliografía).

Además se debe enviar el material en medio magnético (Disquete, Disco Compacto) y grabado en archivo MS-Word. En lo posible, todos los manuscritos deben llevar un título, un resumen y un índice de palabras clave en español (ideal si se incluye una versión en inglés), excepto en los de reconocimiento. No es indispensable que las páginas vayan numeradas.

Cuando los trabajos sean resultado de investigaciones sobre especies en particular que necesiten ejemplares testigo de colecciones, es importante indicar el lugar (museo, herbario o institución ojalá registrada ante el Instituto Alexander Von Humboldt) donde se encuentren depositados los especímenes. Así mismo, se debe indicar el colector o colectores, las fechas de captura y los sitios de recolección estrictamente. Igualmente, al referir material conservado o depositado en el Museo de Historia de Natural, Universidad Caldas debe citarse esta institución abreviadamente (MHN-UC) que lo diferencia del material contenido en el Museo de Historia Natural, Universidad del Cauca, puesto que tiene siglas abreviadas parecidas (MHN-UCC) y que han sido empleadas de modo confuso en otros números del boletín.

De los artículos principales

El manuscrito de los artículos principales o el relacionado con la conservación de colecciones biológicas se debe dividir del siguiente modo secuencial: el título, el resumen y las palabras clave debajo de cada resumen, los nombres y apellidos de los autores omitiendo el segundo apellido o mencionándolo con la letra inicial, la dirección institucional de cada autor y el correo electrónico para correspondencia, la introducción, la metodología y los materiales empleados, los resultados, su discusión, los agradecimientos, la bibliografía citada en el texto, las tablas y la figuras respectivas usadas.

De las abreviaciones y estilo Los nombres científicos de especies se escriben en *itálica*. Es recomendable escribir el nombre completo por primera vez en el texto, pero en adelante se abrevian en lo posible. Por ninguna razón se deben dividir las palabras en el margen derecho en ningún lugar del manuscrito.

Se debe usar el sistema métrico y sus abreviaciones para todas las medidas y utilizar cifras decimales que en los artículos en español van separadas con comas y en los de inglés con puntos (ej: 0,010 y 0.010).

De la Bibliografía

Los nombres de los autores consultados en la bibliografía y que son mencionados en el texto deben citarse con letras mayúsculas y bajo las siguientes indicaciones o ejemplos:

“MARTÍNEZ (2000)” si el nombre del autor es parte de la oración, y “(MARTÍNEZ, 2000)” si no lo es

“(MUÑOZ, 1999, 2000)” para dos artículos de un autor citados a la vez.

“(MUÑOZ, 1999a, 1999b)” para dos artículos por el mismo autor en el mismo año

“(ALBERICO *et al.*, 2000; BERTH *et al.*, 2001; CALLEJAS *et al.*, 2002; JORDAN *et al.*, 2003; SALAZAR *et al.*, 2003)”, para dos o más publicaciones de autores diferentes.

Deberán citarse en orden alfabético y luego cronológico o cuando aparezca un grupo de citas bibliográficas del mismo autor en años distintos. Los diversos autores se separan por punto y coma. Cuando la referencia corresponda a una cita de dos autores, los apellidos se conectan por el símbolo “&” y si la publicación es de más autores, debe mencionarse únicamente el primer autor en mayúsculas seguidos por “*et al.*”: “(MUÑOZ *et al.*, 2001)”.

Se pueden mencionar datos no publicados, comunicaciones personales o por vía electrónica y artículos recientemente aceptados, en este caso deben enviar copia de la carta de aceptación al director de la revista para su verificación.

La lista bibliográfica mencionada al final del artículo debe ser en orden alfabético, con base en el primer apellido de los autores siempre en mayúsculas y luego el cronológico, siguiendo los siguientes ejemplos:

Artículo publicado en revista

PECK, S.B. & FORSYTH, A., 1982.- Composition, structure and competitive behavior in a guild of Ecuadorian rain forest dung beetles (*Coleoptera: Scarabaeidae*). *Canadian J. Zool.*, 60 (7): 1624-1634.

Capítulo en volumen editado

LÓPEZ, H. & MONTENEGRO, O., 1993.- Mamíferos no voladores de Carpanta: 165-187 (en) ANDRADE, G.I (ed.) *Carpanta: Selva Nublada y Páramo*. Fundación Natura, Bogotá.

Citación de Libro

HILTY, S.L. & BROWN, W.L., 1986.- *A Guide to the Birds of Colombia*. Princeton Un. Press.

Citación de Tesis

ÁLVAREZ, J.A., 1993.- Inventario de las mariposas (*Lepidoptera, Rhopalocera*), con anotaciones ecológicas para dos zonas del departamento de Risaralda, Colombia: Tesis, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Bogotá.

En lo posible se deben abreviar los nombres de las revistas citadas y escribirlos en itálica, así mismo el título de los libros pero estos se escriben completamente sin abreviar. Para efectos de esta revista en la bibliografía o cuando se cite el Boletín Científico Museo de Historia Natural, Universidad de Caldas debe abreviarse como “*Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*”.

De las comunicaciones cortas

En ellas se incluye las Novedades en Historia Natural, las Revisiones Bibliográficas, los homenajes biográficos etc. que pueden escribirse sin el uso de subtítulos en la introducción, materiales o métodos, resultados o discusión.

Tablas

Deben citarse en el texto, identificadas y enumeradas consecutivamente con números arábigos. El encabezamiento debe ser conciso y descriptivo e ir sobre éstas. Las abreviaturas o símbolos se deben explicar al pie de la tabla. Las tablas deben salvarse como parte del texto y estar separadas en páginas diferentes después de las referencias bibliográficas. Deben explicarse por sí solas y no duplicar lo planteado en el texto. Es imprescindible digitarlas todas de acuerdo con el menú del Word “Insertar Tabla”, en celdas distintas (no se aceptarán cuadros con valores separados por la herramienta ENTER o colocadas como figura).

Figuras

Incluyen gráficos y fotografías, los cuales deben citarse apropiadamente en el texto y estar identificados y enumerados consecutivamente, usando números arábigos. El título de la figura debe ser conciso y descriptivo y se debe colocar debajo de la figura. Es importante cerciorarse de que cada gráfico o figura estén citados en el texto. Si se utilizaron figuras, datos publicados o inéditos provenientes de otra fuente, deben contener la fuente de donde fueron extraídos y referenciarla.

Las unidades, letras, números y símbolos deben ser claros y uniformes en todas las ilustraciones y de tamaño suficiente para que sigan siendo legibles, incluso después de la reducción necesaria para su publicación. Los títulos y explicaciones detalladas se deben incluir en los pies o epígrafes y no sobre las propias ilustraciones.

Los puntos de las curvas en los gráficos estadísticos se deben representar con marcadores contrastantes como círculos, cuadrados, triángulos o rombos (reellenos o vacíos). Así mismo, las curvas se deben identificar, de forma tal que el exceso de información no comprometa la comprensión del gráfico.

En el caso de gráficos de barras, se deben usar diferentes efectos de relleno (puntillados, líneas horizontales, verticales, diagonales, etc.). Se deben evitar los colores grises ya que dificultan la visualización en la impresión y no se debe usar fuente de letra en negrilla en las figuras.

Para enviar las figuras en medio digital se deben escanear a una resolución de mínimo 300 dpi, o se pueden digitalizar por medio de una cámara fotográfica.

De la Correspondencia

Todo material para publicar debe enviarse a:
 Comité Editorial
 Boletín Científico Museo de Historia Natural
 Centro de Museos, Universidad de Caldas
 Apartado aéreo 275, Manizales- Colombia
 Carrera 23 No 58-65 Sede Palogrande
 Telefax 8851374
 E-mail: ucaldas@cumanday.ucaldas.edu.co, julianadolfo@hotmail.com

Los manuscritos que no se ciñan a las normas indicadas arriba se devolverán a sus autores con recomendaciones pertinentes para una adecuada publicación. A cada autor a quien se le publique se le enviarán copias del Boletín Científico del Museo de Historia Natural correspondientes al número donde aparece su trabajo publicado.

El Boletín Científico se encuentra indexado en los siguientes *abstracts* internacionales:

Biosis: Biological Abstract y Zoological Record Bibliography of Neotropical Butterflies (Association For Tropical Lepidoptera)- Abstracts
 Icom: Conseil International des Musées- Abstract

AUTHOR GUIDELINES

The **BOLETÍN CIENTÍFICO del CENTRO DE MUESEOS** of the Universidad de Caldas is a specialized journal, whose purpose is to disclose research results in **NATURAL HISTORY** related to similar biological sciences. The journal is published twice a year with the following topics: Main articles (up to 30 printed pages) related to Mastozoology, Ornithology, Herpetology, Entomology, Botany, and Conservation.

Articles aimed at the conservation of biological collections or at diverse aspects of Museology in Natural History.

Short communications such as book revisions, acknowledgements of professional trajectory, course and event announcements related to Natural History.

Without exceptions, all articles presented to this journal should be original. They must not be published in another journal or electronic means.

GENERAL GUIDELINES

The articles can be written in Spanish or English and will be published in their original language. However, articles that have been published in other journals will not be included.

The texts will be revised by at least one or two specialists and their concept will influence the director's decision regarding publication. The articles that strictly follow these indications will be favored.

The original, two copies, a CD copy of the text with letter size 12 or 14, letter size pages, with 3 cm margins on all sides and doubled spaced (including title, key words, abstract, texts, tables and bibliography) in MSWord format should be sent.

Whenever possible, all of the texts should have a title, abstract and key words in both Spanish and English, except in the acknowledgments texts. When the texts are research results on particular species that require witness samples of collections, it is important to indicate the place (museum, herbarium or institution, preferably one that is registered in the Alexander Von Humboldt Institute) where the specimens are deposited. The collectors, the capturing dates and the recollection sites should also be indicated.

In addition, when referring to conserved or deposited material from the Museum of Natural History of the Universidad de Caldas, the institution should be cited using the abbreviation (MHN-UC), which differentiates it from the material found at the Museum of Natural History, Universidad del Cauca (MHN-UCC), to clear up the confusion, since they have been used interchangeably in previous volumes of the journal.

Main articles Main articles and those related to the conservation of biological collections should have the following order: title, abstract and key words, authors' full names,

institutional address and electronic mail address, introduction, methodology and materials, results, discussion, acknowledgments, bibliography, tables and graphs.

Abbreviations and style

The scientific names of the species should be written in italics. It is advisable to write the complete name the first time it appears in the text, but from then on it should be abbreviated.

Words should not be divided anywhere in the text. The metric system and its abbreviations must be used for all measurements, separating the decimal numbers with periods.

Bibliography

The name of the authors consulted in the bibliography and that are mentioned in the text, should be cited in capital letters and under the following specifications:

MARTINEZ (2000), if the author's name is part of the sentence, and (MARTINEZ, 2000) if not.

(MUÑOZ, 1999, 2000) for two articles of the same author cited simultaneously.

(MUÑOZ, 1999a, 1999b) for two articles of the same author from the same year.

(ALBERICO *et al.*, 2000; BERTH *et al.*, 2001; CALLEJAS *et al.*, 2002; JORDAN *et al.*, 2003; SALAZAR *et al.*, 2003), for two or more publications of different authors. They should be cited in alphabetical order, first, and then in chronological order. The diverse authors should be separated by semicolons.

When the reference corresponds to a citation of two authors, the last names should be connect by the "&" symbol, and if the publications belong to more than two authors, the last name of the first author goes in capital letters followed by "*et al.*": (MUÑOZ, *et al.*, 2001).

Unpublished information, personal communications, electronic mails, and recently accepted articles can be mentioned. In the last case, the acceptance letter should be sent to the director for its verification.

The bibliographical list mentioned a the end of the article should be in alphabetical order according to the last name of the authors, always in capital letters and then in chronological order, as in the following examples:

Journal article

PECK, S.B. & FORSYTH, A., 1982.-Composition, structure and competitive behavior in a guild of Ecuadorian rain forest dung beetles (*Coleoptera: Scarabaeidae*). *Canadian J. Zool.*, 60 (7):1624-1634.

Book chapter

LÓPEZ, H. & MONTENEGRO, O., 1993-Non—flying mammals of Carpanta: 165-187 (in) ANDRADE, G.I. (ed.) *Carpanta: Selva Nublada y Páramo*. Fundación Natura, Bogotá.

Book

HILTY, S.L. & BROWN, W.L., 1986-*A Guide to the Bird of Colombia*. Princeton Un. Press.

Thesis

ÁLVAREZ, J.A., 1993-Butterfly (*Lepidoptera, Rhopalocera*) inventory, with ecological notes for two zones of the department of Risaralda, Colombia: Thesis, Universidad Nacional de Colombia, Science Faculty, Bogotá.

Whenever possible the name of the cited journals should be abbreviated and written in italics, additionally, the book titles should be written completely, without any abbreviations. When citing the Boletín Científico Museo de Historia Natural, Universidad de Caldas should be abbreviated as follows: “*Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U de Caldas*”.

Short communications

These include novelties in Natural History, Bibliographical Revisions, Bibliographical Tributes, which can be written without subtitles (introduction, materials and methods, results, discussion).

Charts

They must be mentioned in the text, identified and enumerated consecutively with Arabic numbers. The heading must be concise and descriptive and must be placed above the charts. The abbreviations or symbols must be explained below the chart. The charts must be saved as part of the text and be separated on different pages after the bibliographical references. They must explain themselves, and not repeat what was mentioned in the text. It is essential that they are created with the Word menu “Insert Chart”, with different cells (charts with values separated by the ENTER key or as figures will not be accepted).

Figures

They include graphs and photographs, which must be mentioned appropriately in the text. They must be identified and enumerated consecutively, using Arabic numbers. The title of the figure must be concise and descriptive and it should be placed underneath the figure.

It is important to make sure that each graph or figure is mentioned in the text. If figures, published or unpublished data originating from another source were used, they must contain the original source, and it must be referenced.

The units, letters, numbers and symbols must be clear and uniform in all the illustrations and of a size big enough for their legibility, even after the necessary reduction made for their publication. The titles and detailed explanations must be included underneath, and not in the illustrations themselves.

The points of the curves in statistical graphs should be represented with contrasting markers such as circles, squares, triangles or rhombuses (filled or empty). Additionally, the curves should be clearly identified, so that the excess of information does not jeopardize the understanding of the graph.

In the case of bar graphs, different filling effects must be used (dotted or horizontal, vertical, diagonal lines, etc.). The gray colors should be avoided since they hinder the visualization of the printed form, and bold letters should not be used in the figures.

In order to send the figures in digital form, they should be scanned in a resolution of minimum 300 dpi, or whenever possible, digitized by means of a camera.

Correspondence

Materials can be sent to:

Comité Editorial

Boletín Científico Museo de Historia Natural

Centro de Museos, Universidad de Caldas

A. A. 275, Manizales, Caldas, Colombia

Carrera 23 # 58-65 Sede Palogrande

Telefax: 8851374

E-mail: ucaldas@cumanday.ucaldas.edu.co, julianadolfo@hotmail.com

The texts that do not follow the indicated norms will be returned to their authors with the appropriate comments for its publication.

Each author whose article is published will receive a copy of the Boletín Científico del Museo de Historia Natural Journal, corresponding to the number in which it is included.

The Boletín Científico Journal is indexed in the following international abstracts:

Biosis: Biological Abstract and Zoological Record.

Bibliography of Neotropical Butterflies (Association for Tropical Lepidoptera)-Abstracts.

Icom: Conseil International des Musées- Publication Abstract.

AUTORES

AMAT-GARCÍA, Germán. M.Sc. Grupo Insectos de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional, Bogotá, Colombia. E-mail: gdamatg@unal.edu.co

ARANGO, Álvaro J. Universidad Santo Tomás, Grupo de Investigaciones en Recursos Biológicos y Naturales de Colombia –GRINBIC–, Villavicencio, Colombia.

BACCA, Tito. Ingeniero Agrónomo, Profesor Titular, Facultad de Ingeniería Agronómica, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia. E-mail: titobacca@gmail.com

BETANCUR, Alejandro. Investigador Independiente, Colombia. E-mail: jandro.b.lopez@gmail.com

CANO, Nelson. Semillero en investigación en Mastozoología, SIMas, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia E-mail: nelsoncastaño@gmail.com

CARDONA, Luisa Fernanda. Ingeniera Agrónoma, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: luisafdac3@hotmail.com

CASTELLANOS-MORALES, César A. M.Sc. Universidad Santo Tomás, Grupo de Investigaciones en Recursos Biológicos y Naturales de Colombia –GRINBIC–, Villavicencio, Colombia. E-mail: cesar.castellanos@usantotomas.edu.co

CASTILLO-R., Julio César. Biólogo, Universidad del Cauca, Popayán Colombia. E-mail: jucastillo@gmail.com

DELGADO T., Jenny Laura. Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño, Pasto, Colombia. E-mail: lacors24@hotmail.com

DÍAZ, Sandra. Bióloga, Grupo INQUIBIO, Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada, Colombia.

GARCÍA-ATENCIA, Sandy. Grupo Insectos de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional, Bogotá, Colombia. E-mail: sandyga.01@gmail.com

GIRALDO, Carlos E. Estudiante Doctorado en Biología, Universidad de Antioquia. Grupo de Investigación en Sistemática Molecular, Universidad Nacional, Medellín, Colombia. E-mail: cegira10@gmail.com

GOMES, Lucimar. Ph.D. Departamento de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Grupo de Investigación GEBIOME, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: lucimar.dias@ucaldas.edu.co

GÓMEZ L., Germán. Ph.D. Grupo Biología de la Producción Animal, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: germgolo@ucaldas.edu.co

GÓMEZ, Inés Johanna. Bióloga, Universidad Industrial de Santander, Bucaramanga, Colombia. E-mail: nanis949@gmail.com

GONZÁLEZ-PAREJO, Enndy J. Bióloga, Colombia. E-mail: end.gonzalez.zoo@gmail.com

GUTIÉRREZ, Yeisson. Candidato PH.D. Zoologisches Institut Universität zu Köln, Germany. E-mail: gutierrez.yeisson@gmail.com

GUTIÉRREZ-LÓPEZ, Alejandra. Estudiante de pregrado, UNISARC, Santa Rosa de Cabal, Risaralda, Colombia. E-mail: alejaglopez@gmail.com

GUZMÁN, Óscar Adrián. M.Sc. Profesor Asistente, programa de Maestría en Fitopatología, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: oscar.guzman@ucaldas.edu.co

HENAO-BAÑOL, Efraín Reinel. Candidato a Ph.D. en Ciencias Biológicas, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional, Bogotá, Colombia. E-mail: erhenao@unal.edu.co

HENAO, Francisco Javier. Ph.D. Grupo Biología de la Reproducción Animal, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: fhenao@ucaldas.edu.co

HERRERA P., Diana Milena. Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño, Pasto, Colombia. E-mail: dianah1217@hotmail.com

HOME, Johan. Biólogo, Universidad del Valle, Facultad de Ciencias Naturales y Exactas, Departamento de Biología, Grupo de Investigación en Ecología y Diversidad Vegetal –EDV–, Santiago de Cali, Colombia. E-mail: kelberhome@gmail.com

LAGOS B., Tulio César. Doctor en Ciencias Agrarias con énfasis en Fitomejoramiento, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño, Pasto, Colombia. E-mail: tclagosb@udenar.edu.co

LANUZA-GARAY, Alfredo. Entomólogo, Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Colón, Departamento de Zoología, Panamá, Rep. de Panamá. E-mail: lanuzaa@si.edu

LEGUIZAMÓN, Jairo. Profesional en Fitopatología, Colombia. E-mail: jleg@une.net.co

LÓPEZ-GARCÍA, Margarita M. Grupo Insectos de Colombia, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional, Bogotá, Colombia. E-mail: mamlopezga@unal.edu.co

LLANO, Camilo. Maestría en Ciencias Biológicas, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: camiloandreallanoarias@gmail.com

MALAGÓN, Luz M. Universidad Santo Tomás, Grupo de Investigaciones en Recursos Biológicos y Naturales de Colombia –GRINBIC–, Villavicencio, Colombia.

MARÍN, Mario A. M.Sc. Departamento de Biología Animal, Instituto de Biología, Universidade Estadual de Campinas (UNICAMP), Campinas, São Paulo, Brasil.

MARTÍNEZ-HABIBE, María Cristina. Grupo INQUIBIO, Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá, Colombia.

MARTÍNEZ H., Neis. Grupo Biodiversidad del Caribe colombiano, Programa de Biología, Facultad de Ciencias Básicas, Universidad del Atlántico, Barranquilla, Colombia. E-mail: neysjosemartinez@gmail.com

MEDINA, Nicolás. Grupo INQUIBIO, Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá, Colombia.

MÉNDEZ, María A. Facultad de Ingeniería Ambiental, Universidad Santo Tomás, Villavicencio, Colombia.

MESA, Henry. Ph.D. Grupo Producción Agropecuaria, Facultad de Ciencias Agropecuarias Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: hmesa@ucaldas.edu.co

MEZA-SALAZAR, Ana María. Estudiante de Maestría en Ciencias Biológicas, Grupo GEBIOME, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: anamariamezasalazar@gmail.com

MOLANO R., Fredy. Biólogo, Laboratorio de Entomología - Museo de Historia Natural “Luis Gonzalo Andrade”, Grupo de Investigación Sistemática Biológica, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Tunja, Colombia. E-mail: fredymol@gmail.com

MORENO, Fabián. Universidad Santo Tomás, Grupo de Investigaciones en Recursos Biológicos y Naturales de Colombia –GRINBIC–, Villavicencio, Colombia.

ORTIZ, Rocío Alexandra. Ingeniera Agroforestal. Estudiante de Maestría en Fitopatología, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: roalorpaz@hotmail.com

PACL, Václav. Investigador independiente, Cali, Colombia. E-mail: improba@gmail.com

PAQUI, María Fernanda. Grupo INQUIBIO, Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá, Colombia.

PARDO, Diego D. Universidad Santo Tomás, Grupo de Investigaciones en Recursos Biológicos y Naturales de Colombia –GRINBIC–, Villavicencio, Colombia.

PARRALES R., Dumar Ariel. Biólogo, Colecciones Biológicas, Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt, Villa de Leyva, Boyacá, Colombia. E-mail: dparrales@humboldt.org.co

PEÑA, Igor. Grupo de Ecología y Diversidad Vegetal, Universidad del Valle, Facultad de Ciencias Naturales, Departamento de Biología, Cali, Colombia. E-mail: ediersot@gmail.com

QUIJANO C., Luis. Semillero de Investigación Artrópodos e Insectos Neoptera del Caribe Colombiano, Programa de Biología, Facultad de Ciencias Básicas, Universidad del Atlántico. Barranquilla, Colombia. E-mail: luisquijanocuervo@gmail.com

RAMÍREZ-JIMÉNEZ, Julián. Estudiante de pregrado, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: jram5037@gmail.com

RESTREPO-CARDONA, Juan S. Biólogo, Facultad de Estudios Ambientales, Fundación, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, E-mail: jsrestrepoc@gmail.com

RIAÑO, Jeisson. Biólogo, Grupo INQUIBIO, Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada, Colombia.

SALAZAR-E., Julián A. Médico Veterinario y Zootecnista, Centro de Museos, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: julianmantis@gmail.com

SÁNCHEZ, Francisco. Grupo INQUIBIO, Programa de Biología Aplicada, Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada. Programa de Biología, Facultad de Ciencias Básicas e Ingeniería, Universidad de Los Llanos, Villavicencio Colombia. E-mail: fasbos@gmail.com

SÁNCHEZ-OSORIO, Jonatan. Ph.D. Departamento de Medicina y Cirugía Animal, Universidad de Murcia, Murcia, España. E-mail: osorio@um.es

SOTO, Alberto. Ph.D. Departamento de Producción Agropecuaria, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: alberto.soto@ucaldas.edu.co

SOTO, Edier. Ph.D. Grupo de Biología de Plantas y Microorganismos, Universidad del Valle, Facultad de Ciencias Naturales, Departamento de Biología, Cali, Colombia. E-mail: ediersot@gmail.com

TAMARIS-TURIZO, Diana. M.Sc, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia. E-mail: diana.tamaris@upr.edu

TRIANA-MORENO, Luz Amparo. M.Sc. Universidad de Caldas, Departamento de Ciencias Biológicas, Manizales, Colombia. E-mail: luz.triana@ucaldas.edu.co

URIBE, Sandra. Profesora Asociada, M.Sc. coordinadora Grupo de Investigación en Sistemática Molecular, Universidad Nacional, Medellín, Colombia.

URMENDEZ-M., Deisy. Bióloga, Universidad del Cauca, Popayán, Colombia. E-mail: deisyumedita@gmail.com

VARGAS, José Ignacio. Investigador independiente, Villamaría, Caldas, Colombia. E-mail: tilacho@hotmail.com

VILLADA-BEDOYA, Sebastián. Estudiante de Maestría en Ciencias Biológicas, Grupo de Investigación en Ecosistemas Tropicales, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia. E-mail: escarasebas@gmail.com

VILLALOBOS, Alfonso. Estudiante de Doctorado en Entomología, Universidad Nacional de Colombia, Director Grupo GENA - Profesor Colsantos, Bucaramanga, Colombia. E-mail: avillalobosmo@unal.edu.co

ZAMBRANO-G., Giselle. Profesora Asociada, Departamento de Biología, FACNED, Universidad del Cauca - Grupo de Investigación en Geología, Ecología y Conservación –GECO–, Popayán, Colombia. E-mail: gzambranog@unicauca.edu.co



**BOLETÍN CIENTÍFICO
CENTRO DE MUSEOS
MUSEO DE HISTORIA NATURAL**

FORMATO DE SUSCRIPCIÓN

Vicerrectoría de Investigaciones y Postgrados
Universidad de Caldas. Calle 65 N° 26 - 10
A.A. 275 Manizales - Colombia
Tel: 8781500 ext 11222
emails: revistascientificas@ucaldas.edu.co
museo@ucaldas.edu.co

Nombre / Name	<input type="text"/>	
Cédula / Identificación number	<input type="text"/>	
Dirección / Address	<input type="text"/>	
Ciudad / City	<input type="text"/>	
Departamento / State	Código Postal / Zip Code	<input type="text"/>
País / Country	<input type="text"/>	
Teléfono / Phone Number	<input type="text"/>	
Profesión / Profession	<input type="text"/>	
Institución / Employer	<input type="text"/>	
Email	<input type="text"/>	
Dirección de envío / Mailing Address	<input type="text"/>	

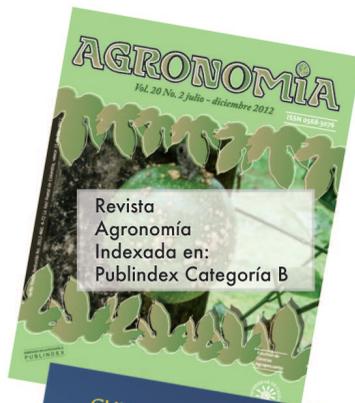
Suscriptores Nacionales por un año. (2) Ejemplares

Último ejemplar recibido / Last issue mailed:

Año/Year Volumen/Volume Número/Number Fecha / Date



Ventas, suscripciones y canjes
Vicerrectoría de Investigaciones y
Postgrados
Universidad de Caldas
Sede Central
Calle 65 No. 26 - 10
A.A. 275
Teléfonos: (+6) 8781500
ext. 11222
e-mail:
revistascientificas@ucaldas.edu.co
Manizales - Colombia



Revista
Agronomía
Indexada en:
Publindex Categoría B



Revista
Biosalud
Indexada en:
Publindex Categoría A2
Lilacs



Revista
Cultura y Droga



Revista
Eleuthera
Indexada en:
Publindex Categoría B

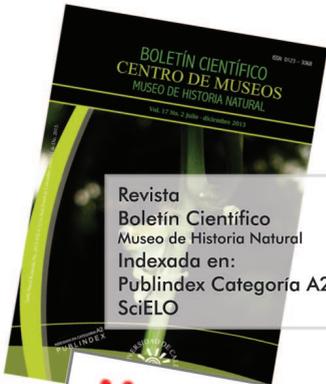


Revista
Luna Azul (On Line)
<http://lunazul.ucaldas.edu.co>
Indexada en:
Publindex Categoría A2
Index Copernicus, DOAJ



Revista
Discusiones Filosóficas
Indexada en:
Publindex Categoría A2
Philosopher's Index
SciELO
Ulrich's Periodicals Directory

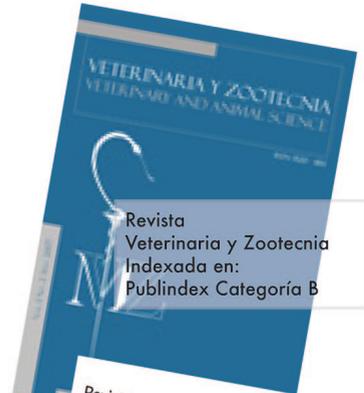
Revistas



Revista Boletín Científico Museo de Historia Natural Indexada en: Publindex Categoría A2 SciELO



Revista Colombiana de las Artes Escénicas Indexada en: Publindex Categoría B



Revista Veterinaria y Zootecnia Indexada en: Publindex Categoría B



Revista Promoción y Salud Indexada en: Publindex Categoría A2 Lilacs SciELO



Revista Jurídicas Indexada en: Publindex Categoría B Scopus Lilacs SciELO DialNet Vlex Fuente Académica



Revista Latinoamericana de Estudios Educativos Indexada en: Publindex Categoría B



Revista Vector



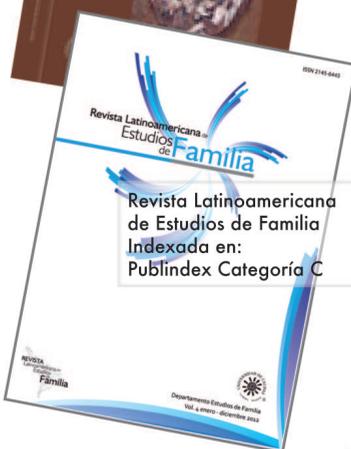
Revista Antropología y Sociología (Virajes) Indexada en: Publindex Categoría B



Revista Universidad de Caldas

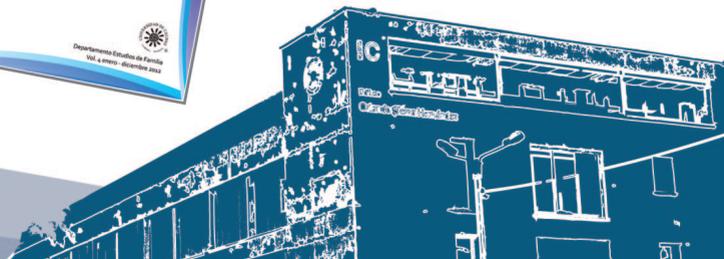


Revista Kepes Indexada en: Publindex Categoría B



Revista Latinoamericana de Estudios de Familia Indexada en: Publindex Categoría C

Científicas





Esta revista se terminó de imprimir
en el mes de diciembre de 2015
en los talleres de Editorial Matiz
Universidad de Caldas
Manizales - Colombia