



MESOAMERICANA

Revista Oficial de la Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación

Volumen 27(2), septiembre 2025 – febrero 2026



Eugerax nigrum B. 1974

(Dermaptera: Spongiphoridae)

COSTA RICA: San José, Rivas

[inaturalist.org/observations/109139050]

Foto: Gernot Kunz.

Determino: Boris Eliseev.

ISSN: 1659-2794

ISSN Electrónico: 1659-3197

REVISTA MESOAMERICANA

Vol. 27(2)

Octubre-Febrero 2025

ISSN-e: 1659-3197

PUBLICACIÓN SEMESTRAL

**[https://revistas.up.ac.pa/index.php/
mesoamericana](https://revistas.up.ac.pa/index.php/mesoamericana)**

Directores de la Revista

Magister. Alberto González

Afiliación: Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Naturales y Matemática, Escuela de Biología/ Instituto de Ciencias del Mar y Limnología (ICMARES).

Investigador Asociado, Centro de Investigación Marina y Limnológica, Instituto de Ciencia, Tecnología e Innovación, Universidad Francisco Gavidia (UFG).

jagonzalez.icmares@ues.edu.sv <https://orcid.org/0000-0002-3209-6962>

Magister. Alfredo Lanuza-Garay.

Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Colón, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Departamento de Zoología. Panamá.

alfredo.lanusa@up.ac.pa ;
<https://orcid.org/0000-0003-0480-5490>

Editor jefe de la Revista

Dr. Alonso Santos Murgas.

Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología; Departamento de Zoología. Panamá.

Estación Científica Coiba AIP, Ciudad del Saber, Panamá.

santosmurgasa@gmail.com ; <https://orcid.org/0000-0001-9339-486X>

Secretario Técnico de la Revista

Ing. Alexander Santana.

Universidad de Panamá, Vicerrectoría de Investigación y Postgrado, Oficina de Publicaciones Académicas y Científicas, Panamá.

alexander.santana@up.ac.pa ; <https://orcid.org/0000-0002-0455-0996>

Equipo Editorial de la Revista

Dr. Francisco Farnum Castro.

Universidad de Panamá. Vicerrectoría de Investigación y Postgrado.

Oficina de Publicaciones Académicas y Científicas. Panamá.

francisco.farnum@up.ac.pa <https://orcid.org/0000-0002-5879-2296>

Dr. Rubén Collantes.

Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Panamá.

rdcg31@hotmail.com <https://orcid.org/0000-0002-6094-5458>

Magister. Jeancarlos Abrego L.

Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y

Tecnología, Departamento de Zoología. Panamá.

jeanscarlos1705@gmail.com <https://orcid.org/0000-0002-9576-9175>

Comité Científico

Dr. Juan de Dios Valdez Leal.

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, México

jvaldezleal@yahoo.com.mx <https://orcid.org/0000-0002-0315-2400>

Dra. Coral Jazvel Pacheco Figueroa

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, México

pachecoral@gmail.com

<https://orcid.org/0000-0001-5281-9251>

Magister. Néstor Herrera

Paso Pacífico, El Salvador. nestor@pasopacifico.org

ORCID: 0000-0003-1150-9454

Sergio Lozada Prado

Universidad del Tolima, Facultad de Ciencias, Departamento de Biología

slosada@ut.edu.co

<https://orcid.org/0000-0001-6916-3893>

Contacto

Dr. Alonso Santos Murgas

alonso.santos@up.ac.pa

Ing. Alexander Santana

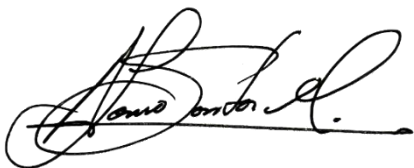
alexander.santana@up.ac.pa

EDITORIAL

Mesoamericana es la revista científica de la Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación, conformada por México, Belice, Costa Rica, Honduras, Guatemala, El Salvador, Nicaragua, Colombia y Panamá. Es una revista alojada en la plataforma de revistas de la Universidad de Panamá y se publica semestralmente (septiembre-febrero, marzo-agosto). La Revista Mesoamericana, medio de publicación científica y especializada va dirigida a un público interesado en áreas específicas del conocimiento científico propias de la cobertura de la revista, siendo estas Biología, Ciencias ambientales y Conservación del Medio Ambiente. En esta ocasión la Revista Mesoamericana se complace en presentarles el segundo (2) número del vigésimo séptimo (27) volumen, del 2025-2026 el cual cuenta con un total de siete (7) contribuciones originales en materia de investigación desarrollados en diferentes campos de la Biología y la Conservación; como guía, en esta entrega se ha priorizado la temática como, diversidad de bivalvos en la bahía de Chame; comportamiento de refugio en la culebra *Leptodeira rhombifera*; integrando biodiversidad en el diseño de infraestructuras viales en ecosistemas mesoamericanos; lista taxonómica de las tijerillas (Insecta: Dermaptera) de Centroamérica; nuevos registros local y actualización taxonómica de murciélagos en la reserva Valle Del Mamón, Chepo, Panamá; la producción más limpia en las granjas avícolas: un camino hacia la sostenibilidad; *Drosera cayennensis* bajo amenaza: cómo la deforestación y las quemas comprometen su hábitat; implementación de la producción más limpia en fincas porcinas.

En esta ocasión deseo extender mis más sinceros agradecimientos a los lectores, autores, revisores y en especial, al equipo editorial de la revista Mesoamericana, por todo el apoyo brindado durante la conformación de este volumen.

Esperando que este número despierte el interés de todos los lectores y autores.



Profesor, Alonso Santos Murgas, PhD.
Editor jefe, Revista Mesoamericana

ÍNDICE

<i>Editorial</i>	Página
	6
Distribution, diversity, and abundance of bivalves (pelecypoda) in the mangrove swamp of Chame bay, Panama Oeste province, Panama	8
Distribución, diversidad, y abundancia de bivalvos (pelecypoda) en los manglares de la bahía de Chame, provincia de Panamá Oeste, Panamá	
Por: Darío Córdoba González, Joan Antaneda y Guadalupe Ureña	
Observación sobre el comportamiento de refugio en <i>Leptodeira rhombifera</i> (squamata: colubridae)	19
Observation on sheltering behaviour in <i>Leptodeira rhombifera</i> (squamata: colubridae)	
Por: Miguel A. Youngs-Mitre y Eduardo A. Navarro	
Lista taxonómica de las tijerillas (insecta: dermaptera) de Centroamérica	23
Taxonomic list of earwigs (insecta: dermaptera) of Central America	
Por: Julio C. Estrada-Álvarez	
La producción más limpia en las granjas avícolas: un camino hacia la sostenibilidad	73
Cleaner production on poultry farms: a path to sustainability	
Por: Carlos Antonio Villarreal y Pedro Argón Araúz Leones	
<i>Drosera cayennensis</i> bajo amenaza: cómo la deforestación y las quemas comprometen su hábitat	81
<i>Drosera cayennensis</i> under threat: how deforestation and burning compromise its habitat	
Por: Nadia Thais Ramírez & Nadia Albany Gómez²	
Implementación de la Producción más Limpia en Fincas Porcinas	87
Implementation of Cleaner Production in Pig Farms	
Por: Pedro Argón Araúz Leones & Carlos Antonio Villarreal	



Distribution, diversity, and abundance of bivalves (pelecypoda) in the mangrove swamp of Chame bay, Panama Oeste province, Panama

Distribución, diversidad, y abundancia de bivalvos (pelecypoda) en los manglares de la bahía de Chame, provincia de Panamá Oeste, Panamá

Darío Córdoba González¹ , Joan Antaneda²  Guadalupe Ureña³ 

¹Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Panamá,

dario.cordoba@up.ac.pa <https://orcid.org/0000-0002-0693-4176>

²Comisión Estados Unidos-Panamá para la erradicación y prevención del gusano barrenador, Panamá,

jo.ann2131@gmail.com <https://orcid.org/0009-0003-8075-7352>

³ Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Panamá,

urenaguadalupe1595@gmail.com <https://orcid.org/0009-0008-4424-4687>¹

DOI <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v27n2.a8676>

INFORMACIÓN SOBRE EL ARTÍCULO

Recibido: 12 de junio 2025 | Aceptado: 03 agosto 2025 | Publicado: 30 octubre 2025.

Como citar este documento: Córdoba González, Darío; Antaneda, Joan and Ureña, Guadalupe. (2025). Distribution, Diversity, and Abundance of Bivalves (Pelecypoda) in the Mangrove Swamp of Chame Bay, Panama Oeste Province, Panama. Mesoamericana 27(2): 8-18.

Autor corresponsal: Darío Córdoba González, Universidad de Panamá, dario.cordoba@up.ac.pa

Contribución de los autor: El autor de este trabajo declaran haber participado en la realización de este proyecto de investigación en todas sus etapas, búsqueda de información y redacción del artículo.

ABSTRACT: The mangrove ecosystem is vital both locally and globally, hosting a remarkable variety of flora and fauna, including animals, plants, mollusks, and birds. This makes it one of the five most productive ecological zones worldwide. Given Panama's extensive coastlines that provide ideal conditions for mangrove growth, it serves as an excellent site for studying the biodiversity of bivalve species associated with this habitat. Recognizing the significance of this ecosystem, a comprehensive study was conducted to gather information on the diversity and abundance of mollusks (Pelecypoda) at two sites within the mangrove of Chame Bay, located in the province of Panama Oeste. Two sampling sections were designated as Section A (Punta Chame) and Section B (El Líbano). At each site, individuals were collected using random sampling from three quadrants, with three adult mangrove trees selected for this purpose. Specimens were gathered from the sediment surrounding the mangrove, as well as from the roots and trunk, during low tide from July to December 2016. The collected specimens were preserved for identification in the laboratory at the Malacology Museum of the University of Panama (MUMAUP) and subsequently processed for inclusion in the National Reference Collection housed at this facility. The data revealed low species richness at both sites, with El Líbano demonstrating less diversity compared to Punta Chame, which had a higher abundance of organisms.

¹ Miembro del Sistema Nacional de Investigación SIN-SENACYT, Panamá, ³ Investigadora Asociada en el Museo de Malacología, Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología.



A total of six genera and seven bivalve species were identified across three mangrove species: *Rhizophora mangle* (red mangrove), *Laguncularia racemosa* (white mangrove), *Pelliciera rhizophorae* (pinuelo mangrove), and *Avicennia germinans* (black mangrove). Notably, the bivalve species most consumed by residents were *Anadara tuberculosa* and *Mytella guyanensis*, with *A. tuberculosa* being the most overexploited due to consumption. A diversity analysis for the Chame district indicated that the Pelecypoda class exhibited an H' index of 1.509 in Punta Chame, with a dominance value (D') of 0.2797 and equity (J') of 0.7754. In contrast, the Líbano sector showed an H' index of 0.9507, with equity and dominance values of $J' = 0.685$ and $D' = 0.5078$, respectively. The observed low population levels and limited diversity of these species in the mangroves of the Chame district can be largely attributed to anthropogenic activities such as mangrove deforestation for charcoal production, excessive extraction by external settlers for commercial purposes, pollution, and the establishment of shrimp farms.

KEYWORDS: Líbano; Chame; mangrove; biodiversity; consumption; population.

RESUMEN: El ecosistema de manglares es vital tanto a nivel local como mundial, albergando una notable variedad de flora y fauna, incluyendo animales, plantas, moluscos y aves. Esto la convierte en una de las cinco zonas ecológicas más productivas del mundo. Dadas las extensas costas de Panamá que brindan condiciones ideales para el crecimiento de los manglares, sirve como un excelente sitio para estudiar la biodiversidad de especies de bivalvos asociadas con este hábitat.

Reconociendo la importancia de este ecosistema, se realizó un estudio integral para recopilar información sobre la diversidad y abundancia de moluscos (Pelecypoda) en dos

sitios dentro del manglar de Bahía Chame, ubicado en la provincia de Panamá Oeste. Dos secciones de muestreo fueron designadas como Sección A (Punta Chame) y Sección B (El Líbano). En cada sitio, los individuos se recolectaron mediante muestreo aleatorio de tres cuadrantes, con tres árboles de mangle adultos seleccionados para este propósito. Los especímenes se recolectaron del sedimento que rodea el manglar, así como de las raíces y el tronco, durante la marea baja de julio a diciembre de 2016. Los especímenes recolectados se conservaron para su identificación en el laboratorio del Museo de Malacología de la Universidad de Panamá (MUMAUP) y posteriormente se procesaron para su inclusión en la Colección Nacional de Referencia ubicada en esta instalación. Los datos revelaron una baja riqueza de especies en ambos sitios, con El Líbano demostrando menor diversidad en comparación con Punta Chame, que tuvo una mayor abundancia de organismos. Se identificaron un total de seis géneros y siete especies de bivalvos en tres especies de manglar: *Rhizophora mangle* (mangle rojo), *Laguncularia racemosa* (mangle blanco), *Pelliciera rhizophorae* (mangle de pinuelo) y *Avicennia germinans* (mangle negro). Cabe destacar que las especies de bivalvos más consumidas por los residentes fueron *Anadara tuberculosa* y *Mytella guyanensis*, siendo *A. tuberculosa* la más sobreexplotada debido al consumo. Un análisis de diversidad para el distrito de Chame indicó que la clase Pelecypoda exhibió un índice H' de 1.509 en Punta Chame, con un valor de dominancia (D') de 0.2797 y equidad (J') de 0.7754. En contraste, el sector Líbano mostró un índice H' de 0,9507, con valores de equidad y dominancia de $J' = 0,685$ y $D' = 0,5078$, respectivamente. Los bajos niveles poblacionales observados y la limitada diversidad de estas especies en los manglares del distrito de Chame pueden atribuirse en gran medida a actividades antropogénicas como la deforestación de manglares para la producción de carbón vegetal, la extracción excesiva por parte de colonos externos con fines comerciales, la contaminación y el establecimiento de granjas camaroneras.

PALABRAS CLAVE: Líbano; Chame; mangle; biodiversidad; consumo; población.

INTRODUCTION

The mangrove ecosystem is characterized by a complex array of tree and shrub species that have evolved to thrive in the intertidal zones of tropical and subtropical coastlines globally. These species have developed a tolerance to waterlogged soils and high salinity conditions (Pomareda & Zanella, 2006). This highly productive and intricate ecosystem contributes significant nutrients to coastal marine waters, benefiting seagrasses and various commercially important species (Gaxiola, 2011). Mangroves are typically found along coastlines, estuaries, coastal lagoons, wetlands, and river mouths. Their ecological significance lies in the roles that their organisms play in maintaining coastal balance and protection, providing spawning and feeding grounds for species ranging from fish to crustaceans, while also offering refuge to crabs, mollusks, and nesting areas for shorebirds. Economically, mangroves are valued for their role as habitats for fish species, bark tannins, and wood used in various artisanal and commercial applications (Olguín *et al.*, 2007).

The richness of larger mollusks (malacofauna) associated with mangrove ecosystems significantly influences their biocenotic diversity. Abiotic factors such as salinity (Flores, 1973), temperature, seasonality, and soil composition regulate (Newell, 1958) patterns that determine species distribution, density, and adaptability in varying environments. Biotic factors like predation, competition, and food availability limit distribution (Connell *et al.*, 1961; Haven, 1971), in addition to interactions with other factors such as exposure and distance from the shore (Franz, 1976). Invertebrate communities within mangrove ecosystems display variations in species density and abundance by zone, throughout the ecosystem, and across seasons (Jiménez, 1994), often leading to dominance by a few species that are highly adaptable to environmental changes. This differs from sandy beach communities where factors such as larval recruitment (specifically for mollusks, not juvenile fish), nutrient availability, and environmental conditions—including desiccation and thermal variation—can have markedly different impacts

(Pfaff & Nel, 2019). However, abundance and diversity may also be influenced by habitat fragmentation or pollution (Cárdenas-Calle & Mair, 2014).

Mollusk populations associated with mangrove substrates generally comprise species that reside in the sediment as ectofauna and various Pelecypoda groups, buried up to 30 cm deep, representing the endofauna of the mangrove. All these organisms are marine-affiliated but must also endure temporary aerial conditions during low tides and the general variations associated with tidal changes (Flores, 1973).

Globally, numerous studies have been conducted on various aspects of mangrove faunal ecology, including research on the distribution, zonation, ratio, abundance, density, and diversity of Mollusca (Pelecypoda and Gastropoda) alongside population fluctuations over time/season, as well as their associations with substrate types and vegetation (Emmen & Tejada, 1984). Previous research focused on mollusks associated with mangroves has primarily emphasized the Pelecypoda group due to its economic significance and as a food source. Reports indicate 48 species of pelecypods from collections along African coasts, with additional studies in the west coast of the Americas identifying 11 species, and 10 species noted along the southeast coast of North America, plus 37 species in the Caribbean and northeast South America (Morton, 1983).

Organisms inhabiting submerged root regions exhibit impressive adaptation mechanisms, with a dominance of epizoic, epigenic, and delicate species; some hold significant commercial value, such as the oyster *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) (Lalana & Perez, 1985). This extensive root system supports many animal groups throughout their life cycles, including fish, shrimp, crabs, and mollusks (Rützler & Feller, 1988). Consequently, the current study aims to estimate the occurrence, diversity, and abundance of the Bivalvia class within the Mollusca phylum, and to elucidate community structure based on the most significant

species within the mangroves of the Chame district. This study will provide new insights into this taxon for a site with limited biological information, which may also highlight areas affected by wastewater pollution.

MATERIAL AND METHODS

Study Site: Although Panama boasts 2,800 km of coastline divided into 39% Caribbean and 61% Pacific regions, high diversity is observed due to habitat heterogeneity with a mix of biotopes (estuaries, rocky areas, mangroves, sandy beaches, and muddy zones), partially or fully situated on coastal lands originating from marine areas. Primarily, the Pacific coast hosts substantial numbers and volumes of benthic organisms (I.G.N.T.G., 2007).

Main Account: The Chame wetland comprises mangroves and muddy plains occupying the low area of the Chame River basin from its mouth to Monte Oscuro Abajo. The Chame mangroves are entirely flat, attached to a mountain chain like Cerro Campana or Punta Chame, located six kilometers from the Atlantic coast of Nicaragua (Fig. 1). The most representative data support the characterization of the floristic and environmental aspects of a dense mangrove forest extending approximately 59,576 km², covering close to 39,000 km² of muddy plains at the Chame River mouth, with an average temperature of 27.4°C and annual rainfall varying between 1,200 to 2,000 mm (Flores *et al.*, 2010). Chame is a district in the province of Panama Oeste, Panama, covering an area of 352.93 km² (136.16 square miles). The district consists of 11 corregimientos, including El Líbano (Latitude: 8°39'35" N and Longitude: 79°49'45" W) and Punta Chame (Latitude: 8°39'45" N, Longitude: 79°52'51" W) (Panamanglar, 2013), which represent the quadrants where the research was conducted.

Punta Chame: This part of the Chame mangrove is situated within the internal area of the mangrove; the substrate comprises sandy mud. *Rhizophora mangle* is the dominant species, followed by *Laguncularia racemosa* and *Pelliciera rhizophorae* (Fig. 2a).

Líbano: This extensive mangrove area exhibits a high presence of red mangrove (*Rhizophora mangle*), alongside black mangrove (*Avicennia germinans*). Water access for this site is through channels, and the substrate consists of mud (Fig. 2a). Right along the inner edge of the mangrove, with a sandy-muddy substrate, *R. mangle* is the dominant species, with *L. racemosa* and *P. rhizophorae* also present (Fig. 2b).

Figura 1.

Map of the sampling site, El Líbano and Punta Chame, Chame district, West Panama, Panama



Figura 2a.

A Punta Chame sector, site where the samplings were carried out; sand-mud substrate. 2b: B Lebanon sector, sampling site with muddy substrate.

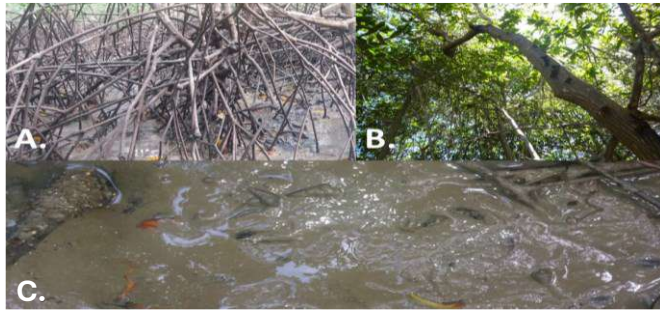


Field Methodology: Two sections were established in the field: Section A (Punta Chame) and Section B (El Líbano); each consisting of three quadrants of 100 m², spaced 200 meters apart. Field outings were conducted during low tide over six months, twice a month. The dates and times for collection outings were determined using tide prediction tables for the Pacific of Panama. Three adult mangroves were randomly sampled within the quadrants, collecting specimens from the mud surrounding the mangrove, as well as from the roots and

trunk. Plastic bags were labeled with the section, date, and substrate type (trunk, root, or mud) for collecting biological materials. Only one living representative was taken from each sample, with all individuals found within the quadrant counted (Fig. 3).

Figura 3.

Substrates where the samples were taken (A. root; B. trunk; C. mud).



Laboratory Procedure: The collected material was deposited in the Malacology Museum of the University of Panama (MUMAUP) for identification. Prior to identification, the soft bodies of the specimens were separated from the shells and then dried in an oven. Identification was based on the morphological characteristics of the shell, including the aperture, siphonal canal, and, for some gastropods, additional information such as folds or teeth on the inner lip; types of teeth and muscle scars in Pelecypoda. Taxonomic identification was assigned using "Seashells of Tropical West America" (Keen, 1971) for Gastropoda and Pelecypoda, and "Bivalve Seashells of Tropical West America" (Coan & Valentich-Scott, 2012) exclusively for Pelecypoda. Taxonomic updates were cross validated against the World Register of Marine Species (WoRMS, 2025).

Statistical Analysis: Data processed during the research were tabulated using Excel. The statistical analysis utilized in this study employed the Past 3.0 software along with mathematical calculations such as the Shannon-Wiener Diversity Index (H'), Dominance (D'), and Equitability (J').

Commercial Mollusk Survey: To better understand the species utilized in our studied locations, a survey was conducted with 40 individuals regarding consumption and extraction of shellfish. Questions addressed

frequency of consumption, most consumed species by residents, product origin, and perceptions of population declines.

RESULTS

A total of 303 individuals were recorded across six families and seven species in six genera; the genus with the highest number of species was *Polymesoda* Rafinesque 1820, represented by two species. The highest counts obtained through genotypic technology were *Leukoma asperima* (G.B. Sowerby I, 1835) (135 organisms; 44.55%), while *Isognomon recognitus* (Mabille, 1895) was represented by a single specimen (0.33%) (Fig. 4 and Table 1). Among the substrates, roots (one individual) and mud (302 individuals) were the only habitats where specimens were found, totaling 303 individuals. In the roots, only *I. recognitus* (0.33% of total) was present in the root substrate (Table 2); *L. asperima* was the most representative species within the mud, comprising 135 individuals (44.55%) (Table 2). The Pelecypoda class exhibited an H' index of 1.509, while data based on Dominance (D') revealed a higher value within the class Pelecypoda (Table 4).

Punta Chame (Sector A): Two families were accumulated in this site, located at the inner edge of a mangrove with sandy-muddy substrate (303 individuals from two orders, six families, six genera, and seven species). The genus with the highest number of species was *Polymesoda* represented by two species, with *L. asperima* being the most common, totaling 135 individuals (44.55%). Conversely, *I. recognitus* had one specimen and constituted 0.33% of the total species (Table 1). The pelecypods were confined to the root substrate (one individual) and the mud (302 individuals), totaling 303 individuals. Within the root substrate, only one individual of *I. recognitus* was found (0.33% of total); *L. asperima* was the most representative species in the mud with 135 individuals (44.55%) (Table 2). The Pelecypoda class exhibited a diversity index of $H'=1.509$, with a dominance value (D') of 0.2797 and equity of $J'=0.7754$ (Table 4).

Table 1.

Number of individuals and species of the Class Pelecypoda found in the study.

Species	Locality	
	Punta chame (Sandy- muddy)	Líbano (Muddy)
<i>Mytella guyanensis</i> (Lamarck,1819)	35	2
<i>Anadara tuberculosa</i> (Sowerbey,1833)	30	11
<i>Isognomon recognitus</i> (Mabille,1895)	1	0
<i>Polymesoda inflata</i> (Philippi, 1851)	13	0
<i>Polymesoda notabilis</i> (Deshaye,1855)	20	0
<i>Leukoma asperrima</i> (G. B. Sowerby I, 1835)	135	1
<i>Panamicorbula ventricosa</i> (A. Adams & Reeve, 1850)	69	2
Total Individuals	303	16

Table 2.

Identified mollusk species in Punta Chame by substrate type.

Species	RAÍZ	FANGO
<i>Mytella guyanensis</i> (Lamarck,1819)	0	35
<i>Anadara tuberculosa</i> (Sowerbey,1833)	0	30
<i>Isognomon recognitus</i> (Mabille,1895)	1	0
<i>Polymesoda inflata</i> (Philippi, 1851)	0	13
<i>Polymesoda notabilis</i> (Deshaye,1855)	0	20
<i>Leukoma asperrima</i> (G. B. Sowerby I, 1835)	0	135
<i>Panamicorbula ventricosa</i> (A. Adams & Reeve, 1850)	0	69
Total Individuals	1	302

Table 3.

Species of molluscs identified in Lebanon according to the type of substrate.

Species	FANGO
<i>Mytella guyanensis</i> (Lamarck,1819)	2
<i>Anadara tuberculosa</i> (Sowerbey,1833)	11
<i>Leukoma asperrima</i> (G. B. Sowerby I, 1835)	1
<i>Panamicorbula ventricosa</i> (A. Adams & Reeve, 1850)	2
Total Individuals	16

Table 4.

Diversity index of the class Pelecypoda for the different sampling sites.

Sitios	Riqueza (S)	Individuos	Shannon- Wiener (H') (bels)	Dominance (D') (bels)	Equidad (J') (bels)
Punta Chame	7	303	1.509	0.2797	0.7754
El Líbano	4	16	0.9507	0.5078	0.6858

Líbano (Sector B): The fact that this mangrove ecosystem is located at the outer edge refers in this case to the association of bivalves with the mangrove or the muddy substrate. A clear vertical capture of samples from trunk, root, and mud showed that only 16 marines Bivalvia (Pelecypoda) were present within four species belonging to four genera and families. The dominant genus was *Anadara* Gray, 1847, with *Anadara tuberculosa* G.B. Sowerby I, 1833 being the most representative species (Fig. 5), comprising 11 specimens and constituting 0.23% (Table 1 and 3). The corresponding diversity index for the Pelecypoda class was $H' = 0.9507$, with equity $J' = 0.685$ and dominance $D' = 0.5078$ (Table 4).

Figura 4.

Chame Bay Pelecypods: A. *Mytella guyanensis*. B. *Anadara tuberculosa*, C. *Polymesoda notabilis*, D. *Leukoma asperrima*, E. *Polymesoda inflata*, F. *Panamicorbula ventricosa*.

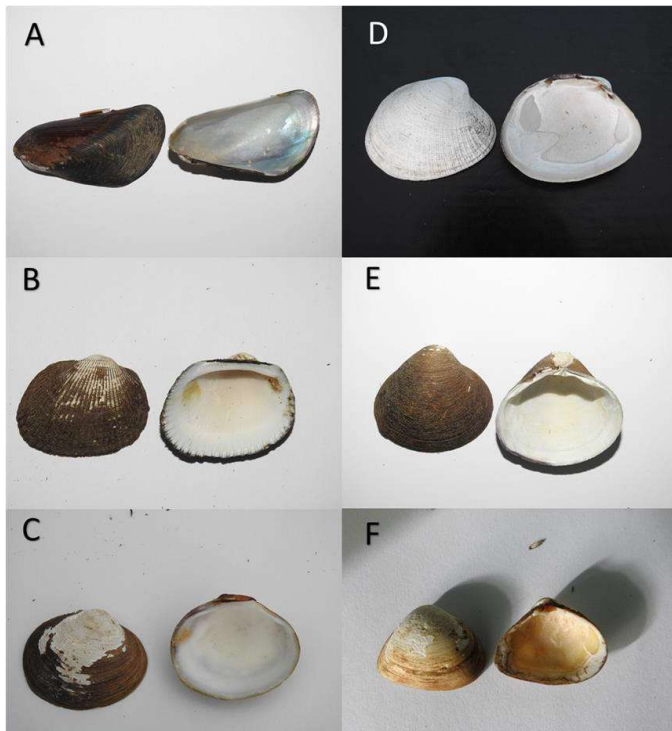


Figura 5.

Anadara tuberculosa (Sowerby, 1833) la especie más consumida y la más sobreexplotada de la Bahía de Chame, Chame, Provincia de Panamá Oeste.



DISCUSSION

Seven species of Pelecypoda, six genera, and six families were observed, totaling 319 individuals. Previous studies in the Pacific of Panama, particularly in Veraguas, have documented collections conducted by Hertlein in Bahía Honda (Strong & Hertlein, 1939) using drags and manual collection by local divers studying coral reefs. In Aguadulce, Tejera and Avilés (1975-1976) identified 35 species of pelecypods; Diéguez and Avilés (1981) recorded 83 species of commercially important pelecypods in the mangrove area of Bahía de Chame; Gonzáles (1983) reported 35 pelecypods in the Pacific coast (in the districts of Zona and Las Palmas); Morao (1983) noted 22 species in the northeastern coast of Venezuela between January and March of 1983; Avilés (1984) documented 45 pelecypods; Emmen & Tejada (1950) studied the distribution, abundance, and diversity of Pelecypoda in a mangrove in Aguadulce, finding 12 species of pelecypods; Lalana & Perez (1985) collected 14 species in the mangroves of Laguna and 23 species for the mangroves of the Caribbean cays of Cuba; Flores & Morales (2001) reported 89 species of bivalves from the sands of Santa Catalina and in their study on the diversity and abundance of pelecypods, Fairchild & López (2010) identified a total of 52 species of Bivalvia.

Comparisons between studies in Brazil and other regions indicated that this class is less diverse and abundant in mangroves, a situation like our findings, supported by Frith *et al.* (1976), who discovered that Pelecypoda distribution was rare in mangroves with salinity fluctuations due to tides, while occurrence within mangroves was higher under relatively stable saline conditions. While the number of pelecypods recorded in our study is low, this outcome may be explained by the proximity of the sampling sites to estuaries with significant salinity variations. Most organisms exhibit general behaviors that restrict their activities to favorable habitats (Meadows & Campbell in Spight, 1977), making habitat selection a crucial factor influencing distribution patterns. The quality and quantity of species are contingent upon tidal range, wave intensity, and substrate type (Vegas, 1971); species that avoid wave impacts and desiccation stress by burying themselves in sand or mud are found in sandy and muddy substrates. Conversely, although sand is more frequently disturbed, species deposited in these areas are less exposed and less likely to be moved (Rodríguez, 1967); consequently, we observed a higher number of individuals in the mud.

Species diversities (H') in our two study areas were as follows: Punta Chame $H' = 1.835$ and El Líbano $H' = 1.596$. Both indices are notably low, confirming that Punta Chame is more diverse than El Líbano, as indirectly demonstrated by the higher number of individuals seen in the physical data. This is evident in the dominance values, with $D' = 0.2035$ for Punta Chame, while El Líbano had a slightly higher value $D' = 0.2543$, indicating communities where species are numerically superior to others. Punta Chame ($J' = 0.6777$) is comparable to some countries regarding equity value, while El Líbano ($J' = 0.6422$) appears low for that group. Both sites exhibited low diversity; however, Punta Chame ($H' = 1.835$) showed slightly greater diversity than El Líbano ($H' = 1.596$). Punta Chame is situated at the inner edge of the mangrove, closer to the beach, whereas El Líbano lies at the outer edge of these forests, nearer to continental or human-populated areas.

The results of the dominance and equity indices suggest a homogeneous distribution; both sites display an equitable distribution of species, although the physical data imply marked dominance, aligning with Margalef (1995), who indicated that in a community where one species numerically dominates another, community diversity is low. The low diversity values are associated with significant sedimentation in El Líbano and pollution generated by human activities; hence, our records are considerably lower than those documented by other authors throughout the Panamanian Pacific, such as in studies conducted in Bahía de Chame (Diéguez & Avilés, 1981) and in Líbano (Fairchild & López, 2010). Specifically, Ortega *et al.* (1986) noted that communities differ in species diversity in relation to substrate type, dehydration risks, predation, and food availability. Mollusk diversity, as stated by Jackson (1972), is influenced by environmental factors such as turbidity, temperature, water pH, salinity, and grain size.

The mollusk species collected by us and consumed by the local population include *A. tuberculosa*, known as black shell, a significant source of protein and economic resource among coastal inhabitants, typically consumed in ceviche, rice dishes, among other recipes (Tejera *et al.*, 2016). We found it to be the most exploited species in the area and along the Pacific coast; *M. guyanensis* is frequently harvested, adhering to roots and forming part of the human diet. Its soft flesh is nutritionally valuable as a protein source, ranking second internationally in species consumed after sardines (Tejera *et al.*, 2016); *L. asperima*, the white clam, is edible and used in cocktails, ceviches, and rice dishes (Tejera *et al.*, 2016); *P. ventricosa* is consumed in Bahía de Chame, although many residents are unaware, as they are sold in mixed "clam" bags (Tejera *et al.*, 2016); species such as *P. inflata* and *P. notabilis* are also consumed in small quantities. The genus *Polymesoda*, native to the Americas, is the most exploited fishery resource in countries like Colombia and Venezuela, and it is classified as "vulnerable" on the list of threatened species in the Colombian Caribbean (INVEMAR, 2002). The deforestation of mangroves for charcoal production, excessive shrimp extraction by external individuals for sale, pollution, and its impact from

shrimp farm development are likely responsible in varying proportions (Macintosh, 1988 and Macintosh & Ashton, 2002).; also, in this document); all of this has led to reductions in available stocks for artisanal fishers in this area. The mollusk species most consumed by residents, in order, are: *A. tuberculosa*, *M. guyanensis*, *L. asperrima*, *P. ventricosa*, *P. inflata*, and *P. notabilis*; in this regard, the data gathered from the survey and other studies suggest that no other species harvested by the inhabitants of Punta Chame Bay (and likely along the Pacific coast of Panama) has been subjected to greater fishing pressure than *A. tuberculosa* (Nagabhushanam & Dhamne, 1977).

CONCLUSION

The observed low population levels and limited diversity of these species in the mangroves of the Chame district can be largely attributed to anthropogenic activities such as mangrove deforestation for charcoal production, excessive extraction by external settlers for commercial purposes, pollution, and the establishment of shrimp farms.

ACKNOWLEDGMENTS

We would like to thank with all our hearts our advisors: Janzel Villalaz, Victor Tejera and Daniel Emmen who thanks to their knowledge have achieved an excellent work of our thesis, to the staff of the Malacology Museum of the University of Panama (MUMAUP), for providing us with a space to carry out the laboratory work, and without leaving behind our colleagues Jean Carlos Abrego, Freddy Nay, Eddier Rivera, Helio Quintero, Enós Juárez, Isela Guerrero, Alejandro Ávila, Emeli Barrios, Jessenia Espinosa, who contributed their time to accompany us on our field trips, also to Mr. Casimiro Calles for lending us his machete on the sampling days and to Mr. Carlos Abrego for giving us lodging and food every day that we needed to go to the field.

REFERENCES

- Avilés, M.C. (1984). Moluscos provenientes de la Isla Pedro Gonzáles, Archipiélago de las Perlas, Panamá. *Donax panamensis*, 37,21.
- Cárdenas-Calle, M. & Mair, J. (2014). Caracterización de macroinvertebrados bentónicos de dos ramales estuarinos afectados por la actividad industrial, estero Salado – Ecuador. *Revista Intrópica*, 9, 118-128.
<https://revistas.unimagdalena.edu.co/index.php/intrópica/article/view/1439/819>
- Coan, E.V. & Valentich-Scott, P. (2012). Bivalve seashells of tropical west America. Santa Barbara Museum of Natural History Monographs. Santa Barbara, United State.
- Connell, J. (1961). Effects of completion, predatory by *Thais lapillus* and other facture on natural populations of the barnacles *Balanus balanoides*. *Ecological Monographs*, 31, 61-103.
- Diéguez, M. & Avilés, M.C. (1981). Contribución al conocimiento de los bivalvos de interés económicos del pacífico de Panamá. Panamá: II congreso Nacional de Acuicultura Memorias MIDA, Panamá.
- Emmen, D. & Tejada, R. (1984). Estudio De la Distribución, Abundancia y diversidad de Pelecípodos y Gasterópodos de un Manglar del distrito de Aguadulce. Tesis. Panamá, Panamá.
- Fairchild, N.M & López S.I. (2010). Diversidad y Abundancia de Moluscos de Manglar (Bivalvos y Gasterópodos) en el Líbano y áreas adyacentes en la Bahía de chame, Provincia de Panamá. Tesis. Panamá, Panamá.
- Flores, C. (1973). La familia Littorinidae (mollusca: Mesogastropoda) en las aguas costeras de venezuela. Boletín del Instituto Oceanográfico de la Universidad de Oriente, ubicado en Cumaná, 12, 3-22.

- Flores, O. & Morales, L. (2001). Moluscos de la clase Pelecypoda y Gastropoda de la ensenada e isla Santa Catalina, pacifico veragüenses. Tesis. Panamá, Panamá.
- Franz, D. (1976). Benthic assemblages in relation to sediment gradients in the northeast Long Island sound. *Malacología*, 15(2), 372-399.
- Frith, D.W., Tantanasiriwong, R. & Bhatia, O. (1976), zonation and abundance of macrofauna on mangrove shore, Phuket Island. *Research Bulletin Phuket Marine Biological Center*, 10, 1-31.
- Gaxiola, M. (2011). Una revisión sobre los manglares: características, problemáticas y su marco jurídico. Importancia de los manglares, el daño de los efectos antropogénicos y su marco jurídico: caso sistema lagunar de Topolobampo. *Ra Ximhai: revista científica de sociedad, cultura y desarrollo sostenible*, 7(3), 355-369.
- Gonzalez, G.R. (1983). Informe de las especies de molusco colectadas durante la gira de barro colorado salud. No. 7 a la costa Pacífica de Veraguas. *Donax panamensis*, 29, 66-72.
- Haven, S. 1971. Niche differences in the intertidal Limpets *Acmea scabra* and *Acmea digitales* in Central California. *Veliger*, 13, 231-248.
- Instituto Geográfico Nacional Tommy Guardia (IGNTG). (2007). Atlas Nacional de la República de Panamá. 4ta edición. Quebecor World Bogotá. Editora Novo Art S.A. Colombia.
- INVEMAR. (2002). Informe del estado de los ambientes marinos y costeros de Colombia: Año 2002. Serie de Publicaciones Especiales INVEMAR, No. 8, Santa Marta, Colombia.
- Jackson, J. (1972). the ecology of the mollusks of *Thalassia* communities, Jamaica. West Indies. II. Mollusks population variability along an enviromental stress gradiente. *Marine biology*, 14, 304-337.
- Jiménez, J.A. (1994). Los manglares del Pacífico centroamericano. UNA, Costa Rica.
- Keen, A.M. (1971). Seashells of Tropical West America. Marine Mollusk from Baja California to Perú. Stanford University Press. Stanford, California, United State.
- Lalana, R. & Pérez, M. (1985). Estudio cualitativo y cuantitativo de la fauna asociada a las raíces de *Rhizophora mangle* en la cayería este de la Isla de la Juventud. *Revista de Investigaciones Marinas*, VI (2-3), 45-57.
- Macintosh, D.J. (1988). The ecology and physiology of decapods of mangrove swamps. *Symposia of the Zoological Society of London*, 59, 315-341.
- Macintosh, D.J. & Ashton, E.C. (2002). A Review of Mangrove Biodiversity Conservation and Management. Centre for Tropical Ecosystems Research, Aarhus, Denmark. <http://mit.biology.au.dk/cenTER/index.html>
- Margalef, R. (1995). Aplicacions del caos determinista en ecologia (pp 171-184) En: Flos, J. (ed.) 1995. *Ordre i caos en ecologia*. Publicacions Universitat de Barcelona, España.
- Morao, A. (1983). Diversidad y fauna de moluscos y crustáceos asociados a las raíces sumergidas del mangle rojo, *Rhizophora mangle* en la Laguna de la Restinga. Tesis. Universidad de Oriente, Venezuela.
- Morton, B. (1983). Mangrove bivalves. In *The Mollusca: Ecology*. Russell-Hunter.
- Nagabhushanam, R. & Dhamne, K.P. (1977). Seasonal gonadal changes in the clam *Paphia laterisulca*. *Aquaculture*, 10, 141-152.
- Newell, G.E. (1958). The behavior of *Littorina littorea* (L). under natural conditions and its relations to position on the shore. *Journal of the Marine Biological Association UK*, 37, 229- 239.
- Olguín, E., Hernández, M. & Sánchez, G. (2007). Contaminación de manglares por hidrocarburos y

- estrategias de biorremediación, fitorremediación y restauración. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 23(3), 139-154.
http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-49992007000300004&lng=es&tlng=es.
- Ortega, S. (1986). Fish predation on the gastropods in the Pacific coasts of Costa Rica. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 97, 181-191.
- PANAMANGLAR. (2013).
<http://panamanglar.org/es/listing/bahia-de-chame/>
- Pfaff, M.C. & Nel, R. (2019). Intertidal zonation. Reference module in earth system and environmental sciences. Second Edition, United States. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409548-9.11184-4>
- Pomareda, E., & Zanella, I. (2006). Diversidad de moluscos asociados a manglares en isla San Lucas. *Revista de Ciencias Ambientales*, 32(1), 11-13.
- Rodríguez, G. (1967). Comunidades bentónicas. En: *Ecología marina*. Eds: fundación La Salle de Ciencias Naturales. Argentina.
- Rützler, K. & Feller, C. (1988). Mangrove swamp communities. *Oceanus*, 30, 16-24.
- Spigth, T.M. (1977). Diversity of shallow water Gastropod Communities on temperature and tropical beaches. *The American Naturalist*, 3(982), 1077-1097.
- Strong, A.M. & Hertlein, L.G. (1939). Marine mollusk from Panamá collects by Allan Hancock Expedition to the Galapagos Islands, 1931- 1932 En: Allan Hancock pacific vol. 2 (12), p.177-184. California: The University of southern California press, United States.
- Tejera, V.H. & Avilés, M.C. (1975). Lista de gasterópodos de la costa del Distrito de Aguadulce, Provincia de Coclé, República de Panamá. *Conciencia*, 2(2), 5-6 y 15.
- Tejera, V.H. & Avilés, M.C. (1976). Inventario de flora y fauna de costas del distrito de Aguadulce. Primera parte: Clase Pelecypoda. *Conciencia*, 3(3), 10-11.
- Tejera, V.H., Avilés, M.C. & Córdoba D. (2016). Moluscos Intermareales del Distrito de Aguadulce. Guía de campo. Imprenta: Color Group Internacional. Panamá, Panamá.
- Vegas, M. (1971). Introducción a la ecología de los bentos marinos. O.E.A Washintong D.C.; United States.
- WORLD REGISTER OF MARINE SPECIES (WoRMS). Editorial Board (2025). World Register of Marine Species. Available from <http://www.marinespecies.org>



Observación sobre el comportamiento de refugio en *Leptodeira rhombifera* (squamata: colubridae)

Observation on sheltering behaviour in *Leptodeira rhombifera* (squamata: colubridae)

Miguel A. Youngs-Mitre¹  & Eduardo A. Navarro² 

¹ Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales, Panamá.

miguelyoungs9811@gmail.com <https://orcid.org/0000-0003-0304-6293>

² Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales, Panamá.

eduardoanv10@gmail.com <https://orcid.org/0000-0002-6898-7310>

DOI: <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v27n2.a8678>

INFORMACIÓN SOBRE EL ARTÍCULO

Recibido: 26 de agosto 2025 | Aceptado: 25 agosto 2024

Como citar este documento: Youngs-Mitre, M.A. & Navarro, E.A. (2025). Observación sobre el comportamiento de refugio en *Leptodeira rhombifera* (Squamata: Colubridae). Mesoamericana 27(2): 19-22.

Autor corresponsal: Miguel A. Youngs-Mitre, Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales, Panamá. miguelyoungs9811@gmail.com

Contribución de los autores: Los autores de este trabajo declaran haber participado en la realización de este proyecto de investigación en todas sus etapas, búsqueda de información y redacción del artículo.

Editor: Dr. Alonso Santos Murgas.

ABSTRACT: *Leptodeira rhombifera* is a widely distributed snake found in both dry and humid tropical habitats, demonstrating remarkable adaptability. In this study, we document the refuge behavior of an adult individual on Barro Colorado Island, Panama, where it was observed sheltering in a door frame on seven out of ten visits over two months. Ambient temperatures ranged from 25.9°C to 27.7°C, with relative humidity between 90% and 98%. The recurrence of the same individual in its refuge suggests fidelity to specific microhabitats, likely due to thermal stability and predator protection. Previous studies have shown that refuge selection in ectothermic snakes is influenced by thermoregulation and security, and in this case, the use of an anthropogenic structure could indicate an adaptation to human-modified environments. The observation of this behavioral pattern suggests that *L. rhombifera* possesses advanced spatial awareness, allowing it to optimize both its physiological well-being and ecological security. These findings enhance our understanding of the species' refuge ecology and highlight the role of artificial structures in their behavior, which may have implications for its conservation in anthropized landscapes.

KEYWORDS: Adaptation, *Leptodeira rhombifera*, microhabitat, refuge, thermoregulation.

RESUMEN: *Leptodeira rhombifera* es una serpiente de amplia distribución en hábitats tropicales secos y húmedos, con una notable capacidad de adaptación. En este estudio, documentamos el comportamiento de refugio de un individuo adulto en la Isla Barro Colorado, Panamá, donde fue observado refugiándose en un marco de puerta en siete de diez visitas realizadas durante dos meses. Las temperaturas ambientales oscilaron entre 25.9°C y 27.7°C, con una humedad relativa entre 90% y 98%. La recurrencia del mismo individuo en su refugio sugiere fidelidad a microhábitats específicos, probablemente por estabilidad térmica y protección contra depredadores. Estudios previos han demostrado que la selección de refugios en serpientes ectotérmicas está influenciada por la termorregulación y la seguridad,

y en este caso, el uso de una estructura antropogénica podría indicar una adaptación a entornos modificados por el ser humano. La observación de este patrón comportamental sugiere que *L. rhombifera* posee un conocimiento espacial avanzado que le permite optimizar su bienestar fisiológico y ecológico. Estos hallazgos amplían la comprensión sobre la ecología de refugio en la especie y resaltan la importancia de estructuras artificiales en su comportamiento, lo que puede tener implicaciones para su conservación en paisajes antropizados.

PALABRAS CLAVE: Adaptación, *Leptodeira rhombifera*, microhábitat, refugio, termorregulación.

INTRODUCCIÓN

La serpiente *Leptodeira rhombifera* Günther, 1872, comúnmente conocida como "ojo de gato", fue considerada históricamente una subespecie de *L. annulata*, aunque actualmente se reconoce como una especie distinta. Su rango de distribución es notablemente amplio, extendiéndose desde México hasta las regiones de Panamá (Barrio-Amorós, 2019). Esta serpiente es una de las especies más comunes dentro de su género y se encuentra con frecuencia tanto en bosques tropicales secos como en ambientes tropicales húmedos, lo que sugiere una notable capacidad de adaptación a diferentes tipos de hábitats (Solórzano, 2004).

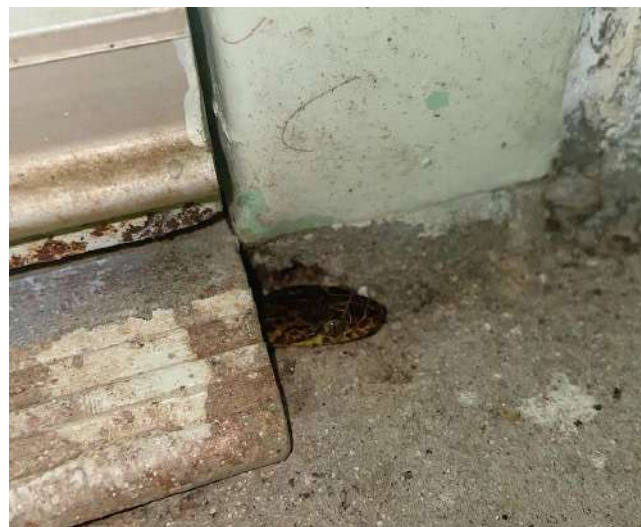
Resultados y Discusión

Registramos un ejemplar adulto de *L. rhombifera* en la Isla Barro Colorado (9°09'54"N, 79°50'12"W). El individuo fue observado refugiándose en el ángulo inferior derecho entre el marco de la puerta y el suelo (Figura 1), lo que sugiere el uso de estructuras antropogénicas como refugio. Desde el encuentro inicial, se realizaron visitas semanales al sitio, lo que resultó en un total de 10 observaciones durante un período de dos meses. En estas visitas, se encontró al ejemplar en el mismo refugio en 7 ocasiones, mientras que en 3 ocasiones el refugio estaba vacío. Durante los días de observación, las temperaturas ambientales oscilaron entre 25.9°C y 27.7°C (Gráfica 1), con una humedad relativa entre el 90% y el 98%. Este patrón de comportamiento sugiere que *L. rhombifera* puede abandonar temporalmente el refugio, posiblemente para

termorregulación o búsqueda de alimento, y tiene la capacidad de regresar al mismo refugio.

Figura 1.

L. rhombifera refugiada en el marco de la puerta.

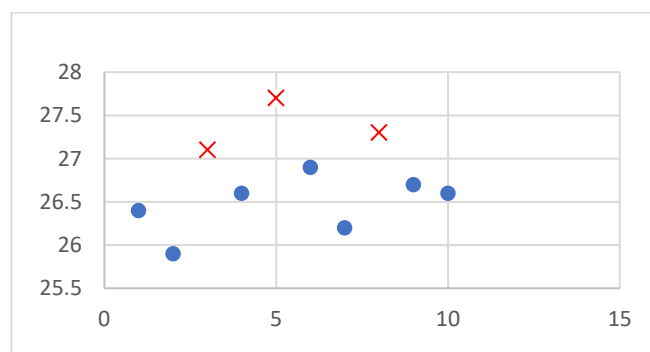


El uso recurrente de microhábitats refleja lo observado en otras especies de serpientes. Por ejemplo, *Conopsis biserialis* utiliza refugios subterráneos para regular su temperatura y evitar depredadores, como señala Raya-García (2024), destacando que el refugio no solo protege al individuo de condiciones ambientales adversas, sino que también permite una termorregulación eficiente. De manera similar, Mundo-Hernández et. al. (2017) sugiere que las serpientes en climas templados seleccionan refugios estratégicos para mantener condiciones térmicas óptimas, confirmando que la selección de refugios es una estrategia clave en reptiles ectotérmicos, similar al caso de *Thamnophis scalaris* que utiliza refugios para la hibernación en climas templados.

Por otro lado, Murillo (2009) documentó que *Crotalus ruber* selecciona refugios como madrigueras y vegetación densa, basándose en factores microclimáticos clave, principalmente temperatura y humedad estables, esenciales para regular los procesos fisiológicos y prevenir la deshidratación. De manera complementaria, Urbina-Cardona & Reynoso (2017) demostraron que algunos integrantes de las familias Boidae, Elapidae, Colubridae y Viperidae prioriza refugios que proporcionan camuflaje y protección física contra depredadores, lo que indica una habilidad altamente adaptada para percibir su entorno. En este contexto, proponemos que *L. rhombifera* pudiese poseer un conocimiento espacial avanzado de su entorno, permitiéndole identificar de manera eficiente sitios que optimicen tanto su bienestar fisiológico (por ejemplo, termorregulación) como su seguridad ecológica. Esta hipótesis se alinea con investigaciones previas que destacan el papel fundamental de los refugios en la supervivencia y el comportamiento de las serpientes, particularmente en la selección de microhábitats que maximizan su éxito evolutivo en entornos diversos.

Figura 2..

Relación entre las observaciones de *L. rhombifera* y la temperatura ambiental



Nota: (eje y: temperatura °C, eje x: observaciones). Un punto (.) denota la observación del individuo en el refugio y la equis (X) la ausencia.

Según Bustos et. al. (2013), los reptiles seleccionan refugios estratégicos que les permiten mantener una regulación térmica continua, lo que les ayuda a asegurar la homeostasis a lo largo de las estaciones y durante

períodos de menor actividad. Dado que son ectotérmicas, las serpientes dependen de fuentes externas para equilibrar su temperatura corporal. En días con temperaturas elevadas, es probable que abandonen sus refugios habituales para desplazarse a áreas más frescas, como zonas sombreadas o subterráneas, evitando así el riesgo de sobrecalentamiento. Por el contrario, en días más frescos o moderados, las condiciones térmicas dentro del refugio son más favorables, lo que les permite permanecer allí para conservar energía y mantener una temperatura óptima. Este comportamiento térmico adaptativo explica porque la logramos observar con mayor frecuencia en días con temperaturas moderadas, mientras que en días más calurosos su presencia en los refugios disminuye significativamente.

AGRADECIMIENTOS

A Brenda Virola y Adolfo Alba, por su asistencia en campo, durante los periodos de colecta de datos.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barrio-Amorós C.L. 2019. On the taxonomy of snakes in the genus *Leptodeira*, with an emphasis on Costa Rican species. *Reptiles & Amphibians*. 26(1), 1–15.
- Bustos Zagal, M. G., Manjarrez, J., & Castro-Franco, R. 2013. Uso de microhábitat y termorregulación en *Sceloporus horridus horridus* (Wiegmann 1939) (Sauria: Phrynosomatidae). *Acta Zoológica Mexicana*, 29(1), 153-163.
- Mundo-Hernández, V., Domínguez-Vega, H., Gómez-Ortiz, Y., Rubio-Blanco, T., Soria-Díaz, L., & Manjarrez, J. 2017. Hibernation refuge of *Thamnophis scalaris* Cope, 1861, in Central Mexico. *Herpetozoa*, 29, 198–200.



Murillo Quero, R. 2009. Uso de hábitat de la víbora de cascabel (*Crotalus ruber*) en un matorral xerófilo de La Paz, Baja California Sur, México (Tesis de maestría, Universidad Autónoma de Cd. Juárez). Repositorio Institucional: https://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1001/246/1/murillo_r.pdf

Raya-García, E. 2024. Microhábitat subterráneo por la serpiente de tierra *Conopsis biserialis* (squamata: colubridae). *Revista Latinoamericana De Herpetología*, 7(1), 4-7. <https://doi.org/10.22201/fc.25942158e.2024.1.736>

Solórzano A. 2004. Serpientes de Costa Rica: Distribución, Taxonomía e Historia Natural. Instituto Nacional de Biodiversidad, San José, Costa Rica. Editorial INBio.

Urbina-Cardona, J.N., & Reynoso, V.H. 2017. Descripción y modelado del microhábitat de los anfibios y reptiles que habitan la Selva Alta Perennifolia de Los Tuxtlas. Págs.355-384. En: Reynoso, V.H., Coates, R.I., Vázquez-Cruz, M.L. (Eds). *Avances y Perspectivas en la Investigación de los Bosques Tropicales y sus Alrededores: la Región de Los Tuxtlas*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.



Lista taxonómica de las tijerillas (insecta: dermaptera) de Centroamérica

Taxonomic list of earwigs (insecta: dermaptera) of Central America

Julio C. Estrada-Álvarez 

Entomological Research, A. C., Metepec, Estado México, México. C.P. 52140.

micraten@yahoo.com.mx <https://orcid.org/0000-0002-3097-0599>

DOI: <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v27n2.a8680>

INFORMACIÓN SOBRE EL ARTÍCULO

Recibido: 13 de agosto 2025 | Aceptado: 30 agosto 2025

Como citar este documento: Estrada-Álvarez, J. C. 2025. Lista taxonómica de las tijerillas (Insecta: Dermaptera de Centroamérica. Mesoamericana 27(2): 31-81. doi.....

Autor corresponsal: Julio C. Estrada-Álvarez., Entomological Research, A. C, Edo. México, México, micraten@yahoo.com.mx

Contribución de los autores: Los autores de este trabajo declaran haber participado en la realización de este proyecto de investigación en todas sus etapas, búsqueda de información y redacción del artículo.

Editor: Alonso Santos Murgas.

ABSTRACT: Based on the bibliographic data available to date, a list of earwigs (Dermaptera) described or reported in Central American countries is presented.

KEYWORDS: Bibliography, Central American countries, Records.

RESUMEN: Basada en los datos bibliográficos disponibles a la fecha es presentada una lista de las tijerillas (Dermaptera), descritas o reportadas en los países de Centroamérica.

PALABRAS CLAVE: Bibliografía, Países centroamericanos, Registros.

INTRODUCCIÓN

El Orden Dermaptera de Geer, 1773, comúnmente llamados por los hispanohablantes como “tijerillas, tijeretas, cortapicos, cortatijeras, cortapichas” o incluso castellanizando el nombre taxonómico de grupo son también mencionados como “dermápteros ó forficulidos” es un pequeño grupo de insectos polineopteros, que superficialmente recuerdan a escarabajos de la familia Staphylinidae (Rehn 1955). Una característica inconfundible del orden, en los representantes actuales, son el par de cercos a manera de pinzas, fórceps o similares al final del abdomen. Su clasificación en la actualidad (incluyendo el registro fósil) es relativamente compleja, a grosso modo, contiene cuatro subórdenes: † Archidermaptera Bey-Bienko, 1936; † Protelytroptera Tillyard, 1931; † Eodermaptera Engel, 2003 y † Neodermaptera Engel, 2003. Los tres primeros (Archidermaptera, Protelytroptera y Eodermaptera) contienen taxones fósiles, mientras que el último (Neodermaptera), contiene además de taxones fósiles, a la fauna actual (Engel y Haas 2007).



Centroamérica, es una región geográfica dentro del continente América, que conecta las dos regiones más masivas del mismo continente, al norte con Norteamérica y al Sur Sudamérica, los límites políticos son claros, comienza en las fronteras con México de Belice y Guatemala y finaliza con la frontera geográfica con Colombia; hay autores que extienden el término más al norte, incluyendo la porción del sureste mexicano (Península de Yucatán, Chiapas, Tabasco y parte de Oaxaca). Políticamente Centroamérica contiene a siete países: Guatemala, Belice, Honduras, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica y Panamá.

Respecto a los trabajos de Dermaptera en Centroamérica, de manera general se cuentan con de Bormans (1893), Burr (1911), Kirby (1904), Reichardt (1968a, 1968b, 1970, 1972a, 1971b), Brindle (1966b, 1968a, 1968b, 1970, 1971a, 1971b, 1971c, 1976, 1981b) y Steinmann (1986a, 1989a, 1989b, 1989c, 1993), pero a manera monográfica por país solo Nicaragua (Maes 1989; Maes y Hass 2006) y Panamá (Hebard 1917b, 1929, 1933a; Brindle 1988; Brindle y Quintero 1992).

División política (primaria) de los países de Centroamérica

GUATEMALA [=República de Guatemala]. Está conformada por ocho regiones y 22 departamentos: Alta Verapaz, Baja Verapaz, Chimaltenango, Chiquimula, El Progreso, Escuintla, Guatemala, Huehuetenango, Izabal, Jalapa, Jutiapa, Petén, Quiché, Quetzaltenango, Retalhuleu, Sacatepéquez, San Marcos, Sololá, Santa Rosa, Suchitepéquez, Totonicapán y Zacapa.

BELICE [Belize]. Está dividido en seis distritos: Belice, Cayo, Corozal, Orange Walk, Stann Creek y Toledo.

HONDURAS [República de Honduras]. Se divide en 18 departamentos: Atlántida, Choluteca, Colón, Comayagua, Cortés, Copán, El Paraíso, Francisco Morazán, Gracias a Dios, Islas de la Bahía, Intibucá, La Paz, Lempira, Ocotepeque, Olancho, Santa Bárbara, Valle y Yoro.

EL SALVADOR [República de El Salvador]. Se divide en 14 departamentos: Ahuachapán, Santa Ana, Sonsonate, Usulután, San Miguel, Morazán, La Unión, La Libertad, Chalatenango, Cuscatlán, San Salvador, La Paz, Cabañas y San Vicente.

NICARAGUA [República de Nicaragua]. Se divide en dos regiones autónomas y 15 departamentos. Regiones autónomas (ex departamento "Zelaya"): Región Autónoma de la Costa Caribe Norte y Región Autónoma de la Costa Caribe Sur. Departamentos: Boaco, Carazo, Chinandega, Chontales, Estelí, Granada, Jinotega, León, Madriz, Managua, Masaya, Matagalpa, Nueva Segovia, Rivas y Río San Juan.

COSTA RICA [República de Costa Rica]. Comprende 7 provincias: Alajuela, Cartago, Guanacaste, Heredia, Limón, Puntarenas y San José.

PANAMÁ [República de Panamá]. Desde 2014, su territorio está constituido por 10 provincias y por cinco comarcas indígenas. Provincias: Bocas del Toro, Coclé, Colón, Chiriquí, Darién, Herrera, Los Santos, Panamá, Veraguas y Panamá Oeste. Comarcas: Ngäbe-Buglé, Guna Yala, Emberá-Wounaan, Guna de Madugandí y Guna de Wargandí.

Figura 1.

División política de Centroamérica.



Biogeografía centroamericana

Centroamérica en su totalidad se encuentra en la región Neotropical, a su vez en la subregión Caribeña (Morrone 2001, 2001b), limita al norte con la región Neártica y la Zona de Transición Mexicana, extendiéndose por el las costas del Pacífico y Golfo de México, sur y sureste de México, Centroamérica, las Antillas, y al noroeste de América del Sur, en Ecuador, Colombia, Venezuela, y Trinidad y Tobago (Morrone 2001a; 2001b). A su vez, Centroamérica cuenta con siete provincias biogeográficas.

Figura 2.

Mapa de la biogeografía de Centroamérica



Nota: cpm=Costa del Pacífico Mexicano. chi=Chiapas. cho=Chocó. gm=Golfo de México. oac=Oriente de América Central. oip=Occidente del Istmo de Panamá. yuc=Yucatán. Línea gris=Límites políticos. Línea negra=Límites biogeográficos.

Costa del Pacífico Mexicano (cpm). Tierras costeras de los estados mexicanos Sinaloa, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero, Oaxaca y Chiapas; extendiéndose a S, SO de Guatemala, El Salvador, Honduras, Nicaragua, hasta la parte noroeste de Costa Rica, limitado por el Río Sapoá, Volcán Osori y Río Tempisque. La vegetación predominante es bosques húmedos y secos, sabanas y palmares (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

Golfo de México (gm). Abarca las costa del Golfo de México del este de México (Veracruz, Tabasco,

Tamaulipas, San Luis Potosí, Hidalgo, Puebla, Oaxaca, Chiapas y Campeche); extendiéndose al Sur de Belice y Noreste de Guatemala (Morrone, 2001a); su límite sus el Lago de Izabal y el Golfere. Bosques de encinos y de coníferas (*Pinus caribaea*), sabanas y palmares (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

Yucatán (yuc). Comprende la península de Yucatán, con los estados mexicanos de Campeche, Yucatán y Quintana Roo, por debajo de los 200 m de altitud, así como la parte Norte de Belice. Bosques húmedos y secos; también hay pastizales inundables (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

Chiapas (chi). Comprende desde el sur de México (Chiapas), Centro-Sur Guatemala, Honduras, El Salvador y parte NO de Nicaragua; en esencia es la Sierra Madre de Chiapas, entre la cota de 500-2,000msnm de altitud, las serranías se extienden hacia el límite de Nicaragua, decreciendo su altitud. La vegetación es heterogénea contando con varios tipos de bosques, sabanas y matorrales (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

Oriente de América Central (oac). Desde el SE Guatemala hasta el istmo de Panamá. Vegetación heterogénea, con diversos tipos de bosques y pastizales con pinos, con predominio de *Pinus caribaea* (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

Occidente del Istmo de Panamá (oip). Comprende la Región del Pacífico de Centroamérica, desde Costa Rica, hasta Panamá, limitada por el Canal de Panamá. Vegetación de Bosques húmedos y secos (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

Chocó (cho). Costa del pacífico sur de Panamá Colombia y norte de Ecuador. Con Bosques húmedos, bosques nublados en los picos más altos de la Serranía de San Blas, Darién, Maje y Pirre en Panamá central y oriental (Dinerstein et al. 1995; Morrone 2001a, 2001b) (Fig 2).

METODOLOGÍA

Se compilo toda la bibliografía del Orden Dermaptera con referencias y localidades dentro de los países que

integran Centroamérica (Guatemala, Belice, Honduras, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica y Panamá), así como sus nombres antiguos (British Honduras, Nova granada, etc.), o simplemente Centroamérica. Toda la información se descargó en una base de datos (Excel); las localidades fueron enmendadas con la ayuda de Google maps, Google Earth y Selander y Vaurie (1962), Picado (1913). Con base en estos datos recopilados se realiza la lista para el Orden Dermaptera de Centroamérica.

RESULTADOS

Para Centroamérica se han reportado 179 especies de dermápteros, de este total solo 147 son válidos y 32 son registros erróneos (ver Registros erróneos). Todos los registros son de fauna actual, es decir que no se han reportado Dermaptera fósil para esta región de América.

Panamá es el país con más especies, con 88, seguido de Costa Rica (76), Guatemala (47), Nicaragua (34), El Salvador (10), Belice y Honduras ambos con cuatro especies reportadas para sus territorios (Grafico 1). En relación a la riqueza por géneros, *Marava* cuenta con 17 spp, seguido de *Sparatta*, con 13 y *Euborellia*, con 8 (ver Tabla 1).

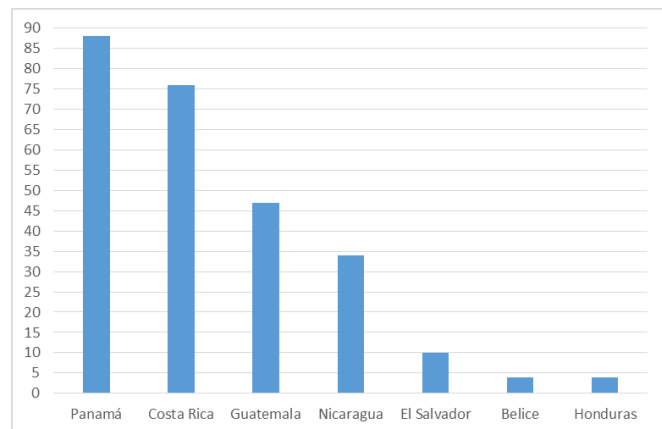


Grafico 1. Cantidad de especies de Dermaptera por país de Centroamérica.

Figura 3.
Mapa de los registros de Dermaptera de Centroamérica.



Tabla 1.

Número de especies por género en Centroamérica

Genero	spp		
<i>Ancistrogaster</i>	7	<i>Mecomera</i>	1
<i>Anisolabella</i>	1	<i>Metalabis</i>	1
<i>Anisolabis</i>	1	<i>Metresura</i>	4
<i>Barygerax</i>	3	<i>Mixocosmia</i>	5
<i>Carcinophora</i>	5	<i>Neocosmiella</i>	1
<i>Circolabia</i>	6	<i>Neolobophora</i>	1
<i>Cosmoggerax</i>	4	<i>Pericomus</i>	1
<i>Ctenisolabis</i>	2	<i>Praos</i>	6
<i>Cylindrogaster</i>	1	<i>Pseudomarava</i>	1
<i>Doru</i>	1	<i>Purex</i>	2
<i>Echinopsalis</i>	1	<i>Pygidicrana</i>	1
<i>Epilandex</i>	2	<i>Pyragra</i>	2
<i>Euborellia</i>	8	<i>Pyragropsis</i>	2
<i>Eugerax</i>	2	<i>Sarcinatrix</i>	2
<i>Forficula</i>	1	<i>Setocordax</i>	1
<i>Geracodes</i>	1	<i>Skalistes</i>	5
<i>Gerax</i>	1	<i>Sparatta</i>	13
<i>Haplodiplatys</i>	6	<i>Spongiphora</i>	4
<i>Isolabis</i>	1	<i>Spongovostox</i>	6
<i>Kleter</i>	3	<i>Strongylolabis</i>	3
<i>Labia</i>	1	<i>Tristanella</i>	3
<i>Labidura</i>	1	<i>Vostox</i>	6

LISTA TAXONÓMICA DE DERMAPTERA DE CENTROAMÉRICA

El orden taxonómico sigue a Engel y Haas, 2007, con las modificaciones de Hopkins et al. 2025.

PAISES en negritas y mayúsculas, *división política primaria* (departamento, distritos, regiones autónomas, provincias o comarcas indígenas, etc.) en negritas y cursivas; localidades entre paréntesis ().

No se presentan listas de sinonimias, para ello se puede consultar a de Hopkins et al. 2025, Steinmann, 1989b.

Orden **DERMAPTERA** de Geer, 1773

Suborden **Neodermaptera** Engel, 2003

[=Catadermaptera Steinmann, 1986; Forficulina Burr, 1911]

Infraorden **Protodermaptera** Zacher, 1910

Superfamilia **Pygidicranoidea** Verhoeff, 1902

Familia **Haplodiplatyidae** Engel, 2017

Género *Haplodiplatys* Hincks, 1955

Haplodiplatys sp.

Haplodiplatys sp. Maes y Haas 2006: 3, 11; Fig. pag. 11.
[**NICARAGUA**: *Matagalpa* (Fuente Pura)].

Haplodiplatys coerulescens (Brindle, 1979)

Distribución: México, Panamá.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Brindle 1984, 1988; Srivastava 1993; Steinmann 1986b; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015).

Haplodiplatys convexiusculus Brindle, 1984

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroeléctrica Secacao]).

Referencias: Brindle 1984; Steinmann 1989c; Hincks 1955; Steinmann 1986b; Srivastava 1993.

Haplodiplatys hamatus (Brindle, 1972)

Distribución: Costa Rica

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Cartago* (Turrialba).

Referencias: Brindle 1972, 1984; Steinmann 1974, 1982c, 1986a, 1986b, 1989c; Sakai 1982; Srivastava 1993; Miles 2015.

Haplodiplatys hincksi Steinmann, 1974

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA** (sin más datos).

Referencias: Steinmann 1974; Sakai 1982; Brindle 1984; Srivastava 1993; Steinmann 1982c, 1986a, 1986b, 1989c.

Haplodiplatys jansonii (Kirby, 1891)

Distribución: Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Panzós y Trece Aguas, [Hidroeléctrica Secacao]); *Guatemala* (Las Mercedes). **NICARAGUA**, *Chontales* (Santo Domingo). **COSTA RICA** (sin más datos). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Bugaba); *Panamá* (Paraíso).

Referencias: Kirby 1891; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911b, 1911c, 1911d, 1914b; Hebard 1917b; Maccacno 1929; Hincks 1955; Reichardt 1968a; Sakai 1971; Steinmann 1982c, 1986a, 1986b, 1989c; Sakai 1982; Brindle 1984, 1988; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1993; Maes y Haas 2006.

Haplodiplatys severus (de Bormans, 1893)

Distribución: México, Guatemala y Panamá.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroeléctrica Secacao]). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí] y Chiriquí); *Panamá* (Paraíso).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1904; Hincks 1955; Sakai 1971; Steinmann 1974; Brindle 1984, 1988; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1993; Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911b, 1911d; Hebard 1933b; Reichardt 1968a; Steinmann 1982c, 1982c, 1986a, 1986b, 1989c.

Familia **Diplatyidae** Verhoeff, 1902

Subfamilia **Cylindrogastrinae** Maccagno, 1929

Género **Cylindrogaster** Stål, 1855

Cylindrogaster gracilis Stål, 1855

Distribución: Panamá, Brasil, Perú(?)

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ**, *Colón* (Portobelo).

Referencias: Burr 1914b; Hebard 1917b.

Nota: Muy probablemente mala ID de Burr 1914b.

Familia **Pygidicranidae** Verhoeff, 1902

Subfamilia **Pygidicraninae** Verhoeff, 1902

Género ***Pygidicrana*** Audinet-Serville, 1831

Pygidicrana hincksi Steinmann, 1986

Distribución: Honduras.

Registros en Centroamérica: **HONDURAS**, *Atlántida* (Lombardia).

Referencias: Steinmann 1986a, 1989c.

Nota: En Hincks 1959: 46 Guía; Fig. 52 aparece como *Pygidicrana* sp. nov.

Subfamilia **Pyragrinae** Verhoeff, 1902

Género ***Echinopsalis*** de Bormans, 1893

Echinopsalis guttata de Bormans, 1893

Distribución: Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Brasil, Paraguay, Bolivia.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroeléctrica Secacao]). **NICARAGUA**, *Chontales* (Santo Domingo); *Granada* (Volcán Mombacho); *Masaya* Finca El Progreso). **COSTA RICA**, *San José* (San Isidro de El General). **PANAMÁ**, *Colón* (Portobelo); *Darien* (Parque Nacional del Darién); *Panamá* (Paraíso).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Borelli 1905, 1909b; Burr 1910a, 1911d, 1914b; Hebard 1917b; Rehn 1933b; Hincks 1959; Reichardt 1968a; Sakai 1971, 1982; Brindle 1988; Steinmann 1973, 1975a, 1982c, 1986a, 1989c;

Maes 1988; Brindle y Quintero 1992; Maes y Haas 2006.

Nota: *Echinopsalis* sp en Burr 1907b: 511.

Subfamilia **Pyragrinae** Verhoeff, 1902

Género ***Pyragra*** Audinet-Serville, 1831

Pyragra sp.

Pyragra sp. 1 Maes y Haas 2006: 3, 16: Fig. pag. 16 [NICARAGUA: Matagalpa (Selva Negra)].

Pyragra fuscata fuscata Audinet-Serville, 1831

Distribución: México, Belice, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Guayanas, Ecuador, Brasil, Paraguay.

Registros en Centroamérica: **BELICE**, *Toledo* (Rio Sarstoon); *Corozal* (Bengue Viejo). **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Chiacam, San Cristóbal Verapaz); *Guatemala* (El Zapote); *Izabal* (Rio Polochic); *Sacatepéquez* (Finca Capetillo); *Solola-Suchitepéquez* (Finca Olas de Mocá). **HONDURAS** (sin más datos). **NICARAGUA**, *Chontales*; *Matagalpa* (La Dalia [Tuma-La Dalia], La Sombra Ecolodge). **COSTA RICA**, *Alajuela* (Boca San Carlos); *Cartago* (Cachí [Caché], Turrialba); *Limón* (Valle del Rio Santa Clara). **PANAMÁ**, (Canal Zone); *Colón* (Portobelo); *Darien* (Parque Nacional del Darién); *Panamá* (La Cabima, Rio Chilibre, Lago Alajuela); *Panamá Oeste* (Rio Trinidad)

Referencias: Audinet-Serville 1831, 1839; Dohrn 1862, 1863; Scudder 1876b; de Bormans 1880b, 1893; de Bormans y Krauss 1900; Rehn 1903b; Kirby 1904; Rehn 1905b; Borelli 1906b; Caudell 1907a; Burr 1907b, 1910a, 1910b, 1911d, 1914b; Hebard 1917b, 1933b; Menozzi 1927; Hincks 1959; Brindle 1966b, 1968c, 1988; Reichardt 1968a; Vanschuytbroeck 1969; Sakai 1971, 1982; Steinmann 1979a, 1979c, 1981a, 1981b, 1986a, 1989c; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Maes y Haas 2006.

Pyragra paraguayensis Borelli, 1904

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Guayanas, Brasil, Perú, Bolivia, Paraguay y Argentina.

Registros en Centroamérica: **NICARAGUA** (sin más datos). **COSTA RICA**, *Limón* (Reventazón). **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Borelli 1904b, 1906b; Burr 1909a, 1911d; Hincks 1959; Brindle 1967a, 1968c; Reichardt 1968a; Steinmann 1986a, 1989c; Maes y Haas 2006.

Género *Pyragropsis* Borelli, 1908

Pyragropsis sp

Pyragropsis sp Maes y Haas 2006: 3, 17; Fig. pag. 17 [NICARAGUA: *Granada* (Volcán Mombacho, Finca El Progreso)].

Pyragropsis thoracica (Audinet-Serville, 1838)

Distribución: Panamá, Surinam. Guaina Francesa.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Bugaba).

Referencias: Audinet-Serville 1839; Scudder 1876b; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1910b, 1915a; Hincks 1959; Brindle 1968c; Reichardt 1968a; Steinmann 1973, 1980, 1986a, 1989c; Brindle y Quintero 1992.

Pyragropsis tristani Borelli, 1908

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Haití, Guaina Francesa. Brasil. Perú. Bolivia, Paraguay, Argentina.

Registros en Centroamérica: **NICARAGUA** (sin más datos). **COSTA RICA**, *Cartago* (Turrialba).

Referencias: Borelli 1908; Burr 1910b, 1911d, 1915b; Hincks 1959; Reichardt 1968a; Sakai 1971, 1982; Steinmann 1981c, 1982c, 1986a, 1989c.

Parvorden **Metadermaptera** Engel, 2003

Superfamilia **Metadermaptera** Engel, 2003

Familia **Anisolabididae** Verhoeff, 1902

Subfamilia **Anisolabidinae** Verhoeff, 1902

Género **Anisolabella** Zacher, 1911

Anisolabella antoni (Dohrn, 1864)

Distribución: México, Guatemala, Nicaragua, Panamá, Venezuela, Trinidad, Guayana Francesa, Brasil y Chile(?)

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Sacatepéquez* (Finca Capetillo). **NICARAGUA**, *Chontales*. **PANAMÁ** (Canal Zone); *Darien* (Punta Sabana); *Panamá* (Frijoles, Corozal).

Referencias: Dohrn 1864a; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Borelli 1904a; Kirby 1904; Burr 1910b, 1911d; Hebard 1917b; Rehn 1933a; Popham y Brindle 1966c; Reichardt 1968b; Sakai 1970a; Steinmann 1977, 1979c, 1989c; Maes y Haas 2006; Heleodoro y Rafael 2023.

Género **Anisolabis** Fieber, 1853

Anisolabis maritima (Bonelli, 1832)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA** (sin más datos). **NICARAGUA**, *Chontales*. **COSTA RICA**, *Puntarenas* (Isla del Coco); *Cartago* (Cachí [Caché]). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí]).

Referencias: de Bormans 1893; Borelli 1903; Kirby 1904; Burr 1912a; Hebard 1917c; Boeseman 1954; Popham y Brindle 1966c; Brindle 1968c; Reichardt 1968b; Steinmann 1978b, 1981a, 1981b, 1981c, 1989a, 1989c; Maes 1988, 1989; Srivastava 1999; Maes y Haas 2006.

Género **Carcinophora** Scudder, 1876

Carcinophora sp

Psalis sp Caudell 1907a: 172 [Cacao, Trece Aguas, Alta Vera Paz, Guatemala].

Carcinophora americana (Palisot de Beauvois, 1817)

Distribución: Canadá(?), Guatemala, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú; Antillas (Cuba, Jamaica, Dominica, Haití, Trinidad, Puerto Rico, Hispaniola).

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Izabal* (Rio Polochic). **HONDURAS**, *Olancho* (Patuca). **NICARAGUA**, *Carazo* (San Marcos); *Chontales*; *Granada* (Volcán Mombacho); *Jinotega* (Reserva Natural Cerro Kilambé); *León*; *Managua* (Managua); *Masaya* (Finca San Joaquín, Finca El Progreso); *Región Autónoma Atlántico Norte* (Reserva Natural Cabo Viejo Tela Sulamas); *Río San Juan* (Refugio de Vida Silvestre Los Guatuzos). **COSTA RICA**, *Alajuela* (Boca San Carlos); *Cartago* (Cachí [Caché], Turrialba, La Mica, Palomo, Orosi); *Limón* (Farm Hamburg [Union de los Rios Parismina y Reventazón], Rio Reventazón, Valle del Rio Santa Clara); *Puntarenas* (Macacona cerca a Esparza); *San José* (Tablazo [Costa del Tablazo], Cangrejal [Altos del Cangrejal de Aserrà(sic)]). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Chiriquí); *Colón* (Portobelo, Gatún, Portobelo, Gatún); *Panamá* (Lago Alajuela); *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Beauvois 1817; Audinet-Serville 1831; Stål 1855; Wood 1874; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Rehn 1903a, 1903b, 1905b; Borelli 1903; Kirby 1904; Borelli 1906b; Burr 1910a, 1912a,

1914b; Picado 1913; Hebard 1917b, 1933a, 1933b; Menozzi 1927; Boeseman 1954; Brindle 1966b, 1988, 1989; Popham y Brindle 1966c; Reichardt 1968b; Steinmann 1977, 1978b, 1979c, 1981b, 1981c, 1984b, 1989a, 1989c; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1999; Maes y Haas 2006.

***Carcinophora discalis* Brindle, 1989**

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panamá* (Cerro Jefe [Jele(sic)]); *Coclé* (El Copé).

Referencias: Brindle 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992.

Nota: Parte del material referido en Brindle (1988: 45, 47), corresponde a esta especie, el restante (28: 20♂♂, 43♀♀), corresponden a *C. percheroni*; 2♀♀ (error editorial en referir un macho), corresponden a *C. discalis* (ver Brindle 1989: 14).

***Carcinophora gagatina* (Klug, 1838)**

Distribución: Costa Rica, Panamá, Surinam, Brasil; Antillas (Trinidad y Tobago, Puerto Rico)

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *Aserri* (Mónte Rotondo e Surubres presso San Mateo); *Cartago* (La Mica); *Limón* (Reventazón); *San José* (Río Pacacua, San José). PANAMÁ, *Chiriquí* (Bugaba, Chiriquí).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Borelli 1903, 1906b; Burr 1911d, 1912a; Picado 1913; Boeseman 1954; Brindle 1968c; Steinmann 1978b, 1989a, 1989c; Srivastava 1999; Maes y Haas 2006.

***Carcinophora lateralis* Brindle, 1989**

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Chiriquí* (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1989; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Nota: Parte del material referido en Brindle (1988: 45, 47), corresponde a esta especie, el restante (28: 20♂♂, 43♀♀), corresponden a *C. percheroni*; (28: 12♂♂, 16♀♀), corresponden a *C. lateralis*.

***Carcinophora percheroni* (Guérin-Ménéville y Percheron, 1838)**

Distribución: EE. UU., Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Surinam, Guyana Francesa, Brasil; Antillas (Santo Tomas, Trinidad).

Registros en Centroamérica: NICARAGUA, *Río San Juan* (Hotel Refugio Bartola). COSTA RICA, *Alajuela* (Boca San Carlos); *Cartago* (La Mica). PANAMÁ, *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Burmeister 1838; Guérin-Ménéville y Percheron 1838; Scudder 1862; Hincks 1876b; de Bormans y Krauss 1900; Rehn 1903b, 1905b; Brunner 1906; Burr 1910a, 1910, 1911d, 1915a; Picado 1913; Hebard 1917a, 1933a; Boeseman 1954; Popham y Brindle 1966c; Sakai 1970a, 1982; Brindle 1988, 1989; Steinmann 1978b, 1980, 1984b, 1989a, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Maes y Haas 2006.

Nota: Parte del material referido en Brindle (1988: 45, 47), corresponde a esta especie, el restante (28: 12♂♂, 16♀♀), corresponden a *C. lateralis*; 2♀♀ (error

editorial en referir un macho), corresponden a *C. discalis* (ver Brindle 1989: 14).

Género *Epilandex* Hebard, 1927

Epilandex srivastavai (Brindle, 1981)

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Brindle 1981b, 1988; Srivastava 1999; Steinmann 1989a, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Epilandex steinmanni (Brindle, 1981)

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado); *Panamá* (Pearl Islands [Archipiélago de las Perlas]).

Referencias: Brindle 1981b, 1988; Srivastava 1999; Steinmann 1989a, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Género *Euborellia* Burr, 1909

Euborellia sp1

Euborellia sp. 1 Maes y Haas 2006: 3, 40; Fig. pag. 41, 42 [Nicaragua: León; Granada : Volcan Mombacho : Finca San Joaquin].

Euborellia sp2

Euborellia sp. 2 Maes y Haas 2006: 3, 43; Fig. pag. 43 [Nicaragua: León; Granada; Region Autonoma Atlantico Norte : Cerro Saslay].

Euborellia sp3

Euborellia sp. 3 Maes y Haas 2006: 3, 44; Fig. pag. 44, 45 [Nicaragua: Zelaya : Cukra Hill].

Euborellia ambigua (Borelli, 1905)

Distribución: EE. UU., Guatemala, Costa Rica; Antillas (Cuba, Haiti, Dominica, Jamaica, Trinidad).

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos). COSTA RICA, *Alajuela* (Rio Jesús María); *San José* (Santa María de Dota).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1911d; Hebard 1921; Steinmann 1989a, 1989c; Srivastava 1999.

Euborellia annulata (Fabricius, 1793)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos). NICARAGUA, *Chontales*; *Managua* (Managua). COSTA RICA (sin más datos). PANAMÁ, *Colón* (Isla Tabernilla Key, Portobelo); *Panamá* (Paraíso, Frijoles, Península Bohío, Paraíso).

Referencias: Burr 1914b; Hebard 1917b; Brindle 1971b; Brindle y Quintero 1992.

Euborellia annulipes (Lucas, 1847)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Huehuetenango* (Chiantla).

Referencias: Burr 1910a, 1911d; Steinmann 1977, 1981b, 1989a, 1989c.

***Euborellia armata* (Borelli, 1906)**

Distribución: Costa Rica y Brasil.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA, San José**, (Cangrejal [Altos del Cangrejal de Aserrà(sic)]).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1910b, 1911d; Hebard 1917c; Popham y Brindle 1966c; Reichardt 1968b; Sakai 1970a, 1982; Steinmann 1977, 1989c; Srivastava 1999.

***Euborellia janeirensis* (Dohrn, 1864)**

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá y Brasil.

Registros en Centroamérica: **NICARAGUA, Chontales. COSTA RICA, Cartago** (Turrialba). **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: de Bormans 1893; Kirby 1904; Menozzi 1927; Steinmann 1977, 1989c; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1999; Maes y Haas 2006.

***Euborellia peregrina* (Mjöberg, 1904)**

Distribución: Nicaragua, Brasil y Guayanas.

Registros en Centroamérica: **NICARAGUA**, Chinandega (Posoltega y Chinandega).

Referencias: Steinmann 1989c; Maes 1988, 1989; Srivastava 1999; Maes y Haas 2006.

***Euborellia plebeja* (Dohrn, 1863)**

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA** (sin más datos).

Referencias: Steinmann 1978b, 1989c.

Género ***Metalabis*** Burr, 1915

***Metalabis saramaccensis* (Zacher, 1911)**

Distribución: Panamá, Trinidad, Surinam, Guayanas y Brasil.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ**, Panamá (Frijoles y Paraiso).

Referencias: Zacher 1911; Burr 1914b; Hebard 1917a; Popham y Brindle 1966c; Reichardt 1968b; Brindle 1968c; Sakai 1970a, 1982; Steinmann 1977, 1978b, 1989a, 1989c; Srivastava 1999.

Subfamilia ***Brachylabidinae*** Burr, 1908

Género ***Ctenisolabis*** Verhoeff, 1902

***Ctenisolabis montana* (Borelli, 1909)**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA, San José**, (San Isidro de El General).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d; Popham y Brindle 1966b; Reichardt 1968b; Sakai 1970a, 1982; Steinmann 1977, 1978a, 1989a, 1989c.

***Ctenisolabis nigra* (Scudder, 1876)**

Distribución: Guatemala, Costa Rica, Paraguay, Bolivia y Brasil

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA, Alta Verapaz** (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]). **COSTA RICA, San José** (San Isidro de El General).

Referencias: Scudder 1876a; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Caudell 1907a; Borelli 1909b; Burr 1911d; Zacher 1911; Popham y Brindle 1966b; Reichardt 1968b; Sakai 1970a, 1982; Steinmann 1977, 1978a, 1989a, 1989c; Srivastava 1999.

Subfamilia **Isolabidinae** Verhoeff, 1902

Género **Geracodes** Hebard, 1917

Geracodes litus Hebard, 1917

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panamá Oeste* (La Chorrera).

Referencias: Hebard 1917b; Popham y Brindle 1966b; Reichardt 1968b; Sakai 1970a, 1982; Steinmann 1977, 1978b, 1989a, 1989c; Srivastava 1999.

Género **Isolabis** Verhoeff, 1902

Isolabis howardi (Burr, 1910)

Distribución: Guatemala, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]). COSTA RICA, *Cartago* (Orosi, La Mica); *Puntarenas* (La Estrella). PANAMÁ, *Chiriquí* (Boquete)

Referencias: Burr 1910a, 1910b, 1911d, 1914a; Borelli 1911; Picado 1913; Hebard 1917b; Popham y Brindle 1966b; Reichardt 1968b; Brindle 1968c, 1988; Reichardt 1968b; Sakai 1970a, 1982; Steinmann 1977, 1989a, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1999

Infraorden **Epidermaptera** Engel, 2003

Nanorden **Plesiordermaptera** Engel, 2003

Superfamilia **Labiduroidea** Verhoeff, 1902

Familia **Labiduridae** Verhoeff, 1902

Subfamilia **Labidurinae** Verhoeff, 1902

Género **Labidura** Leach, 1815

Labidura riparia (Pallas, 1773)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ (Canal Zone).

Referencias: Hebard 1917b; Reichardt 1971; Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992.

Nota: Es muy posible que se encuentre en todos los países de Centroamérica.

Parvorden **Eteordermaptera** Engel, 2003

Superfamilia **Forficuloidea** Latreille, 1810

Familia **Forficulidae** Latreille, 1810

Subfamilia **Ancistrogastrinae** Verhoeff, 1902

Cosmogerax(?) sp. Maes y Haas 2006: 3, 49; Fig. pag. 49 [NICARAGUA: *Chontales*: 2 km E Santo Domingo].

Kleter(?) sp. 3 (♀) Maes y Haas 2006: 4, 110; Fig. pag. 111-115 [NICARAGUA: *Jinotega*: Peñas Blancas. *Matagalpa*: Fuente Pura].

Kleter(?) sp.4 (♀) Maes y Haas 2006: 4, 116; Fig. pag. 116 [NICARAGUA: *Región Autónoma del Atlántico Norte*: Cerro Saslaya].

Género **Ancistrogaster** Stål, 1855

Ancistrogaster sp

Ancistrogaster sp Picado 1913; 344 [La Mica, 1.300 mètre].

Ancistrogaster championi de Bormans, 1893

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA** (La Palma, Cuesta de Tablazo). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí], Boquete, Chiriquí)

Referencias: Kirby 1904; Borelli 1906b; Burr 1907a, 1911d; Hebard 1917b; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1982b, 1989c, 1993; Brindle 1988; Brindle y Quintero 1992.

Ancistrogaster globalis Steinmann, 1989[1993]

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *San José* (Escazú). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Boquete).

Referencias: Steinmann 1989c; Steinmann 1993; Maes y Haas 2006.

Ancistrogaster luctuosus Stål, 1855

Distribución: México, Guatemala, Costa Rica, Panamá, Ecuador y Brasil.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Guatemala* (Las Mercedes); *Quetzaltenango-Sololá* (Volcán Zunil); *Sololá* (Volcan de Atitlan). **COSTA RICA**, *San José* (San José). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí]).

Referencias: Stål 1855; Dohrn 1865; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1907a, 1911d; Brindle 1966b; Popham 1968a; Reichardt 1971;

Sakai 1973, 1982; Steyskal, 1973; Steinmann 1982b, 1983, 1989c, 1993.

Ancistrogaster maculifera (Dohrn, 1865)

Distribución: México, Panamá, Colombia, Venezuela y Brasil.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Steinmann 1982b, 1983, 1989c, 1993; Brindle 1988; Brindle y Quintero 1992.

Ancistrogaster mixta Borelli, 1906

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Puntarenas* (La Estrella); *San José* (San José).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1911d; Picado 1913; Reichardt 1971; Steinmann 1982b, 1989c, 1993.

Ancistrogaster spinax Dohrn, 1862

Distribución: México, Guatemala y Nicaragua.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Cobán, San Cristóbal Verapaz); *Izabal* (Rio Polochic); *Solola-Suchitepéquez* (Finca Olas de Mocá). **NICARAGUA**, *Jinotega* (El Jaguar, Km 147.5 carretera Matagalpa – Jinotega); *Matagalpa* (Fuente Pura).

Referencias: Dohrn 1862, 1865; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1910a, 1911c, 1911d, 1914b; Hebard 1917c; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; 1979c, 1982b, 1989c, 1993; Maes y Haas 2006.

***Ancistrogaster variegata* (Dohrn, 1865)**

Distribución: México, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Perú .

Registros en Centroamérica: NICARAGUA, *Carazo; Chontales; Region Autonoma Atlantico Norte; Rio San Juan*. COSTA RICA (sin más datos). PANAMÁ, *Chiriquí* (Bugaba); *Panamá* (Paraiso).

Referencias: Charpentier, in Dohrn, 1865; Dohrn 1865; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Rehn 1905a; Burr 1911d, 1914b; Brindle 1968b; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1982b, 1989c, 1993; Maes 1988, 1989; Brindle 1988; Brindle y Quintero 1992; Maes y Haas 2006.

Género *Praos* Burr, 1907

***Praos alfari* (Borelli, 1906)**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *Puntarenas*, (La Estrella); *San José* (Tablazo [Costa del Tablazo]).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1911d; Picado 1913; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

***Praos biolleyi* (Borelli, 1907)**

Distribución: Nicaragua, Costa Rica.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA (sin más datos). COSTA RICA, *Puntarenas*, (La Estrella); *San José* (Tablazo [Costa del Tablazo]).

Referencias: Borelli 1907; Burr 1911d, 1916; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

***Praos curiosus* Steinmann, 1989**

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA(?) (sin más datos). PANAMÁ (el Volcán).

Referencias: Steinmann 1989c, 1993.

Nota: al parecer la localidad en Steinmann 1989c es errónea (Costa Rica), enmendada en Steinmann 1993.

***Praos perditus* (Borelli, 1906)**

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA (sin más datos). COSTA RICA, *Alajuela* (Volcán de Poás); *Cartago* (Rio Reventado, Plantón, Turrialba, Volcán de Irazú, Tierra-blanca); *San José* (Rancho Redondo, Tablazo [Costa del Tablazo], La Palma). PANAMÁ, *Chiriquí* (Chiriquí, Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí]).

Referencias: Borelli 1903 1906b; Kirby 1904; Burr 1907a, 1910a, 1911d, 1912a; Picado 1913; Rehn 1921; Hebard 1917c, 1929; Townes 1945; Brindle 1966b, 1970c, 1988; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1975a, 1989c, 1993; Brindle y Quintero 1992.

Notas: en la descripción de la especie Borelli (1906b), comenta que la determinación de *A. impennis* hecha por el esta errónea y la serie tipo son los mismo ejemplares referidos en Borelli (1903). Los demás autores omiten esto y siguen registrando a *P. impennis* para Costa Rica.

Así también se concideran determinaciones erróneas de *P. silvestrii* a las de Brindle 1966b y Steinmann 1989c, 1993. Estas determinaciones corresponden esta especie.

Praos tristani (Borelli, 1907) **comb. n.**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *San José* (Santa María de Dota).

Referencias: Borelli 1907; Burr 1911d; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993; Estrada-Álvarez 2025.

Nota: *P. tristani* (Borelli, 1907), al igual que los verdaderos representantes del género *Paracosmia* presenta tegminas brachipteras y alas rudimentarias; pero los cercos carecen de diente basal y presenta el ultimo tergito con modificaciones (Borelli, 1907: 1-2; Figura página 2). Esto da la certeza de que esta especie está mal ubicada y debe de ser trasferida a *Praos*, generando una nueva combinación. Adicionalmente el género *Paracosmia* está restringido a México (Estrada-Álvarez 2025).

Praos robustus Borelli, 1911

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Cartago* (La Mica, Orosi, Plantón).

Referencias: Borelli 1911; Picado 1913, 1916; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Género ***Sarcinatrix*** Rehn, 1903

Sarcinatrix anomalia (Rehn, 1903)

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Alajuela* (Boca San Carlos); *Cartago* (Turrialba); *Limón* (Farm Hamburg [Union de los Rios Parismina y Reventazón], Rio Reventazón). **PANAMÁ**, *Panamá* (Lago Alajuela).

Referencias: Rehn 1903b, 1905b; Burr 1910a, 1911d; Hebard 1917b; Moreira 1930; Brindle 1966b; 1967b, 1971a, 1988; Popham 1968a, 1968b; Reichardt 1971; Sakai 1982; Steinmann 1989c, 1993; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Sarcinatrix edentata Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c, 1993; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Subfamilia **Forficulinae** Latreille, 1810

Género ***Doru*** Burr, 1907

Doru taeniatum (Dohrn, 1862)

Distribución: EE. UU., México, Guatemala, Honduras, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Bolivia, Brasil; Antillas (Cuba).

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, (Socanquin?); *Alta Verapaz* (Sepacuité, cotton field, Trece Aguas [Hidroeléctrica Secacao], Cobán); *Guatemala* (Ciudad de Guatemala, El Zapote); *Sacatepéquez* (Finca Capetillo); *Santa Rosa* (Finca

Cerro Redondo). **HONDURAS** *Zamorano* (Valle del Yeguary). **EL SALVADOR**, *San Salvador* (San Salvador); *Sonsonate* (Sonsonate). **NICARAGUA**, *Boaco* (Boaco, Santa lucia); *Carazo* (Cooperativa Hilbren, San Marcos); *Chinandega* (Chinandega, El Jicarito); *Chontales* (Santo Domingo); *Esteli*; *Granada* (Reserva Silvestre Privada de Domitila); *León* (Los Lechecuagos); *Managua* (La Calera, Mateare); *Masaya* (Cooperativa Ortega, Las Flores, Masaya); *Región Autónoma Atlántico Sur* (El Recreo); *Región Autónoma del Atlántico Norte* (8 km Bonanza). **COSTA RICA**, *Alajuela* (Boca San Carlos); *Cartago* (Turrialba); *Puntarenas* (Coronado [Corinado(sic)], Surubres); *San José* (Piedras Negras, San Isidro, San José). **PANAMÁ** (Canal Zone); *Chiriquí* (Bugaba, Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriqui]); *Colón* (Colón, Isla Tabernilla Key).

Referencias: Dohrn 1865; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Borelli 1903, 1906b; Rehn 1903b, 1905b; Kirby 1904; Burr 1907a, 1910a, 1911d, 1912a, 1914b; Caudell 1907a; Hebard 1917b, 1919, 1920, 1929, 1933b; Boeseman 1954; Brindle 1966b, 1968c, 1981a, 1988; Popham y Brindle 1969; Steinmann 1979c, 1981c, 1981a, 1989c, 1993; Hoffmann 1984; Maes 1988, 1989; *Jones et al. 1989*, Brindle y Quintero 1992; Maes y Haas 2006.

Notas: Hay mucha ambigüedad respecto a las determinaciones de esta especie, de acuerdo a Brindle 1971d: 191-192 y Hoffmann 1984: 12; los registros de *D. lineare*, de Norte y Centroamérica corresponden a *D. taeniatum*; contemplando la historia taxonómica de la especie y los registros, también los registros de *D. gracilis* (Brindle 1966b) y *D. albipes* (Brindle 1981a:

15; Steinmann 1989c: 799, 1993; 521), para Centroamérica deben de considerarse dentro de *D. taeniatum*. 2) Es muy posible que existan especies crípticas en *D. taeniatum*, esto solo se confirmara con un análisis morfológico extenso, incluyendo el estudio de la armadura genital y un análisis molecular.

Género *Forficula* Linnaeus, 1758

Forficula auricularia Linnaeus, 1758 (Complex).

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: Sin registros.

Nota: Sin registros previos en Centroamérica, pero muy factible que en un futuro se reporte.

Género *Skalistes* Burr, 1907

Skalistes biolleyi (Borelli, 1906)

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Cartago* (Coris, La Mica, Palomo).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1909b, 1911d; Picado 1913; Popham 1968a; Brindle 1970a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Skalistes cacaoensis (Caudell, 1907)

Distribución: México, Guatemala.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (San Cristóbal, Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]).

Referencias: de Bormans 1893; Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911d; Popham y Brindle 1969; Brindle 1970a;

Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

***Skalistes inopunatus* (Burr, 1900)**

Distribución: México, Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Perú.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Sacatepequez* (Antigua Guatemala). **NICARAGUA**, *Granada* (Volcán Mombacho); *Masaya* (Finca El Progreso). **COSTA RICA** (sin más datos).

Referencias: Burr, 1900; Brindle 1970a; Reichardt 1971; Steinmann 1989c, 1993.

***Skalistes lugubris* (Dohrn, 1862)**

Distribución: México, Guatemala, Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA** (sin más datos). **COSTA RICA**, *Cartago* (Turrialba).

Referencias: Stål 1858; Dohrn 1862; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Borelli 1903; Rehn 1903b; Kirby 1904; Burr 1907a, 1911d, 1912a; Picado 1913; Burr 1916; Hebard 1917c; Brindle 1970a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steyskal, 1973; Steinmann 1989c, 1993.

***Skalistes vidua* (Burr, 1905)**

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA** (Mt. Oltrain?)

Referencias: Burr 1905, 1911d; Popham y Brindle 1969; Brindle 1970a; Reichardt 1971; Sakai 1973; Steyskal, 1973; Steinmann 1989c, 1993.

Subfamilia **Neolobophorinae** Burr, 1907

Género *Metresura* Rehn, 1922

***Metresura flaviceps* Brindle, 1976**

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **NICARAGUA**, *Estelí* (Cerro Tisey); *Matagalpa* (Fuente Pura).

COSTA RICA (Valle de los Arcàngeles); *Alajuela* (Alajuela, Boca San Carlos, Lugar Ventoso(?) [Buenos Aires] a 14Km. NE, de la Ciudad Quesada); *Cartago* (Cachí [Caché], Tejar de Cartago); *Puntarenas* (Surubres); *San José* (Caurridabat, Copey, Río Sucio, San Pedro, Santa María de Dota, Tablazo [Costa del Tablazo]). **PANAMÁ**, *Panamá* (Culebra Cut); *Chiriquí* (Chiriquí).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Borelli 1903; Burr 1910a, 1911d, 1912a, 1914b; Picado 1913; Hebard 1929; Popham 1968a; Brindle 1970c, 1976; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993; Maes y Haas 2006; Miles 2015.

Notas: Pare de los registros de *M. rufipes*[=*Neolobophora rufipes*] [ID err.], anteriores a Brindle 1976, corresponden a esta especie. Registros de esta especie para panamá, omitidos en Brindle 1988 y Brindle y Quintero 1992.

***Metresura flavipes* Brindle, 1976**

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **NICARAGUA**, *Estelí* (Cerro Tisey); *Matagalpa* (Fuente Pura).

COSTA RICA, *Cartago* (Coris, Palomo, Plantón, Turrialba, Volcán de Irazu); *Puntarenas* (La Estrella); *San José* (San Frasnisco, San Pedro). **PANAMÁ**, Panamá Oeste (Pitahaya); Panamá (Culebra Cut).

Referencias: Bormans 1893; Burr 1910a, 1911d; Picado 1913; Hebard 1917; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973; Brindle 1976; Steinmann 1989c, 1993.

Nota: Pare de los registros de *M. rufipes*[=*Neolobophora rufipes*] [ID err.], anteriores a Brindle 1976, corresponden a esta especie.

Metresura insolita (Borelli, 1911)

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Cartago* (Plantón).

Referencias: Borelli 1911; Picado 1913; Burr 1914a; Rehn 1921; Brindle 1966b, 1970c, 1976; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Metresura rugosa Brindle, 1976

Distribución: México, Guatemala, El Salvador.

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Alta Verapaz* (Cobán, Finca Seganguim, Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]); *Guatemala* (Ciudad de Guatemala); *Izabal* (Ruinas de Quiriguá); *Jalapa* (Finca Monserrath); *Quetzaltenango* (Quetzaltenango); *Sacatepequez* (Antigua Guatemala). **EL SALVADOR** (Finealas?) [Finca las?]; *La Libertad* (Volcán de San Salvador); *San Salvador* (San Salvador); *Sonsonate* (Las Tablas, San Julián, Volcán de Izalco).

Referencias: Bormans 1893; Bormans y Krauss 1900; Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911d, 1912a; Hebard

1920; Brindle 1966b, 1970c, 1976; Popham 1968a; Vanschuytbroeck 1969; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1979c, 1989b, 1993.

Notas: 1) Pare de los registros de *M. rufipes* [= *Neolobophora rufipes*] [ID err.], anteriores a Brindle 1976, corresponden a esta especie. 2) En Hebard 1920, cometa sobre el material de Antigua, Sacatepequez, Guatemala” This specimen has the tegmina impresso-punctate”, carácter diagnóstico de la especie (Brindle 1976).

Género *Neolobophora* Scudder, 1875

Neolobophora bogotensis Scudder, 1875

Distribución: Costa Rica, Panamá, Colombia, Brasil.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Cartago* (Volcán de Irazu, Turrialba); *San José* (San José). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí]).

Referencias: Scudder 1875; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1907a, 1911d, 1912a; Menozzi 1927; Brindle 1966b, 1970c; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Género *Setocordax* Brindle, 1970

Setocordax gurneyi Brindle, 1970

Distribución: Panamá, Colombia.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ** (Canal Zone).

Referencias: Brindle 1970c, 1988; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993; Brindle y Quintero 1992.

Género *Tristanella* Borelli, 1909

Nota: Este género posiblemente tenga que ser trasferido a Ancistrogastrinae.

Tristanella biaculeata Borelli, 1909

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *San José* (San Isidro de El General).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Tristanella inermis Borelli, 1911

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *San José* (Sabanilla).

Referencias: Borelli 1911; Burr 1914a; Picado 1913; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Tristanella tuberculata Borelli, 1909

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *Cartago* (Ojo de Chicoa(sic) [cercanías a San Juan Chicué], Volcán de Irazu).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d, 1916; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Subfamilia *Skendylinae* Burr, 1907

Género *Kleter* Burr, 1907

Kleter americanus (de Bormans, 1893)

Distribución: México, Guatemala, Nicaragua, Panamá, Colombia, Venezuela, Surinam, Brasil, Perú.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, Alta Verapaz (Trece Aguas [Hidroeléctrica Secacao]). NICARAGUA, *Región Autónoma del Atlántico Norte* (8 km Bonanza). PANAMÁ, Panamá (Frijoles, Lago Alajuela, Paraíso, Península Bohío).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Caudell 1907a; Burr 1911d, 1910a, 1914b; Hebard 1917b; Menozzi 1932; Brindle 1968c, 1969, 1988; Popham 1968b; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993; Brindle y Quintero 1992; Maes y Haas 2006.

Nota: En Maes y Haas 2006, aparece como *Kleter* sp. 1.

Kleter aterrimus (de Bormans, 1883)

Distribución: Costa Rica, Panamá, Venezuela, Ecuador, Bolivia, Perú, Brasil.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA (sin más datos). PANAMÁ (sin más datos).

Referencias: de Bormans 1883; de Bormans y Krauss 1900; Burr 1907a, 1911d; Moreira 1930; Brindle 1967a, 1968b, 1969, 1988; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993; Brindle y Quintero 1992.

Kleter scampolo Steinmann, 1989

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, Cartago
(Turrialba).

Referencias: Steinmann 1989c, 1993.

Género *Mixocosmia* Borelli, 1909

Mixocosmia borelli Menozzi, 1929

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, Cartago
(Orosi).

Referencias: Menozzi 1932; Popham 1968a; Sakai 1982; Steinmann 1989c, 1993.

Mixocosmia carrikeri (Rehn, 1921)

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, Cartago
(Turrialba).

Referencias: Rehn 1921; Reichardt 1971; Sakai 1973; Steinmann 1989c, 1993.

Mixocosmia tolteca (Scudder, 1876)

Distribución: México, Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, Alta Verapaz (Cobán, San Cristóbal Verapaz).

Referencias: Scudder 1876b; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Rehn 1903b; Kirby 1904; Burr 1907a, 1911c, 1911d, 1912a, 1914b; Hebard 1917c, 1933b; Menozzi 1929; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1979c, 1989c, 1993.

Mixocosmia tristani Borelli, 1909

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, San José (Santa María de Dota). **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d; Popham 1968a; Reichardt 1971; Sakai 1973, 1982; Steinmann 1989c, 1993; Brindle Quintero 1992.

Mixocosmia woldai Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí
(Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Nota: especie omitida en Steinmann 1993.

Género *Neocosmiella* Hebard, 1919

Neocosmiella magnifica Steinmann, 1989

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, San José (Rancho Redondo, Vara Blanca).

Referencias: Steinmann 1989c, 1993.

Familia *Spongiphoridae* Verhoeff, 1902

Subfamilia *Cosmogeracinae* Brindle, 1982

Género *Cosmogerax* Hebard, 1933

Cosmogerax diagonalis Brindle, 1982

Distribución: Panamá, Venezuela.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Panamá Oeste (Isla Barro Colorado).

Referencias: Brindle 1982, 1988; Brindle Quintero 1992; Miles 2015.

Cosmogerax formica (Burr, 1911)

Distribución: Guatemala, Honduras, El Salvador, Panamá, Venezuela, Brasil

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos). HONDURAS (sin más datos).

EL SALVADOR (sin más datos). **PANAMÁ**, *Panamá* (Paraiso); *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Burr 1911c, 1914b; Hebard 1933a; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Brindle 1971b, 1974, 1982; Sakai 1982; Steinmann 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Cosmogerax guatemalensis (Brindle, 1973)

Distribución: Guatemala, Panamá.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Quiché* (primavera). **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Brindle 1973a, 1974, 1982, 1988; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Notas: 1) Es muy posible que la localidad de la etiqueta del holotipo [Guatemala / 39 4347 / Primavera logs / N. York / Mar. 29 1939.], corresponda a un poblado dentro del Departamento Quiché, Guatemala, aquí enmendada. 2) En Steinmann 1979d: 281, aparece como distribución Sout American(?), evidentemente un error. 3) En Srivastava 1996: 96, se contempla una distribución continua [Guatemala to a Panama], siendo hasta este presente trabajo discontinua la distribución.

Cosmogerax magicum Steinmann, 1989

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Solola-Suchitepéquez* (Finca Olas de Mocá).

Referencias: Steinmann 1989b, 1989c.

Subfamilia **Geracinae** Brindle, 1971

Género *Barygerax* Hebard, 1917

Barygerax auricoma (Rehn, 1903)

Distribución: Costa Rica, Perú.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *San José* (Piedras Negras).

Referencias: Rehn 1903c, 1905b; Burr 1910a, 1911d, 1912a; Hebard 1918a; Brindle 1966b, 1971b; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Barygerax breviforceps (Caudell, 1907)

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Izabal* (Livingston, Boca del Rio Dulce, 2 millas al S. de Livingston).

Referencias: Caudell 1907; Burr 1911d; Hebard 1918a; Reichardt 1970; Brindle 1971b; Sakai 1981; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Barygerax esau Hebard, 1917

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA (sin más datos). COSTA RICA (sin más datos). PANAMÁ, *Panamá* (Paraíso).

Referencias: Burr 1910a; Hebard 1917b; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968c, 1971b, 1988;

Reichardt 1970; Steinmann 1978b, 1979d, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Género *Eugerax* Hebard, 1917

Eugerax poecilum Hebard, 1917

Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Venezuela.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA, *Managua* (Managua). COSTA RICA, *Guanacaste* (Finca La Caja). PANAMÁ, *Panamá* (Península Bohío, Paraíso).

Referencias: Hebard 1917b; Brindle 1966b, 1971b, 1974, 1988; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Género *Gerax* Hebard, 1917

Gerax phantasma Hebard, 1917

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panamá Oeste* (Rio Trinidad).

Referencias: Hebard 1917b; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Brindle 1971b, 1988; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Subfamilia **Labiinae** Burr, 1909

Género *Circolabia* Steinmann, 1987

Nota: en Srivastava (1996: 101) genera nuevas combinaciones para las especies centroamericanas, *Paralabellula* Kevan, 1997, solo contempla a dos especies originalmente (*P. brindlei* y *P. curvicauda*), no hay trabajos posteriores que transfieran a las especies centroamericanas, por ello se consideran las combinaciones de Srivastava (1996: 102) válidas y erróneas a las combinaciones que aparecen en Hopkins *et al.* (2025).

Circolabia arcuata (Scudder, 1876)

Distribución: México, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Surinam, Guyana Francesa, Brasil, Perú.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, Alta Verapaz (Cobán, San Cristóbal Verapaz, Trece Aguas [Hidroeléctrica Secacao]). HONDURAS (sin más datos). NICARAGUA, *Chontales*. COSTA RICA, *Cartago* (Orosi); *Limón* (Farm Hamburg [Union de los Rios Parismina y Reventazón], Rio Reventazón). PANAMÁ, *Colón* (Gatún, Isla Tabernilla Key, Portobelo); *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Scudder 1876a; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Caudell 1907a; Burr 1911d; Picado 1913; Hebard 1917a, 1917b, 1917c, 1933a, 1933b; Brindle 1966b, 1968c, 1971b, 1985, 1988; Popham y Brindle 1967b; Petersen y Gaedike 1970; Steinmann 1976, 1979d, 1987, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

***Circolabia biolleyi* (Borelli, 1906)**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Puntarenas* (La Estrella); *San José* (Tablazo [Costa del Tablazo]).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1911d; Picado 1913; Popham y Brindle 1967b; Sakai 1970b; Reichardt 1970; Brindle 1971b, 1985; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Nota: Combinación nueva (*Circolabia biolleyi*), establecida por Srivastava (1996: 102), no contemplada en Hopkins et al. (2025).

***Circolabia cicero* (Steinmann, 1989)**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Guanacaste* (Finca La Caja).

Referencias: Steinmann 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Nota: Combinación nueva (*Circolabia cicero*), establecida por Srivastava (1996: 102), no contemplada en Hopkins et al. (2025).

***Circolabia conspicua* (Borelli, 1906)**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: **COSTA RICA**, *Cartago* (Orosi, Palomo); *Puntarenas* (Coronado [Corinado(sic)]); *San José* (San José, Santa María de Dota, Tablazo [Costa del Tablazo]).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d; Picado 1913; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Brindle 1971b, 1973b, 1985; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996; Miles 2015.

Nota: Combinación nueva (*Circolabia conspicua*), establecida por Srivastava (1996: 102), no contemplada en Hopkins et al. (2025).

***Circolabia dorsalis* (Burmeister, 1838)**

Distribución: Honduras, Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: **HONDURAS** (sin más datos). **COSTA RICA**, *Cartago* (Cachí [Caché], Volcán de Irazú); *Limón* (Farm Hamburg [Union de los Rios Parismina y Reventazón], Rio Reventazón); *San José* (Tablazo [Costa del Tablazo]). **PANAMÁ**, *Chiriquí* (Bugaba, Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriqui]); *Colón* (Gatún, Portobelo); *Panamá* (La Cabima); *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Burmeister 1838; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Borelli 1906b; Hebard 1917b, 1917c, 1918b, 1933a, 1933b; Brindle 1966b; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968c, 1971b, 1973b, 1985, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992.

Nota: Combinación nueva (*Circolabia dorsalis*), establecida por Srivastava (1996: 102), no contemplada en Hopkins et al. (2025).

***Circolabia oraedivitis* (Borelli, 1909)**

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, San José (San José).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d; Popham y Brindle 1967b; Sakai 1970b; Reichardt 1970; Brindle 1971b, 1985; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Srivastava 1996.

Nota: Combinación nueva (*Circolabia oraedivitis*), establecida por Srivastava (1996: 102), no contemplada en Hopkins et al. (2025).

Género *Labia* Leach, 1815

Labia sp1.

Labia sp. Picado 1913: 345 [La Estrella, 2.000 mètres].

Labia sp2.

Labia sp. Brindle 1966b: 134[12] [Costa Rica].

Labia minor (Linnaeus, 1758)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: Sin registros previos en Centroamérica.

Referencias: Steinmann 1989b, 1989c.

Género *Paralabellula* Kevan, 1997

Paralabellula curvicauda (Motschulsky, 1863)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA, Chontales; Managua (Managua); *Region Autonoma Atlantico Sur* (El Recreo). **PANAMÁ, Panamá** (Paraiso, Corozal).

Referencias: Burr 1914b; Hebard 1917b; Brindle 1968c, 1971b, 1988; Reichardt 1970; Brindle y Quintero 1992; Kevan 1997.

Subfamilia *Pericominae* Burr, 1911

Género *Pericomus* Burr, 1911

Pericomus ater Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Subfamilia *Sparattinae* Verhoeff, 1902

Tribu *Sparattini* Verhoeff, 1902

Género *Mecomera* Audinet-Serville, 1838

Mecomera brunnea Audinet-Serville, 1838

Distribución: Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Guaina Francesa, Brasil, Colombia, Perú, Bolivia, Argentina.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA, Chontales; Managua (El Crucero). **COSTA RICA, Cartago** (Cachí [Caché]). **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Audinet-Serville 1839; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911d; Brindle 1968a, 1988; Reichardt 1970; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006; Heleodoro et al 2019.

Género *Sparatta* Audinet-Serville, 1838

Sparatta sp1

Sparatta sp Borelli 1909b: 12 [Cartago, Costa Rica].

Sparatta sp2

Sparatta sp [Larves] Picado 1913: 346 [Orosi, 1.200 mètres. Palomo, 1.250 mètres].

Sparatta armata Burr, 1899

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Izabal* (Rio Polochic).

Referencias: Burr 1899; Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911d; Steinmann 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Sparatta biolleyi Borelli, 1903

Distribución: Costa Rica, Panamá, Venezuela.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *Cartago* (Cartago, Volcán de Irazu); *San José* (Rancho Redondo). PANAMÁ (sin más datos).

Referencias: Borelli 1903, 1909b; Burr 1911d; Popham y Brindle 1967a; Brindle 1968a, 1977, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Nota: El registro para Bolivia en Burr (1912: 91), corresponde a *Sparatta columbiana* de Bormans, 1883 (*sensu* Brindle 1968a: 293).

Sparatta bolivari de Bormans, 1880

Distribución: Costa Rica, Colombia, Surinam, Venezuela, Perú.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA (sin más datos).

Referencias: de Bormans 1880a; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911a, 1911d, 1912a; Brindle 1966b, 1968a, 1968b, 1968c; Popham y Brindle 1967a; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Sparatta calverti Borelli, 1910

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *Cartago* (Peralta); *Limón* (Emilia).

Referencias: Borelli 1910; Burr 1911a, 1911d; Picado 1913; Popham y Brindle 1967a; Brindle 1968a; Sakai 1970b, 1982; Reichardt 1970; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Sparatta dentifera Rehn, 1901

Distribución: México, Guatemala, Costa Rica, Panamá, Guyana, Surinam, Guyana Francesa.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Guatemala* (Ciudad de Guatemala). COSTA RICA, *San José* (Santa María de Dota). PANAMÁ, *Colón* (Plantation six miles east of Porto Bello).

Referencias: Rehn 1901; Kirby 1904; Borelli 1909b; Burr 1911a, 1911d; Hebard 1917c, 1920, 1933a; Popham y Brindle 1967a; Brindle 1968a, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b;

Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Nota: Siguiendo a Brindle (1968a), esta especie tiene cuatro subespecies; *S. dentidera* s. s. (México y Guatemala), *S. dentidera lobata* (Costa Rica), *S. dentidera panamae* (Panamá), *S. dentidera guyanesis* (Guyana, Surinam, Guyana Francesa).

Sparatta diplatyoides (Caudell, 1907)

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]).

Referencias: Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911d; Hebard 1918a; Brindle 1968a; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Sparatta flavipennula Rehn, 1903

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]).

Referencias: Renh, 1903b; Caudell 1907a; Hebard 1917c; Reichardt 1970; Brindle 1971c; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Sparatta humilis (Hebard, 1917)

Distribución: México, Nicaragua, Panamá, Venezuela

Registros en Centroamérica: NICARAGUA (sin más datos). PANAMÁ, *Panamá* (Cerro León [Lion Hill], La Cabima, Paraíso).

Referencias: Hebard 1917b; Reichardt 1970; Brindle 1971c, 1988; Steinmann 1989c; Srivastava 1996.

Sparatta incerta Borelli, 1905

Distribución: México, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Guyana Francesa, Brasil, Paraguay, Argentina.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA (sin más datos). COSTA RICA, *Limón* (Valle del Rio Santa Clara). PANAMÁ, *Colón* (Portobelo).

Referencias: Borelli 1909a; Burr 1911a, 1911d; Hebard 1917b; Rehn 1933b; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Brindle 1971a, 1971c, 1988; Steinmann 1979d, 1982a, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Sparatta nigrina Stål, 1855

Distribución: México(?), Guatemala, Nicaragua, Panamá, Surinam, Brasil, Argentina; Antillas (Republica Dominicana).

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Baja Vera Paz* (Sabob); *Escuitla-Chimaltenango-Zacatepéquez* (Volcan de Fuego); *Guatemala* (Chinautla). NICARAGUA, *Chontales*. PANAMÁ, *Colón* (Portobelo).

Referencias: Stål 1855, 1858; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911a, 1911d, 1914b; Moreira 1930; Popham y Brindle 1967a; Brindle 1968a, 1968c; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Sparatta picadoi (Borelli, 1911)

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, Cartago (Cartago, La Mica, Orosi, Palomo, Tejar de Cartago, Volcán de Irazú); **Puntarenas** (La Estrella).

Referencias: Borelli 1911; Picado 1913; Burr 1914a; Brindle 1968a; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Sparatta pulchra Borelli, 1906

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, San José (Escazú). **PANAMÁ, Panamá** (Lago Alajuela).

Referencias: Borelli 1906b; Burr 1911a, 1911d; Hebard 1917b; Popham y Brindle 1967a; Brindle 1968a, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Sparatta rehni (Hebard, 1929)

Distribución: Nicaragua, Panamá, Guyana.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA (sin más datos). **PANAMÁ, Chiriquí** (Boquete, Chiriquí); **Colón** (Portobelo).

Referencias: Hebard, 1929; Popham y Brindle 1967a; Brindle 1968a, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1979d, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Subfamilia **Spongiphorinae** Verhoeff, 1902

Género *Marava* Burr, 1911

Marava arachidis (Yersin, 1860)

Distribución: Cosmopolita.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, Retalhuleu (Champerico).

Referencias: Burr 1912a, 1914b; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968c, 1971c; Reichardt 1970; Steinmann 1979d, 1979c, 1989c 1989b; Srivastava 1996.

Marava calverti (Rehn, 1921)

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, Limón (Reventazon Valley below Juan Viña(?)). **PANAMÁ** (sin más datos).

Referencias: Rehn 1921; Reichardt 1970; Brindle 1971c, 1988; Steinmann 1979d, 1979c, 1989c 1989b; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Marava championi (de Bormans, 1893)

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí (Bugaba); **Colón** (San Esteban).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911d, 1912b; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968c, 1988; Reichardt 1970; Steinmann 1979d, 1979c, 1989c 1989b; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Marava elegantula Brindle, 1973

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, San José (San José).

Referencias: Brindle 1973b; Sakai 1982; Steinmann 1989c 1989b; Srivastava 1996.

Marava equatoria (Burr, 1899)

Distribución: Panamá, Colombia, Surinam, Guayana Francesa, Ecuador.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Colón (Portobelo).

Referencias: Burr 1899, 1911d, 1914b; Brindle 1968c; Reichardt 1970; Steinmann 1979d, 1979c, 1989c 1989b; Srivastava 1996.

Nota: No contemplada para Panamá en: Steinmann 1979d; Brindle 1988 y Brindle y Quintero 1992.

Marava flaviscuta (Rehn, 1903)

Distribución: México, Guatemala, Costa Rica.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, Guatemala (Ciudad de Guatemala). COSTA RICA, Alajuela (Carrillo).

Referencias: Rehn 1903c, 1903b; Burr 1910a, 1911d; Reichardt 1970; Brindle 1971c; Steinmann 1976, 1979d, 1989c, 1989b; Srivastava 1996.

Marava flavohumeralis Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Marava gracilis Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Panamá Oeste (Isla Barro Colorado).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Marava nigrocincta Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Marava pallida Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Panamá Oeste (Isla Barro Colorado).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Marava parvula Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí (Alto Lino).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Marava pygidiata Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, Chiriquí (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Marava pyxis Steinmann, 1985

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Steinmann 1985, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Nota: Especie omitida en Brindle (1988) y Brindle y Quintero (1992).

Marava rogersi (de Bormans, 1893)

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *Cartago* (Cachí [Caché]). PANAMÁ (sin más datos).

Referencias: de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911d; Popham y Brindle 1967b; Steinmann 1979d, 1989b; Brindle 1988; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Marava rotundata (Scudder, 1876)

Distribución: México, Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Escuitla* (Aldea Florido Aceituno); *Sacatepéquez* (San Miguel Dueñas).

Referencias: Scudder 1876b; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911d; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1971c; Steinmann 1979d, 1989b; Srivastava 1996.

Marava silvestrii (Borelli, 1905)

Distribución: Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Ecuador, Brasil, Paraguay, Uruguay, Argentina.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos). NICARAGUA (sin más datos).

COSTA RICA, *San José* (La Palma). PANAMÁ, *Colón* (Portobelo).

Referencias: Borelli 1905, 1906b; Burr 1911d; Hebard 1917b; Hincks 1949; Popham y Brindle 1967b; Sakai 1970b, 1982; Reichardt 1970; Brindle 1971c, 1988; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Marava townesi Brindle, 1979

Distribución: Guatemala, Honduras.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos). HONDURAS, *Francisco Morazán* (Primavera).

Referencias: Brindle 1979; Sakai 1982; Steinmann 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Género *Pseudomarava* Steinmann, 1989

Pseudomarava prominens Steinmann, 1989

Distribución: Guatemala

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos).

Referencias: Steinmann 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Género *Purex* Burr, 1911

Purex frontalis (Dohrn, 1864)

Distribución: Costa Rica, Panamá, Venezuela, Ecuador, Perú.

Registros en Centroamérica:

COSTA RICA, *San José* (Finca La Florida).

PANAMÁ (sin más datos).

Referencias: Dohrn 1864; de Bormans 1883; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Burr 1911a, 1911d, 1914b; Hebard 1924; Brindle 1968b, 1971b, 1988; Reichardt 1970; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Nota: En Brindle (1988: 47) sugiere que *P. panamensis* (sin. jun de *P. frontalis*), podrían ser sinonimia de *P. remotus* (Burr, 1899), todo el material y registros de *P. remotus*, pertenece a *P. frontalis*.

Purex parvicollis (Stål, 1860)

Distribución: Panamá, Brasil.

Registros en Centroamérica: **PANAMÁ**, Colón (Portobelo).

Referencias: Stål 1858; Dohrn 1867; de Bormans y Krauss 1900; Burr 1911a, 1911d, 1914b; Moreira 1930; Sakai 1970b, 1982; Reichardt 1970; Brindle 1971b; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Género *Spongiphora* Audinet-Serville, 1831

Spongiphora croceipennis Audinet-Serville, 1831

Distribución: Mexico, Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panama, Colombia, Venezuela, Surinam, Peru, Bolivia, Brasil, Argentina; Antillas (Guadalupe).

Registros en Centroamérica: **GUATEMALA**, *Escuintla* (Escuintla); *Guatemala* (El Zapote); *San Marcos* (El Tumbador); *Solola-Suchitepéquez* (Finca Olan de Mocá). **NICARAGUA**, *Chontales*; *Jinotega* (Reserva Natural Cerro Kilambé, Reserva Natural Cerro Kilambé); *Matagalpa* (La Dalia [Tuma-La Dalia], La Sombra Ecological); *Region Autonoma Atlantico Norte* (Cerro Saslaya, Reserva Natural Cerro Banacruz [Bana Cruz]). **COSTA RICA**, *Cartago* (Turrialba); *Limón* (Valle del Rio Santa Clara). **PANAMA**, *Chiriquí* (Bugaba, Parque Nacional Volcán Barú [Volcán de Chiriquí]); *Panamá* (La Cabima); *Panamá Oeste* (La Chorrera).

Referencias: Audinet-Serville 1831, 1839; Westwood 1837; Burmeister 1838; Blanchard 1847; Dohrn 1862, 1864a; Wood 1874; Scudder 1876b; de Bormans 1880a, 1893; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Rehn 1905a; Borelli 1906b; Burr 1911d, 1912a, 1914b; Hebard 1917b, 1917a; Menozzi 1927; Moreira 1930; Townes 1945; Hincks 1949; Brindle 1968c, 1971c, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b; Steinmann 1976, 1979c, 1979d, 1983, 1984a, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Spongiphora dissimilis Borelli, 1909

Distribución: Costa Rica, Panamá.

Registros en Centroamérica:

COSTA RICA, *San José* (San Isidro de El General). **PANAMÁ** *Chiriquí* (Estación científica de Fortuna); *Panama* (Miramar).

Referencias: Borelli 1909b; Burr 1911d; Sakai 1970b, 1982; Reichardt 1970; Brindle 1971c, 1988; Steinmann 1976, 1979d, 1984a, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996

Spongiphora prolixa Scudder, 1876

Distribución: Mexico, Guatemala, Costa Rica, Panamá, Venezuela, Ecuador.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA (sin más datos). COSTA RICA (sin más datos). PANAMÁ (sin más datos).

Referencias: Scudder 1876b; de Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Hebard 1917c; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1971c, 1988; Steinmann 1976, 1979d, 1984a, 1989b, 1989c.

Nota: En Steinmann (1989b), solo se contempla a Costa Rica como distribución de la especie, siendo que México es la localidad tipo.

Spongiphora salvadorensis Brindle, 1971

Distribución: El Salvador.

Registros en Centroamérica: EL SALVADOR, *La Libertad* (Volcán de San Salvador).

Referencias: Brindle 1971c; Steinmann 1976, 1979d, 1984a, 1989b, 1989c; Sakai 1982; Srivastava 1996; Miles 2015.

Género *Spongovostox* Burr, 1911

Spongovostox alter Burr, 1912

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Chiriquí* (Bugaba); *Panamá* (Lago Alajuela).

Referencias: Burr 1912b; Hebard 1917b; Sakai 1970b, 1982; Reichardt 1970; Brindle 1971c; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Spongovostox barberi (Hebard, 1917)

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]).

Referencias: Hebard 1917b; Reichardt 1970; Brindle 1971c; Sakai 1982; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Spongovostox bilineatus (Scudder, 1869)

Distribución: México, Guatemala, Panamá, Guiana Francesa, Brasil, Ecuador, Perú.

Registros en Centroamérica:

GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]).

PANAMÁ,

Chiriquí (Bugaba); *Colón* (Isla Tabernilla Key); *Panamá* (Ancor(sic)[Anchor], Paraíso, Península Bohío); *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Burr 1910a, 1911d, 1914b; Hebard 1917b; Popham y Brindle 1967b; Sakai 1970b, 1982; Reichardt 1970; Brindle 1971c; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Spongovostox flavocinctus Brindle, 1982

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Chiriquí* (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1982, 1988; Steinmann 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Spongovostox pygmaeus (Dohrn, 1864)

Distribución: Nicaragua, Panamá, Venezuela, Peru, and Brazil.

Registros en Centroamérica: NICARAGUA, *Chontales*. PANAMÁ (Canal Zone), *Chiriquí* (Bugaba); *Panamá* (Miramar, Paraiso); *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: Dohrn 1864b; de Bormans 1893; de Bormans y Krauss 1900; Burr 1911d, 1914b; Hebard 1917c; Moreira 1932; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968c, 1971c, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1976, 1989b, 1989c; Maes 1988, 1989; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Spongovostox schwarzi (Caudell, 1907)

Distribución: México, Guatemala, Nicaragua, Panamá, Venezuela, Surinam, Brasil, Ecuador.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]). NICARAGUA (sin más datos). PANAMÁ, *Panamá Oeste* (Isla Barro Colorado).

Referencias: de Bormans y Krauss 1900; Caudell 1907a; Burr 1910a, 1911d; Hebard 1917c; Rehn 1933b; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968c, 1971c; Reichardt 1970; Steinmann 1976, 1979d, 1989b, 1989c;

Sakai 1982; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Miles 2015.

Nota: Para Panamá Brindle y Quintero (1992: 204), lo reportan como *Spongovostox schwarzi* var. *nigrinus*.

Género *Vostox* Burr, 1911

Vostox basalis (Burr, 1912)

Distribución: Mexico, Guatemala, Panamá.

Registros en Centroamérica:

GUATEMALA, *Alta Verapaz* (Trece Aguas [Hidroelectrica Secacao]); San Marcos (El Tumbador). PANAMÁ (sin más datos).

Referencias: Burr 1912b; Hebard 1917a, 1917c; Popham y Brindle 1967b; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Brindle 1971c, 1988; Steinmann 1975b, 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996.

Nota: Localidad tipo El Zumbador(sic), enmendada en Brindle (1971c: 544), El Tumbador, San Marcos, Guatemala.

Vostox brunneipennis (Audinet-Serville, 1838)

Distribución: EE. UU., México, Guatemala, Nicaragua, Panamá, Colombia, Venezuela, Surinam, Brasil, Paraguay, Argentina; Antillas (Trinidad).

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Quetzaltenango-Sololá* (Volcán Zunil); *Sacatepéquez* (Finca Capetillo). NICARAGUA (sin más datos). PANAMÁ, *Colón* (Isla Tabernilla Key); *Darien* (Parque Nacional del Darién); *Panamá* (Paraiso).

Referencias: Audinet-Serville 1839; Stål 1855; Dohrn 1864a; de Bormans 1880a, 1880b, 1893; Kirby 1904; Burr 1904, 1911d, 1914b; Brunner 1906; Hebard 1917b, 1920, 1933a; Menozzi 1932; Hincks 1949; Boeseman 1954; Popham y Brindle 1967b; Brindle 1968b, 1968c, 1971a, 1971c, 1988; Reichardt 1970; Sakai 1970b, 1982; Steinmann 1975b, 1976, 1979d, 1979c, 1989b, 1989c; Brindle y Quintero 1992; Srivastava 1996; Maes y Haas 2006.

Vostox dentatus Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Chiriquí* (Estación científica de Fortuna).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Vostox magnus Brindle, 1988

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Chiriquí* (Alto Lino).

Referencias: Brindle 1988; Steinmann 1989c; Brindle y Quintero 1992; Miles 2015.

Vostox ocellatus Brindle, 1971

Distribución: Guatemala, Honduras.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *El Peten* (Uaxactun). HONDURAS, *Francisco Morazán* (Primavera).

Referencias: Brindle 1971c; Steinmann 1975b, 1979d, 1989b; Miles 2015.

Vostox quadripunctatus Brindle, 1971

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Chiriquí* (Bugaba); *Colón* (Isla Tabernilla Key).

Referencias: Brindle 1971c; Steinmann 1975b, 1979d, 1989b; Brindle y Quintero 1992.

Nota: Brindle 1971c, establece una nueva especie con el material de Bugaba, Panamá determinado por Borsmans 1883 como *Spongophora similis* [= *Vostox similis*]. Las citas de esta especie para Panamá en Steinmann 1975b, 1976, 1979d, 1989b, 1989c; corresponden a *V. quadripunctatus* (ver *Vostox similis* en registros dudosos).

Subfamilia **Strongylopsalinae** Burr, 1911

Género *Strongylolabis* Steinmann, 1986

Strongylolabis berlandi (Hebard, 1920)

Distribución: Guatemala.

Registros en Centroamérica: GUATEMALA, *Guatemala* (Ciudad de Guatemala); *Quetzaltenango-Sololá* (Volcán Zunil); *Sacatepéquez* (Finca Capetillo).

Referencias: Hebard 1920; Reichardt 1970; Sakai 1970b; Brindle 1971c; Steinmann 1975b, 1979d, 1986c, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Strongylolabis secunda Steinmann, 1986

Distribución: Panamá.

Registros en Centroamérica: PANAMÁ, *Panama* (Hawthorn).

Referencias: Steinmann 1986c, 1989b, 1989c; Srivastava 1996.

Strongylopsalis eberhardi Steinmann, 1986

Distribución: Costa Rica.

Registros en Centroamérica: COSTA RICA, *San José* (Aserri).

Referencias: Steinmann 1986c; Srivastava 1996.

REGISTROS ERRÓNEOS

● *Carcinophora waddyi* Burr, 1904

En Steinmann (1978b: 183), erroneamente aparece la distribución para Central América(sic).

● *Euborellia femoralis* (Dohrn, 1863)

En Reichardt (1968b: 45) por registro de Costa Rica bajo *E. stali*, subsecuentemente en Steinmann (1978b: 184) Central America(sic).

● *Mongolabis infelix* (Burr, 1907)

En Steinmann (1977: 93) aparece una distribución Central America(?) [*Gonolabis infelix*].

● *Idolopsalis azteca* (Dohrn, 1862)

Bormans (1880a: 507), la reporta para Palmar(sic), localidad ambigua, no encontrada.

Subsecuentemente reportada para Centroamérica (Bormans y Krauss 1900; Kirby 1904; Brindle 1966c; Popham y Brindle 1966a; Steinmann 1978b, 1989c; Srivastava 1999), sin enmendar localidad.

● *Paracosmia dugesi* Borelli, 1909

Registro para Nicaragua dudoso en Steinmann (1993: 132).

● *Paracosmia impennis* (de Bormans, 1893)

Borelli (1903) determina erróneamente ejemplares de Costa Rica: Reventado (2400 metri); Rancho Redondo (1700 metri), describiendo con este mismo material años posteriores a *Ancistrogaster perditus* [= *Praos perditus*], el mismo Borelli (18906b), comenta “*Questa specie fu da me confusa coll’ Ancistrogaster impennis Borm. in un precedente lavoro*”. Los subsecuentes

autores omiten esto y continúan con el error. Los registros de *P. impennis* corresponden a *P. perditus*.

● *Paracosmia silvestrii* Borelli, 1909

Los registros y determinaciones de Brindle 1966b para Costa Rica y Steinmann 1989c, 1993 para Nicaragua, Costa Rica son erróneos y en realidad pertenecen a *P. perditus*.

● *Doru albipes* (Fabricius, 1787)

ID errónea en Brindle (1981a: 15); Steinmann (1989c: 799, 1993; 521). Ver *Doru taeniatum*

● *Doru gracilis* (Burmeister, 1838)

ID errónea en Brindle 1966b. Ver *Doru taeniatum*

● *Doru lineare* (Eschscholtz, 1822)

Ver *Doru taeniatum* (Brindle 1971d: 191-192 y Hoffmann 1984).

● *Eugerax nigrum* Brindle, 1974

Registro para Costa Rica dudoso en Steinmann (1989b: 75).

● *Chaetolabia quadrilobata* (Dohrn, 1867)

Error de localidad en Steinmann (1979d: 293) [Central(sic) and south American].

● *Sparatta columbiana* de Bormans, 1883

Distribución: Colombia, Brasil, Bolivia.

En Steinmann (1989c: 150), se menciona en la distribución a Costa Rica, sin registros anteriores.

● *Sparatta pelvimetra* Audinet-Serville, 1838

En registro para Guatemala en de Bormans (1893: 6), se considera dudoso, siguiendo la observación de Brindle (1968a: 291) “The record of *pelvimetra* from Mexico (Burr, 1912 : 91) should be checked”.

● *Sparatta rufina* Stål, 1855

En Kirby (1904: 24), erróneamente aparece en la distribución Brazil, Guatemala(sic).

● *Sparatta semirufa* Kirby, 1896

En Steinmann (1989b: 147) erróneamente aparece en la distribución Mexico to Argentina.

● *Sparatta sinaloae* (Hebard, 1923)

En Steinmann (1979d: 281) erróneamente aparece en la distribución Central and south American.

● *Marava grenadensis* Brindle, 1971

En Steinmann (1989c: 502; 1989b: 428), si registros previos, se reporta para Grenada(sic), y Costa Rica. En Srivastava 1996: 82 aparece como distribución Grenada(sic) and Panama(sic), confundiendo los países. Se consideran registros erróneos para Costa Rica y Panamá.

● *Marava mexicana* (de Bormans, 1883)

Error en Steinmann 1979d: 288 [Central American], al considerar a México dentro de Centroamérica.

● *Marava parva* (Burr, 1912)

Registro dudoso en Hebard (1920: 346), [Cartago, Costa Rica], subsecuentemente citado por Brindle 1968c: 38 [Suriname. Costa Rica].

● *Marava triquetra* (Hebard, 1917)

Error en Steinmann 1979d: 288 [Central American], al considerar a México dentro de Centroamérica.

● *Marava unidentata* (Palisot de Beauvois, 1805)

Error en la distribución en Reichardt (1970: 94), al ser sinonimia junior de *M. pulchella*.

● *Purex remotus* (Burr, 1899)

En Brindle (1988: 47) sugiere que *P. panamensis* (sin. jun de *P. frontalis*), podrían ser sinonimia de *P. remotus* (Burr, 1899) (ver *Purex frontalis*).

● *Purex sinuatus* Brindle, 1971

Error en Steinmann 1979d: 285 [Central and south American], al considerar a México dentro de Centroamérica. Esta especie no esta presente en México, un erro de localidad.

● *Spongovostox ghilianii* (Dohrn, 1864)

Burr (1914b) lo reporta para Panama, Canal Zone, Paraiso; Mexico, Tampico; en 1910a, para Cacao, Trece Aguas, Alta Vera Paz, susecuentemene referido para Guatemala y Panamá o Centroamerica (Brindle 1968c; Steinmann 1979d). La ID es erronea, el material de Mexico y Guatemala corresponde a *S. schwarzi* (Brindle A. 1971c: 549), el registro de Panamá corresponde a *S. pygmaeus* (Brindle A. 1971c: 522).

● *Vostox apicedentatus* (Caudell, 1904)

Error en Steinmann 1979d: 285 [Central and south American], al considerar a México dentro de Centroamérica.

● *Vostox binotatus* (Kirby, 1891)

Steinmann (1989b: 319), lo reporta erróneamente para Honduras(?), siendo su distribución solamente Colombia.

● *Vostox dugueti* Borelli, 1912

Error en Steinmann 1979d: 286 [Central American], al considerar a México dentro de Centroamérica.

● *Vostox excavatus* Nutting y Gurney, 1961

Error en Steinmann 1979d: 286 [Central American], al considerar a México dentro de Centroamérica.

● *Vostox similis* (de Bormans, 1883)

En Brindle 1971c: 544, se restringe la distribución solamente para Colombia, y se establece una nueva especie con material dererminado como *Spongophora similis* [= *Vostox similis*], por Borsmans 1883.

Posteriormente esta distribución y datos son omitidos por Steinmann 1975b, 1976, 1979d, 1989b, 1989c; Sakai 1982.

● *Strongylopsalis cheliduroides* (de Bormans, 1880)

Error en Steinmann 1979d: 279 [Central American].

● *Strongylopsalis puella* Steinmann, 1986

En Steinmann 1989b: 63 se agrega Central America(?), propuesta seguida por Srivastava 1996: 90; siendo esto un error. Los datos de la etiqueta son: Main Range, Blue MTS, 5-7388ft, Col. Philip J. Darlington, Jr.; 1934-08-19 (MZC). La localidad tipo es Main Range, Blue MTS; Blue Mountain, es una cordillera montañosa dentro de Jamaica, Así la localidad tipo se enmienda aquí. Blue Mountain Peak, Blue Mountain, Jamaica, 5-7388ft. Aquí **enmendada**

AGRADECIMIENTOS

A Entomological Research, A. C., por financiar este trabajo.

A Manuel de Luna y Reinier Nuñez, grandes colegas y amigos.

A la Dra. Diana Arzuza Buelvas (Curator of Entomology, Manchester Museum, The University of Manchester, Manchester, UK); Dr. Fabian Haas; Dr. Leonid N. Anisyutkin (Zoological Institute of Russian Academy of Sciences, Saint-Petersburg, Russia); Dr. Michael Engel (American Museum of Natural History, New York, N. Y., USA); Dr. Peng Ancheng (L'Institut de Systématique, Évolution, Biodiversité, Paris, France); Dr. Masaru Nishikawa (Tsuda University, Tokyo, Japan) y Dr. Heidi Hopkins (University of Illinois, Champaign, IL), por facilitar bibliografía difícil de conseguir.

REFERENCIAS

Audinet-Serville, J.G. (1839) Histoire Naturelle des Insectes Orthopteres. 776 pp., 14 pis., Paris.

Audinet-Serville, J.G. (1831) Revue Méthodique des Insectes de l'ordre des Orthoptères. Annales des Sciences Naturelles, 22(86): 28–65.

Blanchard, E. (1843). In: A. d'Orbigny, 1837-1843, Voyage dans l'Amérique Méridionale 6(2), 222 pp., 32 pis., Paris.

Boeseman, M. (1954) The Dermaptera in the Museums at Leiden and Amsterdam. Zoologische Verhandelingen, 21(1): 1-122.

Borelli, A. (1903) Di alcune Forficole di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 18(449): 1-5

Borelli, A. (1904a) Viaggio del Dr. Enrico Festa nella Repubblica del Ecuador e regione vicine. Forficole. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 19(475): 1-6.

Borelli, A. (1904b) Viaggio del Dr. Alfredo Borelli nella Repubblica Argentina e nel Paraguay. Forficole. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 19(479): 1-8.

Borelli, A. (1905) Forficole raccolte nel Paraguay dal Sig. A. Bertoni de Windelried. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 20(516): 1-12.

Borelli, A. (1906b) Forficole di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 21(531): 1-19.

Borelli, A. (1907) Due nuove specie di Forficole di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 22 (574): 1-5.

Borelli, A. (1908) Nuovo genere di Forficole di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 23(594): 1-4.

Borelli, A. (1909a) Forficole raccolte dal Prof. F. Silvestri nell'America settentrionale e nelle isole Hawaii. Bollettino del Laboratorio di zoologia generale e agraria della R. Scuola superiore d'agricoltura in Portici, 3:314-328.

- Borelli, A. (1909b) Forficole nuove o poco note di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 24(611): 1-22.
- Borelli, A. (1910b) Descrizione di una nuova specie di Forficola di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 25(623): 1-3.
- Borelli, A. (1911) Specie nuove di Dermatteri di Costa Rica. Bollettino dei musei di zoologia ed anatomia comparata della R. Università di Torino, 26(644): 1-10.
- Bormans, A. de (1880a) Etude sur quelques Dermapteres exotiques. Anales de la Sociedad Española de Historia Natural, 9: 504-515.
- Bormans, A. de (1880b) Etude sur quelques Forficulides exotiques du Musée Royal d'Histoire Naturelle de Bruxelles. Comptes-rendus des séances de la Société entomologique de Belgique 23: LXVIII-LXXIV.
- Bormans, A. de (1883) Etude sur quelques Forficulaires nouveaux ou peu connus precede d'un tableau synoptique des genres de cette famille. Annales de la Société entomologique de Belgique, 27: 59-90.
- Bormans, A. de (1893) Orthoptera, in *Biologia Centrali-Americana* 1:1-12.
- Bormans, A. de y Krauss, H. A. (1900) Forficulidae und Hemimeridae. *Das Tierreich*, 11: 1-142.
- Brindle, A. y Quintero, D. (1992) Earwigs of Panama (dermaptera) (198-207), in: Quintero, D y Aiello, A. 1992. *Insects of Panama and Mesoamerica: Selected Studies*.
- Brindle, A. y Oromi, P. (1994) Dermaptera (289-294), in: Juberthie, C. and Decu, V. [Eds] *Encyclopaedia biospeologica*, Tome 1. Societe de Biospeleologie Moulis and Bucarest. 1880pp.
- Brindle, A. (1966b) Notes on the Dermaptera in the Hamburg Museum. *Entomologische Mitteilungen aus dem Naturhistorischen Museum in Hamburg*, 3(56): 127-141 [5-19].
- Brindle, A. (1966c) A key to the Neotropical genus *Idolopsalis* Borelli (Dermaptera; Carcinophoridae). *Proceedings of the Royal entomological Society of London (B)*, 35(11- 12), 143-148.
- Brindle, A. (1966c) A revision of the subfamily Labidurinae (Dermaptera, Labiduridae), *Annals and Magazine of Natural History (Series 13)*, 9(100-102): 239-269.
- Brindle, A. (1967a) The Dermaptera of the Naturhistoriska Riksmuseum, Stockholm. Part II. *Arkiv för zoologi*, (2)20(7): 147-163.
- Brindle, A. (1967b) Further notes on Dermaptera in the Hamburg Museum. *Die entomologischen Sammlungen des Zoologischen Instituts und des Zoologischen Museums der Universität Hamburg*, 3(59): 189-195.
- Brindle, A. (1968a) A revision of the Labiidae (Dermaptera) of the Neotropical and Nearctic Regions. I. Pericominae, Strongylopsalinae and Sparattinae. *Journal of Natural History*, 2:2, 273-303.
- Brindle, A. (1968b) Dermaptera from Venezuela. *Acta Biologica Venezuelica*, 6 (1): 82-98
- Brindle, A. (1968d) The Dermaptera of Surinam and other Guyanas. *Studies on the Fauna of Suriname and other Guyanas*, 10(36): 1-60.
- Brindle, A. (1969) Notes on the synonymy of the neotropical genera *Kleter* Burr, *Sarakas* Burr and *Dinex* Burr (Dermaptera, Forficulidae). *Entomologist's Monthly Magazine*, 105: 111-114
- Brindle, A. (1970a) A preliminary revision of the genus *Skalistes* Burr (Dermaptera: Forficulidae). *The Entomologist*, 103: 217-228.
- Brindle, A. (1970b) The Dermaptera of the Solomon Islands. *Pacific Insects*. 12:641-700
- Brindle, A. (1970c) A key to the neotropical genus *Neolobophora* Scudder, and related genera (Dermaptera, Forficulidae). *Entomologist's Monthly Magazine*, 106: 97-105.

- Brindle, A. (1971a) The Dermaptera of the Naturhistoriska Riksmuseum, Stockholm. Part IV. Entomologisk tidskrift vol. 92 (1-2), s. 1-27.
- Brindle, A. (1971b) A revision of the Labiidae (Dermaptera) of the neotropical and nearctic regions. II. Geracinae and Labiinae. Journal of Natural History, 5:2, 155-182.
- Brindle, A. (1971c) A revision of the Labiidae (Dermaptera) of the neotropical and nearctic regions. III. Spongiphorinae. Journal of Natural History. 5(5):521-568.
- Brindle, A. (1971d) A revision of the genus *Doru* Burr (Dermaptera, Forficulidae). Papéis Avulsos de Zoologia, 23, 173-196.
- Brindle, A. (1972) A new species of *Diplatys* Serville (Dermaptera, Diplatyidae) from Costa Rica. The Entomologist, 105: 281-283.
- Brindle, A. (1973a) A new genus and species of Geracinae (Dermaptera; Labiidae) from Guatemala. The Entomologist, 106:153-156
- Brindle, A. (1973b) Dermaptera in the Hamburg Museum. Entomologische Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum Hamburg, 4(82):395-402.
- Brindle, A. (1974) Dermaptera from Venezuela. Part II. Diplatyidae and Labiidae (Geracinae). Revista de la Facultad de Agronomía (Maracay). 8(1):107-125.
- Brindle, A. (1976) Notes on the neotropical genus *Metresura* Rehn (Dermaptera, Forficulidae). Entomologist's Monthly Magazine. 111:79-87. [1975].
- Brindle, A. (1977) Dermaptera of Venezuela. Pygidicranidae and Labiidae (except Geracinae) Part 3. Revista de la Facultad de Agronomía (Maracay), 9(3):109-131.
- Brindle, A. (1979) Five new species of American earwigs (Dermaptera). Entomologist's Monthly Magazine. 115:149-154. [1980]
- Brindle, A. (1981a) The types of Dermaptera described by Fabricius. The entomologist's record and journal of variation, 93: 14-16
- Brindle, A. (1981b) Two new genera of Neotropical earwigs (Dermaptera, Carcinophoridae). Entomologist's Monthly Magazine. 117: 77-82
- Brindle, A. (1982) Dermaptera from Venezuela. Part 4. Boletín de Entomología Venezolana, N.S., 2(4): 33-44.
- Brindle, A. (1984) The identity of *Haplodiplatys severus* (Bormans) (Dermaptera: Pygidicranidae). Entomologist's Monthly Magazine, 120: 151-154.
- Brindle, A. (1985) Synonymical notes on the American species of *Labia* Leach (Dermaptera, Labiidae) with a key to species and description of a new species. Entomologist's Monthly Magazine. 121:73-80.
- Brindle, A. (1988) Dermaptera at light in Panama. Entomologist's Monthly Magazine. 124(1484-1487):45-56
- Brindle, A. (1989) *Carcinophora americana* (Beauvois) and related species (Derm. Anisolabididae). Entomologist's Monthly Magazine. 125:13-16
- Bruner, L. (1906) Report on the Orthoptera of Trinidad, West Indies. Journal of the New York Entomological Society, 14: 135-165.
- Burmeister, H.C.C. (1838) Dermaptera. In Handbuch der Entomologie. Reimer, Berlin, 2(1): 743-756 pp.
- Burr, M. (1899) XXV. Notes on the Forficularia. I Forficularia collected by WGH Rosenberg in Ecuador. Annals and Magazine of Natural History, Series 7(4), 252-255.
- Burr, M. (1900) X. Notes on the Forficularia. - V. Descriptions of New Species and New Genus. Annals and Magazine of Natural History, Series 7(Volume 6), 79-88.
- Burr, M. (1904) Observations on the Dermaptera, including revisions of several Genera, and descriptions of New Genera and Species. Transactions of the Entomological Society of London, 1904: 277-322.

- Burr, M. (1905) Notes on the Forficularia. - IX. One new species with synonymic notes. *Annals and Magazine of Natural History, Series 7*(16), 486-496.
- Burr, M. (1907a) A preliminary revision of the Forficulidae (sensu stricto) and the Chelisochidae, families of the Dermaptera. *Transactions of the Entomological Society of London*, 1907: 91-134.
- Burr, M. (1907b) Catalogue des Forficulides des collections du Muséum (Première partie.). *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris*, 14:29-33.
- Burr, M. (1909a) Notes on the Forficularia. XVI. On Dermaptera in the Greifswald Museum, with Synonymic Notes on some of Gers- taecker's Species. *The Annals and magazine of natural history; zoology, botany, and geology*, (8)3:253-257.
- Burr, M. (1909b) Note on the classification on the Dermaptera. *Deutsche entomologische Zeitschrift*, 1909: 320-328.
- Burr, M. (1910) VII. A Preliminary Revision of the Labiduridae, a family of the Dermaptera. *Transactions of the Entomological Society of London*, 58: 161-203.
- Burr, M. (1910a) The Dermaptera (earwigs) of the United States National Museum. *Proceedings of the United States National Museum*, 38, (1760); 443-467.
- Burr, M. (1910c) A Preliminary Revision of the Labiduridae, a family of the Dermaptera. *Transactions of the Entomological Society of London*, 58: 101-203.
- Burr, M. (1911a) Vorläufige Revision der Labiiden. *Deutsche entomologische National-Bibliothek*, 2(8): 58-61.
- Burr, M. (1911b) III. A revision of the genus *Diplatys* Serv. (Dermaptera). *Transactions of the Entomological Society of London*, 1911: 21-47.
- Burr, M. (1911c.) Ueber einige interessante Dermapteren der Dohrn'schen Sammlung. *Entomologische Zeitung*, 72: 327-342.
- Burr, M. (1911d) Dermaptera, in Wytsman, *Genera Insectorum*, 122: 1-112. [1913].
- Burr, M. (1912a) Die Dermapteren des k.k. naturhistorischen Hofmuseums in Wien. *Annalen des K.K. Naturhistorischen Hofmuseums*, 26: 63-108.
- Burr, M. (1912b) Nachtraege zu meiner Bearbeitung der Dermapteren des k.k. naturhistorischen Hofmuseums. *Annalen des K.K. Naturhistorischen Hofmuseum*, 26: 331-340.
- Burr, M. (1914a) Notes on the Forficularia. XXI. Progress in Dermaptera in 1912 and 1913. *The Annals and Magazine of Natural History; Zoology, Botany, and Geology*, ser.8 13(8): 577-586.
- Burr, M. (1914b) On some Central American Dermaptera in the United States National Museum. *The Canadian entomologist*, 46: 273-276.
- Burr, M. (1915a) On the male genital armature of the Dermaptera. Part I: Protodermaptera (Except Psalidae). *Journal of the Royal Microscopical Society*, 1915:413-447
- Burr, M. (1915b) On the male genital armature of the Dermaptera. Part II: Psalidae. *Journal of the Royal Microscopical Society*, 1915: 521-546.
- Burr, M. (1916a) Idem. Part III: Eudermaptera. *Journal of the Royal Microscopical Society*, 1916:1-18
- Caudell, A. N. (1907a) On some Forficulidae of the United States and West Indies. *Journal of the New York Entomological Society*, 15: 166-170.
- Caudell, A. N. (1907b) On some earwigs (Forficulidae) collected in Guatemala by Messrs. Schwarz and Barber. *Proceedings of the United States National Museum*, 33, (1563) 169-176.
- Dinerstein, E.D., Olson, M., Graham, D.J., Webster, A.L., Primm, S.A., Bookbinder, M.P. y Ledec, G. (1995) Una evaluación del estado de conservación de las ecorregiones terrestres de América Latina y el Caribe. World Bank, Washington, D.C.
- Dohrn, H. (1862) Die Dermaptera von Mexico. *Entomologische Zeitung*, 23:225-232.

- Dohrn, H. (1863) Versuch einer Monographic der Dermapteren (Parte I). Entomologische Zeitung, 24: 35-66.
- Dohrn, H. (1864a) Versuch einer Monographic der Dermapteren (Parte II). Entomologische Zeitung, 25: 285-296.
- Dohrn, H. (1864b) Versuch einer Monographic der Dermapteren (Parte III). Entomologische Zeitung, 25: 417-429.
- Dohrn, H. (1865) Versuch einer Monographic der Dermapteren (Parte IV). Entomologische Zeitung, 26: 68-99.
- Dohrn, H. (1867) Neue und bisher nicht genügend bekannte Forficulinen. Entomologische Zeitung, 28: 343-349.
- Engel, M.S. y Haas, F. (2007) Family-Group names for Earwigs (Dermaptera). American Museum Novitates, 3567, 1–20.
- Estrada-Álvarez (2025) Una nueva especie de *Paracosmia* Borelli, 1909 (Dermaptera: Forficulidae: Ancistrogastriinae), de México; encontrada gracias a la plataforma de ciencia ciudadana iNaturalist; y notas taxonómicas del género. (En prensa)
- Estrada-Álvarez, J. C., Núñez-Bazán, R., de Luna, M. y F. Haas (2025). Taxonomic catalogue of the earwigs (Insecta: Dermaptera) of México, with two *new nomina dubia*. Zootaxa, 5701(3): 201–246. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.5701.3.1>
- Fabricius, J.C. (1793) Entomologia systematica emendata et aucta. Hafniae 1792-94, Tom II (Orthoptera), 519 pp
- Guérin-Ménéville, F.E. y Percheron, A.R. (1838) Genera des insectes, ou exposition détaillée de tous les caractères propres à chacun des genres de cette classe d'animaux. 1re série, Ordres et familles. Gen Ins, 6, 1–11.
- Hebard, M. (1917a) Dermapterological notes. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 69: 231-250.
- Hebard, M. (1917b) A contribution to the knowledge of the Dermaptera of Panama. Transactions of the American Entomological Society, 43(3): 301-334
- Hebard, M. (1917c) Notes on Mexican Dermaptera. Transactions of the American Entomological Society, 43(4): 409-432.
- Hebard, M. (1918a) A Generic assignment of Three North American Species of Dermaptera. Entomological news, and proceedings of the Entomological Section of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 29: 5-6.
- Hebard, M. (1918b) A correction concerning *Labia annulata* and *Labia dorsalis* (Dermaptera; Labiidae). Entomological news, and proceedings of the Entomological Section of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 29: 66.
- Hebard, M. (1919) Studies in the Dermaptera and Orthoptera of Colombia. First paper. Dermaptera and Orthopterous Families Blattidae, Mantidae and Phasmidae. Transactions of the American Entomological Society, 45(2): 89-179.
- Hebard, M. (1920) American Dermaptera of the Museum National d'Histoire Naturelle, Paris, France. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 72(3): 337-353.
- Hebard, M. (1921) The janeirensis group of the genus *Euborellia*, with the description of a new species (Dermaptera). Transactions of the American Entomological Society, 47:319-324
- Hebard, M. (1923a) Dermaptera and Orthoptera from the state of Sinaloa, Mexico. Transactions of the American Entomological Society, 48: 157-196.
- Hebard, M. (1924) Studies in the Dermaptera and Orthoptera of Ecuador. : Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 76: 109-248.

- Hebard, M. (1929) Supplementary Notes on Panamanian Dermaptera and Orthoptera. Transactions of the American Entomological Society, (4)55: 389-400.
- Hebard, M. (1933a) Notes on Panamanian Dermaptera and Orthoptera. Transactions of the American Entomological Society, 59(2): 103-144.
- Hebard, M. (1933b) Dermaptera in the collection of the California Academy of Sciences. The Pan-Pacific entomologist, 9(3): 140-144.
- Heleodoro, R.A. y Rafael, J.A. (2023) The taxonomic catalog of the Brazilian fauna: Dermaptera and Phasmatodea (Insecta), with commentaries on species list, types, authorship and distribution. Revista Brasileira de Zoologia, 40, e22060: 1-17
- Heleodoro, R.A., Alves-Oliveira, J.R. y Rafael, J.A. (2019) Mecomera Audinet-Serville, 1839 (Dermaptera: Spongiphoridae): proposal of new diagnosis, descriptions and illustrations of all three-known species. 4577(1), 117–130
- Hincks, W.D. (1949) The earwigs (Dermaptera) of Argentina. Acta Zoológica Lilloana, 7:623-652, 14 figs.
- Hincks, W.D. (1955a) A systematic Monograph of the Dermaptera of the World. Part I. Pygidicranidae subfamily Diplatyinae. British Museum (Natural History), London, 132 pp.
- Hincks, W.D. (1959) A Systematic Monograph of the Dermaptera of the World. Part II. Pygidicranidae excluding Diplatyinae. British Museum (Natural History), London, 218 pp.
- Hopkins, H., Haas, F. y Deem, L. S. (2025) Dermaptera Species File. Retrieved on 2025-06-18 Disponible: <https://dermaptera.speciesfile.org/>
- Jones, R. W, Gilstrap, F. E, y Andrewa, K. L: (1989). *Dinámica poblacional de la tijereta, *Doru taeniatum* (Dohrn) (Dermaptera: Forficulidae) en maíz y sorgo en Honduras*. CEIBA, 30(1): 67-80. Disponible en: <https://bdigital.zamorano.edu/server/api/core/bitstreams/d0fc4888-ad28-41de-8970-edb795da8b96/content>
- Kamimura, Y., Lee, C.-Y., Yamasako, J. y Nishikawa, M. (2023) Identification and reproductive isolation of Euborellia species (Insecta, Dermaptera, Anisolabididae) from East and Southeast Asia. Zookeys, 1146, 115–134.
- Kirby, W.F. (1891) A Revision of the Forficulidae, with Descriptions of New Species in the British Museum. The Journal of the Linnean Society of London. Zoology, 23:502-531.
- Kirby, W. F. (1904) A synonymic Catalogue of Orthoptera, Vol. 1 Orthoptera Euplexoptera, Cursoria, et Gressoria. (Forficulidae, Hemimeridae, Blattidae, Mantidae, Phasmodae). London, 501 pp.
- Maccagno, T. (1929) Dermatteri. II genere Cylindrogaster Stal. Bollettino dei Musei di Zoologia e di Anatomia comparada della R. Università di Torino, Serie III, 41(12):1-15
- Mae J.-M. (1989) Catálogo de los insectos controladores biológicos en Nicaragua. Volumen I. Insectos depredadores (primera parte). Revista Nicaraguense de Entomología, (8): 1-106.
- Maes J.M. y Haas, F. (2006) Dermaptera de Nicaragua. Revista Nicaraguense de Entomología, 66 (sup. electronico 2), 1-127.
- Maes, J.M. (1988) Catálogo de los Dermaptera de Nicaragua. Revista Nicaraguense de Entomología, 2: 51-59.
- Menozi, C. (1927) Dermatteri del Deutsches Entomologisches Muséum di Dahlem-Berlin. Entomologische Mitteilungen, 16: 234-240.
- Menozi, C. (1929) Diagnosi di cinque nuove specie di Dermatteri. Memorie della Società entomologica italiana, 8(1): 8-18.
- Menozi, C. (1932) Contributo alla conoscenza dei Dermatteri del Brasile. Revista de Entomologia (Rio de Janeiro), 2:150-168

- Miles, C. (2015). The earwig collection (Dermaptera) of the Manchester Museum, UK, with a complete type catalogue. *European Journal of Taxonomy*, 141: 1–138.
- Moreira, C. (1930) Forficulideos do Brasil. *Boletim - Instituto biologico de Defesa agricola*, [7 u 8?]: 1-34.
- Moreira, C. (1931) Über einige Dermaptera von Südamerika aus der Sammlung des Deutschen Entomologischen Instituts Dahlem. *Konowia* (Vienna): 10: 167 - 170.
- Moreira, C. (1932) Dermapteros da coleção do Museu Paulista. *Revista de Entomologia* (Rio de Janeiro), 2; 277-289.
- Morrone, J.J. (2001a). Toward a cladistic model of the Caribbean: Delimitation of areas of endemism. *Caldasia*, 23(1): 43-76.
- Morrone, J.J. (2001b). Biogeografía de América Latina y el Caribe. *M&T-Manuales y Tesis SEA*, 3: 1-148.
- Motschulsky, V. von (1861). Essai d'un Catalogue des Insectes de Tile Ceylan (parte I). *Bulletin de la Société impériale des naturalistes de Moscou*, 36(2): 1-153. [1863]
- Palisot de Beauvois, A.M.F.J. (1817) Insectes recueillis en Afrique et en Amerique dans les royaumes d'Oware, a Saint-Dominique, et dans les Etats- Unis pendant les années 1781-1791. Paris, 267 pp., 90 pis. (pp. 157-172, pis. II, IV, VI, XIV, XIX and XXXI, 1817) [1805-1821].
- Pallas, P.S. (1773) Reise durch verschiedene Provinzen des Russischen Reiches in den Jahren 1768-1771. Vol. 2. St. Petersburg.
- Petersen, G. y Gaedike, H. (1970) Katalog der in den Sammlungen des Deutschen Entomologischen Institutes aufbewahrten Typen - II (Dermaptera, Mantodea, Blattariae, Isoptera, Phasmida, Saltatoria). - Beiträge Zur Entomologie = Contributions to Entomology 20(1-2): 145–172.
- Picado, C. (1913) Les Bromeliacees epiphytes considerees comme milieu biologique. *Bulletin scientifique de la France et de la Belgique*, 47(3): 215-360.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1966c) Genera and Species of the Dermaptera. 3. Carcinophorinae (Carcinophoridae) and Arixenidae. *The Entomologist*, 99: 267-277.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1967a) Genera and Species of the Dermaptera. 4. Pericominae, Vandyicinae, Strongylopsalinae, Nesogastrinae, Isopyginae and Sparattinae (Labiidae). *The Entomologist*, 100: 35-38.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1967b) Genera and Species of the Dermaptera. 5. Spongiphorinae and Labiinae. *The Entomologist*, 100: 255-262.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1968) Genera and species of the Dermaptera. 6. Labidurinae, Apachyinae and Allostethinae (Labiduridae). *The Entomologist*, 101: 105-108.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1969) Genera and species of the Dermaptera. 10. Forficulinae (Forficulidae). *The Entomologist*, 102: 61-66.
- Popham, E.J. (1968a) Genera and Species of the Dermaptera. 8. Eudohrniae, Neolobophorinae, Diaperasticinae and Anechurinae (Forficulidae). *The Entomologist*, 101: 196-201.
- Popham, E.J. (1968b) Genera and Species of Dermaptera. 9. Opisthocosminae (Forficulidae). *The Entomologist*, 101: 276-280.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1966a) Genera and Species of the Dermaptera. 1. Introduction and the Parisolabinae. *The Entomologist*, 99: 132-135.
- Popham, E.J. y Brindle, A. (1966b) Genera and Species of the Dermaptera. 2. The Brachylabinae and Platylabinae (Carcinophoridae). *The Entomologist*, 99:241-246.
- Rehn, J.A.G. (1903) On two earwigs of the genus *Labia* from Costa Rica. *Entomological News*, 14, 292–293

- Rehn, J.A.G. y Hebard, M. (1917) Studies in West Indian Earwigs (Dermaptera). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 37: 635-651.
- Rehn, J.A.G. (1901) Remarks on some Mexican Orthoptera, with descriptions of new species. *Transactions of the American Entomological Society*, 27:218-229. <https://www.jstor.org/stable/25076717>
- Rehn, J.A.G. (1903a) A contribution to the knowledge of the Orthoptera of Mexico and Central America. *Transactions of the American Entomological Society*, 29: 1-34.
- Rehn, J.A.G. (1903b) Studies in American Forficulidae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 55: 299-312.
- Rehn, J.A.G. (1905a) Notes on exotic forficulids or earwigs, with descriptions of new species. *Proceedings of the United States National Museum*, 29, (1432) 501-515. <https://doi.org/10.5479/si.00963801.29-1432.501>.
- Rehn, J.A.G. (1905b) Notes on the Orthoptera of Costa Rica, with descriptions of new species. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 57: 790-843.
- Rehn, J.A.G. (1921) Studies in Costa Rican Dermaptera and Orthoptera. *Transactions of the American Entomological Society*, 47:307-318.
- Rehn, J.A.G. (1933a) On the Dermaptera and Orthoptera of Chile. Part One. *Transactions of the American Entomological Society*, 59(3): 159-190.
- Rehn, J.A.G. (1933b) Wissenschaftliche Ergebnisse der schwedischen entomologischen Reisen des Herrn Dr. A. Roman in Amazonas, 1914- 1915 und 1923-1924. *Arkiv för zoologi*, 11(15): 1-73.
- Rehn, J.A.G. (1955) A resume of one hundred years of Systematic work on the Dermaptera. *Entomological News*, 66(4): 85-92.
- Reichardt, H. (1968a) Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part I: Introduction and Pygidicranoidea. *Papéis Avulsos De Zoologia*, 21(19): 183-193.
- Reichardt, H. (1968b) Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part II: Labioidea, Carcinophoridae. *Papéis Avulsos De Zoologia*, 22(5), 35-46.
- Reichardt, H. (1970) Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part III: Labioidea, Labiidae. *Papéis Avulsos De Zoologia*, 23(10): 83-109.
- Reichardt, H. (1971) Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part IV: Forficuloidea. *Papéis Avulsos De Zoologia*, 24(12): 161-184.
- Sakai, S. (1970a) I. Labiduridae and Carcinophoridae. *Dermapterorum Catalogus Praeliminaris*. 49 pp and 91 pp.
- Sakai, S. (1970b) II. Labiidae. *Dermapterorum Catalogus Praeliminaris*. 177 pp
- Sakai, S. (1971) III. Pygidicranidae. *Dermapterorum Catalogus Praeliminaris*. 68 pp
- Sakai, S. (1973) VII. Forficulidae. *Dermapterorum Catalogus Praeliminaris*. 357 pp
- Sakai, S. (1982) A new proposed classification of the Dermaptera with special reference to the check list of the Dermaptera of the world. *Bulletin Daito Bunka University*, 20: 1-108.
- Scudder, S.H. (1862) Materials for a monograph of the North American Orthoptera, including a catalogue of the known New England species. *Boston Journal Natural History*, 7:409-480.
- Scudder, S.H. (1875) Notes on the Orthoptera from Northern Peru, collected by Professor James Orton. *Proceedings of the Boston Society of Natural History*, 17:257-282.
- Scudder, S.H. (1876a) A Century of Orthoptera. Decade V. - Forficulariae (Exotic). *Proceedings of the Boston Society of Natural History*, 18:251-257.

- Scudder, S.H. (1876b) A Century of Orthoptera. Decade VI.—Forficulariae (North American). Proceedings of the Boston Society of Natural History, 18:257-264.
- Scudder, S.H. (1876c) Critical and historical notes on Forficulariae; including descriptions of new generic forms and an alphabetical synonymic list of the described species. Proceedings of the Boston Society of Natural History, 18: 287-332.
- Scudder, S.H. (1869) Notes on the Orthoptera collected by Prof. James Orton on either side of the Andes of Equatorial South America. Proceedings of the Boston Society of Natural History, 12, 330–345.
- Srivastava, G.K. (1993) Taxonomic Status of Certain Genera of Pygidicranidae (Dermaptera). Records of the Zoological Survey of India, 116(1-4): 41–52.
- Srivastava, G.K. (1996) On the Classification of Spongiphoridae (=Labiidae) with a List of Species. Records of the Zoological Survey of India, 95(1-2): 71–105.
- Srivastava, G.K. (1999) On the Higher Classification of Anisolabididae (Insecta: Dermaptera) with a Check-List of Genera and Species. Records of the Zoological Survey of India, 97(1): 73–100.
- Stål, C. (1855) Forficulariae från Cafferlandet (347-355), in Stål, C. 1855. Entomologiska Notiser. Öfversigt af Kongl. Vetenskaps-akademiens förhandlingar, 12: 343-355.
- Stål, C. (1858) Orthoptera species novas descripsit. Kongliga Svenska Fregatten Eugenies resa omkring jorden: under befäl af C.A. Virgin, åren 1851-1853 : vetenskapliga iakttagelser, 2(1): 299-350.
- Steinmann, H. (1973) A study for the higher taxa of the Pygidicranidae (Dermaptera). Folia Entomologica Hungarica. 26:385-400.
- Steinmann, H. (1974) A new generic classification of the species group of *Diplatys* Serville (Dermaptera: Pygidicranidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 20(1-2):187-205.
- Steinmann, H. (1974) A new generic classification of the species group of *Diplatys* Serville (Dermaptera: Pygidicranidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 20(1-2):187-205.
- Steinmann, H. (1975a) Suprageneric classification of Dermaptera. Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 21:195-220.
- Steinmann, H. (1975b) A survey of the neotropical *Vostox* Burr species (Dermaptera: Labiidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 21(3-4): 435-445.
- Steinmann, H. (1976) A study for the higher taxa of the Labiidae (Dermaptera). Zoologischer Anzeiger, 197: 401-418.
- Steinmann, H. (1977) A study on the higher taxa of Carcinophoridae (Dermaptera). Annales Musei historico-naturalis hungarici. 69:89-99.
- Steinmann, H. (1978a) A revision of the genus *Ctenisolabis* Verhoeff, 1902 (Dermaptera: Carcinophoridae). Folia entomologica Hungarica. 31(2): 213-217.
- Steinmann, H. (1978b) Zoogeographical dispersity of Carcinophoridae (Dermaptera). Deutsche entomologische Zeitschrift, 25:173-189.
- Steinmann, H. (1978c) A study of the higher taxa of the Labiduridae (Dermaptera). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 24(1-2):205-209
- Steinmann, H. (1979a) On some Dermaptera preserved in the Zoological Museum of the University of Florence. Redia, 62:193-228
- Steinmann, H. (1979b) A systematic survey of the species belonging in the genus *Labidura* Leach, 1815 (Dermaptera). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 25(3-4):415-423
- Steinmann, H. (1979c) The Dermaptera in the PAN Zoologiczny Instytut, Warszawa. Folia entomologica Hungarica. 32:149-175.

- Steinmann, H. (1979d) A survey of the zoogeography of Labiidae (Dermaptera). Deutsche entomologische Zeitschrift, 26(4-5): 275-298.
- Steinmann, H. (1980) Type examination of Dermaptera species deposited in the "Rijksmuseum van Natuurlijke Historie" at Leiden. 1. Folia entomologica Hungarica. 33(2):333-345.
- Steinmann, H. (1981a) A study of the circumtropical Dermaptera material in the "Instituut voor Taxonomische Zoologie", Amsterdam. Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 27(1-2): 187-210.
- Steinmann, H. (1981b) The Dermaptera of the Universitetets Zoologiske Museum, København. Folia entomologica Hungarica. 42(34):173-192.
- Steinmann, H. (1981c) The Dermaptera of the Museo Civico di Storia Naturale di Milano with description of *Forcipula leonardii* n.sp. Atti della Società Italiana di Scienze Naturali e del Museo Civico di Storia Naturale in Milano. 122(3-4):157-170.
- Steinmann, H. (1981d) The Survey of the Dermaptera Material in the Staatliches Museum für Tierkunde Dresden. Part 1. Catadermaptera. Reichenbachia (Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden), 19(24): 133-142.
- Steinmann, H. (1982a) A survey of the Neotropical *Prosparatta* Burr species (Dermaptera: Labiidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 28(1-2): 139-141.
- Steinmann, H. (1982b) A revision of the genus *Ancistrogaster* Stål, 1855 (Dermaptera, Forficulidae). Annales historico-naturales Musei nationalis hungarici, 74: 75-84.
- Steinmann, H. (1982c) Synopsis of Dermaptera of the World. Part 2: family Pygidicranidae (II). – Entomologische Abhandlungen Dresden, 46(4): 85–97
- Steinmann, H. (1983) The survey of the Dermaptera material in the Staatliches Museum für Tierkunde Dresden. Part 2: Eudermaptera. Reichenbachia (Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden), 21(7): 45-59.
- Steinmann, H. (1984a) A revision of the genus *Spongiphora* Serville, 1831 (Dermaptera, Labiidae). Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici. 76:101-107.
- Steinmann, H. (1984b) Synopsis of Dermaptera of the world. Part 4: Family Carcinophoridae (1). Entomologische Abhandlungen Dresden, 48:63-82.
- Steinmann, H. (1985) Some new *Spongovostox* Burr, 1911, and *Marava* Burr, 1911 taxa (Dermaptera, Labiidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 31(4):381-396.
- Steinmann, H. (1986a) Dermaptera: Catadermaptera I. Das Tierreich / The Animal Kingdom De Gruyter. Berlin/New York. 102:345 pp
- Steinmann, H. (1986b) A new generic classification for the *Diplatys* species-groups (Dermaptera: Pygidicranidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 32(1-2):169-179.
- Steinmann, H. (1986c) A survey of Neotropical Strongylopsalinae (Dermaptera: Labiidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 32(3-4):361-376.
- Steinmann, H. (1987) Two new genera and species for the subfamily of Labiinae (Dermaptera, Labiidae). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae. 33:177-186.
- Steinmann, H. (1989a) Dermaptera: Catadermaptera II. Das Tierreich / The Animal Kingdom De Gruyter. Berlin/New York.. 105:505 pp [31 dic 1989].
- Steinmann, H. (1989b) Dermaptera. Eudermaptera I. Das Tierreich / The Animal Kingdom De Gruyter. Berlin/New York.. Supplement ,106: 1-558. [1 nov. 1989].
- Steinmann, H. (1989c) World Catalogue of Dermaptera. Series Entomologica, 43: 1-934.[19 dic. 1989].

Steinmann, H. (1993) Dermaptera: Eudermaptera II. Das Tierreich / The Animal Kingdom De Gruyter. Berlin/New York. 108:709 pp.

Steyskal, G. C. (1973) Notes on the grammar of names in the Dermaptera. *Papéis Avulsos De Zoologia*, 26(21): 253-257.

Townes, H. K. (1945) A list of the generic and subgeneric names of Dermaptera, with their genotypes. *Annals of the Entomological Society of America*, 38(1): 343-356. <https://doi.org/10.1093/aesa/38.3.343>

Vanschuytbroeck, P. (1969) Catalogue des Dermaptera des Collection Entomologiques de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique. *Bulletin de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique Entomologie* 45(41): 1-22.

Weidner, H. (1964) Die Entomologischen Sammlungen des Zoologischen Staatsinstitut und Zoologischen Museums Hamburg. V. Teil, Insecta II. *Entomologische Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum Hamburg*, 61: 123-144

Westwood, J.-O. (1837) Forficule. *Magasin de zoologie*, 7: 178. Disponible en:

Wood, J. G. (1874) *Insects abroad, being a popular account of foreign Insects, their structure, habits, and transformations*. London, 780 pp.

Zacher, F. (1911) Studien ueber das System der Protodermapteren. *Zoologische Jahrbücher. Abteilung für Systematik, Geographie und Biologie der Tiere*, 30: 303-400.

Apéndice 1. 1. Dermaptera de Centroamérica. Haplodiplatyidae; Diplatyidae; Pygidicranidae; Anisolabididae.

B=Belice. **G**=Guatemala. **S**=El Salvador. **H**=Honduras. **N**=Nicaragua. **C**=Costa Rica. **P**=Panamá.

Familia	sp	B	G	S	H	N	C	P
Haplodiplatyidae	<i>Haplodiplatys coerulescens</i>							X
Haplodiplatyidae	<i>Haplodiplatys convexiusculus</i>		X					
Haplodiplatyidae	<i>Haplodiplatys hamatus</i>						X	
Haplodiplatyidae	<i>Haplodiplatys hincksi</i>		X					
Haplodiplatyidae	<i>Haplodiplatys jansoni</i>		X			X	X	X
Haplodiplatyidae	<i>Haplodiplatys severus</i>		X					X
Diplatyidae	<i>Cylindrogaster gracilis</i>							X
Pygidicranidae	<i>Pygidicrana hincksi</i>				X			
Pygidicranidae	<i>Echinopsalis guttata</i>		X			X	X	X
Pygidicranidae	<i>Pyragra fuscata fuscata</i>	X	X		X	X	X	X
Pygidicranidae	<i>Pyragra paraguayensis</i>					X	X	X
Pygidicranidae	<i>Pyragropsis thoracica</i>							X
Pygidicranidae	<i>Pyragropsis tristani</i>					X	X	
Anisolabididae	<i>Anisolabella antoni</i>		X			X		X
Anisolabididae	<i>Anisolabis maritima</i>		X			X	X	X
Anisolabididae	<i>Carcinophora americana</i>		X		X	X	X	X
Anisolabididae	<i>Carcinophora discalis</i>							X
Anisolabididae	<i>Carcinophora gagatina</i>						X	X
Anisolabididae	<i>Carcinophora lateralis</i>							X
Anisolabididae	<i>Carcinophora percheroni</i>					X	X	X
Anisolabididae	<i>Epilandex srivastavai</i>							X
Anisolabididae	<i>Epilandex steinmanni</i>							X
Anisolabididae	<i>Euborellia ambigua</i>		X				X	
Anisolabididae	<i>Euborellia annulata</i>		X			X	X	X
Anisolabididae	<i>Euborellia annulipes</i>		X					
Anisolabididae	<i>Euborellia armata</i>						X	
Anisolabididae	<i>Euborellia femoralis</i>						X	
Anisolabididae	<i>Euborellia janeirensis</i>					X	X	X
Anisolabididae	<i>Euborellia peregrina</i>					X		
Anisolabididae	<i>Euborellia plebeja</i>						X	
Anisolabididae	<i>Metalabis saramaccensis</i>							X
Anisolabididae	<i>Ctenisolabis montana</i>						X	
Anisolabididae	<i>Ctenisolabis nigra</i>		X				X	
Anisolabididae	<i>Geracodes litus</i>							X
Anisolabididae	<i>Isolabis howardi</i>		X				X	X



Apéndice 1. 2. Dermaptera de Centroamérica. Labiduridae; Forficulidae (parte).

Familia	sp	B	G	S	H	N	C	P
Labiduridae	<i>Labidura riparia</i>				X	X		X
Forficulidae	<i>Ancistrogaster championi</i>						X	X
Forficulidae	<i>Ancistrogaster globalis</i>						X	X
Forficulidae	<i>Ancistrogaster luctuosus</i>		X				X	X
Forficulidae	<i>Ancistrogaster maculifera</i>							X
Forficulidae	<i>Ancistrogaster mixta</i>						X	
Forficulidae	<i>Ancistrogaster spinax</i>		X			X		
Forficulidae	<i>Ancistrogaster variegata</i>					X	X	X
Forficulidae	<i>Praos alfari</i>						X	
Forficulidae	<i>Praos biolleyi</i>					X	X	
Forficulidae	<i>Praos curiosus</i>						X	X
Forficulidae	<i>Praos perditus</i>					X	X	X
Forficulidae	<i>Praos robustus</i>						X	
Forficulidae	<i>Praos tristani</i>						X	
Forficulidae	<i>Sarcinatrix anomalia</i>						X	X
Forficulidae	<i>Sarcinatrix edentata</i>							X
Forficulidae	<i>Doru taeniatum</i>		X	X	X	X	X	X
Forficulidae	<i>Forficula auricularia</i>							
Forficulidae	<i>Skalistes biolleyi</i>						X	
Forficulidae	<i>Skalistes cacaoensis</i>	X						
Forficulidae	<i>Skalistes inopunatus</i>		X			X	X	
Forficulidae	<i>Skalistes lugubris</i>		X				X	
Forficulidae	<i>Skalistes vidua</i>	X						
Forficulidae	<i>Metresura flaviceps</i>					X	X	X
Forficulidae	<i>Metresura flavipes</i>						X	X
Forficulidae	<i>Metresura insolita</i>						X	
Forficulidae	<i>Metresura rugosa</i>		X	X				
Forficulidae	<i>Neolobophora bogotensis</i>						X	X
Forficulidae	<i>Setocordax gurneyi</i>							X
Forficulidae	<i>Tristanella biaculeata</i>						X	
Forficulidae	<i>Tristanella inermis</i>						X	
Forficulidae	<i>Tristanella tuberculata</i>						X	
Forficulidae	<i>Kleter americanus</i>		X			X		X
Forficulidae	<i>Kleter aterrimus</i>						X	X
Forficulidae	<i>Kleter scampolo</i>						X	
Forficulidae	<i>Mixocosmia borelli</i>						X	
Forficulidae	<i>Mixocosmia carrikeri</i>						X	
Forficulidae	<i>Mixocosmia tolteca</i>	X						

Apéndice 1. 3. Dermaptera de Centroamérica. Forficulidae (parte); Spongiphoridae (parte).

Familia	sp	B	G	S	H	N	C	P
Forficulidae	<i>Mixocosmia tristani</i>						X	X
Forficulidae	<i>Mixocosmia woldai</i>							X
Forficulidae	<i>Neocosmiella magnifica</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Cosmogerax diagonalis</i>							X
Spongiphoridae	<i>Cosmogerax formica</i>		X	X	X		X	X
Spongiphoridae	<i>Cosmogerax guatamalensis</i>		X					X
Spongiphoridae	<i>Cosmogerax magicum</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Barygerax auricoma</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Barygerax breviforceps</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Barygerax esau</i>					X	X	X
Spongiphoridae	<i>Eugerax nigratum</i>							
Spongiphoridae	<i>Eugerax poecilum</i>					X	X	X
Spongiphoridae	<i>Gerax phantasma</i>							X
Spongiphoridae	<i>Circolabia arcuata</i>		X		X	X	X	X
Spongiphoridae	<i>Circolabia biolleyi</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Circolabia cicero</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Circolabia conspicua</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Paralabellula curvicauda</i>					X		X
Spongiphoridae	<i>Circolabia dorsalis</i>				X		X	X
Spongiphoridae	<i>Circolabia oraedivitis</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Pericomus ater</i>							X
Spongiphoridae	<i>Mecomera brunnea</i>					X	X	X
Spongiphoridae	<i>Sparatta armata</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Sparatta biolleyi</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Sparatta bolivari</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Sparatta calverti</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Sparatta dentifera</i>		X				X	X
Spongiphoridae	<i>Sparatta diplatyoides</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Sparatta flavipennula</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Sparatta humilis</i>					X		X
Spongiphoridae	<i>Sparatta incerta</i>					X	X	X
Spongiphoridae	<i>Sparatta nigrina</i>		X			X		X
Spongiphoridae	<i>Sparatta picadoi</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Sparatta pulchra</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Sparatta rehni</i>					X		X
Spongiphoridae	<i>Marava arachidis</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Marava calverti</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Marava championi</i>							X

Apéndice 1. 4. Dermaptera de Centroamérica. Spongiphoridae (parte).

Spongiphoridae	<i>Marava elegantula</i>						X	
Spongiphoridae	<i>Marava equatoria</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava flaviscuta</i>		X				X	
Spongiphoridae	<i>Marava flavohumeralis</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava gracilis</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava nigrocincta</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava pallida</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava parvula</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava pygidiata</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava pyxis</i>							X
Spongiphoridae	<i>Marava rogersi</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Marava rotundata</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Marava silvestrii</i>		X			X	X	X
Spongiphoridae	<i>Marava townesi</i>		X		X			
Spongiphoridae	<i>Pseudomarava prominens</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Purex frontalis</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Purex parvicollis</i>							X
Spongiphoridae	<i>Spongiphora croceipennis</i>		X			X	X	X
Spongiphoridae	<i>Spongiphora dissimilis</i>						X	X
Spongiphoridae	<i>Spongiphora proluxa</i>		X				X	X
Spongiphoridae	<i>Spongiphora salvadorensis</i>			X				
Spongiphoridae	<i>Spongovostox alter</i>							X
Spongiphoridae	<i>Spongovostox barberi</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Spongovostox bilineatus</i>		X					X
Spongiphoridae	<i>Spongovostox flavocinctus</i>							X
Spongiphoridae	<i>Spongovostox pygmaeus</i>		X			X		X
Spongiphoridae	<i>Spongovostox schwarzi</i>		X					X
Spongiphoridae	<i>Vostox basalis</i>		X					X
Spongiphoridae	<i>Vostox brunneipennis</i>		X			X		X
Spongiphoridae	<i>Vostox dentatus</i>							X
Spongiphoridae	<i>Vostox magnus</i>							X
Spongiphoridae	<i>Vostox ocellatus</i>		X		X			
Spongiphoridae	<i>Vostox quadripunctatus</i>							X
Spongiphoridae	<i>Strongylolabis berlandi</i>		X					
Spongiphoridae	<i>Strongylolabis secunda</i>							X
Spongiphoridae	<i>Strongylopsalis eberhardi</i>						X	
		4	47	4	10	34	76	88



La producción más limpia en las granjas avícolas: un camino hacia la sostenibilidad

Cleaner production on poultry farms: a path to sustainability

Carlos Antonio Villarreal¹  & Pedro Argón Araúz Leones² 

¹Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Escuela de Biología, Panamá.

carlosantonio.villarreal@up.ac.pa <https://orcid.org/0000-0001-5992-6121>

²Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Escuela de Biología,

Panamá. pedro.arauz@up.ac.pa <https://orcid.org/0000-0001-6380-2586>

DOI: <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v27n2.a8682>

ABSTRACT: Pig production is one of the main agricultural activities that supplies the global demand for meat.

INFORMACIÓN SOBRE EL ARTÍCULO

Recibido: 25 julio 2025 | Aceptado: 12 agosto 2025

Como citar este documento: Villarreal, C. y Araúz, P. (2025). La Producción Más Limpia en las Granjas Avícolas: Un Camino hacia la Sostenibilidad Mesoamericana 28(2): 8-15.

Autor corresponsal: Carlos Antonio Villarreal., Universidad de Panamá, carlosantonio.villarreal@up.ac.pa

Contribución de los autores: Los autores de este trabajo declaran haber participado en la realización de este proyecto de investigación en todas sus etapas, búsqueda de información y redacción del artículo.

Editor: Dr. Alonso Santos Murgas.

However, it is also one of the regions that generates the greatest environmental impacts, such as soil and water pollution, greenhouse gas emissions and the generation of solid waste. The adoption of Cleaner Production (PML) practices in pig farms is presented as an effective alternative to reduce negative effects on the environment, improve efficiency in the use of resources and optimize economic profitability. This article analyzes the different PML strategies applied in pig farms, describes the resources and methods used for data collection and presents a detailed analysis of the results obtained. In addition, the benefits, challenges, and possible recommendations for the implementation of these practices at the global level are discussed. The results show that farms that adopt PML practices experience improvements in resource efficiency, reduction of polluting emissions and an increase in profitability in the long term.

KEYWORDS: Pig farms, environmental impact, profitability, environmental sustainability, resources.

RESUMEN: La producción porcina es una de las principales actividades agrícolas que abastece a la demanda global de carne. Sin embargo, también es una de las que genera mayores impactos ambientales, como la contaminación de suelos y aguas, la emisión de gases de efecto invernadero y la generación de desechos sólidos. La adopción de prácticas de Producción Más Limpia (PML) en las fincas porcinas se presenta como una alternativa eficaz para reducir los efectos negativos sobre el medio ambiente, mejorar la eficiencia en el uso de recursos y optimizar la rentabilidad económica.



Esta investigación presenta las diferentes estrategias de PML aplicadas en las fincas porcinas, describe los recursos y métodos utilizados para la recolección de datos y presenta un análisis detallado de los resultados obtenidos. Además, se discuten los beneficios, los desafíos y las posibles recomendaciones para la implementación de estas prácticas a nivel global. Los resultados muestran que las fincas que adoptan prácticas de PML experimentan mejoras en la eficiencia de recursos, reducción de emisiones contaminantes y un aumento en la rentabilidad a largo plazo.

PALABRAS CLAVE: Fincas porcinas, impacto ambiental, rentabilidad, sostenibilidad ambiental, recursos.

INTRODUCCIÓN

La explotación porcina es un sector clave en la producción de proteínas animales a nivel mundial. Según la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, 2020), la carne de cerdo representa una de las principales fuentes de consumo de carne a nivel global, destacando en países como China, Brasil, Estados Unidos y varios de la Unión Europea. Sin embargo, la industria porcina enfrenta retos ambientales significativos. La producción de carne de cerdo está asociada a la emisión de gases de efecto invernadero, la contaminación del agua y los suelos debido a la gestión inadecuada de los residuos, y el uso ineficiente de recursos como el agua y la energía (Gerber et al., 2013).

En este contexto, la Producción Más Limpia (PML) emerge como una estrategia para reducir estos impactos, promoviendo prácticas que buscan minimizar el consumo de recursos y la generación de contaminantes, además de fomentar la eficiencia económica y la competitividad de las explotaciones porcinas (UNEP, 2000). El concepto de PML, adoptado inicialmente en el ámbito industrial, se ha expandido exitosamente, y en particular, la producción porcina, donde se pueden aplicar diversas tecnologías y prácticas para mejorar el desempeño ambiental de las fincas (López et al., 2017).

Este artículo tiene como objetivo analizar las principales estrategias de PML utilizadas en las fincas porcinas, describir el proceso de recolección de datos y presentar un análisis de los resultados obtenidos en fincas que han implementado estas prácticas. Además, se discutirá el impacto de la PML en la sostenibilidad del sector

porcino y se ofrecerán recomendaciones para su expansión.

METODOLOGÍA

Diseño del Estudio

El diseño del estudio incluyó una metodología mixta, combinando análisis cuantitativo y cualitativo para obtener una visión holística de los impactos de la PML en la producción porcina. Se emplearon observación directa y análisis de datos estadísticos sobre el rendimiento productivo y los impactos ambientales.

Métodos

El estudio se realizó a través de un método de revisión bibliográfica y análisis de casos. Se reconocieron métodos de producción más ecológicos empleados en las fincas porcinas y se analizaron los resultados derivados de la aplicación de estos métodos. Los procedimientos empleados para recolectar datos comprendieron:

1. Revisión de literatura científica: Se revisaron artículos académicos, informes técnicos y estudios de caso relacionados con la aplicación de la P+L en la explotación porcina.
2. Estudios de caso: Se analizaron experiencias de fincas porcinas que han implementado prácticas de P+L, centrándose en la eficiencia energética, la gestión de residuos, la optimización del uso de recursos y la mejora del bienestar animal.
3. Análisis comparativo: Se compararon los resultados de granjas que implementaron P+L con aquellas que no lo hicieron, evaluando el impacto en los costos, la productividad y la sostenibilidad ambiental.

Recursos:

Fuentes de Información Documental

- Investigaciones Previas: Artículos científicos, estudios de campo previos, informes de ONGs y organismos internacionales relacionados con la sostenibilidad en la industria avícola.
- Normativas Ambientales: Legislación local e internacional sobre prácticas sostenibles en la agricultura y la avicultura.

Bibliotecas y Bases de Datos

- Bibliotecas académicas y científicas: Consultar publicaciones sobre avicultura sostenible, gestión de residuos y eficiencia en la utilización de recursos.

Bases de datos especializadas: Bases de datos en línea de investigación como Google Scholar, Scopus, JSTOR, entre otros.

Análisis de Resultados y Discusión.

En este apartado se presenta un análisis detallado de los resultados obtenidos en fincas porcinas que implementaron prácticas de Producción Más Limpia (PML), comparando sus rendimientos con aquellas fincas que no adoptaron estas prácticas. El análisis se realizará a través de cuadros comparativos y descriptivos que permitan evidenciar los impactos de las prácticas de PML en diversos aspectos como la eficiencia en el uso de recursos, la reducción de emisiones contaminantes y la rentabilidad económica.

Figura 1.

Cuadro Comparativo: Impacto de la PML en Diversos Aspectos

Aspecto Evaluado	Fincas con PML	Fincas sin PML
Emisiones de CO₂	Reducción de 25% - 30%	Estabilidad o aumento en las emisiones
Emisiones de Metano	Reducción de 40% - 50%	No hay reducción significativa
Consumo de Agua	Ahorro de 15% - 20% con sistemas de riego eficiente y reciclaje	Aumento del 5% - 10%
Consumo de Energía	Reducción del 20% con energías renovables (paneles solares, biogás)	Estabilidad o aumento en el consumo de energía
Costos Operativos	Reducción de 15% - 20%	Sin cambios significativos
Bienestar Animal	Mejora del 10% en el bienestar debido a mejores condiciones y manejo	Estabilidad o leve deterioro del bienestar animal
Rentabilidad Neta	Aumento de 20% - 30%	Rentabilidad estable, sin cambios sustanciales

Figura 2.

Cuadro Descriptivo de Resultados por Prácticas de PML Implementadas

A. Tecnologías de Gestión de Residuos

Práctica	Impacto Ambiental	Impacto Económico	Impacto en Bienestar Animal
Biodigestores para estiércol	Reducción de emisiones de metano (40% - 50%) y CO ₂ (20% - 25%)	Disminución en el costo de gestión de residuos y generación de biogás para consumo interno	Mejora en la calidad del aire, reduciendo olores desagradables para los cerdos
Compostaje de residuos orgánicos	Reducción de contaminación de suelos y aguas	Creación de compost para uso en cultivos, reducción de la compra de fertilizantes	Ambiente más limpio y saludable para los cerdos
Sistemas de tratamiento de aguas residuales	Disminución de la contaminación hídrica	Ahorro en el uso de agua potable gracias a la	Reducción de riesgos de enfermedades relacionadas

		reutilización	as con aguas contaminadas
--	--	---------------	---------------------------

B. Tecnologías de Eficiencia Energética

Práctica	Impacto Ambiental	Impacto Económico	Impacto en Bienestar Animal
Paneles solares	Reducción en la huella de carbono de la finca	Ahorro de hasta un 20% en costos de electricidad	Mejora en el ambiente interno al reducir la dependencia de energía no renovable
Biogás para generación de energía	Disminución de emisiones de gases de efecto invernadero	Generación de energía para la finca, reducción de costos operativos	Generación de un ambiente más saludable para los cerdos, con menor exposición a contaminantes

C. Manejo Eficiente de Agua

Práctica	Impacto Ambiental	Impacto Económico	Impacto en Bienestar Animal
Sistemas de riego eficiente (goteo)	Reducción del consumo de agua	Ahorro en costos de agua, especialmente	Mejora en las condiciones del

	hasta en un 20%	nte en zonas áridas	hábitat animal al mantener un ambiente adecuado de humedad y temperatura
Recolección de agua de lluvia	Disminución de la demanda de agua potable	Reducción de costos operativos	Creación de un ambiente más favorable para el bienestar de los cerdos

Análisis Descriptivo de los Resultados

Reducción de Emisiones de Gases de Efecto Invernadero

Las fincas que implementaron prácticas de PML, tales como el uso de biodigestores para la gestión del estiércol, presentaron una reducción significativa en las emisiones de gases de efecto invernadero, especialmente el metano (CH_4), un gas que tiene un potencial de calentamiento global mucho mayor que el dióxido de carbono (CO_2). El uso de estos sistemas permitió que el metano generado en el proceso de descomposición del estiércol se capturara y se utilizara como biogás, lo que resultó en una mejora considerable de las condiciones ambientales.

Por otro lado, las fincas que no adoptaron PML no presentaron cambios significativos en la emisión de

gases, lo que demuestra la importancia de adoptar estas tecnologías para mitigar el impacto ambiental de la producción porcina.

Consumo de Agua

El ahorro de agua en las fincas que implementaron tecnologías de riego eficiente y sistemas de reciclaje de agua fue notable. La adopción de técnicas como la recolección de agua de lluvia y el uso de sistemas de riego por goteo permitió una reducción en el consumo de este recurso, lo que es especialmente relevante en regiones con escasez hídrica. Las fincas sin PML, en cambio, experimentaron un aumento en el consumo de agua debido a la falta de tecnologías eficientes y el desperdicio de agua en los sistemas tradicionales de riego y abastecimiento.

Consumo de Energía

Las fincas con PML reportaron una reducción significativa en el consumo de energía, especialmente por la instalación de paneles solares y sistemas de biogás. Estos sistemas proporcionaron energía renovable a las explotaciones, reduciendo la dependencia de fuentes no renovables y, por ende, los costos operativos. Las fincas sin PML, por el contrario, no experimentaron mejoras en este aspecto, y algunos productores reportaron un aumento en el consumo de energía debido al uso de sistemas convencionales que no estaban optimizados para la eficiencia.

Costos Operativos

Una de las principales ventajas de adoptar prácticas de PML es la reducción de los costos operativos. El uso de energías renovables y la mejora en la eficiencia de los recursos resultaron en una

disminución de los gastos generales de las fincas. Estos costos operativos más bajos, combinados con una mejora en la eficiencia del proceso productivo, permitieron a las fincas con PML aumentar su rentabilidad. En las fincas sin PML, los costos operativos se mantuvieron estables, sin reducciones significativas.

Bienestar Animal y Rendimiento

Las fincas que adoptaron PML reportaron mejoras en las condiciones de vida de los animales, lo que se tradujo en un mejor rendimiento en términos de crecimiento y salud animal. La implementación de prácticas de manejo sostenible, como la mejora en el diseño de las instalaciones y la reducción de la exposición a contaminantes, favoreció un ambiente más saludable para los cerdos, resultando en un aumento en el rendimiento por cerdo de entre un 5% y un 10%. En las fincas sin PML, no se observaron cambios significativos en el bienestar animal ni en los rendimientos productivos.

Rentabilidad Económica

Los productores que implementaron prácticas de PML observaron un aumento en su rentabilidad neta debido a la reducción de costos y la mejora en la eficiencia de los recursos. El ahorro en agua y energía, combinado con la optimización en la gestión de residuos, contribuyó a que estos productores mejoraran sus márgenes de ganancia. Las fincas sin PML, por otro lado, mantuvieron una rentabilidad estable, sin los beneficios económicos derivados de las mejoras tecnológicas.

Discusión

Los resultados obtenidos en el análisis indican que la adopción de prácticas de Producción Más Limpia en fincas porcinas tiene efectos positivos

significativos en diversos aspectos de la operación, tanto desde el punto de vista ambiental como económico.

- **Impacto ambiental:** Las fincas con PML lograron reducir sus emisiones de gases contaminantes, especialmente metano, lo que no solo contribuye a mitigar el cambio climático, sino también a mejorar la calidad del aire en las áreas circundantes. Además, la gestión eficiente de los recursos hídricos y energéticos contribuyó a un uso más responsable de estos recursos naturales.
- **Eficiencia económica:** La reducción de costos operativos es uno de los principales beneficios de las prácticas de PML. Los productores que implementaron tecnologías como paneles solares y biodigestores reportaron ahorros significativos, lo que permitió un incremento en su rentabilidad. Esto demuestra que las inversiones en tecnologías limpias, aunque puedan ser altas inicialmente, resultan rentables a largo plazo.
- **Bienestar animal:** El bienestar de los animales mejoró en las fincas que adoptaron PML, lo que se tradujo en un aumento en el rendimiento productivo. Esto refuerza la importancia de mejorar las condiciones de vida de los animales no solo desde el punto de vista ético, sino también desde el punto de vista económico, ya que un cerdo más saludable y menos estresado tiene un mejor rendimiento en el ciclo de producción.

Pese a que los resultados son favorables, persisten diversos retos en la aplicación de PML en fincas porcinas. La inversión inicial en tecnologías sustentables y la formación de los fabricantes son elementos cruciales que deben tenerse en cuenta. Además, la ausencia de incentivos económicos y la

ignorancia sobre las ventajas a largo plazo pueden constituir obstáculos significativos para la implementación masiva de estas prácticas.

La puesta en marcha de la Producción Más Limpia en las fincas porcinas representa un avance esencial hacia una porcicultura más sustentable y consciente. Aunque hay retos vinculados a la inversión inicial y a la formación de los productores, las ventajas a largo plazo, ya sean económicas o medioambientales, respaldan con creces la implementación de estas prácticas.

La eficacia en la utilización de recursos, la disminución de la contaminación y el cuidado de los animales son elementos esenciales que pueden convertir la producción de carne en una actividad más amigable con el entorno y más acorde con las expectativas de los consumidores. La PML, con el respaldo apropiado de políticas públicas, financiación y formación, puede transformarse en un modelo efectivo para la agricultura sostenible en el sector de la ganadería.

Conclusiones

La aplicación de la producción más limpia (PML) en las fincas porcinas genera un efecto considerable tanto en el ámbito ambiental como económico, potenciando la sostenibilidad de estas actividades de la industria porcina.

La producción más ecológica en explotaciones porcinas fomenta la utilización eficaz de recursos, tales como el agua, los alimentos y la energía. A través de la mejora de los procesos productivos, se disminuye el derroche y se incrementa la lucratividad de la finca, lo que resulta ventajoso tanto para el productor como para el entorno ambiental. La adopción de tecnologías como la

automatización en la administración de los sistemas alimenticios y una administración eficaz de los recursos acuáticos posibilitan optimizar el desempeño con un menor impacto en el medio ambiente.

Una meta principal de la PML es disminuir los desechos producidos por las fincas porcinas, como el estiércol y las emisiones de gases de efecto invernadero. Una adecuada administración de los residuos, mediante tecnologías como el compostaje, la gestión de aguas residuales o la utilización de biodigestores, ayuda a disminuir la contaminación del suelo, aire y agua. Además, se reducen las emisiones de gases de efecto invernadero.

La implementación de prácticas más limpias no solo afecta al medio ambiente, sino que también mejora las condiciones de vida de los animales. Al promover una gestión más controlada y cuidadosa, como el control adecuado de la temperatura, la ventilación y la optimización de la alimentación, se mejora el bienestar animal. Asimismo, se minimizan los riesgos de enfermedades asociadas a prácticas de manejo inadecuadas, lo que resulta en una producción más saludable.

En numerosos países, las normativas medioambientales se han endurecido y las granjas porcinas deben ajustarse para satisfacer los criterios de sostenibilidad. La implementación de métodos de producción más ecológicos promueve el acatamiento de las regulaciones medioambientales, previniendo penalizaciones y potenciando la reputación de la finca ante los consumidores. Además, se está incrementando la demanda de productos orgánicos o de menor impacto ecológico, lo que genera nuevas posibilidades de mercado.

Aunque la adopción de tecnologías ecológicas puede demandar una considerable inversión inicial, las ventajas a largo plazo son evidentes. La disminución de los gastos operativos, el incremento de la eficiencia y la mejora en la calidad del producto final resultan en un rendimiento de inversión favorable. Además, las ventajas vinculadas con el mejoramiento de la reputación de la finca y la introducción a nuevos mercados pueden favorecer una estabilidad financiera más sólida para el productor.

Pese a las ventajas, persisten retos para implementar prácticas de producción más ecológicas. Entre las dificultades destacan la escasez de formación en las técnicas correctas, el acceso restringido a financiación para la aplicación de tecnologías emergentes y la resistencia al cambio de ciertos productores. Para vencer estos desafíos, será necesario un trabajo conjunto entre gobiernos, entidades educativas y entidades privadas para proporcionar respaldo técnico, financiero y regulatorio a los productores de carne de cerdo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Chaves, A., & González, J. (2017). *Producción más limpia en la industria ganadera: Un enfoque sostenible*. Editorial Universitaria.
- FAO. (2018). *Producción animal y sostenibilidad ambiental*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
- FAO (2020). *El Estado de la Alimentación y la Agricultura 2020*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.
- López, P., Morales, G., & Martínez, J. (2017). Estrategias de Producción Más Limpia en la Ganadería: Implementación y Beneficios en la Producción Porcina. *Revista de Agricultura Sostenible*, 22(4), 112-124.
- Pérez, R. (2016). *La gestión de residuos en la ganadería: Nuevas tecnologías para la sostenibilidad*. *Revista de Agricultura Sostenible*, 28(4), 34-47.
- Ramírez, E., & Martínez, M. (2019). *El uso de energías renovables en la ganadería porcina: Un análisis de costos y beneficios*. *Investigación y Desarrollo Agropecuario*, 12(3), 220-235.
- Rodríguez, L. (2020). *El futuro de la producción porcina: Perspectivas y desafíos ambientales*. Editorial Agropecuaria.
- UNEP (2000). *Producción Más Limpia: Una Guía de Beneficios Ambientales y de Rentabilidad*. Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente.

***Drosera cayennensis* bajo amenaza: cómo la deforestación y las quemadas comprometen su hábitat**

Drosera cayennensis under threat: how deforestation and burning compromise its habitat

Nadia Thais Ramírez¹  & Nadia Albany Gómez² 

¹Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Azuero, Panamá,
naditram0@gmail.com <https://orcid.org/0009-0008-9471-1191>

²Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Azuero, Panamá,
nadiaagv091881@gmail.com <https://orcid.org/0009-0000-9686-7490>

DOI: <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v27n2.a8687>

INFORMACIÓN SOBRE EL ARTÍCULO

Recibido: 23 de julio 2025 | Aceptado: 28 septiembre 2024 | Publicado: 30-oct. 2025.

Como citar este documento: Ramírez, T. N. & Gómez N. A. (2025). *Drosera cayennensis* bajo amenaza: cómo la deforestación y las quemadas comprometen su hábitat. Mesoamericana 27(2): 90-95.

Autor corresponsal: Nadia Thais Ramírez, Universidad de Panamá, Centro Regional de Azuero. naditram0@gmail.com

Contribución del autor: Los autores de este trabajo declaran haber participado en la realización de este proyecto de investigación en todas sus etapas, búsqueda de información y redacción del artículo.

Editor: Alonso Santos Murgas.

ABSTRACT. *Drosera cayennensis* is an insectivorous plant of the sundew family, that is, it can trap insects on which it feeds, because the root system is poorly developed, which causes it to barely fulfill the function of absorbing water and keeping the plant attached to the ground. This plant usually inhabits regions with wet and swampy climates and soil; it also requires abundant sunlight and shares similar characteristics with most insectivorous and carnivorous plants. In Panama we have identified this insectivorous plant in The Montoso Forest Reserve, which is being threatened by deforestation, burning and the expansion of the agricultural and livestock sector, presenting a risk to the biodiversity of the country.

KEYWORDS: Insectivorous plant, forest reserve, deforestation, survival.

RESUMEN. *Drosera cayennensis*, es una planta insectívora de la familia de las droseráceas, posee la capacidad de atrapar insectos de los cuales se alimenta, debido a que el sistema radicular está poco desarrollado, lo que ocasiona que escasamente cumpla la función de absorber agua y mantener la planta sujeta al suelo. Esta planta suele habitar en regiones con climas y suelos húmedos y pantanosos, también requiere de abundante luz solar y comparte características similares con la mayoría de las plantas insectívoras y carnívoras. En Panamá hemos identificado esta planta insectívora en La Reserva Forestal El Montoso, la misma está siendo amenazada por la deforestación, quemadas y la expansión del sector agrícola y ganadero, presentando esto un riesgo para la biodiversidad del país.

PALABRAS CLAVE: Planta insectívora, reserva forestal, deforestación, supervivencia.



INTRODUCCIÓN

Las plantas pertenecientes a la familia Droseraceae son conocidas por ser hierbas carnívoras, están compuestas por tres géneros y alrededor de 250 especies (Fleischmann et al., 2018), poseen una característica peculiar que es su capacidad de adquirir sus nutrientes a través de un mecanismo ubicado en sus tentáculos. Estas estructuras poseen glándulas que secretan un mucílago pegajoso que atrapa a su presa y la mantiene sujeta mientras utiliza enzimas digestivas para degradarla, y utiliza sus tentáculos para absorber los nutrientes producto de la degradación del insecto (Lichtscheidl et al., 2021). Una de las teorías sobre el transporte de nutrientes dentro de la planta es que este puede ir desde las glándulas hasta las hojas siguiendo la hebra central del xilema o a través de las células del tallo interno o epidérmico (Juniper et al., 1989).

Además de su notoria capacidad de capturar insectos, las plantas del género *Drosera* son utilizadas usualmente en la medicina tradicional, ya que son productoras de compuestos fitoquímicos como las 1,4-naftoquinonas y los flavonoides (Kong et al., 2021). Estos compuestos son un aporte en la producción de una gran variedad de productos naturales, especialmente en la fabricación de antimicrobianos. A través de este estudio, se busca destacar la importancia de proteger el hábitat de *Drosera cayennensis* en la Reserva Forestal El Montoso. Se analizarán las principales amenazas que enfrenta, como la deforestación y las quemadas, así como las estrategias para mitigar su impacto en esta especie y en la biodiversidad local.

METODOLOGÍA

Área de estudio

La investigación se realizó en la Reserva Forestal El Montoso localizada en el Distrito de Las Minas,

Provincia de Herrera, República de Panamá y sus coordenadas geográficas son: 7° 43' 57" de latitud norte y 80° 48' 02" de longitud oeste.

Figura 1.

Ubicación del área de estudio en Chepo, corregimiento de Las Minas, Herrera.



Recolección de datos

La recolección de datos se realizó entre noviembre de 2023 y febrero de 2024 en la Reserva Forestal El Montoso. Inicialmente, el área indicada había sido afectada por quemadas y deforestación, lo que dificultó localizar poblaciones saludables de *Drosera cayennensis*. Se encontró una pequeña población cerca del Río La Villa, de la cual se seleccionaron cinco individuos en buen estado para el estudio, ya que el resto mostraba signos de deterioro debido al impacto ambiental. La investigación se centró en evaluar el desarrollo, tamaño promedio y adaptaciones de la planta frente a las condiciones adversas que amenazan su supervivencia.

Características

La *D. cayennensis* se caracteriza por ser plantas perennes herbáceas, es decir, no forman tejido leñoso, y aunque sus hojas y tallos se sequen, sus raíces siguen vivas bajo tierra, en cuanto a su morfología alcanzan de 3.9-7 cm de alto; poseen tallos cortos.

Figura 2.

Presencia de *Drosera cayennensis* en Herrera.



Figura 3.

Efecto de la quema en el lugar del estudio.



Resultados

Asociación con el lugar y mediciones

Se evaluó a *Drosera cayennensis* en su entorno natural para determinar el tamaño promedio y las características morfológicas bajo condiciones ambientales favorables.

Se seleccionaron cinco individuos de una misma población en buen estado para llevar a cabo las

mediciones. Estas incluyeron el tamaño de las hojas, pecíolos, grosor de los pecíolos y la altura total de la planta, obteniendo un promedio representativo de sus dimensiones (Tabla 1). Estas mediciones permiten identificar posibles variaciones asociadas a deficiencias ambientales que podrían afectar su desarrollo.

Tabla 1.

Medidas (cm) de 5 individuos (*D. cayennensis*) para estimar el promedio de crecimiento.

Características	Medidas de las plantas (cm)					Valores promedio
	1	2	3	4	5	
Hoja	1.9	1.7	1.9	2.2	2.3	2.0
Pecíolo	1.4	1.3	1.9	1.6	1.4	1.4
Grosor del pecíolo	0.3	0.3	0.2	0.4	0.4	0.3
Longitud de la planta	10.4	7.6	10.4	12.8	13	10.8

Discusión

La reducida población de *D. cayennensis* en el área de Las Minas, puede ser debido a la actividades agrícolas y ganaderas realizadas por productores locales para su sustento económico. Esta práctica ocasiona la erosión total del suelo, impidiendo el correcto desarrollo de la planta y ocasionando como resultado que la población de *D. cayennensis* disminuya y finalmente desaparezca. El estrés ambiental que resulta de estas actividades actúa como un inhibidor de la fotosíntesis en las plantas carnívoras (Baker, 2008), siendo que las plantas

carnívoras de este género tienen una reducida tasa de fotosíntesis y son incapaces de funcionar en condiciones

de poca luz (Givnish et al., 1984), en las condiciones provocadas por las actividades rurales les dificulta realizar sus actividades de alimentación.

Posiblemente uno de los factores responsables de la desaparición de *Drosera cayennensis* es la quema indiscriminada, que afecta a la Reserva Forestal El Montoso. Al momento de hacer el estudio, el área en donde se indicó la presencia de esta planta insectívora se vio cruelmente afectada por el fuego, reduciendo la población y haciendo casi imposible encontrarla, aun así, se pudo encontrar una pequeña población de esta planta que creció debajo del pasto o maleza, midiendo un promedio de 10.84 centímetros. Los incendios

forestales se consideran uno de los principales factores naturales o antrópicos causantes de la degradación de los bosques (Pausas y Keeley, 2009), las poblaciones de *Drosera Cayennensis* pueden verse directamente afectadas por este problema, aunque no obtenga agua y nutrientes directamente del suelo, aun así, su desarrollo se ve restringido producto de los incendios.

Los incendios forestales son un factor a tomar en cuenta en esta investigación, debido a que se han reportado en innumerables ocasiones en el área de Las Minas, algunos de los incendios de mayor impacto en la zona fueron el gran incendio reportado en marzo del 2021, cerca del nacimiento del río La Villa (Domínguez, 2021) y el reportado en la zona montañosa de los Helechales, un lugar de gran valor ecológico en el área de Las Minas, Herrera (Domínguez, 2015), siendo esto determinante en la supervivencia de la especie, es necesario tomarlo en cuenta como una de las causas de la disminución de *D. cayennensis* en esta zona.

ambiente son notorios, uno de los puntos en donde se nos indicó la presencia de la planta insectívora se encontraba dentro de un terreno víctima de la deforestación para fines ganaderos, la promoción de las actividades ganaderas es

notoria en algunos países (Mora et al., 2017), la deforestación e incendios son el principal problema de la pérdida de cobertura forestal.

El sector agrícola y ganadero contribuyen a la degradación y fragmentación del hábitat, lo que afecta la composición de especies y sus procesos ecológicos, dejando un vacío de áreas boscosas para su explotación en áreas como esta, que protegen una gran riqueza ecológica. *D. cayennensis* es una planta que crece principalmente en hábitats abiertos y fuertemente soleados que son cálidos o calurosos en verano, pero que también son altamente hidratados, ácidos y pobres en nutrientes (Banas et al., 2023), esto les confiere una ventaja en la supervivencia contra las demás plantas, sin embargo, un suelo con un alto grado de erosión, producto de las actividades humanas no permite que el corto sistema radical de la planta se adhiera al suelo. Si la ya mencionada frontera agrícola sigue avanzando, tememos que en un futuro toda la masa forestal y la biodiversidad que está en ella se vea amenazada.

Se destaca el impacto de las quemas, identificadas como el principal factor que dificultó la localización de *D. cayennensis*. Si bien el Ministerio de Ambiente impulsa campañas preventivas de incendios con el propósito de sensibilizar a la población, como investigadores resulta fundamental integrarse activamente a estos esfuerzos para contribuir a la protección de la biodiversidad. La deforestación, por su parte, continúa siendo una de las principales causas de la degradación de los bosques tropicales, generando la fragmentación del hábitat y la consecuente pérdida de biodiversidad.

La presente investigación constituye una valiosa referencia para futuros estudios; sin embargo, se advierte que la continuidad de la deforestación y las quemadas incontroladas podría dificultar la realización de nuevas investigaciones sobre esta planta insectívora. Asimismo, se busca fomentar campañas orientadas a la protección ambiental, considerando que “cada especie vegetal es un verdadero laboratorio viviente y la selva tropical una farmacia” (Atehortúa, 1994).

Conclusiones

Durante el tiempo de investigación en campo se evidenció el efecto que tienen las actividades agrícolas, como la quema, las actividades ganaderas y la deforestación en el hábitat y en la supervivencia de las poblaciones de *Drosera cayennensis* en el sector de Herrera, específicamente en el área de La Reserva Forestal el Montoso.

Aunque las plantas del género *Drosera* sobreviven en suelos arenosos, húmedos y con muy pocos nutrientes, por su estilo peculiar de nutrición, el efecto de la erosión del suelo producto de la quema y la deforestación del área de estudio impidió el desarrollo habitual de plantas, provocando que en poco tiempo la población de *Drosera cayennensis* fuera disminuyendo con gran velocidad, haciendo casi imposible encontrar nuevas poblaciones alrededor del área en que se habían avistado anteriormente los ejemplares de esta especie.

La mayor parte de la población de las plantas se encontraban en un estado deplorable, casi carbonizada producto de una reciente actividad de quema que se provocó en el área de estudio, esto redujo en gran medida la investigación, sin embargo, evidenció el problema de la quema y sus repercusiones en la población de *Drosera cayennensis* que habita en el área de Herrera.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

- Atehortúa, L. (1994). La selva mercado de fármacos. *Rev. Ecológica*, (19), 38-41.
DOI:10.22507/pml.v11n2a13
- Baker N. R. (2008). Chlorophyll fluorescence: a probe of photosynthesis in vivo. *Annual review of plant biology*, 59, 89–113.
<https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092759>
- Banaś, K., Ronowski, R. y Marciniak, P. (2023). Efectos de las condiciones ambientales en las arquitecturas individuales y el rendimiento fotosintético de tres especies de *Drosera*.
- Domínguez, T. (2015). Nuevo incendio forestal en Las Minas de Herrera. Panamá América.
<https://www.panamaamerica.com.pa/provincia/s/nuevo-incendio-forestal-en-las-minas-de-herrera-970986>
- Domínguez, T. (2021). Incendio consume 4 hectáreas de la reserva forestal El Montuoso. La Crítica.
<https://www.critica.com.pa/sucesos/incendio-consume-4-hectareas-de-la-reserva-forestal-el-montuoso-401563>
- Fleischmann A, Cross AT, Gibson R, Gonella PM & Dixon KW. (2018). Systematics and evolution of Droseraceae. In: Ellison A & Adamec L (eds.) *Carnivorous plants: physiology, ecology and evolution*. Oxford University Press, Oxford. Pp. 45-57. DOI: 9780198779841.001.0001
- Givnish, TJ, Burkhardt, EL, Happel, RE, y Weintraub, JD. (1984). Carnivoría en la bromelia *Brocchinia reducta*, con un modelo de costo/beneficio para la restricción general de plantas carnívoras a hábitats soleados, húmedos y pobres en nutrientes. *The American Naturalist*, 124 (4), 479-497.
DOI:10.1086/284289

Juniper BE, Gilchrist AJ (1976) Absorción y transporte de calcio en las glándulas pedunculadas de *Drosera capensis* L. En: Perspectivas de la biología experimental. Sunderland N (ed) Vol II:477-486. doi: 10.1007/s00709-021-01667-5.

Kong, X., Li, Y., Xu, W., Liang, H., Xue, Z., Niu, Y., Pang, M., & Ren, C. (2021). *Drosera*-Inspired Dual-Actuating Double-Layer Hydrogel Actuator. *Macromolecular rapid communications*, 42(21), e2100416.
<https://doi.org/10.1002/marc.202100416>

Lichtscheidl, I., Lancelle, S., Weidinger, M., Adlassnig, W., Koller-Peroutka, M., Bauer, S., Krammer, S., & Hepler, P. K. (2021). Gland cell responses to feeding in *Drosera capensis*, a carnivorous plant. *Protoplasma*, 258(6), 1291–1306.
<https://doi.org/10.1007/s00709-021-01667-5>

Mora, M. A., Rios, L. & Almario, L. R. (2017). Impacto de la actividad ganadera sobre el suelo en Colombia. *Ingeniería y Región*, 17:1 – 12.
<https://doi.org/10.25054/issn.2216-1325>

Pausas, J. G. and J. E. Keeley. 2009. A burning story: The role of fire in the history of life. *BioScience* 59(7):593-601. Doi: 10.1525/bio.2009.59.7.10.

Revista internacional de ciencias moleculares, 24 (12), 9823. <https://doi.org/10.3390/ijms24129823>



Implementación de la Producción más Limpia en Fincas Porcinas

Implementation of Cleaner Production in Pig Farms

Pedro Argón Araúz Leones¹  & Carlos Antonio Villarreal² 

¹Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Panamá.
pedro.arauz@up.ac.pa <https://orcid.org/0000-0001-5992-6121>

²Universidad de Panamá, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Panamá.
carlosantonio.villarreal@up.ac.pa <https://orcid.org/0000-0001-6380-2586>
Doi: <https://doi.org/10.48204/j.mesoamericana.v27n2.a8688>

INFORMACIÓN SOBRE EL ARTÍCULO

Recibido: | Aceptado:
| Publicado:

Como citar este documento: Villarreal, C. y Araúz, P. 2025. La Producción Más Limpia en las Granjas Avícolas: Un Camino hacia la Sostenibilidad Mesoamericana 28(2): 8-15.

Autor corresponsal: Carlos Antonio Villarreal., Universidad de Panamá,
carlosantonio.villarreal@up.ac.pa

Contribución de los autores: Los autores de este trabajo declaran haber participado en la realización de este proyecto de investigación en todas sus etapas, búsqueda de información y redacción del artículo.

Editor: Dr. Alonso Santos Murgas.

ABSTRACT: Pig production is one of the main agricultural activities that supplies the global demand for meat. However, it is also one of the regions that generates the greatest environmental impacts, such as soil and water pollution, greenhouse gas emissions and the generation of solid waste. The adoption of Cleaner Production (PML) practices in pig farms is presented as an effective alternative to reduce negative effects on the environment, improve efficiency in the use of resources and optimize economic profitability.

This article analyzes the different PML strategies applied in pig farms, describes the resources and methods used for data collection and presents a detailed analysis of the results obtained. In addition, the benefits, challenges, and possible recommendations for the implementation of these practices at the global level are discussed. The results show that farms that adopt PML practices experience improvements in resource efficiency, reduction of polluting emissions and an increase in profitability in the long term.

KEYWORDS: Pig farms, environmental impact, profitability, environmental sustainability, resources.

RESUMEN: La producción porcina es una de las principales actividades agrícolas que abastece a la demanda global de carne. Sin embargo, también es una de las que genera mayores impactos ambientales, como la contaminación de suelos y aguas, la emisión de gases de efecto invernadero y la generación de desechos sólidos. La adopción de prácticas de Producción Más Limpia (PML) en las fincas porcinas se presenta como una alternativa eficaz para reducir los efectos negativos sobre el medio ambiente, mejorar la eficiencia en el uso de recursos y optimizar la rentabilidad económica. Esta investigación presenta las diferentes estrategias de PML aplicadas en las fincas porcinas, describe los recursos y métodos utilizados

para la recolección de datos y presenta un análisis detallado de los resultados obtenidos.

Además, se discuten los beneficios, los desafíos y las posibles recomendaciones para la implementación de estas prácticas a nivel global. Los resultados muestran que las fincas que adoptan prácticas de PML experimentan mejoras en la eficiencia de recursos, reducción de emisiones contaminantes y un aumento en la rentabilidad a largo plazo.

PALABRAS CLAVE: Fincas porcinas, impacto ambiental, rentabilidad, sostenibilidad ambiental, recursos.

INTRODUCCIÓN

La explotación porcina es un sector clave en la producción de proteínas animales a nivel mundial. Según la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, 2020), la carne de cerdo representa una de las principales fuentes de consumo de carne a nivel global, destacando en países como China, Brasil, Estados Unidos y varios de la Unión Europea. Sin embargo, la industria porcina enfrenta retos ambientales significativos. La producción de carne de cerdo está asociada a la emisión de gases de efecto invernadero, la contaminación del agua y los suelos debido a la gestión inadecuada de los residuos, y el uso ineficiente de recursos como el agua y la energía (Gerber et al., 2013).

En este contexto, la Producción Más Limpia (PML) emerge como una estrategia para reducir estos impactos, promoviendo prácticas que buscan minimizar el consumo de recursos y la generación de contaminantes, además de fomentar la eficiencia económica y la competitividad de las explotaciones porcinas (UNEP, 2000). El concepto de PML, adoptado inicialmente en el ámbito industrial, se ha expandido exitosamente, y en particular, la producción porcina, donde se pueden aplicar diversas tecnologías y prácticas para mejorar el desempeño ambiental de las fincas (López et al., 2017).

Este artículo tiene como objetivo analizar las principales estrategias de PML utilizadas en las fincas porcinas, describir el proceso de recolección de datos y presentar un análisis de los resultados obtenidos en fincas que han implementado estas prácticas. Además, se discutirá el impacto de la PML en la sostenibilidad del sector porcino y se ofrecerán recomendaciones para su expansión.

METODOLOGÍA

Diseño del Estudio

El diseño del estudio incluyó una metodología mixta, combinando análisis cuantitativo y cualitativo para obtener una visión holística de los impactos de la PML en la producción porcina. Se emplearon observación directa y análisis de datos estadísticos sobre el rendimiento productivo y los impactos ambientales.

Métodos

El estudio se realizó a través de un método de revisión bibliográfica y análisis de casos. Se reconocieron métodos de producción más ecológicos empleados en las fincas porcinas y se analizaron los resultados derivados de la aplicación de estos métodos. Los procedimientos empleados para recolectar datos comprendieron:

1. Revisión de literatura científica: Se revisaron artículos académicos, informes técnicos y estudios de caso relacionados con la aplicación de la P+L en la explotación porcina.

2. Estudios de caso: Se analizaron experiencias de fincas porcinas que han implementado prácticas de P+L, centrándose en la eficiencia energética, la gestión de residuos, la optimización del uso de recursos y la mejora del bienestar animal.

3. Análisis comparativo: Se compararon los resultados de granjas que implementaron P+L con aquellas que no lo hicieron, evaluando el impacto en los costos, la productividad y la sostenibilidad ambiental.

Recursos:

Fuentes de Información Documental

- Investigaciones Previas: Artículos científicos, estudios de campo previos, informes de ONGs y organismos internacionales relacionados con la sostenibilidad en la industria avícola.
- Normativas Ambientales: Legislación local e internacional sobre prácticas sostenibles en la agricultura y la avicultura.

Bibliotecas y Bases de Datos

- Bibliotecas académicas y científicas: Consultar publicaciones sobre avicultura sostenible, gestión de residuos y eficiencia en la utilización de recursos.

Bases de datos especializadas: Bases de datos en línea de investigación como Google Scholar, Scopus, JSTOR, entre otros.

Análisis de Resultados y Discusión.

En este apartado se presenta un análisis detallado de los resultados obtenidos en fincas porcinas que implementaron prácticas de Producción Más Limpia (PML), comparando sus rendimientos con

aquellas fincas que no adoptaron estas prácticas. El análisis se realizará a través de cuadros comparativos y descriptivos que permitan evidenciar los impactos de las prácticas de PML en diversos aspectos como la eficiencia en el uso de recursos, la reducción de emisiones contaminantes y la rentabilidad económica.

Cuadro N° 1. Cuadro Comparativo: Impacto de la PML en Diversos Aspectos

Aspecto Evaluado	Fincas con PML	Fincas sin PML
Emisiones de CO₂	Reducción de 25% - 30%	Estabilidad o aumento en las emisiones
Emisiones de Metano	Reducción de 40% - 50%	No hay reducción significativa
Consumo de Agua	Ahorro de 15% - 20% con sistemas de riego eficiente y reciclaje	Aumento del 5% - 10%
Consumo de Energía	Reducción del 20% con energías renovables (paneles solares, biogás)	Estabilidad o aumento en el consumo de energía
Costos Operativos	Reducción de 15% - 20%	Sin cambios significativos
Bienestar Animal	Mejora del 10% en el bienestar debido a mejores	Estabilidad o leve deterioro del bienestar animal

	condiciones y manejo	
Rentabilidad Neta	Aumento de 20% - 30%	Rentabilidad estable, sin cambios sustanciales

Cuadro N° 2. Cuadro Descriptivo de Resultados por Prácticas de PML Implementadas

A. Tecnologías de Gestión de Residuos

Práctica	Impacto Ambiental	Impacto Económico	Impacto en Bienestar Animal
Biodigestores para estiércol	Reducción de emisiones de metano (40% - 50%) y CO ₂ (20% - 25%)	Disminución en el costo de gestión de residuos y generación de biogás para consumo interno	Mejora en la calidad del aire, reduciendo olores desagradables para los cerdos
Compostaje de residuos orgánicos	Reducción de contaminación de suelos y aguas	Creación de compost para uso en cultivos, reducción de la compra	Ambiente más limpio y saludable para los cerdos

		de fertilizantes	
Sistemas de tratamiento de aguas residuales	Disminución de la contaminación hídrica	Ahorro en el uso de agua potable gracias a la reutilización	Reducción de riesgos de enfermedades relacionadas con aguas contaminadas

B. Tecnologías de Eficiencia Energética

Práctica	Impacto Ambiental	Impacto Económico	Impacto en Bienestar Animal
Paneles solares	Reducción en la huella de carbono de la finca	Ahorro de hasta un 20% en costos de electricidad	Mejora en el ambiente interno al reducir la dependencia de energía no renovable
Biogás para generación de energía	Disminución de emisiones de gases de efecto invernadero	Generación de energía para la finca, reducción de costos operativos	Generación de un ambiente más saludable para los cerdos, con menor exposición a contaminantes

C. Manejo Eficiente de Agua

Práctica	Impacto Ambiental	Impacto Económico	Impacto en Bienestar Animal
Sistemas de riego eficiente (goteo)	Reducción del consumo de agua hasta en un 20%	Ahorro en costos de agua, especialmente en zonas áridas	Mejora en las condiciones del hábitat animal al mantener un ambiente adecuado de humedad y temperatura
Recolección de agua de lluvia	Disminución de la demanda de agua potable	Reducción de costos operativos	Creación de un ambiente más favorable para el bienestar de los cerdos

Análisis Descriptivo de los Resultados

Reducción de Emisiones de Gases de Efecto Invernadero

Las fincas que implementaron prácticas de PML, tales como el uso de biodigestores para la gestión del estiércol, presentaron una reducción significativa en las emisiones de gases de efecto invernadero, especialmente el metano (CH₄), un gas que tiene un potencial de calentamiento global mucho mayor que el dióxido de carbono (CO₂). El

uso de estos sistemas permitió que el metano generado en el proceso de descomposición del estiércol se capturara y se utilizara como biogás, lo que resultó en una mejora considerable de las condiciones ambientales.

Por otro lado, las fincas que no adoptaron PML no presentaron cambios significativos en la emisión de gases, lo que demuestra la importancia de adoptar estas tecnologías para mitigar el impacto ambiental de la producción porcina.

Consumo de Agua

El ahorro de agua en las fincas que implementaron tecnologías de riego eficiente y sistemas de reciclaje de agua fue notable. La adopción de técnicas como la recolección de agua de lluvia y el uso de sistemas de riego por goteo permitió una reducción en el consumo de este recurso, lo que es especialmente relevante en regiones con escasez hídrica. Las fincas sin PML, en cambio, experimentaron un aumento en el consumo de agua debido a la falta de tecnologías eficientes y el desperdicio de agua en los sistemas tradicionales de riego y abastecimiento.

Consumo de Energía

Las fincas con PML reportaron una reducción significativa en el consumo de energía, especialmente por la instalación de paneles solares y sistemas de biogás. Estos sistemas proporcionaron energía renovable a las explotaciones, reduciendo la dependencia de fuentes no renovables y, por ende, los costos operativos. Las fincas sin PML, por el contrario, no experimentaron mejoras en este aspecto, y algunos productores reportaron un aumento en el consumo de energía debido al uso de sistemas

convencionales que no estaban optimizados para la eficiencia.

Costos Operativos

Una de las principales ventajas de adoptar prácticas de PML es la reducción de los costos operativos. El uso de energías renovables y la mejora en la eficiencia de los recursos resultaron en una disminución de los gastos generales de las fincas. Estos costos operativos más bajos, combinados con una mejora en la eficiencia del proceso productivo, permitieron a las fincas con PML aumentar su rentabilidad. En las fincas sin PML, los costos operativos se mantuvieron estables, sin reducciones significativas.

Bienestar Animal y Rendimiento

Las fincas que adoptaron PML reportaron mejoras en las condiciones de vida de los animales, lo que se tradujo en un mejor rendimiento en términos de crecimiento y salud animal. La implementación de prácticas de manejo sostenible, como la mejora en el diseño de las instalaciones y la reducción de la exposición a contaminantes, favoreció un ambiente más saludable para los cerdos, resultando en un aumento en el rendimiento por cerdo de entre un 5% y un 10%. En las fincas sin PML, no se observaron cambios significativos en el bienestar animal ni en los rendimientos productivos.

Rentabilidad Económica

Los productores que implementaron prácticas de PML observaron un aumento en su rentabilidad neta debido a la reducción de costos y la mejora en la eficiencia de los recursos. El ahorro en agua y energía, combinado con la optimización en la gestión de residuos, contribuyó a que estos productores mejoraran sus márgenes de ganancia.

Las fincas sin PML, por otro lado, mantuvieron una rentabilidad estable, sin los beneficios económicos derivados de las mejoras tecnológicas.

Discusión

Los resultados obtenidos en el análisis indican que la adopción de prácticas de Producción Más Limpia en fincas porcinas tiene efectos positivos significativos en diversos aspectos de la operación, tanto desde el punto de vista ambiental como económico.

- **Impacto ambiental:** Las fincas con PML lograron reducir sus emisiones de gases contaminantes, especialmente metano, lo que no solo contribuye a mitigar el cambio climático, sino también a mejorar la calidad del aire en las áreas circundantes. Además, la gestión eficiente de los recursos hídricos y energéticos contribuyó a un uso más responsable de estos recursos naturales.
- **Eficiencia económica:** La reducción de costos operativos es uno de los principales beneficios de las prácticas de PML. Los productores que implementaron tecnologías como paneles solares y biodigestores reportaron ahorros significativos, lo que permitió un incremento en su rentabilidad. Esto demuestra que las inversiones en tecnologías limpias, aunque puedan ser altas inicialmente, resultan rentables a largo plazo.
- **Bienestar animal:** El bienestar de los animales mejoró en las fincas que adoptaron PML, lo que se tradujo en un aumento en el rendimiento productivo. Esto refuerza la importancia de mejorar las condiciones de vida de los animales no solo desde el punto de vista ético, sino también desde el punto de vista económico, ya que un cerdo más

saludable y menos estresado tiene un mejor rendimiento en el ciclo de producción.

Pese a que los resultados son favorables, persisten diversos retos en la aplicación de PML en fincas porcinas. La inversión inicial en tecnologías sustentables y la formación de los fabricantes son elementos cruciales que deben tenerse en cuenta. Además, la ausencia de incentivos económicos y la ignorancia sobre las ventajas a largo plazo pueden constituir obstáculos significativos para la implementación masiva de estas prácticas.

La puesta en marcha de la Producción Más Limpia en las fincas porcinas representa un avance esencial hacia una porcicultura más sustentable y consciente. Aunque hay retos vinculados a la inversión inicial y a la formación de los productores, las ventajas a largo plazo, ya sean económicas o medioambientales, respaldan con creces la implementación de estas prácticas.

La eficacia en la utilización de recursos, la disminución de la contaminación y el cuidado de los animales son elementos esenciales que pueden convertir la producción de carne en una actividad más amigable con el entorno y más acorde con las expectativas de los consumidores. La PML, con el respaldo apropiado de políticas públicas, financiación y formación, puede transformarse en un modelo efectivo para la agricultura sostenible en el sector de la ganadería.

Conclusiones

La aplicación de la producción más limpia (PML) en las fincas porcinas genera un efecto considerable tanto en el ámbito ambiental como económico, potenciando la sostenibilidad de estas actividades de la industria porcina.

La producción más ecológica en explotaciones porcinas fomenta la utilización eficaz de recursos, tales como el agua, los alimentos y la energía. A través de la mejora de los procesos productivos, se disminuye el derroche y se incrementa la lucratividad de la finca, lo que resulta ventajoso tanto para el productor como para el entorno ambiental. La adopción de tecnologías como la automatización en la administración de los sistemas alimenticios y una administración eficaz de los recursos acuáticos posibilitan optimizar el desempeño con un menor impacto en el medio ambiente.

Una meta principal de la PML es disminuir los desechos producidos por las fincas porcinas, como el estiércol y las emisiones de gases de efecto invernadero. Una adecuada administración de los residuos, mediante tecnologías como el compostaje, la gestión de aguas residuales o la utilización de biodigestores, ayuda a disminuir la contaminación del suelo, aire y agua. Además, se reducen las emisiones de gases de efecto invernadero.

La implementación de prácticas más limpias no solo afecta al medio ambiente, sino que también mejora las condiciones de vida de los animales. Al promover una gestión más controlada y cuidadosa, como el control adecuado de la temperatura, la ventilación y la optimización de la alimentación, se mejora el bienestar animal. Asimismo, se minimizan los riesgos de enfermedades asociadas a prácticas de manejo inadecuadas, lo que resulta en una producción más saludable.

En numerosos países, las normativas medioambientales se han endurecido y las granjas porcinas deben ajustarse para satisfacer los criterios de sostenibilidad. La implementación de métodos de producción más ecológicos promueve el

acatamiento de las regulaciones medioambientales, previniendo penalizaciones y potenciando la reputación de la finca ante los consumidores. Además, se está incrementando la demanda de productos orgánicos o de menor impacto ecológico, lo que genera nuevas posibilidades de mercado.

Aunque la adopción de tecnologías ecológicas puede demandar una considerable inversión inicial, las ventajas a largo plazo son evidentes. La disminución de los gastos operativos, el incremento de la eficiencia y la mejora en la calidad del producto final resultan en un rendimiento de inversión favorable. Además, las ventajas vinculadas con el mejoramiento de la reputación de la finca y la introducción a nuevos mercados pueden favorecer una estabilidad financiera más sólida para el productor.

Pese a las ventajas, persisten retos para implementar prácticas de producción más ecológicas. Entre las dificultades destacan la escasez de formación en las técnicas correctas, el acceso restringido a financiación para la aplicación de tecnologías emergentes y la resistencia al cambio de ciertos productores. Para vencer estos desafíos, será necesario un trabajo conjunto entre gobiernos, entidades educativas y entidades privadas para proporcionar respaldo técnico, financiero y regulatorio a los productores de carne de cerdo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Chaves, A., & González, J. (2017). *Producción más limpia en la industria ganadera: Un enfoque sostenible*. Editorial Universitaria.
- FAO. (2018). *Producción animal y sostenibilidad ambiental*. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
- FAO (2020). **El Estado de la Alimentación y la Agricultura 2020**. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación.
- López, P., Morales, G., & Martínez, J. (2017). Estrategias de Producción Más Limpia en la Ganadería: Implementación y Beneficios en la Producción Porcina. *Revista de Agricultura Sostenible*, 22(4), 112-124.
- Pérez, R. (2016). *La gestión de residuos en la ganadería: Nuevas tecnologías para la sostenibilidad*. *Revista de Agricultura Sostenible*, 28(4), 34-47.
- Ramírez, E., & Martínez, M. (2019). *El uso de energías renovables en la ganadería porcina: Un análisis de costos y beneficios*. *Investigación y Desarrollo Agropecuario*, 12(3), 220-235.
- Rodríguez, L. (2020). *El futuro de la producción porcina: Perspectivas y desafíos ambientales*. Editorial Agropecuaria.
- UNEP (2000). *Producción Más Limpia: Una Guía de Beneficios Ambientales y de Rentabilidad*. Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente.