

ISSN 2071-9841 (impresa)
ISSN 2079-0139 (en línea)

Novitates CARIBAEA

Número 17. Enero, 2021

Museo Nacional de Historia Natural "Prof. Eugenio de Jesús Marciano"



MUSEO
Nacional de
HISTORIA
NATURAL
Prof. Eugenio de Jesús Marciano

Novitates CARIBAEA

Editores

Celeste Mir
c.mir@mnhn.gov.do
Carlos Suriel
c.suriel@mnhn.gov.do

Museo Nacional de Historia Natural “Prof. Eugenio de Jesús Marciano”
Calle César Nicolás Penson, Plaza de la Cultura Juan Pablo Duarte,
Santo Domingo, 10204, República Dominicana.
www.mnhn.gov.do

Comité Editorial

Alexander Sánchez-Ruiz	Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), Brasil. alex.sanchezruiz@hotmail.com
Altagracia Espinosa	Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas, UASD, República Dominicana. altagraciaspinosa@yahoo.com
Antonio R. Pérez-Asso	Museo Nacional de Historia Natural, República Dominicana. perezasso@hotmail.com
Carlos M. Rodríguez	Ministerio de Educación Superior, Ciencia y Tecnología, República Dominicana. carlos_rguez96@yahoo.com
Christopher C. Rimmer	Vermont Center for Ecostudies, USA. crimmer@vtcostudies.org
Daniel E. Perez-Gelabert	United States National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, USA. perezd@si.edu
Esteban Gutiérrez	Museo Nacional de Historia Natural de Cuba. esteban@mnhc.inf.cu
Gabriel de los Santos	Museo Nacional de Historia Natural, República Dominicana. g.delossantos@mnhn.gov.do
Gabriela Nunez-Mir	Department of Biology, Virginia Commonwealth University, USA. gcnunezmir@vcu.edu
Giraldo Alayón García	Museo Nacional de Historia Natural de Cuba. moffly@informed.sld.cu
James Parham	California State University, Fullerton, USA. jparham@fullerton.edu
Jans Morffe Rodríguez	Instituto de Ecología y Sistemática, Cuba. jans@ecologia.cu
José A. Ottenwalder	Museo Nacional de Historia Natural, República Dominicana. biodiversidad@codetel.net.do
José D. Hernández Martich	Escuela de Biología, UASD, República Dominicana. hernandezmartich@yahoo.com
Julio A. Genaro	Museo Nacional de Historia Natural, República Dominicana. polimita@hotmail.com
Luis F. de Armas	Instituto de Ecología y Sistemática, Cuba. luisdearmas1945@gmail.com
Luis M. Díaz	Museo Nacional de Historia Natural de Cuba. luisfromcuba@yahoo.es
Miguel Santiago Núñez	Museo Nacional de Historia Natural, República Dominicana. m.nunez@mnhn.gov.do
Nayla García Rodríguez	Instituto de Ecología y Sistemática, Cuba. nayla@ecologia.cu
Ruth Bastardo	Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas, UASD, República Dominicana. r_bastardo@hotmail.com
S. Blair Hedges	Center for Biodiversity, Temple University, Philadelphia, USA. sbh@temple.edu
Sixto J. Incháustegui	Grupo Jaragua, Inc., República Dominicana. sixtojinchaustegui@yahoo.com
Steven C. Latta	National Aviary, USA. steven.latta@aviary.org

Novitates Caribaea (ISSN 2071-9841, versión impresa; ISSN 2079-0139, versión en línea) es una revista científica semestral de revisión por pares del Museo Nacional de Historia Natural “Prof. Eugenio de Jesús Marciano”, República Dominicana. Su naturaleza, objetivos y características se explican en el documento “Directrices para los autores” que aparece en esta misma publicación. Es de acceso libre y su versión impresa se distribuye gratuitamente. El contenido de las contribuciones publicadas será siempre responsabilidad de los autores.

Acceso a versión en línea:
novitatescaribaea.do

Para envío de manuscritos y mensajes:
novitatescaribaea@mnhn.gov.do

Diagramación: Rosy Languasco y Yurkidia Díaz
r.languasco@mnhn.gov.do; y.diazfeliz@mnhn.gov.do

De esta publicación, *Novitates Caribaea*, núm. 17, se imprimieron 140 ejemplares en los talleres de la editora Amigo del Hogar, Santo Domingo, República Dominicana, en enero del 2021.



WEB OF SCIENCE

BIOSIS Biological Zoological
Previews Abstracts Record

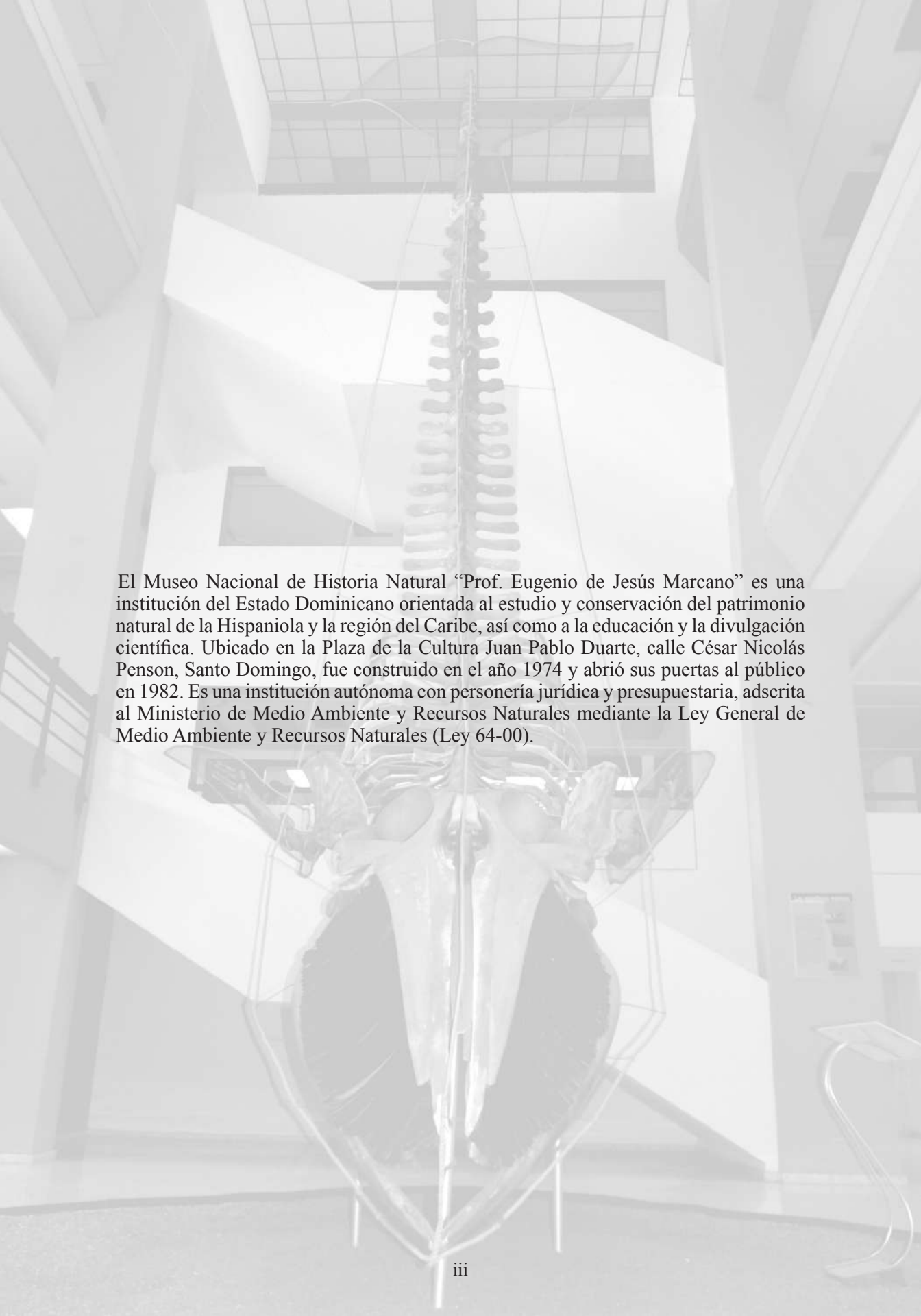


latindex



Novitates
CARIBAEA

Número 17. Enero, 2021




El Museo Nacional de Historia Natural “Prof. Eugenio de Jesús Marciano” es una institución del Estado Dominicano orientada al estudio y conservación del patrimonio natural de la Hispaniola y la región del Caribe, así como a la educación y la divulgación científica. Ubicado en la Plaza de la Cultura Juan Pablo Duarte, calle César Nicolás Penson, Santo Domingo, fue construido en el año 1974 y abrió sus puertas al público en 1982. Es una institución autónoma con personería jurídica y presupuestaria, adscrita al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales mediante la Ley General de Medio Ambiente y Recursos Naturales (Ley 64-00).

ABUNDANCIA Y DIVERSIDAD TRÓFICA DE MOLUSCOS DEL MESOLITORAL ROCOSO EN UN GRADIENTE DE EUTROFIZACIÓN DE LA COSTA SURORIENTAL DE CUBA

Abundance and trophic diversity of intertidal rocky shore molluscs in a gradient of eutrophication of the southeast coast of Cuba

Abdiel Jover Capote

Departamento de Biología y Geografía, Facultad de Ciencias Naturales y Exactas, Universidad de Oriente. Avenida Patricio Lumumba s/n, Santiago de Cuba, Cuba. CP. 90 500. Instituto Universitario de Investigación Marina (INMAR), Universidad de Cádiz, Campus Universitario de Puerto Real, 11510, Puerto Real, Cádiz, España;  orcid.org/0000-0002-2040-6820; ajover@uo.edu.cu.

RESUMEN

En ecosistemas tropicales, los patrones espaciales y temporales de la abundancia y diversidad trófica de moluscos asociados a macroalgas han sido poco abordado. En el presente trabajo se determinó la abundancia y diversidad tróficas de moluscos, y la relación con la cobertura de macroalgas en el mesolitoral rocoso de Santiago de Cuba. Los muestreos se realizaron bimestralmente entre marzo de 2013 y febrero de 2014. La unidad de muestreo fue un cuadrado de 25 cm de lado. La misma se empleó 10 veces en las cuatro localidades (dos de ellas sometidas a la eutrofización). La mayor riqueza de especies de moluscos correspondió al grupo trófico de los herbívoros ramoneadores de superficie, con 19 especies. Los moluscos ramoneadores de superficie presentaron los mayores valores de abundancia en todas las localidades (Mar Verde, La Socapa, Aguadores y Siboney) y meses de muestreo (marzo, mayo, julio, septiembre, noviembre y febrero). En Aguadores, al este de Santiago de Cuba, se reporta la mayor diversidad trófica, abundancia de suspensívoros y carnívoros. La cobertura de macroalgas modula de manera positiva la relación con la diversidad trófica y la abundancia de suspensívoros y herbívoros ramoneadores de talo.

Palabras clave: gasterópodos, bivalvos, polioplacóforos, grupos tróficos, cobertura de macroalgas.

ABSTRACT

In tropical ecosystems, the spatial and temporal patterns of the trophic abundance and diversity of molluscs associated with macroalgae have been little addressed. In the present work, the trophic abundance and diversity of molluscs and the relationship with the macroalgae cover in the intertidal rocky shore of Santiago de Cuba were determined. Sampling was performed every two months between March 2013 and February 2014. The sampling unit were a square with a side 25 cm. Sampling unit was used 10 times in the four localities (two of them subjected to eutrophication). The greatest richness of mollusc species belonged to the trophic group of surface browsing herbivores with 19 species. Surface browsing molluscs presented the highest abundance values in all localities (Mar Verde, La Socapa, Aguadores and Siboney) and sampling months (March, May, July, September, November and February). In Aguadores, East of Santiago de Cuba, the greatest trophic diversity, abundance of suspensivores and carnivores is reported. Macroalgal cover positively modulates the relationship with trophic diversity and abundance of suspensivores and herbivores that browse thallus.

Keywords: gastropods, bivalves, polyplacophores, trophic groups, macroalgae cover.

INTRODUCCIÓN

En el mesolitoral rocoso del mar Caribe los moluscos constituyen dentro de los invertebrados uno de los grupos de mayor riqueza de especies en México (González-Solis y Torruco, 2015; De la Cruz-Francisco *et al.*, 2017), Colombia (Rodríguez y Campos, 2013), Venezuela (Fernández y Jiménez, 2006; Fernández *et al.*, 2014) y Cuba (Diez y Jover, 2013; Jover *et al.*, 2014). Las cadenas tróficas de los moluscos en este hábitat están dominadas por bivalvos filtradores y gasterópodos herbívoros y carnívoros (Fernández y Jiménez, 2006). Además, la mayor riqueza y abundancia de moluscos está asociada a los lechos de macroalgas intermareales (Rodríguez y Campos, 2013; Jover *et al.*, 2014).

En las comunidades marinas la estructura trófica está conformada por organismos con diversos hábitos alimenticios que van desde herbívoros, carnívoros, omnívoros, detritívoros y suspensívoros o filtradores (Greenway, 1995). En la actualidad los estudios sobre estructura trófica están dirigidos fundamentalmente a las relaciones anatómicas del sistema digestivo y tipo de alimentación (Sigwart y Schwabe, 2017), interacciones algas-herbívoros (Johnson y Paine, 2016) y a evaluar la diversidad funcional (Donnarumma *et al.*, 2018). En el Caribe los trabajos que abordan la estructura trófica de los moluscos son puntuales limitados a las costas de Venezuela y Cuba. Estos trabajos se limitan a abordar abundancia de los grupos tróficos y las relaciones que se establecen entre ellos y las macroalgas donde habitan (Fernández y Jiménez, 2006; Capelo *et al.*, 2014; Cabrera y Jover, 2017).

Los moluscos son muy empleados como bioindicadores de contaminación en los ecosistemas marinos (Baqueiro-Cárdenas *et al.*, 2007; Páez-Osuna y Osuna-Martínez, 2011). Ante la presencia de agentes contaminantes, los moluscos manifiestan diversas respuestas etológicas y fisiológicas a nivel de poblaciones o de comunidad (Baqueiro-Cárdenas *et al.*, 2007). Además, las conchas de los gasterópodos y bivalvos manifiestan cambios en la estructura y composición que los convierten en buenos indicadores de la calidad ambiental (Harayashiki *et al.*, 2020).

La riqueza y abundancia de los moluscos del mesolitoral rocoso en la costa suroriental de Cuba ha sido objeto de estudio en la última década (Diez y Jover, 2013; Jover *et al.*, 2014; Jover y Diez, 2017). Según estos autores, la cobertura de las macroalgas se relaciona positivamente con la riqueza y la abundancia de especies de moluscos. Además, en el sublitoral de la bahía de Santiago de Cuba se consignó que la abundancia de herbívoros y suspensívoros estaba modulada por la distribución de las macroalgas (Cabrera y Jover, 2017). Sin embargo, para el mesolitoral rocoso no se ha determinado la variación espacial y temporal de la composición y estructura trófica de los moluscos para ambientes sometidos o no a la eutrofización.

OBJETIVOS

- Determinar la variación espacial y temporal en la abundancia de los grupos tróficos y la diversidad trófica de ensambles de moluscos en áreas del mesolitoral rocoso sometido o no a la eutrofización.
- Caracterizar la relación de la cobertura de las macroalgas con la abundancia de los grupos tróficos y diversidad trófica de ensambles de moluscos en áreas del mesolitoral rocoso.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio. Las cuatro localidades de estudio se ubican en el municipio Santiago de Cuba en la costa suroriental (Fig. 1). La descripción detallada de las localidades aparece en Jover *et al.* (2014). El criterio de selección de las localidades responde a que en ellas están representados la diversidad de hábitats del mesolitoral rocoso de la costa suroriental.

La ubicación geográfica es la siguiente: Siboney, 19°57'32''N y 75°42'15''W; Aguadores, 19°57'51.5''N y 75°49'47.2''W; La Socapa, 19°57'53.02''N y 75°56'26.45''W y Mar Verde, 19°57'32.72''N y 75°57'23.34''W. Las cuatro localidades de muestreo están afectadas por actividades antrópicas. Sin embargo, Aguadores y La Socapa y La Socapa presentan aguas altamente eutrofizadas, producto de las elevadas concentraciones de nutrientes provenientes de la cuenca de del río San Juan y la bahía de Santiago de Cuba respectivamente (Gómez *et al.*, 2001; Nazario *et al.*, 2010).

Muestreo. Los muestreos en las cuatro localidades del sector Siboney-Mar Verde se realizaron entre marzo del 2013 y febrero del 2014, con una frecuencia bimestral. Los detalles de las campañas de muestreo se describen en Jover *et al.* (2014). En cada localidad se empleó como unidad de muestreo una cuadrícula de metal de 25 cm de lado (área = 625 cm²), con 10 repeticiones por localidad, separadas por 5 m una de la otra (Olabarria *et al.*, 2001; Fernández y Jiménez, 2006). En cada cuadrante se identificaron *in situ*, siempre que fue posible, las especies de moluscos. Las que no, se recolectaron para su identificación en el laboratorio. Además, se estimó la cobertura de macroalgas *de visu* siguiendo una escala de recubrimiento de intervalos de 5 % (Veiga, 1999).

Procesamiento de las muestras. En el laboratorio se lavaron las muestras con agua dulce y se retiraron los restos de las macroalgas y se procedió a la identificación y cuantificación de los moluscos. Para la determinación de las especies se utilizó la bibliografía especializada, entre las que figuran Espinosa *et al.* (2006, 2007, 2012) y Warmke y Abbott (1961). La legitimación de los nombres de los grupos taxonómicos se realizó según el Registro Mundial de Especies Marinas (WoRMS, 2020). Las especies fueron clasificadas en cuatro grupos tróficos: suspensívoros, herbívoros ramoneadores de superficie, herbívoros ramoneadores del talo y carnívoros a partir de la información disponible en Todd (2001).

Análisis de los datos. Para determinar las variaciones de la diversidad trófica de los moluscos del mesolitoral rocoso se empleó el Índice de Diversidad Trófica (IDT), de acuerdo a Herrera (1976). El mismo se calculó para cada muestreo como 1-IDT, según lo propuesto por Danovaro *et al.* (2009). En donde $IDT = g_1^2 + g_2^2 + \dots + g_n^2$, donde g es la abundancia proporcional de un grupo trófico y n es el número de grupos tróficos. La abundancia proporcional para cada grupo trófico se determinó como $p_i = n_i/N$, en donde p_i = abundancia proporcional de la i ésima especie, n_i = número de individuos de la especie i y N = número total de individuos para todas las S especies en el ensamble. Las diferencias espaciales (nivel de eutrofización y localidades) y temporales (época climática y meses) de la diversidad trófica de los moluscos se determinó mediante un PERMANOVA de dos vías sobre una matriz de similitud de Bray-Curtis (Anderson, 2001). La significación estadística de cada escala fue detectada con el empleo de 99 999 permutaciones ($P < 0.05$). El mismo se realizó con el programa estadístico PAST v4.03 (Hammer *et al.*, 2001). La relación entre la cobertura de macroalgas y la abundancia de grupos tróficos y el índice de diversidad trófica se determinó mediante una correlación de rangos de Spearman. La correlación se realizó con el paquete “corrplot” de R v3.6.3 (Taiyun y Simko, 2017).

RESULTADOS

Los ensambles de moluscos del mesolitoral rocoso del municipio Santiago de Cuba, se agruparon en cuatro tipos de categorías tróficas: suspensívoros, carnívoros, herbívoros ramoneadores de superficie y herbívoros ramoneadores de talos. La mayor riqueza de especies está incluida en el grupo de los herbívoros ramoneadores de superficie (19), seguida por los carnívoros (7), luego los herbívoros ramoneadores de talos (6) y por último los suspensívoros (4) ver Tabla I. En los gasterópodos se detectaron las cuatro categorías tróficas, mientras que todas las especies de poliplacóforos resultaron herbívoras ramoneadoras de superficie y los bivalvos como suspensívoros.

Los moluscos herbívoros ramoneadores de superficie fueron los de mayor abundancia relativa en todas las localidades de muestreo (Tabla II). Las categorías tróficas herbívoros ramoneadores de talos, carnívoros y suspensívoros le siguieron en orden descendentes. En Aguadores se consigna la mayor abundancia de moluscos carnívoros (0.17 ± 0.17) y suspensívoros (0.36 ± 0.15). Los herbívoros ramoneadores de superficie fueron además los más abundantes en las zonas no sometidas a la eutrofización, sin embargo, los otros grupos tróficos resultaron de mayor abundancia en las zonas eutrofizadas.

La diversidad trófica no mostró diferencias significativas entre las localidades de muestreo (PERMANOVA, $F = 0.3633$; $P = 0.34145$) y las zonas sometidas o no a la eutrofización (PERMANOVA, $F = 0.59945$; $P = 0.16729$). En Mar Verde se obtuvo la menor diversidad trófica (0.31 ± 0.20), mientras que para Aguadores fueron los mayores valores (0.66 ± 0.06). En las zonas eutrofizadas se registraron los mayores valores de diversidad trófica (Fig. 2).

Los moluscos herbívoros ramoneadores de superficie fueron los más abundantes en todos los meses de muestreo, con valores medios de abundancia relativa entre 0.54–0.63 (Tabla III). Sin embargo, los ramoneadores de talos presentaron mayor abundancia en el periodo de junio a diciembre, mientras los moluscos carnívoros solo fueron abundantes en abril y junio. La abundancia relativa para los suspensívoros varió entre 0.12–0.28 y los mayores valores se registraron en agosto (0.26) y octubre (0.28). Los moluscos herbívoros presentaron mayor abundancia relativa en la época poco lluviosa, sin embargo, los carnívoros y suspensívoros abundaron más en la época lluviosa.

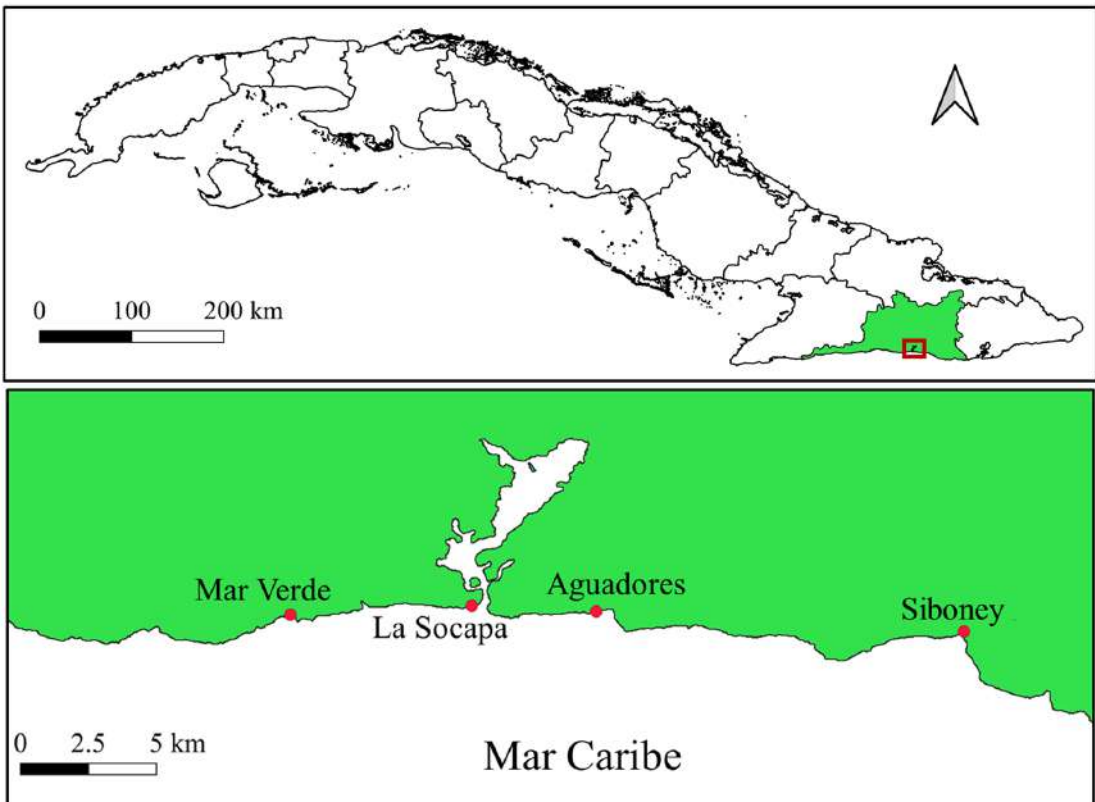


Figura 1. Mapa de las localidades de muestreo de los moluscos en el mesolitoral rocoso de la costa suroriental de Cuba.

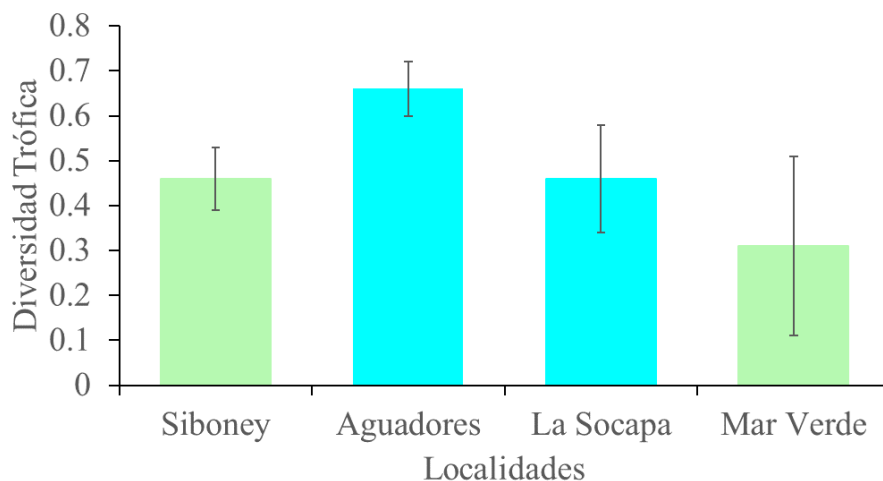


Figura 2. Variación espacial de la diversidad trófica de los moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba. Verde = zonas no eutrofizadas, azul = zonas eutrofizadas y barra de error = desviación estándar.

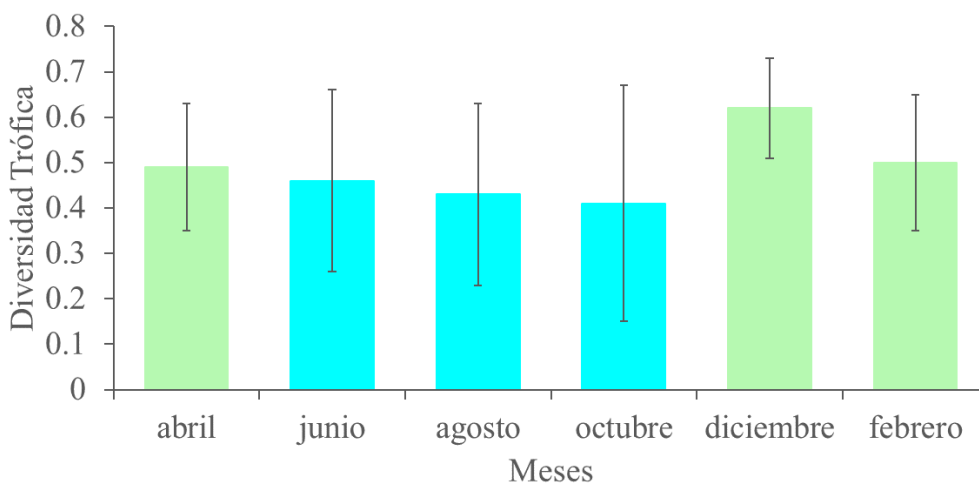


Figura 3. Variación temporal de la diversidad trófica de los moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba. Verde = meses de la época poco lluviosa, azul = meses de la época lluviosa y barra de error = desviación estándar.

La diversidad trófica no mostró diferencias significativas entre los meses (PERMANOVA, $F = 0.38364$; $P = 0.067658$), pero sí entre la temporada lluviosa y poco lluviosa (PERMANOVA, $F = 1.0546$; $P = 0.015808$). Los mayores valores se consignaron en diciembre (0.62), mientras que los más bajos en octubre (0.41). Para la época poco lluviosa se observaron los valores superiores medios de este índice (Fig. 3).

La relación de la variación del IDT y la abundancia de moluscos suspensívoros y herbívoros ramoneadores de talos es positiva con la cobertura de macroalgas en el mesolitoral rocoso de Santiago de Cuba (Tabla IV). Mientras que la relación entre los moluscos carnívoros y herbívoros ramoneadores de superficie y la cobertura de macroalgas fue negativa. Los valores de correlación más elevados se obtienen para los de hábito trófico suspensívoros con un coeficiente de correlación de 0.69. El coeficiente de correlación más bajo se muestra en los carnívoros y los herbívoros ramoneadores de talo con -0.22 y 0.24 respectivamente.

Tabla I. Categorías tróficas para los moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba

Especie	Categoría Trófica
POLYPLACOPHORA	
<i>Acanthopleura granulata</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Chiton marmoratus</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Chiton squamosus</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Ceratozona squalida</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Acanthochitona astrigera</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
GASTROPODA	
<i>Lottia albicosta</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Lottia antillarum</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Lottia leucopleura</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Diodora listeri</i>	Herbívoro ramoneador de talos
<i>Fissurella barbadensis</i>	Herbívoro ramoneador de talos
<i>Fissurella nodosa</i>	Herbívoro ramoneador de talos
<i>Fissurella rosea</i>	Herbívoro ramoneador de talos
<i>Lucapinella limatula</i>	Herbívoro ramoneador de talos
<i>Cittarium pica</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Tegula hotessieriana</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Lithopoma caelatum</i>	Herbívoro ramoneador de talos
<i>Eulithidium adamsi</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Nerita tessellata</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Bittium varium</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Angiola lineata</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Echinolittorina angustior</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Echinolittorina ziczac</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Echinolittorina meleagris</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Petalconchus erectus</i>	Suspensívoro
<i>Seila adamsi</i>	Carnívoro
<i>Rhombinella laevigata</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Costoanachis sparsa</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Mitrella ocellata</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Decipifus sixaolus</i>	Herbívoro ramoneador de superficie
<i>Leucozonia nassa</i>	Carnívoro
<i>Vexillum puella</i>	Carnívoro
<i>Morula nodulosa</i>	Carnívoro
<i>Plicopurpura patula</i>	Carnívoro
<i>Stramonita rustica</i>	Carnívoro
<i>Vasula deltoidea</i>	Carnívoro
BIVALVIA	
<i>Hormomya exustus</i>	Suspensívoro
<i>Crassostrea virginica</i>	Suspensívoro
<i>Isognomon bicolor</i>	Suspensívoro

Tabla II. Variación espacial de la abundancia relativa de los grupos tróficos de los moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba

Localidades	Abundancia relativa			
	HR–superficie	HR–talo	Carnívoro	Suspensívoro
Siboney	0.71 ± 0.06	0.12 ± 0.09	0.12 ± 0.04	0.06 ± 0.07
Aguadores	0.32 ± 0.1	0.15 ± 0.09	0.17 ± 0.17	0.36 ± 0.15
La Socapa	0.6 ± 0.26	0.09 ± 0.1	0.02 ± 0.01	0.3 ± 0.17
Mar Verde	0.81 ± 0.16	0.07 ± 0.06	0.01 ± 0.01	0.08 ± 0.07

HR–herbívoro ramoneador; Media ± Desviación estándar.

Tabla III. Variación temporal de la abundancia relativa de los grupos tróficos de los moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba

Meses	Abundancia relativa			
	HR–superficie	HR–talo	Carnívoro	Suspensívoro
abril	0.63 ± 0.22	0.04 ± 0.01	0.14 ± 0.16	0.17 ± 0.11
junio	0.63 ± 0.27	0.12 ± 0.07	0.14 ± 0.19	0.12 ± 0.12
agosto	0.61 ± 0.27	0.11 ± 0.08	0.03 ± 0.04	0.26 ± 0.28
octubre	0.54 ± 0.41	0.15 ± 0.13	0.04 ± 0.06	0.28 ± 0.30
diciembre	0.54 ± 0.13	0.20 ± 0.02	0.07 ± 0.05	0.21 ± 0.06
febrero	0.66 ± 0.15	0.08 ± 0.09	0.06 ± 0.04	0.19 ± 0.05

HR–herbívoro ramoneador; Media ± Desviación estándar.

Tabla IV. Relación de la cobertura de algas con la abundancia de los grupos tróficos y el índice de diversidad trófica de los moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba

	Variables	r ²
Cobertura de macroalgas	Carnívoros	-0.22
	Suspensívoros	0.69
	Herbívoros ramoneadores de superficies	-0.47
	Herbívoros ramoneadores de talos	0.24
	Índice de diversidad trófica	0.35

DISCUSIÓN

Los resultados evidencian que la diversidad trófica de los ensamblajes de moluscos parece definirse en base a las características ambientales de cada localidad, en el litoral rocoso de Santiago de Cuba. La presencia de un mesolitoral de lapíes con numerosas oquedades, grietas y otras irregularidades, permite el desarrollo de un manto de macroalgas heterogéneo en su composición y caracterizado por numerosas especies constantes (Jover *et al.*, 2009, 2012; Diez *et al.*, 2013). Estas características son propicias para el desarrollo de un ensamblaje de moluscos dominado por especies herbívoras, seguidas de suspensívoros y carnívoros (Quirós, 1998; Martínez *et al.*, 2015). Este patrón de abundancia de grupos tróficos coincide también con el encontrado en la costa norte de Mayabeque por Martínez *et al.* (2015). Además, se corresponde con la estructura trófica de ensamblajes de moluscos asociados en mantos de macroalgas (Antit *et al.*, 2013; Urra *et al.*, 2013).

La abundancia de moluscos carnívoros y suspensívoros en Aguadores puede estar dado por el enriquecimiento de materias orgánicas en sus aguas. Esta condición propicia el desarrollo de aguas ricas en fitoplancton. En mesolitorales rocosos de la costa venezolana, con características semejantes a las del área de estudio, Fernández y Jiménez (2006) encontraron el dominio de los filtradores seguidos por los carnívoros. Estos resultados son similares a los reportados por Villafranca y Jiménez (2004, 2006) para la región oriental de Venezuela.

La abundancia de herbívoros, está relacionada con el amplio rango de alimentación que poseen (Steneck y Watling, 1982; Alyakrinskaya, 2005). El mismo incluye microalgas, algas costrosas adheridas a las rocas, el talo de macrófitas (verdes, rojas y pardas) y detritus. Además, muchos animales aparecen accidentalmente en el tracto digestivo de moluscos herbívoros, no se sabe si son digeridos o los moluscos no pueden descartarlos y se ingieren junto a la arena y otras partículas no comestibles (Alyakrinskaya, 2005; Aguilera, 2011).

La gran abundancia de herbívoros ramoneadores de superficie en todas las localidades y meses de muestreo, está dada por las ventajas adaptativas que proporciona este tipo de alimentación a la vida en el mesolitoral (Good, 2004). Estos moluscos poseen una gran variabilidad en la estructura de la rádula, peso del músculo radular y cartilagos subradulares, que le permiten adaptarse a este tipo de hábitat (Alyakrinskaya, 2002, 2005). Este autor también encontró que estos moluscos poseen una amplia red vascular en el manto, permitiéndoles el desplazamiento y la alimentación durante el reflujó del agua, pues utilizan el oxígeno atmosférico en la respiración.

Los moluscos ramoneadores del talo de las macroalgas le siguen en valor de abundancia en todas las localidades de muestreo a las especies ramoneadoras de superficie. Este comportamiento puede estar dado por la presencia en estos moluscos de menos hemoglobina en el tejido respiratorio, fenómeno que dificulta la respiración área durante el periodo de desecación. Alyakrinskaya (2005) encontró que los moluscos que se alimentaban de fragmentos de macroalgas o de los propágulos suaves que crecen en el mesolitoral, poseían de 3–4 veces menos hemoglobina en el tejido respiratorio que los ramoneadores de superficie. Además, en la medida que aumenta la complejidad estructural de las algas se dificulta el forrajeo, por lo que la abundancia de estos moluscos disminuye (Steneck y Watling, 1982; Whittington-Jones, 1997; Helmuth y Hofmann, 2001). Mientras que la mayor abundancia de estos moluscos, en los meses de junio a diciembre, ocurre justo después del pico de mayor abundancia de macroalgas consignado para el oriente de Cuba (Jover *et al.*, 2012; Diez *et al.*, 2013).

La relación de la cobertura de macroalgas con la abundancia de moluscos herbívoros ramoneadores de superficie fue negativa mientras que la de los ramoneadores de talo positiva. Fenómeno asociado a las diferencias en la forma de alimentación de estos moluscos herbívoros (Lubchenco y Gaines, 1981). Los ramoneadores de superficies, como los polioplacóforos, poseen

rádulas musculosas y con dientes mineralizados que les permiten una mayor versatilidad y alimentarse de propágulos de macroalgas de diversos grupos (Sigwart y Schwabe, 2017). Por el contrario los ramoneadores de talo su rádula es en forma de rastrillo que les permite alimentarse de algas de mayor complejidad estructural (Steneck y Watling, 1982).

Los gasterópodos carnívoros presentes en este estudio pertenecen a la familia Muricidae, que son comunes y pocos abundantes en el mesolitoral (Quirós, 1998; Antit *et al.*, 2013; Martínez *et al.*, 2015). Estos se alimentan de bivalvos, gasterópodos y otros animales mesolitorales (Sørensen, 2012). La baja abundancia comparada con los moluscos herbívoros, se debe a la disponibilidad de alimentos y a las modificaciones en el aparato radular. Además, estas especies se caracterizan por estar menos adaptadas a la desecación (Alyakrinskaya, 2002, 2004). Estas razones permiten que estos moluscos carnívoros sean más abundantes en ambientes sublitorales, razón por la que su relación con la cobertura de macroalgas intermareales sea baja (Díaz y Puyana, 1994; Quirós, 1998). Aunque el pico de abundancia en el periodo abril-junio y la relación positiva con la cobertura de macroalgas, responde a la abundancia de juveniles, como resultado de los picos de reclutamientos consignados para estos periodos que encuentran entre el talo de las macroalgas alimento y refugio (Areces *et al.*, 1992; Ouisse *et al.*, 2012).

La elevada abundancia de los moluscos suspensívoros en las localidades sometidas a la eutrofización y en los meses de la época lluviosa se debe a un incremento de la materia orgánica en suspensión, posibilitando una mayor disponibilidad de alimentos. El enriquecimiento de nutrientes en los litorales costeros trae como consecuencia una mayor riqueza de fitoplancton y alimento para los organismos que se alimentan de materia orgánica en suspensión (Prins *et al.*, 1996). En ecosistemas del mar Caribe, que presentan enriquecimiento de nutrientes, se observa un dominio de especies suspensívoras (Olabarria *et al.*, 2001; Fernández y Jiménez, 2006).

La fuerte relación positiva entre la abundancia de estos moluscos carnívoros con la cobertura de macroalgas puede estar dada por la estructura del manto de macroalgas. La complejidad estructural de las macroalgas favorece el aumento de microhábitats, estrategias de alimentación y refugios para diversos estadios del ciclo reproductivo (Urra *et al.*, 2013). Además, el talo de las macroalgas contribuye a aumentar el flujo del agua y de las partículas en suspensión (Bell y Williamson, 2017). La relación positiva de la abundancia de suspensívoros ha sido reportada recientemente en el sublitoral de la bahía de Santiago de Cuba (Cabrera y Jover, 2017).

El índice de diversidad trófica en los ensamblajes de moluscos estudiados no presenta diferencias significativas entre las localidades, meses y zonas sometidas o no a la eutrofización. Sin embargo las descargas de aguas ricas en nutrientes y las características presentes en el litoral de Aguadores favorecen el aumento de la diversidad trófica. En la bahía de Santiago, ecosistema eutrofizado, se ha consignado los mayores valores de diversidad trófica en moluscos asociados a macroalgas en localidades con sustrato rocoso y riqueza de grupos morfofuncionales de macroalgas (Cabrera y Jover, 2017). Se distingue la existencia de diferencias significativas de la diversidad trófica entre la temporada lluviosa y la poco lluviosa. Los valores de diversidad trófica son explicados por la abundancia de moluscos herbívoros en todas las localidades y meses en el área de estudio. Este grupo de moluscos son determinantes en la estabilidad del intermareal rocoso debido a su nicho trófico (Paine, 2002; Hunt y McKinnell, 2006). Las diferencias están asociadas a las variaciones temporales y espaciales que tienen los suspensívoros y carnívoros.

En el litoral rocoso de Santiago de Cuba la diversidad trófica del ensamblaje de moluscos está asociada de manera moderada con la cobertura de macroalgas. En general los lechos de macroalgas y vegetación submarina favorecen la diversidad trófica al propiciar el establecimiento de los diversos grupos tróficos (Antit *et al.*, 2013; Urra *et al.*, 2013; Lolas *et al.*, 2018).

Estos resultados evidencian la importancia de los lechos de macroalgas en la estabilidad y en la conservación de la diversidad funcional en los ecosistemas litorales. Futuras investigaciones encaminadas en determinar las preferencias de los grupos tróficos por las macroalgas del mesolitoral rocoso, permitirán dilucidar las relaciones entre estas especies.

CONCLUSIÓN

Los ensambles de moluscos en lechos de macroalgas del mesolitoral rocoso en Santiago de Cuba están dominados por una mayor riqueza de especies herbívoras, seguidas de carnívoras y suspensívoras. La mayor abundancia proporcional se consignó para los moluscos ramoneadores de superficie con 0.6, seguida por la de suspensívoros con 0.2. En la localidad de Aguadores, sometida a la eutrofización, se observó la mayor abundancia en todos los grupos tróficos y una diversidad trófica de 0.66. La estructura trófica de estos ensambles está modulada por la cobertura de macroalgas.

AGRADECIMIENTOS

Al programa de Maestría de Zoología y Ecología Animal de la Universidad de La Habana por el desarrollo de la investigación. A los comentarios y sugerencias realizadas por Yander L. Diez, Adrian D. Trapero y Bernardo Reyes Tur, quienes ayudaron al desarrollo de estos resultados.

LITERATURA CITADA

- Aguilera, M. A. 2011. The functional roles of herbivores in the rocky intertidal systems in Chile: A review of food preferences and consumptive effects. *Revista Chilena de Historia Natural*, 84 (2): 241–261.
- Alyakrinskaya, I. O. 2002. Morphobiochemical adaptations to life on littoral in some sedentary gastropods. *Biology Bulletin*, 29 (4): 394–403.
- Alyakrinskaya, I. O. 2004. Adaptations of certain Mediterranean mollusks to living in the littoral zone. *Biology Bulletin*, 31 (4): 406–415.
- Alyakrinskaya, I. O. 2005. Morphological and biochemical adaptations to feeding in some herbivorous gastropods. *Biology Bulletin*, 32 (1): 57–64.
- Anderson, M. J. 2001. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology*, 26 (1): 32–46.
- Antit, M., A. Daoulatli, J. L. Rueda y C. Salas. 2013. Temporal variation of the algae-associated molluscan assemblage of artificial substrata in Bay of Tunis (Tunisia). *Mediterranean Marine Science*, 14 (2): 390–402.
- Areces, J., V. Valle, D. Ibarzabal, J. Pol y L. Hernández. 1992. Características generales de la fauna asociada a cuatro especies de macroalgas del mesolitoral cubano. *Ciencias Biológicas*, 25: 119–131.
- Baqueiro-Cárdenas, E. R., L. Borabe, C. G. Goldaracena-Islas y J. Rodríguez-Navarro. 2007. Los moluscos y la contaminación: una revisión. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 78: 1–7.

- Bell, J. E. y J. E. Williamson. 2017. Positive Indirect Interactions in Marine Herbivores and Algae. *Herbivores*, 1: 135–153.
- Cabrera, A. y A. Jover. 2017. Diversidad trófica de moluscos asociados a macroalgas en el sublitoral de la bahía de Santiago de Cuba. *Amici Molluscarum*, 25 (1–2): 7–18.
- Capelo, J. C., M. Rada, M. Sole, J. Buitrago, S. Grune y J. Narvaez. 2014. Los moluscos marinos litorales del norte de la península de Macanao, isla de Margarita, Venezuela. *Amici Molluscarum*, 22 (1): 29–44.
- Danovaro, R., S. Bianchelli, C. Gambi, M. Mea y D. Zeppilli. 2009. α -, β -, γ -, δ -and ϵ -diversity of deep-sea nematodes in canyons and open slopes of Northeast Atlantic and Mediterranean margins. *Marine Ecology Progress Series*, 396: 197–209.
- De la Cruz-Francisco, V., R. E. Orduña-Medrano, J. E. Paredes-Flores, R. I. Vázquez-Estrada, M. González-González y L. Flores-Galicia. 2017. Una aproximación a la florística y faunística de la costa rocosa El Pulpo, Cazonés, Veracruz, México. *CICIMAR Océánides*, 32 (1): 39–58.
- Díaz, J. M. y M. Puyana. 1994. *Moluscos del Caribe colombiano. Un catálogo ilustrado*. COLCIENCIAS, Fundación Natura e INVEMAR, Bogotá, Colombia. 291 pp.
- Diez, Y. L. y A. Jover. 2013. Lista y distribución de los moluscos marinos de Santiago de Cuba, costa suroccidental de Cuba. *Amici Molluscarum*, 21 (1): 23–38.
- Diez, Y. L., A. Jover, A. M. Suárez, L. M. Gómez y M. T. Fujii. 2013. Distribution of epiphytic macroalgae on the thalli of their hosts in Cuba. *Acta Botanica Brasilica*, 27 (4): 815–826.
- Donnarumma, L., R. Sandulli, L. Appolloni, J. L. Sánchez-Lizaso y G. F. Russo. 2018. Assessment of structural and functional diversity of mollusc assemblages within vermetid bioconstructions. *Diversity*, 10 (3): 96; <https://doi.org/10.3390/d10030096>
- Espinosa, J., J. Ortega, M. Caballer y L. Moro. 2006. Moluscos marinos de la península de Guanacabibes, Pinar del Río, Cuba, con la descripción de nuevos taxones. *Avicennia*, 18: 1–83.
- Espinosa, J., J. Ortega, R. Fernández-Garcés y L. Moro. 2007. Adiciones a la fauna de moluscos marinos de la península de Guanacabibes (I), con la descripción de nuevas especies. *Avicennia*, 19: 63–87.
- Espinosa, J., J. Ortea, R. Sánchez y J. Gutiérrez. 2012. *Moluscos marinos de la Reserva de la Biosfera de la Península de Guanacabibes*. Instituto de Oceanología, La Habana, Cuba. 325 pp.
- Fernández, J. y M. Jiménez. 2006. Estructura de la comunidad de moluscos y relaciones tróficas en el litoral rocoso del estado Sucre, Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 54: 121–130.
- Fernández, J., M. Jiménez y T. Allen. 2014. Diversidad, abundancia y distribución de la macrofauna bentónica de las costas rocosas al norte del Estado Sucre, Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 62 (3): 947–956.

- Gómez, L., Y. Larduet y N. Abrahantes. 2001. Contaminación y biodiversidad en ecosistemas acuáticos. El fitoplancton de la bahía de Santiago de Cuba. *Revista de Investigaciones Marinas*, 22 (3): 191–197.
- González-Solis, A. y D. Torruco. 2015. Fauna y flora intermareal de las costas rocosas de Quintana Roo, México. *Revista de Biología Tropical*, 63 (4): 943–958.
- Good, T. P. 2004. Distribution and abundance patterns in Caribbean rocky intertidal zones. *Bulletin of Marine Science*, 74 (2): 459–468.
- Greenway, M. 1995. Trophic relationships of macrofauna within a Jamaican seagrass meadow and the role of the echinoid *Lytechinus variegatus* (Lamarck). *Bulletin of Marine Science*, 56 (3): 719–736.
- Hammer, Ø., D. A. Harper y P. D. Ryan. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia electronica*, 4 (1): 1–9.
- Harayashiki, C. A. Y., Márquez, F., E. Cariou y I. B. Castro. 2020. Mollusk shell alterations resulting from coastal contamination and other environmental factors. *Environmental Pollution*, 265: 114881.
- Helmuth, B. S. y G. E. Hofmann. 2001. Microhabitats, thermal heterogeneity, and patterns of physiological stress in the rocky intertidal zone. *The Biological Bulletin*, 201 (3): 374–384.
- Herrera, C. M. 1976. A trophic diversity index for presence–absence food data. *Oecologia*, 25 (2): 187–191.
- Hunt Jr, G. L. y S. McKinnell. 2006. Interplay between top–down, bottom–up, and wasp–waist control in marine ecosystems. *Progress in Oceanography*, 68 (2–4): 115–124.
- Johnson, L. E. y R. T. Paine. 2016. Consistency in a marine algal–grazer interaction over multiple scales. *Journal of Phycology*, 52 (6): 942–950.
- Jover, A., G. Jover y N. Viña. 2009. Variación espacio–temporal de la composición de macroalgas del mesolitoral rocoso del sector Aguadores, plataforma suroriental, Cuba. *Revista de Investigaciones Marinas*, 30 (1): 3–9.
- Jover, A., L. M. Reyes de Armas, L. Gómez, y A. M. Suárez. 2012. Variación espacial y temporal de las macroalgas del mesolitoral rocoso en Aguadores–Baconao, Cuba I: composición. *Revista de Investigaciones Marinas*, 32 (1): 38–49.
- Jover, A. y Y. Diez. 2017. Abundancia de moluscos en mantos de macroalgas del mesolitoral rocoso en la costa suroriental de Cuba. *Amici Molluscarum*, 25 (1–2): 27–43.
- Jover, A., Y. Diez y D. Tamayo. 2014. Composición de los moluscos de la zona fital del mesolitoral rocoso en Santiago de Cuba. *Amici Molluscarum*, 22: 7–19.
- Lolas, A., C. Antoniadou y D. Vafidis. 2018. Spatial variation of molluscan fauna associated with *Cystoseira* assemblages from a semi–enclosed gulf in the Aegean Sea. *Regional Studies in Marine Science*, 19: 17–24.

- Lubchenco, J. y S. D. Gaines. 1981. A unified approach to marine plant–herbivore interactions. I. Populations and communities. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 12 (1): 405–437.
- Martínez, E., J. Sánchez, A. Alba y A. Vázquez. 2015. Changes in Structure and Composition of Two Communities of Rocky Shores Molluscs Exposed to Different Human Impact in Playa Jibacoa, Cuba. *Journal of Ecosystem & Ecography*, 5: 162. <https://doi.org/10.4172/2157-7625.1000162>
- Nazario, L., M. Cabrales, J. Fajardo, I. Camps y A. Miralles. 2010. Estudio de la contaminación de la cuenca del río San Juan y su influencia en la zona costera. *Tecnología Química*, 24 (2): 72–78.
- Olabarría, C., J. Caraballo y C. Vega. 2001. Cambios espacio–temporales en la estructura trófica de asociaciones de moluscos del intermareal rocoso en un sustrato tropical. *Ciencias Marinas*, 27 (2): 235–254.
- Ouisse, V., R. Riera, A. Migné, C. Leroux y D. Davoult. 2012. Food web analysis in intertidal *Zostera marina* and *Zostera noltii* communities in winter and summer. *Marine Biology*, 159 (1): 165–175.
- Páez-Osuna, F. y C. Osuna-Martínez. 2011. Biomonitores de la contaminación costera con referencia a las costas mexicanas: una revisión sobre los organismos utilizados. *Hidrobiológica*, 21 (3): 229–238.
- Paine, R. T. 2002. Trophic control of production in a rocky intertidal community. *Science*, 296 (5568): 736–739.
- Prins, T. C., A. C. Smaal, A. J. Pouwer y N. Dankers. 1996. Filtration and resuspension of particulate matter and phytoplankton on an intertidal mussel bed in the Oosterschelde estuary (SW Netherlands). *Marine Ecology Progress Series*, 142: 121–134.
- Quirós, A. 1998. *Moluscos del litoral rocoso cubano y manifestación de factores ambientales en el gradiente de zonación*. Tesis de Maestría. Centro de Investigaciones Marinas, Universidad de la Habana, La Habana, Cuba, 78 pp.
- Rodríguez, J. Q. y N. H. Campos. 2013. Moluscos asociados a ensamblajes macroalgales en el litoral rocoso de Córdoba, Caribe colombiano. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 42 (1): 101–120.
- Sigwart, J. D. y E. Schwabe. 2017. Anatomy of the many feeding types in polyplacophoran molluscs. *Invertebrate Zoology*, 14: 205–216.
- Sørensen, A. M. 2012. Distribution, diversity, and abundance patterns of intertidal benthic molluscs on rocky shores (Phuket Island, Thailand). *The Thailand Natural History Museum Journal*, 6: 113–128.
- Steneck, R. S. y L. Watling. 1982. Feeding capabilities and limitation of herbivorous molluscs: a functional group approach. *Marine Biology*, 68 (3): 299–319.
- Taiyun W. y V. Simko. 2017. R package “corrplot”: Visualization of a Correlation Matrix (Version 0.84). <https://github.com/taiyun/corrplot> (accesado: 10 de junio, 2019).





- Todd, J. 2001. Introduction to molluscan life Habits databases. <http://porites.geology.uiowa.edu/database/mollusc/mollusclifestyles.htm> (accesado: 8 de abril, 2017).
- Urta, J., J. L. Rueda, A. M. Ramírez, P. Marina, C. Tirado, C. Salas y S. Gofas. 2013. Seasonal variation of molluscan assemblages in different strata of photophilous algae in the Alboran Sea (western Mediterranean). *Journal of Sea Research*, 83: 83–93.
- Veiga, A. 1999. Caracterización de la flora y vegetación bentónica intermareal y de su riqueza en recursos explotables en las rías Baixas Gallegas (NO. Península Ibérica). Tesis Doctoral, Universidade da Coruña, España, 175 pp.
- Villafranca, S. y M. Jiménez. 2004. Abundancia y diversidad de moluscos asociados al mejillón verde *Perna viridis* (Bivalvia: Mytilidae) en Guayacán, Edo. Sucre, Venezuela. *Boletín del Instituto Oceanográfico de Venezuela*, 43: 65–76.
- Villafranca, S. y M. Jiménez. 2006. Comunidad de moluscos asociados al mejillón verde *Perna viridis* (Mollusca: Bivalvia) y sus relaciones tróficas en la costa norte de la Península de Araya, Estado Sucre, Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 54: 135–144.
- Warmke, G. y R. Abbott. 1961. *Caribbean Seashells*. Livingston Publishing Company, Wynnewood, PA. 348 pp.
- Whittington-Jones, K. J. 1997. Ecological interactions on a rocky shore: the control of macroalgal distribution by intertidal grazers. Tesis de Doctoral, Rhodes University. 117 pp.
- World Register of Marine Species (WoRMS). 2020. World Register of Marine Species. <http://www.marinespecies.org> (accesado: 12 de junio, 2020). <https://doi.org/10.14284/170>

[Recibido: 25 de agosto, 2020. Aceptado para publicación: 18 de noviembre, 2020]

CO-OCURRENCIA DE PECES FLUVIÁTILES EN LOS RÍOS DE GIBARA, HOLGUÍN, CUBA

Co-occurrence of freshwater fish of Gibara, Holguín, Cuba

Enrique Reynaldo de la Cruz^{1a*}, María Eugenia Vega Cendejas²,
Antonio Vega Torres^{1b} y Elier Córdova García^{1c}

¹Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales. Calle 18 s/n e/ 1ra. y Maceo. Rpto. El Llano. Apartado Postal 80100. Holguín, Cuba. ^{1a} orcid.org/0000-0003-3790-9843. ^{1b} orcid.org/0000-0003-1974-597X. ^{1c} orcid.org/0000-0002-1800-3301. ²Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del IPN, Unidad Mérida. Km 6 antigua carretera a Progreso; Apartado Postal #73 Cordemex; 97310 Mérida, Yucatán, México;  orcid.org/0000-0002-5462-069X. *Para correspondencia: ereynaldodelacruz@gmail.com.

RESUMEN

La estructura de los ensamblajes de peces fluviales se ha relacionado con los factores abióticos y la recolonización dinámica, en lugar de considerar las interacciones bióticas como las de mayor importancia. Este trabajo se propuso determinar patrones de coexistencia entre las especies ictiológicas dulceacuícolas en los ríos del municipio Gibara, Holguín, Cuba. El índice del puntaje-C observado fue 0.732, mayor al simulado (0.6762). Los pares de especies que presentaron más unidades de co-ocurrencia (6) correspondieron a: *Joturus pichardi* con *Awaous banana* y *Cubanichthys cubensis*; *Sicydium plumieri* con *Ciprinus carpio*, *Cyprinodon artifrons*; *Eleotris pisonis* y *Hypophthalmichthys nobilis*. El índice observado de la razón de varianza fue igual a 3.8689 permitiendo determinar que existe una fuerte covarianza entre la composición de las especies con el número de sitios. Se obtuvo dos grandes grupos en el análisis de similitud a un 75 %, no presentando diferencias estadísticas. Las especies que más contribuyeron a la disimilitud entre ambos grupos fueron las especies del género *Awaous*, *Girardinus denticulatus* y *S. plumieri*.

Palabras clave: coexistencia, competición, estructura de comunidad, ictiofauna fluvial.

ABSTRACT

The structure of stream fish assemblage has been related to abiotic factors and the recolonization dynamics, instead of considering biotic interactions as the most important. This work proposed determining patterns of coexistence between the freshwater fish species in the rivers of the Gibara municipality, Holguín, Cuba. The observed index for test C-score was 0.732, bigger than to the simulated index (0.6762). The pairs of species that presented more checkerboard's units (6) were: *Joturus pichardi* with *Awaous banana* and *Cubanichthys cubensis*; *Sicydium plumieri* with *Ciprinus carpio*, *Cyprinodon artifrons*, *Eleotris pisonis* and *Hypophthalmichthys nobilis*. The value of the observed index of the ratio-V was 3.8689 allowing to determine that exists a strong covariance between the composition of the species and the number of sites. Two large groups were obtained in the similarity analysis at 75 %, presenting no statistical differences. The species that most contributed to the dissimilarity between both groups were the species of the genus *Awaous*, *Girardinus denticulatus* and *S. plumieri*.

Keywords: coexistence, competition, community structure, freshwater fish.

INTRODUCCIÓN

Los patrones de coexistencia entre especies en espacio y tiempo, han sido recientemente utilizados para dilucidar los mecanismos que determinan su distribución y ensamblajes de las comunidades. El análisis de los patrones de co-ocurrencia puede ayudar a identificar los factores abióticos y bióticos que afectan a una fauna local. Brown y Lieberman (1973) separaron a estos factores como interacción de especies (roles de capacidad) con el hábitat e interacciones entre especies (roles de localización), los cuales determinan la organización de comunidades. Ecologistas afirman que existe una mayor variabilidad medioambiental en los ecosistemas rivereños y debaten la importancia relativa del hábitat, conducta, morfología y adaptaciones fisiológicas que incrementan las interacciones entre las especies, así como la competencia (Grossman *et al.*, 1998).

Un número significativo de estudios ha mostrado la asociación entre comunidad y ambiente, donde los factores abióticos son más determinantes en la estructuración de comunidades ictiológicas dulceacuícolas que las interacciones bióticas (Poff y Allen, 1995; Taylor y Gaines, 1999). En contraste, experimentos y estudios de campo a pequeña escala muestran la importancia de la competición local entre peces dulceacuícolas (Rodríguez y Lewis, 1997; Resetarits y Bernardo, 1998; Jackson *et al.*, 2001).

Es de notable importancia conocer las interacciones de los factores bióticos en los ensamblajes de especies dulceacuícolas, objetivo fundamental en los últimos años de la ecología. Muchos estudios ecológicos de peces dulceacuícolas se han enfocado en las interacciones bióticas negativas (competición y depredación) existiendo un desconocimiento de las interacciones positivas entre especies ictiológicas de agua dulce (Arnhold *et al.*, 2019). El estudio de los patrones de co-ocurrencia ha sido extensamente aplicado para proponer reglas de ensamblajes en la organización de las comunidades ícticas (Araújo *et al.*, 2011; Pease *et al.*, 2015; Blasina *et al.*, 2016; Erős *et al.*, 2016; Echevarría y Rodríguez, 2017).

Los modelos nulos actualmente son utilizados para investigar los patrones de distribución de especies y coexistencia (Caswell, 1976; Connor y Simberloff, 1979; Cook y Quinn, 1995; Gotelli y Graves, 1996; Jackson *et al.*, 2001; Peres-Neto, 2004). Los modelos de co-ocurrencia constituyen pruebas para distribuir aleatoriamente patrones de coexistencia entre especies, mediante una matriz de presencia y ausencia. Diamond (1975) identificó el puntaje-C (checkerboard unit) y agregó que la presencia de muchos pares de checkerboard en una comunidad es evidencia de roles de ensamblajes determinístico. Connor y Simberloff (1979) fueron los primeros en probar la rigurosidad de estas pruebas, así como los patrones de ensamblajes en comunidades. Los modelos nulos han demostrado ser herramientas cuantitativas importantes para detectar procesos ecológicos que determinan la distribución de las especies y la diversidad local (Jackson *et al.*, 2001; Peres-Neto, 2004; Ce're'ghino *et al.*, 2005; Pease *et al.*, 2015). Estos análisis proveen una evaluación de las asociaciones entre especies al facilitar la distinción de procesos excluyentes en las comunidades (Gotelli y Entsminger, 2006).

Los modelos nulos permiten hacer la evaluación más robusta de la asociación de especies, facilitando la distinción entre diferentes procesos que pueden mostrar su distribución. Los patrones de co-ocurrencia interespecífica permiten distinguir interrelaciones de especies y la interacción especie-hábitat, lo que constituye un papel importante en los ensamblajes de las comunidades (Peres-Neto, 2004).

Los estudios relacionados con los peces de agua dulce en la región oriental de Cuba, han quedado prácticamente abandonados por la comunidad científica. Entre las causas principales están la escasez de recursos para la investigación y viajes de campo, el difícil acceso a las

localidades de distribución, así como la falta de personal técnico calificado para realizar labores de monitoreo (Ponce de León y Rodríguez, 2010a). Para la región nororiental de Cuba se reportan hasta el momento 30 especies de peces dulceacuícolas, comprendidas en la clase Actinopterygii, ubicadas en ocho órdenes, 13 familias y 20 géneros, para un 36 % de endemismo; 11 son estrictamente de agua dulce de ellas se consideran estrictamente de agua dulce un 45.6 % y nueve endémicos (39.1 %), valor relativamente bajo en comparación con la ictiofauna endémica cubana (Reynaldo *et al.*, 2016; Vega *et al.*, 2017).

Las comunidades dulceacuícolas son ecológicamente complejas por los factores bióticos, que pueden regular el tamaño de las poblaciones de peces tropicales. La estacionalidad afecta las interacciones entre especies e influye en la variabilidad ambiental. La heterogeneidad de hábitat es otro factor que influye directamente en la diversidad de las especies que interactúan en la comunidad (Lowe-McConnell, 1987). Estas interacciones son complejas, debido a que implican gremios multiespecíficos de predadores, presas y competidores, siendo estos mecanismos los que estructuran a las comunidades (Albrecht y Gotelli, 2001; Palmer *et al.*, 2003).

OBJETIVO

- Determinar los patrones de coexistencia entre las especies ictiológicas en los ríos de Gibara, localizados en la región nororiental de Cuba.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio. El municipio Gibara se localiza en la costa norte de Cuba, al noroeste de la provincia Holguín, entre los 21°06'34" Latitud Norte y los 76°07'54" Longitud Oeste. Presenta una extensión territorial de 630 km² representa el 6.7 % de la superficie total de la provincia de Holguín. Limita por el Norte con el océano Atlántico, al Sur con el municipio de Holguín, al Este con el municipio Rafael Freyre y al Oeste con el municipio Calixto García y la provincia de Las Tunas (Fernández *et al.*, 2003). Se utilizó el programa SAS PLANET 160707 en mapas digitales fotográficos, ampliado sobre diferentes escalas de acuerdo al límite de calibración por el sistema de información geográfica (up to 1:25000), para establecer las confluencias de los diferentes ríos muestreados.

Diseño de muestreo. Se tomaron 9 estaciones de muestreo ubicados en los principales ríos del municipio de Gibara, con sus respectivas coordenadas (Fig. 1 y Tabla I). Los ríos de Gibara y Socarreño ubicados al Este (E) del municipio. El Cacoyuguín, Jobabo y Yabazón localizados al Sur (S) y el resto de los ríos situados más al Oeste (O) del municipio de Gibara. Las estaciones fueron seleccionadas siguiendo las dimensiones de sus caudales y la confluencia de los mismos. Se realizó un muestreo puntual, en un área de 50 m² dentro de cada río, empleando un jamo de 3 mm de luz de malla (45 x 50 x 180 mm) para los peces de menor tamaño y una red de 2 m de longitud y 1 m de cuerpo con lastre inferior para los peces de mayor talla en los meses de junio y julio del 2017. Para homogenizar la fuerza de muestreo se hizo 10 lances con cada arte de pesca para cada sitio.

Se realizó solamente la captura de los peces que no pudieron ser identificados en el campo, no más de dos individuos por especie. Los organismos capturados se preservaron en pomos con etanol al 90 % y en formol al 10 %, a 4 °C, identificados posteriormente según: Alayo (1973, 1974), Ponce de León y Rodríguez (2010b) y Vega *et al.* (2017). Los ejemplares fueron depositados en el Museo de Historia Natural Carlos de la Torre y Huerta del municipio de Holguín.

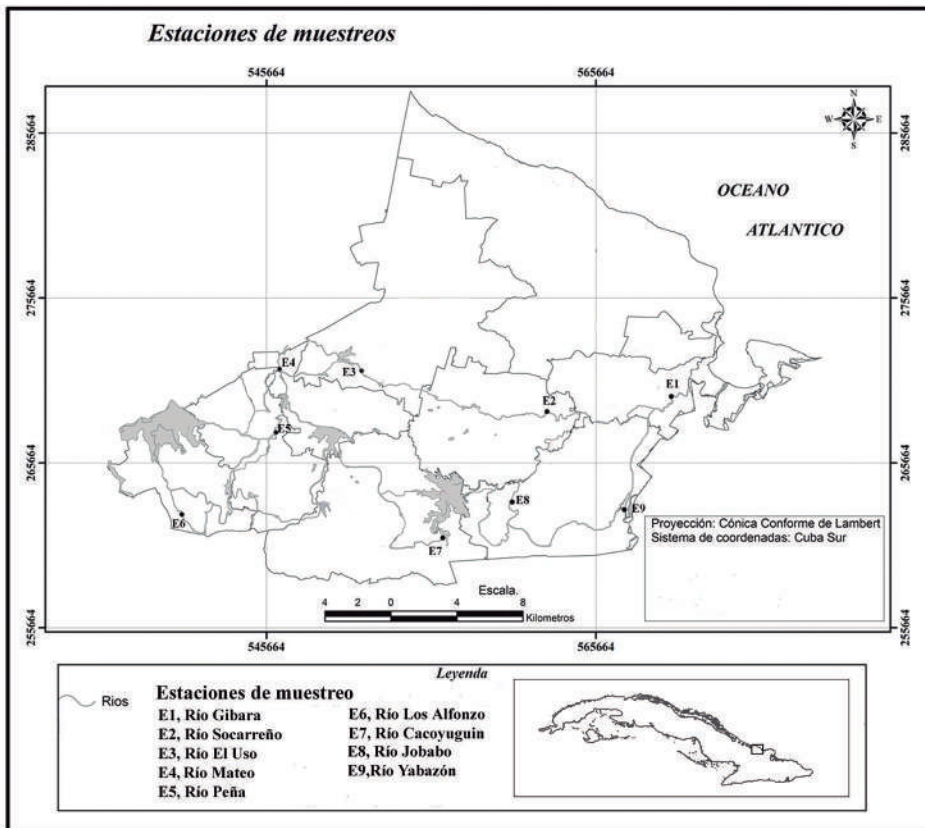


Figura 1. Estaciones de muestreo en los ríos de Gibara, Holguín, Cuba.

Tabla I. Localidades, coordenadas y estaciones en el área de estudio

Localidades	Coordenadas planas rectangulares (Cuba Sur)		Estaciones
Río Gibara	572968.0041	269355.2504	E1
Río Socarreño	565011.6428	268493.3312	E2
Río El Uso	549275.4029	271077.8159	E3
Río Mateo	546554.3748	271038.9561	E4
Río Peña	546580.2942	268322.7343	E5
Río Los Alfonso	535962.7155	265490.5457	E6
Río Cacoyuguín	556377.0640	261132.3938	E7
Río Jobabo	561207.7523	264568.5837	E8
Río Yabazón	567189.1515	259113.9294	E9

Análisis de los resultados. Se utilizó la composición de especies por estaciones, para crear una matriz simulada de presencia/ausencia en el análisis de los patrones de co-ocurrencia entre las diferentes comunidades de peces en cada río. Se determinó el índice C-score (unidades checkerboard) (Stone y Roberts, 1990) y la razón de varianza (V ratio) (Schluter, 1984). El C-score mide el promedio del número de unidades de co-ocurrencia entre todos los posibles pares de especies. Empleado para determinar la tendencia de las especies de no coexistir juntas, sugiriendo roles de ensamblajes entre las especies de una misma clase.

El radio de varianza (V-radio) fue primeramente propuesto y popularizado por Schluter (1984), este autor recomendó este índice como un indicador de la co-ocurrencia de especies. La razón de la varianza es calculada como la suma de las varianzas de todos los sitios y la suma de las varianzas de las especies. Este índice permite establecer la variabilidad de la riqueza de especies entre sitios. Las matrices simuladas se hicieron con 5000 reemplazamientos en el programa EcoSim versión 7.0 (Gotelli y Entsminger, 2006). Los modelos de co-ocurrencia incorporados en EcoSim constituyen un avance importante en la estadística, desarrollado mediante el análisis de los modelos nulos (Connor y Simberloff, 1979; Schluter, 1984; Wilson, 1987; Stone y Roberts, 1990; Manly, 1995; Gotelli *et al.*, 1997; Gotelli y Arnett, 2000).

Las asociaciones de las estaciones en base a la presencia y ausencia de las especies, así como su distribución espacial en las zonas Oeste (O), Sur (S) y Este (E) del municipio de Gibara, se delimitaron mediante un dendrograma de similitud en base a la presencia y ausencia de las especies, utilizando como medida de la distancia el índice de similitud de Sørensen, (1957), con 10 000 reemplazamientos. Se estableció una línea corte en el dendrograma en dependencia del mayor porcentaje del reemplazamiento soportado para cada nodo dentro del clúster (Hammer *et al.*, 2001). Para determinar las diferencias estadísticas entre los agrupamientos formados siguiendo el criterio de la línea de corte, se realizó un análisis de similitudes (ANOSIM) empleando 10 000 permutaciones (Clarke y Warwick, 2001) y una prueba SIMPER para establecer la contribución de la abundancia de las especies, que más influyeron en la disimilitud entre los grupos (Clarke, 1993). El paquete estadístico utilizado fue el Past 4.0.3 (Hammer *et al.*, 2001).

RESULTADOS

Un total de 24 especies de peces fueron registradas, incluidas en ocho órdenes, 12 familias y 20 géneros. De este total, 29 % correspondieron a especies endémicas y 21 % a introducidas (Tabla II). Las especies que estuvieron presentes en todos los sitios de colecta (100 % ocurrencia) fueron: *Anguilla rostrata*, *Clarias gariepinus*, *Gambusia punctata*, *G. puncticulata*, *Poecilia reticulata* (especie introducida), *Poecilia vittata* y *Nandopsis tetracanthus*, estas dos últimas especies endémicas de Cuba. *Oreochromis mossambicus*, y *Clarias gariepinus*, fueron las especies invasoras de mayor distribución en toda el área de estudio. Por el contrario, dentro de las especies con una menor ocurrencia (11.1 %), se registró a *Cubanichthys cubensis*, *Cyprinodon artifrons* y *Microphis lineatus*, siendo la primera, una especie endémica con una distribución muy limitada en la región de Cuba. Especies de las familias Eleotridae y Gobidae, así como *Micropterus salmoides*, no coexisten en ninguno de los ríos con *Microphis lineatus* (Syngnathidae). Asimismo, las familias Eleotridae y Gobiidae (*Awaos banana*), tampoco ocurren con *Micropterus salmoides*, especie exótica (Tabla II).

Para la prueba C-score, se obtuvo un índice observado de 0.732, mayor al índice simulado 0.6762, con una varianza de 0.0008. Se observaron diferencias significativas entre la matriz observada en relación a la simulada $p = 0.0418$. Este resultado indica que existen más unidades de co-ocurrencias en la matriz simulada que la observada. El tamaño de efecto estandarizado obtenido fue de 2.04.

En relación a los ensamblajes de especies entre los sitios de colecta, teniendo como variable de respuesta su localización en el municipio de Gibara, se registró una presencia significativa de *A. rostrata*, *C. gariepinus*, *S. marmoratus*, así como especies del género *Gambusia* y *Poecilia*, en las tres zonas (E, O, S).

El análisis de similitud entre estaciones de colecta en base a la presencia y ausencia de las especies muestra dos grandes grupos I y II. Ambos grupos fueron establecidos a un 75 % de similitud, debido al 100 % de remplazamiento soportado para el primer nodo, infiriendo una mayor robustez y confiabilidad en la separación del dendrograma. Se obtuvo una correlación cofenética de 88 % (Fig. 2).

Tabla II. Listado taxonómico de las especies de peces registradas en las estaciones de muestreos de los ríos Gibara, Cuba. Presencia (1) y ausencia (0)

Orden/Familia/Especies	E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8	E9
Order Anguilliformes/Anguillidae									
1 <i>Anguilla rostrata</i> (Lesueur, 1817) ^A	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Order Cypriniformes/Cyprinidae									
2 <i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758) ^I	1	0	1	1	0	1	1	1	1
3 <i>Hypophthalmichthys nobilis</i> (Richardson, 1845) ^I	0	0	0	1	1	0	1	1	1
Order Siluriformes/Clariidae									
4 <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822) ^I	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Order Mugiliformes/Mugilidae									
5 <i>Agonostomus monticola</i> (Bancroft, 1834) ^A	0	0	1	1	1	1	1	1	1
6 <i>Joturus pichardi</i> Poey, 1860	0	0	0	1	1	1	1	1	0
Orden Cyprinodontiformes/Poeciliidae									
7 <i>Gambusia punctata</i> Poey, 1854 ^E	1	1	1	1	1	1	1	1	1
8 <i>Gambusia puncticulata</i> (Poey, 1854) ^A	1	1	1	1	1	1	1	1	1
9 <i>Girardinus denticulatus</i> (Garman, 1895) ^E	0	0	1	1	1	1	1	1	1
10 <i>Girardinus metallicus</i> (Poey, 1854) ^E	0	1	1	0	0	0	1	0	0
11 <i>Poecilia reticulata</i> (Peters, 1859) ^I	1	1	1	1	1	1	1	1	1
12 <i>Poecilia vittata</i> (Guichenot, 1853) ^E	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Cyprinodontidae									
13 <i>Cubanichthys cubensis</i> (Eigenmann, 1903) ^E	0	0	1	0	0	0	0	0	0
14 <i>Cyprinodon artifrons</i> (Hubbs, 1936) ^A	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Order Synbranchiformes/Synbranchidae									
15 <i>Synbranchus marmoratus</i> (Bloch, 1795) ^A	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Order Gasterosteiformes/ Syngnathidae1									
16 <i>Microphis lineatus</i> (Kaup 1856) ^A	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Order Perciformes/Centrarchidae									
17 <i>Micropterus salmoides</i> (Lacépède, 1802) ^I	0	0	0	0	0	0	1	0	1

		E1	E2	E3	E4	E5	E6	E7	E8	E9
Cichlidae										
18	<i>Nandopsis ramsdeni</i> (Fowler, 1938) ^E	0	0	0	0	1	0	1	0	0
19	<i>Nandopsis tetracanthus</i> (Valenciennes, 1831) ^E	1	1	1	1	1	1	1	1	1
20	<i>Oreochromis mossambicus</i> (Peters, 1852) ^I	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Eleotridae										
21	<i>Eleotris pisonis</i> (Gmelin, 1789) ^A	0	0	0	0	0	0	1	0	0
22	<i>Gobiomorus dormitor</i> (Lacepède, 1800) ^A	0	0	1	0	0	0	0	0	1
Gobiidae										
23	<i>Awaous banana</i> (Valenciennes 1837) ^A	0	0	1	0	0	0	1	1	1
24	<i>Stcydium plumieri</i> (Bloch, 1786) ^A	0	1	1	1	1	1	0	1	0
TOTAL Especies		10	11	17	15	16	14	19	16	16

E: Endémicas, I: Introducidas, A: Autóctonas. Estaciones: E1, Río Gibara; E2, Río Socarreño; E3, Río El Uso; E4, Río Mateo; E5, Río Peña; E6, Río Los Alfonso; E7, Río Cacoyuguin; E8, Río Jobabo; E9, Río Yabazón.

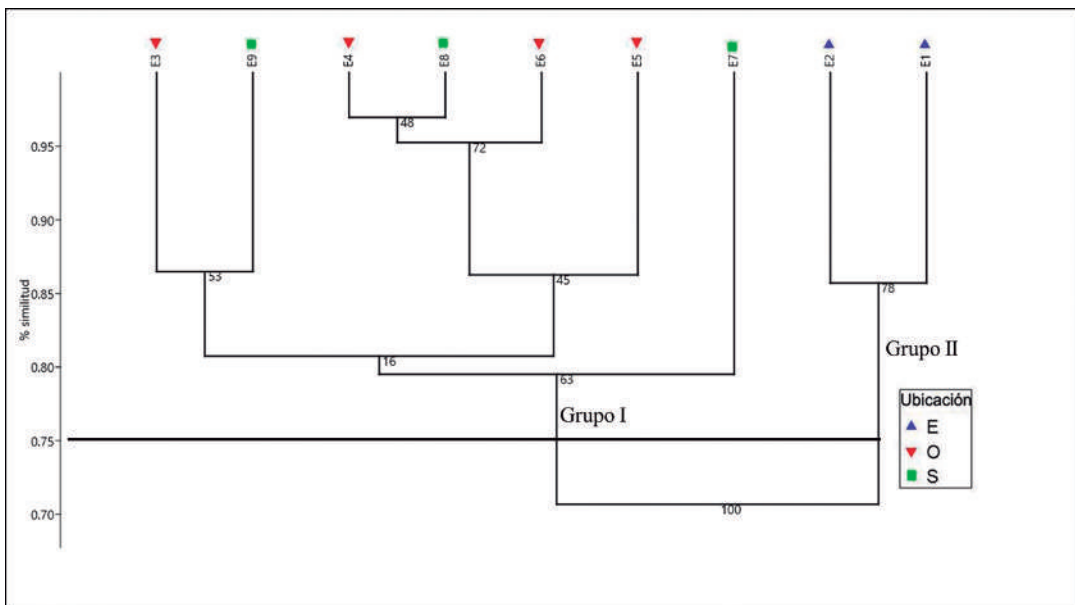


Figura 2. Dendrograma de similitud que muestra las asociaciones de los ríos en base a la presencia y ausencia de las especies en función de su localización en los ríos del Municipio de Gibara, Cuba. E1, Río Gibara; E2, Río Socarreño; E3, Río El Uso; E4, Río Mateo; E5, Río Peña; E6, Río Los Alfonso; E7, Río Cacoyuguin; E8, Río Jobabo; E9, Río Yabazón. Correlación cophenética = 0.88.

La comparación estadística (ANOSIM) entre los dos grupos establecidos en el análisis de similitud, permitió obtener un valor del nivel de significación $p = 0.03$ y una fuerza de los factores sobre las muestras $R = 0.08$. Resultados que informan que no existen diferencias estadísticas entre ambos grupos. Además de no observarse una separación espacial bien definida entre los dos grupos conformados (Fig. 3). Las especies que más contribuyeron en la disimilitud entre ambos grupos fueron: *A. banana* (8.74 %), *A. monticola*, *G. denticulatus*, *A. taiasica* (8.65 %) respectivamente y *S. plumieri* (8.62 %), (Tabla III).

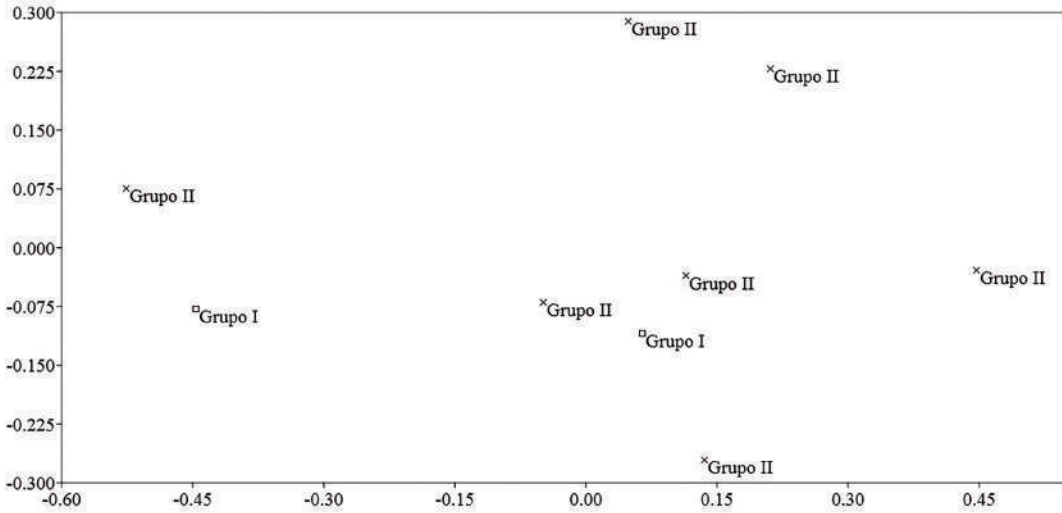


Figura 3. Representación del análisis de similitud (ANOSIM), a partir del empleo del índice de Sorensen, con 10 000 remplazamientos. Fuerza de los factores sobre las muestras $R = 0.08$ y nivel de significación $p = 0.03$.

Tabla III. Especies que más contribuyeron en la disimilitud entre los grupos formados en el análisis de similitud por el índice de Sørensen. Promedio de disimilitud general 20.82

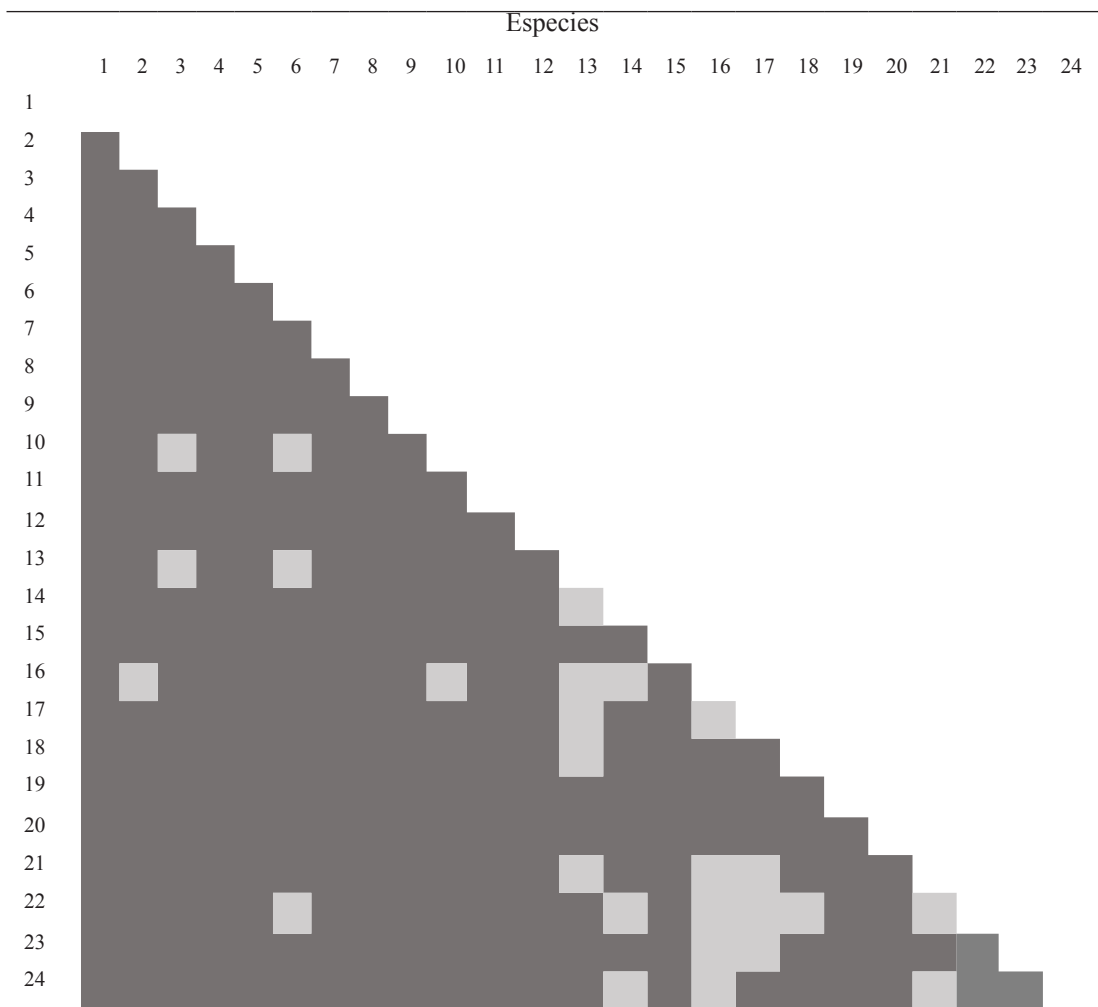
Especies	Promedio de disimilitud	Contribución (%)	Acumulación (%)
<i>Awaous banana</i>	1.82	8.74	8.64
<i>Agonostomus monticola</i>	1.80	8.65	17.39
<i>Girardinus denticulatus</i>	1.80	8.65	26.05
<i>Awaous taiasica</i>	1.80	8.65	34.7
<i>Sicydium plumieri</i>	1.79	8.62	43.32
<i>Joturus pichardi</i>	1.71	8.23	51.55
<i>Aristichthys nobilis</i>	1.70	8.18	59.74
<i>Girardinus metallicus</i>	1.47	7.1	66.84
<i>Dormitator maculatus</i>	1.38	6.63	73.47
<i>Ciprinus carpio</i>	1.07	5.13	78.6
<i>Gobiomorus dormitor</i>	0.91	4.39	83
<i>Micropterus salmoides</i>	0.88	4.26	87.27
<i>Nandopsis ramsdeni</i>	0.88	4.46	91.54
<i>Oostethus lineatus</i>	0.46	2.23	93.77
<i>Cubanichthys cubensis</i>	0.45	2.16	95.23
<i>Eleotris pisonis</i>	0.42	2.03	97.97
<i>Cyprinodon variegatus</i>	0.42	2.03	100

El grupo I del dendrograma, incluye los ríos localizados en la zona Este, donde se encuentran el río de Gibara y Socarreño con un 85 % de similitud, los mismos se caracterizan por la menor composición de especies. En el grupo II, se incluyen el resto de los ríos localizados en las zonas Oeste y Sur, presentando en este grupo una mayor similitud el río Mateo y Jobabo (96 %).

Ambos ríos presentaron una similitud del 95 % con Los Alfonzos. Los sitios mencionados anteriormente presentaron un 84 % con el río Peña. Similitud similar presentaron El Uso y Yabazón (86 %), ubicados en otro subgrupo. Presentando la menor similitud en el grupo II el río Cacoyuguin (77 %).

Los ríos presentes en el grupo II presentaron una mayor riqueza específica (15–20) y presencia similar de especies (Tabla IV). La zona Este se caracteriza por la presencia significativa de las cinco especies que ocurren en todos los sitios de muestreo, mientras que en las estaciones localizadas en las zonas Oeste y Sur del municipio de Gibara, se caracterizaron por la presencia de siete y ocho especies, dentro de las cuales *A. monticola*, *G. punctata* y *G. puncticulata* son compartidas.

Tabla IV. Co-ocurrencia (■) y no ocurrencia (□) de la ictiofauna que habita en los ríos del municipio de Gibara, Cuba



Especies: 1-*Anguilla rostrata*, 2-*Cyprinus carpio*, 3-*Hypophthalmichthys nobilis*, 4-*Clarias gariepinus*, 5-*Agonostomus monticola*, 6-*Joturus pichardi*, 7-*Gambusia punctata*, 8-*Gambusia puncticulata*, 9-*Girardinus denticulatus*, 10-*Girardinus metallicus*, 11-*Poecilia reticulata*, 12-*Poecilia vittata*, 13-*Cubanichthys cubensis*, 14-*Cyprinodon artifrons*, 15-*Synbranchus marmoratus*, 16-*Microphis lineatus*, 17-*Micropterus salmoides*, 18-*Nandopsis ramsdeni*, 19-*Nandopsis tetracanthus*, 20-*Oreochromis mossambicus*, 21-*Eleotris pisonis*, 22-*Gobiomorus dormitor*, 23-*Awaous banana*, 24-*Sicydium plumieri*.

DISCUSIÓN

En el 2016 se reportaron para el municipio Gibara 30 especies ictiológicas dulceacuícolas. Distribuidas en nueve órdenes, 14 familias y 25 géneros. El 34 % de las especies registradas fueron endémicas, con una especie local *Lucifuga gibarensis* (Reynaldo *et al.*, 2016). La diferencia del número de especies a las 24 registradas en el presente trabajo, es que en este estudio no se tuvieron en cuenta los cenotes y embalses presentes en el municipio, ya que los mismos constituyen ecosistemas de limitada conectividad.

Es importante mencionar la conectividad geográfica entre los diferentes ríos, partiendo del embalse Juan Saéz ubicado al Oeste del área de estudio, se presentan varios afluentes de pequeña dimensión, uno de estos afluentes tributa al río Los Alfonzos, donde se encuentra ubicada la (E6), y otro que se incorpora al río Peña (E5). El principal sitio de confluencia entre los diferentes ríos es el embalse antes mencionado. Existiendo pequeños arroyos más al Este, que conectan ambas estaciones de muestreo.

Considerando los resultados, Gotelli y Entsminger (2006), plantean que cuando el índice observado es mayor que el simulado, se puede inferir que las comunidades están estructuradas por competencia. El tamaño de efecto alcanzado en el análisis C-score de 2.04 se considera pequeño y es aceptable según Gotelli y Entsminger (2006) y expresa el tamaño del efecto estandarizado sobre la matriz observada, de dos desviaciones estándares sobre la media. Los pares de especies que presentaron más unidades de checkerboard fueron: *Joturus pichardi* con *Awaous banana* y *Cubanichthys cubensis*; *Sicydium plumieri* con *Ciprinus carpio*, *Cyprinodon artifrons*, *Eleotris pisonis* y *Hypophthalmichthys nobilis*. Estos grupos de especies presentaron seis unidades como el mayor valor contado en la matriz observada. Este resultado indica que estas especies compiten entre sí, por lo tanto nunca están presentes al mismo tiempo y en el mismo lugar en el período de muestreo. Un estudio similar en los ríos del centro de Brasil estableció las especies *Leporinus* (L.) (*L. friderici*-*L. octomaculatus*, *L. striatus*-*L. octomaculatus*, *L. friderici*-*L. striatus*) con más unidades de checkerboard (Arnhold *et al.*, 2019).

Una de las causas que pueden determinar la baja coexistencia de especies, es que los ríos muestreados solamente son capaces de soportar una sola especie de las antes mencionadas. Diamond (1975) identificó este comportamiento como distribución checkerboard, y agregó que la presencia de muchos pares de checkerboard en una comunidad es evidencia de roles de ensamblajes determinísticos.

Un incremento del C-score indica un aumento del grado de exclusividad mutal entre especies distintas (Gotelli, 2000). Las comunidades constituidas por especies con rasgos similares, presentan mayor interacción de competitividad, y las especies tienden a ocupar sitios diferentes, provocando un proceso de sobre dispersión y evocando patrones de co-ocurrencia en los peces dulceacuícolas (Weiher *et al.*, 1998). Los parámetros abióticos pueden influir en los procesos de co-ocurrencia entre especies (Peres-Neto *et al.*, 2001). En los ríos de Brasil se obtuvo asociaciones positivas en el análisis de los pares de especies ictiológicas por C-score. Estableciendo que la co-ocurrencia positiva de pares de checkerboard en una comunidad, puede ser explicada por diferencias específicas o por similitudes en el hábitat que establecen interacciones interespecíficas (Peres-Neto, 2004).

Es importante destacar que los modelos de co-ocurrencia aplicados en la distribución de especies de peces dulceacuícolas, son consistentes en detectar las interacciones entre las especies vía exclusión (Peres-Neto, 2004). Gotelli *et al.* (1997), sugirió que la co-ocurrencia negativa podría ser clasificada por patrones asociados como la segregación ecológica y del hábitat o segregación del hábitat. Especies con requerimientos del hábitat similar, frecuentemente tiende a no coexistir (Gotelli *et al.*, 1997).

MacArthur y Levins (1967) plantearon que la exclusión por competencia es el resultado de especies que utilizan similares recursos naturales, este comportamiento traería una asociación negativa o menor frecuencia de coexistencia que la esperada por aleatorización (Gotelli y Ellison, 2002; Stubbs y Wilson, 2004). Si la disponibilidad de recursos no es consistente entre comunidades locales o si el uso de los recursos está relacionado por la tolerancia de diferentes parámetros medioambientales, el efecto de la exclusión por competitividad sería más débil.

Especies que usan recursos similares podrían tener una menor frecuencia de co-ocurrencia que la esperada (característica de divergencia o características de desplazamiento), esto sugiere que los patrones de coexistencia de especies de comunidades locales están predominantemente determinados por competición interespecífica (Stubbs y Wilson, 2004). La baja co-ocurrencia entre especies estaría dado a la competición por alimento y ocupación de un hábitat similar (Grossman *et al.*, 1998).

Joturos pichardi, *A. banana* y *C. cubensis* prefieren habitar en ríos de aguas claras y arroyos. Su principal alimento consiste en algas filamentosas, detritus y larvas de insectos (Watson, 1996). Estas especies previamente fueron registradas frecuentemente en los mismos sitios, no así en la actualidad, producto probablemente de la contaminación de los hábitats, lo que ha llevado a la escasez de alimento y reducción de su nicho ecológico (Fernández y Ocaña, 2011).

Las especies *S. plumieri*, *C. artifrons* y *E. pisonis*, son autóctonas de Cuba, que habitan en ríos cercanos a zonas montañosas. Se alimentan principalmente de insectos y algas (Kullander, 2003). Es importante destacar que *S. plumieri* es una especie con alta tolerancia a la salinidad; esta característica le permite desplazarse a sitios cercanos al mar, lo que le confiere cierta ventaja en la exclusión por competencia y limitación de los recursos naturales con *C. artifrons* y *E. pisonis* especies que no pueden tolerar altas concentraciones de sal (Cottenie, 2005) además de ser una de las especies con mayor número de reportes el pasado año en el municipio Gibara (Reynaldo *et al.*, 2016). Recientemente se registró una elevada abundancia de *S. plumieri* en dolinas cercanas al mar en la Reserva Ecológica de Caletones.

No coexistió *S. plumieri* con *C. carpio* en los ríos Gibara, Yabazón, El Uso, Cacoyuguin y Socarreño, estando presente ambas especies al mismo tiempo en los restantes ríos. Este resultado puede ser a que *C. carpio* como especie exótica invasora, ha desplazado a *S. plumieri* en los ríos antes mencionados (Ponce de León y Rodríguez, 2010b). *Hypophthalmichthys nobilis* constituye otra especie invasora con menor co-ocurrencia con *S. plumieri* en prácticamente todos los sitios, exceptuando río Gibara y Los Alfonso, no encontrándose en ambos ríos.

Eleotris pisonis no estuvo presente con *S. plumieri* en la mayoría de los ríos estudiados, con excepción de Gibara (zona Este), en donde estuvieron ausentes. Ambas son autóctonas de Cuba y probablemente no coexistan, pudiendo influir la reducción de alimento y el cambio de las variables físico-químicas ambientales. Lo cual contribuye a la baja coexistencia de ambas especies ictiológicas (Lack, 1976).

Las especies *C. carpio* y *H. nobilis* han sido introducidas en Cuba por razones económicas y de cultivo, siendo *C. carpio* una de las especies introducidas con mayor número de reportes el pasado año en el municipio de Gibara (Reynaldo *et al.*, 2016). Estas especies tienen características ecológicas diferentes a las que presenta la especie nativa *S. plumieri*, producto de su historia evolutiva, lo que determina su éxito o fracaso adaptativo en diferentes ecosistemas. Estas dos especies interactúan con *S. plumieri* y otras especies nativas como depredadores o al establecer relaciones de competencia por los recursos del hábitat (Ponce de León y Rodríguez, 2010b).

Asimismo, constituyen especies invasoras que se adaptan a todos los climas, desde templados hasta tropicales, pero siempre prefieren las aguas tranquilas, estancadas y de poca profundidad (Zambrano y Hinojosa, 1999). No toleran altas salinidades y su alimentación principal la constituyen crustáceos, moluscos, poliquetos, larvas de insectos, plantas y peces pequeños. Son especies de alta fecundidad y tolerantes a factores ambientales desfavorables (Saikia y Das, 2009). Los efectos de las especies de peces exóticos sobre las poblaciones de peces nativos pueden ser muy diversos y, en la mayoría de los casos, tienen un impacto negativo.

Algunos de los efectos ecológicos más comunes atribuidos a los peces introducidos lo constituyen la alteración del hábitat, la introducción de enfermedades, la competencia, depredación e hibridación (Hill, 2002).

Reynaldo *et al.* (2016) reportaron las localidades con el mayor número de peces endémicos, ubicados principalmente en ríos y embalses en la zona Oeste del municipio de Gibara, siendo: *G. punctata*, *P. vittata* y *Nandopsis tetracanthus* las especies detectadas con mayor frecuencia. Las mismas constituyen predadores tope en la red trófica de estos sistemas lacustres, influyen directamente en la estructura y funcionalidad de estos embalses (Sabater *et al.*, 2009).

Con relación a los sitios donde se evidencia la menor co-ocurrencia de *J. pichardi* con *A. banana* y *C. cubensis* fue en los ríos localizados en la zona Sur del municipio, denominados Jobabo, Socarreño, El Uso, Mateo, Cacoyuguin, Peña y Los Alfonso. Sitios donde la competencia por el alimento podría ser más intensa, así como la ocupación de las mejores áreas del río para habitar, posibilitando el desplazamiento entre especies (Jackson *et al.*, 2001). Otro aspecto que puede influir en la baja coexistencia, en estos ríos, es que presentan grandes represamientos de agua, pudiendo constituir una barrera física, que limitaría el desplazamiento de los peces, siendo más acentuado en periodo de seca (Reynaldo *et al.*, 2016).

Weihner y Keddy (1999), sugirieron que el incremento de condiciones ambientales desfavorables (adversidad medioambiental) o estrés, disminuyen la diversidad funcional en una comunidad, por limitación del rango de los grupos funcionales. Esto trae como consecuencia la competencia por limitación de recursos, en comunidades locales de peces. La variación temporal en el régimen del flujo de los ríos y arroyos, época de lluvia y seca es considerado como la fuente más importante de perturbación natural en sistemas dulceacuícolas (Jackson *et al.*, 2001).

Ocurriendo la exclusión competitiva entre especies con característica funcionales similares. Weihner y Keddy (1999) plantearon que el traslape de nicho podría ser más intenso bajo estas condiciones de adversidad medio-ambiental, y aún mayor cuando se pone de manifiesto la competitividad por adversidad en el medio. Wilson y Lee (2000) determinaron que la competición intensiva, decrecería con el incremento de estrés, sugiriendo que el aumento de estrés estaría asociado a la reducción de la disponibilidad de los recursos en el medio.

Los ríos ubicados en la zona Sur presentan un mayor número de embalses producto del desarrollo agrícola, mientras que, en la parte Oeste de la zona de estudio, se registra una red fluvial de buen desarrollo hidrológico, con la presencia de la cuenca hidrográfica del río Cacoyuguin, la cual es la que ocupa mayor área territorial con sus afluentes: Socarreño, Uñitas, Santa Clara, Cuevitas, Managuaco, Pedregoso y Jobabo (Reynaldo *et al.*, 2016).

Si las limitaciones del nicho limitan el número de especies coexistentes, la varianza en la riqueza entre sitios debe ser relativamente menor a la del modelo nulo. En las comunidades estructuradas por competencia, debe ser menor el índice de radio de la varianza al índice simulado. No es el caso del comportamiento obtenido en este estudio, donde se obtuvo un valor del índice observado igual 3.8689 y un índice de varianza simulado igual a 1.70732,

con una varianza de 0.5482, existiendo una diferencia significativa entre la matriz observada con relación a la simulada $p = 0.0104$ (observada $> =$ esperada). Este resultado representa que existen más unidades de co-ocurrencias en la matriz simulada que en la observada y se evidencia una probabilidad del tamaño de efecto del índice observado mayor al esperado (Gotelli y Entsminger, 2006).

El índice observado > 1 , indica que las especies se distribuyen en dependencia al número de sitios (Gotelli y Entsminger, 2006). A medida que se incrementa el número de lugares muestreados, existe una mayor distribución y riqueza de especies en los diferentes ríos. El valor obtenido en el índice observado permite determinar la existencia de una fuerte covarianza positiva entre la riqueza de especies y el número de sitios (Wilson *et al.*, 1987).

El análisis de similitud ictiológica entre los diferentes sitios muestreados en relación a la presencia y ausencia de los peces dulceacuícolas, permitió establecer dos grandes Grupos, siendo el río Jobabo y El Uso los de mayor porcentaje de similitud en el grupo I, destacando que ambos sitios se encuentran alejados geográficamente y a su vez compartieron la mayor composición de especies. A diferencia del río Cacoyuguin con el menor porcentaje de similitud, encontrándose más cerca geográficamente del río Jobabo. En el grupo II presentaron mayor similitud los ríos Gibara y Socarreño ambos relativamente distantes. En la comparación estadística entre ambos grupos se obtuvo un nivel de significación de $p < 0.05$ y un valor de rango de disimilitud cercano a cero, demostrándose que no existe diferencias estadísticas entre ambos grupos (Clarke, 1993). Al no detectarse diferencias estadísticas significativas, donde se infiere que la composición de especies no es un factor excluyente.

El valor de 88 % de correlación cofenética, permite inferir una elevada correlación entre las distancias de la matriz simulada y la real. Este elevado valor de correlación permite inferir una buena representación de las distancias individuales entre los sitios ubicados en el dendrograma de similitud (Gotelli y Ellison, 2004). Las especies que más contribuyeron en la disimilitud del dendrograma fueron: *A. banana* con una distribución más restringida, a diferencia de *A. monticola*, *G. denticulatus*, *A. taiasica*, *S. plumieri* con una distribución más amplia.

CONCLUSIÓN

Se determinó seis unidades de checkerboard, destacando los pares de especies *J. pichardi* con *A. banana* y *C. cubensis*; *S. plumieri* con *C. carpio*, *C. artifrons*, *E. pisonis* y *H. nobilis*. Se estableció que las especies se distribuyeron en función de los sitios. En el análisis de similitud se obtuvo dos grupos, no encontrando diferencias estadísticas entre los mismos, siendo las especies *A. banana*, *A. monticola*, *G. denticulatus*, *A. taiasica* y *S. plumieri* las que más contribuyeron en la disimilitud.

AGRADECIMIENTOS

Este estudio fue desarrollado en el marco del proyecto de Investigación: Evaluación de los riesgos de la diversidad biológica en ecosistemas clave de los municipios Mayarí, Gibara y Moa, en la provincia de Holguín. También agradecemos al compañero Norberto Guerra Guerra por la elaboración del Mapa. Se agradece al proyecto ECOVALOR auspiciado por el GEF-PNUD. Además de Idea Wild por facilitar parte del equipamiento de campo empleado.

LITERATURA CITADA

- Alayo, P. 1973. Lista de los peces fluviales de Cuba. *Torreia Nueva Serie*, 29: 19–73.
- Alayo, P. 1974. Guía elemental de las aguas dulces de Cuba. *Torreia Nueva Serie*, 37: 1–79.
- Albrecht, M. y N. J. Gotelli. 2001. Spatial and temporal niche partitioning in grassland ants. *Oecologia*, 126: 134–141.
- Araújo, M. B., A. Rozenfeld, C. Rahbek, y P. A. Marquet. 2011. Using species co-occurrence networks to assess the impacts of climate change. *Ecography*, 34: 897–908.
- Arnhold, T. R., J. Penha, K. B. Peoples y L. A. F. Mateus. 2019. Positive co-occurrence between feeding-associative savannah fishes depends on species and habitat. *Freshwater Biology*, 64 (5): 1029–1039. <https://doi.org/10.1111/fwb.13283>
- Blasina, G., J. Molina, A. Lopez Cazorla y J. D. Astarloa. 2016. Relationship between ecomorphology and trophic segregation in four closely related sympatric fish species (Teleostei, Sciaenidae). *Comptes Rendus Biologies*, 339: 498–506.
- Brown, J. H. y G. A. Lieberman. 1973. Resource utilization and coexistence of seed-eating desert rodents in sand dune habitats. *Ecology*, 54 (4): 788–797.
- Caswell, H. 1976. Community structure: a neutral model analysis. *Ecology Monography*, 46: 327–54.
- Ce're'ghino, R., F. Santoul, A. Compin, J. Figuerola y S. Mastrorillo. 2005. Co-occurrence Patterns of Some Small-bodied Freshwater Fishes in Southwestern France: Implications for Fish Conservation and Environmental Management. *Ambio*, 34 (6): 440–444.
- Clarke, K. R. 1993. Non-parametric multivariate analysis of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology*, 18: 117–143.
- Clarke, K. R. y R. M. Warwick. 2001. Change in Marine Communities: An Approach to Statistical Analysis and Interpretation. (2^{da} ed.). *Plymouth*, U.K. PRIMER-E, Ltd, 172 pp.
- Connor, E. F. y D. Simberloff. 1979. The assembly of species communities: chance or competition? *Ecology*, 60: 1132–1140.
- Cook, R. y J. F. Quinn. 1995. The importance of colonization in nested species subsets. *Oecologia*, 102: 413–424.
- Cottenie, K. 2005. Integrating environmental and spatial processes in ecological community dynamics. *Ecology Letter*, 8: 1175–1182.
- Diamond, J. M. 1975. Assembly of species communities. *En*: M. L. Cody y J. M. Diamond (Eds.), *Ecology and evolution of communities*. Cambridge, EE.UU. Harvard University Press, 342–444 pp.
- Echevarría, G. y J. P. Rodríguez. 2017. Co-occurrence patterns of fish species in two aquatic habitats of the Arauca River floodplain, Venezuela. *Akjournals*, 18 (2): 137–148.

- Erős, T., Takács, P. Specziár, A. Schmera, D. y P. Sály. 2016. Effect of landscape context on fish metacommunity structuring in stream networks. *Freshwater Biology*, 62: 1–14.
- Fernández, R. O., A. S. Aranda, y R. D. Leyva. 2003. Zonificación del Municipio Gibara, útil de trabajo para el comienzo de las actividades extensión agrícola. *Ciencias Holguín*, 9 (4): 1–8.
- Fernández, V. A. y B. F. Ocaña. 2011. Biodiversidad de la zona norte oriental de Cuba: Las Tunas-Holguín y Guantánamo, Informe de Proyecto Nacional de Ciencia y Técnica. Fondos informativos del CISAT-Holguín y GEPROG-AMA-CITMA, 130 pp.
- Hammer, Ø., D. A. T. Harper y P. D. Ryan. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4: 1–9.
- Gotelli, N. J. 2000. Null model analysis of species co-occurrence patterns. *Ecology*, 81: 2606–2621.
- Gotelli, N. J. y A. E. Arnett. 2000. Biogeographic effects of red fire ant invasion. *Ecology Letter*, 3: 257–261.
- Gotelli, N. J. y A. M. Ellison. 2002. Assembly rules for New England ant assemblages. *Oikos*, 99: 591–599.
- Gotelli, N. J. y A. M. Ellison. 2004. A primer of ecological statistics. *Sunderland: Sinauer Associates*, 102.
- Gotelli, N. J. y G. L. Entsminger. 2006. EcoSim: Null models software for ecology. Version 7.0. Acquired Intelligence Inc. & Kesey-Bear. <http://garyentsminger.com/ecosim.html> (accesado: 26 de enero, 2018).
- Gotelli, N. J. y G. R. Graves. 1996. Null models in ecology. Washington, EE. UU. *Smithsonian Institution Press*, 959 pp.
- Gotelli, N. J., N. J. Buckley y J. A. Wiens. 1997. Co-occurrence of Australian land birds: Diamond's assembly rules revisited. *Oikos*, 80: 311–324.
- Grossman, G. D., R. E. Ratajczak y F. C. Crawford. 1998. Assemblage organization in stream fishes: effects of environmental variation and interspecific interactions. *Ecology Monography*, 68: 395–420.
- Hill, J. E. 2002. Exotic fishes in Florida, LakeLines, North American Lake. *Management Society*, 22 (1): 39–43.
- Jackson, D. A., P. R. Peres-Neto y J. D. Olden. 2001. What controls who is where in freshwater fish communities the roles of biotic, abiotic and spatial factors? *Canada. Journal Fishes Aquatic Science*, 58: 157–170.
- Kullander, S. O. 2003. Gobiidae (Gobies). *En*: Reis, R. E., S. O. Kullander y C. J. Ferraris, Jr. (Eds.), Checklist of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre, Brasil. *EDIPUCRS*, 657–665 pp.
- Lack, D. L. 1976. Island biology, illustrated by the land birds of Jamaica. Berkeley, EE.UU. *University of California Press*, 256–298 pp.

- Lowe-McConnell, R. M. 1987. Ecological studies in tropical fish communities. Cambridge, Reino Unido. *Cambridge University Press*, 400 pp.
- MacArthur, R. y R. Levins. 1967. The limiting similarity, convergence, and divergence of coexisting species. *American Natural*, 101: 377–385.
- Manly, B. F. 1995. A note on the analysis of species co-occurrences. *Ecology*, 76: 1109–1115.
- Palmer, T. M., M. L. Stanton y T. P. Young. 2003. Competition and coexistence: exploring mechanisms that restrict and maintain diversity within mutualist guilds. *American Natural*, 162: 63–79.
- Pease, A., J. M. Taylor, K. O. Winemiller y R. S. King. 2015. Ecoregional, catchment, and reach-scale environmental factors shape functional-trait structure of stream fish assemblages. *Hydrobiologia*, 753: 265–283.
- Peres-Neto, P. R., J. D. Olden y D. A. Jackson. 2001. Environmentally constrained null models: site suitability as occupancy criterion. *Oikos*, 93: 110–120.
- Peres-Neto, P. R. 2004. Patterns in the co-occurrence of fish species in stream: the role of site suitability, morphology and phylogeny versus species interactions. *Oecología*, 140: 352–360.
- Poff, N. L. y J. D. Allen. 1995. Functional organization of stream fish assemblages in relation to hydrologic variability. *Ecology*, 76: 606–627.
- Ponce de León, J. L. y R. S. Rodríguez. 2010a. Ecology of Cuban species of the family Poeciliidae (Teleostei: Cyprinodontiformes). En: Uribe, M. C., H. J. Grier (Eds.) *Viviparous fishes II*. Florida. *New Life Publications*, 357–374 pp.
- Ponce de León, J. L. y R. S. Rodríguez. 2010b. Peces cubanos de familia Poeciliidae. La Habana, Cuba. *Editorial Academia*, 30 pp.
- Resetarits, W. J. y J. Bernardo 1998. Experimental ecology: issues and perspectives. New York, EE. UU. *Oxford University Press*, 331 pp.
- Reynaldo, C. E., T. A. Vega, V. A. Fernández y G. E. Córdova. 2016. Distribución y similitud de los peces dulceacuícolas del municipio Gibara, Holguín, Cuba. *Novitates Caribaea*, 10: 71–86.
- Rodríguez M. A. y W. M. Lewis. 1997. Structure of fish assemblages along environmental gradients in floodplain lakes of the Orinoco river. *Ecology Monography*, 67: 109–128.
- Sabater, S., J. C. Donato, A. Giorgi y A. Elosegui. 2009. El río como ecosistema. En: Elosegui, A., S. Sabater y I. Cortés (Eds.), *Conceptos y técnicas en ecología fluvial*, Madrid, España. Fundación BBVA Press, 23–38 pp.
- Saikia, S. K. y D. N. Das. 2009. Feeding ecology of common carp *Cyprinus carpio* L. in a rice fish culture system of the *Apatani plateau* (Arunachal Pradesh, India). *Aquatic Ecology*, 43 (2): 559–568.



- Schluter, D. 1984. A variance test for detecting species associations, with some example applications. *Ecology*, 65: 998–1005.
- Stone, L. y A. Roberts. 1990. The checkerboard score and species distributions. *Oecologia*, 85: 74–79.
- Stubbs, W. J. y J. B. Wilson. 2004. Evidence for limiting similarity in a sand dune community. *Journal Ecology*, 92: 557–567.
- Sørensen, T. 1957. A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Kongelige Danske Videnskabernes Selskab*, 5 (4): 1–34.
- Taylor, P. H. y S. D. Gaines. 1999. Can Rapoport's rule be rescued? Modeling causes of the latitudinal gradient in species richness. *Ecology*, 80: 2474–2482.
- Vega, T. A., C. E. Reynaldo, V. A. Fernández, B. F. Ocaña y G. N. Guerra. 2017. Peces dulceacuicolas de Holguín. *Poeyana*, 504: 33–37.
- Watson, R. E. 1996. Revision of the subgenus *Awaous* (Chonophorus) (Teleostei: Gobiidae). *Ichthyology Explorar Freshwater*, 7 (1): 1–18.
- Weiher, E., G. D. Clarke y P. A. Keddy. 1998. Community assembly rules, morphological dispersion, and the coexistence of plant species. *Oikos*, 81: 309–322.
- Weiher, E. y P. Keddy. 1999. Introduction: the scope and goals of research on assembly rules. *En: Weiher, E. y P. Keddy (Eds.), Ecological assembly rules: perspectives, advances, retreats*, Cambridge. EE.UU. Cambridge University Press, 1–20 pp.
- Wilson, J. B. 1987. Methods for detecting non-randomness in species co-occurrences: a contribution. *Oecologia*, 73: 579–582.
- Wilson, J. B. y W. G. Lee. 2000. C-S-R triangle theory: community-level predictions, tests, evaluation of criticisms, and relation to other theories. *Oikos*, 91: 77–96.
- Wilson, J. B., H. Gitay y A. D. Agnew. 1987. Does niche limitation exist? Functional. *Ecology*, 1: 391–397.
- Zambrano, L. y D. Hinojosa 1999. Direct and indirect effects of carp *Cyprinus carpio* L. on macrophyte and benthic communities in experimental shallow ponds in central Mexico. *Hydrobiologia*, 409: 131–138.

[Recibido: 04 de febrero, 2020. Aceptado para publicación: 20 de noviembre, 2020]

DIVERSIDAD DE TARDÍGRADOS (TARDIGRADA)
ASOCIADOS A BRIOFITOS EN EL JARDÍN
DE LOS HELECHOS EN SANTIAGO DE CUBA

**Diversity of tardigrades (Tardigrada) associated to bryophytes
on the garden of ferns of Santiago de Cuba**

Rogelio Roberto Muñoz-Li^{1*} y Abdiel Jover Capote²

Departamento de Biología y Geografía, Facultad de Ciencias Naturales y Exactas, Universidad de Oriente, Patricio Lumumba s/n, Santiago de Cuba, Cuba, CP. 90500; ¹ orcid.org/0000-0003-3549-5560. ² orcid.org/0000-0002-2040-6820; ajover@uo.edu.cu. *Para correspondencia: rogelio.munoz@uo.edu.cu.

RESUMEN

Los tardígrados u osos de agua son un grupo de invertebrados microscópicos que habitan en ambientes acuáticos y terrestres, y de manera frecuente en los briófitos. El grupo ha sido poco estudiado en Cuba, los trabajos de tardígrados son meramente taxonómicos y no evalúan los patrones de abundancia y diversidad de las comunidades. El propósito de esta investigación fue analizar la diversidad de tardígrados asociados a musgos en el Jardín de los Helechos en Santiago de Cuba. Para esto se realizaron curvas de acumulación de especies utilizando diversos estimadores de riqueza, se determinaron las diversidades alfa observada y estimadas, se estableció el orden jerárquico de la comunidad y se evaluó el patrón de abundancia mediante curvas de Whittaker. Se encontraron 34 tardígrados pertenecientes a las clases Heterotardigrada y Eutardigrada, los géneros presentes fueron *Echiniscus*, *Milnesium*, *Mesobiotus* y *Macrobiotus* con un total de 8 morfoespecies identificadas. El morfo dominante fue *Macrobiotus* sp. 1, mientras que *Echiniscus* sp., *Mesobiotus* sp. 2 y *Mesobiotus* sp. 3 resultaron ser especies raras. La curva de rango-abundancia indicó una comunidad equitativa.

Palabras clave: Antillas, diversidad de especies, musgos, osos de agua, patrón de abundancia, riqueza de especies.

ABSTRACT

The tardigrades or water bears are a group of microscopic invertebrates that inhabit on both, aquatic and terrestrial environments, and frequently on moss. The group has been scarcely studied in Cuba, the works on tardigrades are merely taxonomic and do not evaluate the abundance and diversity patterns of the communities. The purpose of this research was to analyze the diversity of tardigrades associated to mosses in the Jardín de los Helechos in Santiago de Cuba. For this, species accumulation curves were made using different richness estimators, the observed and estimated alpha diversities were determined, the hierarchical order of the community was established and the abundance pattern was evaluated using Whittaker curves. Thirty-four tardigrades of Heterotardigrada and Eutardigrada classes were found, the represented genera were *Echiniscus*, *Milnesium*, *Mesobiotus* and *Macrobiotus* for a total of 8 morphospecies identified. *Macrobiotus* sp. 1 was determined as dominant morphospecies, and *Echiniscus* sp., *Mesobiotus* sp. 2 and *Mesobiotus* sp. 3 were determined as rares. The Whittaker curve indicate an equitable community.

Keywords: Antilles, species diversity, moss, water bears, abundance pattern, species richness.

INTRODUCCIÓN

Los briófitos son un grupo de plantas caracterizadas por poseer un gametofito fotosintético y dominante (casi siempre perenne), esporofitos monoesporangios, y una escasa diferenciación de tejidos conductores (Motito y Rivera, 2017). Por sus características, constituyen un microambiente en el que pueden habitar numerosos organismos. Dentro de la fauna asociada a los musgos podemos encontrar un sinnúmero de microinvertebrados, tales como rotíferos, nemátodos, anélidos, ácaros entre muchos otros (Cutz-Pool *et al.*, 2008). Los tardígrados, conocidos comúnmente como osos de agua, son uno de los grupos zoológicos que muestran preferencia por hábitats donde abundan los musgos (Ramazzotti y Maucci, 1983; Glime, 2017; Schill, 2018; Muñoz y Jover, 2019). Esto puede deberse a la gran disponibilidad de alimento y a la fina película de agua presente en la superficie de los briófitos, la que mantiene el medio adecuado para el buen desarrollo de los tardígrados (Ramazzotti y Maucci, 1983).

Los tardígrados conforman un phylum que cuenta con más de 1 300 especies descritas (Guidetti y Bertolani, 2005; Degma y Guidetti, 2007; Degma *et al.*, 2020). Poseen un tamaño que varía entre 50 y 1 200 μm (Caicedo *et al.*, 2014; Muñoz y Jover, 2019), aunque se han registrado ejemplares de hasta 2 mm (Guil, 2008). Su cuerpo presenta simetría bilateral y está dividido en cinco segmentos no muy bien diferenciados: cefálico, tres segmentos del tronco y uno caudal (León-Espinosa, 2018), además poseen forma convexa en la superficie dorsal y aplanada hacia el lado ventral (Nelson *et al.*, 2015). Estos poseen una cutícula protectora que pueden mudar y cuatro pares de patas que de manera frecuente están terminadas en garras variables en número y forma (Ramazzotti y Maucci, 1983; Muñoz y Jover, 2019). Estudios moleculares con ARNr 18S han revelado que están ubicados actualmente en el clado Panarthropoda y emparentados filogenéticamente con los artrópodos y onicóforos (Nelson *et al.*, 2015).

Las actividades humanas han traído consigo la pérdida de la biodiversidad, ya sea de manera directa (sobreeplotación) o indirecta (alteración del hábitat). La diversidad biológica se define como la variabilidad entre los organismos vivientes de todas las fuentes, incluyendo los complejos ecológicos de los que forman parte; esto incluye diversidad dentro de las especies, entre especies y de ecosistemas. El término comprende diferentes escalas biológicas: desde el contenido genético de los individuos y las poblaciones hasta el conjunto de comunidades de un paisaje o región (Solbrig, 1991; Halffter y Ezcurra, 1992; Harper y Hawksworth, 1994; Moreno, 2001). La cuantificación de la misma juega un papel importante como indicador del estado de sistemas ecológicos, con aplicabilidad práctica para fines de conservación, manejo y monitoreo ambiental (Moreno, 2001).

Los tardígrados, como todos los organismos que habitan el planeta, tienen importancia desde el punto de vista conservacionista. Además, poseen información genética que les permite resistir condiciones adversas y los convierten en uno de los grupos de organismos más resistentes del planeta. Esta información genética es de utilidad en estudios biotecnológicos (Guidetti *et al.*, 2012). También juegan un papel importante dentro de las relaciones ecológicas y en la regulación del flujo de energía dentro del ecosistema en que habitan, ya que el phylum presenta especies tanto herbívoras como carnívoras y que además sirven de alimento para otros organismos (Ramazzotti y Maucci, 1983; Glime, 2017).

Los métodos para la cuantificación de la biodiversidad son variados y se corresponden a los diferentes niveles que posee la misma. Se encuentran métodos a escala genética, a nivel de especies y de comunidades (Moreno, 2001). Los métodos más utilizados al nivel de especies son los que cuantifican las diversidades α , β , γ ; a su vez dentro de estos, los de la diversidad α , ya que se basan en la estimación de la riqueza de especies y la estructura de la comunidad en estudio, una medida sencilla y rápida de la diversidad biológica (López-Mejía *et al.*, 2017).

Los trabajos sobre musgos y su fauna asociada son diversos, en su mayoría estudios sobre los artrópodos que habitan en los mismos (Cutz-Pool *et al.*, 2008). En Cuba se han realizado numerosos estudios sobre la diversidad de musgos existentes en el país y otros sobre los patrones de distribución y diferentes vías de migración de estos (Potrony y Motito, 2001; Motito y Potrony, 2010; Potrony *et al.*, 2011; Motito y Rivera, 2017). En cuanto a los tardígrados muscícolas, los estudios en el territorio nacional son muy escasos, solo se han realizado dos trabajos que tratan sobre este grupo de organismos (Kaczmarek y Michalczyk, 2002; Muñoz y Jover, 2019), y ambos son estudios meramente taxonómicos.

OBJETIVO

- Determinar la diversidad de los tardígrados asociados a musgos en el Jardín de los Helechos en Santiago de Cuba.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio. El estudio se realizó en el Jardín de los Helechos de Santiago de Cuba, este se encuentra ubicado a medio camino entre la ciudad de Santiago de Cuba y el poblado del Caney, a una altitud de 30 m s.n.m. (20°00'59.7600"N 075°48'59.7600"O). El clima de la zona se caracteriza por ser húmedo y fresco, con una temperatura promedio anual de 25 °C y una humedad relativa de entre 70 y 90%. La cercanía de la Cordillera de la Gran Piedra, y su acción como punto de confluencia de los vientos alisios húmedos del Nordeste con los vientos cálidos y secos del Sur, propicia abundantes lluvias a lo largo de todo el año. El suelo que se encuentra en el jardín es aluvial, muy fértil y con un pH de 6.2, teniendo un manto freático muy cerca de la superficie, además de un denso arbolado circundante que contrarresta la acción del viento. Además de estas condiciones están presentes otras artificiales, como el abundante riego diario (Caluff y Shelton, 2002).

Método de muestreo. Se realizaron siete muestreos exploratorios en el período comprendido entre mayo del 2018 y mayo del 2019 en el Jardín de los Helechos de Santiago de Cuba. Se recolectaron muestras de musgos sobre sustrato rocoso, utilizando una espátula de metal. Estas fueron almacenadas en sobres de papel para facilitar el secado y transporte (Ramazzotti y Maucci, 1983). En el laboratorio, las muestras fueron rehidratadas durante un período de 24 horas (Caicedo *et al.*, 2014). Los musgos rehidratados fueron exprimidos sobre una placa Petri y se realizaron inspecciones con un estereoscopio para aislar los especímenes con ayuda de una pipeta Pasteur (Muñoz y Jover, 2019). Los briófitos recolectados fueron identificados por el briólogo Ángel Motito Marín, del Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad (BIOECO), Cuba. Los ejemplares de tardígrados fueron identificados según la literatura consultada, basándose de manera fundamental en la morfología del aparato bucofaríngeo, la cutícula y las garras (Schuster *et al.*, 1980; Ramazzotti y Maucci, 1983; Nelson y Marley, 2000; Tumanov, 2006; Pilato y Binda, 2010; Nelson *et al.*, 2015; León-Espinosa, 2018), además de la consulta a Lukasz Kaczmarek de la Adam Mickiewicz University de Polonia.

Análisis de los datos. Riqueza específica observada y estimada. La riqueza observada (S_{obs}) se determinó por la cantidad de morfoespecies que fueron encontradas en los muestreos exploratorios. A partir de los valores S_{obs} se determinó la riqueza estimada y se construyeron curvas de acumulación de especies. Para esto se utilizó el programa PRIMER v6 y se efectuaron los estimadores de riqueza Chao 1 y 2, Jackknife 1 y 2, Bootstrap, Michaelis-Menten (MM) y Uglan-Gray-Ellingsen (UGE). Estos estimadores son métodos no paramétricos que no asumen el tipo de distribución del conjunto de datos y no los ajustan a un modelo determinado (Moreno, 2001; Jover, 2014).

Diversidad alfa observada y estimada. La diversidad alfa para cada una de las localidades de muestreo se determinó como el número efectivo de especies, llamada qD (Jost, 2006). La diversidad alfa observada se determinó con los tres primeros números de la serie de Hill. Para el orden 0 ($q = 0$) se utilizó como índice la riqueza observada, para el orden 1 ($q = 1$) se empleó el exponencial del índice de entropía de Shannon, y para el orden 2 ($q = 2$) el inverso del índice de Simpson (Jost, 2006); estas fueron calculadas en el software PRIMER v6 (Clarke y Gorley, 2006).

Para el cálculo de la diversidad estimada de orden 0 (riqueza de especies) se utilizó el estimador no paramétrico ACE (*Abundance based coverage estimator*), (Chao y Lee, 1992). La diversidad de orden 1 (exponencial del índice de Shannon), se calculó utilizando un estimador propuesto para los casos en donde no se tiene un conocimiento completo de la comunidad (*Bias-corrected Shannon diversity estimator*), (Chao y Shen, 2003). Finalmente, para la diversidad de orden 2 (inverso del índice de Simpson) se utilizó el estimador MVUE (*Minimum-variance unbiased estimator*), (Chao y Shen, 2010). Para evaluar el esfuerzo de muestreo realizado se calculó la completitud de la cobertura de la muestra representada como la proporción del número de individuos totales que corresponden a las especies representadas en la muestra (Sánchez-Hernández *et al.*, 2018). Todos estos estimadores fueron calculados mediante el programa SPADE (Chao y Shen, 2010).

Organización jerárquica de las especies. Para determinar la organización jerárquica (grado de aparición) de las especies encontradas se procedió con la metodología de correlación Olmstead-Tukey, representada mediante gráficos de cuadrantes. Este método tuvo como base dos estimadores, la abundancia relativa expresada en $\log(X+1)$ y el porcentaje o frecuencia de aparición de las especies en las muestras. Con esto se pudo clasificar a las especies en: dominantes (abundancia y frecuencia relativa superior a los valores promedios de abundancia y frecuencia), constantes (abundancia relativa inferior a su promedio pero frecuencia relativa superior al suyo), ocasionales (abundancia relativa superior a su promedio pero frecuencia relativa inferior al suyo) y raras (abundancia y frecuencia relativa inferiores a sus promedios), (Jover, 2014).

Curvas de rango abundancia. Para analizar la composición de especies de la comunidad se construyó una curva de rango-abundancia o curva de Whittaker. Para esto se calculó en cada especie la proporción de individuos respecto al total de estos, ordenándose de mayor a menor mediante el logaritmo de base 10, para destacar más la forma de la curva y los cambios en el orden de abundancia de las especies. Se obtuvieron los límites de confianza al 95 % mediante remuestreo, utilizando un Bootstrap con el programa PRIMER v6. De esta forma se catalogaron de abundantes las especies cuya abundancia se encontró por encima del límite superior de ese intervalo, de comunes a las especies que se encontraron dentro del intervalo, y de escasas a las especies encontradas por debajo del límite inferior (Cruz *et al.*, 2017).

RESULTADOS

Composición taxonómica de los tardígrados en el Jardín de los Helechos

En las rocas ubicadas en el suelo del Jardín de Los Helechos, los tardígrados utilizan como microhábitat los briófitos húmedos *Anomodon rostratus* (Hedw.) Schimp, *Fissidens fontanus* (B. Pyl.) Steud. y *Haplocladium microphyllum* (Hedw.) R. Watan y Z. Iwats, pertenecientes a las familias Anomodontaceae, Fissidentaceae y Leskeaceae, respectivamente. Se recolectó un total de 34 tardígrados pertenecientes a las dos clases: Heterotardigrada y Eutardigrada.

Las familias representadas fueron Echiniscidae (Heterotardigrada), Milnesiidae y Macrobiotidae. Los individuos se clasificaron en siete morfoespecies, representando a cuatro géneros y se encontraron individuos que no poseían aparato bucofaringeo o este estaba en proceso de formación, estos individuos fueron tratados como una morfoespecie diferente al no poder ser identificados hasta el nivel de género (Tabla I).

Tabla I. Caracteres observados en las morfoespecies de los tardígrados asociados a briófitos recolectados en el Jardín de los Helechos, Santiago de Cuba

Morfoespecies	Cutícula	Aparato Bucofaringeo	Lamelas Peribucales	Macroplacoides	Garras	Lúnulas
<i>Echiniscus</i> sp. (Heterotardigrada)	Armada con placas dorsales	Tipo <i>Echiniscus</i>	Ausentes	Ausentes	Tipo <i>Echiniscus</i>	Ausentes
<i>Milnesium</i> sp. (Apotardigrada)	Lisa	Tipo <i>Milnesium</i>	Ausentes	Ausentes	Tipo <i>Milnesium</i>	Ausentes
<i>Mesobiotus</i> sp. 1 (Eutardigrada)	Lisa	Tipo <i>Mesobiotus</i>	Muy pequeñas y difíciles de observar	1=2=3	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Presentes, muy grandes
<i>Mesobiotus</i> sp. 2 (Eutardigrada)	Lisa	Tipo <i>Mesobiotus</i>	Claramente visibles	2<1≤3	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Presentes
<i>Mesobiotus</i> sp. 3 (Eutardigrada)	Lisa	Tipo <i>Mesobiotus</i>	Triangulares muy grandes y visibles	1=2=3	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Presentes
<i>Macrobiotus</i> sp. 1 (Eutardigrada)	Lisa	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Claramente visibles	2, primero más largo que el segundo y con una región media delgada	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Presentes
<i>Macrobiotus</i> sp. 2 (Eutardigrada)	Lisa	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Muy pequeñas y difíciles de observar	2, primero más largo que el segundo y sin región media delgada	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Presentes
Macrobiotidae (Eutardigrada)	Lisa	Ausente o en formación	Ausentes	Ausentes	Tipo <i>Macrobiotus</i>	Presentes

La riqueza observada en la comunidad estudiada fue de ocho morfoespecies, coincidiendo con la riqueza estimada utilizando el estimador Chao 1, a su vez el Chao 2 determinó una riqueza estimada de nueve especies. El Jackknife 1 arrojó una riqueza de 11 especies, mientras que el Jackknife de segundo orden estimó una riqueza de 10 especies. El Bootstrap estimó un total de nueve especies para la comunidad y tanto el método de Michaelis-Menten como el UGE determinaron una riqueza estimada de ocho especies (Fig. 1). Tomando la estimación más alejada a la riqueza observada se determinó que se muestreó el 72.73 % de la riqueza de especies de la comunidad.

La diversidad alfa observada, calculada mediante los tres primeros números de la serie de Hill, arrojó para la diversidad de orden 0 ($q = 0$) un valor de ocho, el cual se corresponde con la riqueza de especies observada. Para la diversidad de orden 1 ($q = 1$) se calculó un valor de 5.8 y para la diversidad de orden 2 ($q = 2$) un valor de 4.379. En cuanto a la diversidad alfa estimada, el estimador ACE calculó una diversidad alfa para $q = 0$ de 8.3, con límites de confianza al 95 % de 8.0 y 12.6. El exponencial del índice de Shannon calculó una diversidad alfa estimada para $q = 1$ de 7.5, con límites de confianza al 95 %, de 5.9 y 8.9. A su vez, el estimador MVUE calculó una diversidad alfa para $q = 2$ de 7.5, con límites de confianza al 95 %, de 5.4 y 9.5. La completitud de la cobertura de la muestra estimada fue de 97.2 % por lo que se puede inferir que el muestreo realizado fue suficiente.

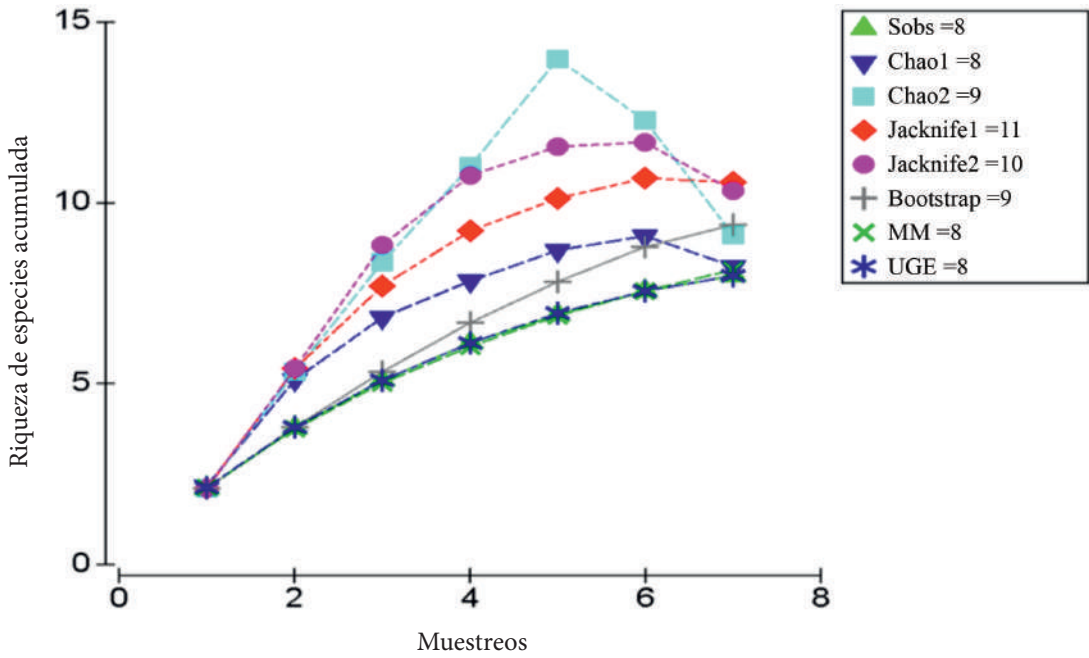


Figura 1. Curvas de acumulación de especies modeladas por los distintos estimadores de riqueza para los tardígrados asociados a briófitos en el Jardín de los Helechos, Santiago de Cuba. Sobs-Riqueza observada.

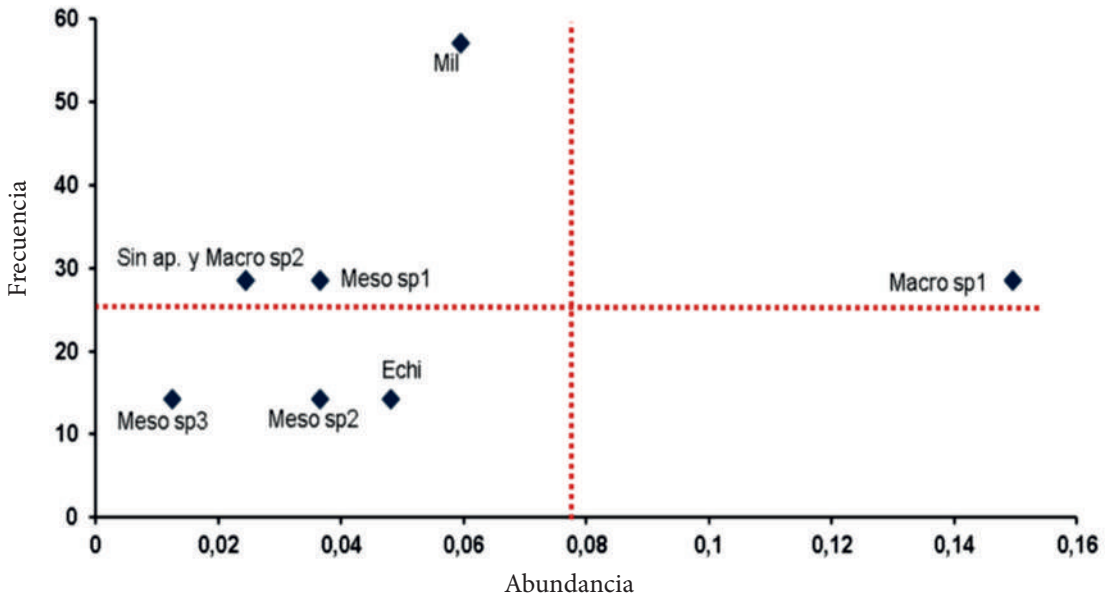


Figura 2. Esquema de Olmstead-Tukey para la determinación de la organización jerárquica de los tardígrados asociados a briófitos en el Jardín de los Helechos, Santiago de Cuba. Mil- *Milnesium* sp.; Macro sp1- *Macrobiotus* sp. 1; Macro sp2- *Macrobiotus* sp. 2; Meso sp1- *Mesobiotus* sp. 1; Meso sp2- *Mesobiotus* sp. 2; Meso sp3- *Mesobiotus* sp. 3; Sin ap.- Sin aparato bucofaringeo; Echi- *Echiniscus* sp.

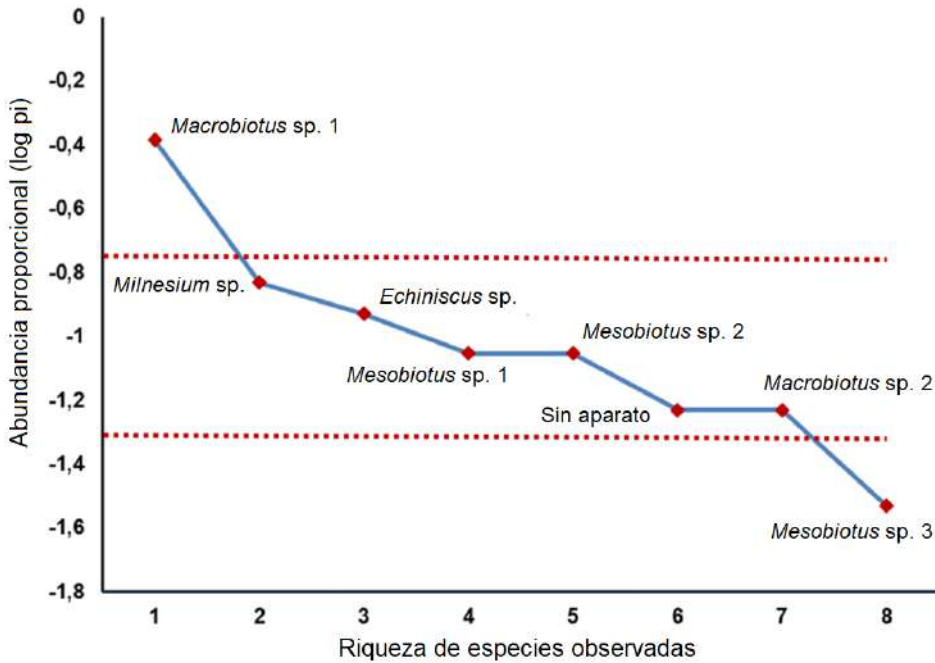


Figura 3. Curva de rango-abundancia de los tardígrados asociados a briófitos en el Jardín de los Helechos, Santiago de Cuba. Límites de confianza al 95%.

La prueba de Olmstead-Tukey mostró que los ejemplares pertenecientes a *Macrobiotus sp. 1* son dominantes en la comunidad. Se clasificaron como especies constantes *Milnesium sp.*, *Mesobiotus sp. 1* y *Macrobiotus sp. 2*, así como a los que carecían de aparato bucofaríngeo. El heterotardígrado *Echiniscus sp.* se catalogó como una morfoespecie rara, al igual que *Mesobiotus sp. 2* y *Mesobiotus sp. 3*. No existieron especies ocasionales (Fig. 2). La curva de rango-abundancia construida posee una pendiente poco abrupta, indicando cierto grado de equitatividad en la comunidad. Solo una especie fue clasificada como abundante: *Macrobiotus sp. 1*, y una como poco abundante: *Mesobiotus sp. 3*. Las restantes especies son las de abundancia intermedia que contribuyen a la equitatividad de la comunidad (Fig. 3).

DISCUSIÓN

Es difícil decir con seguridad si los tardígrados poseen preferencias por alguna especie de briófito en particular, ya que los trabajos sobre osos de agua no suelen referirse a la sistemática del musgo en el que son recolectados. Algunos de los briófitos en los que se encuentran con frecuencia incluyen *Anomodon rugelii* y *Fissidens rigidulus* (Glime, 2017), especies pertenecientes a dos de los géneros examinados en el Jardín de los Helechos. Los musgos presentes en este trabajo se encuentran distribuidos por la región oriental de Cuba, habiendo sido reportados en zonas con una alta humedad relativa en las provincias de Guantánamo, Granma y Santiago de Cuba (Motito y Potrony, 2010).

De acuerdo a los resultados obtenidos con una riqueza observada de ocho morfoespecies y una riqueza estimada máxima de 11 especies, unido a los resultados del cálculo de la diversidad alfa observada y estimada para los órdenes $q = 0$, $q = 1$ y $q = 2$, puede decirse que la biodiversidad de tardígrados en el Jardín de los Helechos es baja con respecto a otros estudios, en los que se han llegado a recolectar hasta 28 especies (Garitano-Zavala, 1995, 1996; Meyer *et al.*, 2011). Esto puede deberse en parte a que en las zonas urbanas la riqueza de especies de tardígrados tiende a ser baja, ya que el decremento de la diversidad observada en los hábitats urbanos sería el producto directo de las actividades antrópicas que producen pérdida de riqueza de especies (González-Reyes *et al.*, 2016).

Como se puede observar, la diversidad alfa estimada difiere de la observada solamente en 0.3. Dicho valor está en correspondencia con el grado de completitud de los muestreos demostrado por el índice de cobertura de la muestra, el cual indica que se muestreó el 97.2 % de la diversidad en la comunidad, un valor muy cercano al 100%. Esto significa que faltaría por muestrear solamente el 2.8 % de las especies presentes en el Jardín de los Helechos y que si se aumentara el esfuerzo de muestreo, la probabilidad de que el próximo ejemplar de tardígrado recolectado fuese una nueva especie no muestreada anteriormente es muy baja. Lo anterior se debe a que esta probabilidad disminuye con el aumento de la cobertura de la muestra (Chao y Jost, 2012).

Los géneros de tardígrados muscícolas en el Jardín de los Helechos son cosmopolitas y habitan de manera frecuente en briófitos, en el caso de *Macrobotus* se cree que es el género más abundante en hábitats donde habitan los musgos (Romano *et al.*, 2001). Estos taxa no son exclusivos de ambientes limnoterrestres, *Milnesium* y *Macrobotus* son también dulceacuícolas, a su vez *Echiniscus* es el heterotardígrado más frecuente en hábitats limnoterrestres (Ramazzotti y Maucci, 1983; Glime, 2017). De manera general los tardígrados presentes en muestras terrestres pertenecen a las dos clases (Heterotardigrada y Eutardigrada), con mayor abundancia de eutardígrados y con preferencia por los briofitos, en hábitats dulceacuícolas se encuentran exclusivamente tardígrados desnudos y en hábitats marinos se encuentran mayormente heterotardígrados y muy raramente eutardígrados (existen solo cuatro especies de eutardígrados marinos), (Ramazzotti y Maucci, 1983).

La dominancia de *Macrobotus* sp. 1 en la comunidad puede deberse a que los tardígrados pertenecientes a este género son capaces de adaptarse a un amplio rango de condiciones ambientales, considerándose a algunas especies del mismo como euríticas (Nelson y Marley, 2000). Además, las comunidades zoológicas encontradas en áreas urbanas muestran un incremento en la biomasa y densidad de especies generalistas como es el caso de algunas de las que pertenecen a este género (González-Reyes *et al.*, 2016). A pesar de catalogarse como constantes a los individuos de *Milnesium* sp., *Mesobotus* sp. 1, *Macrobotus* sp. 2 y la morfoespecie que carecía de aparato bucofaríngeo, se observa claramente que *Milnesium* sp. posee mayor frecuencia de aparición por muestra y mayor abundancia relativa que las otras especies clasificadas en esta categoría. Esto último puede corresponderse a que todas las especies del género *Milnesium* son consideradas carnívoras, encontrándose en el interior de los estómagos de algunos ejemplares, no solo remanentes, sino también especímenes enteros de rotíferos, nemátodos, e incluso de otros tardígrados (Roszkowska *et al.*, 2015). Estas características conjuntamente a que son tardígrados de gran tamaño, puede brindarles cierta ventaja en la competencia con respecto a los otros especímenes recolectados. Estos resultados coinciden con los encontrados por González-Reyes *et al.* (2016) para hábitats urbanos.

La abundancia por especie en la comunidad también fue baja, esta puede estar sujeta a una gran variedad de condiciones ambientales, incluyendo temperatura y humedad, además de otros factores como la competencia, depredación, parasitismo y disponibilidad de alimento.

Los depredadores de tardígrados pueden incluir nemátodos, otros tardígrados (como en el caso del carnívoro *Milnesium*), arácnidos, tisanuros y larvas de insectos; protozoos y hongos parásitos pueden infectar a las poblaciones de tardígrados. Estos también pueden ser separados de los musgos e ingeridos accidentalmente por artrópodos, moluscos e incluso lombrices de tierra (Nelson y Marley, 2000). Un factor determinante puede ser que en el Jardín de los Helechos los musgos están expuestos al abundante riego diario y algunos estudios aseguran que al aumentar las precipitaciones, el número de tardígrados disminuye, esto debido probablemente a que durante estos períodos la película de agua que recubre los briófitos puede convertirse en anoxigénica, matando así a los tardígrados (Beasley, 1981; Briones *et al.*, 1997; Glime, 2017). Otro factor que podría limitar el número de tardígrados es la humedad, que en la localidad de estudio varía entre el 70 y 90 %. A altos valores de humedad, la abundancia de osos de agua disminuye, apoyando la hipótesis de que los períodos de anhidrobiosis son necesarios en la vida de estos organismos y que cuando carecen de estos la longitud de su vida se acorta (Glime, 2017).

Las curvas de rango-abundancia mostraron que *Macrobotus* sp. 1 fue la morfoespecie más abundante, esto se corresponde al grado de dominancia determinado por la prueba de Olmstead-Tukey. Como ya mencionamos, los tardígrados pertenecientes a este género poseen un amplio rango de condiciones ambientales en los que pueden desarrollarse correctamente. Además, otra característica que los hace más abundantes que otras especies es que mientras la mayoría de los tardígrados tienen un tiempo de vida estimado de 3 a 30 meses (excluyendo los períodos de criptobiosis), las especies del género *Macrobotus* que habitan en musgos poseen un promedio de vida de entre 4 y 12 años (Nelson y Marley, 2000), brindándoles más posibilidades de reproducirse y colonizar el hábitat.

La morfoespecie con menor abundancia fue *Mesobiotus* sp. 3, esta se caracterizó como constante ya que aunque está representada por pocos ejemplares tuvo una frecuencia de aparición superior a la media. Muchas especies del género *Mesobiotus* son considerados cosmopolitas y pueden ser encontrados a menudo en muestras provenientes de musgos (Mapalo *et al.*, 2017; Pérez-Pech *et al.*, 2017; Stec y Kristensen, 2017; León-Espinosa, 2018). Por esto, si agrupamos las tres morfoespecies pertenecientes al mismo, a pesar de poseer la morfoespecie menos abundante, este género sería el segundo mejor representado en cuanto a abundancia, solo por detrás de *Macrobotus*.

CONCLUSIONES

La fauna de tardígrados presente en el Jardín de los Helechos de Santiago de Cuba está compuesta por ocho morfoespecies, las cuales utilizan como hábitat a los musgos *Anomodon rostratus*, *Fissidens fontanus* y *Haplocladium microphyllum*. La comunidad de tardígrados del Jardín de los Helechos presenta un patrón de abundancia equitativo con *Macrobotus* sp.1 como especie dominante, lo que indica que las condiciones ambientales en la localidad de estudio presentan cierto grado de antropización que se traduce en una baja diversidad de tardígrados y la dominancia de especies generalistas.

AGRADECIMIENTOS

A todos los trabajadores del Jardín de los Helechos por su disposición y excelente colaboración. A Flavia Alvarez Denis y Asiel Cabrera Guerrero por su ayuda en la recolecta y procesamiento de las muestras. Agradecimiento especial a Lukasz Kaczmarek de la Adam Mickiewicz University de Polonia por su gran ayuda en la identificación de los tardígrados y la bibliografía brindada. A Ángel Motito del Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad (BIOECO) por la identificación de los briófitos recolectados. Agradecimiento especial a los revisores anónimos del manuscrito y al editor de la revista por su contribución.

LITERATURA CITADA

- Beasley, C. W. 1981. Some Tardigrada from Puerto Rico. *Texas Journal of Science*, 33: 9–12.
- Briones, M. J., P. Ineson y T. G. Pearce. 1997. Effects of climate change on soil fauna; responses of enchytraeids, Diptera larvae and tardigrades in a transplant experiment. *Applied Soil Ecology*, 6: 117–134.
- Caicedo, M., R. Londoño y S. Quiroga. 2014. Catálogo taxonómico de los ositos de agua (Tardigrada) de la cuenca baja de los ríos Manzanares y Gaira, Santa Marta, Colombia. *Boletín Científico del Museo de Historia Natural de la Universidad de Caldas*, 18 (1): 197–209.
- Caluff, M. y G. Shelton. 2002. Catálogo del Jardín de los Helechos de Santiago de Cuba. *Revista del Jardín Botánico Nacional*, 23 (2): 163–199.
- Chao, A. y L. Jost. 2012. Coverage-based rarefaction and extrapolation: standardizing samples by completeness rather than size. *Ecology*, 93 (2): 2533–2547.
- Chao, A. y S. Lee. 1992. Estimating the number of classes via sample coverage. *Journal of the American Statistical Association*, 87: 210–218.
- Chao, A. y T. Shen (Producer). 2010. Program SPADE (Species prediction and diversity estimation). <http://chao.stat.nthu.edu.tw> (accesado: junio, 2019).
- Chao, A. y T. Shen. 2003. Non parametric estimation of Shannon's index of diversity when there are unseen species in sample. *Environmental and Ecological Statistics*, 10: 429–433.
- Clarke, K. y R. Gorley. 2006. *PRIMER v6: User Manual/Tutorial (Plymouth Routines in Multivariate Ecological Research)*. Plymouth: PRIMER-E.
- Cruz, D., D. Martínez, J. Fontanela y C. Mancina. 2017. Inventarios y estimaciones de la biodiversidad. En: *Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas*. E. AMA (Ed.). La Habana. 502 pp.
- Cutz-Pool, L., J. Palacios-Vargas y G. Castaño-Meneses. 2008. Estructura de la comunidad de colémbolos (Hexapoda:Collembola) en musgos corticícolas en el gradiente altitudinal de un bosque subhúmedo de México. *Revista de Biología Tropical*, 56 (2): 739–748.
- Degma, P., R. Bertolani y R. Guidetti. 2020. Actual checklist of Tardigrada species (2009-2020, 37th Edition: 03–07–2020), (accesado: 8 de julio, 2020).
- Degma, P. y R. Guidetti. 2007. Notes to the current checklist of Tardigrada. *Zootaxa*, 1579: 41–53.
- Garitano-Zavala, A. 1995. Primer reporte de las especies de tardígrados muscícolas (Phylum Tardigrada) presentes en la vertiente occidental de la Cordillera de los Andes (La Paz-Bolivia). *Ecología en Bolivia*, 24: 1–20.
- Garitano-Zavala, A. 1996. Efecto de la humedad microambiental y la altura, sobre la distribución de la Tardígradofauna Muscícola (Phylum Tardigrada) en la vertiente occidental de la Cordillera Real de los Andes (La Paz, Bolivia). *Ecología en Bolivia*, 26: 1–48.

- Glime, J. 2017. Tardigrade Habitats. *En: Bryophyte Ecology*. M. T. U. a. t. I. A. o. Bryologist (Ed.) Vol. 2, 18 pp.
- González-Reyes, A., X. Acosta, J. Corronca, M. Rocha, I. Doma y E. Y. Repp. 2016. Evaluación de la diversidad en comunidades de tardígrados (Ecdysozoa: Tardigrada) en hábitats urbano y rural de la ciudad de Salta (Argentina). *Iheringia, Série Zoologia*, 106: 1–8.
- Guidetti, R., A. Rizzo, T. Altiero y L. Rebecchi. 2012. What can we learn from the toughest animals of the Earth? Waterbears (tardigrades) as multicellular model organisms in order to perform scientific preparations for lunar exploration. *Planetary and Space Science*, 74: 97–101.
- Guidetti, R. y Bertolani, R. 2005. Tardigrade taxonomy: an updated check list of the taxa and a list of characters for their identification. *Zootaxa*, 845: 1–46.
- Guil, N. 2008. New records and within-species variability of Iberian tardigrades (Tardigrada), with comments on the species from the *Echiniscus blumi-canadensis* series. *Zootaxa*, 1757: 1–30.
- Halfpeter, G. y E. Ezcurra. 1992. ¿Qué es la biodiversidad? *En: G. H. (Comp) (Ed.), La diversidad biológica de Iberoamérica I*. Instituto de Ecología, Secretaría de Desarrollo Social, México: *Acta Zoológica*, Volumen Especial, CYTED-D, 3–24.
- Harper, J. L. y D. L. Hawksworth. 1994. Biodiversity: measurement and estimation (preface). *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B*, 345: 5–12.
- Jost, L. 2006. Entropy and diversity. *Oikos*, 113 (2): 363–375.
- Jover, A. 2014. Composición y estructura de ensamblajes de moluscos en mantos de algas del mesolitoral rocoso en Santiago de Cuba. (Maestría), Universidad de Oriente, Cuba.
- Kaczmarek, L. y L. Michalczyk. 2002. *Echiniscus barbarae*, a new species of tardigrade from Cuba Island (Tardigrada: Heterotardigrada, Echiniscidae, ‘arctomys group’). *Zootaxa*, 53: 1–4.
- León-Espinosa, G. 2018. *Taxonomía de Tardígrados (Tardigrada: Eutardigrada: Heterotardigrada) de musgo en localidades selectas del noreste de México*. Universidad Autónoma de Nuevo León, 102 pp.
- López-Mejía, M., C. Moreno, I. Zuria, G. Sánchez-Rojas y A. Rojas-Martínez. 2017. Comparación de dos métodos para analizar la proporción de riqueza de especies entre comunidades: un ejemplo con murciélagos de selvas y hábitats modificados. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 88: 183–191.
- Mapalo, M., D. Stec, D. Mirano-Bascos y L. Michalczyk. 2017. An integrative description of a limnoterrestrial tardigrade from the Philippines, *Mesobiotus insanis*, new species (Eutardigrada: Macrobiotidae: harmsworthi group). *Raffles Bulletin of Zoology*, 65: 440–453.
- Meyer, H., A. Lyons, D. Nelson y J. Hinton. 2011. Tardigrada of Michigan, Northern USA, with the descriptions of *Minibiotus jonesorum* sp. nov. (Eutardigrada: Macrobiotidae). *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, 49 (1): 40–46.

- Moreno, C. 2001. *Métodos para medir la biodiversidad*. Vol. 1. Zaragoza: M&T-Manuales y Tesis SEA. 84 pp.
- Motito, Á. y M. Potrony. 2010. Diversidad de musgos en Cuba Oriental. *Rodriguésia*, 61 (3): 383–403.
- Motito, Á. y Y. Rivera. 2017. Briofitas. *En: Diversidad biológica de Cuba: métodos de inventario, monitoreo y colecciones biológicas*. C. A. M. y. D. D. Cruz (Ed.). La Habana, Cuba: Editorial AMA. 502 pp.
- Muñoz, R. y A. Jover. 2019. Estado actual del conocimiento y métodos de estudio de tardígrados (Tardigrada: Heterotardigrada, Eutardigrada), con notas sobre los tardígrados muscícolas de Cuba. *Poeyana*, 508: 18–27.
- Nelson, D., R. Guidetti y L. Rebecchi. 2015. The Phylum Tardigrada. *En: Thorp, J. y C. Rogers (Eds.), Ecology and General Biology: Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates*. Fourth ed., Vol. 1: Academic Press, 33 pp.
- Nelson, D. y N. Marley. 2000. The biology and ecology of lotic Tardigrada. *Freshwater Biology*, 44: 93–108.
- Pérez-Pech, W., R. Guidetti, A. Anguas-Escalante, L. Cutz-Pool y A. Blanco-Piñón. 2017. Primer registro genérico de tardígrados para Pachuca Hidalgo, México y áreas circundantes. *Entomología Mexicana*, 4: 688–694.
- Pilato, G. y M. Binda. 2010. Definitions of families, subfamilies, genera and subgenera of the Eutardigrada, and keys to their identification. *Zootaxa*, 2404: 1–54.
- Potrony, M. y Á. Motito. 2001. Composición y afinidades geográficas de los musgos de la Sierra Maestra en Cuba. *Foresta Veracruzana*, 3 (2): 13–18.
- Potrony, M., O. Reyes y Á. Motito. 2011. Patrones de distribución y vías de migración de los musgos del macizo montañoso Sagua Baracoa, Cuba oriental. *Polibotánica*, 31: 71–87.
- Ramazzotti, G. y W. Maucci. 1983. *The Phylum Tardigrada*. Istituto Italiano di Idrobiologia Verbania Pallanza. Italia. 1014 pp.
- Romano, F., B. Barreras-Borrero y D. Nelson. 2001. Ecological distribution and community analysis of Tardigrada from Choccolocco Creek, Alabama. *Zool. Anz.*, 240: 535–541.
- Roszkowska, M., M. Ostrowska y L. Kaczmarek. 2015. The genus *Milnesium* Doyère, 1840 (Tardigrada) in South America with descriptions of two new species from Argentina and discussion of the feeding behaviour in the family Milnesiidae. *Zoological Studies*, 54: 12–28.
- Sánchez-Hernández, G., B. Gómez, L. Delgado, E. Rodríguez-López y E. Chamé-Vázquez. 2018. Diversidad de escarabajos copronecrófagos (Coleoptera: Scarabaeidae) en la Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Chiapas, México. *Caldasia*, 40 (1): 144–160.
- Schill, R. 2018. *Water Bears: The Biology of Tardigrades* (R. Schill Ed. Vol. 2). Alemania: Springer. 418 pp.



- Schuster, R., D. Nelson, A. Grigarick y D. Christenberry. 1980. Systematic criteria of the Eutardigrada. *Transactions of the American Microscopical Society*, 99 (3): 284–303.
- Solbrig, O. T. (1991). *From genes to ecosystems: a research agenda for biodiversity*. Cambridge. 124 pp.
- Stec, D. y R. Kristensen. 2017. An integrative description of *Mesobiotus ethiopicus* sp. nov. (Tardigrada: Eutardigrada: Parachela: Macrobiotidae: *harmsworthi* group) from the northern Afrotropic region. *Turkish Journal of Zoology*, 41: 800–810.
- Tumanov, D. 2006. Five new species of the genus *Milnesium* (Tardigrada, Eutardigrada, Milnesiidae). *Zootaxa*, 1122: 1–23.

[Recibido: 27 de enero, 2020. Aceptado para publicación: 15 de noviembre, 2020]

DOS NUEVAS ESPECIES DE *OCHTHEBIUS* DEL CARIBE,
 COSTA PENINSULAR DE ARAYA, VENEZUELA
 (COLEOPTERA: HYDRAENIDAE: OCHTHEBIINAE)

**Two new species of *Ochthebius* of the Caribbean, peninsular
 coast of Araya, Venezuela (Coleoptera: Hydraenidae: Ochthebiinae)**

Mauricio García^{1*} y Erickxander Jiménez-Ramos²

¹Centro de Investigaciones Biológicas, Facultad de Humanidades y Educación, Universidad del Zulia, Apartado 526, Maracaibo A-4001, Estado Zulia, Venezuela;  orcid.org/0000-0003-3238-9527. ²Laboratorio de Ecología, Departamento de Biología, Escuela de Ciencias, Universidad de Oriente (UDO). Cerro Colorado, Cumaná, Estado Sucre 6101. Venezuela. Coordinación de Proyectos de Investigación, Universidad Politécnica Territorial de Oeste de Sucre Clodosbaldo Russian, Sede Araya, estado Sucre, 6101. Venezuela;  orcid.org/0000-0002-3706-0483; erickxander1994BIO@gmail.com. *Para correspondencia: liocanthhydrus@yahoo.com.

RESUMEN

Se describen dos nuevas especies del género *Ochthebius* (Hydraenidae: Ochthebiinae) de la región peninsular de Araya, edo. Sucre (Nororiente de Venezuela), colectados manualmente en dos ambientes de agua salobre. Ambas especies se incluyen en el grupo *bisinuatus*, que reúne a las especies de *Ochthebius* con el margen anterior bisinuado y cuyos miembros solo se encuentran en la región Neártica, ahora representada en la región Neotropical. Se ilustran *habitus*, escleritos e imágenes satelitales que identifican la localidad.

Palabras clave: Sucre, Hydraenidae, laguna de agua salobre, manglar, neártico, neotrópico.

ABSTRACT

Two new species of the genus *Ochthebius* (Hydraenidae: Ochthebiinae) from the peninsular region of Araya, Sucre State are described (Northeast of Venezuela), collected manually in two brackish water environments. Both species are included in the *bisinuatus* group, which includes the *Ochthebius* species with the bisinuated anterior margin and whose members are only found in the Nearctic region, now represented in the Neotropical region. *Habitus*, sclerites and satellite images that identify the locality are illustrated.

Keywords: Sucre, Hydraenidae, brackish water lagoon, mangrove, Nearctic, Neotropic.

INTRODUCCIÓN

La subfamilia Ochthebiinae Thomson, 1859, está representada en el Neotropico por los géneros *Ochthebius* Leach, 1815 y *Ochtheosus* Perkins, 1997. Villastrigo *et al.* (2018) en la filogenia de la familia Hydraenidae, reducen al género *Gymnochthebius*, d'Orchymont, 1943 a la categoría de subgénero de *Ochthebius*. En Venezuela solo se han registrado tres especies: *Ochthebius* (*Gymnochthebius*) *fossatus* (LeConte, 1855) para el occidente, los llanos y oriente del país (Valladares y Short, 2011); *Ochthebius* (*Ochthebius*) *lineatus* LeConte, 1852, y *Ochthebius* (*Ochthebius*) *atritus* LeConte, 1878, para la región occidental.

La Península de Araya está caracterizada por ser una región de clima árido y con escasa poblaciones de plantas, donde solo existen bosques xerófilos. En esta árida región, se ha reconocido la existencia de dos sistemas de microhábitats, que por las propiedades fisicoquímicas

del medio acuático, específicamente la salinidad, difiere del sistema límnic de agua dulce ya identificado en García *et al.* (2016). Las especies de Hydraenidae colectadas en ambos medios acuáticos han sido consideradas especies eurihalinas por su adaptabilidad y tolerancia al medio húmedo con un pH salino. Estas especies de Hydraenidae, desde el punto de vista biogeográfico, registran un carácter endémico en la región.

OBJETIVO

- Describir dos nuevas especies eurihalinas de hidrénidos de la subfamilia Ochthebiinae, ambas colectadas en una laguna de agua salobre y un manglar, respectivamente.

MATERIALES Y MÉTODOS

El área de estudio de esta investigación corresponde con la región peninsular occidental de la Península de Araya, Municipio Cruz Salmerón Acosta, Parroquia Araya, Araya, situado en el extremo nororiental de Venezuela.

La Península de Araya es una región árida que, se encuentra ubicada en la región más septentrional del estado Sucre. El área de estudio presenta un régimen de precipitación que no superan los 400 mm anuales (López-Monroy y Trocoli-Ghinaglia, 2014).

La colecta del material biológico examinado se efectuó en diferentes puntos de la localidad conocida como la Laguna de “Cerro El Macho”, una depresión adyacente a un sistema recolector de sal conocida como las “Salinas de Araya”, en la región peninsular y en un bosque de manglar parcialmente intervenido. Para el momento de la recolección de los ejemplares en el sector de “Cerro El Macho” (diciembre, 2017), la depresión se encontraba inundada, por la acumulación del agua de lluvia conocida como laguna temporal de agua salobre de “Cerro El Macho”. Un año después, durante diciembre (2018), la depresión se encontró totalmente seca, lo cual se identifica claramente en las imágenes satelitales de la localidad muestreada (Figs. 7 y 8), lo que evitó realizar un nuevo muestreo durante ese año.

Material examinado. Se examinaron 116 ejemplares entre los dos sistemas hidroecológicos de agua salobre, material que se encuentra depositado en el Museo de Artrópodos de la Universidad del Zulia (MALUZ), Maracaibo, Venezuela.

Para la extracción de los órganos genitales de las especies en cuestión se tomaron ejemplares machos y la hembra de las dos especies. Los ejemplares fueron sometidos a un baño térmico entre 3 y 4 minutos, con ablandamiento de los escleritos y posterior extracción del esclerito genital, lavado en KOH al 10 % y conservados en microfrascos con solución alcohólica de glicerina.

Los ejemplares fueron identificados con un estereomicroscopio marca Leica M10 con lente plana, 80x de resolución y objetivos 25x. Las ilustraciones se obtuvieron con cámara lúcida y mejorada con un programa de diseño vectorial Inkscape versión 0.92 para Windows. Se construyó una clave para la separación de los nuevos táxones. Las imágenes satelitales fueron descargadas del programa Google Earth.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Taxonomía

Familia Hydraenidae Mulsant, 1844
Subfamilia Ochthebiinae Thomson, 1859
Tribu Ochthebiini Thomson, 1859
Género *Ochthebius* Leach, 1815
Subgénero *Ochthebius* Leach, 1815
Ochthebius (Ochthebius) riberai **sp. nov.**
(Figuras 1A, 2A, 2C, 5)

Diagnosis. Forma pequeña, oval alargada de coloración castaño con iridiscencia metálica verdeazulado en el pronoto y cabeza, algo ligero sobre los élitros. Antenómero III muy corto y cilíndrico.

Diagnosis. Small, elongated form of brown coloration with blue-green metallic iridescence in the pronotum and head, somewhat light on the elytra. Antenomer III very short and cylindrical.

Localidad tipo. Península de Araya, Sucre, Araya.

Material tipo. Holotipo ♂, de Venezuela, Sucre, Península de Araya, Cruz Salmerón Acosta, Araya, Laguna “Cerro El Macho”, 5.xii.2017, M. García *leg.*, (10°34'24,03" N y 64°15'29,60" W), 5 m, (MALUZ120001). Paratipos 75♂ y 40♀, con los mismos datos del holotipo, (MALUZ120002-120176; MALUZ-120177-121017).

Descripción del holotipo. Forma oval alargada, longitud 1.3 mm y ancho 0.8 mm (Fig. 1A) con el margen anterior corto y angosto, el margen posterior es largo y expandido medialmente. Cabeza verde-cobrizo iridiscente con brillo metálico en la región del vértex. Pronoto con los márgenes hialinosos (Fig. 1A), castaño oscuro en los márgenes laterales y sobre el disco un brillo metálico cobrizo. Élitros castaño claro con trazas iridiscientes cobriza sobre el primer tercio elitral. Ventralmente de coloración negruzca, con los dos últimos ventritos amarillos. Todas las patas testáceas. Cabeza pequeña con los ojos prominentemente abultados y, la superficie del vértex con dos fosetas a la altura del margen posterior de los ojos. La sutura fronto-clípeal es abultada. El clípeo es largo y ancho con el margen anterior recto. El labro es largo y ancho con el margen anterior redondeado. Las mandíbulas son gruesas en la base, con una serie de espínulas a lo largo del margen externo (Fig. 1A). Los palpos maxilares son variables con el palpómero I, muy corto; el palpómero II es largo, tres veces la longitud del I, es angosto en la base y fuertemente ensanchado hasta el margen apical; el palpómero III, es muy largo, ligeramente más largo que el II y ensanchado en el ápice, con el margen externo arqueado y el margen interno sinuoso y el palpómero IV es corto y muy angosto, la mitad de la longitud del III, con el ápice aguzado (Fig. 2A). Los palpos labiales son muy cortos y angostos, con el palpómero III más largo que los anteriores. Las antenas con once antenómeros; el primer antenómero es muy largo y arqueado; el antenómero II es corto y abultado, 1/3 la longitud del I; el antenómero III es reducido y cilíndrico; los antenómeros IV y V son reducidos y cilíndricos; el antenómero VI es corto y ensanchado en forma de cúpula y los antenómeros VII, VIII, IX, X y XI son compactos, formando un mazo (Fig. 2C). El pronoto es largo y ancho con el margen anterior bisinuado, márgenes laterales son ligeramente arqueados y el margen posterior es sinuoso. Superficie irregular con una serie de depresiones y fosetas sobre el disco. Los élitros tienen el margen anterior sinuoso y depresso verticalmente, con escutelo pequeño. Los márgenes laterales son fuertemente arqueados en la mitad con una angosta expansión longitudinal explanada a lo largo de casi toda la estructura entre el margen anterior y el ápice. La superficie es densamente irregular con una serie de depresiones variables en longitud, formando hileras longitudinales en cada disco elitral (Fig. 1A).

El órgano genital esta encapsulado en una estructura esclerotizada arqueada y tubular, con el lóbulo medio emergiendo preapicalmente, como una estructura ligeramente esclerotizada, delgada en la base, de cuerpo cilíndrico ensanchado en la base con una abertura apical. Los parámeros son de forma filamentosos, larga y ensanchada en el ápice, con una serie de setas cortas, que se encuentran insertadas en la base de la falobase (Fig. 5).

Hembra. Similar al macho, pero más ancha, largo 1.3 mm y ancho 1.0 mm. Se diferencia del macho por los dos últimos esternito abdominales que se muestran más pequeños y de coloración negruzca.

Etimología. El epíteto está dedicado a Ignacio Ribera (†), colega y gran investigador de la familia Hydraenidae.

Habitalogía. La especie fue recolectada en un sistema hidroecológico de agua salobre sobre el microhábitat *caenum* (García *et al.*, 2016).

Distribución. Especie restringida al litoral caribeño de la Península de Araya, estado Sucre, Venezuela. (Figs. 6 y 7).

Ochthebius (Ochthebius) leonesae **sp. nov.**
(Figs. 1B, 2B, 2D, 3, 4)

Diagnosis diferencial. Más largo y más ancho que *Ochthebius (Ochthebius) riberai* **sp. nov.** Último ventrito abdominal visible más largo y amarillo a diferencia de *Ochthebius (Ochthebius) riberai* **sp. nov.**, que es más corto y amarillo solo en el ápice. Antenómero III largo y abultado.

Diagnosis differential. Longer and wider than *Ochthebius (Ochthebius) riberai* **sp. nov.** Last abdominal ventrite visible longer and yellow unlike *Ochthebius (Ochthebius) riberai* **sp. nov.**, which is shorter and yellow only at the apex. Antenomer III long and bulky.

Localidad tipo. Península de Araya, Araya, Estado Sucre.

Material tipo. Holotipo ♀, de Venezuela, Sucre, Península de Araya, Cruz Salmerón Acosta, Araya, Bosque de Mangle, 15.xii.2017, M. García y E. Jiménez legs., (10°34'16,19"N y 64°15'27,21"W), 1 m, (MALUZ121018). 4 Paratipos ♀, con el mismo dato de holotipo, pero el 12.xii.2019, (MALUZ121019-121022).

Descripción del holotipo. Forma oval con los élitros más ensanchados, largo 1.5 mm y ancho 1.0 mm, el margen anterior es angosta y su mayor anchura se encuentra en la mitad elitral, ligeramente atenuado en el ápice. De coloración iridiscente verde cobriza en el dorso y castaño en los escleritos ventrales. La superficie de la cabeza es rugosa y metalizada. Los ojos son pequeños y abultados, separados por 3 ½ vez su diámetro. El vértex es aplanado con una pequeña depresión transversal muy ligera; el espacio entre los ojos tiene dos depresiones profundas e irregulares. Los espacios entre las depresiones se encuentran ligeramente abultados. La sutura fronto-clipeal es difusa en dos gruesas bandas abultadas, que llegan hasta el margen lateral del clípeo. El clípeo es ancho y largo con los márgenes laterales rectos y ligeramente atenuados hacia el labro. El margen anterior del clípeo es ligeramente curvo y emarginado. El labro es ancho y largo con la superficie rugosa. El margen anterior es suavemente cóncavo (Fig. 1B). Los palpos maxilares tienen el palpómero I muy corto; el palpómero II es largo y angosto en la base, ensanchándose hacia el ápice; el palpómero III es largo, de igual longitud que el II, angosto en la base y ensanchado hacia el ápice; el palpómero IV es corto y cónico, tiene el ápice aguzado, y es de la mitad de la longitud del III (Fig. 2B).

Las antenas tienen once antenómeros; el antenómero I es largo y cilíndrico, ligeramente curvado en la base; el antenómero II es largo y abultado, con $2/3$ la longitud del I; el antenómero III es corto y abultado, con $2/3$ de la longitud del II; el antenómero IV es muy corto, ligeramente ensanchado; el antenómero V es corto y cilíndrico, tres veces la longitud del IV; el antenómero VI es corto y redondeado; los antenómeros VII, VIII, IX, X y XI son pubescentes y forman el mazo (Fig. 2D). El mentón es rectangular, con la superficie plana, escasamente punteada; el margen anterior es casi recto y escotado lateralmente; el margen posterior es ligeramente arqueado. El submentón es horizontal y tiene la superficie rugosa (Fig. 3). La gula es abultada, de superficie brillante y lisa en su mitad anterior y rugosa en su mitad posterior. El **prosterno** tiene la superficie rugosa, es escasamente pubescente en sus márgenes laterales, con pelos largos en el disco prosternal central y una carena gruesa longitumeral (Fig. 3). El **mesoventrito** es corto con la superficie rugosa, es gruesamente carenado en sus márgenes laterales formando una V, depreso centralmente (Fig. 3). El **metaventrito** es pubescente, con un óvalo central que es glabro y brillante; el disco metaventral es fuertemente abultado. El **pronoto** tiene la superficie de aspecto metalizado y depresiones centrales anchas e irregulares sobre el margen posterior, anterior y lateral. El margen del pronoto tiene una delgada banda hialinosa y bisinuada a todo lo largo. El margen lateral es atenuado hacia la base, redondeado en la mitad apical y recta en la mitad basal. El margen posterior es sinuoso. Los **élitros** tienen una serie de hileras surcadas longitudinales, con pequeñas depresiones acirculares a lo largo de cada hilera. El margen lateral es gruesamente marginado y explanado y tuberculado en la región humeral (Fig. 1B). El escutelo es corto y triangular. El abdomen tiene el ventrito VII con dos depresiones apicales; visto lateralmente las depresiones son anchas y atenuadas (Fig. 4).

Macho. Es similar a la hembra, pero algo más angosto y de menor longitud (la condición del macho es muy deteriorada por lo que se toma a la hembra como tipo, la genitalia no puede utilizarse por su estado incompleto).

Etimología. Se dedica el epíteto a Teresa Martínez Leones, colega y amiga.

Habitología. Los ejemplares se recolectaron en el *caenum* lodoso (García *et al.*, 2016), del litoral del bosque de manglar compartiendo hábitat con otros ejemplares de *Enochrus* Thomson y *Paracymus* Thomson.

Distribución. La especie se encuentra restringida a la región del bosque del manglar situado en el litoral caribeño de la península de Araya, estado Sucre, Venezuela (Figs. 8–12).

Comentario Taxonómico. Las especies de *Ochthebius* en Venezuela han sido registradas en mayor medida entre el occidente y la región central de los llanos (Valladares y Short, 2011), solo *O. (Gymnothebius) fossatus* ha sido registrada en la región oriental, específicamente en la Península de Paria, el otro extremo oriental del Istmo de Sucre. *Ochthebius (Ochthebius) riberai* **sp. nov.**, junto a *O. (Ochthebius) leonesae* **sp. nov.**, representan así, las únicas especies endémicas del género en Venezuela. Ambas especies, fueron colocadas en el grupo *bisinuatus*, por presentar el margen anterior pronotal bisinuado, esto se explica, por la presencia de una concavidad anteromedial seguida por dos ligeras concavidades laterales (a cada lado) (Perkins, 1980). El grupo está conformado por especies pequeñas, de esculpido moderado y genitualmente conservadora. El grupo lo conforman seis especies, que se encuentra presente en el occidente de los Estados Unidos con adyacencia en Canadá, con particular presencia en los estados de la costa del Pacífico y California, *O. bisinuatus* Perkins, 1980, *O. californicus* Perkins, 1980, *O. richmondi* Perkins, 1980, *O. costipennis* Fall, 1901, *O. crenatus* Hatch, 1965, *O. crassalus* Perkins, 1980, lo que convierte a *O. riberai* **sp. nov.** y *O. leonesae* **sp. nov.** en las únicas especies de la región neotropical, presentes en las costas del Caribe.

Ochthebius leonesae **sp. nov.** presenta una serie de caracteres que le separan ampliamente de sus congéneres en Venezuela y al mismo tiempo de sus congéneres neárticos. Un carácter importante que le separa de *O. lineatus* y *O. atrittus* es la forma del margen pronotal anterior, ya que en *O. lineatus* es recto y en *O. atrittus* es arqueado. De las otras especies del grupo, *O. leonesae* **sp. nov.** se diferencia por la forma del antenómero tres, el cual es largo y expandido, en las otras especies del grupo, incluyendo *O. riberai* **sp. nov.**, el tercer antenómero no es expandido. Otro carácter de interés se encuentra en la forma del mentón, en el cual los márgenes laterales son convergentes hacia el margen anterior, mientras que en *O. riberai* **sp. nov.** son divergentes hacia el margen anterior.

No se presenta la estructura genital de la nueva especie, debido a que los genitales femenino de *Ochthebius* son membranosos y tienden a ser muy endebles, por lo cual no se puede conservar la estructura. Se considera que los caracteres externos morfológicos son suficientemente característico, y permiten establecer rangos de diferencias con los ejemplares macho y hembra de *O. riberai* **sp. nov.** y el resto de especies recolectadas en Venezuela.

Las especies de *Ochthebius* Leach, son muy difíciles de identificar dorsalmente, por la inmensa similitud que presenta la superficie tegumentaria ornamentada con depresiones que varían en diámetros y formas. La especie *O. (Ochthebius) riberai* **sp. nov.** está caracterizada por dos foveas o depresiones anchas en la región fronto-clipeal entre los ojos, y otra más pequeña sobre el vertex muy cerca del margen posterior de la cabeza. Este carácter es observable en muchas especies de *Ochthebius* (Perkins, 1980), sin embargo, se encuentran ausentes en *O. (Ochthebius) lineatus* Le Conte, 1852, mientras que en *O. (Ochthebius) atrittus* Le Conte, 1878 las foveas son de menor diámetro y se encuentra casi sobre el margen anterior de los ojos, ambas especies registradas para el occidente de Venezuela por Valladares y Short (2011). A nivel del pronoto, en *O. (Ochthebius) riberai* y *O. (Ochthebius) leonesae* **sp. nov.** pueden observarse una serie de depresiones sobre el disco pronotal que varían en forma y diámetro en la región longitudinal. Este carácter no está definido en *O. (Ochthebius) lineatus* ni en *O. (Ochthebius) atrittus* en los cuales se observan surcos longitudinales sobre el disco pronotal.

La especie *Ochthebius (Gymnochthebius) fossatus* es la tercera especie del género registrada en Venezuela, con presencia en la península de Paria, en el otro extremo del istmo continental, en el estado Sucre, no es comparable con *O. (Ochthebius) riberai* **sp. nov.** ni con *O. (Ochthebius) leonesae* **sp. nov.**, morfológicamente son completamente diferente a este (Valladares y Short, 2011). Desde el punto de vista de los órganos genitales, *O. (Ochthebius) riberai* **sp. nov.**, nos muestra un edeago con el penis robusto en el ápice, al igual que los ápices de los parámetros y la base edeagal con una pequeña constricción sin formar algún corte o escote transversal.

Las especies descritas en esta investigación, claramente representan nuevos registros y descubre nuevos hábitats de insectos acuáticos. Las especies se adecúan y adaptan a los diferentes cambios climatológico y ecológico, producto del aislamiento, en este caso el insular, ya que la península está rodeada de agua en su margen occidental, norte y sur, y por el aislamiento desértico en su lado oriental, el espacio entre el mar y el otro lado de la península está separada por un terreno alto muy árido, donde los fuertes vientos y las altas temperatura, no favorecen la formación de humedales por mucho tiempo, solo en época lluviosa. Los pocos humedales existentes en la región occidental de la Península de Araya, separados por grandes colinas áridas y desérticas no se corresponde con agua dulce, sino agua salobre, y solo aquellas donde prevalecen la vegetación es posible encontrar insectos acuáticos.

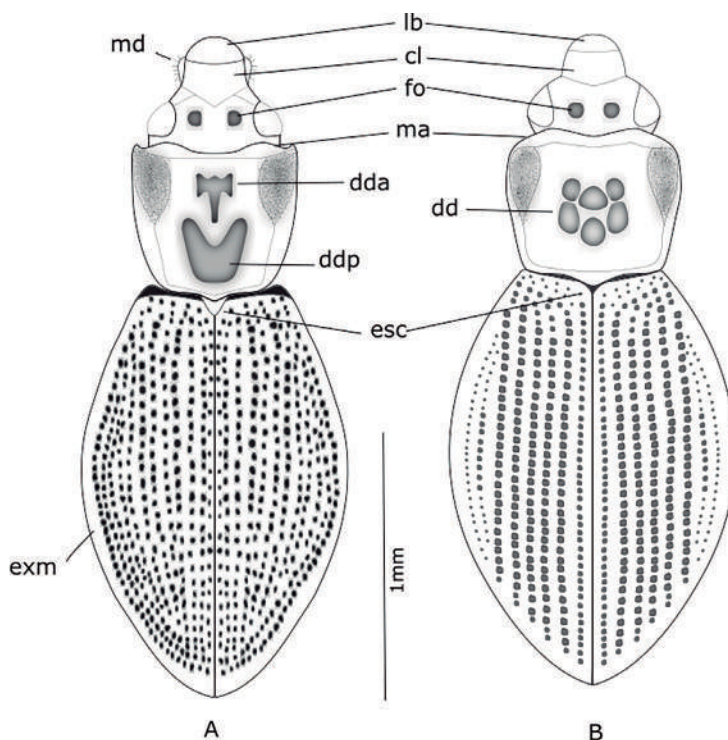


Figura 1. Habitus de las especies de *Ochthebius* de la Península de Araya. A, *Ochthebius (Ochthebius) riberai* sp. nov. B, *O. (Ochthebius) leonesae* sp. nov.; md = mandíbula; lb = labro; cl = clípeo; fo = fosetas frontales; dda = depresión discal anterior; ddp = depresión discal posterior; dd = depresión discal; exm = explanación marginal; esc = escutelo.

CLAVE DICOTÓMICA PARA SEPARAR LAS ESPECIES DE *OCHTHEBIUS* EN VENEZUELA

1A Margen pronotal anterior formando dos prominentes lóbulos angulares; superficie pronotal con foveas claramente definidas.....*Ochthebius (Gymnochthebius) fossatus* (LeConte, 1855)

1B Margen pronotal anterior no formando lóbulos angulares; superficie pronotal con foveas no desarrolladas, poco definidas..... 2

2A Margen anterior del pronoto bisinuado (Figs. 1A y B)..... 3

2B Margen anterior del pronoto redondeado..... 4

3A Antenómero III, largo y abultado.....*Ochthebius (Ochthebius) leonesae* sp. nov.

3B Antenómero III, corto y cilíndrico.....*Ochthebius (Ochthebius) riberai* sp. nov.

4A Disco pronotal con foveas anterior y posterior unidas, formando una línea longitudinal sinuosa; margen anterior sin diente postocular..... *Ochthebius (Ochthebius) lineatus* LeConte, 1852

4B Disco pronotal no formando una línea longitudinal sinuosa con foveas discales unidas; margen anterior pronotal con un diente postocular.....*Ochthebius (Ochthebius) atrittus* LeConte, 1878

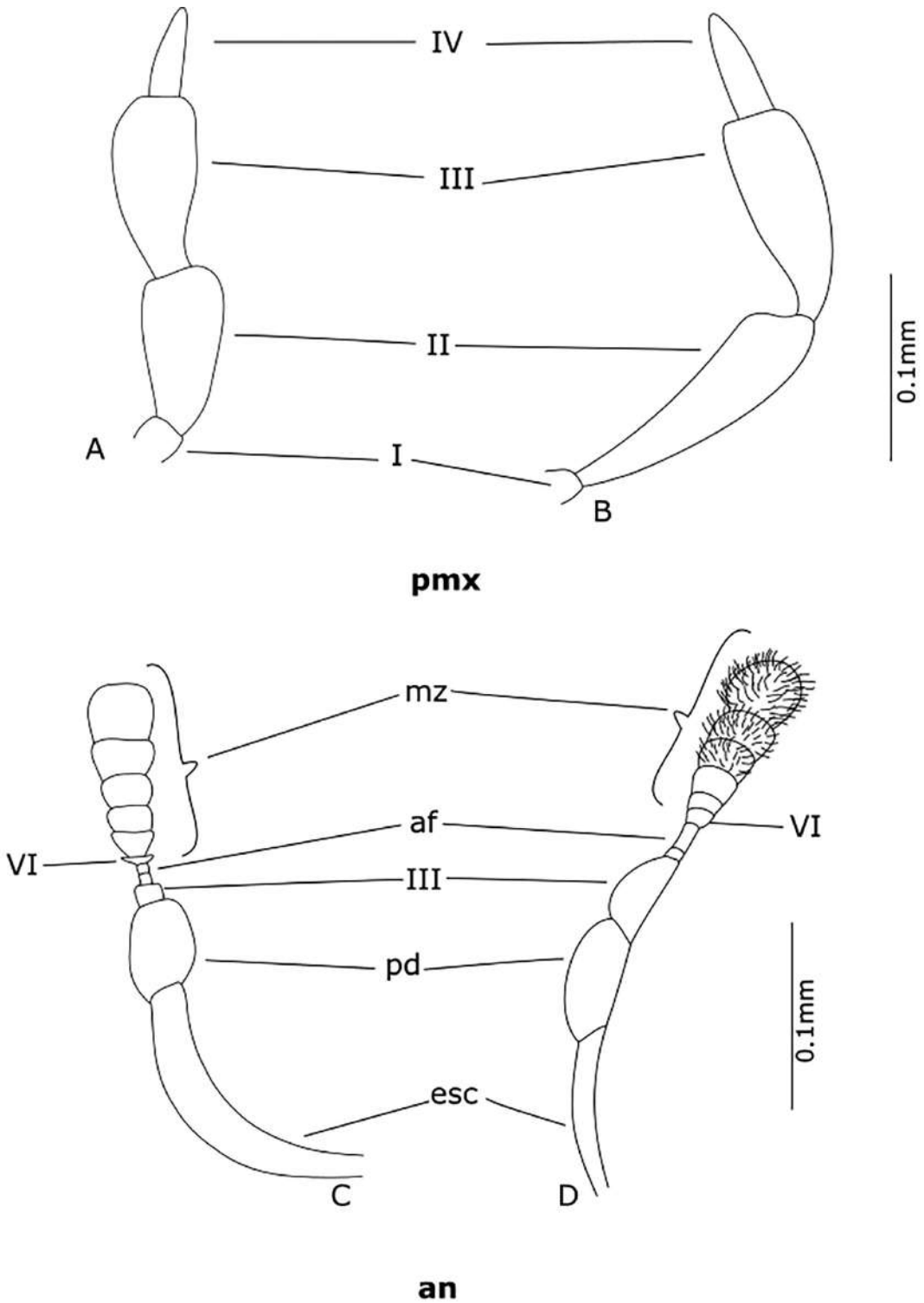


Figura 2. Escleritos cefálicos de las especies de *Ochthebius* de Península de Araya. A y C, *Ochthebius (Ochthebius) riberai* sp. nov. B y D, *O. (Ochthebius) leonesae* sp. nov.; pmx = palpos maxilares; I–IV = palpómeros maxilares; an = antenas; esc = escapos; pd = pedicelos; III = anténómero III; af = anténómeros funiculares; VI = anténómero VI; mz = mazo antenal.

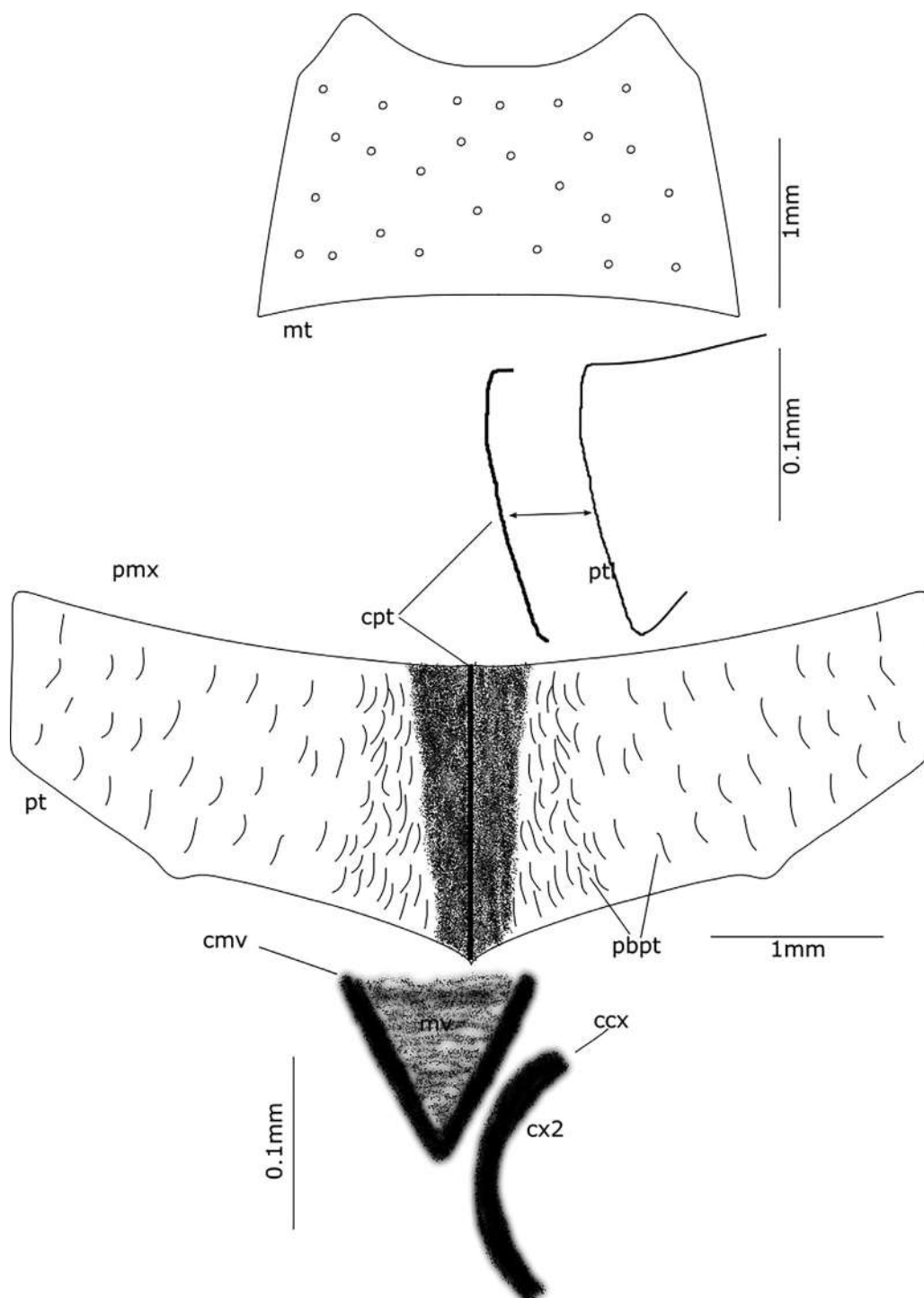


Figura 3. Escleritos de *Ochthebius* (*Ochthebius*) *leonesae* sp. nov.: mt = mentón; pt = prosterno; cpt = carena; prosternal; ptl = prosterno vista lateral; pbpt = pubescencia prosternal; mv = mesoventrito; cmv = carenas mesoventrales en forma de V; cx2 = cavidad mesocoxal; ccx = carena mesocoxal.

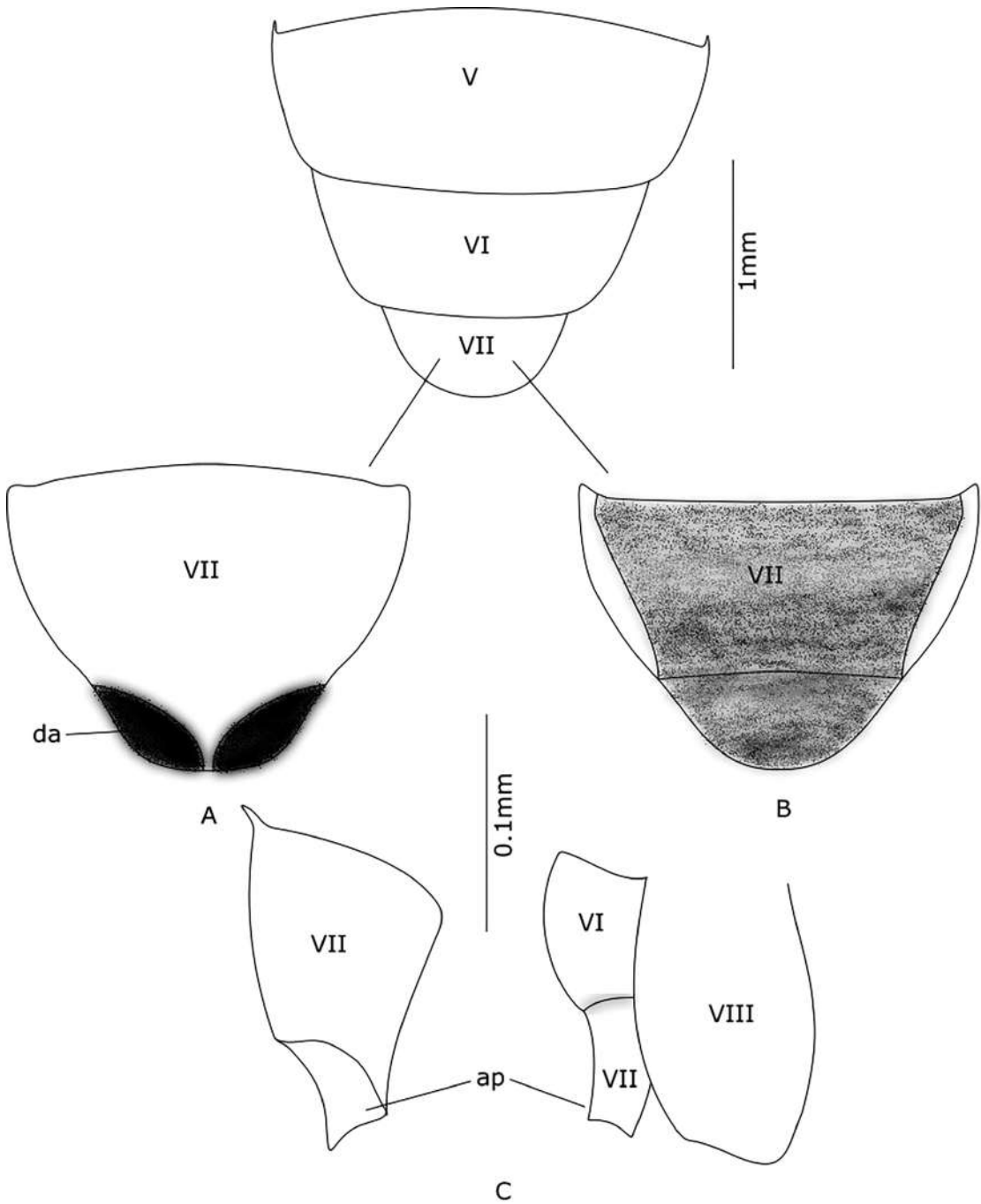


Figura 4. Esclerito abdominal VII de la hembra de *Ochthebius (Ochthebius) leonesae* sp. nov. V = ventrito V; VI = ventrito VI; VII = ventrito VII; A, vista dorsal; B, vista ventral; C, vista laterodorsal; da = depresión apical; ap = ápice del ventrito VII; VIII = terguito VIII.

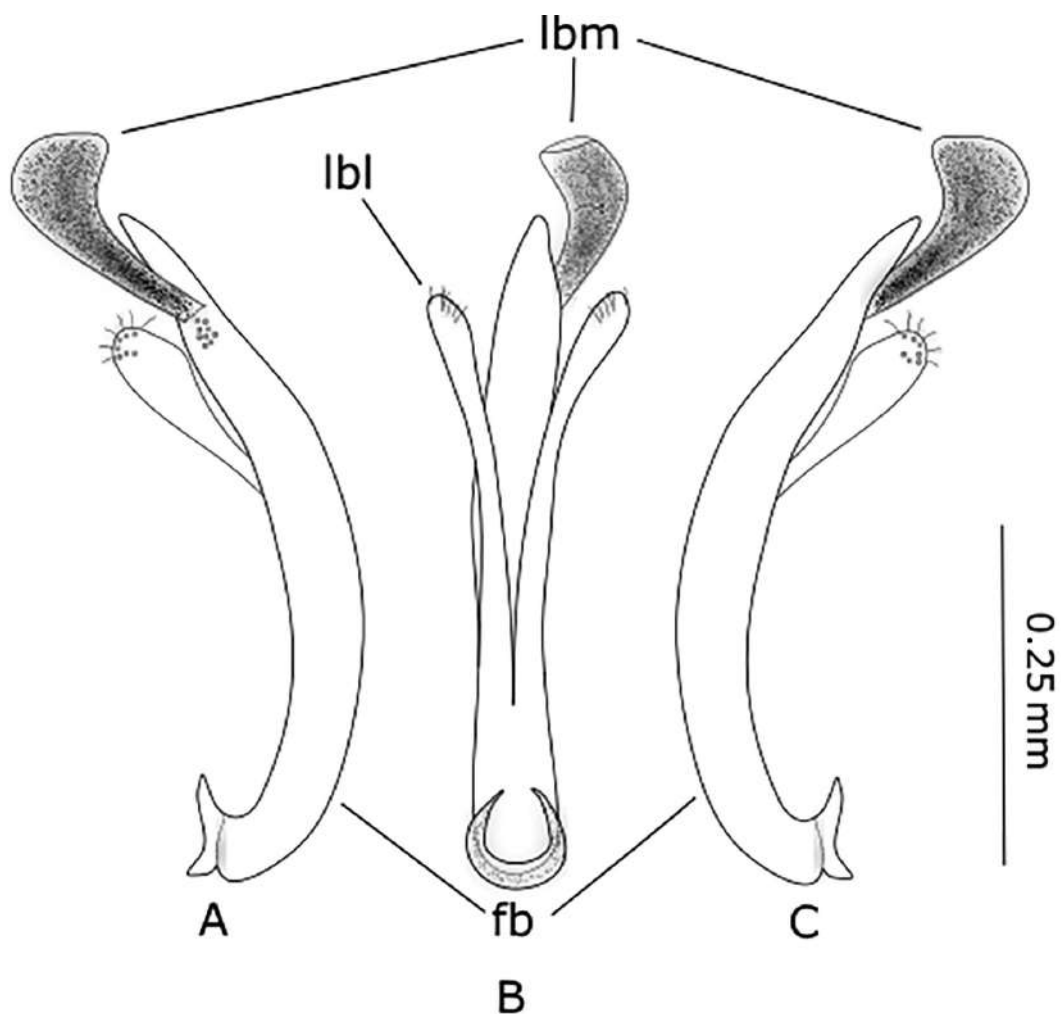


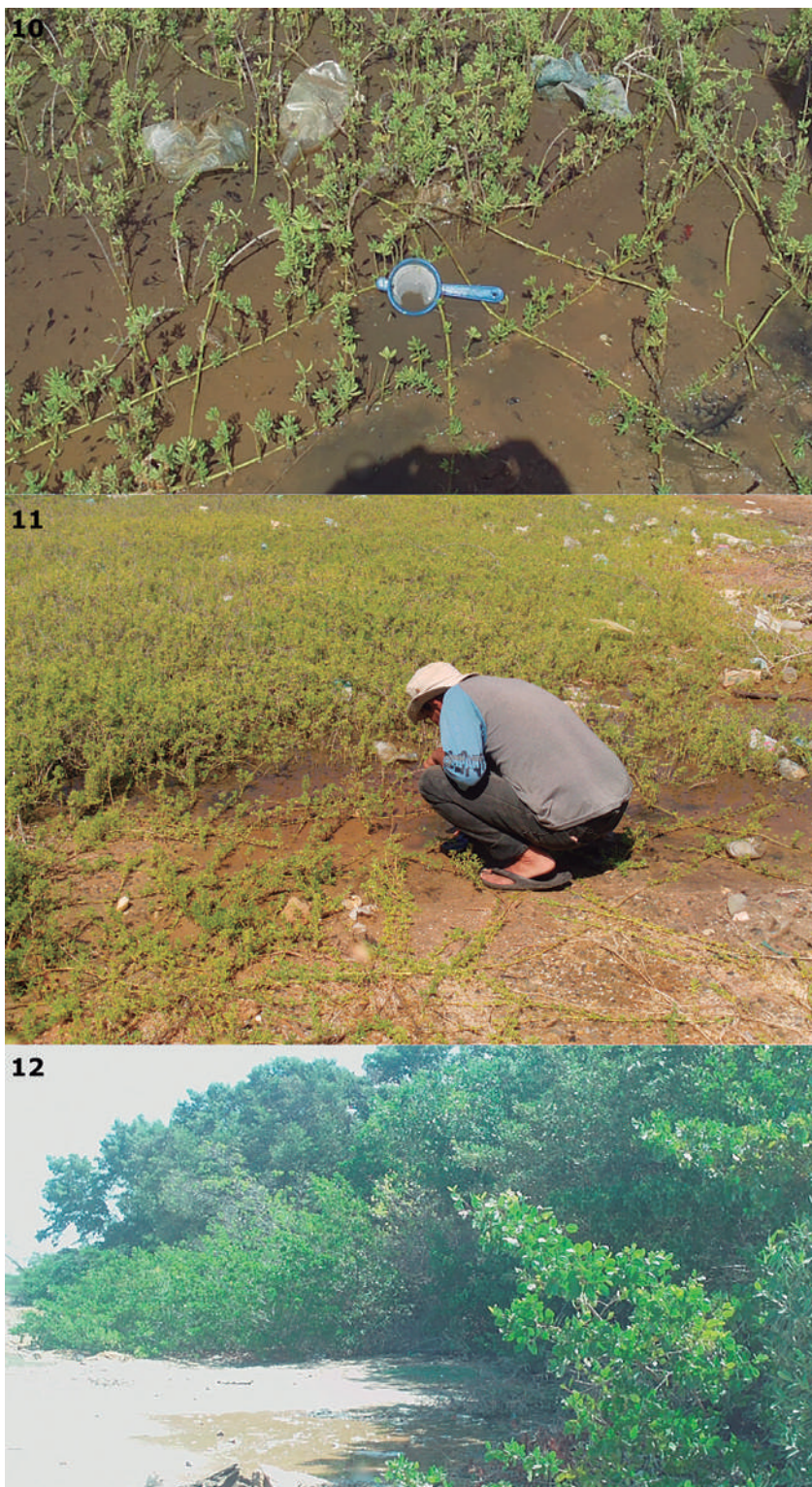
Figura 5. Esclerito genital del macho de *Ochthebius* (*Ochthebius*) *riberai* sp. nov. A, lateral izquierdo. B, vista ventral; C, lateral derecho, lmb = lóbulo medio y lbl = lóbulo lateral (parámero), fb = falbase.



Figuras 6–7. Imágenes satelitales de la Península de Araya. 6, Araya. 7, áreas de muestreo: Laguna de “Cerro El Macho” identificado con un círculo rojo un año después de la recolecta y bosque del manglar identificado con un círculo verde (diciembre, 2018).



Figuras 8–9. Imágenes satelitales de los microhábitats. 8, laguna de Cerro El Macho [*Ochthebius (Ochthebius) riberai* sp. nov.]. 9, bosque del manglar [*O. (Ochthebius) leonesae* sp. nov.]. Los puntos rojos señalan los lugares de muestreo en cada especie (diciembre, 2017).



Figuras 10–12. Microhábitat de *Ochthebius* (*Ochthebius*) *leonesae* sp. nov. en el manglar evaluado.

AGRADECIMIENTO

A Noris Margarita Ramos, por su colaboración y apoyo logístico para realizar este estudio.

LITERATURA CITADA

- García, M., A. Vera, C. J. Benetti, y L. Blanco-Belmonte. 2016. Identificación y clasificación de los microhábitats de agua dulce. *Acta Zoológica Mexicana*, 32: 12–31.
- López-Monroy, F. y L. Troccoli-Ghinaglia. 2014. Aproximación sobre la climatología de la isla de margarita y su importancia en los procesos oceánicos. *Saber*, 26 (4): 465–471.
- Perkins, P. D. 1980. Aquatic beetles of the family Hydraenidae in the western hemisphere: classification, biogeography and inferred phylogeny. *Quaestiones Entomologicae*, 16: 3–554.
- Valladares, L. F. y A. E. Short. 2011. Revision of the Ochthebiinae of Venezuela (Coleoptera: Hydraenidae). *Zootaxa*, 3021: 63–68.
- Villastrigo, A., M. A. Jäch, A. Cardoso, L. F. Valladares y I. Ribera. 2018. A molecular phylogeny of the tribe Ochthebiini (Coleoptera, Hydraenidae, Ochthebiinae). *Systematic Entomology*, 1–37.

[Recibido: 08 de marzo, 2020. Aceptado para publicación: 14 de noviembre, 2020]

BIOLOGÍA Y MORFOLOGÍA EXTERNA DE LOS ESTADIOS INMADUROS DE *SPODOPTERA DOLICHOS* (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE)

Biology and external morphology of immature stages of *Spodoptera dolichos* (Lepidoptera: Noctuidae)

Arley Acosta Estévez

Departamento de Flora Melífera y Polinización, Centro de Investigaciones Apícolas, La Lisa, La Habana;  orcid.org/0000-0001-5278-0422; arleyacosta1991@gmail.com.

RESUMEN

Se describen la morfología externa y la biología de los estadios inmaduros de *Spodoptera dolichos* (Fabricius, 1974), (Lepidoptera: Noctuidae). Las larvas fueron colectadas en *Ipomoea triloba* L. (Convolvulaceae), lo cual constituye un nuevo registro de planta hospedera. Se ofrecen fotografías de los huevos, los siete estadios larvales y la pupa. Se describe e ilustra la morfología cefálica y la chaetotaxia del primer estadio. Los resultados se comparan con los aspectos conocidos de otros estadios inmaduros de *Spodoptera*.

Palabras clave: polillas, gusano armado del boniato, estadios inmaduros, plantas hospederas.

ABSTRACT

External morphology and biology of immature stages of *Spodoptera dolichos* (Fabricius, 1974), (Lepidoptera: Noctuidae) are described. Larvae were collected on *Ipomoea triloba* L. (Convolvulaceae), which is a new record of host plant. Photographs of the eggs, larvae in each of the seven instars and pupae are given. The cephalic morphology and chaetotaxy of first instar were described and illustrated. Results are compared with known aspects of other *Spodoptera* immature stages.

Keywords: moths, sweetpotato armyworm, immature stages, host plants.

INTRODUCCIÓN

El género *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae) incluye 30 especies, principalmente tropicales y subtropicales, que están ampliamente distribuidas en América, incluso en regiones más templadas (Pogue, 2002). Cerca de la mitad de las especies han sido consideradas plagas importantes (Pogue, 2002) y algunas, como *S. frugiperda*, se han expandido rápidamente por otros continentes (Kalleshwaraswamy *et al.*, 2019; Sisay *et al.*, 2019). En Cuba se han reportado ocho especies (Núñez y Barro, 2012) ampliamente distribuidas por toda la isla. Las larvas de este género son polífitas, es decir, se alimentan de una elevada variedad de plantas, entre las cuales se encuentran cultivos importantes como el maíz, el arroz, el algodón y el girasol (Montezano *et al.*, 2018; Mondino, 2018). Bruner *et al.* (1975) citan a las larvas de siete especies como plagas de 37 especies de plantas de importancia económica en Cuba. Recientemente, Méndez (2019) adicionó nuevas plantas hospederas como el boniato, el pimiento y el pepino para tres especies de *Spodoptera* en la provincia Las Tunas.

Spodoptera dolichos (Fabricius, 1794) pertenece a la familia Noctuidae, subfamilia Noctuinae. Se distribuye en la región tropical de América, desde el sur de Brasil hasta el norte de la Florida y Texas (Heppner, 1998). En varias localidades de la Florida, ha sido citada como

una especie frecuente desde febrero hasta octubre, con picos de actividad en mayo, junio y agosto (Meagher *et al.*, 2006). Las larvas se conocen como “gusano armado del boniato” (*sweetpotato armyworm* en inglés), debido a que son frecuentes en *Ipomoea batatas* (Convolvulaceae) (Heppner, 1998). En Cuba, las larvas han sido observadas en *Nicotiana tabacum* L. (Solanaceae) y *Ricinus communis* L. (Euphorbiaceae) (Bruner *et al.*, 1975).

Los estadios larvales de *S. dolichos* han sido estudiados en condiciones de cautiverio (Montezano *et al.*, 2015, 2016). Estos trabajos ofrecen una descripción detallada de la duración y el crecimiento de cada estadio larval, y los parámetros reproductivos como la fecundidad y la fertilidad de las hembras de la especie. También, se menciona que las larvas se pueden alimentar de 97 especies de plantas, correspondientes a 33 familias (Montezano *et al.*, 2016).

Los estudios taxonómicos sobre las larvas de las especies de *Spodoptera* son escasos. Mochida (1973) describe los últimos estadios y las pupas de *Spodoptera litura* y *S. littoralis*. Para algunas regiones como Centroamérica (Caballero *et al.*, 1994) y Hawaii (Beardsley, 1982) se han generado claves ilustradas de los últimos estadios larvales de algunos noctuidos, donde se incluyen especies de *Spodoptera*. Heppner (1998) propone una clave para la identificación de los últimos estadios larvales de siete especies de *Spodoptera* presentes en Florida, EEUU. Pogue (2002) realizó el estudio más extenso sobre el género en el cual se describen los últimos estadios larvales y se ofrece una clave para las larvas conocidas de 20 especies. Sin embargo, los trabajos anteriores brindan una caracterización morfológica del último estadio solamente. No obstante, algunos autores han realizado descripciones morfológicas de varios estadios (ejemplo: Mondino, 2018) que permiten la rápida identificación de las larvas de algunas especies. A pesar de que los últimos estadios de las especies de *Spodoptera* presentan variaciones considerables en el color y en el patrón de manchas del cuerpo (Pogue, 2002), la identificación de los primeros estadios se dificulta debido a las pocas investigaciones relacionadas con el tema.

OBJETIVO

- Describir morfológicamente los estadios inmaduros de *S. dolichos* y ofrecer datos sobre aspectos de su historia natural en condiciones naturales y en cautiverio.

MATERIALES Y MÉTODOS

Áreas de colecta

Las larvas de *S. dolichos* fueron colectadas en plantas de *Ipomoea triloba* L. (Convolvulaceae) presentes en dos áreas de vegetación herbácea secundaria del municipio La Lisa, La Habana, Cuba, entre octubre y diciembre de 2019. Estas áreas fueron: Centro de Investigaciones Apícolas (23°01'43.72" N, 82°27'30.78" W) y un solar yermo en la esquina de la calle 198 y la avenida 39 (23°03'55.44" N, 82°27'03.03" W).

Condiciones de mantenimiento

Las larvas del primer al quinto estadios se mantuvieron en placas Petri de cristal, de 9.7 cm de diámetro y 1.7 cm de altura, y con papel de filtro para absorber la humedad. Estas se agruparon según el estadio que transitaban. Una vez alcanzado el sexto estadio, fueron transferidas a viales de plástico de 15 cm de diámetro y 5.2 cm de altura. Estos viales se llenaron con una capa de tierra de 3.5 cm para garantizar la transición hacia la etapa de pupa.

Cada día, entre las 11:00 h y 13:00 h, se revisaron las larvas y se aprovisionaron con hojas y flores frescas de *I. triloba*. No obstante, las larvas en los últimos estadios fueron aprovisionadas con comida más de una vez al día. Las prepupas que se encontraban debajo de la tierra fueron

revisadas diariamente hasta que se transformaron en pupas. Estas últimas fueron trasladadas posteriormente a viales plásticos cuyo fondo estuvo cubierto de algodón para garantizar la adherencia del cremáster y la posterior emergencia de los adultos.

Los imagos que emergieron fueron liberados, excepto las hembras. Estas fueron trasladadas a viales plásticos de 22.3 cm de diámetro y 4.8 cm de altura, donde permanecieron 2–3 días hasta la puesta de huevos. En ese lugar se aprovisionaron con agua y una solución azucarada de miel (60 %) y agua (40 %). Una vez puestos los huevos, las polillas fueron liberadas. Este proceso se realizó solamente con cuatro hembras adultas.

Tanto las larvas como los adultos se mantuvieron dentro de una habitación con dos paredes enrejadas, bajo techo y con iluminación natural. Las placas y los viales plásticos permanecieron cerca de las paredes enrejadas. De esta forma, las larvas estuvieron expuestas a cambios de iluminación, temperatura y humedad relativa relativamente parecidos a las condiciones climáticas naturales entre octubre y diciembre en Cuba.

Durante la revisión diaria, se colectaron las cápsulas cefálicas de cada estadio y, en el caso del sexto estadio que se encontraba bajo tierra, las cápsulas se lavaron con agua destilada y se conservaron en etanol al 90 %. De cada estadio se preservó al menos un individuo excepto del séptimo estadio debido a su baja representación en esta especie (Montezano *et al.*, 2016). Los individuos colectados se depositaron en la Colección Entomológica del Instituto de Ecología y Sistemática (IES) de Cuba; números de catálogo: 7.519170 al 7.519178.

Descripción de los estadios

La descripción de las larvas siguió la metodología de Sther (1987). Se empleó el término ocelo en lugar de stemmata. La descripción de las pupas se realizó según Mosher (1915) y Olivares *et al.* (2002). La duración de las larvas se aproximó por días debido a que fueron revisadas solo una vez al día. El tiempo de duración del primer estadio no se midió porque las larvas capturadas ya habían emergido de los huevos fecundados. La coloración de los estadios correspondió con la que presentaron las larvas con menos de dos horas de haber mudado. En cada estadio larval, excepto el primero, se describieron solamente los cambios de coloración más importantes. No se tuvieron en cuenta las diferencias morfológicas entre sexos en las larvas.

Se realizaron las siguientes mediciones: diámetro del huevo, altura del huevo, longitud de las larvas, ancho de las cápsulas cefálicas o distancia entre genas (Dyar, 1890), longitud de las pupas (desde el vértex hasta el cremáster) y ancho mayor de las pupas (región torácica). La longitud de cada larva se tomó después de cada muda entre estadios. Debido a la apertura y/o rotura de las cápsulas cefálicas de la última muda, la distancia entre genas en esos casos se calculó como el doble de la distancia entre la sutura epicraneal y una de las genas. Las mediciones del largo de las larvas y pupas se realizaron con un pie de rey con un error de precisión de 0.01 mm. Las mediciones de los huevos y las cápsulas cefálicas se realizaron con un micrómetro ocular con un error de precisión de 0.01 mm acoplado a un microscopio Olympus Tokyo.

RESULTADOS

Quetotaxia del primer estadio larval

Cápsula cefálica (Fig. 1A–B). Setas: A1, A2 y A3, las dos primeras anteriores, por encima de las antenas, la tercera posterior a A2, A2 de menor longitud que las otras; AF1 y Af2 cortas, cercanas a las suturas adfrontales; C1 y C2 ventrales, cercanas al borde inferior del clipeo, C2 más larga que C1; F1 por encima del borde inferior de la frente; L1 lateral; P1 anterior, aproximadamente de la misma longitud que A1; P2 dorso–posterior a P1; S1 posterior al ocelo cuatro, aproximadamente de la

misma longitud que A1; S2 posterior al ocelo uno; S3 dorso–posterior al ocelo tres; SS1, SS2 y SS3 ventrales, SS3 tan larga como A1, SS2 tan larga como A2 y SS1 con una longitud intermedia; MD1, MD2 y MD3 dorsales. Poros: Aa dorso–posterior a A2; Fa cerca de la línea media sagital de la cápsula cefálica, más cercanas entre sí que a F1; La, dorso–posterior a L1; Pa anterior; Pb dorsal, aproximadamente a la mitad de la distancia entre P1 y P2; Sa posterior y cercana al ocelo seis; MDa dorsal, más cercano a MD2 que a MD3.

Cuerpo (Fig. 1C). T1: placa dorsal con D1, D2, XD1 y XD2, D1 al mismo nivel que XD1, D2 sobre la línea blanca dorsal no central; SD1 inferior a D2; L2 inferior a SD1 y superior al espiráculo; L1 dorso–posterior al espiráculo; SV1 inferior a línea blanca subventral, cercana a la pata; V1 ventral. T2 y T3: D1 y D2, la segunda dorsal a línea blanca dorsal no central, D2 es una chalaza negra en T2 sobre la mancha rosado oscura dorsal; SD1 y L3 inferiores en ese orden, alineados verticalmente con D2; L2 y L1 alineados horizontalmente, L2 anterior y L1 posterior, ambos dorsales a línea blanca lateral; SV1 y V1 en posición similar a T1. A1, A2 y A7: D1 dorso–anterior a D2; SD1 ventro–anterior a D2, en A1 y A7 es una chalaza negra sobre la mancha rosado oscura lateral, sobre estas manchas se encuentran también los espiráculos y L1 de dichos segmentos; L1 posterior al espiráculo, más dorsal en A1; L2 inferior al espiráculo; SV1, SV2 y V1 alineadas verticalmente, ventro–posteriores a L2, V1 de menor longitud en A1 y A2 mientras que SV1 es similar a V1 en A2; MV1 anterior a SV1. A3–A6: D1 y D2; SD1; L1 y L2; L3 ventro–posterior a L2, cercano a las patas falsas; SV1, SV2, SV3 y V1 sobre las patas falsas, los tres primeros en región externa de las patas mientras que V1 en región interna. A8: D1 y D2, ambas alineadas horizontalmente; SD1; L1 y L2; SV2 y SV1, la primera dorso–posterior al segundo; V1 ventral. A9: D1, SV1, L1, L2, SV1 y V1, todas alineadas verticalmente. A10: D1, D2, SD2 y SD1 sobre escudo anal, las tres primeras más al centro mientras que SD1 hacia el extremo lateral del escudo anal; L1, L2 y L3 en región externa de la pata falsa, la primera más dorsal, mientras que las otras más cercanas a la planta de la pata; SV1, SV3 y EXSV5 cercanas a la planta de la pata falsa, SV3 anterior, SV1 posterior y EXSV5 en región interna; SV4 anterior a las otras setas subventrales; V1 ventro–posterior a SV4; PP dorso–posterior a las setas laterales.

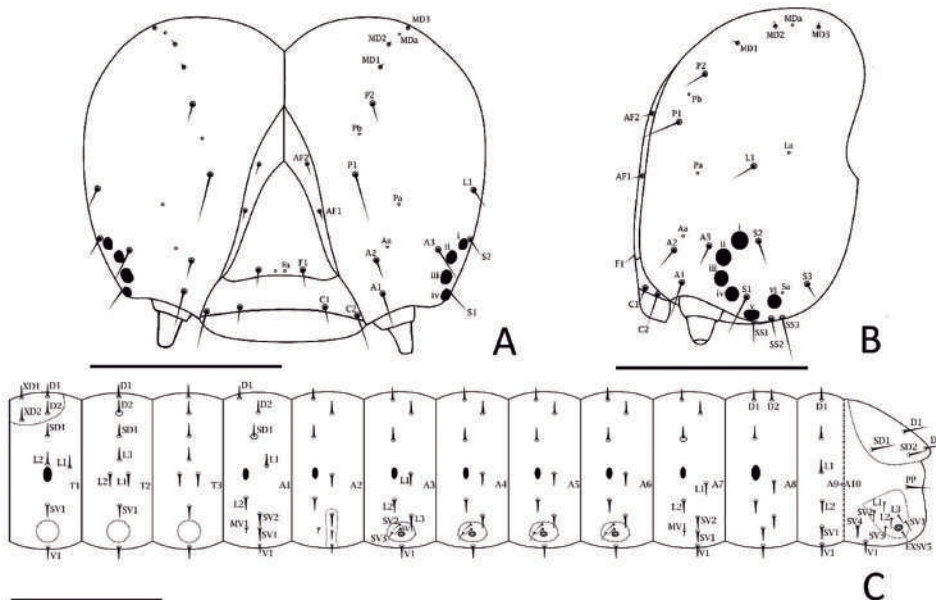


Figura 1. Quetotaxia del primer estadio larval de *Spodoptera dolichos*. A–B, cápsula cefálica: A, frontal; B, lateral. C, tórax y abdomen, lateral. Escalas: A–B, 0.1 mm; C, 0.5 mm.

Descripción morfológica

Huevo (Fig. 2A). Semiesférico, achatado dorsoventralmente (diámetro 1: 0.30 ± 0.01 mm, diámetro 2: 0.31 ± 0.01 mm, altura: 0.25 ± 0.02 mm, $n = 60$). Corion verde claro, con líneas paralelas, dorso–ventrales, excepto en la base. El micrópilo se encuentra en el centro de la región dorsal, zona donde convergen las líneas dorso–ventrales.

Primer estadio (Fig. 2B). Cabeza hipognata, ámbar, con regiones de manchas más claras; cuando la larva emerge del huevo la cabeza es negra. Del primero al cuarto ocelos formando un semicírculo, el quinto ventral y el sexto posterior a los demás, aproximadamente en línea con el cuarto. Cuerpo verde, traslúcido, con manchas blancas pequeñas, las cuales están presentes en los demás estadios, región ventral con tonos rosados. Setas primarias negras, con pináculos negros. Espiráculos circulares con borde negro. T3 y A1 de mayor grosor que el resto de segmentos. T1–A10 con cinco líneas blancas longitudinales, discontinuas entre segmentos: una dorsal, sobre el eje sagital del cuerpo; dos subdorsales, una inferior y otra superior, entre SD1 y L1 y cercanas a dichas setas; una lateral por debajo de los espiráculos; una subventral. La piel en A1–A10, entre las líneas subdorsal inferior y lateral, es rosada oscura. Tres manchas rosadas oscuras: una dorsal en T2, las otras dos laterales, una en A1 y otra en A7. Placa dorsal de T1 y escudo anal de A10 de color ámbar, traslúcidos; son negros cuando la larva emerge del huevo. Patas falsas en A3–A6 y A10. Patas torácicas y patas falsas del mismo color que el cuerpo excepto las de A10 que son ámbar. Longitud: 3.86 ± 0.10 mm. Ancho cápsula cefálica: 0.22 ± 0.02 mm ($n = 6$).

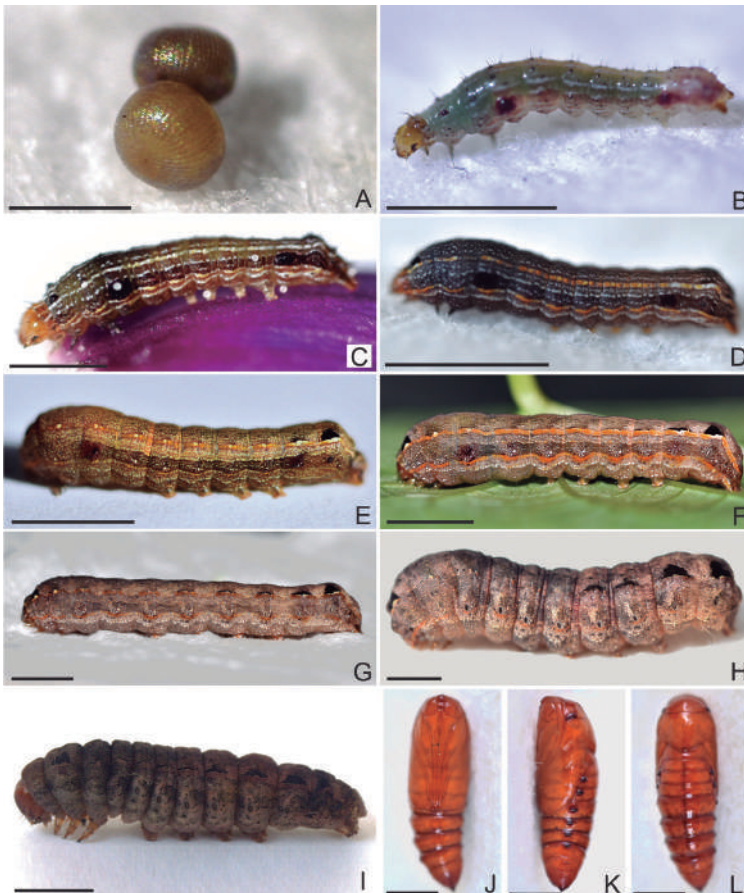


Figura 2. Estadios inmaduros de *Spodoptera dolichos*. A, huevos. B–H, estadios larvales, vista lateral: B, primero; C, segundo; D, tercero; E, cuarto; F, quinto; G, sexto; H, séptimo. I, prepupa, lateral. J–L, pupa: J, ventral; K, lateral; L, dorsal. Escalas: A, 0.3 mm; B–C, 2.0 mm; D–L, 5.0 mm.

Segundo estadio (Fig. 2C). Cuerpo pardo verdoso. Manchas dorsales de T2 y laterales de A1 y A7 negras. Línea dorsal blanco-amarilla, continua, la subdorsal superior es más gruesa en los segmentos abdominales. Dos líneas longitudinales de manchas blancas de T1–A10: una dorsal entre D1 y D2, otra subdorsal, entre las dos líneas subdorsales presentes desde el primer estadio. Piel en la región lateral de A1–A10 parda, con manchas blancas entre SV1 y espiráculo. Línea lateral blanca amarillenta. Longitud: 6.54 ± 0.30 mm. Ancho cápsula cefálica: 0.39 ± 0.05 mm ($n = 15$). Duración: 3–4 días.

Tercer estadio (Fig. 2D). Cabeza con manchas blancas en la base de los ocelos 1, 2 y 6. Cuerpo verde grisáceo oscuro. Manchas blancas de la región ventral más dispersas que en el resto del cuerpo. A8 con dos manchas negras, dorsales, en la base de D1 y D2. Línea dorsal y subdorsales discontinuas en segmentos torácicos, la primera reducida a manchas blancas, subdorsal superior naranja con una mancha amarilla en todos los segmentos, excepto en A7 y A8 donde son blancas y de mayor tamaño. Piel en la región lateral de A1–A10 del mismo color que el resto del cuerpo. Línea lateral naranja, excepto entre segmentos donde es blanca. Longitud: 11.74 ± 0.31 mm. Ancho cápsula cefálica: 0.62 ± 0.06 mm ($n = 19$). Duración: 3–4 días.

Cuarto estadio (Fig. 2E). Cabeza con líneas blancas amarillentas sobre la sutura adfrontal. Cuerpo pardo o pardo verdoso, con manchas amarillo claro y, entre ellas, espacios negros, en las regiones dorsal y laterales. Línea dorsal sobre el eje sagital y línea de manchas blancas dorsales: poco conspicuas, confundiendo con las otras manchas amarillo claro. Manchas laterales en A1 y A7 pardo rojizas, opacas. Manchas negras dorsales en A8 triangulares, aproximadamente del mismo tamaño que las de T2. A7 con dos manchas negras dorsales, en la base de D2. Piel lateral de A1–A10 parda oscura, con una mancha blanca dorso-posterior a los espiráculos, de mayor tamaño que las demás. Línea subventral discontinua, formadas por puntos blancos. A1–A10 con manchas blancas de mayor tamaño alrededor de SV2. Longitud: 14.61 ± 0.38 mm. Ancho cápsula cefálica: 0.90 ± 0.05 mm ($n = 35$). Duración: 3–4 días.

Quinto estadio (Fig. 2F). Cabeza pardo oscuro, con manchas pardas claras; líneas blancas sobre la sutura adfrontal. Cuerpo con manchas pardas, negras y blancas en las regiones dorsal y lateral. Dorso con zonas pardo oscuras con forma de rombo, entre las líneas subdorsales superiores. A1–A6 con manchas negras, dorsales, anteriores y en la base de D2. Manchas dorsales de A7 triangulares. Línea dorsal sobre la línea sagital: opaca, discontinua, en su lugar hay manchas naranjas y amarillo claro, estas últimas más grandes en T2–A1. Piel lateral en A1–A10 similar en color al resto del cuerpo, pero más oscura, con zonas más claras anteriores a SD1. Línea lateral naranja también entre segmentos, más ancha debajo de los espiráculos. Manchas de la línea subventral se extienden hasta la línea lateral. Longitud: 19.94 ± 0.80 mm. Ancho cápsula cefálica: 1.30 ± 0.05 mm ($n = 31$). Duración: 3–4 días.

Sexto estadio (Fig. 2G). Coloración similar. Manchas laterales en A1 y A7 ausentes. A4–A6 con manchas negras dorsales triangulares, en ocasiones estas manchas pueden estar también en A2 y A3. Línea subventral más delgada que en el estadio anterior, con manchas blancas más grandes y separadas. Longitud: 27.33 ± 0.76 mm. Ancho cápsula cefálica: 1.98 ± 0.11 mm ($n = 33$). Duración: 4–6 días.

Séptimo estadio (Fig. 2H). Coloración similar, más opaca. Manchas de las líneas subventrales más pequeñas que en el estadio anterior, poco conspicuas. Zonas pardo oscuras con forma de rombo en el dorso ausentes. Longitud: 32.35 ± 0.21 mm. Ancho cápsula cefálica: 2.31 ± 0.06 mm ($n = 2$). Duración: 3–4 días.

Prepupa (Fig. 2I). Coloración similar al séptimo estadio, más uniforme en la región ventral. Curvada sobre su superficie ventral. Longitud: 22.23 ± 0.12 mm ($n = 32$). Duración: 1–2 días.

Pupa (Fig. 2J–2L; Fig. 3). Obtecta, ámbar, con setas negras cortas; tegumento liso, excepto en margen anterior de A5–A8 donde hay puntuaciones; cabeza y tórax más anchos que abdomen. Frente ovalada; labro-clípeo sub-ovalado, por debajo de la frente; genas trapezoidales, al lado de la frente y labro-clípeo; tecas oculares semicirculares, al lado de las genas; protórax trapezoidal; espiráculo prototorácico dorsal, entre protórax y mesotórax; espiritrompa fusiforme, alargada, nace bajo las genas y las tecas oculares, y se extiende hasta el borde de la pteroteca 2, es más ancha en su cuarto basal; palpos labiales semicirculares, en el cuarto basal de la espiritrompa; podoteca 1 corta, en el primer tercio de la espiritrompa; podoteca 2 nace bajo las tecas oculares y se extiende hasta el segundo tercio de la espiritrompa; borde posterior de la pteroteca 2 llega hasta A5; podoteca 3 entre podoteca 2 y antenas; ceratotecas entre podoteca 3 y pteroteca 2, tanto las terceras podotecas como las ceratotecas nacen de la frente y se extienden hasta un poco antes del borde la pteroteca 2; pteroteca 3 cubre completamente a A1; A1–A5 cubiertas parcialmente por las pterotecas; espiráculos abdominales ovalados, negros, sobre una proyección del tegumento orientada posteriormente, excepto en A8 donde se observa como una línea al mismo nivel que el tegumento. Setas: A1–A7 con dos setas dorsales; A2–A8 con una seta lateral, posterior a los espiráculos, excepto en A7 y A8 donde son ventro–posteriores; A7 y A8 con una seta lateral, dorsal al espiráculo. Aberturas genitales con forma de línea, bien diferenciadas en ambos sexos: en los machos situada en extremo posterior de A9 (Fig. 3D), sobre una elevación del tegumento, ovalada; en las hembras situada en extremo anterior de A8 (Fig. 3E), a partir de la cual nacen los pliegues que delimitan a los segmentos A9 y A10; abertura anal en A10, con forma de línea. Cremáster con forma de dos espinas no curvadas. Largo: 20.28 ± 1.06 mm, Ancho: 6.09 ± 0.18 mm ($n = 31$). Duración: 10–13 días.

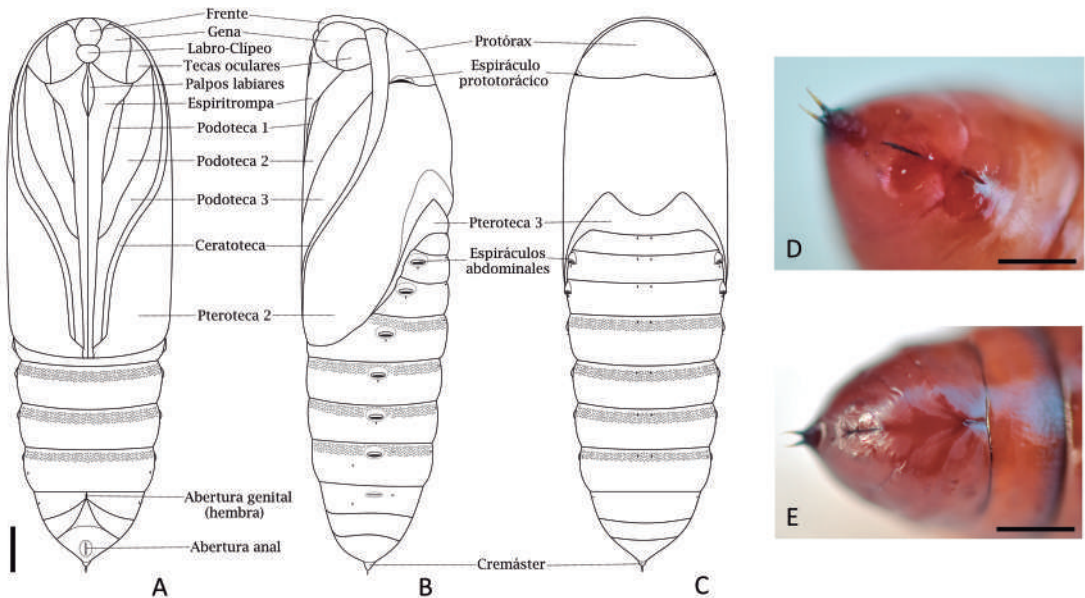


Figura 3. Detalles de la pupa de *Spodoptera dolichos*. A–C, esquema de la pupa: A, ventral; B, lateral; C, dorsal. D–E: extremos abdominales: D, macho; E, hembra. Escala: 2.0 mm.

Biología

Las larvas son nocturnas, excepto los individuos en el sexto y séptimo estadios los cuales pueden estar activos todo el día (Fig. 4A). El proceso de muda en cada estadio ocurrió durante la noche, aunque, en ocasiones, comenzó por la madrugada o temprano en la mañana y concluyó a las pocas horas.

Se registra por primera vez a *I. triloba* como planta hospedera de *S. dolichos*. En el primer estadio, las larvas se colocaron en el envés de las hojas y se alimentaron fundamentalmente de las láminas foliares. Cuando avanzaron hacia el segundo estadio, comenzaron a alimentarse del polen, los órganos reproductores de las flores y los nectarios florales; a partir de este estadio se encontraron comúnmente dentro de las flores durante la mañana. Una vez alcanzado el tercer estadio podían consumir los pétalos y las venas foliares, pero no consumieron el cáliz de las flores ni los tallos de la planta. Cuando fueron molestadas, las larvas se encogieron sobre su vientre y se dejaron caer.

Las larvas del sexto y séptimo estadios, antes de prepupar, excavaron y se ocultaron en la tierra a una profundidad de entre dos y cinco centímetros. Bajo el suelo, las larvas permanecieron en posición vertical y construyeron un capullo empleando la tierra a su alrededor (Fig. 4B). Los capullos tuvieron la superficie interior lisa y las paredes permanecieron fuertemente adheridas incluso luego de la extracción de los mismos lo que sugiere que las larvas segregaron alguna sustancia para construirlos. Dentro del capullo, la piel mudada del último estadio posibilitó la adherencia del cremáster, lo cual garantizó la emergencia efectiva de los adultos. Todos los imagos (Fig. 4C) nacieron durante la noche.



Figura 4. Estadios inmaduros y adulto de *Spodoptera dolichos*. A, larva en el sexto estadio alimentándose de los pétalos de *Ipomoea triloba* (Convolvulaceae). B, pupa dentro del capullo, bajo tierra. C, imago luego de la emergencia. Escala = 5.0 mm.

DISCUSIÓN

Con la inclusión de *I. triloba*, las larvas de *S. dolichos* se han encontrado en 99 especies de plantas hospederas (Bruner *et al.*, 1975; Montezano *et al.*, 2016), de las cuales 48 (48.48 %) están presentes en Cuba y 12 son invasoras (Tabla I). No obstante, en Cuba, estas orugas han sido observadas solamente en dos especies de plantas de importancia económica (Bruner *et al.*, 1975) por lo que, en comparación con otras especies cogenéricas, pudiera ser considerada una plaga de preocupación menor.

Fabaceae, Solanaceae y Poaceae son las familias de plantas con mayor cantidad de especies hospederas de *S. dolichos* (Montezano *et al.*, 2016), lo cual coincide para *S. eridania* (Montezano *et al.*, 2014), *S. albula* (Montezano *et al.*, 2013) y *S. frugiperda* (Casmuz *et al.*, 2010; Montezano *et al.*, 2018). Por otra parte, se han mencionado pocas especies hospederas de Convolvulaceae para las orugas armadas. Los registros ofrecidos por los trabajos mencionados y el presente indican que las especies de orugas armadas, además de ser polífagas, suelen compartir la preferencia por determinados grupos de plantas.

En trabajos anteriores, *I. triloba* había sido mencionada como planta hospedera para *Spodoptera frugiperda* (Hallman, 1979) y *S. albula* (Montezano *et al.*, 2013). Por otra parte, *S. eridania* se ha observado con frecuencia en plantas de *Ipomoea* (Pogue, 2002; Mondino, 2018) y, durante este estudio, se observaron larvas de esta especie también en *I. triloba* (datos no publicados). Por esto, *I. triloba* podría ser una especie fundamental para el desarrollo de las larvas de *Spodoptera* durante octubre y diciembre en Cuba.

Tabla I. Especies de plantas hospederas de *Spodoptera dolichos* en Cuba

Familia	Especie	Nombre común
Amaranthaceae	<i>Amaranthus spinosus</i> L. (EI)	bledo espinoso
	<i>Celosia argentea</i> L. (EI)	mirabel, acediana
Amaryllidaceae	<i>Allium cepa</i> L.	cebolla
Asparagaceae	<i>Asparagus officinalis</i> L.	espárrago
Asteraceae	<i>Erigeron bonariensis</i> L.	
	<i>Cyanthillium cinereum</i> (L.) H. Rob. (EI)	machadita
	<i>Neurolaena lobata</i> (L.) R. Br. ex Cass.	victoriana
Brassicaceae	<i>Sonchus oleraceus</i> L. n	cerraja
	<i>Brassica napus</i> L.	nabo forrajero
	<i>Brassica rapa</i> L. subsp. <i>rapa</i>	nabo
Commelinaceae	<i>Tradescantia virginiana</i> L.	
Convolvulaceae	<i>Ipomoea aquatica</i> Forssk. (EI)	
	<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.	boniato
	<i>Ipomoea triloba</i> L.	aguinaldo rosado
	<i>Merremia umbellata</i> (L.) Hallier f. (EI)	aguinaldo amarillo
Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i> (Thunb.) Matsum. & Nakai	
	<i>Fevillea cordifolia</i> L.	
Euphorbiaceae	<i>Manihot esculenta</i> Crantz	yuca agria
	<i>Ricinus communis</i> L. (EI)	higuereta
Fabaceae	<i>Arachis hypogaea</i> L.	
	<i>Crotalaria spectabilis</i> Roth (EI)	maruga
	<i>Glycine max</i> (L.) Merr.	
	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	frijol común
	<i>Pisum sativum</i> L.	chícharo
	<i>Pterocarpus officinalis</i> Jacq.	sangre de drago
Lamiaceae	<i>Mentha piperita</i> L.	toronjil de menta
Malvaceae	<i>Gossypium hirsutum</i> L.	algodón criollo
Phytolaccaceae	<i>Phytolacca rivinoides</i> Kunth & Bouché	bledo moro
Pinaceae	<i>Pinus caribaea</i> Morelet	pino macho

Tabla I. Continuación

Familia	Especie	Nombre común
Piperaceae	<i>Piper peltatum</i> L.	
Poaceae	<i>Axonopus compressus</i> (Sw.) P. Beauv.	cañamazo dulce
	<i>Lolium multiflorum</i> Lam.	
	<i>Cenchrus purpureus</i> (Schumach.) Morrone (EI)	yerba de elefante
	<i>Poa annua</i> L. (EI)	
	<i>Saccharum officinarum</i> L.	caña de azúcar
	<i>Zea mays</i> L.	maíz
Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i> L. (EI)	verdolaga
Rubiaceae	<i>Coffea arabica</i> L.	café
	<i>Hamelia patens</i> Jacq.	ponasí
	<i>Spermacoce ocymifolia</i> Willd.	
Solanaceae	<i>Brugmansia candida</i> Pers. (EI)	campana, clarín
	<i>Datura stramonium</i> L. (EI)	chamico, campana
	<i>Nicotiana tabacum</i> L.	tabaco
	<i>Solanum melongena</i> L.	berenjena
	<i>Solanum tuberosum</i> L.	papa
Byttneriaceae	<i>Theobroma cacao</i> L.	cacao
Violaceae	<i>Viola tricolor</i> L.	pensamiento
Zingiberaceae	<i>Zingiber officinale</i> Roscoe	

Información obtenida de Bruner *et al.* (1975), Oviedo y González-Oliva (2015) y Montezano *et al.* (2016). (EI) = especie invasora.

Si tenemos en cuenta los meses de aparición de las larvas de *S. dolichos*, el período de actividad de los adultos coincide en parte con lo anteriormente citado por Meagher *et al.* (2006). No obstante, ese estudio utilizó trampas de feromonas, las cuales fueron colocadas desde enero hasta octubre. En el presente estudio, las larvas de *S. dolichos* fueron colectadas desde octubre hasta diciembre. Es probable que la actividad de los adultos aumente durante este período en Cuba ya que son los meses en los cuales florece *I. triloba*.

Una diferencia remarcable que se encontró con el trabajo realizado en Brasil (Montezano *et al.*, 2016) fue la duración de la etapa de pupa. Estos autores encontraron que la pupa demoró 20–22 días mientras que en el presente estudio la emergencia de los adultos demoró solamente de 10 a 13 días. Mientras que Montezano *et al.* (2016) mantuvieron a las larvas bajo condiciones climáticas estables, el presente estudio no tuvo en cuenta los parámetros regulados por el primero, sino que los inmaduros estuvieron sometidos a cambios de temperatura y humedad relativa más parecidos a las condiciones ambientales naturales. La combinación de los factores climáticos y la alimentación mediante las flores y las hojas de *I. triloba* pudieron haber influido en un desarrollo más rápido de las pupas. No obstante, se requieren de otros estudios que analicen cómo la variación de cada uno de estos factores afecta el crecimiento y desarrollo de los estadios inmaduros de *S. dolichos*.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece al Comité Editorial de la revista y a los revisores anónimos por los comentarios que ayudaron a mejorar el manuscrito.

LITERATURA CITADA

- Beardsley, J. W. 1982. A key to the late instar larvae of some Hawaiian Noctuidae. *Proceedings, Hawaiian Entomological Society*, 23 (1): 37–49.
- Bruner, S. C., L. C. Scaramuzza y A. R. Otero. 1975. *Catálogo de los insectos que atacan a las plantas económicas de Cuba*. Segunda Edición. Academia de Ciencias de Cuba. 399 pp.
- Caballero, R., D. H. Habeck y K. L. Andrews. 1994. Clave ilustrada para larvas de Noctuidos de importancia económica de El Salvador, Honduras y Nicaragua. *Ceiba*, 35 (2): 225–237.
- Casmuz, A., M. L. Juárez, M. G. Socías, M. G. Murúa, S. Prieto, S. Medina, E. Willink y G. Gastaminza. 2010. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69 (3–4): 209–231.
- Dyar, H. G. 1890. The number of molts of lepidopterous larvae. *Psyche*, 4: 420–422.
- Hallman, G. 1979. Importancia de algunas relaciones naturales plantas– artrópodos en la agricultura de la zona cálida del Tolima Central. *Revista Colombiana de Entomología*, 5: 19–26.
- Heppner, J. G. 1998. *Spodoptera* armyworms in Florida (Lepidoptera: Noctuidae). *Entomology Circular*, 390: 1–5.
- Kalleshwaraswamy, C. M., J. Poorani, M. S. Maruthi, H. B. Pavithra y J. Diraviam. 2019. Natural enemies of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), a recent invasive pest on maize in South India. *Florida Entomologist*, 102 (2): 619–623. <https://doi.org/10.1653/024.102.0335>
- Meagher, R. L., J. Brambila y E. Hung. 2006. Monitoring for exotic *Spodoptera* species (Lepidoptera: Noctuidae) in Florida. *Florida Entomologist*, 91 (4): 517–522. <https://doi.org/10.1653/0015-4040-91.4.517>
- Méndez, A. 2019. *Principales insectos que atacan a las plantas de importancia económica en Las Tunas*. Editorial Académica Universitaria (Edacun). Las Tunas, Cuba. 399 pp.
- Mochida, O. 1973. Two important insect pests, *Spodoptera litura* (F.) and *S. littoralis* (Boisd.) (Lepidoptera: Noctuidae), on various crops –Morfological discrimination of the adult, pupal, and larval stages. *Appl. Ent. Zool.*, 8 (4): 205–214.
- Mondino, M. 2018. Cuantas *Spodopteras* pueden atacar el algodón santiagueño. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria: 1–13. <https://inta.gob.ar/documentos/¿cuantas-spodopteras-pueden-atacar-el-algodon-santiagoueño> (accesado: 27 de noviembre, 2019).
- Montezano, D. G., A. Specht, D. R. Sosa-Gómez, V. F. Roque-Specht y N. M. de Barros. 2014. Immature stages of *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental Parameters and Host Plants. *Journal of Insect Science*, 24 (238): 1–11. <https://doi.org/10.1093/jisesa/ieu100>



- Montezano, D. G., A. Specht, D. R. Sosa-Gómez, V. F. Roque-Specht, J. C. Sousa-Silva, S.V. Paula-Moraes, J. A. Peterson y T. E. Hunt. 2018. Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. *African Entomology*, 26 (2): 186–300. <https://doi.org/10.4001/003.026.0286>
- Montezano, D. G., A. Specht, T. M. Bortolin, E. Fronza, D. R. Sosa-Gómez, V. F. Roque-Specht, P. Pezzi, P. C. Luz y N. M. Barros. 2013. Immature stages of *Spodoptera albula* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental parameters and host plants. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 85 (1): 271–284.
- Montezano, D. G., D. R. Sosa-Gómez, S. V. Paula-Moraes, V. F. Roque-Specht, E. Fronza, N. M. Barros y A. Specht. 2015. Biotic potential and reproductive parameters of *Spodoptera dolichos* (Lepidoptera: Noctuidae) in the laboratory. *Zoologia (Curitiba)*, 32 (6): 485–491. <https://doi.org/10.1590/S1984-46702015000600008>
- Montezano D. G., D. R. Sosa-Gómez, S. V. Paula-Moraes, V. F. Roque-Specht, E. Fronza, N. M. Barros y A. Specht. 2016. Immature Development of *Spodoptera dolichos* (Fabricius) (Lepidoptera: Noctuidae). *Neotropical Entomology*, 45 (1): 22–27. <https://doi.org/10.1007/s13744-015-0333-2>
- Mosher, E. 1915. A classification of the Lepidoptera based on characters of the pupa. [Inédito]. Tesis de doctorado. Universidad de Illinois. 187 pp.
- Núñez, R. y A. Barro. 2012. A list of Cuban Lepidoptera (Arthropoda: Insecta). *Zootaxa*, 3384: 1–59.
- Olivares, T. S., M. A. Rodríguez, M. E. Navarro y A. O. Angulo. 2002. Descripción de las estructuras genitales y estados inmaduros de *Pseudocerura thoracica* Butler, 1882 (Lepidoptera: Noctuidae: Cuculliinae). *Gayana*, 66 (1): 23–30.
- Oviedo, R. y L. González-Oliva. 2015. Lista nacional de plantas invasoras y potencialmente invasoras de la República de Cuba-2015. *Bissea*, 9 (número especial 2): 1–88.
- Pogue, M. G. 2002. A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). *Memoirs of the American Entomological Society*, 43: 1–202.
- Sisay, B., J. Simiyu, E. Mendesil, P. Likhayo, G. Alayew, S. Mohamed, S. Subramanian y T. Tefera. 2019. Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* Infestations in East Africa: Assessment of Damage and Parasitism. *Insects*, 10 (195): 195.
- Sther, F. W. (ed.). 1987. *Immature Insects*, Vol. 1. Kendall/Hunt Publishing Company. Iowa, USA. 754 pp.

[Recibido: 01 de junio, 2020. Aceptado para publicación: 10 de diciembre, 2020]

ANNOTATED CHECKLIST OF THE TERRESTRIAL MOLLUSKS (MOLLUSCA: GASTROPODA) FROM HISPANIOLA ISLAND

Lista anotada de los moluscos terrestres (Mollusca: Gastropoda) de la isla Hispaniola

Altagracia Espinosa J.^{1*} and David G. Robinson²

¹Universidad Autónoma de Santo Domingo, Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas Prof. Rafael M. Moscoso, Ciudad Universitaria, Ave. Alma Mater esq. Correa y Cidrón, Santo Domingo, D. N., PC 10105, República Dominicana.  orcid.org/0000-0003-2504-0028. ²USDA APHIS National Malacology Laboratory, The Academy of Natural Sciences, 1900 Benjamin Franklin Parkway, Philadelphia, PA 19103, U.S.A.  orcid.org/0000-0002-3481-3814; david.g.robinson@usda.gov. *For correspondence: altagraciaespinosa@yahoo.com.

ABSTRACT

The annotated checklist on the extant terrestrial mollusks from Hispaniola Island based on literature from 1758 to 2020 is here presented. We report 612 taxa distributed in three subclasses, 129 genera and 39 families. The most representative families are Annulariidae with 26 genera and 233 species, and Urocoptidae with 14 genera and 104, respectively. As more information is produced from the different families reported, these numbers can vary considerably.

Keywords: terrestrial mollusks, Hispaniola, bibliographic review.

RESUMEN

Se presenta la lista anotada de los moluscos terrestres vivientes de la isla de La Hispaniola basada en literatura desde 1758 a 2020. Se reportan 612 táxones distribuidos en tres subclases, 129 géneros y 39 familias. Las familias más representativas son Annulariidae con 26 géneros y 233 especies, y Urocoptidae con 14 y 104, respectivamente. En la medida que se produzca más información de las diferentes familias, estos números pueden variar considerablemente.

Palabras clave: moluscos terrestres, Hispaniola, revisión bibliográfica.

INTRODUCTION

Hispaniola Island is one of the biogeographical hotspots in the Neotropical realm whose malacofauna is poorly understood and studied. The knowledge of the terrestrial malacofauna of Hispaniola took its first steps in the 18th century with the work of Linnaeus. Later, in the 19th century, some expeditions were made to the island that considerably increased the collections and taxonomic information on its terrestrial mollusks. In the middle of this period the descriptions of species began with the works of L. Pfeiffer (1846–1866). In addition to his great contribution to the malacological literature with the *Manual of Conchology* (1889–1935), Pilsbry made two publications (1928, 1933) pertaining to the terrestrial malacofauna of the island. In the middle of the 20th century, Bartsch's works appeared, highlighting his monograph on the Annulariidae family (1946). Clench (1932–1966) and Thompson (1978–1998) made trips to the island which lead to descriptions of new species within the Urocoptidae, Cepolidae, Sagdidae, Clausiliidae, Helicinidae and Proserpinidae, habitat observations were also carried out and some ecological aspects pinpointed.

In the first decades of the 21st century the Hispaniolan malacological literature keeps expanding thanks to the investigations of G. Thomas Watters on Hispaniolan Annulariids (2006–2020). Nevertheless, the malacofauna of the island is still largely unknown due to the studies have been primarily focused on taxonomy, as a consequence to this, not enough work has been done regarding ecological, biological, and systematical aspects (Clench & Jaume, 1946; Richling & Glaubrecht, 2008). Even though the principal Hispaniolan terrestrial mollusks studies strength has been taxonomy, a cohesive and taxonomically updated compendium of extant species has never been published until now.

OBJECTIVE

- To list all possible extant species of terrestrial mollusks on the Hispaniolan territory (Haiti and the Dominican Republic) and its adjacent islands.

MATERIAL AND METHODS

This annotated checklist is based on a bibliographic revision of the Hispaniola Island terrestrial mollusks. The superior taxa is categorized after Bouchet *et al.* (2017), excluding Annulariidae which follows Watters (2006, 2016b), Watters and Frank–Fellner (2017) and Watters, Smith and Sneddon (2020). Genera, species, and subspecies are organized in alphabetical order, using the most updated names provided by the specialized literature. Each species compendium includes its first assigned name, type material and type locality if available. Exotic and native species are referenced with the names they were first reported on the Hispaniolan territory, also the updated locality where it was found is provided between brackets at the end of the citation. Native and alien taxa were symbolized to distinguish them from the endemic taxa. Current taxonomic status of the species and subspecies references are at the base of each taxon.

TYPE DEPOSITORIES

Alcalde – Oscar Alcalde Collection, La Habana, Cuba.

ANSP – Academy of Natural Sciences of Philadelphia, Pennsylvania, United States of America.

AMNH – American Museum of Natural History, New York City, New York, United States of America.

BMNH – British Museum of Natural History, London, United Kingdom.

BMSM – Bailey–Matthews National Shell Museum, Sanibel, Florida, United States of America.

Castillo – Dr. Pedro A. Castillo Collection, La Habana, Cuba.

DMNH – Delaware Museum of Natural History, Wilmington, United States of America.

FMNH – Field Museum of Natural History, Chicago, United States of America.

Grego – Jozef Grego Collection, Banská Bystrica, Slovak Republic.

GTW – Thomas Watters Collection, Columbus, Ohio, United States of America.

M. L. Jaume – Miguel L. Jaume Collection, La Habana, Cuba**.

MCZ – Museum of Comparative Zoology, Harvard University, Cambridge, Massachusetts, United States of America.

MFP – Museo de Historia Natural Felipe Poey, La Habana, Cuba.

MHNG – Muséum d’Histoire Naturelle de la Ville de Genève, Genève, Switzerland.

MIZ – Muzeum i Instytutu Zoologii (Polskie jAkademii Nauk), Warsaw, Poland.

MNHN – Muséum National d’Histoire Naturelle, Paris, France.

MNHNSD – Museo Nacional de Historia Natural, Santo Domingo, Dominican Republic.

NHMUK – Natural History Museum of the United Kingdom, London, United Kingdom.

NMBS – Naturhistorisches Museum Basel, Basel, Switzerland.

NMEB – Naturhistorisches Museum Bern, Bern, Switzerland.

OSUM – Ohio State University Museum, Columbus, Ohio, United States of America.

RMNH – Rijks Museum van Natuurlijke Historie, Leiden, Netherlands.

SMF – Natur-Museum und Forschungs-Institut Senckenberg, Frankfurt-am-Main, Germany.

UF – University of Florida Museum of Zoology, Gainesville, Florida, United States of America.

USNM – National Museum of Natural History, Washington, D. C. United States of America.

UZMC – Universitets Zoologisk Museum, Kobenhavn, Denmark.

ZMA – Zoölogisch Museum, Universiteit van Amsterdam, Amsterdam, Netherlands.

ZMB – Museum für Naturkunde, Berlin, Germany.

**This collection is currently divided into three parts deposited in: Museo Nacional de Historia Natural de Cuba, Instituto de Ecología y Sistemática (both institutions located in La Habana), and Museo Jorge Ramón Cuevas in Santiago de Cuba.

ABBREVIATIONS

NL = Not Located.

NG = Not Given.

SYMBOLOLOGY

[?] = Nomen Dubium.

[*] = Native species.

[!] = Introduced species.

RESULTS

This checklist is the resultant of our revision on published literature regarding Hispaniola Island’s terrestrial mollusks. A total of 612 taxa is presented of which 309 are operculate and 303 pulmonate land mollusks. These taxa are englobed in 129 genera and 39 families within three subclasses (Neritimorpha, Caenogastropoda and Heterobranchia). Out of 612 valid species presented 547 are endemic, 54 introduced and 11 native (Table I).

CLASS GASTROPODA CUVIER, 1795

Subclass NERITIMORPHA Golikov & Starobogatov, 1975
 Order CYCLONERITIDA
 Family HELICINIDAE Férussac, 1822
 Subfamily HELICININAE Férussac, 1822
 Genus *Alcadia* Gray, 1840

1. *Alcadia binneyana* (L. Pfeiffer, 1866)

Helicina binneyana L. Pfeiffer, 1866: 90.
 Holotype: NL. Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.
 Current taxonomic status after Boss and Jacobson, 1973b: 317.

2. *Alcadia blandiana* Weinland, 1880

Alcadia blandiana Weinland, 1880: 353.
 Holotype: NL. Type Locality: “Port au Prince, insulae Haiti”.

3. *Alcadia charmosyne* (Pilsbry, 1933)

Helicina charmosyne Pilsbry, 1933: 131–132, pl. 9, figs. 17, 18.
 Holotype: ANSP 160845.
 Type Locality: “Sr. Del Monte’s coffee plantation Station 85, in a verdant gully near Salvation at about 3000 ft.”
 Current taxonomic status after Baker, H. B. 1964: 161.

4. *Alcadia delmonteana* Pilsbry, 1933

Alcadia delmonteana Pilsbry, 1933: 132–133, pl. 7, figs. 9, 9a, 10, 10a.
 Holotype: ANSP 160984. Type Locality: “Station 88, a grassy hill one or two miles southeast of Del Monte’s”.

5. *Alcadia haitensis* (Maltzan, 1888)

Alcadia haitensis Maltzan, 1888: 182.
 Syntypes: ZMB 41183 (4).
 Type Locality: “Sanssouci insulae Haiti borealis”.
 Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 290.

6. *Alcadia intusplicata* (L. Pfeiffer, 1850)

Helicina intusplicata L. Pfeiffer, 1850: 98.
 Holotype: NL. Type Locality: “Unkown”.
 Current taxonomic status based on Wagner, 1907 and Boss and Jacobson, 1973b.

7. *Alcadia intusplicata smithiana* (L. Pfeiffer, 1866)

Helicina smithiana L. Pfeiffer, 1866: 90.
 Holotype: NL. Type Locality: “monte Platou insulae Haiti”.
 Current taxonomic status based on Wagner, 1907 and Boss and Jacobson, 1973b.

8. *Alcadia mammilla* Weinland, 1862

Alcadia mammilla Weinland, 1862b: 197–198.
 Syntype: ZMB 7442. Type Locality: “insula Haiti”.
 Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 294.

9. *Alcadia pompholyx* (Pilsbry, 1933)

Helicina pompholyx Pilsbry, 1933: 131, pl. 7, figs. 11, 11a.
 Lectotype: ANSP 160983. Paralectotypes: ANSP 358669 (9).
 Type Locality: “Sr. Del Monte’s coffee plantation, in a verdant gully near Salvation Station 85, at about 3000 ft.”
 Current taxonomic status after Baker, H. B. 1964: 162.

10. *Alcadia rufa* (L. Pfeiffer, 1857)

Helicina rufa L. Pfeiffer, 1857: 392.
 Syntypes: ZMB 65621; NHM ? (?).
 Type Locality: “Haiti”.
 Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 300.

11. *Alcadia rufa salleana* (L. Pfeiffer, 1854)

Helicina salleana L. Pfeiffer, 1854: 141.
 Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.
 Current taxonomic status based on Richling and Glaubrecht, 2008.

12. *Alcadia succinea* (L. Pfeiffer, 1850)

Helicina succinea L. Pfeiffer, 1850: 76.
 Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.
 Current taxonomic status based on Wagner, 1907 and Boss and Jacobson, 1973b.

Subgenus *Hjalmarsona* H. B. Baker, 1940

13. *Alcadia (Hjalmarsona) gonavensis* Weinland, 1880

Alcadia gonavensis Weinland, 1880: 354.

Holotype: NL. Type Locality: “Gonave prope Haiti”.

Current taxonomic status after Baker, H. B. 1940b: 70.

Genus *Helicina* Lamarck, 1801

14. *Helicina anaguana* Weinland, 1880

Helicina anaguana Weinland, 1880: 352–353, pl. 12, fig. 8.

Holotype: NL. Type Locality: “montibus ins. Gonave prope Haiti”.

15. *Helicina cingulata* L. Pfeiffer, 1854

Helicina cingulata L. Pfeiffer, 1854: 141.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

16. *Helicina dominicensis* L. Pfeiffer, 1853

Helicina dominicensis L. Pfeiffer, 1853a: 149–150.

Holotype: NL.

Type Locality: Pfeiffer, L. 1853a: “St. Domingo”.
Thompson, F. G. 1982: “Las Charcas, Departamento de Azua, Dominican Republic”.
Current taxonomic status after Thompson, F. G. 1982: 19–21.

17. *Helicina faustini* Weinland, 1862

Helicina faustini Weinland, 1862b: 196.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti bei Corail gefunden”.

18. *Helicina? festiva* G. B. Sowerby I, 1839

Helicina festiva G. B. Sowerby I, 1839: 145, pl. 38, fig. 23.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 304.

19. *Helicina? festiva cumingiana* (L. Pfeiffer, 1849)

Helicina cumingiana L. Pfeiffer, 1849: 121.

Holotype: NL. Type Locality: “Unknown”.
Current taxonomic status based on Wagner, 1910a and Richling and Glaubrecht, 2008.

20. *Helicina? festiva malleata* (L. Pfeiffer, 1858)

Helicina malleata L. Pfeiffer, 1858 in Hjalmarson and Pfeiffer, L. 1858: 144–145.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status based on Wagner, 1910a and Richling and Glaubrecht, 2008.

21. *Helicina? festiva maltzani* Wagner, 1910

Helicina festiva maltzani Wagner, 1910: 320–321, pl. 64, fig. 3.

Syntypes: ZMB 41180 (2); MIZ 9023 (2)

Type Locality: “Dondon auf Haiti”.

Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 294.

22. *Helicina gabbi* Crosse, 1873

Helicina gabbi Crosse, 1873: 354–355.

Holotype: *Helicina gabbi* Crosse, 1873: NL.

Helicina (Helicina) castilloi Clench & Jaume, 1946: MCZ 155149.

Paratypes: *Helicina (Helicina) castilloi*

Clench & Jaume, 1946: MCZ 155150 (8); MFP ? (?) ; Jaume ? (?)

Type Locality: *Helicina gabbi* Crosse, 1873:

“Samana, in regione Dominicana insulae Haïti, Antillarum”. *Helicina (Helicina) castilloi* Clench & Jaume, 1946: “Dominican Republic, “Rancho Arriba”, San José de Ocoa, Prov. de Azua”.

Current taxonomic status after Jacobson and Clench, 1971: 101.

23. *Helicina grayi* Jacobson & Clench, 1971

Helicina viridis “Lamarck” in Gray, 1824: 67, pl. 6, fig. 17.

Holotype: BMNH 19705. Type Locality:

“Santo Domingo = Hispaniola”.

Current taxonomic status after Jacobson and Clench, 1971: 104–105, fig. 2.

24. *Helicina invectita* Pilsbry & Vanatta, 1928

Helicina invectita Pilsbry & Vanatta, 1928: 475–476, pl. 27, fig. 14.

Lectotype: ANSP 146703. Paralectotypes: ANSP 358672 (3).

Type Locality: “Tortuga Island”.

25. *Helicina iris* Weinland, 1862

Helicina iris Weinland, 1862b: 196–197.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti... bei Jérémie gefunden”.

26. *Helicina liobasis* F. G. Thompson, 1982

Helicina liobasis F. G. Thompson, 1982: 17–19, figs. 5, 6, 7 (map), 17, 22, 44–49.
 Holotype: UF 25265. Paratypes: UF 25264 (59); UF 25247 (3); UF 25254. Type Locality: “Dominican Republic, Altagracia Dpto., north coast of Isla Saona opposite Isla Catalinita”.

27. *Helicina newcombiana* Weinland, 1880

Helicina newcombiana Weinland, 1880: 351–352.
 Holotype: NL.
 Type Locality: “St. Domingo, insulae Haiti”.

28. *Helicina* (?) *oleosa* L. Pfeiffer, 1852

Helicina oleosa L. Pfeiffer, 1852: 366–367.
 Syntype: ZMB 65614.
 Type Locality: “insula Haiti”.
 Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 296.

29. *Helicina prasinata* Jacobson & Clench, 1971

Helicina (*Helicina*) *viridis* “Lamarck” in Clench and Jaume, 1946: 8.
 Holotype: MCZ 187927.
 Type Locality: “Monteado Nuevo, 20 km. S.E. of Polo, Barahona Province, Dominican Republic”.
 Current taxonomic status after Jacobson and Clench, 1971: 105–107, fig. 1.

30. *Helicina pygmaea* Potiez & Michaud, 1838

Helicina pygmaea Potiez & Michaud, 1838: 230, pl. 23, figs. 9, 10.
 Holotype: NL. Type Locality: “St.–Domingue. Amérique méridionale”.

31. *Helicina rhips* F. G. Thompson, 1982

Helicina rhips F. G. Thompson, 1982: 21–23, figs. 3, 7 (map), 54–57.
 Holotype: UF 23064.
 Paratypes: UF 23234 (23); UF 25246 (14); UF 23190 (2).
 Type Locality: “Dominican Republic: Peravia Dpto., 6 km north of Bani, 100 m elevation”.

32. *Helicina transparens* Weinland, 1862

Helicina transparens Weinland, 1862b: 197.
 Holotype: NL.
 Type Locality: “insula Haiti... in der Umgegend von Jérémie...”

33. *Helicina viridis* Lamarck, 1822

Helicina viridis Lamarck, 1822: 103.
 Holotype: *Helicina viridis* Lamarck, 1822: MHNG ?; *Helicina versicolor* L. Pfeiffer, 1850: probably destroyed (Jacobson & Clench, 1971: 103); ? *Helicina salleana* L. Pfeiffer, 1854: BMNH ?; *Helicina aurantioviridis* G. B. Sowerby II, 1866: BMNH 19706; *Helicina juliae* Clench, 1962b: MCZ 188267.
 Paratypes: *Helicina juliae* Clench, 1962b: MCZ 188268 (10); ANSP 217062 (2).
 Type Locality: *Helicina viridis* Lamarck, 1822: “Saint–Domingue”. *Helicina versicolor* L. Pfeiffer, 1850: “insula Haiti”. *Helicina aurantioviridis* G. B. Sowerby I, 1866: NG. *Helicina juliae* Clench, 1962b: “Colonia Ramfis, 20 km. W. of San Cristóbal, República Dominicana”.
 Current taxonomic status after Jacobson and Clench, 1971: 103–104.

Subfamily CERATODISCINAE Pilsbry, 1927

Genus *Ceratodiscus* Simpson & Henderson, 1901

34. *Ceratodiscus solutus* Simpson & Henderson, 1901

Ceratodiscus solutus Simpson & Henderson, 1901: 73–74, pl. 5, figs. 1–3.
 Holotype: *Ceratodiscus solutus* Simpson & Henderson, 1901: USNM 490058. *Ceratodiscus beatensis* Bartsch, 1932: USNM 403923.
 Paratypes: *Ceratodiscus beatensis* Bartsch, 1932: USNM 490059 (3).
 Type Locality: “the mountain of La Ferriere, in northern Haiti, at an elevation of perhaps two thousand feet, in a talus of red clay by the road side”.
 Current taxonomic status after Boss and Jacobson, 1973a: 261–264, 45, pl. 45, figs. 1–6; map 1.

Subfamily STOASTOMATINAE C. B. Adams, 1849

Genus *Fadyenia* Chitty, 1857

35. *Fadyenia domingensis* (Vanatta, 1920)

Stoastoma domingensis Vanatta, 1920: 206, pl. 4, figs. 4, 5.
 Holotype: ANSP 44372.
 Type Locality: “one mile northwest of Sanchez, Santo Domingo, Hayti Island”.
 Current taxonomic status after Boss, 1972: 7.

36. *Fadyenia haitianum* (Weinland, 1862)*Stoastoma haitianum* Weinland, 1862b: 198–199.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti... 8 Stunden von Jérémie, auf der südwestlichen Landzunge”.

Current taxonomic status after Boss, 1972: 7.

Genus *Lucidella* Swainson, 1840**37. *Lucidella sulcata* (Weinland, 1862)***Prosopis sulcata* Weinland, 1862b: 198.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti... Umgegend von Jérémie”.

Current taxonomic status after Boss and Jacobson, 1974: 36.

Subgenus *Poeniella* H. B. Baker, 1923**38. *Lucidella (Poeniella) abbotti* (Vanatta, 1920)***Helicina abbotti* Vanatta, 1920: 205–206, pl. 6, figs. 12, 14.

Lectotype: ANSP 44370. Paralectotypes: ANSP 358668 (2).

Type Locality: “one mile northwest of Sanchez, Santo Domingo, Hayti Island”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1928: 479.

39. *Lucidella (Poeniella) beatensis***Bartsch, 1932***Lucidella beatensis* Bartsch, 1932: 3–4, pl. 2, figs. 4–6.

Holotype: USNM 403920.

Type Locality: “Beata Island”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1933: 134.

40. *Lucidella (Poeniella) cibaoensis***(Crosse, 1891)***Helicina rugosa* var. *cibaoensis* Crosse, 1891: 117.

Neotype: ANSP 14796.

Type Locality: “Saint-Domingue. Région Dominicaine: sur différents points du Cibao, sous les végétaux en décomposition”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1928: 480–481.

41. *Lucidella (Poeniella) conoidea* Pilsbry, 1933*Lucidella (Poeniella) conoidea* Pilsbry, 1933: 133–134, pl. 7, figs. 7, 7a.

Holotype: ANSP 160982. Type Locality: “Station 85, Sr. Del Monte’s plantation, in a verdant gully near Salvation, at about 3000 ft.”

42. *Lucidella (Poeniella) gonavensis* Pilsbry, 1928*Lucidella (Poeniella) gonavensis* Pilsbry, 1928: 481, pl. 27, figs. 8, 9.

Holotype: ANSP 146698.

Type Locality: “Gonave Island”.

43. *Lucidella (Poeniella) jeremiensis* Pilsbry, 1928*Lucidella (Poeniella) jeremiensis* Pilsbry, 1928: 479–480, pl. 27, figs. 3–5.

Holotype: ANSP 118250. Paratypes: ANSP 59110.

Type Locality: “near The General’s Cave, a mile west of Jeremie, Haiti”.

44. *Lucidella (Poeniella) lasellensis***Clench & Aguayo, 1937***Lucidella (Poeniella) lasellensis* Clench & Aguayo, 1937: 63, pl. 7, fig. 6.

Holotype: MCZ 110626.

Type Locality: “La Visite, La Selle Range, Haiti”.

45. *Lucidella (Poeniella) manni***Clench & Aguayo, 1932***Lucidella manni* Clench & Aguayo, 1932 in Clench, 1932b: 35.

Holotype: MCZ 23414. Type Locality:

“Furcy, Haiti”.

Current taxonomic status after Clench and Aguayo, 1937: 63, pl. 7, fig. 8.

46. *Lucidella (Poeniella) paivana***(L. Pfeiffer, 1866)***Helicina paivana* L. Pfeiffer, 1866: 89.

Holotype: NL. Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1928: 479.

47. *Lucidella (Poeniella) paivana decussata***(Böttger, 1887)***Helicina decussata* Böttger, 1887: 102, pl. 4, fig. 8.

Holotype: SMF 181169.

Type Locality: “Miragoane auf Haiti”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1928: 479.

48. *Lucidella (Poeniella) peasei* Pilsbry, 1933*Lucidella (Poeniella) peasei* Pilsbry, 1933: 133, pl. 7, figs. 8, 8a.

Holotype: ANSP 160986.

Type Locality: “Station 85, Sr. Del Monte’s plantation, five or six miles west of Barahona, in a verdant gully near Salvation, at about 3000 ft.”

49. *Lucidella (Poeniella) samana* Pilsbry, 1928*Lucidella (Poeniella) samana* Pilsbry, 1928:

481, pl. 27, figs. 6, 7.

Holotype: ANSP 14669.

Paratypes: ANSP 44352 (2); ANSP 44371 (7);

ANSP 44388 (10).

Type Locality: “one mile northwest of Sanchez, head of Samana Bay, Santo Domingo”.

50. *Lucidella (Poeniella) wolffi* (Böttger, 1887)*Helicina wolffi* Böttger, 1887: 102–103, pl. 4,

fig. 9.

Holotype: SMF 228074. Type Locality:

“Miragoane auf Haiti”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1928: 479.

Subfamily VIANINAE H. B. Baker, 1922

Genus *Eutrochatella* P. Fischer, 1885**51. *Eutrochatella beatensis* Bartsch, 1932***Eutrochatella beatensis* Bartsch, 1932: 4,

pl. 2, figs. 7–9.

Holotype: USNM 403921. Type Locality: “Beata

Island”.

52. *Eutrochatella blandii* (Weinland, 1880)*Trochatella blandii* Weinland, 1880: 350,

pl. 12, fig. 12.

Holotype: MCZ 157882. Type Locality: “ins.

Gonave prope Haiti”.

Current taxonomic status after Crosse, 1891: 115.

53. *Eutrochatella browniana* (Weinland, 1880)*Trochatella brownia* Weinland, 1880: 350,

pl. 12, fig. 11.

Holotype: NL. Type Locality: “ins.

Gonave prope Haiti”.

Current taxonomic status after Crosse, 1891: 115.

Subgenus *Eutrochatella* P. Fischer, 1885**54. *Eutrochatella (Eutrochatella) elegantula*****(L. Pfeiffer, 1850)***Trochatella elegantula* L. Pfeiffer, 1850: 76.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status after Wagner, 1908: 113,

pl. 21, figs. 16, 17.

55. *Eutrochatella (Eutrochatella) eugeniana*
(Weinland, 1862)*Helicina eugeniana* Weinland 1862b: 197.

Syntype: ZMB 14512.

Type Locality: “insula Haiti, in Gebüsch bei Jérémie”.

Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 287.

56. *Eutrochatella (Eutrochatella) eugeniana*
weinlandi* Wagner, 1908Eutrochatella (Eutrochatella) eugeniana**weinlandi* Wagner, 1908: 112, pl. 21, figs. 15.

Syntypes: MIZ 8526 (1); ZMB 14512 (1).

Type Locality: “die Insel Haiti”.

Current taxonomic status after Richling and Glaubrecht, 2008: 302–303, fig. 7f.

57. *Eutrochatella (Eutrochatella) globosa*
(G. B. Sowerby I, 1839)*Helicina globosa* G. B. Sowerby I, 1839: 145, pl. 38, fig. 22.Holotype: *Eutrochatella (Eutrochatella) globosa*(G. B. Sowerby I, 1839): NL. *Eutrochatella**sphaerula* Bartsch, 1932: USNM 403922.Type Locality: *Eutrochatella (Eutrochatella)**globosa* (G. B. Sowerby I, 1839): NG.*Eutrochatella sphaerula* Bartsch, 1932:

“Beata Island”.

Current taxonomic status after Wagner, 1908:

108–109, pl. 20, figs. 15, 16; and Clench and

Aguayo, 1937: 62.

58. *Eutrochatella (Eutrochatella) opima*
(Shuttleworth, 1852)*Trochatella opima* Shuttleworth, 1852: 302–303.

Syntype: NMBE 15271/1. Type Locality: “Haiti”.

Current taxonomic status after Wagner, 1908:

110–111, pl. 21, figs. 6–8.

59. *Eutrochatella (Eutrochatella) virginea*
(I. Lea, 1832)*Helicina virginea* I. Lea, 1832: 162, pl. 19, fig. 58.

Holotype: NL. Type Locality: “Java?”

Current taxonomic status after Wagner, 1908: 109, pl. 21, fig. 1.

60. *Eutrochatella (Eutrochatella) virginea*
crassicostata* (G. B. Sowerby II, 1866)Helicina crassicostata* G.B. Sowerby II, 1866:

282, pl. 268, fig. 97.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Wagner, 1908: 110, pl. 21, fig. 2.

Family PROSERPINIDAE Gray, 1847

Genus *Proserpina* Sowerby, 1839

Subgenus *Despoenella* H. B. Baker, 1923

**61. *Proserpina (Despoenella) marcanoi*
Clench, 1962**

Proserpina marcanoi Clench, 1962b:

2–3, pl. 1, fig. 3.

Holotype: MCZ 188911. Paratypes:

MCZ 188912 (2).

Type Locality: “Colonia Ramfis. 20 km. W of San Cristobal, República Dominicana”.

Current taxonomic status after Thompson, F. G. 1980: 26, figs. 42–44.

**62. *Proserpina (Despoenella) planior*
F. G. Thompson, 1980**

Proserpina (Despoenella) planior F. G.

Thompson, 1980: 29–31, figs. 49–51.

Holotype: UF 26566. Paratypes: UF 26565 (6); UF 26564 (10).

Type Locality: “Haiti, Departement du Sud, Plateau de Rochellois, 22 km SW Miragoâne, 930 m alt.”

**63. *Proserpina (Despoenella) scudderae*
F. G. Thompson, 1980**

Proserpina (Despoenella) scudderae F. G.

Thompson, 1980: 26–29, figs. 37–41, 52–54.

Holotype: UF 24326.

Paratypes: ANSP 342875 (2); FMNH 195426 (2); MCZ 288377 (2); MNHNSD ? (5); UF 24327 (19); UF 24328 (25); UF 24329 (5).

Type Locality: “Dominican Republic, Barahona Prov., Sierra de Baoruco, 7 km NNE Polo, 910 m alt.”

Subclass CAENOGASTROPODA Cox, 1960

Grade ARCHITAENIOGLOSSA Haller, 1892

Superfamily CYCLOPHOROIDEA Gray, 1847

Family MEGALOMASTOMATIDAE

Blanford, 1864

Subfamily MEGALOMASTOMATINAE

Blanford, 1864

Genus *Farcimoides* Bartsch, 1942

Subgenus *Farcimoides* Bartsch, 1942

**64. *Farcimoides (Farcimoides) domingoense*
Bartsch, 1942**

Farcimoides domingoense Bartsch, 1942 in

De La Torre, Bartsch and Morrison, 1942: 47, pl. 9, figs. 1–3.

Holotype: USNM 535940. Type Locality: “Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Jaume and Alcalde, 1946: 27.

**65. *Farcimoides (Farcimoides) orbignyi*
(L. Pfeiffer, 1853)**

Cyclostoma orbignyi L. Pfeiffer, 1853a: 149.

Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic status after Jaume and Alcalde, 1946: 27.

**66. *Farcimoides (Farcimoides) sallei castilloi*
Jaume & Alcalde, 1946**

Farcimoides (Farcimoides) sallei castilloi Jaume and Alcalde, 1946: 25–26, figs. 1–3.

Holotype: MFP 11961.

Paratypes: Alcalde 4214 (1); Castillo ? (?); Jaume 21024 ; Jaume 21025; Jaume 21026; MFP ? (?); MCZ ? (?).

Type Locality: ““La Laguna”, San José de Ocoa, provincia de Azua, República Dominicana”.

**67. *Farcimoides (Farcimoides) sallei sallei*
Bartsch, 1942**

Cyclostoma orbignyi var. γ L. Pfeiffer, 1853a: 149.

Holotype: USNM 535941.

Type Locality: “El Rio, which is between Constancia and Jarabacoa, Dominican Republic, at an elevation of 4,000 feet”.

Current taxonomic status after Bartsch, 1942 in De La Torre *et al.*, 1942: 46–47, pl. 9, figs. 29–31; and Jaume and Alcalde, 1946: 27.

Family NEOCYCLOTIDAE Kobelt & Möllendorff, 1897

Subfamily NEOCYCLOTINAE Kobelt & Möllendorff, 1897

Genus *Crocidopoma* Shuttleworth, 1857

68. *Crocidopoma abbotti* Bartsch, 1942

Crocidopoma (Crocidopoma) abbotti Bartsch, 1942 in De La Torre, Bartsch and Morrison, 1942: 67, pl. 12, figs. 13–15.

Holotype: USNM 356197.

Type Locality: “Cave, Savanna, 1 hour west of Maniel Viejo, Bohoruco Mts.,” southwest Dominican Republic; altitude, 2,510 feet”.

Current taxonomic status based on Morrison, 1955.

69. *Crocidopoma lamarcki* (Petit, 1850)*Cyclostoma lamarkki* Petit, 1850: 48.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Morrison, 1955: 161.

70. *Crocidopoma milleri* Bartsch, 1942*Crocidopoma (Crocidopoma) milleri* Bartsch, 1942 in De La Torre, Bartsch and Morrison, 1942: 66, pl. 12, figs. 1–3.

Holotype: USNM 389796.

Type Locality: “the slope of Loma de Cielo, Bohoruco Mountains, at an altitude of 3,000 feet, Polo, Barahona District, Dominican Republic”.

Current taxonomic status based on Morrison, 1955.

71. *Crocidopoma orbellum* (Lamarck, 1822)*Cyclostoma orbella* Lamarck, 1822: 148.Syntypes: *Cyclostoma (Cyclotus) floccosum* Shuttleworth, 1857: NMBE 19100/9; NMBE 19101/2. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Morrison, 1955: 161.

72. *Crocidopoma orcutti* Bartsch, 1942*Crocidopoma (Crocidopoma) orcutti* Bartsch, 1942 in De La Torre, Bartsch and Morrison, 1942: 66–67, pl. 12, figs. 36–38.

Holotype: USNM 535847.

Type Locality: “Gimbi Mountain in the southwestern part of the southern peninsula of Haiti”.

Current taxonomic status based on Morrison, 1955.

73. *Crocidopoma zayasi* Alcalde & Jacobson, 1956*Crocidopoma (Crocidopoma) zayasi* Alcalde & Jacobson, 1956: 111–113, 115, pl. 12, figs. 1, 2. Holotype: Alcade 13022. Paratype: USNM 79826.

Type Locality: “Anse a L’Eau, Department du Sud, Haiti, under banana roots in a farm”.

Current taxonomic status based on Morrison, 1955.

Subfamily AMPHICYCLOTINAE Kobelt & Möllendorff, 1897

Genus *Cyclohaitia* Bartsch, 1942**74. *Cyclohaitia haitia* Bartsch, 1942***Cyclohaitia haitia* Bartsch, 1942 in De La Torre,

Bartsch and Morrison, 1942: 53, pl. 10, figs. 12–14.

Holotype: USNM 535855.

Type Locality: “north of Tiburon, Haiti, along the road leading to Carcasse, south of the first village”.

Superfamily LITTORINOIDEA Children, 1834
Family ANNULARIIDAE Henderson

& Bartsch, 1920

Subfamily ANNULARIINAE Henderson
& Bartsch, 1920Genus *Eyerdamia* Bartsch, 1946**75. *Eyerdamia bertini bertini* (Maltzan, 1888)***Choanopoma bertini* Maltzan, 1888: 181.

Lectotype: SMF ? Paralectotypes: SMF ? (?); ZMB ? (?).

Type Locality: “Sanssouci in parte boreali insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 90, 170.

76. *Eyerdamia bertini gracillima* (Maltzan, 1888)*Choanopoma bertini* var. *gracillima* Maltzan, 1888: 181.

Lectotype: SMF ? Paralectotypes: SMF ? (?); ZMB ? (?).

Type Locality: “Sanssouci in parte boreali insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 90, 170.

77. *Eyerdamia eyerdami* Bartsch, 1946*Eyerdamia eyerdami* Bartsch, 1946: 156, pl. 28, fig. 11.

Holotype: USNM 504133.

Type Locality: “at the base of cliffs under debris at Pestel, Haiti”.

78. *Eyerdamia princesa* Bartsch, 1946*Eyerdamia princesa* Bartsch, 1946: 155–156, pl. 28, fig. 5.

Holotype: USNM 504134.

Type Locality: “on the estatus of the American Sugar Co., north of Port-au-Prince, Haiti”.

Genus *Parachondria* Dall, 1905**79. *Parachondria joyeuse* Watters, 2016***Parachondria joyeuse* Watters, 2016e: 164–165, figs. 1–7.

Holotype: UF 216406. Paratypes: UF 505262 (4).
Type Locality: “200 m elevation, 1 km W
of Majagual, Monte Plata Province, Dominican
Republic”.

Subgenus *Chondropomorus* Henderson &
Bartsch, 1920

**80. *Parachondria (Chondropomorus)*
anatolensis Watters, 2016**

Parachondria (Chondropomorus) anatolensis
Watters, 2016b: 247–248, figs. 1 A–H, 5 A (map).
Holotype: UF 216728. Paratypes: UF 216728 (4).
Type Locality: “100 m, 16 km S of Higüey,
La Altagracia Province, Dominican Republic”.

**81. *Parachondria (Chondropomorus)*
arcisensis Watters, 2016**

Parachondria (Chondropomorus) arcisensis
Watters, 2016b: 248–249, figs. 1 I–O, 5 A (map).
Holotype: UF 216749. Paratypes: UF 216749;
UF 33176.

Type Locality: “750 m, Citadelle Laferrière,
Département du Nord, Haiti”.

**82. *Parachondria (Chondropomorus)*
caricae (L. Pfeiffer, 1858)**

Chondropoma caricae L. Pfeiffer in Hjalmarson
and Pfeiffer, L. 1858: 142.

Holotype: *Chondropoma caricae* L. Pfeiffer,
1858: NL. *Chondropoma (Chondropomorus)*
caricae navarretense Bartsch, 1946: USNM
471990. *Chondropoma (Chondropomorus)*
caricae sosuense Bartsch, 1946: USNM 336770.
Type Locality: *Chondropoma caricae* L. Pfeiffer,
1858: “Prope Santiago insulae Haiti”.

Chondropoma (Chondropomorus) caricae
navarretense Bartsch, 1946: “above Navarrete
Station on the railroad running from Puerto Plata
to Santiago, Dominican Republic”. *Chondropoma*
(*Chondropomorus*) *caricae sosuense* Bartsch,
1946: “at Sosúa, 17 miles east of Puerto Plata,
Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b:
250–251, figs. 1 P–W, 5 A (map).

**83. *Parachondria (Chondropomorus)*
coroni (Bartsch, 1946)**

Chondropoma (Chondropomorus) coroni Bartsch,
1946: 17–18, pl. 3, fig. 7.
Holotype: USNM 493320.

Type Locality: “San Marc, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b:
251–252, figs. 1 X–AE, 5 A (map).

**84. *Parachondria (Chondropomorus)*
daedalus Watters, 2016**

Parachondria (Chondropomorus) daedalus
Watters, 2016b: 259–260, figs. 3 A–G, 5 B (map).
Holotype: UF 216481. Paratypes: UF 216481 (4).
Type Locality: “440 m elevation, Peralta, Azua
Province, Dominican Republic”.

**85. *Parachondria (Chondropomorus)*
dessalines (Bartsch, 1946)**

Chondropoma (Chondropomorus) petitianum
dessalines Bartsch, 1946: 19–20, pl. 2, fig. 3.

Holotype: USNM 471984.

Type Locality: “the hills at Thomazeau in the
Cul-de-Sac”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b:
252–253, figs. 1 AF–AI, 5 A (map).

**86. *Parachondria (Chondropomorus)*
gnotus (Pilsbry, 1935)**

Chondropoma soror Pilsbry, 1933: 124, pl. 6,
fig. 15.

Holotype: *Chondropoma soror* Pilsbry, 1933:
ANSP 44344a. *Chondropoma gnote kriegeri*
Bartsch, 1946: USNM 471997.

Paratypes: *Chondropoma soror* Pilsbry, 1933:
ANSP 374552 (9).

Type Locality: *Chondropoma soror* Pilsbry, 1933:
“San Lorenzo, on the south side of Samana Bay,
Santo Domingo”. *Chondropoma gnote kriegeri*
Bartsch, 1946: “archeological village site of the
Irawak Indians at the mouth of the San Juan
River, which is on the north side of the Samana
Peninsula in the Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b:
253–254, figs. 2 A–H, 5 A (map).

**87. *Parachondria (Chondropomorus)*
heatheraikenae Watters, 2016**

Parachondria (Chondropomorus) heatheraikenae
Watters, 2016b: 254, 256, figs. 2 I–O, 6 A (map).

Holotype: OSUM 40166.

Paratypes: BMSM 8236; UF 687683; UF 78423.

Type Locality: “1290 m elevation, abandoned
quarry near end of road between Cabo Rojo and
Las Mercedes, Pedernales Province, Dominican
Republic. 18.1214 N, 71.5699 W”.

88. *Parachondria (Chondropomorus) hispaniolae* (Clench & Aguayo, 1937)

Chondropoma (Chondropomorus) hispaniolae Clench & Aguayo, 1937: 64–66, pl. 7, figs. 1, 2. Holotype: *Chondropoma hispaniolae* Clench & Aguayo, 1937: MCZ 28410. *Chondropoma gnote enneriyense* Bartsch, 1946: USNM 471994. *Chondropoma gnote tuobi* Bartsch, 1946: USNM 471991. Paratypes: *Chondropoma hispaniolae* Clench & Aguayo, 1937: MCZ 92402 (3). Type Locality: *Chondropoma hispaniolae* Clench & Aguayo, 1937: “Milot, Haiti”. *Chondropoma gnote enneriyense* Bartsch, 1946: “summit of mountains near Enneriy, Haiti”. *Chondropoma gnote tuobi* Bartsch, 1946: “region of Sans Souci, Haiti”. Current taxonomic status after Watters, 2016b: 260, 262–263, figs. 3 H–O, 5 B (map).

89. *Parachondria (Chondropomorus) isabellinus* Watters, 2016

Parachondria (Chondropomorus) isabellinus Watters, 2016b: 265, figs. 3 X–AD, 5 B (map). Holotype: UF 216474. Paratypes: UF 216474 (4). Type Locality: “620 m elevation, 2 km NW of Los Pinos, Independencia Province, Dominican Republic”.

90. *Parachondria (Chondropomorus) muchai* Watters, 2016

Parachondria (Chondropomorus) muchai Watters, 2016b: 265–266, figs. 3 AE–AK, 5 A (map). Holotype: UF 216486. Paratypes: UF 216486 (3). Type Locality: “840 m elevation, 12 km S of Elías Piña, Elías Piña Province, Dominican Republic”.

91. *Parachondria (Chondropomorus) olssoni* (Pilsbry, 1933)

Chondropoma olssoni Pilsbry, 1933: 125, pl. 6, figs. 1–4. Holotype: ANSP 160978a. Paratypes: AMNH 95461 (5); ANSP 160868 (4); ANSP 160978; ANSP 373757 (3). Type Locality: “Cerro Monte Cristi, Santo Domingo”. Current taxonomic status after Watters, 2016b: 266–267, figs 4 A–H, 5 B (map).

92. *Parachondria (Chondropomorus) petitianus* (L. Pfeiffer, 1850)

Cyclostoma petitianum L. Pfeiffer, 1850: 78–79.

Holotype: NL. Syntypes: NHMUK 42/10 (3). Type Locality: “insula Haiti”. Current taxonomic status after Watters, 2016b: 256–257, figs. 2 P–V, 5 A (map).

93. *Parachondria (Chondropomorus) pilsbryi* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Chondropomorus) hemiotum “(L. Pfeiffer, 1852)” in Henderson & Bartsch, 1920: 61. Holotype: *Chondropoma (Chondropomorus) pilsbryi pilsbryi* Bartsch, 1946: USNM 515241. *Chondropoma (Chondropomorus) pilsbryi nonuni* Bartsch, 1946: USNM 515243. Type Locality: *Chondropoma (Chondropomorus) pilsbryi pilsbryi* Bartsch, 1946: “Guayubin Rio Yaque del Norte, Monte Cristi Province, Dominican Republic”. *Chondropoma (Chondropomorus) pilsbryi nonuni* Bartsch, 1946: “Navarrete Station on the railway between Puerto Plata and Santiago, Santiago Province, Dominican Republic”. Current taxonomic status after Watters, 2016b: 267–268, figs. 4 I–W, 6 A (map).

94. *Parachondria (Chondropomorus) salleanus* (L. Pfeiffer, 1850)

Cyclostoma salleanum L. Pfeiffer, 1850: 78. Holotype: *Chondropoma salleanum cookei* Bartsch, 1946: USNM 491999. Syntypes?: *Cyclostoma salleanum* L. Pfeiffer, 1850: NHMUK ? (3). *Cyclostoma litturatum* L. Pfeiffer, 1850: ZMB 65625. Type Locality: *Cyclostoma salleanum* L. Pfeiffer, 1850: NG. *Cyclostoma litturatum* L. Pfeiffer, 1850: “insula Haiti”. *Chondropoma salleanum cookei* Bartsch, 1946: “USGS station 8597 on a limestone hill south of Hatillo, 12 miles southwest of Cotui in the Province of La Vega, Dominican Republic”. Current taxonomic status after Watters, 2016b: figs. 4 X–AF, 6 A (map).

95. *Parachondria (Chondropomorus) samanicolus* (Bartsch, 1946)

Chondropoma hemiotum L. Pfeiffer, 1852: 288. Holotype: *Chondropoma hemiotum* L. Pfeiffer, 1852: NL. *Incertipoma samanicolum* Bartsch, 1946: USNM 369105. Type Locality: *Chondropoma hemiotum* L. Pfeiffer, 1852: “insula Haiti”. *Incertipoma samanicolum* Bartsch, 1946: “Boca del Infierno,

Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b: 263–264, figs. 3 P–W, 6 A (map).

96. *Parachondria (Chondropomorus) silvaticus* Watters, 2016

Parachondria (Chondropomorus) silvaticus Watters, 2016b: 257–258, figs. 2 W–AB, 5 B (map).

Holotype: UF 216479. Paratype: UF 216479. Type Locality: “680 m elevation, NE slope of Loma La Vigía, 15 km SW of Piedra Blanca, Monseñor Nouel Province, Dominican Republic”.

97. *Parachondria (Chondropomorus) stigmus* Watters, 2016

Parachondria (Chondropomorus) stigmus Watters, 2016b: 271–273, figs. 4 AG–AM, 6 A (map).

Holotype: UF 216426. Paratypes: UF 216426 (4). Type Locality: “850 m elevation, 7 km NNE of Polo, Barahona Province, Dominican Republic”.

98. *Parachondria (Chondropomorus) trachydermus* (Pilsbry, 1933)

Chondropoma petitianum var. *costata* Weinland, 1880: 346.

Holotype: *Chondropoma petitianum* var. *costata* Weinland, 1880: NL. *Chondropoma trachyderma* Pilsbry, 1933: ANSP 7872a. *Chondropoma petitianum dominicum* Bartsch, 1946: USNM 493309.

Paratype: *Chondropoma trachyderma* Pilsbry, 1933: ANSP 373754.

Type Locality: *Chondropoma petitianum* var. *costata* Weinland, 1880: “St. Domingo”. *Chondropoma trachyderma* Pilsbry, 1933: “Santo Domingo”. *Chondropoma petitianum dominicum* Bartsch, 1946: “Puerto Plata”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b: 258–259, figs. 2 AC–AI, 5 B, 6 A.

Subgenus *Clenchipoma* Bartsch, 1946

99. *Parachondria (Clenchipoma) clenchi* (Bartsch, 1946)

Parachondrops (Clenchipoma) clenchi Bartsch, 1946: 96–97, pl. 14, fig. 11.

Holotype: MCZ 119517a.

Type Locality: “Santo Domingo at Cayo Carbon (Carenara), Santa Barbara, Samana Bay”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 47, 209.

Subgenus *Parachondria* Dall, 1905

100. *Parachondria (Parachondria)? adulterinus* Hjalmarson & L. Pfeiffer, 1858

Chondropoma adulterinum Hjalmarson & L. Pfeiffer, 1858: 141–142.

Holotype: NL.

Type Locality: “in collibus prope Rio Amina, insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 130.

101. *Parachondria (Parachondria) darlingtoni* Clench & Aguayo, 1937

Parachondria (Parachondria) darlingtoni Clench & Aguayo, 1937: 66–67, pl. 7, fig. 4.

Holotype: MCZ 108576. Paratype: MCZ ? (?).

Type Locality: “Poste Terre Rouge, Haiti”.

102. *Parachondria (Parachondria) gettlemani* Watters, 2012

Parachondria (Parachondria) gettlemani Watters, 2012: 6, 8, figs. 26–28, 58 (habitat).

Holotype: UF 446066.

Paratypes: BMSM 17945; NHMUK 20110336; OSUM 36513; OSUM 36514 (2); UF 446067.

Type Locality: “Virgen de San Rafael, ca. 200 m, ca. 7 km NNE of Paraíso, Barahona Province, Barahona Peninsula, Dominican Republic, on trees. 18.05° N, –71.12° W”.

103. *Parachondria (Parachondria) gonavensis arcahaiensis* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Chondropoma) gonavense arcahaiense Bartsch, 1946: 55, pl. 10, fig. 1.

Holotype: USNM 471972.

Type Locality: “on rocks 42 miles north of Port–au–Prince, that is, in the neighborhood of L’Arcahaie”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 275–276.

104. *Parachondria (Parachondria) gonavensis finitimus* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Chondropoma) gonavense finitimum Bartsch, 1946: 54, pl. 10, fig. 4.

Holotype: USNM 493300.

Type Locality: “on the northwestern rim of the Cul–de–Sac, north of Port–au–Prince”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 276.

105. *Parachondria (Parachondria) gonavensis gonavensis* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Chondropoma) gonavense gonavense Bartsch, 1946: 55, pl. 10, fig. 5.

Holotype: USNM 471965.

Type Locality: “near Anse a Galets, Gonave Island”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 276.

106. *Parachondria (Parachondria) kazikus* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Lindenipoma) kazikum Bartsch, 1946: 49, pl. 9, fig. 5.

Holotype: USNM 493322. Type Locality: “the Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 319–320.

107. *Parachondria (Parachondria) lindenianus goanni* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Lindenipoma) lindenianum goanni Bartsch, 1946: 51, pl. 9, fig. 1.

Holotype: USNM 493321. Type Locality: “Fonds Verettes”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 335.

108. *Parachondria (Parachondria) lindenianus lindenianus* (Weinland, 1880)

Chondropoma lindenianum Weinland, 1880: 344–345, pl. 12, fig. 5.

Holotype: NL. Type Locality: “Port au Prince (legit Parkliurst) St. Jaques (legit Prof. Linden) insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 334.

109. *Parachondria (Parachondria) lindenianus manni* (Clench & Aguayo, 1937)

Chondropoma (Chondropomorus) manni Clench & Aguayo, 1937: 65–66, pl. 7, fig. 3.

Holotype: MCZ 25415. Paratype: MCZ 36692. Type Locality: “Furey, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 346.

110. *Parachondria (Parachondria) orcutti* (Bartsch, 1946)

Orcuttipoma orcutti Bartsch, 1946: 88–90, pl. 14, fig. 6.

Holotype: USNM 504001.

Type Locality: “a Little north of Abricots”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 386.

111. *Parachondria (Parachondria) scripturatum* Weinland, 1876

Cyclostoma (Chondropoma) scripturatum Weinland, 1876: 173.

Holotype: NL.

Type Locality: “rarissime prope oppiduluni Corail insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 467–468.

112. *Parachondria (Parachondria) umbricolus cayemitensis* (Bartsch, 1946)

Parachondisca umbricola cayemitensis Bartsch, 1946: 73, pl. 13, fig. 4.

Holotype: USNM 503997. Type Locality:

“Grande Cayemite, a large island lying off the north coast of the south peninsula, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 526.

113. *Parachondria (Parachondria) umbricolus umbricolus* (Weinland, 1862)

Cyclostoma umbricola Weinland, 1862a: 88.

Holotype: USNM 425689.

Syntypes?: SMF ?; ZMB ?

Type Locality: “insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 46, 526.

Genus *Weinlandipoma* Bartsch, 1946

114. *Weinlandipoma auduboni* Watters, Grego & Šteffek, 2013

Weinlandipoma auduboni Watters, Grego & Šteffek, 2013: 81–82, figs. 5–8, 19K.

Holotype: UF 451538.

Paratypes: UF 451541; OSUM 37268; BMSM 17935.

Type Locality: “Near Morne Cavalier, 1 kmW of Cay Michel, Parc National Pic Macaya, wet limestone outcrops, 1,191 m elevation, Department du Sud, Haiti, 18.3267° N, –74.0299°W”.

115. *Weinlandipoma blandii* (Weinland, 1880)

Choanopoma blandii Weinland, 1880: 340–341.

Holotype: *Choanopoma blandii* Weinland, 1880: NL. *Orcuttipoma rollei blanchardi* Bartsch, 1946:

USNM 355943.

Type Locality: *Choanopoma blandii* Weinland, 1880: “Port au Prince, Ins. Haiti”. *Orcuttipoma rollei blanchardi* Bartsch, 1946: “near Pétionville”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 78–80, figs. 40–44, 96 (map).

116. *Weinlandipoma charybdis* Watters, 2017

Weinlandipoma charybdis Watters, 2017: 87, figs. 82–85, 98 (map).

Holotype: UF 46583. Paratypes: UF 507917 (3). Type Locality: “1150 m, 19.4 km NNE of Perado, Département de Sud–Est, Haiti”.

117. *Weinlandipoma corbis* Watters, 2017

Weinlandipoma corbis Watters, 2017: 68–69, figs. 6–10, 98 (map).

Holotype: UF 32299. Paratypes: UF 507915 (3). Type Locality: “790 m, 11 km NNE of Poste Avancé, Département de la Grand’Anse, Haiti”.

118. *Weinlandipoma excisum* Bartsch, 1946

Weinlandipoma excisum Bartsch, 1946: 160, pl. 28, fig. 1.

Holotype: USNM 504136.

Type Locality: “Hill east of Morne Rouge, Haiti, on the south coast of the west peninsula”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 69, figs. 11–14.

119. *Weinlandipoma formonense* Watters, 2017

? *Weinlandipoma robustum* “Bartsch, 1946” in Grego and Šteffek, 2007: 88.

Holotype: UF 48343. Paratypes: UF 507911 (3). Type Locality: “1120 m, Morne Cavalier escarpment, Département du Sud, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 69, figs. 15–19, 95.

120. *Weinlandipoma gonavense* (Weinland, 1880)

Cyclostoma (*Choanopoma*?) *gonavense* Weinland, 1880: 340–341, pl. 12, fig. 2.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Gonave propre Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 67–68, figs. 1–5, 95 (map).

121. *Weinlandipoma gregoi* Watters, 2017

Weinlandipoma gregoi Watters, 2017: 70–71, figs. 20–24, 95 (map).

Holotype: UF 33386. Paratypes: UF 507921 (4).

Type Locality: “1 kmW of La Vallée–du–Jacmel, Département du Sud–Est, Haiti. Despite the labels reading “La Vallée, Dept. Sud,” based on other evidence this appears to be La Vallée–du–Jacmel in the Département du Sud–Est”.

122. *Weinlandipoma macayaense* Watters, Grego & Šteffek, 2013

Weinlandipoma macayaense Watters, Grego & Šteffek, 2013: 82, figs. 9–12.

Holotype: UF 451540.

Paratypes: BMSM 17936; OSUM 37269; OSUM 37270; UF 451537.

Type Locality: “Near Morne Cavalier, Parc National Pic Macaya, 1 kmW of Cay Michel, wet limestone outcrops, 1,191 m elevation, Department du Sud, Haiti, 18.3267° N, –74.0299°W”.

123. *Weinlandipoma meridianum* Bartsch, 1946

Weinlandipoma meridianum Bartsch, 1946: 164–165, pl. 28, fig. 8.

Holotype: USNM 504138. Type Locality: “on the Gimbi River in the neighborhood of Saltrou, Haiti”.

124. *Weinlandipoma milleri* Bartsch, 1946

Weinlandipoma milleri Bartsch, 1946: 163–164, pl. 28, fig. 9.

Holotype: USNM 504139.

Type Locality: “Bahoruco Mountains, at Polo, Barahona District, Dominican Republic, at an elevation of 2,000 feet”.

125. *Weinlandipoma orcutti* Bartsch, 1946

Weinlandipoma orcutti Bartsch, 1946: 161–162, pl. 28, fig. 6.

Holotype: USNM 504137.

Type Locality: “a hill north of Coteaux, Haiti, east of the river”.

126. *Weinlandipoma pruinorum* Watters, 2017

Weinlandipoma pruinorum Watters, 2017: 71, figs. 25–29, 98 (map).

Holotype: UF 507923. Paratypes: UF 507924 (5).

Type Locality: “1 kmW of La Vallée–du–Jacmel, Département du Sud–Est, Haiti”.

127. *Weinlandipoma robustum* Bartsch, 1946

Weinlandipoma gonavense robustum Bartsch, 1946: 158, pl. 28, fig. 3.

Weinlandipoma gonavense conceptum

Bartsch, 1946: 158–159, pl. 28 fig. 2.

Holotype: *Weinlandipoma gonavense robustum* Bartsch, 1946: USNM 404981. *Weinlandipoma gonavense conceptum* Bartsch, 1946:

USNM 402340.

Type Locality: *Weinlandipoma gonavense robustum* Bartsch, 1946: “near Les Cayes, Haiti”.

Weinlandipoma gonavense conceptum Bartsch, 1946: “on the road between L’Acul and Port Salut, about halfway to the first summit”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 71–72, figs. 30–34, 95 (map).

128. *Weinlandipoma rollei* (Weinland, 1862)

Cyclostoma rollei Weinland, 1862a: 89–90.

Holotype: *Cyclostoma rollei* Weinland, 1862:

SMF ? *Cyclostoma serraticosta* Weinland, 1862:

SMF ? *Orcuttipoma rollei fauxcapense* Bartsch, 1946: USNM 504003. *Orcuttipoma rollei cayemitense* Bartsch, 1946: USNM 504014.

Syntype: *Cyclostoma serraticosta*

Weinland, 1862: NL.

Type Locality: *Cyclostoma rollei* Weinland, 1862:

“insula Haiti. Sehr verbreitet im südwestlichen Theile der Insel, an feuchten Mauern, auch an Felsen mitten imWalde”. *Cyclostoma serraticosta* Weinland, 1862: “insula Haiti. Drei lebende Exemplare wurden gefunden in einem Waldthale bei Corail, eine Tagereise von Jérémie”.

Orcuttipoma rollei fauxcapense Bartsch, 1946:

“Abricots”. *Orcuttipoma rollei cayemitense* Bartsch, 1946: “Grande Cayemite Island”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 82–84, figs. 60–64, 96 (map).

129. *Weinlandipoma silmarilium* Watters, 2017

Weinlandipoma silmarilium Watters, 2017:

88, figs. 91–94, 96 (map).

Holotype: UF 33264. Paratypes: UF 507913 (3).

Type Locality: “210 m elevation, 6 km SSE of Fonds-des-Blancs, Département de Sud, Haiti”.

130. *Weinlandipoma smithianum*

(L. Pfeiffer, 1866)

Choanopoma? smithianum L. Pfeiffer, 1866: 88–89.

Neotype: NHMUK 20120258.

Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 84–85, figs. 65–69, 98 (map).

131. *Weinlandipoma strictecostatum* (Maltzan, 1888)

Choanopoma strictecostatum Maltzan, 1888: 181. Syntype?: ZMB 41164.

Type Locality: “Miragoane insulae Haiti meridionalis”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 72–77, figs. 35–39, 95 (map).

132. *Weinlandipoma tylotum* Watters, 2017

Weinlandipoma tylotum Watters, 2017:

85, figs. 70–74, 95 (map).

Holotype: UF 507919. Paratypes: UF 507925 (3).

Type Locality: “1100 m, 20 km NE of Marigot, Département de Sud–Est, Haiti”.

133. *Weinlandipoma vachecolum* Bartsch, 1946

Orcuttipoma rollei vachecolum Bartsch,

1946: 91–92, pl. 14, fig. 4.

Holotype: USNM 504002. Type Locality: “Landefue Bay”.

Current taxonomic status after Watters, 2017: 85–86, figs. 75, 76, 98.

Subfamily ABBOTTELLINAE Watters, 2016

Genus *Abbottella* Henderson & Bartsch, 1920

134. *Abbottella crataegus* Watters, 2016

Abbottella crataegus Watters, 2016c:

116–117, figs. 17–24, 29.

Holotype: UF 216138. Paratypes: UF 216138 (5).

Type Locality: “5 km W of Majagual, Monte Plata Province, Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters *et al.*, 2020: 8–9, figs. 18, 22–27, 28 (map).

135. *Abbottella domingoensis* Bartsch, 1946

Abbottella moreletiana gabriella Bartsch, 1946: 148, pl. 25, figs. 4–6.

Abbottella moreletiana wetmorei Bartsch, 1946: 148, pl. 26, figs. 8–10.

Abbottella moreletiana domingoensis Bartsch, 1946: 147, pl. 25, figs. 1–3.

Holotype: *Abbottella moreletiana domingoensis*

Bartsch, 1946: USNM 504117. *Abbottella*

moreletiana gabriella Bartsch, 1946: USNM

504124. *Abbottella moreletiana wetmorei* Bartsch, 1946: USNM 504119.

Type Locality: *Abbottella moreletiana*

domingoensis Bartsch, 1946: “Santo Domingo,” probably Santo Domingo City”. *Abbottella*

moreletiana gabriella Bartsch, 1946: “San Gabriel Isle, Samaná Bay”. *Abbottella moreletiana wetmorei* Bartsch, 1946: “Pelican Keys, San Lorenzo Bay, Samaná Bay, Dominican Republic”. Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 9, figs. 18, 29–35, 36 (map).

136. *Abbottella haitensis* Bartsch, 1946

Abbottella haitensis Bartsch, 1946: 145–146, pl. 24, figs. 10–12.
Holotype: USNM 504111.
Type Locality: “on the road to Grand Bois, 4 miles north of Thomazeau, at an elevation of 1,000 feet”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 9, figs. 18, 37, 38, 39 (map).

137. *Abbottella moreletiana moreletiana* (Crosse, 1873)

Choanopoma moreletiana Crosse, 1873: 354.
Holotype: ANSP 14166.
Type Locality: “regione Dominicanum insulae Haïti, Antillarum”
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 9, 11, figs. 18, 40–43, 46 (map).

138. *Abbottella moreletiana kriegeri* Bartsch, 1946

Abbottella moreletiana kriegeri Bartsch, 1946: 146, pl. 24, figs. 4–6.
Holotype: USNM 504115.
Type Locality: “the north side of the Samaná Peninsula on the center of the south side of San Juan Bay, Dominican Republic”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 11–12, figs. 44, 45, 46 (map).

Genus *Abbottipoma* Watters, Smith & Sneddon, 2020

139. *Abbottipoma abbotti* (Bartsch, 1946)

Abbottella abbotti Bartsch, 1946: 154–155, pl. 27, figs. 10–12.
Holotype: USNM 504108.
Type Locality: “near Laguna, Samaná Bay, Dominican Republic”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 12, figs. 47–53, 54 (map).

140. *Abbottipoma crossei* (Pilsbry, 1933)

Choanopoma crossei Pilsbry, 1933: 130, pl. 7, figs. 5, 5a, 6.

Holotype: *Choanopoma crossei* Pilsbry, 1933: ANSP 7951. *Abbottella gabbi pilsbryi* Bartsch, 1946: USNM 504099. *Abbottella harpeza* Watters & Duffy, 2010: UF 420731.

Paratype: *Choanopoma crossei* Pilsbry, 1933: ANSP 373769 (1).

Type Locality: *Choanopoma crossei* Pilsbry, 1933: “Santo Domingo”. *Abbottella gabbi pilsbryi* Bartsch, 1946: “in a cave on the Río Seco near Samaná, Samaná Bay, Dominican Republic”. *Abbottella harpeza* Watters & Duffy, 2010: “Isla Beata, Samaná Peninsula”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 12, figs. 55–61, 62 (map).

141. *Abbottipoma gabbi* (Crosse, 1873)

Choanopoma gabbi Crosse, 1873: 353–354.
Syntype: MNHN 2000–5452.
Type Locality: “in regione Dominicanum insulae Haïti, Antillarum”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 14, figs. 63–69, 70 (map).

Genus *Arenabbottella* Watters, Smith & Sneddon, 2020

142. *Arenabbottella adolfi* (L. Pfeiffer, 1852)

Choanopoma adolfi L. Pfeiffer, 1852: 167.
Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 15, fig. 19 (map), 71, 72.

143. *Arenabbottella aenea* (Watters, 2010)

Abbottella (Abbottella) aenea Watters, 2010: 16–17, pl. 1, figs. 1–4.
Holotype: UF 434777.
Paratypes: BMSM 17971 (2); OSUM 35490 (2); UF 434778.
Type Locality: “Dominican Republic, La Altagracia Province, Punta Cana”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 15, figs. 19 (map), 76–78, 79 (map).

144. *Arenabbottella calliotropis* (Watters, 2013)

Abbottella (Abbottella) calliotropis Watters, 2013b: 3, figs. 1 A–E, 5 O, 7 A.
Holotype: UF 456810. Paratypes: UF 216131 (59).
Type Locality: “Dominican Republic, La Altagracia Province, along Río Yuna, 2 km S of La Guana. ca. 18.79° N, –68.67° W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 15, 17, figs. 19 (map), 80–82, 83 (map).

145. *Arenabbottella dichroa* (Watters, 2013)

Abbottella (*Abbottella*) *dichroa* Watters, 2013b: 6–7, figs. 1 K–O, 5 Q, 7 C.
Holotype: UF 456801. Paratypes: UF 216112 (31).
Type Locality: “Dominican Republic, Samaná Province, just E of El Limón, 10 km E of Las Terrenas, at sea level. ca. 19.29° N, –69.44° W”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 17, figs. 19 (map), 84–86, 87 (map).

146. *Arenabbottella mellosa* (Watters & Duffy, 2010)

Abbottella (*Abbottella*) *mellosa* Watters & Duffy, 2010a: 2, figs. 4–6.
Holotype: UF 420729. Paratype: OSUM 32477.
Type Locality: “Dominican Republic, Los Brazos, near Sosúa”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 17, figs. 19 (map), 88–90, 91 (map).

147. *Arenabbottella milleacantha* (Watters & Duffy, 2010)

Abbottella (*Abbottella*) *milleacantha* Watters & Duffy, 2010a: 2–3, figs. 7–9.
Holotype: UF 420728. Paratype: OSUM 32478.
Type Locality: “Dominican Republic, northeast Isla Saona”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 17, figs. 19 (map), 92–94, 95 (map).

148. *Arenabbottella newcombi* (Crosse, 1873)

Choanopoma newcombi Crosse, 1873: 352–353.
Syntype: MNHN 5436 ?
Type Locality: “in regione Dominicanum insulae Haïti, Antillarum”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 17, 19, fig. 73.

149. *Arenabbottella nitens* (Watters, 2013)

Abbottella (*Abbottella*) *nitens* Watters, 2013b: 7, figs. 1 P–S, 5 R, S, 8 A.
Holotype: UF 456806. Paratypes: UF 456808 (15).
Type Locality: “Dominican Republic, La Altagracia Province, 16 km S of Higüey, at 100 m. ca. 18.46° N, –68.71° W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 19, figs. 19 (map), 96–97, 99 (map).

150. *Arenabbottella rosaliae* (L. Pfeiffer, 1858)

Choanopoma rosaliae L. Pfeiffer, 1858 in Hjalmarson and L. Pfeiffer, 1858: 139–140, pl. 2, figs. 4–6.
Holotype: NL. Type Locality: “insulae Haiti”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 19, figs. 15, 19 (map), 100–102, 103 (map).

151. *Arenabbottella samanensis* (Bartsch, 1946)

Abbottella samanensis Bartsch, 1946: 148–149, pl. 25, figs. 7–9.
Holotype: USNM 504090.
Type Locality: “Cape Samaná, Dominican Republic”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 19, figs. 19 (map), 104–106, 107 (map).

152. *Arenabbottella sanchezi* (Bartsch, 1946)

Abbottella sanchezi Bartsch, 1946: 149, pl. 26, figs. 1–3.
Holotype: *Abbottella sanchezi* Bartsch, 1946: USNM 504092. *Abbottella adolphi peninsularis* Bartsch, 1946: USNM 504095.
Type Locality: *Abbottella sanchezi* Bartsch, 1946: “2 miles northwest of Sánchez, Dominican Republic”. *Abbottella adolphi peninsularis* Bartsch, 1946: “on the trail from Samaná to Rio San Juan, Samaná Peninsula”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 19–20, figs. 19 (map), 108–112, 113 (map).

153. *Arenabbottella sosuaensis* (Bartsch, 1946)

Abbottella sosuaensis Bartsch, 1946: 151, pl. 26, figs. 11–13.
Holotype: USNM 336768.
Type Locality: “Sosúa, 16 miles east of Puerto Plata, Dominican Republic”.
Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 20, figs. 19 (map), 114–116, 117 (map).

154. *Arenabbottella tenebrosa* (Watters, 2013)

Abbottella (*Abbottella*) *tenebrosa* Watters, 2013b: 6, 8, figs. 1 U–Y, 8 B.
Holotype: UF 456796.

Paratypes: BMSM 17937(16); OSUM 37271 (12); UF 456797 (15).

Type Locality: “Dominican Republic, Puerto Plata Province, El Choco, near Cabarete. ca. 19.74° N, -70.42° W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 20, figs. 19 (map), 118–120, 121 (map).

155. ? *Arenabbottella tentorium* (L. Pfeiffer, 1850)

Cyclostoma tentorium L. Pfeiffer, 1850: 77.

Holotype: NL. Type Locality: “insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 20, figs. 74, 75.

156. *Arenabbottella urbana* (Watters, 2012)

Abbottella (*Abbottella*) *urbana* Watters, 2012: 1, 3, figs. 1–3.

Holotype: UF 446061. Paratype: OSUM 36509.

Type Locality: “Parque Central, off José Contreras Blvd., N of the Loteria barrio of western Santo Domingo, Distrito Nacional, Dominican Republic, 18.44 N, -69.97 W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 20, 23, figs. 19 (map), 122–127, 128 (map).

157. *Arenabbottella wilhelmi* (L. Pfeiffer, 1858)

Choanopoma wilhelmi L. Pfeiffer, 1858 in Hjalmarsen and L. Pfeiffer, 1858: 139, pl. 2, figs. 1–3.

Holotype: NL. Type Locality: “insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 23, figs. 19 (map), 129–134, 135 (map).

Genus *Lagopoma* Bartsch, 1946

158. *Lagopoma lagopoma* Bartsch, 1946

Lagopoma lagopoma Bartsch, 1946: 142–143, pl. 23, figs. 1–3.

Holotype: USNM 356198.

Type Locality: “Laguna, 4 miles N of Samaná, Samaná Province, Dominican Republic”.

Genus *Leiabbottella* Watters, 2010

159. *Leiabbottella galaxius* Watters, 2010

Leiabbottella galaxius Watters, 2010: 17–19, pl. 1, figs. 5, 6

Holotype: UF 434779.

Paratypes: BMSM 17972 (2); OSUM 35491; UF 434780.

Type Locality: “Dominican Republic, Samaná Province, Samaná Peninsula, along Rt. 5 between Santa Bárbara de Samaná and Sánchez, in the southern foothills of the Sierra de Samaná”.

Genus *Meganipha* F. G. Thompson, 1978

160. *Meganipha rhecta* F. G. Thompson, 1978

Meganipha rhecta F. G. Thompson, 1978: 41–54, figs. 1–4.

Holotype: UF 22745.

Paratypes: DMNH 111264 (2); GTW 8227a; UF 22746 (21); UF 22747 (114); UF 249213 (?); USNM 711132 (6).

Type Locality: “Dominican Republic, Puerto Plata Province, Loma del Puerto, Yaroa, 700 m elevation”.

Genus *Microabbottella* Watters, Smith & Sneddon, 2020

161. *Microabbottella diadema* (Watters, 2013)

Abbottella (*Abbottella*) *diadema* Watters, 2013b: 4, 6, figs. 1 F–J, 5 P, 7 B.

Holotype: UF 456814. Paratypes: UF 456815 (5).

Type Locality: “Dominican Republic, Samaná Province, Cabo Cabrón, at 280 m. ca. 19.34° N, -69.25° W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 25, figs. 20 (map), 154–156, 157 (map).

Genus *Preclaripoma* Watters, Smith & Sneddon, 2020

162. *Preclaripoma soluta* (L. Pfeiffer, 1852)

Choanopoma solutum “Richard” L. Pfeiffer, 1851: 155.

Holotype: ? NHMUK.

Type Locality: “Island of Santo Domingo”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 25, 28, figs. 21 (map), 158–159, 161 (map).

163. *Preclaripoma thompsoni* (Watters, 2013)

Leiabbottella thompsoni Watters, 2013b: 9–11, 17, 18, figs. 2 A–E, 7 E.

Holotype: UF 456799. Paratypes: UF 236225 (91).

Type Locality: “Dominican Republic, Monte Plata Province, 5 km N of Majagual [Majugual], at 150 m. ca. 19.09° N, -69.83° W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 28, figs. 21 (map), 162–168, 169 (map).

Genus *Rolleia* Crosse, 1891

164. *Rolleia bompardopolensis* (Bartsch, 1946)

Petasipoma bombardopolense Bartsch, 1946:

138–139, pl. 21, figs. 4–6.

Holotype: USNM 504085.

Type Locality: “Crevices in rocks in a ravine a little west of Bombardopolis, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 28–29, figs. 20 (map), 170–171, 172 (map).

165. *Rolleia haitensis* Bartsch, 1946

Rolleia haitensis Bartsch, 1946: 141–142, pl. 23, figs. 7–9.

Holotype: USNM 504088.

Type Locality: “Ennery, Haiti”.

166. *Rolleia martensi* (Maltzan, 1888)

Cyclotus martensi Maltzan, 1888: 179.

Syntype: ZMB 40725.

Type Locality: “Sanssouci in parte meridionali insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 29, figs. 20 (map), 177–178, 179 (map).

167. *Rolleia oberi* Watters & Duffy, 2010

Rolleia oberi Watters & Duffy, 2010b: 185, 187, figs. 1–6.

Holotype: UF 434775. Paratypes: BMSM 17970 (2); OSUM 35489 (2); UF 434776 (3).

Type Locality: “On road half way between Santiago de los Caballeros and Puerto Plata, El Puerto, La Has, Puerto Plata Province, Dominican Republic, at 830–1000 m in the Cordillera Septentrional”.

168. *Rolleia paradoxa* (Watters, 2013)

Abbottella (Gundlachtudora) paradoxa Watters, 2013b: 8–9, figs. 1 Z–CC, 9 F.

Holotype: UF 456812. Paratypes: UF 456813 (22).

Type Locality: “Dominican Republic, Santiago Province, Loma Diego de Ocampo, at 1200 m. ca. 19.62° N, –70.76° W”.

Current taxonomic status after Watters, Smith and Sneddon, 2020: 29–30, figs. 20 (map), 188–190, 191 (map).

169. *Rolleia simonaikeni* Watters, Smith & Sneddon, 2020

Rolleia sp. in Aiken, 2018: figs. top of p. 8.

Holotype: OSUM 46107. Paratypes: BMSM 128507 (1); UF 525639 (1).

Type Locality: “Dominican Republic, Santiago Province, Loma del Puerto, 1.4 km NNW of Lajas de Yaroa”.

Current taxonomic status after Watters *et al.*, 2020: 30, fig. 20 (map), 192–198, 199 (map).

Subfamily CHONDROPOMATINAE Henderson & Bartsch, 1920

Genus *Chondropoma* L. Pfeiffer, 1847

170. *Chondropoma bellavittatum* Watters, 2016

Cyclostoma semilabris Lamarck, 1822: 146.

Holotype: UF 33135. Paratypes: UF 33135 (4).

Type Locality: “1 km E of Baie-de-Henne, Department Nord Ouest, Haiti, ca.

19.6611° N, –73.2041° W”.

Current taxonomic status after Watters, 2016a: 23–25, figs. 1–6, 7 (map).

171. *Chondropoma marinum* Reeve, 1863 [?]

Chondropoma marinum Weinland, 1862?: ?

Holotype: NL. Type Locality: “Island of Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2016b: 274.

172. *Chondropoma simplex* L. Pfeiffer, 1852

Chondropoma simplex L. Pfeiffer, 1852: 143.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Subgenus *Chondropoma* L. Pfeiffer, 1847

173. *Chondropoma (Chondropoma) abbotti* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) abbotti Bartsch, 1946: 64–65, pl. 13, fig. 1.

Holotype: USNM 218045.

Type Locality: “Trou Bon Dieux, Port-de-Paix, Haiti”.

174. *Chondropoma (Chondropoma) blanchardi blanchardi* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) blanchardi blanchardi Bartsch, 1946: 58–59, pl. 8, fig. 2.

Holotype: USNM 493305.

Type Locality: “Pétionville in the hills south of the Cul-de-Sac, above Port-au-Prince”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 27, 177.

175. *Chondropoma (Chondropoma) blanchardi marci* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) blanchardi marci Bartsch, 1946: 59, pl. 8, fig. 1.

Holotype: USNM 493307.

Type Locality: “on the limestone cliffs bordering the railway a little south of St. Marc, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 27, 177.

176. *Chondropoma (Chondropoma) blandum* L. Pfeiffer, 1852

Chondropoma blandum L. Pfeiffer, 1852: 290.

Syntypes?: BMNH 7–12 (2).

Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 27, 178–179.

177. *Chondropoma? (Chondropoma) brownianum* Weinland, 1880

Chondropoma brownianum Weinland, 1880: 347–348, pl. 12, fig. 14.

Syntype: SMF ?

Type Locality: “Port au Prince, Haiti”.

Current taxonomic status based on Watters, 2006: 27, 181; and Watters and Larson, 2017: 174.

178. *Chondropoma (Chondropoma) catalinense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) catalinense Bartsch, 1946: 69, pl. 12, fig. 2.

Holotype: USNM 471953.

Type Locality: “Catalina Island, Dominican Republic”.

179. *Chondropoma (Chondropoma) crystallinum* Watters, 2012

Chondropoma (Chondropoma) crystallinum Watters, 2012: 3–4, figs. 8, 9.

Holotype: UF 446062.

Type Locality: “22 km N of Pedemales, off road HH to Agua Negra, at 460 m, Pedernales Province, Barahona Peninsula, Dominican Republic, in cleared field on southern slope of the Sierra de Baoruco. 18.10° N, –71.64° W”.

180. *Chondropoma (Chondropoma) duffyhookorum* Watters, 2012

Chondropoma (Chondropoma) duffyhookorum Watters, 2012: 4, figs. 10–12.

Holotype: UF 446063. Paratype: OSUM 35610.

Type Locality: “On an old house, Boca Chica, at nearly sea level, Santo Domingo Province, Dominican Republic, 18.46° N, –69.61° W”.

181. *Chondropoma? (Chondropoma) eyerdami eyerdami* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) eyerdami eyerdami Bartsch, 1946: 62–63, pl. 11, fig. 6.

Holotype: USNM 471957.

Type Locality: “the shore of the Saline near Madame Siadae on the south–central coast of Gonave Island”.

Current taxonomic status based on Watters, 2006: 27, 259–260; and Watters and Larson, 2017: 174.

182. *Chondropoma? (Chondropoma) eyerdami parishae* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) eyerdami parishae Bartsch, 1946: 63, pl. 11, fig. 3.

Holotype: USNM 499351.

Type Locality: “southeastern point of Gonave Island”.

Current taxonomic status based on Watters, 2006: 27, 260; and Watters and Larson, 2017: 174.

183. *Chondropoma (Chondropoma) genevievae* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) genevievae Bartsch, 1946: 55–56, pl. 11, fig. 4.

Holotype: USNM 471973.

Type Locality: “base of a cliff near the mouth of the Rivière des Côtes de Fer between Jean Rabel and Le Mole, Haiti”.

Current taxonomic status based after Watters, 2006: 27, 271.

184. *Chondropoma (Chondropoma) kisslingianum* (Weinland, 1880)

Cyclostoma (Chondropoma?) kisslingianum Weinland, 1880: 356–357, pl. 12, fig. 13.

Syntype: SMF ? Type Locality:

“Gonaives insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 27, 320.

185. *Chondropoma (Chondropoma) manielense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) manielense manielense Bartsch, 1946: 53, pl. 10, fig. 3.

Chondropoma (Chondropoma) manielense montivagum Bartsch, 1946: 53, pl. 10, fig. 2.

Holotype: *Chondropoma (Chondropoma) manielense manielense* Bartsch, 1946: USNM 471962. *Chondropoma (Chondropoma) manielense montivagum* Bartsch, 1946: USNM 471963.

Type Locality: *Chondropoma (Chondropoma) manielense manielense* Bartsch, 1946: “debris among rocks by a small cave in a small savanna one hour’s walk west of Maniel Viejo, Dominican Republic”. *Chondropoma (Chondropoma) manielense montivagum* Bartsch, 1946: “Bahoruco Mountains at an altitude of 3,500 feet, 2 miles north of Maniel Viejo, Dominican Republic”.
Current taxonomic status based after Watters, 2012: 4.

186. *Chondropoma (Chondropoma) molense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) molense Bartsch, 1946: 66–67, pl. 12, fig. 7.
Holotype: USNM 471960. Type Locality: “on coral rocks between the roots of a tree on the trail west of Le Mole River, northwest Haiti”.

187. *Chondropoma (Chondropoma) montalbense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) montalbense Bartsch, 1946: 65–66, pl. 12, fig. 1.
Holotype: USNM 471959.
Type Locality: “Coteaux, Haiti”.

188. *Chondropoma (Chondropoma) quisquense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) quisquense quisquense Bartsch, 1946: 61, pl. 11, fig. 1. *Chondropoma (Chondropoma) quisquense sculptior* Bartsch, 1946: 61–62, pl. 11, fig. 2.
Holotype: *Chondropoma (Chondropoma) quisquense quisquense* Bartsch, 1946: USNM 471954. *Chondropoma (Chondropoma) quisquense sculptior* Bartsch, 1946: 471956
Type Locality: *Chondropoma (Chondropoma) quisquense quisquense* Bartsch, 1946: “Trujin in the southeastern portion of Barahona Province, Dominican Republic”. *Chondropoma (Chondropoma) quisquense sculptior* Bartsch, 1946: “the mountains near Maniel Viejo, in Barahona Province, Dominican Republic, at an altitude of 2,500 feet”.
Current taxonomic status based after Watters, 2012: 4–5.

189. *Chondropoma (Chondropoma) rabelense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) rabelense Bartsch, 1946: 64, pl. 13, fig. 2.
Holotype: USNM 503995.
Type Locality: “between Jean Rabel and Le Mole, Haiti”.

190. *Chondropoma (Chondropoma) solum* Barstch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) solum Barstch, 1946: 68–69, pl. 12, fig. 6.
Holotype: USNM 471951.
Type Locality: “Catalina Island, Dominican Republic”.

191. *Chondropoma (Chondropoma) tortugaense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) tortugaense Bartsch, 1946: 63–64, pl. 12, fig. 4.
Holotype: USNM 471958.
Type Locality: “foot of an inland elevated coral cliff on the north side of Tortue Island, Haiti”.

192. *Chondropoma (Chondropoma) vanattae vanattae* Pilsbry, 1933

Chondropoma vanattae Pilsbry, 1933: 124, pl. 6, figs. 8, 9.
Holotype: ANSP 160979. Paratypes: ANSP 374384 (4).
Type Locality: “Station 85, Sr. Del Monte’s plantation, in a verdant gully near Salvation, at about 3000 ft.”
Current taxonomic status after Watters, 2006: 28, 530.

193. *Chondropoma (Chondropoma) vanattae verettense* Bartsch, 1946

Chondropoma (Chondropoma) vanattae verettense Bartsch, 1946: 71, pl. 12, fig. 5.
Holotype: USNM 472033.
Type Locality: “south of Fonds Verettes on the trail to Bodarie on the north slope”.

194. *Chondropoma (Chondropoma) vanattae polychroma* Watters, 2012

Chondropoma (Chondropoma) vanattae polychroma Watters, 2012: 5, figs. 18–20.
Holotype: UF 446064.
Paratypes: BMSM 17944; NHMUK 20110335; OSUM 36511.

Type Locality: “9 km NE of Las Mercedes, Pedernales Province, Dominican Republic, at 1000 m on trees in pine forest, 18.12° N, -71.57° W”.

Subgenus *Wetmorepoma* Bartsch, 1946

195. *Chondropoma (Wetmorepoma)*

***morsecodex* Watters, 2012**

Chondropoma (Wetmorepoma) morsecodex

Watters, 2012: 6, figs. 22, 23.

Holotype: UF 446065. Paratypes:

OSUM 36512; UF 249171 (15).

Type Locality: “Ca. 9.3 km NW of Manuel Golla, ea. 140 m, off Highway 44, Pedernales Province, Barahona Peninsula, Dominican Republic, under rocks, 17.94° N, -71.65° W”.

196. *Chondropoma (Wetmorepoma) oculeum*

Watters & Duffy, 2010

Chondropoma (Wetmorepoma) oculeum Watters

& Duffy, 2010a: 4, 6, figs. 13–15.

Holotype: UF 420737.

Type Locality: “Dominican Republic, Barahona Peninsula, Pedernales Province, 14.5 km N of Cabo Rojo, 500 m, under rocks in red dirt”.

197. *Chondropoma (Wetmorepoma) wetmorei*

Bartsch, 1932

Chondropoma (Chondropomium) wetmorei

Bartsch, 1932: 2, pl. 1, figs. 8, 10.

Holotype: USNM 403886.

Type Locality: “Beata Island”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 28, 549.

Genus *Crossepoma* Bartsch, 1946

198. *Crossepoma australe australe* Bartsch, 1946

Crossepoma australe australe Bartsch, 1946: 80, pl. 13, fig. 5.

Holotype: USNM 504027.

Type Locality: “between Vieux Bourg and Baie des Flamands”.

199. *Crossepoma australe vachense*

Bartsch, 1946

Crossepoma australe vachense Bartsch, 1946: 79, pl. 13, fig. 6.

Holotype: USNM 504027. Type Locality: “Île à Vache”.

200. *Crossepoma capillaceum* (L. Pfeiffer, 1862)

Cistula? capillacea L. Pfeiffer, 1862: 154.

Holotype: NL. Type Locality: “Cap Haitien”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 33, 190.

201. *Crossepoma capillacissimum* (Bartsch, 1946)

Klattea capillacissima Bartsch, 1946: 117, pl. 16, fig. 8.

Holotype: USNM 504042.

Type Locality: “Port-au-Prince”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 33, 190.

202. *Crossepoma emilianum emilianum* (Weinland, 1862)

Cyclostoma emilianum Weinland, 1862a: 87.

Syntypes: SMF ? (?); ZMB ? (?).

Type Locality: “insula Haiti. In der Gegend von Jérémie überall am Meere, auf mannshohem Gebüsch. Die Gehäuse werden öfters von Bernhardkrebsen bewohnt”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 33, 248.

203. *Crossepoma emilianum gibbosum* Bartsch, 1946

Crossepoma emilianum gibbosum Bartsch, 1946: 77–78, pl. 13, fig. 8.

Holotype: USNM 536863. Type Locality: “a hill north of Coteaux east of the river”.

204. *Crossepoma emilianum insulanum* Bartsch, 1946

Crossepoma emilianum insulanum Bartsch, 1946: 79, pl. 13, fig. 10.

Holotype: USNM 425508.

Type Locality: “Grande Cayemite Island off the north coast of the south peninsula”.

205. *Crossepoma hendersoni* Bartsch, 1946

Crossepoma hendersoni Bartsch, 1946: 75–76, pl. 13, fig. 9.

Holotype: USNM 380353.

Type Locality: “near Anse à Veau, Haiti”.

206. *Crossepoma jacmelense cayesense* Bartsch, 1946

Crossepoma jacmelense cayesense Bartsch, 1946: 81–82, pl. 14, fig. 15.

Holotype: USNM 504028.

Type Locality: “Port à Piment, Haiti”.

**207. *Crossepoma jacmelense jacmelense*
Bartsch, 1946**

Crossepoma jacmelense jacmelense Bartsch, 1946: 80–81, pl. 14, fig. 14.

Holotype: USNM 355354.

Type Locality: “Jacmel, Haiti”.

208. *Crossepoma subreticulatum* (Maltzan, 1888)

Chondropoma subreticulatum Maltzan, 1888: 181–182.

Lectotype: SMF ? Paralectotype/s?: SMF?

Type Locality: “Cap Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 33, 496–497.

**209. *Crossepoma vermiculatum domingense*
(Bartsch, 1946)**

Chondropoma (Chondropomium) vermiculatum domingense Bartsch, 1946: 30–31, pl. 3, fig. 3.

Holotype: USNM 354963. Type Locality: “Santo Domingo”.

Current taxonomic status after Watters, 2012: 11.

**210. *Crossepoma vermiculatum nubilum*
(Bartsch, 1946)**

Chondropoma (Chondropomium) vermiculatum nubilum Bartsch, 1946: 30, pl. 3, fig. 8.

Holotype: USNM 354959.

Type Locality: “Barahona”.

Current taxonomic status after Watters, 2012: 11.

**211. *Crossepoma vermiculatum sallei*
(Bartsch, 1946)**

Chondropoma (Chondropomium) vermiculatum sallei Bartsch, 1946: 30, pl. 3, fig. 6.

Holotype: USNM 354951. Type Locality: “Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2012: 11, fig. 44.

**212. *Crossepoma vermiculatum vermiculatum*
(Bartsch, 1946)**

Chondropoma (Chondropomium) vermiculatum vermiculatum Bartsch, 1946: 30, pl. 3, fig. 1.

Holotype: USNM 354961.

Type Locality: “Trujín near the eastern end of the Barahona Peninsula”.

Current taxonomic status after Watters, 2012: 11, figs. 43, 57.

Genus *Diplopoma* L. Pfeiffer, 1859

Subgenus *Troschelvindex* H. B. Baker, 1924

**213. *Diplopoma (Troschelvindex) abbotti*
(Henderson & Bartsch, 1920)**

Tudora (Tudora) abbotti Henderson & Bartsch, 1920: 81–82.

Holotype: USNM 504130.

Type Locality: “Trou de Bon Dieu, Port de Piax, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 126–127.

**214. *Diplopoma (Troschelvindex)?
elegantissimum* (Bartsch, 1946)**

Incertipoma elegantissimum Bartsch, 1946: 173, pl. 29, fig. 5.

Holotype: USNM 402573. Type Locality: “east of Saltrou, Haiti, on the south side of the south peninsula”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 247.

**215. *Diplopoma (Troschelvindex) ferox*
(Bartsch, 1946)**

Incertipoma ferox Bartsch, 1946: 172–173, pl. 29, fig. 4.

Holotype: USNM 504140. Type Locality: “Bombardopolis, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 262.

**216. *Diplopoma (Troschelvindex) gonaivense*
(Bartsch, 1946)**

Troschelvindex gonaivensis Bartsch, 1946: 168–169, pl. 29, fig. 7.

Holotype: USNM 393770. Type Locality: “10 miles north of Gonaïves”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 275.

**217. *Diplopoma (Troschelvindex) laferrierense*
(Bartsch, 1946)**

Troschelvindex laferrierensis Bartsch, 1946: 167, pl. 29, fig. 9.

Holotype: USNM 504129. Type Locality: “La Ferriere”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 324.

218. *Diplopoma (Troschelvindex) miragoanense* (Bartsch, 1946)

Troschelvindex miragoanensis Bartsch, 1946: 166, pl. 29, fig. 2.

Holotype: USNM 380104.

Type Locality: “half a mile north of Miragoane, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 356–357.

219. *Diplopoma (Troschelvindex)? samanicolum* (Bartsch, 1946)

Incertipoma samanicolum Bartsch, 1946: 178–179, pl. 31, fig. 4.

Holotype: USNM 369105.

Type Locality: “Boca del Infierno, Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 460.

220. *Diplopoma (Troschelvindex) tortuense* (Bartsch, 1946)

Troschelvindex tortuensis Bartsch, 1946: 165–166, pl. 29, fig. 3.

Holotype: USNM 504126.

Type Locality: “near Palmiste, Tortue Island, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 36, 516–517.

Subfamily RHYTIDOPOMATINAE Henderson & Bartsch, 1920

Genus *Colonina* Bartsch, 1946

221. *Colonina aminensis* (L. Pfeiffer, 1858)

Cyclostomus aminensis L. Pfeiffer, 1858 in Hjalmarson and Pfeiffer, L. 1858: 140–141.

Holotype: NL.

Type Locality: “collibus prope Rio Amina, insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 31, 140.

222. *Colonina cinclidodes* (L. Pfeiffer, 1852)

Cistula cinclidodes L. Pfeiffer, 1852: 277–278.

Holotype: NL. Type Locality: “insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 31, 205.

223. *Colonina dominicensis* (L. Pfeiffer, 1850)

Cyclostoma dominicense L. Pfeiffer, 1850: 79–80. Syntypes?: BMNH 1996132 (3); ZMB ? (?).

Type Locality: “insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters and Frank–Fellner, 2017: 533, figs. 4–9.

224. *Colonina eutyches eutyches* (Pilsbry, 1933)

Chondropoma eutyches Pilsbry, 1933: 125–126, pl. 6, fig. 13.

Holotype: ANSP 160981.

Type Locality: “Hato Viejo, Santo Domingo”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 254–255.

225. *Colonina eutyches rabelensis* (Bartsch, 1946)

Haitipoma eutyches rabelense Bartsch, 1946: 106, pl. 16, fig. 10.

Holotype: USNM 504031.

Type Locality: “between Jean Rabel and Le Mole, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 255.

226. *Colonina eutyches wetmorei* (Bartsch, 1946)

Haitipoma eutyches wetmorei Bartsch, 1946: 105, pl. 15, fig. 2.

Holotype: USNM 504030. Type Locality:

“Pettigrew Plantation at Fort Liberté in northwestern Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 255.

227. *Colonina genevievae* (Bartsch, 1946)

Haitipoma genevievae Bartsch, 1946: 108, pl. 16, fig. 3.

Holotype: USNM 504034.

Type Locality: “Cabaret, Moustique Bay, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 272.

228. *Colonina gerhardfellneri* Watters & Frank–Fellner, 2017

Colonina gerhardfellneri Watters & Frank–Fellner, 2017: 531–533, figs. 1–3.

Holotype: UF 505822. Paratypes: UF 505823 (5).

Type Locality: “near coast at Playa Bavaro, Altigracia Province, Dominican Republic, 18.7° N, –68.45° W”.

229. *Colonina haitensis* Bartsch, 1946

Colonina haitensis Bartsch, 1946: 101, pl. 15, fig. 4.

Holotype: USNM 355333.

Type Locality: “Cap–Haïtien, Haiti”.

230. *Colonina hinchensis* (Bartsch, 1946)

Haitipoma hinchense Bartsch, 1946: 106–107, pl. 16, fig. 9.

Holotype: USNM 504033. Type Locality: “Massif du Nord on limestone rocks at Hinche, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 293.

231. *Colonina manielensis* Bartsch, 1946

Colonina manielensis Bartsch, 1946: 98–99, pl. 15, fig. 9.

Holotype: USNM 363827.

Type Locality: “in debris from under a rock by a small cave at the small savanna, one hour’s walk west of Maniel Viejo, Bahoruco Mountains, Dominican Republic, at an elevation of 2,500 feet”.

232. *Colonina marcensis* (Bartsch, 1946)

Haitipoma marcense Bartsch, 1946: 103–104, pl. 15, fig. 7.

Holotype: USNM 355334.

Type Locality: “St. Marc”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 346.

233. *Colonina molensis* Bartsch, 1946

Colonina molensis Bartsch, 1946: 99–100, pl. 15, fig. 1.

Holotype: USNM 504019. Type Locality:

“the base of grass tufts on coral rocks near the seashore, south side of the bay, 5 miles west of Le Mole, Haiti”.

234. *Colonina moustiquensis* Bartsch, 1946

Colonina moustiquensis Bartsch, 1946: 100, pl. 15, fig. 5.

Holotype: USNM 573641. Type Locality: “east of Moustique Bay, –Haiti”.

235. *Colonina poolei* (Bartsch, 1946)

Haitipoma poolei Bartsch, 1946: 108–109, pl. 16, fig. 1.

Holotype: USNM 504036.

Type Locality: “cave at L’Atalaye Plantation, 3 miles west of St. Michel, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 415.

236. *Colonina?* *puertoplatense* (L. Pfeiffer, 1858)

Choanopoma puertoplatense L. Pfeiffer, 1858 in Hjalmarson and Pfeiffer, L. 1858: 140, pl. 2, figs. 7–8.

Holotype: NL. Type Locality: “insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 420.

237. *Colonina quaternata cabaretensis* (Bartsch, 1946)

Hispanipoma quaternatum cabaretense Bartsch, 1946: 87, pl. 14, fig. 2.

Holotype: USNM 504018. Type Locality:

“summit of Morne Rouge, Cabaret, Moustique Bay, on the northwest coast of the island”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 427.

238. *Colonina quaternata charmettensis* (Bartsch, 1946)

Hispanipoma quaternatum charmettense Bartsch, 1946: 87, pl. 14, fig. 10.

Holotype: USNM 355331.

Type Locality: “Aux Charmettes, near Cap–Haïtien”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 427–428.

239. *Colonina quaternata dentilobata* (Weinland, 1880)

Cyclostomus dentilobatus Weinland, 1880: 344, 347.

Holotype: NL.

Type Locality: “Port au Prince et Gonave Insula prope Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 235.

240. *Colonina quaternata monticola* (Bartsch, 1946)

Hispanipoma quaternatum monticulum Bartsch, 1946: 86–87, pl. 14, fig. 3.

Holotype: USNM 355338. Type Locality:

“Pétionville”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 32, 428.

- 241. *Colonina quaternata quaternata* (Lamarck, 1822)**
Cyclostoma quaternata Lamarck, 1822: 147.
 Holotype: MHNG ? Type Locality: “habitat?”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 32, 427.
- 242. *Colonina? saxora* (Weinland, 1862)**
Cyclostoma saxorum Weinland, 1862a: 88.
 Syntype: SMF ? (?).
 Type Locality: “insula Haiti. Am Felsen im
 Vorwalde bei Jérémie”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 32, 464.
- 243. *Colonina tortuensis* Bartsch, 1946**
Colonina tortuensis Bartsch, 1946: 97–98,
 pl. 15, fig. 3.
 Holotype: USNM 355327.
 Type Locality: “Tortue Island, north of Haiti”.
- 244. *Colonina yaquensis* (Bartsch, 1946)**
Hispanipoma yaquense Bartsch, 1946: 107–108,
 pl. 16, fig. 11.
 Holotype: USNM 355342.
 Type Locality: “Guayubin, Río Yaque del Norte,
 Dominican Republic”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 32, 554.
- Subfamily TUDORINAE Watters, 2006
 Genus *Articulipoma* Bartsch, 1946
- 245. *Articulipoma caroli bodariense* (Bartsch, 1946)**
Chondropoma (Articulipoma) caroli bodariense
 Bartsch, 1946: 42, pl. 6, fig. 8.
 Holotype: USNM 472022.
 Type Locality: “above Bodarie”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 194.
- 246. *Articulipoma caroli caroli* (Bartsch, 1946)**
Chondropoma (Articulipoma) caroli caroli
 Bartsch, 1946: 41–42, pl. 6, fig. 7.
 Holotype: USNM 472021.
 Type Locality: “Gimbi mountain”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 194.
- 247. *Articulipoma cieloense* (Bartsch, 1946)**
Chondropoma (Articulipoma) cieloense Bartsch,
 1946: 40, pl. 6, fig. 4.
 Holotype: USNM 472023.
 Type Locality: “at an elevation of 3,000 feet on
 the slopes of Loma di Cielo in the Boharucu
 Mountains, Dominican Republic”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 205.
- 248. *Articulipoma fluxum* (Bartsch, 1946)**
Chondropoma (Articulipoma) fluxum Bartsch,
 1946: 46–48, pl. 7, figs. 2–11.
 Holotype: USNM 536862.
 Type Locality: “one-half mile north of
 Miragoane”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 264.
- 249. *Articulipoma loweanum* (L. Pfeiffer, 1852)**
Chondropoma loweanum L. Pfeiffer, 1852: 281.
 Holotype: BMNH 42/10.
 Paratypes: BMNH 42/10 (2).
 Type Locality: “insula Haiti”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 337.
- 250. *Articulipoma naniculum* (Bartsch, 1946)**
Chondropoma (Articulipoma) naniculum Bartsch,
 1946: 43–44, pl. 6, fig. 5.
 Holotype: USNM 472025.
 Type Locality: “Fonds Verettes”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 368.
- 251. *Articulipoma rhodei* Watters, 2012**
Articulipoma rhodei Watters, 2012: 8–9,
 figs. 29–31.
 Holotype: UF 446068.
 Paratypes: BMSM 17946 (2); NHMUK 20110337
 (2); OSUM 36515 (2); UF 446069 (4).
 Type Locality: “15 km NNE of Pedernales,
 on road to Agua Negra, Pedernales Province,
 Barahona Peninsula, Dominican Republic, on
 moist limestone cliff on the southern slope of the
 Sierra de Baoruco. 18.10° N, –71.64° W”.
- 252. *Articulipoma russelli caibai* (Bartsch, 1946)**
Chondropoma (Articulipoma) russelli caibai
 Bartsch, 1946: 45, pl. 8, fig. 5.
 Holotype: USNM 472029.
 Type Locality: “above Bodarie”.
 Current taxonomic status after Watters,
 2006: 58, 453.

253. *Articulipoma russelli russelli* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Articulipoma) russelli russelli
Bartsch, 1946: 44–45, pl. 8, fig. 6.

Holotype: USNM 472026.

Type Locality: “near Bodarie”.

Current taxonomic status after Watters,
2006: 58, 453.

254. *Articulipoma russelli tesbori* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Articulipoma) russelli tesbori
Bartsch, 1946: 45, pl. 8, fig. 4.

Holotype: USNM 472027.

Type Locality: “above Haiti”.

Current taxonomic status after Watters,
2006: 58, 454.

255. *Articulipoma woodringi* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Articulipoma) woodringi Bartsch,
1946: 45–46.

Holotype: USNM 536861.

Type Locality: “5 miles north of Hatillo on the
road to Sabana de la Mar, Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters,
2006: 58, 551.

256. *Articulipoma xenicum* (Pilsbry, 1933)

Chondropoma xenicum Pilsbry, 1933: 124–125,
pl. 6, figs. 11–12.

Holotype: ANSP 160980a.

Paratypes: AMNH 81527; ANSP 160980;
ANSP 374385 (4).

Type Locality: “Station 85, Sr. Del Monte’s
plantation in a verdant gully near Salvation, at
about 3000 ft”.

Current taxonomic status after Watters,
2006: 58, 553.

Genus *Chondropomium* Henderson & Bartsch,
1920

257. *Chondropomium beatense* (Clench, 1932)

Chondropoma (Chondropomium) beatense
Clench, 1932a: 106.

Chondropoma (Chondropomium) beatense
armouri Clench, 1932a: 106.

Holotype: *Chondropoma (Chondropomium)*
beatense Clench, 1932: MCZ 81493.

Chondropoma (Chondropomium) beatense
armouri Clench, 1932: MCZ 81495.

Paratypes: *Chondropoma (Chondropomium)*
beatense Clench, 1932: ANSP 157702 (2); MCZ
81494 (?); USNM 414227 (2). *Chondropoma*
(Chondropomium) beatense armouri Clench,
1932: USNM 414228.

Type Locality: *Chondropoma (Chondropomium)*
beatense Clench, 1932: “Beata Island, Santo
Domingo”. *Chondropoma (Chondropomium)*
beatense armouri Clench, 1932: “Beata Island”.
Current taxonomic status after Watters and
Larson, 2017: 167, 169, figs. 6–11, 183 (map).

258. *Chondropomium blaineorum* Watters, 2012

Chondropomium blaineorum Watters, 2012: 9,
figs. 34, 35.

Holotype: UF 446070. Paratype: OSUM 36516.

Type Locality: “ca. 9.3 km NW of Manuel Golla,
ca. 140 m, off Highway 44, Pedernales Province,
Barahona Peninsula, Dominican Republic, under
rocks. 17.94° N, –71.65° W”.

259. *Chondropomium caelicum* Watters & Larson, 2017

Chondropomium caelicum Watters & Larson,
2017: 170, figs. 18–24, 184 (map).

Holotype: UF 216868. Paratypes: UF 505818 (5).

Type Locality: “200 m elevation, 2 km NW of
Cortés, San Juan Province, Dominican Republic”.

260. *Chondropomium gimbiense* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Chondropomium) gimbiense
gimbiense Bartsch, 1946: 34–35, pl. 6, fig. 3.

Chondropoma (Chondropomium) gimbiense
saltrouense Bartsch, 1946: 34, pl. 6, fig. 2.

Holotype: *Chondropoma (Chondropomium)*
gimbiense gimbiense Bartsch, 1946: USNM
471935. *Chondropoma (Chondropomium)*
gimbiense saltrouense Bartsch, 1946: USNM
471936.

Type Locality: *Chondropoma (Chondropomium)*
gimbiense gimbiense Bartsch, 1946: “East bank
of the Rivière Gimbi in the vicinity of Saltrou”.

Chondropoma (Chondropomium) gimbiense
saltrouense Bartsch, 1946: “West side of the
Rivière Gimbi”.

Current taxonomic status after Watters and
Larson, 2017: 170–171, figs. 25–28, 184 (map).

261. *Chondropomium ignotum* (Bartsch, 1946)

Chondropoma (Chondropomium) ignotum
Bartsch, 1946: 31, pl. 5, fig. 7.

Holotype: USNM 471940.

Type Locality: “Haiti?”

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 171, figs. 29, 30.

262. *Chondropomium lynx* Watters, 2012

Chondropomium lynx Watters, 2012: 10–11, figs. 39–41.

Holotype: UF 446072.

Paratypes: OSUM 36518; OSUM 36519.

Type Locality: “Dominican Republic, Peravia Province, Punta Salina, 21 km W of Bani”.

263. *Chondropomium?* *marmoreum* (Watters & Duffy, 2010)

Chondropoma (*Chondropoma*) *marmoreum* Watters & Duffy, 2010a: 6–7, figs. 16–19.

Holotype: UF 420735.

Paratypes: BMNH 1996347; OSUM 32482; OSUM 32483.

Type Locality: “Dominican Republic, Barahona Peninsula, Pedernales Province, along Route 44 ca. 10 km SE of Pedernales”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 172–174, figs. 3, 4, 34–42, 184 (map).

264. *Chondropomium sardonix* Watters & Larson, 2017

Chondropomium sardonix Watters & Larson, 2017: 174, figs. 43–48, 182 (map).

Holotype: UF 216454. Paratypes: UF 505805 (5).

Type Locality: “20 m elevation, 3 km ESE of La Canoa, Barahona Province, Dominican Republic”.

265. *Chondropomium weinlandi* (L. Pfeiffer, 1862)

Cyclostoma semilabre “Lamarck” in Pfeiffer, L. 1850: 80.

Holotype: *Chondropoma weinlandi* L. Pfeiffer, 1862: NL.

Chondropoma (*Chondropomium*) *swiftii azuense* Bartsch, 1946: USNM 493298.

Chondropoma (*Chondropomium*) *swiftii barahonense* Bartsch, 1946: USNM 354956.

Chondropoma (*Chondropomium*) *swiftii saturatum* Bartsch, 1946: USNM 493299.

Paratypes: *Chondropoma* (*Chondropomium*) *swiftii saturatum* Bartsch, 1946: USNM 354953.

Type Locality: *Chondropoma weinlandi*

L. Pfeiffer, 1862: “Haiti”. *Chondropoma* (*Chondropomium*) *swiftii azuense* Bartsch, 1946: NG. *Chondropoma* (*Chondropomium*) *swiftii barahonense* Bartsch, 1946: “Barahona”.

Chondropoma (*Chondropomium*) *swiftii saturatum* Bartsch, 1946: NG.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 174, 176–179, figs. 49–73, 185 (map).

Genus *Chondropomella* Bartsch, 1932

266. *Chondropomella magnifica* (L. Pfeiffer, 1852)

Chondropoma magnificum “Salle” in Pfeiffer, L. 1852: 278–279.

Holotype: *Chondropoma magnificum* L. Pfeiffer, 1852: NL. *Chondropomella elegans* Watters & Duffy, 2010: UF 420732.

Syntypes: *Chondropoma magnificum* L. Pfeiffer, 1852: NHMUK ? (3).

Paratypes: *Chondropomella elegans* Watters & Duffy, 2010: NHMUK 199349; OSUM 32485.

Type Locality: *Chondropoma magnificum* L. Pfeiffer, 1852: “insula Haiti”. *Chondropomella elegans* Watters & Duffy, 2010: “Dominican Republic, Independencia Province, ~ 8 km SW of Duvergé, Puerto Escondita”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 180, figs. 74–88, 183 (map).

267. *Chondropomella platytilum* (L. Pfeiffer, 1851)

Cyclostoma latilabre “d’Orbigny” in Pfeiffer, L. 1847: 78–79, pl. 10, figs. 26, 27.

Holotype: NL. Type Locality: *Cyclostoma latilabre* “d’Orbigny”: “Cuba...”. *Cistula?* *platytila* L. Pfeiffer, 1851: “Habitat...?”

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 182–183, 89–95, 183.

268. *Chondropomella virilis* (Bartsch, 1946)

Incertipoma virile Bartsch, 1946: 174–175, pl. 30, fig. 8.

Holotype: USNM 504145. Type Locality: “Haiti”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 183–184, figs. 96–101.

Genus *Clydonopoma* Pilsbry, 1933

269. *Clydonopoma bahorucense* (Bartsch, 1946)

Kisslingia bahorucensis Bartsch, 1946: 113–114, pl. 17, fig. 2.

Holotype: USNM 504038.

Type Locality: “Polo District, Bahoruco Mountains, Dominican Republic, at an elevation of 2,000 feet”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 184, 186, figs. 102–107, 183 (map).

270. *Clydonopoma bartschi* (Watters, 2012)

Licina bartschi Watters, 2012: 13, figs. 45–47.

Holotype: UF 446073. Paratypes: NHMUK 20110338; OSUM 36520.

Type Locality: “9.5 km ENE of Las Mercedes, Pedernales Province, Dominican Republic, on a mountain top at 1,300 m elevation”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 186–187, fig. 108–113, 183 (map).

271. *Clydonopoma bermudezi* (Jaume, 1984)

Chondropoma (*Chondropomium*) *clenchi* Pilsbry, 1933: 126, pl. 9, figs. 2, 3.

Holotype: ANSP 160995a.

Paratypes: AMNH 81534 (3); USNM 426036 (2).

Type Locality: “Sr. Del Monte coffee plantation, Station 85, between the main baté and the top of Alies in the coffee finca proper, and in a verdant gully near Salvation, at about 3,000 feet”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 187–188, figs. 114–117, 184 (map).

272. *Clydonopoma nobile* (L. Pfeiffer, 1852)

Tudora nobilis L. Pfeiffer, 1852: 252.

Syntypes?: NHMUK ? (3).

Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 188, 190, figs. 118–128, 183 (map).

273. *Clydonopoma peasei* (Pilsbry, 1933)

Parachondria (*Eccritopoma*) *peasei* Pilsbry, 1933: 128–129, pl. 6, figs. 5–7.

Holotype: ANSP 160976a. Paratypes: ANSP 374376; USNM 426043.

Type Locality: “Sr. Del Monte’s plantation, 5 or 6 miles west of Barahona, at Station 85, in a verdant gully near Salvation, at about 3,000 ft”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 190, figs. 1, 129–133, 182 (map).

274. *Clydonopoma poloense* (Bartsch, 1946)

Kisslingia poloensis Bartsch, 1946: 112, 114–115, pl. 17, fig. 4.

Holotype: USNM 504040. Type Locality: “Near Polo, Bahoruco Mountains, Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 190–192, figs. 2, 134–142, 182 (map).

275. *Clydonopoma pumilum* (Watters & Duffy, 2010)

Chondropomium pumilum Watters & Duffy, 2010a: 8–10, figs. 27–30.

Holotype: UF 420734. Paratypes: NHMUK 1996350; OSUM 32484.

Type Locality: “Dominican Republic, Barahona, Pedernales Province, 19–32 km N of Cabo Rojo, ~500–900 m”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 192, figs. 143–150, 182 (map).

276. *Clydonopoma?* *subglobosum* (Bartsch, 1946)

Incertipoma subglobosum Bartsch, 1946: 171–172, pl. 29, fig. 6.

Holotype: USNM 504141.

Type Locality: “Trou Louise, Gonave Island”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 192, 194, figs. 151–155.

277. *Clydonopoma titanum* Watters & Larson, 2017

Clydonopoma titanum Watters & Larson, 2017: 163, figs. 156–160, 182.

Holotype: OSUM 42351.

Paratypes: BMSM 121709; OSUM 42352; OSUM 42353; UF 492090.

Type Locality: “775 m elevation, along Rte. 204, ca. 1 km N of Decouze, Département d’Ouest, Haiti, 18.3414° N, –72.5836° W”.

Genus *Licina* Gray, 1847

278. *Licina auffenbergi* Watters, 2013

Licina auffenbergi Watters, 2013a: 5–6, pl. 1, figs. 1–4, map 1.

Holotype: UF 456804. Paratypes: UF 456805; UF 456809.

Type Locality: “Haiti, Departement de l’Ouest, 2 km SE of Las Cahobas”.

279. *Licina cayemitensis* Bartsch, 1946

Licina cayemitensis Bartsch, 1946: 126, pl. 19, fig. 2.

Holotype: USNM 504081.

Type Locality: “Grande Cayemite Island, Haiti”.

280. *Licina difficilis* (Bartsch, 1946)

Incertipoma difficile Bartsch, 1946: 177, pl. 31, fig. 3.

Holotype: USNM 504147. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Watters, 2013b: 6.

281. *Licina cf. dubia* (Gmelin, 1791)*Turbo dubius* Gmelin, 1791: 3606.

Holotype: NHM ? (?). Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Watters, 2013b: 6, pl. 1, fig. 7.

282. *Licina evoluta* (Reeve, 1842)*Cyclostoma evolutum* Reeve, 1842: 99, pl. 85, fig. 18.

Holotype: BMNH ? (?). Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 75, 256.

283. *Licina goavensis* (Bartsch, 1946)*Incertipoma goavense* Bartsch, 1946: 177–178, pl. 31, fig. 2.

Holotype: USNM 403807.

Type Locality: “Petit Goave, Haiti, on the north coast of the south peninsula”.

Current taxonomic status after Watters, 2013b: 6.

284. *Licina habichi habichi* (Weinland, 1862)*Cyclostoma habichi* Weinland, 1862a: 86–87.

Holotype: USNM 425686.

Paratypes: SMF ? (?); ZMB ? (?).

Type Locality: “insula Haiti. Gesammelt in Felsspalten in einem engen feuchten Waldthale, 8 Stunden von Jérémie, auf der südwestlichen Landzunge”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 75, 287.

285. *Licina habichi minor* (Weinland, 1880)*Cyclostomus habichii* var. *minor* Weinland, 1880: 343–344.

Syntype: SMF ? Type Locality: “Jeremie”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 75, 287.

286. *Licina hinchensis* (Bartsch, 1946)*Kisslingia hinchensis* Bartsch, 1946: 112–113, pl. 17, fig. 3.

Holotype: USNM 504084.

Type Locality: “woods on the mountain at Basin Sin, Massif du Nord, Hinche”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 75, 293.

287. *Licina kobelti* (Maltzan, 1888)*Choanopoma kobelti* Maltzan, 1888: 180.

Lectotype?: SMF ? Paralectotypes?: SMF ? (?); ZMB ? (?).

Type Locality: “prope Dondon in parte boreali insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 75, 320.

288. *Licina labeo* (Müller, 1774)*Nerita labeo* Müller, 1774: 180–181.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 75, 321–322.

289. *Licina michelensis* Bartsch, 1946*Licina michelensis* Bartsch, 1946: 125–126, pl. 19, fig. 1.

Holotype: USNM 379883.

Type Locality: “St. Michel, Haiti”.

290. *Licina pestelensis* Bartsch, 1946*Licina pestelensis* Bartsch, 1946: 124, pl. 18, fig. 1.

Holotype: USNM 425686. Type Locality: “debris under rocks at Pestel, Haiti”.

291. *Licina reeveana* L. Pfeiffer, 1852*Licina reeveana* L. Pfeiffer, 1852: 153.

Syntypes: BMNH ? (3).

Type Locality: “India occidentali”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 76, 435.

292. *Licina rollei* Maltzan, 1888*Licina? rollei* Maltzan, 1888: 179–180.

Lectotype?: SMF ? Paralectotype/s?: ZMB ? (?).

Type Locality: “prope Miragoane in parte meridional insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 76, 446.

Genus *Sallepoma* Bartsch, 1946**293. *Sallepoma ambiguum* (Lamarck, 1822)***Cyclostoma ambigua* Lamarck, 1822: 145.

Holotype: MHNG ? Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 76, 139–140.

294. *Sallepoma corailense* Bartsch, 1946*Sallepoma corailense* Bartsch, 1946: 130–131, pl. 20, fig. 3.

Holotype: USNM 504057.

Type Locality: “Corail, Haiti”.

295. *Sallepoma mutabile* Bartsch, 1946

Sallepoma mutabile Bartsch, 1946: 133–135, pl. 22.

Holotype: USNM 504066.

Type Locality: “near the sea at the first hill east of Saltrou, Haiti”.

296. *Sallepoma occidentale cayemiticolum* Bartsch, 1946

Sallepoma occidentale cayemiticolum Bartsch, 1946: 132, pl. 20, fig. 1.

Holotype: USNM 380313.

Type Locality: “Grande Cayemite Island, Haiti”.

297. *Sallepoma occidentale occidentale* Bartsch, 1946

Sallepoma occidentale occidentale Bartsch, 1946: 130–132, pl. 20, fig. 2.

Holotype: USNM 504059.

Type Locality: “between Anse du Clerc and Trou Bonbon, Haiti”.

298. *Sallepoma pulchellum bonbonense* Bartsch, 1946

Sallepoma pulchellum bonbonense Bartsch, 1946: 132–133, pl. 20, fig. 6.

Holotype: USNM 504065. Type Locality: “from Abricots to Trou Bonbon, Haiti”.

299. *Sallepoma pulchellum pulchellum* Bartsch, 1946

Sallepoma pulchellum pulchellum Bartsch, 1946: 132–133, pl. 20, fig. 5.

Holotype: USNM 504061.

Type Locality: “Jerémie to Trou Bonbon, Haiti”.

300. *Sallepoma vachense* Bartsch, 1946

Sallepoma vachense Bartsch, 1946: 131, pl. 20, fig. 4.

Holotype: USNM 504058.

Type Locality: “Île à Vache, Haiti”

Genus *Samanicola* Watters, 2006

301. *Samanicola nesiotés* (Bartsch, 1946)

Incertipoma nesiotés Bartsch, 1946: 179, pl. 30, fig. 5.

Holotype: USNM 504148.

Type Locality: “on the upper Orange Key on the south side of Samana Bay, Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 77, 371.

302. *Samanicola sanjuanensis* (Bartsch, 1946)

Incertipoma sanjuanense Bartsch, 1946: 180, pl. 30, fig. 1.

Holotype: USNM 425526.

Type Locality: “San Juan on the north coast of the Samana Peninsula, Dominican Republic”.

Current taxonomic status after Watters, 2006: 77, 461.

Genus *Superbipoma* Watters & Larson, 2017

303. *Superbipoma asymmetricum* (Pilsbry, 1933)

Chondropoma (Chondropomella) asymmetricum Pilsbry, 1933: 126–127, pl. 9, figs. 4–5.

Chondropoma (Chondropomella) enriquillense Pilsbry, 1933: 127, pl. 9, fig. 1.

Holotype: *Chondropoma enriquillense* Pilsbry, 1933: ANSP 146715. *Chondropomium*

inaequilabrum (Bartsch, 1946): USNM 471939.

Lectotype: *Chondropoma (Chondropomella) asymmetricum* Pilsbry, 1933: ANSP 46656.

Paralectotypes: *Chondropoma (Chondropomella) asymmetricum* Pilsbry, 1933: ANSP 373761(4); USNM 426041(1).

Type Locality: *Chondropoma asymmetricum* Pilsbry, 1933: “Fond Parisien, on the south

shore of Étang Saumâtre, Haiti”. *Chondropoma enriquillense* Pilsbry, 1933: “Lake Enriquillo,

Santo Domingo”. *Chondropomium inaequilabrum* (Bartsch, 1946): “Mount Petitchemin, Department de l’Ouest, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 195–196, figs. 161–171, 184 (map).

304. *Superbipoma superbum* (Henderson & Simpson, 1902)

Chondropoma superbum Henderson & Simpson, 1902: 88–89, text. fig.

Holotype: USNM 168798.

Type Locality: “high limestone hill back of Thomazeau, Haiti”.

Current taxonomic status after Watters and Larson, 2017: 197, figs. 172–181, 184 (map).

Genus *Tessaripoma* Watters, 2016

305. *Tessaripoma alyshae* (Watters & Duffy, 2010)

Chondropomium alyshae en Watters & Duffy, 2010a: 7–8, figs. 24–26.

Holotype: UF 420733. Paratypes: NHMUK 1996352; OSUM 32487.

Type Locality: “Dominican Republic, Barahona Province, 12 km S off main highway to Puerto Alejandro”.

Current taxonomic status after Watters, 2016d: 52, fig. 1 C, D, F, M, O (map).

306. *Tessaripoma arenarium* Watters, 2016

Tessaripoma arenarium Watters, 2016d: 51, 52, 54, fig. 1 G–L, O (map).

Holotype: UF 216525. Paratypes: UF 216525 (4).

Type Locality: “Dominican Republic, Peravia Province, 4 km WNW of Galeon, just S of RD 2 (Carretera Francisco del Rosario Sanchez), 200 m elevation, ca. 18.3328° N, 70.4502° W”.

307. *Tessaripoma hooksi* (Watters & Duffy, 2010)

Chondropomium hooksi Watters & Duffy, 2010a: 7, figs. 20–23.

Holotype: UF 420727. Paratypes: NHMUK 1996351; OSUM 32486.

Type Locality: “Dominican Republic, Peravia Province, Punta Salina, 21 km W of Bani”.

Current taxonomic status after Watters, 2016d: 52, fig. 1 A, B, E, N, O (map), P (habitat).

Superfamily TRUNCATELLOIDEA
Gray, 1840

Family TRUNCATELLIDAE Gray, 1840
Subfamily GEOMELANIINAE Kobelt & Möllendorff, 1897

Genus *Geomelania* L. Pfeiffer, 1845

Subgenus *Merrilliana* Clench & Turner, 1948

308. *Geomelania (Merrilliana) riveroi* Clench, 1962

Geomelania (Merrilliana) riveroi Clench, 1962b: 3–4, pl. 1, figs. 4.

Holotype: MCZ 230505.

Type Locality: “Colonia Ramfis, 20 km. W of San Cristobal, República Dominicana”.

309. *Geomelania (Merrilliana) haitensis* Weinland, 1876

Truncatella (Blandiella) haitensis Weinland, 1876: 172, figs. 12–14.

Holotype: NL. Paratype: MCZ 90391 (1).

Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Clench, 1948: 182, pl. 23, fig. 14.

Subclass HETEROBRANCHIA Burmeister, 1837
Order SYSTELLOMMATOPHORA Pilsbry, 1948
Superfamily VERONICELLOIDEA Gray, 1840
Family VERONICELLIDAE Gray, 1840

Genus *Colosius* Thomé, 1975

310. *Colosius buergeri* (Simroth, 1914)

Vaginula buergeri Simroth, 1914: 324, 328–329, pl. 14, figs. 124–126.

Lectotype: ZIMG 3/4a–L.

Paralectotype: ZIMG 3/4a–P.

Type Locality: “S. Domingo”.

Current taxonomic status after Thomé, 1975: 13.

311. *Colosius lugubris* (Colosi, 1921) [!]

Colosius lugubris (Colosi, 1921) in Thomé, 1975: 13 [Cap–Haïtien, Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Quito, Ecuador”.

312. *Colosius pulcher* (Colosi, 1921) [!]

Colosius pulcher (Colosi, 1921) in Thomé, dos Santos and Pedott, 1997: 522 [Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: “Ecuador (Cañar, Cuenca, Gualaceo, Papallacta, Quito)”.

Genus *Diplosolenodes* Thomé, 1975

313. *Diplosolenodes occidentalis* (Guilding, 1824) [!]

Vaginula occidentalis (Guilding, 1824) in Crosse, 1891: 155 [Dominican Republic].

Lectotype: BMNH 197828W.

Paralectotype: BMNH 19782Wa.

Type Locality: “Insulae St. Vicentii”.

Current taxonomic status after Thomé, dos Santos and Pedott, 1997: 522.

Genus *Leidyula* H. B. Baker, 1925

314. *Leidyula floridana* (Leidy et Binney in Binney, 1851) [!]

Leidyula floridana (Leidy et Binney in Binney, 1851) in Maceira, 2003: 458 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Meta-lee.chee-Key, Charlotte, Harbor, Florida, USA”.

315. *Leidyula kraussii* (Férussac, 1823) [!]

Leidyula kraussii (Férussac) in Baker, H. B. 1925: 171-173 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: "Antilles".

Current taxonomic status after Thomé, dos Santos and Pedott, 1997: 528.

Genus *Sarasinula* Grimpe & Hoffmann, 1924

316. *Sarasinula linguaeformis* (Semper, 1885)

[!]

Vaginula marginata Semper, 1885: 307-308.

Holotype: NL.

Type Locality: "Guayaquil, Ecuador".

Current taxonomic status after Daglio *et al.* 2020: 1.

317. *Sarasinula plebeia* (P. Fischer, 1868) [!]

Sarasinula plebeia (P. Fischer, 1868) in Thomé, dos Santos and Pedott, 1997: 530 [Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: "Nova Caledonia".

Current taxonomic status after Daglio *et al.* 2020: 2.

Genus *Veronicella* Blainville, 1817

318. *Veronicella cubensis* (L. Pfeiffer, 1840) [!]

Vaginula sloanei Férussac, 1821 in Crosse, 1891: 155 [Dominican Republic].

Neotype: MCN 30.361.

Paraneotypes: MCN 32.43 (2).

Type Locality: "Quivicán, Santa María, La Habana, Cuba".

Current taxonomic status after Maceira, 2003: 454-456.

319. *Veronicella sloanii* (Cuvier, 1817) [!]

Vaginulus sloanii (Cuvier, 1817) in Chevallier, 1965: 166 [Haiti]

Holotype: BMNH 196852-W.

Type locality: "Jamaica".

Current taxonomic status after Robinson *et al.*, 2009: 627.

Order STYLOMMATOPHORA Schmidt, 1855
["ACHATINOID CLADE"]

Family ACHATINIDAE Swainson, 1840

Subfamily ACHATININAE Swainson, 1840

Genus *Lissachatina* Bequaert, 1950

320. *Lissachatina fulica* (Bowdich, 1822) [!]

Lissachatina fulica (Bowdich, 1822) in Espinosa J., 2018: 8–9 [La Altagracia province].

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic based on Fontanilla, 2010.

Subfamily SUBULININAE P. Fischer & Crosse, 1877

Genus *Beckianum* H. B. Beaker, 1961

321. *Beckianum beckianum* (L. Pfeiffer, 1846)

[!]

Bulimus caraccasensis Reeve in Hjalmarson and Pfeiffer, L. 1858: 151 [Puerto Plata Province, Dominican Republic].

Holotype: NL.

Type Locality: "...in insula Opara?"

Current taxonomic status after Thompson, 2011: 159.

Genus *Allopeas* H. B. Baker, 1935

322. *Allopeas clavulinum* (Potiez & Michaud, 1838) [!]

Bulimus clavulinus Potiez & Michaud, 1838: 136.

Holotype: NL. Paratype: UF 417553.

Type Locality: "L'ile Bourbon".

Current taxonomic status based on Baker, H. B. 1935 and Naggs, 1992.

323. *Allopeas gracile* (T. Hutton, 1834) [!]

Opeas subula L. Pfeiffer, 1839 in Crosse, 1891: 150 [surroundings of Santo Domingo, Dominican Republic].

Opeas octonulus Weinland, 1878 in Crosse, 1891: 150 [surroundings of Jeremie, Haiti].

Syntypes: ANSP 82997 (3); ANSP 84952 (2);

ANSP 84953 (3). Type: ANSP 24166 (2).

Type Locality: "Mirzapur, India".

Current taxonomic status based on Baker, H. B. 1935, Naggs, 1992 and Breure *et al.*, 2016.

Genus *Leptinaria* Beck, 1837

324. *Leptinaria unilamellata* (d' Orbigny, 1835) [!]

Leptinaria unilamellata (d' Orbigny, 1835) in Espinosa J., 2017a: 42–43 [Santo Domingo Province, Dominican Republic].

Holotype: NL.

Type Locality: “Last foothills of the Andes, at Petaca, near the Rio Piray, 20 leagues from Santa Cruz de la Sierra”.

Current taxonomic after Schileyko, 1999b: fig. 665.

325. *Leptinaria pallida* (C. B. Adams, 1845) [!]

Leptinaria (Leptinaria) pallida (C. B. Adams, 1845) in Pilsbry, 1906: 294–295 [Cap–Haïtien, Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Jamaica”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

326. *Leptinaria salleana* (L. Pfeiffer, 1850)

Achatina salleana L. Pfeiffer, 1850: 74.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

327. *Leptinaria salleana haitensis* Pilsbry, 1907

Leptinaria (Leptinaria) salleana haitensis Pilsbry, 1907: 301, pl. 46, fig. 10.

Holotype: UNSM 492161.

Type Locality: “Cape Haitian”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

328. *Leptinaria striosa* (C. B. Adams, 1849) [!]

Leptinaria (Leptinaria) striosa (C. B. Adams, 1849) in Pilsbry, 1907: 296–297 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Jamaica”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

329. *Leptinaria hispaniolae* Pilsbry, 1933

Leptinaria hispaniolae Pilsbry, 1933: 152–153, pl. 9, fig. 15.

Lectotype: ANSP 160738. Paralectotypes: ANSP 160761; ANSP 454015. Type Locality: “Cercado de Mao, Rio Mao”.

330. *Leptinaria gracilis* Pilsbry, 1907

Leptinaria (Leptinaria) gracilis Pilsbry, 1907: 299–300, pl. 44, fig. 66.

Syntypes: USNM 492163 (15). Paralectotypes: ANSP 465088 (3).

Type Locality: “Haiti: Port–au–Prince and 8 miles westward”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

331. *Leptinaria gracillima* Pilsbry, 1933

Leptinaria gracillima Pilsbry, 1933: 153, pl. 9, fig. 16.

Holotype: ANSP 160737.

Paratypes: ANSP 454013 (17).

Type Locality: “Monte Cristi drift on the beach”.

Genus *Leptopeas* H. B. Baker 1927

332. *Leptopeas micra micra* (d’Orbigny, 1835) [!]

Opeas micra d’Orbigny, 1835 in Pilsbry, 1906: 193 [Haiti].

Holotype: NL. Paratypes: MCZ 211143 (30).

Type Locality: “Bolivia: easternmost foothills of the Bolivian Andes, not far from Santa Cruz de la Sierra”.

Current taxonomic status after Thompson, 2011: 164–165; and based on Baker, H. B. 1945.

Genus *Subulina* Beck, 1837

333. *Subulina octona* (Bruguière, 1792) [!]

Subulina octona (Bruguière, 1792) in Crosse, 1891 [surroundings of Jérémie, Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “îles Antilles”.

Subfamily CECILIOIDINAE Mörch, 1864

Genus *Cecilioides* Férussac, 1814

334. *Cecilioides domingensis* Vanatta, 1920

Cecilioides domingensis Vanatta, 1920: 204, pl. 6, fig. 15.

Lectotype: ANSP 44654. Type Locality: “one mile northwest of Sanchez, Santo Domingo”.

Subfamily OPEATINAE Thiele, 1931

Genus *Opeas* Albers, 1850

335. *Opeas hannense* (Rang, 1831) [!]

Opeas goodalli (Miller, 1822) in Pilsbry, 1906:

200–203 [Cap–Haïtien, Haiti and Port au Prince].

Holotype: NL. Type Locality: “Cuba”.

Current taxonomic status after Gerber and Clark, 2015: 28.

336. *Opeas santanense* (L. Pfeiffer, 1858)

Bulimus santanensis L. Pfeiffer, 1858: 151–152.

Holotype: NL.

Type Locality: “Pico de Santana an der Sierra Monte Cristi”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1906: 204.

Subfamily PYRGININAE Germain, 1916

Genus *Pseudobalea* Shuttleworth, 1854

337. *Pseudobalea dominicensis* (L. Pfeiffer, 1853)

Balea dominicensis L. Pfeiffer, 1853a: 148, 287.

Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999b: fig. 655.

Subfamily STENOgyRINAE P. Fischer & Crosse, 1877

Genus *Stenogyra* Shuttleworth, 1854

338. *Stenogyra salleanus* (Reeve, 1850)

Bulimus salleanus Reeve, 1850 in Reeve, 1850: 171, pl. 88, fig. 657.

Syntype: MCZ 27332.

Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic status after Pilsbry and Vanatta, 1899: 370.

339. *Stenogyra terebraster* (Lamarck, 1822) [!]

Obeliscus (Stenogyra) terebraster (Lamarck, 1822) in Maceira *et al.*, 2013: 100 [Haiti].

Syntype: NL. Type Locality: “Porto-Ricco”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999b: fig. 639.

Genus *Dolicholestes* Pilsbry, 1906

340. *Dolicholestes dunkeri* (L. Pfeiffer, 1853)

Achatina dunkeri Pfeiffer, 1853a: 148.

Holotype: NL. Type Locality: “S. Domingo”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999b: fig. 640.

341. *Dolicholestes toussaintianus* (Pilsbry, 1908)

Obeliscus (Dolicholestes) toussaintianus Pilsbry, 1908: 347, 349, pl. 5, fig. 6.

Lectotype: ANSP 85640.

Paralectotype: ANSP 356377 (5).

Type Locality: “La Ferriere”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

Genus *Obeliscus* Beck, 1837

342. *Obeliscus abbotti* (Vanatta, 1918)

Obeliscus abbotti Vanatta, 1918: 238, fig. 3.

Lectotype: ANSP 118244.

Paralectotype: ANSP 466367 (4).

Type Locality: “The General’s Cave, west of Jeremie”.

Current taxonomic status after D’ávila *et al.*, 2020: 166.

343. *Obeliscus moderatus* Pilsbry, 1933

Obeliscus dunkeri moderatus Pilsbry, 1933: 152.

Holotype: ANSP 160839.

Paratypes: ANSP 160840 (6); ANSP 160842; ANSP 160843 (2); ANSP 160968 (6); ANSP 454012 (2).

Type Locality: “Del Monte plantation, 5–6 min W of Barahona, Santo Domingo”.

Current taxonomic status after D’ávila *et al.*, 2020: 167.

Family FERUSSACIIDAE Bourguignat, 1883

Genus *Geostilbia* Crosse, 1867

344. *Geostilbia aperta* (Swainson, 1840) [!]

Geostilbia gundlachi L. Pfeiffer, 1850 in Crosse, 1891: 151 [surroundings of Port-au-Prince, Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “...West Indies”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999b.

Genus *Karolus* de Folin, 1870

345. *Karolus consobrinus* (d’Orbigny, 1841) [!]

Ceciloides (Karolus) consobrina (Orb.) in Pilsbry, 1933: 153 [Dominican Republic].

Holotype: NL.

Type Locality: “Near Matanzas, Cuba”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999b: fig. 713.

Superfamily STREPTAXOIDEA Gray, 1860

Family STREPTAXIDAE Gray, 1860

Subfamily ENNEINAE Bourguignat, 1883

Genus *Gulella* L. Pfeiffer, 1856

346. *Gulella bicolor* (Hutton, 1834) [!]

Diaphora bicolor (T. Hutton, 18434) in Clench, 1958: 19–20 [Sosúa Port, Dominican Republic].

Holotype: NL.

Type Locality: “Mirzapoor, India”.

Current taxonomic status after Richardson, 1988: 56.

Genus *Tomostele* Ancey, 1885

347. *Tomostele musaecola* (Morelet, 1860) [!]

Tomostele musaecola (Morelet, 1860) in press [Parque Ecológico Las Caobas, San Cristóbal, Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: “Habitat Guinean, in stipite musarum”.

Current taxonomic status after Holyoak *et al.*, 2020: 24–25.

Superfamily UROCOPTOIDEA Pilsbry, 1898 (1868)

Family UROCOPTIDAE Pilsbry & Vanatta, 1898

Subfamily UROCOPTINAE Pilsbry, 1898

Genus *Allocoptis* F.G. Thompson & Franz, 1976

348. *Allocoptis nebrias* Thompson & Franz, 1976

Allocoptis nebrias Thompson & Franz, 1976: 14–16, figs. 7A, 7B, 8A–D, 9C, 9E.

Holotype: UF 22476. Paratypes: UF 22467 (35).

Type Locality: “Dominican Republic, Pedernales Prov., Sierra de Baoruco, 6 km NNE of Los Arroyos, 1800 m alt.”

Genus *Amphicosmia* Pilsbry & Vanatta, 1898

349. *Amphicosmia cristata* (Weinland & von Martens, 1859)

Cylindrella cristata Weinland & von Martens, 1859b: 55–56.

Holotype: NL. Type Locality: “Haiti: neighborhood of Jeremie”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 98.

350. *Amphicosmia dohrni* (Maltzan, 1888)

Cylindrella dohrni Maltzan, 1888: 177.

Holotype: NL.

Type Locality: “Haiti: Sans-souci”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 98.

351. *Amphicosmia hjalmarsoni* (L. Pfeiffer, 1858)

Cylindrella hjalmarsoni L. Pfeiffer, 1858: 153, pl. 3, figs. 16–18.

Holotype: NL. Type Locality: “Sierra Monte Cristi, Republic of St. Domingo”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 98.

352. *Amphicosmia salleana* (L. Pfeiffer, 1850)

Cylindrella salleana L. Pfeiffer, 1850: 74–75.

Holotype: NL. Type Locality: “Tablaso near San Cristobal, in the Rep. Santo Domingo”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 98.

353. *Amphicosmia salleana minor* (Crosse, 1891)

Cylindrella salleana var. *minor* Crosse, 1891: 146.

Holotype: NL. Type Locality: “Tablaso, pres San Cristobal”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 99.

354. *Amphicosmia truncatula* (Lamarck 1822)

Brachypodella (Amphicosmia) truncatula

(Lamarck, 1822) in Pilsbry, 1904: 52 [Port-au-Prince].

Holotype: NL. Type Locality: “Habite dans le l’lle de Saint Thomas”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 99.

Genus *Angulicervix* Pilsbry, 1933

355. *Angulicervix barbouri* (Clench, 1935)

Brachypodella (Angulicervix) barbouri Clench, 1935: 10–11, pl. 1, fig. K.

Holotype: MCZ 108586. Paratypes: ANSP 166758; MCZ 108587 (4). Type Locality:

“La Visite, La Selle Range, Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 1999a.

356. *Angulicervix peasei* (Pilsbry, 1933)

Brachypodella (Angulicervix) peasei Pilsbry, 1933: 150–151, pl. 10, fig. 12.

Holotype: ANSP 160994.

Paratypes: ANSP 454010 (5).

Type Locality: “Coffee plantation of Manuel Mella del Monte, 5 or 6 miles West of Barahona”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999a: fig. 477.

Genus *Anoma* Albers, 1850

357. *Anoma tricolor* (L. Pfeiffer, 1847)

Cylindrella tricolor (L. Pfeiffer, 1847) in Bland, 1862: 355 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Jamaica:

Moncrieff Gully, parish of St. Ann, on a plant”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1903: 9.

358. *Anoma virginea* (Weinland & von Martens, 1859)

Macroreramus virgineus Weinland & von Martens, 1859b: 56–57.

Holotype: NL. Type Locality: “Jeremie auf Haiti”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1903: 16.

Genus *Arangia* Pilsbry & Vanatta, 1898

359. *Arangia monticola* (Weinland, 1880)

Cylindrella monticola Weinland, 1880: 363–364, pl. 2, fig. 17.

Holotype: NL. Type Locality: “Gonave Island”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 109.

Genus *Arhegocoptis* Pilsbry, 1903

360. *Arhegocoptis barbouri* Clench, 1935

Arhegocoptis barbouri Clench, 1935: 5, pl. 1, figs. B, F.

Holotype: MCZ 108593. Paratypes: ANSP 169404; ANSP 166756; MCZ 26579; MCZ 108594 (5).

Type Locality: “Tardieu, Mt. La Hotte, Haiti, alt. ± 3000 feet”.

361. *Arhegocoptis crenata* (Weinland & von Martens, 1859)

Cylindrella crenata Weinland & von Martens, 1859b: 54.

Holotype: NL. Type Locality: “Jeremie auf Haiti”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1903: 301–302, pl. 38, figs. 5–7; pl. 41, figs. 73–75.

362. *Arhegocoptis darlingtoni* Clench, 1935

Arhegocoptis darlingtoni Clench, 1935: 6, pl. 1, figs. C, G.

Holotype: MCZ 108592.

Type Locality: “Tardieu, Mt. La Hotte, Haiti”.

363. *Arhegocoptis decapitata* (Röding, 1798)

Cerion decapitatum Röding, 1798: 90.

Holotype: NL. Type Locality: “S. Domingue”.

Current taxonomic status after Clench, 1966: 2–3.

364. *Arhegocoptis eximia* (L. Pfeiffer, 1857)

Cylindrella eximia L. Pfeiffer, 1857: 232.

Holotype: NL. Type Locality: “Haiti”.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1903: 302–303, pl. 38, figs. 1–4; pl. 41, figs. 67–70.

365. *Arhegocoptis haitiensis* Clench, 1966

Arhegocoptis haitiensis Clench, 1966: 2–3, pl. 1, figs. 1, 2.

Holotype: MCZ 252056. Paratypes: MCZ 252057(5).

Type Locality: “top of Morne Rochelois, 25 km WSW of Miragoane, Dept. du Sud, Haiti”.

366. *Arhegocoptis tiburonica* Clench 1935

Arhegocoptis tiburonica Clench 1935: 6, pl. 1, fig. I.

Holotype: MCZ 108591. Type Locality: “Tardieu, Mt. La Hotte, Haiti, between 3–400 ft.”.

Genus *Autocoptis* Pilsbry, 1902

367. *Autocoptis argpihrix* Thompson & Franz, 1976

Autocoptis argpihrix Thompson & Franz, 1976: 8–12, figs. 3A, 3B, 4,

Holotype: UF 22472. Paratype: UF 22473 (166).

Type Locality: “Dominican Republic, Pedernales Prov., 20 km N of Las Mercedes, 1510 m altitude”.

368. *Autocoptis eburata* Thompson & Franz, 1976

Autocoptis eburata Thompson & Franz, 1976: 8–9, figs. 1A, 1B, 2A–2D, 9A.

Holotype: UF 22462. Paratypes: UF 22483 (48).

Type Locality: “Dominican Republic. La Estrelleta Prov., 16 km S of Elias Piña, 1180 m elevation”.

369. *Autocoptis stibe* Thompson & Franz, 1976

Autocoptis stibe Thompson & Franz, 1976: 8, 10, 12–13, figs. 5A, 5B, 6A, 6B.

Holotype: UF 22464. Paratypes: UF 22465 (4).

Type Locality: “Dominican Republic, La Estrelleta Prov., 16 km S of Elias Piña, 1180 m elevation”.

Subgenus *Autocoptis* Pilsbry 1902

370. *Autocoptis* (*Autocoptis*) *adamsiana* (L. Pfeiffer, 1853)

Cylindrella adamsiana L. Pfeiffer, 1851 in Pfeiffer, L., 1853a: 148–149.

Holotype: NL. Syntype: MCZ 26625.

Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

371. *Autocoptis (Autocoptis) adamsiana puncturata* (L. Pfeiffer, 1854)*Cylindrella puncturata* L. Pfeiffer, 1854: 141.

Holotype: BMNH ?

Type Locality: "Charcas in the Dominican Republic".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

372. *Autocoptis (Autocoptis) flammulata* (L. Pfeiffer, 1854)*Cylindrella flammulata* L. Pfeiffer, 1854: 141, pl. 13, fig. 8.

Holotype: BMNH ?

Type Locality: "Salinas, Cerro de Sal".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

373. *Autocoptis (Autocoptis) juliae* (Clench, 1935)*Urocoptis (Autocoptis) juliae* Clench, 1935: 2–3, pl. 2, fig. D.

Holotype: MCZ 108601. Paratype: MCZ 108602.

Type Locality: "Mt. Trou d'Eau, Haiti, alt. ± 4,500 ft.".

Current taxonomic status based on Thompson, 2012.

374. *Autocoptis (Autocoptis) klatteana* (Weinland, 1880)*Cylindrella klatteana* Weinland, 1880: 357.

Holotype: NL. Type Locality: "Port au Prince insulae Haiti".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

375. *Autocoptis (Autocoptis) malleata* (L. Pfeiffer, 1854)*Cylindrella malleata* L. Pfeiffer, 1952 in Pfeiffer, L., 1854: 140.

Holotype: BMNH ? Type Locality: "Rincon Barahona, in the Republic of St. Domingo".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

376. *Autocoptis (Autocoptis) maxwelli* (Pilsbry, 1938)*Urocoptis (Autocoptis) maxwelli* Pilsbry, 1938: 15, pl. 7, fig. 11.

Holotype: ANSP 169741.

Type Locality: "Near Capuy, Santo Domingo".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

377. *Autocoptis (Autocoptis) monilifera* (L. Pfeiffer, 1850)*Cylindrella monilifera* L. Pfeiffer, 1850: 74.

Holotype: NL. Type Locality: "Charcas, Azua, República Dominicana".

Current taxonomic status after Thompson and Franz, 1976.

378. *Autocoptis (Autocoptis) monilifera haitiana* Clench, 1935*Autocoptis monilifera haitiana* Clench, 1935: 2, pl. 2, fig. C.

Holotype: MCZ 108599.

Paratypes: ANSP 166754 (3); MCZ 108600 (14).

Type Locality: "Poste Terre Rouge", "Mirebalais road, 26 km. N.E. of Port au Prince" (18°43'N, 072°10' W) ± alt. 2000".

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

379. *Autocoptis (Autocoptis) menkeana* (L. Pfeiffer, 1854)*Cylindrella menkeana* L. Pfeiffer, 1854: 140, pl. 13, fig. 7.

Holotype: BMNH ?

Type Locality: "Neyba in the Republic of St. Domingo".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

380. *Autocoptis (Autocoptis) olssoni* (Pilsbry, 1933)*Urocoptis (Autocoptis) olssoni* Pilsbry, 1933: 148–149, pl. 10, figs. 6–9.

Holotype: ANSP 160991. Paratypes: ANSP 424126 (3); MCZ 95691 (4). Type Locality:

"slopes of El Morro, Monte Cristi".

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

381. *Autocoptis (Autocoptis) perpunctata* (Pilsbry, 1933)*Urocoptis (Autocoptis) perpunctata* Pilsbry, 1933: 149–150, pl. 10, figs. 1–4.

Holotype: ANSP 160990. Paratypes: ANSP 424127 (3).

Type Locality: "road cut between Cabral and Barahona, Santo Domingo".

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

382. *Autocoptis (Autocoptis) rudis* (Weinland, 1880)*Cylindrella rudis* Weinland, 1880: 358.

Holotype: NL.

Type Locality: “St. Domingo, insulae Haiti”.

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

Subgenus *Urocoptola* Clench, 1935**383. *Autocoptis (Urocoptola) arcuata* (Weinland & von Martens, 1859)***Cylindrella arcuata* Weinland & von Martens, 1859b: 53–54.

Holotype: NL. Type Locality: “Jeremie, Haiti”.

Current taxonomy status after Uit de Weerd *et al.*, 2016: 769, fig. 1.**384. *Autocoptis (Urocoptola) beatensis* (Bartsch, 1932)***Urocoptis (Autocoptis) beatensis* Bartsch, 1932: 10, pl. 1, figs. 11, 13.

Holotype: USNM 403913. Paratypes: USNM (4).

Type Locality: “Beata Island”.

Current taxonomy status based on Clench, 1935 and Thompson and Franz, 1976.

385. *Autocoptis (Urocoptola) bencomoi* (Clench, 1935)*Urocoptis (Autocoptis) bencomoi* Clench, 1935: 3–4, pl. 2, fig. B.

Holotype: MCZ 108508. Paratype: MCZ 103895 (3).

Type Locality: “...vicinity of Port au Prince, Haiti”.

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

386. *Autocoptis (Urocoptola) bencomoi salina* (Clench, 1935)*Urocoptis (Autocoptis) bencomoi salina* Clench, 1935: 4, pl. 2, fig. A.

Holotype: MCZ 106243. Type Locality: “Saline Madame Doisy’ Mahautier, southeastern end of Gonave Island, Haiti”.

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

387. *Autocoptis (Urocoptola) caribbaea* (Clench, 1966)*Urocoptis (Urocoptola) caribbaea* Clench, 1966: 9, pl. 1, fig. 3.

Holotype: MCZ 260873. Paratype: MCZ 260874.

Type Locality: “1 mi. E of Pointe à Raquette, south central Gonave Island, Haiti”.

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

388. *Autocoptis (Urocoptola) cayemitensis* (Clench, 1966)*Urocoptis (Urocoptola) cayemitensis* Clench, 1966: 7–8, pl. 1, fig. 4.

Holotype: MCZ 254666. Paratypes: MCZ 254667 (3); MCZ 254668 (3).

Type Locality: “NE Grande Cayemite, a small island about 6.5 mi. NE of Corail, Dept. du Sud, Haiti”.

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

389. *Autocoptis (Urocoptola) ekmani* (Clench, 1966)*Urocoptis (Urocoptola) ekmani* Clench, 1966: 8, pl. 1, fig. 5.

Holotype: MCZ 260871. Paratypes: MCZ 260872.

Type Locality: “La Source, NW Gonave Island, Haiti”.

Current taxonomy status based on Thompson, 2012.

390. *Autocoptis (Urocoptola) evelynae* (Clench, 1935)*Urocoptis (Autocoptis) evelynae* Clench, 1935: 4–5, pl. 1, figs. D, H.

Holotype: MCZ 108597.

Paratypes: ANSP 166757; MCZ 108595 (2); MCZ 108596 (3).

Type Locality: “north foothills of Mt. La Hotte, Haiti, 3,000 ft.”.

Current taxonomy status after Uit de Weerd *et al.*, 2016: 767, fig. 1.**391. *Autocoptis (Urocoptola) gruneri* (Dunker, 1844)***Cylindrella gruneri* Dunker, 1844 in Pfeiffer, L., 1848: 370.

Holotype: UF 022472. Paratypes: UF 022473 (170).

Type Locality: “Port–au–Prince, Haiti”.

Current taxonomy status after Thompson, 2012: 1193, figs. 7–11.

392. *Autocoptis (Urocoptola) guigouana* (Petit, 1859)

Cylindrella guigouana Petit, 1859: 285, pl. 10, fig. 5.

Holotype: NL. Type Locality: "L'île Saint-Domingue".

Current taxonomy status after Uit de Weerd *et al.*, 2016: 769 (table), fig. 1.

393. *Autocoptis (Urocoptola) guigouana acupicta* (Maltzan, 1888)

Cylindrella strohmi var. *acupicta* Maltzan, 1888: 177.

Holotype: NL. Type Locality: "Jeremie et Migroane insulae Haiti".

Current taxonomy status based on Uit de Weerd *et al.*, 2016.

394. *Autocoptis (Urocoptola) guigouana mabuja* (Weinland, 1880)

Cylindrella mabuja Weinland, 1880: 362, pl. 12, fig. 16.

Holotype: NL.

Type Locality: "in montibus insulae Gonave prope Haiti".

Current taxonomy status based on Clench, 1935 and Uit de Weerd *et al.*, 2016.

395. *Autocoptis (Urocoptola) guigouana strohmi* (Maltzan, 1888)

Cylindrella strohmi Maltzan, 1888: 177.

Holotype: NL. Paratype: NMBS 2777a.

Type Locality: "Jeremie et Miragoane insulae Haiti".

Cresonimia: Current taxonomy status based on Uit de Weerd *et al.*, 2016.

396. *Autocoptis (Urocoptola) innata* (Weinland, 1876)

Cylindrella innata Weinland, 1876: 170, pl. 2, figs. 1, 2.

Holotype: NL. Type Locality: "Jeremie, Haiti".

Current taxonomic status based on Clench, 1935 and Thompson and Franz, 1976.

397. *Autocoptis (Urocoptola) montecristensis* (Pilsbry, 1933)

Urocoptis (Autocoptis) montecristensis Pilsbry, 1933: 149, pl. 10, figs. 10, 11a.

Holotype: ANSP 160992. Paratypes: ANSP 424128; MCZ 95690 (3).

Type Locality: "El Morro and low hills south of Monte Cristi".

Current taxonomy status based on Clench, 1935 and Thompson and Franz, 1976.

398. *Autocoptis (Urocoptola) paulsoni* Thompson, 2012

Autocoptis (Urocoptola) paulsoni Thompson, 2012: 1188–1191, figs. 1–6, 12.

Holotype: UF 46290. Paratypes: UF 446290 (20); UF 446789 (10).

Type Locality: "Haiti, Dept. de l'Oest, 3 km Southeast of Trou Forban, ca. 700m alt.".

399. *Autocoptis (Urocoptola) sericea* (L. Pfeiffer, 1850)

Cylindrella sericea L. Pfeiffer, 1850: 134.

Holotype: NL.

Type Locality: "Port Gonaives, Haiti".

Current taxonomic status based on Clench, 1935 and Thompson and Franz, 1976.

400. *Autocoptis (Urocoptola) sericea eugenii* (Dohrn, 1859)

Cylindrella eugenii Dohrn, 1859: 205.

Holotype: NL. Type Locality: "Haiti".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

401. *Autocoptis (Urocoptola) sericea kisslingiana* (Weinland, 1880)

Cylindrella sericea kisslingiana Weinland, 1880: 359–361, pl. 12, fig. 15.

Holotype: NL. Type Locality: "Gonaives insulae Haiti".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

402. *Autocoptis (Urocoptola) sericea laferrierensis* (Pilsbry, 1903)

Urocoptis (Autocoptis) sericea var. *laferrierensis* Pilsbry, 1903: 156–157, pl. 41, figs. 62, 63.

Syntype: ANSP 86401 (3).

Type Locality: "La Ferrière, Haiti".

Current taxonomic status based on Thompson and Franz, 1976.

403. *Autocoptis (Urocoptola) tumidula* (Weinland & von Martens, 1859)

Cylindrella tumidula Weinland & von Martens, 1859b: 54.

Holotype: NL. Type Locality: "Jeremie auf Haiti".

Current taxonomic status based on Clench, 1935 and Thompson and Franz, 1976.

Genus *Brevipedella* Pilsbry, 1903

404. *Brevipedella kraussiana* (Weinland, 1876)
Cylindrella kraussiana Weinland, 1876: 171, 216, pl. 2, figs. 3, 4.

Holotype: NL. Type Locality: "Haiti: in the mountains near the town of Corail, on the N. side of the S.W. peninsula".

Current taxonomic status based on Schileiko, 1999a.

405. *Brevipedella kraussiana lahottensis* (Clench, 1935)

Brachypodella kraussiana lahottensis Clench, 1935: 7–8, pl. 2, fig. 1.

Holotype: MCZ 108582. Type Locality: "Tardieu, Mt. La Hotte" –alt. 3000–4000".

Current taxonomic based on Schileiko, 1999a.

406. *Brevipedella imitatrix* Pilsbry, 1903

Brachypodella (Brevipedella) imitatrix Pilsbry, 1903: 47, pl. 8, figs. 54, 55.

Lectotype: ANSP 84178.

Type Locality: "Port au Prince; Sans Souci; St. Marc, and La Ferrière, Haiti".

Current taxonomic status after Schileiko, 1999a: fig. 487.

407. *Brevipedella lasellensis* (Clench, 1935)

Brachypodella (Brevipedella) lasellensis Clench, 1935: 8, pl. 2, fig. G.

Holotype: MCZ 108604. Type Locality: "La Visite, La Selle Range, Haiti, alt. 6–7,000 ft.".

Current taxonomic status based on Schileiko, 1999a.

408. *Brevipedella weinlandi* (L. Pfeiffer, 1861)

Cylindrella weinlandi L. Pfeiffer, 1861: 214, pl. 2, figs. 12–15.

Holotype: NL.

Type Locality: "Haiti: near Jeremie".

Current taxonomic status based on Schileiko, 1999a.

409. *Brevipedella weinlandi insula* (Clench, 1935)

Brachypodella weinlandi insula Clench, 1935: 7, pl. 2, fig. E.

Holotype: MCZ 106244. Type Locality: "Gonave Island, Haiti".

Current taxonomic status based on Schileiko, 1999a.

Genus *Gyraxis* Pilsbry 1903

410. *Gyraxis gouldiana* (L. Pfeiffer, 1853)

Cylindrella gouldiana L. Pfeiffer, 1853a: 149.

Holotype: NL. Type Locality: "Rocks of Tablaso, near San Cristobal, in the Republic of Santo Domingo".

Current taxonomic status based on Schileiko, 1999a.

411. *Gyraxis sericata* (Pilsbry, 1903)

Gyraxis gouldiana var. *sericata* Pilsbry, 1903: 63–64, pl. 8, figs. 54–56.

Lectotype: ANSP 73258.

Paralectotypes: ANSP 465457 (15).

Type Locality: "Santo Domingo".

Current taxonomic status after Watters, 2018: 106, figs. 4–6, 11 (habitat), 12, 14 (map), 15–16.

412. *Gyraxis samana* (Clench, 1966)

Brachypodella (Gyraxis) samana Clench, 1966: 11, pl. 2, fig. 5.

Holotype: MCZ 57214. Paratypes: ANSP 169791 (2); ANSP 169795 (6); MCZ 57218; MCZ 57213.

Type Locality: "Peñon de Maria Luisa, Santa Barbara de Samana Republica Dominicana".

Current taxonomic status after Watters, 2018: 104, 106, figs. 1–3, 14 (map).

413. *Gyraxis excalibur* Watters, 2018

Gyraxis excalibur Watters, 2018: 106–107, figs. 7–10, 13, 14 (map).

Holotype: OSUM 41641. Paratypes: BMSM 120064 (3); BMSM 120065 (3); OSUM 41642 (2); UF 179327 (2).

Type Locality: "321 m elevation, bluffs/mogotes along carretera Las Terrenas–Sánchez, Samaná Province, Dominican Republic, 19.2412° N, –69.5951° W".

Genus *Liparotes* Pilsbry, 1903

414. *Liparotes hispaniola* (Clench, 1935)

Brachypodella (Liparotes) hispaniola Clench, 1935: 9, pl. 2, fig. F.

Holotype: MCZ 108583.

Type Locality: “18 22 N, 74 2 W, Tardieu, Mt. La Hotte, Pic de Macaya, 31 km SSE of Jeremie, Haiti”.
Current taxonomic status after Thompson, 1986: 10.

415. *Liparotes obesula* (Pilsbry, 1904)

Cylindrella obesa Weinland & von Martens, 1859b: 55.
Holotype: NL. Type Locality: “Haiti: near Jeremie”.
Current taxonomic status after Uit de Weerd, Robinson and Rosenberg, 2016: 769 (table).

416. *Liparotes suturalis* (Weinland, 1862)

Cylindrella suturalis Weinland, 1862: 194–195.
Holotype: NL. Type Locality: “Habitat in insula Haiti...in der Umgegend des Stadtschens Jeremie”.
Current taxonomic status after Richardson, 1991: 140.

417. *Liparotes utowanae* (Clench, 1932)

Liparotes utowanae Clench, 1932: 104–105.
Holotype: MCZ 81492. Type Locality: “Beata Island, Santo Domingo”.

Genus *Macroceramus* Guilding, 1828

418. *Macroceramus angulatus* Weinland & von Martens, 1859

Macroceramus angulatus Weinland & von Martens, 1859b: 56.
Holotype: NL. Type Locality: “Jeremie auf Haiti”.

419. *Macroceramus beatensis* Bartsch, 1932

Macroceramus beatensis Bartsch, 1932: 11, pl. 1, fig. 15.
Holotype: USNM 403915.
Paratypes: USNM 403887 (3).
Type Locality: “Beata Island”.

420. *Macroceramus ceciliae* Wetherbee & Clench, 1984

Macroceramus ceciliae Wetherbee & Clench, 1984: 10–11, pl. 1, fig. 1.
Holotype: MCZ 75450.
Type Locality: “Mt. Isabel de Torres, Puerto Plata Province, Republics Dominican at 2500 feet under stones and moss”.

421. *Macroceramus costatus* Maltzan, 1888

Macroceramus costatus Maltzan, 1888: 178.
Holotype: NL. Type Locality: “Gonaives insulae Haiti”.

422. *Macroceramus cyrtopleurus* (L. Pfeiffer, 1853)

Bulimus cyrtopleurus L. Pfeiffer, 1953b: 364.
Holotype: BMNH ?
Type Locality: “Island of St. Domingo”.
Current taxonomic status after Richardson, 1991: 143.

423. *Macroceramus dominicensis* (Crosse, 1891)

Macroceramus signatus var. *dominicensis* Crosse, 1891: 131.
Holotype: NL. Type Locality: “environs de Puerto Plata et Jamao”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1904: 126, pl. 23, figs. 48, 49.

424. *Macroceramus formosus* (Wood, 1828)

Macroceramus formosus (Wood, 1828) in Bland, 1862: 354.
Holotype: NL. Type Locality: “Santo Domingo, Arroyo Hondo”.

425. *Macroceramus gabbi* Pilsbry, 1903

Macroceramus gabbi Pilsbry, 1903: 119, 125–126, pl. 23, figs. 50, 51.
Lectotype: ANSP 25128. Paralectotypes: ANSP 465485 (4).
Type Locality: “Santo Domingo”.

426. *Macroceramus gossei* (L. Pfeiffer, 1846) [*]

Macroceramus gossei (L. Pfeiffer, 1846) in Crosse, 1891: 133 [Yaque del Norte valley].
Holotype: NL. Type Locality: NG.

427. *Macroceramus gundlachi* (L. Pfeiffer, 1852) [*]

Bulimus gundlachi (L. Pfeiffer, 1852) in Crosse, 1891: 132 [Near Río Amina].
Holotype: NL. Type Locality: ““Punta de San Juan de Perros” insulae Cubae”.
Current taxonomic status after Richardson, 1991: 144.

428. *Macroceramus hermanni* (L. Pfeiffer, 1853)

Bulimus hermanni L. Pfeiffer, 1853b: 366.
Syntypes: MCZ 26990 (2).

Type Locality: “auf der Insel Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 144.

429. *Macroceramus klatteanus* Bland, 1875

Macroceramus klatteanus Bland, 1875a: 83.

Syntypes: MCZ 61602 (3).

Type Locality: “Near Port–au–Prince, Haiti”.

430. *Macroceramus lineatus* (Bruguière 1789)

Macroceramus lineatus (Bruguière, 1789) in Bland, 1862: 355.

Holotype: NL. Type Locality: “coast of the cul–de–sac, at Gonaives; St. Marc; Pourt–au–Prince”.

431. *Macroceramus ludovici* (L. Pfeiffer, 1853)

Bulimus ludovici L. Pfeiffer, 1853b: 364.

Holotype: BMNH (?). Paratypes: UF 158997 (5).

Syntypes: MCZ 26988 (3).

Type Locality: “auf der Insel Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 146.

432. *Macroceramus ludovici hatoviejensis* Pilsbry, 1933

Macroceramus ludovici hatoviejensis Pilsbry 1933: 152, pl. 10, fig. 13.

Holotype: ANSP 160989.

Paratypes: ANSP 454011 (2).

Type Locality: “Hato Viejo”.

433. *Macroceramus ottenwalderi* Wetherbee & Clench, 1984

Macroceramus ottenwalderi Wetherbee & Clench, 1984: 10–11, pl. 1, fig. 1.

Holotype: MCZ 57490. Paratype: MCZ 57491.

Type Locality: “Mt. Isabel de Torres, Puerto Plata Province, Republics Dominican”.

434. *Macroceramus pilsbryi* Clench, 1935

Macroceramus pilsbryi Clench, 1935: 11–12, pl. 1, fig. J.

Holotype: MCZ 108605.

Paratypes: ANSP 166701 (2); MCZ 108606 (9).

Type Locality: “Camp Perrin, Haiti (20 km. N.W. of Cayes (Aux Cayes)). 10°11' N, 73°50' W”.

435. *Macroceramus richaudi* Petit, 1850

Macroceramus richaudi Petit, 1850 in Pfeiffer, L. 1859a: 688.

Lectotype: ANSP 2993. Paratype: NMBS 8396a.

Type Locality: “Gonaives”.

436. *Macroceramus richaudi lineatristigatus* Pilsbry 1903

Macroceramus richaudi var. *lineatristigatus*

Pilsbry, 1903: 124–125, pl. 22, fig. 32.

Holotype: NL. Type Locality: “St. Mark, Haiti”.

437. *Macroceramus richaudi sublineatus* Pilsbry 1903

Macroceramus richaudi var. *sublineatus* Pilsbry, 1903: 120, 124–125, pl. 24, fig. 87.

Holotype: NL. Type Locality: “St. Mark, Haiti”.

438. *Macroceramus santomennoi* Wetherbee & Clench, 1984

Macroceramus santomennoi Wetherbee & Clench, 1984: 10–11, pl. 1, fig. 1.

Holotype: MCZ 57346. Paratypes: MCZ 288374; MCZ 57342.

Type Locality: “1 mile south of Copey, Monte Cristi Province, Republics Dominican”.

439. *Macroceramus signatus* Guilding, 1828 [*]

Macroceramus signatus (Guilding, 1828) in Kobelt, 1880: 276 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “insula Tortola”.

440. *Macroceramus signatus salleanus* Pilsbry, 1903

Macroceramus signatus salleanus Pilsbry, 1903: 119, 122, pl. 23, figs. 59, 60.

Lectotype: ANSP 25126. Paralectotypes: ANSP 25125 (5); ANSP 457196 (6). Type Locality:

“Santo Domingo”.

441. *Macroceramus subcylindricus* Pilsbry, 1904

Macroceramus subcylindricus Pilsbry, 1904: 120, 134, pl. 24, figs. 82–86.

Lectotype: ANSP 25145.

Paralectotypes: ANSP 25141 (10); ANSP 25142 (5); ANSP 457770 (6).

Paratypes: MCZ 217100 (4).

Type Locality: “Santo Domingo near Amina River”.

442. *Macroceramus tenuiplicatus* (L. Pfeiffer, 1854)

Bulimus tenuiplicatus L. Pfeiffer, 1854: 139.

Syntypes: MCZ 26987 (3).

Type Locality: “Santo Domingo: Ocoa”

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 150.

443. *Macroceramus tenuiplicatus swiftianus* Pilsbry, 1904

Macroceramus tenuiplicatus swiftianus Pilsbry, 1904: 120, 128–129, pl. 23, figs. 52–54.

Lectotype: ANSP 25133. Paralectotypes: ANSP 25134 (2); ANSP 465487 (6).

Type Locality: “Santo Domingo”.

444. *Macroceramus unicarinatus* (Lamarck, 1822) [*]

Macroceramus unicarinatus (Lamarck, 1822) in Pilsbry, 1904: 132 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Guadeloupe”.

Genus *Strophina* Morch, 1852

445. *Strophina laterradii* (Grateloup, 1839)

Clausilia laterradii Grateloup, 1839: 430, pl. 2, fig. 10.

Holotype: NL. Type Locality: “Island of Beate or Beata, off the south coast between Cape Falso and Cape Mongon”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 174.

446. *Strophina laterradii strophina* (Pilsbry, 1903)

Brachypodella (Strophina) laterradii strophina Pilsbry, 1903: 56, pl. 8, figs. 59, 60.

Lectotype: ANSP 71550.

Type Locality: “Santo Domingo”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 174.

Subfamily BRACHYPODELLINAE

H. B. Baker, 1956

Genus *Brachypodella* Beck, 1837

447. *Brachypodella darlingtoni* Clench, 1935

Brachypodella (Brachypodella) darlingtoni Clench, 1935: 10, pl. 2, fig. H.

Holotype: MCZ 108588.

Type Locality: “Miragoane, Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 16.

448. *Brachypodella dominicensis* (L. Pfeiffer, 1850)

Cylindrella dominicensis L. Pfeiffer, 1850: 75. Syntype: MCZ 26935.

Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 16.

449. *Brachypodella dominicensis gabbi* Pilsbry, 1903

Brachypodella (Brachypodella) dominicensis var. *gabbi* Pilsbry, 1903: 87, pl. 8, fig. 56.

Holotype: NL. Paratype: MCZ 75228. Lectotype: ANSP 73254. Paralectotypes: ANSP 424133 (3).

Type Locality: “Santo Domingo”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 16.

450. *Brachypodella smithiana* (L. Pfeiffer, 1866)

Cylindrella smithiana L. Pfeiffer, 1866: 87.

Holotype: NL.

Type Locality: “Habitat in monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1991: 21.

Genus *Ischnostrophina* Pilsbry, 1933

451. *Ischnostrophina latiaxis* (Pilsbry, 1933)

Brachypodella (Ischnostrophina) latiaxis Pilsbry, 1933: 151, pl. 10, figs. 14, 15.

Holotype: ANSP 160993. Paratypes: ANSP 424130 (3); MCZ 65650 (4); MCZ 95689 (3).

Type Locality: “Sr. Del Monte coffee plantation, in a gully near Salvation at about 3000 ft. elevation, 5–6 mi. W of Barahona”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999a: fig. 536.

Family CERIONIDAE Pilsbry, 1901

Genus *Cerion* Röding, 1798

452. *Cerion striatellum* (“Férussac” Guérin–Meneville, 1829) [*]

Pupa striatella minor Küster, 1847: 92, pl. 11, figs. 13–15.

Holotypes: *Pupa striatella minor* Küster, 1847:

NL. *Cerion (Maynardia) yumaensis* Pilsbry

& Vanatta, 1895: NL. *Strophia yumaense*

ferrugineum Maynard, 1896: MCZ 76230. *Cerion*

tortuga Pilsbry & Vanatta, 1928: ANSP 146707.

Lectotypes: *Cerion yumaense saona* Vanatta,

1923: ANSP 47200 (3).

Paratypes: *Cerion (Maynardia) yumaensis* Pilsbry

& Vanatta, 1895: MCZ 181967 (6); MCZ 185945

(1). *Cerion tortuga* Pilsbry & Vanatta, 1928:

ANSP 146702 (9).

Type Locality: *Pupa striatella minor* Küster,

1847: “Haiti”. *Cerion (Maynardia) yumaensis*

Pilsbry & Vanatta, 1895: “Yuma River, Hayti”

“San Domingo”. *Strophia yumaense ferrugineum* Maynard, 1896: “Haiti”. *Cerion yumaense saona* Vanatta, 1923: “Isla Saona, Dominican Republic”. *Cerion tortuga* Pilsbry & Vanatta, 1928: “Tortuga Island”.

Current taxonomic status after Gould and Paul, 1977: 22, fig. 2–C.

Superfamily SUCCINEOIDEA Beck, 1873

Family SUCCINEIDAE Beck, 1873

Subfamily SUCCINEINAE Beck, 1837

Genus *Succinea* Draparnaud, 1801

453. *Succinea margarita* L. Pfeiffer, 1853

Succinea margarita L. Pfeiffer, 1853: 52.

Holotype: NL. Type Locality: “Haiti”.

454. *Succinea margarita major* Weinland, 1880

Succinea margarita var. *major* Weinland, 1880: 286, 368.

Holotype: NL.

Type Locality: “Jeremie” “St. Domingo”.

455. *Succinea ochracina* Gundlach, 1858 [!]

Succinea ochracina Gundlach, 1858 in Crosse, 1891: 154 [Surroundings of Port-au-Prince, Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Cuba”.

456. *Succinea riisei* L. Pfeiffer, 1853 [!]

Succinea riisei (L. Pfeiffer, 1853) in Crosse, 1891: 154 [Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: “Porto Rico”.

Subgenus *Calcisuccinea* Pilsbry, 1948

457. *Succinea (Calcisuccinea) dominicensis* L. Pfeiffer, 1853

Succinea dominicensis L. Pfeiffer, 1853: 147.

Syntypes: MCZ 87941 (4); MCZ 64959 (2).

Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic state based on Pilsbry, 1948.

458. *Succinea (Calcisuccinea) luteola* Gould, 1848 [!]

Succinea luteola (Gould, 1848) in Crosse, 1891: 154 [Haiti].

Syntypes: MCZ 156362; MCZ 167451; MCZ 167480.

Type Locality: “Texas”.

Current taxonomic state after Pilsbry, 1948: 828–830, figs. 448b, 450a–g.

Superfamily ORTHALICOIDEA von Martens, 1860

Family ORTHALICIDAE von Martens, 1860

Genus *Liguus* Monfort, 1810

Subgenus *Liguus* Monfort, 1810

459. *Liguus (Liguus) virgineus* (Linnaeus, 1758)

Buccinum virgineum Linnaeus, 1758: 740.

Holotype: NL. Type Locality: “Africae fluviis”.

Current taxonomic status after Schileyko, 1999a: 365, fig. 455.

Family AMPHIBULIMIDAE Fischer, 1873

Genus *Simpulopsis* Beck, 1837

460. *Simpulopsis dominicensis* L. Pfeiffer, 1858

Simpulopsis dominicensis L. Pfeiffer, 1858: 146.

Holotype: NL. Type Locality: “dem Gipfel des Diego Campos”

Current taxonomic status after Breure, 1973: 53.

Family BULIMULIDAE Tryon, 1867

Subfamily BULIMULINAE Tryon, 1867

Genus *Bulimulus* Leach, 1814

461. *Bulimulus diaphanus* (L. Pfeiffer, 1855) [!]

Bulimus (Bulimulus) diaphanus diaphanus (L. Pfeiffer, 1855) in Breure, 1974: 30–32 [Hispaniola].

Holotype: NL.

Type Locality: “S Thomas, W. Indies”.

Current taxonomic status based on Breure, 1979.

462. *Bulimulus guadalupensis* (Bruguière, 1789) [!]

Bulimulus exilis (Gmelin, 1791) in Bland, 1862: 354 [Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Guadeloupe”.

Current taxonomic status after Breure, 1979: 63.

Genus *Drymaeus* Albers, 1850

Subgenus *Mesembrinus* Albers, 1850

463. *Drymaeus (Mesembrinus) bahamensis tortugensis* Pilsbry & Vanatta, 1928

Drymaeus bahamensis tortugensis Pilsbry & Vanatta, 1928: 477, pl. 27, figs. 11–13.

Holotype: ANSP 146700.

Type Locality: “Tortuga Island, Haiti”.

Current taxonomic status based on Breure, 1979.

464. *Drymaeus (Mesembrinus) dominicus* (Reeve, 1850)

Bulimus dominicus Reeve, 1850: pl. 88, fig. 659.
Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.
Current taxonomic status based on Breure, 1979.

465. *Drymaeus (Mesembrinus) moussoni* (L. Pfeiffer, 1853)

Bulimus moussoni L. Pfeiffer, 1853a: 147–148.
Lectotype: NHM 1975210.
Type Locality: “St. Domingo”.
Current taxonomic status based on Breure, 1979.

466. *Drymaeus (Mesembrinus) multilineatus* (Say, 1825) [*]

Drymaeus multilineatus (Say, 1825) in Clench and Aguayo, 1937: 73.
Holotype: NL.
Type Locality: “southern part of East Florida”.
Current taxonomic status based on Breure, 1979.

467. *Drymaeus (Mesembrinus) sallei* Pilsbry, 1899

Drymaeus sallei Pilsbry, 1899: 9, 11, pl. 12, fig. 15.
Holotype: ANSP 57002a. Type Locality: “Island of Haiti around San Domingo and Rancho Arriba; around Port–au–Prince”.
Current taxonomic status based on Breure, 1979.

468. *Drymaeus (Mesembrinus) sallei haitensis* Pilsbry, 1899

Drymaeus sallei var. *haitensis* Pilsbry, 1899: 12, pl. 39, fig. 4.
Lectotype: ANSP 3552.
Type Locality: “Haiti, Fort Jacques near Port–au–Prince”.
Current taxonomic status based on Breure, 1979.

469. *Drymaeus (Mesembrinus) virgulatus* (Férussac, 1822) [*]

Helix (Cochlogena) virgulata Férussac, 1822: 52.
Holotype: NL. Type Locality: “Le Brésil, les Antilles, Porto Rico; β) γ) l’île Saint–Barthélémy, sur les arbustes dans les parties les plus élevés; Comm Leseur. δ) Saint–Domingue”.
Current taxonomic status after Breure *et al.*, 2016: 46.

Superfamily PUPILLOIDEA Turton, 1831
Family PUPILLIDAE Turton, 1831

Genus *Pupoides* L. Pfeiffer, 1854

470. *Pupoides albilabris* (C. B. Adams, 1841) [!]

Pupoides albilabris (C. B. Adams, 1841) in Pilsbry, 1948: 921, 923 [Haiti].
Holotype: NL. Type Locality: “Upper Missouri”.

Family GASTROCOPTIDAE Pilsbry, 1918

Genus *Gastrocopta* Wallaston, 1878
Subgenus *Gastrocopta* Wallaston, 1878

471. *Gastrocopta (Gastrocopta) pellucida* (L. Pfeiffer, 1841) [!]

Pupa pellucida L. Pfeiffer, 1841 in Hjalmarson and Pfeiffer, L. 1858: 154 [Puerto Plata Province near Maiomes, Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: “Cuba”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1916: 75–77.

472. *Gastrocopta (Gastrocopta) rupicola maginalba* (L. Pfeiffer, 1840) [!]

Gastrocopta rupicola var. *maginalba* (L. Pfeiffer) in Pilsbry, 1933: 161 [Monte Cristi Province, Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: “Matanzas, Cuba”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1916: 60–62.

473. *Gastrocopta (Gastrocopta) servilis* (Gould, 1843) [!]

Pupa servilis Gould, 1843 in Crosse, 1891: 152 [Surroundings of Puerto Plata Province, Dominican Republic].
Holotype: NL.
Type Locality: “Santa Cruz” “Matanzas”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1916: 70–73.

474. *Gastrocopta (Gastrocopta) servilis riisei* (L. Pfeiffer, 1852) [!]

Gastrocopta (Gastrocopta) servilis riisei (L. Pfeiffer, 1852) in Pilsbry, 1933: 161 [Cercado de Mao, Mao river, Valverde Province; Cerro, Monte Cristi Province, Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: “St. Thomas”.

Subgenus *Vertigopsis* Streki, 1893

475. *Gastrocopta (Vertigopsis) pentodon* (Say, 1822) [!]

Gastrocopta pentodon (Say) in Pilsbry, 1933: 161 [Monte Cristi, Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: “Pennsylvania”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1916: 28–29.

Family VALLONIIDAE Fitzinger, 1833

Genus *Pupisoma* Stoliczka, 1873

476. *Pupisoma dioscoricola* (C. B. Adams, 1845) [!]

Pupisoma dioscoricola (C. B. Adams, 1845) in Pilsbry, 1920: 36–39 [San Lorenzo south side Samana Bay, Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: “Jamaica”.

Family VERTIGINIDAE Fitzinger, 1833

Subfamily VERTIGININAE
Fitzinger, 1833

Genus *Vertigo* Müller, 1773

Subgenus *Alaea* Jeffreys, 1830

477. *Vertigo (Alaea) milium* (Gould, 1840) [!]

Vertigo milium (Gould) in Pilsbry, 1933: 161 [Monte Cristi, Dominican Republic].
Holotype: NL.
Type Locality: “Oak Island, Chelsea”.
Current taxonomic status after Nekola *et al.*, 2018: 93.

Superfamily CLAUSILIOIDEA Gray, 1855

Family CLAUSILIIDAE Gray, 1855

Subfamily NENIINAE Wenz, 1923

Tribe NENIINI Wenz, 1923

Genus *Nenisca* Rehder, 1939

478. *Nenisca bartschi* (Rehder, 1939)

Nenia (Nenisca) bartschi Rehder, 1939: 171–173.
Holotype: USNM 380074.
Type Locality: “on top of Mt. Rochelle (or Rochelois), south of Rochelois, alt. 1000 m.”.
Current taxonomic status after Schileyko, 2000a: 612, fig. 803 A.

479. *Nenisca franzi* F. G. Thompson, 1998

Nenisca franzi F. G. Thompson, 1998: 33–41.
Holotype: UF 047859.

Type Locality: “among limestone boulders at peak of Morne Cavalier, alt. 1200 m.”.

Superfamily ARIONIDEA Gray, 1840

Family PHILOMYCIDAE Gray, 1847

Genus *Pallifera* Morse, 1864

480. *Pallifera* sp. [!]

Pallifera sp. in Espinosa J., 2017a: [Dominican Republic].

Superfamily LIMACOIDEA Batsch, 1789

Family LIMACIDAE Batsch, 1789

Subfamily LIMACINAE Batsch, 1789

Genus *Ambigolimax* Pollonera, 1887

481. *Ambigolimax valentianus* (Férussac, 1822) [!]

Lehmannia valentiana (Férussac, 1822) in Instituto de Derecho Ambiental de la República Dominicana, 2017: 10 [Dominican Republic].
Holotype: NL.
Type Locality: “Valence, Espagne”.
Current taxonomic status after Vendetti *et al.*, 2018: 1610.

Family AGRIOLIMACIDAE H. Wagner, 1935

Genus *Deroceras* Rafinesque, 1820

482. *Deroceras laeve* (Müller, 1774) [!]

Deroceras laeve (Müller, 1774) in Instituto de Derecho Ambiental de la República Dominicana, 2017: 10 [Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: NG.
Current taxonomic status after Maceira and Rodriguez, 2003: 93.

483. *Deroceras reticulatum* (Müller, 1774) [!]

Deroceras (Agriolimax) reticulatum (Müller, 1774) in Instituto de Derecho Ambiental de la República Dominicana, 2017: 10 [Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: NG.
Current taxonomic status after Maceira and Rodriguez, 2003: 93.

Superfamily GASTRODONTOIDEA Tryon, 1866
 Family OXYCHILIDAE Hesse, 1927 (1879)
 Genus *Glyphyalinia* E. von Martens, 1892

484. *Glyphyalinia indentata* (Say, 1822) [!]
Hyalinia (Polita) indentata (Say) in Crosse, 1891:
 104 [Monte Cristi mountain range, Dominican
 Republic].
 Holotype: NL. Type Locality: NG.
 Current taxonomic status after Thompson, 2011:
 216; and based on Slapcinsky, 2018.

Genus *Mesomphix* Rafinesque, 1819

485. *Mesomphix ptychoraphe* Weinland & von Martens, 1859
Hyalinia (Mesomphix) ptychoraphe Weinland &
 von Martens, 1859a: 18.
 Holotype: NL. Type Locality: “Haiti”.
 Current taxonomic status based on Bland, 1866:
 363; and Slapcinsky, 2018.

Family PRISTILOMATIDAE Cockerell, 1891

Genus *Hawaiiia* Gude, 1911 Cockerell, 1891

486. *Hawaiiia minuscula* (Binney, 1840) [!]
Hawaiiia minuscula (Binney, 1840) in Pilsbry,
 1933: 160 [Cercado de Mao, Mao River, Valverde
 Province; Guayubin River drift along the
 Sabaneta road, Santiago Rodríguez Province; and
 Monte Cristi Province, Dominican Republic].
 Lectotype: ANSP 74416.
 Paralectotypes: ANSP 12170; ANSP 468472 (2).
 Type Locality: “Hawaii”.
 Current taxonomic status after Thompson, 2011:
 217.

Superfamily ZONITOIDEA Mörch, 1864
 Family ZONITIDAE Mörch, 1864
 Subfamily GASTRODONTINAE Tryon, 1866
 Genus *Zonitoides* Lehmann, 1862
 Subgenus *Zonitella* H. B. Baker 1928

487. *Zonitoides (Zonitella) arboreus* (Say, 1816) [!]
Zonitoides arborea (Say, 1816) in Pilsbry, 1933:
 160 [Sr. Del Monte’s coffee plantation, west of
 Barahona Province, Dominican Republic].
 Holotype: NL. Paratype: MCZ 211383.
 Type Locality: NG.
 Current taxonomic status after Thompson,
 2011: 215.

Superfamily THOCHOMORPHOIDEA
 Möllendorff, 1890
 Family EUCONULIDAE H. B. Baker, 1928
 Genus *Guppya* Mörch 1867

488. *Guppya gundlachi* (Pfeiffer 1840) [!]
Hyalinia gundlachi L. Pfeiffer in Crosse 1891:
 104 [Monte Cristi mountain range, Dominican
 Republic].
 Holotype: NL. Type Locality: “Cuba”.
 Current taxonomic status after Thompson,
 2011: 213.

Superfamily HELICARIONOIDEA Bourguignat,
 1877
 Family HELICARIONIDAE Bourguignat, 1877
 Genus *Ovachlamys* Habe, 1946

489. *Ovachlamys fulgens* (Gude, 1900) [!]
Ovachlamys fulgens (Gude, 1900) *in press*
 [Blanco, Bonao, Monseñor Nouel Province,
 Dominican Republic].
 Syntype: NHMUK 1922.8.29.12.
 Type Locality: “Loo–Choo Islands”.
 Current taxonomic status after Beltramino *et al.*,
 2018: 1591–1603.

Superfamily OLEACINOIDEA H. Adams & A.
 Adams, 1855
 Family OLEACINIDAE H. Adams & A. Adams,
 1855
 Subfamily OLEACININAE H. Adams & A.
 Adams, 1855
 Genus *Oleacina* Röding, 1789

490. *Oleacina flexuosa* (L. Pfeiffer, 1855)
Achatina (Glandina) flexuosa L. Pfeiffer, 1855:
 150.
 Holotype: NL. Type Locality: NG.
 Current taxonomic status after Pilsbry, 1933: 154.

491. *Oleacina peasei* Pilsbry, 1933
Oleacina peasei Pilsbry, 1933: 153–154, pl. 11,
 figs. 11–13.
 Holotype: ANSP 160717.
 Type Locality: “Señor Del Monte’s coffee
 plantation, Station 81, from the bate to top of Alies,
 near Salvation”.

492. *Oleacina voluta* (Gmelin, 1791)

Bulla voluta Gmelin, 1791: 3433.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status Pilsbry, 1933: 154.

Genus *Flavoleacina* Pilsbry, 1907

493. *Flavoleacina cleriei* (Weinland, 1876)

Glandina (Oleacina) cleriei Weinland, 1876: 170, pl. 2, figs. 5, 5a, 6.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti. In silvis prope Jérémie”.

Current taxonomic status based on Pilsbry, 1907 and Schileyko, 2000b.

494. *Flavoleacina columbi* (Pilsbry, 1933)

Oleacina columbi Pilsbry, 1933:154–155, pl.11, fig. 4, 5.

Holotype: ANSP 160722.

Type Locality: “Señor Del Monte’s coffee plantation, in a gully near Salvation’ –alt. 3000”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

495. *Flavoleacina microlestes* (Pilsbry, 1907)

Oleacina microlestes Pilsbry, 1907: 135–136, pl. 32, fig. 22.

Syntype: ANSP 94636.

Type Locality: “Haiti: Port–au–Prince, and eight miles westward type loc.”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

496. *Flavoleacina mulleri* (Maltzan, 1888)

Oleacina mülleri Maltzan, 1888: 179.

Holotype: NL.

Type Locality: “Sanssouci in parte meridionali insulae Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

497. *Flavoleacina paivana* (L. Pfeiffer, 1866)

Oleacina paivana L. Pfeiffer, 1866: 86.

Holotype: NL.

Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

498. *Flavoleacina pethionis* (Weinland, 1880)

Glandina pethionis Weinland, 1880: 355–356.

Holotype: NL.

Type Locality: “Port au Prince insulae Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

499. *Flavoleacina pethionis stigmatoraphe* (Pilsbry, 1933)

Oleacina pethionis stigmatoraphe Pilsbry, 1933: 155, pl.11, figs. 6–8a.

Holotype: ANSP 160725.

Type Locality: “Station 99, Mr. Hermann’s coffee finca, on a hill back of Paradis’ – alt. 1000–2400”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

500. *Flavoleacina smithiana* (L. Pfeiffer, 1866)

Oleacina smithiana L. Pfeiffer, 1866: 85–86.

Holotype: NL.

Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

501. *Flavoleacina smithiana simpsoni* (Pilsbry, 1907)

Oleacina smithiana var. *simpsoni* Pilsbry, 1907: 133–134, pl. 32, figs. 20, 21.

Holotype: NL.

Type Locality: “St. Mark; Santo Domingo”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

Genus *Plicoleacina* Pilsbry & Vanatta, 1928

502. *Plicoleacina bondi* (Pilsbry & Vanatta, 1928)

Oleacina (Plicoleacina) bondi Pilsbry & Vanatta, 1928: 476, pl.27, fig. 10.

Holotype: ANSP 146699.

Type Locality: “Southern Haiti”.

Current taxonomic status after Schileyko, 2000b: fig. 1128.

Subfamily VARICELLINAE H. B. Baker, 1941

Genus *Laearicella* Pilsbry, 1907

503. *Laearicella suturalis* (Pilsbry, 1907)

Varicella (Varicella) denticulata var. *suturalis* Pilsbry, 1907: 211, pl. 34, figs. 6, 7; pl. 39, fig. 24; pl. 117.

Holotype: ANSP 23998. Type Locality: “Haiti: ruins of the palace San Souci, near Milot”.

Current taxonomic status after Baker, H. N. 1941: 29.

Genus *Melaniella* L. Pfeiffer, 1857
Subgenus *Varicellula* Pilsbry, 1907

504. *Melaniella (Varicellula) inopinata* (Pilsbry, 1907)

Varicella (Pichardiella) inopinata Pilsbry, 1907: 61, pl. 5, figs. 6, 7.
Holotype: NL.
Type Locality: “Haiti: Cape Haitian”.
Current taxonomic status based on Schileyko, 2000b.

Genus *Vagavarix* H. B. Baker, 1941

505. *Vagavarix casula* (Pilsbry, 1933)

Varicella casula Pilsbry, 1933: 158, pl.11, figs. 10d, 16, 16a.
Holotype: ANSP 44376. Type Locality: “San Lorenzo, north side of Samana Bay, Santo Domingo”.
Current taxonomic status based on Baker H. B. 1941 and Schileyko, 2000b.

506. *Vagavarix distans* (Pilsbry, 1933)

Varicella distans Pilsbry, 1933: 157–158, pl. 11, figs. 10b, 14, 14a.
Holotype: ANSP 44362. Type Locality: “One mile northwest of Sanchez, Santo Domingo”.
Current taxonomic status based on Baker H. B. 1941 and Schileyko, 2000b.

507. *Vagavarix distans angustior* (Pilsbry, 1933)

Varicella distans angustior Pilsbry, 1933: 158, pl. 11, figs. 10a, 13.
Holotype: ANSP 7952.
Type Locality: “One mile northwest of Sanchez”.
Current taxonomic status based on Baker H. B. 1941 and Schileyko, 2000b.

508. *Vagavarix impressa* (L. Pfeiffer, 1853) [*]

Achatina impressa L. Pfeiffer, 1853a: 148.
Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1907: 119.
Current taxonomic status based on Baker H. B. 1941 and Schileyko, 2000b.

509. *Vagavarix impressa subimpressa* (Pilsbry, 1933)

Varicella impressa subimpressa Pilsbry, 1933: 157, pl.11, fig. 12.
Holotype: ANSP 160728.

Type Locality: “Mr. Hermann’s coffee finca, on a hill back of Paradis’ alt. 1000–2400”.

Current taxonomic status based on Baker H. B. 1941 and Schileyko, 2000b.

510. *Vagavarix terebraeformis* (Shuttleworth, 1854) [*]

Varicella impressa var. *terebriformis* (Shuttleworth) in Pilsbry, 1907: 119–120 [Haiti: Cape Haitian].
Syntypes: NMBS 7986a (2).
Type Locality: “Ceiba et ad Rio Blanco”.
Current taxonomic status based on Baker H. B. 1941 and Schileyko, 2000b.

Genus *Varicella* L. Pfeiffer, 1855

511. *Varicella beatensis* Bartsch, 1932

Varicella beatensis Bartsch, 1932: 11–12, pl.1, fig.12.
Holotype: USNM 403916.
Type Locality: “Beata Island”.

512. *Varicella paradisensis* Pilsbry, 1933

Varicella paradisensis Pilsbry, 1933: 156–157, pl. 11, fig. 11.
Holotype: ANSP 160729.
Type Locality: “Mr. Hermann’s coffee plantation, on a hill behind the town of Paradis’ –alt.1000–2400”.

513. *Varicella samana* Pilsbry, 1933

Varicella samana Pilsbry, 1933: 158, pl. 11, figs.10c, 15.
Holotype: ANSP 44378.
Type Locality: “San Lorenzo, north side of Samana Bay, Santo Domingo”.

514. *Varicella buplicata* (Weinland & von Martens, 1859)

Glandina buplicata Weinland & von Martens, 1859b: 57.
Holotype: NL. Type Locality: NG.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1907: 118.

515. *Varicella denticulata* (Weinland, 1880)

Glandina denticulata Weinland, 1880: 356, pl. 12, fig. 10.
Holotype: NL. Type Locality: “Port au Prince Haiti nee non in vicina insula Gonave”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1907: 116.

516. *Varicella denticulata charmettensis* Pilsbry, 1907

Varicella (Varicella) denticulata var. *charmettensis* Pilsbry, 1907: 116, pl. 19, fig. 46.
Holotype: NL.
Type Locality: “Haiti: Charmettes”.

517. *Varicella denticulata guttidentata* Pilsbry, 1907

Varicella (Varicella) denticulata var. *guttidentata* Pilsbry, 1907: 117, pl. 19, fig. 45.
Holotype: NL.
Type Locality: “Haiti: La Ferriere”.

518. *Varicella histrio* L. Pfeiffer, 1866

Achatina histrio L. Pfeiffer, 1866: 85.
Holotype: NL.
Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1907: 118.

519. *Varicella ptychoraphe* (Weinland & von Martens, 1859)

Glandina ptychoraphe Weinland & von Martens, 1859b: 57.
Holotype: NL. Type Locality: “Jeremie auf Haiti”
Current taxonomic status after Pilsbry, 1907: 117.

Subgenus *Varicellidea* Pilsbry, 1907

520. *Varicella (Varicellidea) burringtonbakeri* Pilsbry, 1933

Varicella burringtonbakeri Pilsbry, 1933: 160, pl. 10, figs. 18, 18a.
Holotype: ANSP 161000. Type Locality: “Station 99, Mr. Hermann’s coffee plantation, near Paradis’ –alt 1000–2400”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1933: 159.

521. *Varicella (Varicellidea) clathrata* Pilsbry, 1933

Varicella (Varicellidea) clathrata Pilsbry, 1933: 159–160, pl. 10, figs. 16–17.
Holotype: ANSP 160999.
Type Locality: “Station 99, Mr. Hermann’s coffee plantation, on a hill behind the town of Paradis’ –alt. 1000–2400”.

522. *Varicella (Varicellidea) peruviana* (Lamarck, 1822)

Achatina peruviana Lamarck, 1822: 132, pl. 2.
Holotype: NL. Type Locality: “Peru”.
Current taxonomic based on Pilsbry, 1933 and Schileyko, 2000b.

523. *Varicella (Varicellidea) richardi* (L. Pfeiffer, 1854)

Achatina richardi L. Pfeiffer, 1854: 140, pl. 13, fig. 10.
Holotype: NL.
Type Locality: “Island of Santo Domingo”.
Current taxonomic status based on Pilsbry, 1933 and Schileyko, 2000b.

Subgenus *Varicellopsis* Pilsbry, 1907

524. *Varicella (Varicellopsis) texta* (Weinland & von Martens, 1859)

Glandina texta Weinland & von Martens, 1859c: 207–208.
Holotype: NL.
Type Locality: “Jeremie insula Haiti”.
Current taxonomic based on Pilsbry, 1933 and Schileyko, 2000b.

Family SPIRAXIDAE H. B. Baker, 1939
Subfamily SPIRAXINAE H. B. Baker, 1939

Genus *Volutaxis* Strebel & Pfeiffer, 1882
Subgenus *Volutaxis* Strebel & Pfeiffer, 1882

525. *Volutaxis (Volutaxis) curvaxis* (Pilsbry, 1930)

Spiraxis (Volutaxis) curvaxis Pilsbry, 1930: 237, fig. 3.
Holotype: ANSP 44651.
Type Locality: “One mile northwest of Sanchez”.
Current taxonomic status based on Thompson, 2010.

526. *Volutaxis (Volutaxis) perstriatus errans* (Pilsbry, 1907)

Spiraxis perstriatus errans Pilsbry, 1907: 41.
Holotype: NL. Type Locality: “Haiti: San Souci, near Cape Haitian”.
Current taxonomic status based on Thompson, 2010.

527. *Volutaxis (Volutaxis) rectus* (L. Pfeiffer, 1858)

Bulimus rectus L. Pfeiffer, 1858: 152, pl. 3, fig. 11–13.
Holotype: NL. Type Locality: “Santo Domingo: Sierra Monte Cristi”.
Current taxonomic status after Thompson, 2010.

528. *Volutaxis (Volutaxis) striatapex* (Pilsbry, 1933)

Spiraxis (Volutaxis) striatapex Pilsbry, 1933: 160, pl. 9, fig. 14.

Holotype: ANSP 160736.

Type Locality: “Sr del Monte’s coffee plantation, west of Barahona, in a steep gully near Salvation”.

Current taxonomic status based on Thompson, 2010.

529. *Volutaxis (Volutaxis) unus* (Pilsbry, 1907)

Spiraxis unus Pilsbry, 1907: 44.

Holotype: NL. Type Locality: “Haiti: Thomazeau”.

Current taxonomic status based on Thompson, 2010.

530. *Volutaxis (Volutaxis) verberatus* (Pilsbry, 1907)

Spiraxis verberatus Pilsbry, 1907: 43.

Leptotype: ANSP 94617.

Type Locality: “Haiti: Port au Prince”.

Current taxonomic status based on Thompson, 2010.

Subfamily EUGLANDININAE H. B. Baker, 1941

Genus *Streptostylops* Pilsbry, 1933

531. *Streptostylops mira* Pilsbry, 1933

Streptostylops mira Pilsbry, 1933: 156, pl. 11, fig. 9, 9a.

Holotype: ANSP 160726.

Type Locality: “Mr. Hermann’s coffee plantation, on a hill behind the town of Paradis”.

Current taxonomic status after Schileyko, 2000b: fig. 1140.

Superfamily SAGDOIDEA Pilsbry, 1895

Family SAGDIDAE Pilsbry, 1895

Subfamily SAGDINAE Pilsbry, 1895

Genus *Hojeda* H. B. Baker, 1926

532. *Hojeda boothiana* (L. Pfeiffer, 1839) [!]

Helix boothiana L. Pfeiffer, 1839 in Pfeiffer, L. 1858: 148 [Puerto Plata Province, Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: “Cuba”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 4–5.

533. *Hojeda elatior* (L. Pfeiffer, 1859)

Hyalina elatior “Weinland & von Martens” in Pfeiffer, L. 1859b: 91.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 6.

534. *Hojeda hilum* (Weinland & von Martens, 1859)

Hyalina hilum Weinland & von Martens, 1859a: 19.

Holotype: NL. Type Locality: “Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 6.

535. *Hojeda inaguensis* (Weinland, 1880) [*]

Hojeda dominicensis Pilsbry, 1933 in Pilsbry, 1933: 147, text–figs. 2a, b, c [Río Guayubin, Sabaneta, Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: “Little Inagua”.

Current taxonomic status after Baker, H. B. 1940a: 60–61, pl. 5, fig. 14; and Richardson, 1986: 6–7.

536. *Hojeda micromphala* Pilsbry, 1933

Hojeda micromphala Pilsbry, 1933: 146–147, text fig. 1a–c.

Holotype: ANSP 44349.

Type Locality: “San Lorenzo, south side of Samana Bay, Santo Domingo, in debris at the foot of a limestone cliff”.

537. *Hojeda virescens* (L. Pfeiffer, 1866)

Helix virescens L. Pfeiffer, 1866: 79.

Holotype: NL. Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 9.

Genus *Lacteoluna* Pilsbry, 1926

538. *Lacteoluna selenina* (Gould, 1848) [!]

Helix vortex L. Pfeiffer, 1839 in Pfeiffer, L. 1858: 148 [Cibao Region, Dominican Republic].

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Pilsbry, 1926: 108–109; and Schileyko, 1998: fig. 307.

Genus *Odontosagda* von Martens, 1860

539. *Odontosagda abbotti* Vannata, 1918

Odontosagda abbotti Vannata, 1918: 237, figs. 1, 2.

Holotype: ANSP 118240. Type Locality: “The General’s Cave, one mile west of Jeremie, Hayti”.

540. *Odontosagda alleni* Clench & Aguayo, 1932

Odontosagda alleni Clench & Aguayo, 1932: 36.
Holotype: MCZ 23425. Type Locality: “Petionville, Haiti”.

541. *Odontosagda desiderata* (L. Pfeiffer, 1858)

Helix desiderata L. Pfeiffer, 1858: 148.
Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti. Auf Sierra Monte Cristi und Cibao”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1933: 144–145.

542. *Odontosagda polyodon* (Weinland & von Martens, 1859)

Sagda polyodon Weinland & von Martens, 1859a: 18.
Holotype: NL. Type Locality: “Haiti”.
Current taxonomic status after Pilsbry, 1933: 144; and Clench & Aguayo, 1937: 73.

543. *Odontosagda suprema* Pilsbry, 1933

Odontosagda suprema Pilsbry, 1933: 144, pl. 9, figs. 6–9.
Holotype: ANSP 160996.
Type Locality: “Sr. Del Monte’s coffee finca, Station 85, in a verdant gully near Salvation, at about 3000 ft.”.

Genus *Stauroglypta* H. B. Baker, 1935

544. *Stauroglypta sericata* (Pilsbry, 1933)

Suavitas sericata Pilsbry, 1933: 145.
Holotype: ANSP 160998.
Type Locality: “Mr. Hermann’s coffee plantation, on a hill behind the town of Paradis”.
Current taxonomic status after Richardson, 1986: 25.

Genus *Taenioraphe* Pilsbry, 1933

545. *Taenioraphe leucoraphe* (L. Pfeiffer, 1853)

Helix leucoraphe L. Pfeiffer, 1853: 81.
Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.
Current taxonomic status after Schileyko, 2007: fig. 304a.

Subfamily AQUEBANINAE H. B. Baker, 1940

Genus *Exsuavitas* H.B. Baker, 1939

546. *Exsuavitas pubescens* (L. Pfeiffer, 1853)

Helix pubescens L. Pfeiffer, 1853a: 147.

Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.
Current taxonomic status after Schileyko, 1998: fig. 313.

Subfamily POLYDONTINAE Schileyko, 2006

Genus *Coloniconcha* Pilsbry, 1933

547. *Coloniconcha prima* Pilsbry, 1933

Coloniconcha prima Pilsbry, 1933: 143, pl. 8 figs. 6–8.

Holotype: ANSP 160973.

Type Locality: “Station 81, coffee plantation of Sr. Del Monte, between baté and top of Alies, near Salvation, 1775 to 3200 ft., in the coffee finca proper”.

Current taxonomic status after Breure, 2010: 78–86, figs. 1, 2 (map), 3–6.

Genus *Hispaniolana* Pilsbry, 1933

548. *Hispaniolana angustata* (L. Pfeiffer, 1846)

Helix angustata L. Pfeiffer, 1846b: 74.

Holotype: NL. Type Locality: “Haïti et Jamaica”.
Current taxonomic status based on Clench, 1962a and Schileyko, 2006.

549. *Hispaniolana audebardi* (Reeve, 1854)

Helix audebardi Reeve, 1854: No. 211.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status based on Pilsbry, 1933 and Schileyko, 2006.

550. *Hispaniolana dissita* (Deshayes, 1850)

Helix dissita Deshayes, 1850 in Férussac and Deshayes, 1850: 248.

Holotype: NL. Type Locality: “l’Amérique”.

Current taxonomic status based on Pilsbry, 1933 and Schileyko, 2006.

551. *Hispaniolana dominicensis* (L. Pfeiffer, 1850)

Helix dominicensis L. Pfeiffer, 1850: 71–72.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status based on Pilsbry, 1933 and Schileyko, 2006.

552. *Hispaniolana gabbi* (Pilsbry, 1933)

Hispaniolana dominicensis gabbi Pilsbry, 1933:

141–142, pl. 8, fig. 1.

Holotype: ANSP 33103.

Type Locality: “Santo Domingo”.

Current taxonomic status based on Clench, 1962a and Schileyko, 2006.

553. *Hispaniolana gigantea* (Scopoli, 1786)*Helix gigantea* Scopoli, 1786: 66, pl. 25 fig. A.

Holotype: NL. Type Locality: NG.

Current taxonomic status after Wurtz, 1955: 134, pl. 19, fig. 130; and Sei *et al.*, 2017: table 9, fig. 5 h.**554. *Hispaniolana mcleani* (Clench, 1962)***Polydotes (Hispaniolana) mcleani* Clench, 1962a: 217, pl. 2, fig. 1.

Holotype: MCZ 188213.

Type Locality: “below Valle Nuevo, southeast of Constanza, Prov. de la Vega, República Dominicana”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2006.

555. *Hispaniolana montana* (Clench, 1962)*Polydotes (Hispaniolana) montana* Clench, 1962a: 216–217, pl. 1, fig. 2.

Holotype: MCZ 188209.

Type Locality: “Mt. QuitaEspuela, 14 km NE of San Francisco de Macorís, Prov. Duarte, República Dominicana”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2006.

556. *Hispaniolana obliterated* (Férussac, 1821)*Helix obliterated* Férussac, 1821: 36.

Holotype: NL. Type Locality: “Porto–Rico”.

Current taxonomic status based on Sei *personal communication*, 2020.**557. *Hispaniolana undulata* (Férussac, 1821)***Helix undulata* Férussac, 1821: 28, pl. 16, figs. 3–6.

Holotype: NL. Type Locality: “L’Amérique”.

Current taxonomic status after Schileyko, 2006: fig. 2339.

Genus *Lyssembryon* Pilsbry, 1933**558. *Lyssembryon dilatatus* (L. Pfeiffer, 1846)***Helix dilatata* L. Pfeiffer, 1846a: 42.

Holotype: NL. Type Locality: “Patria ignota”.

Current taxonomic status after Schileyko, 2006: fig. 2341.

559. *Lyssembryon peasei* Pilsbry, 1933*Polydotes (Lyssembryon) peasei* Pilsbry, 1933: 142–143, pl. 8, figs. 3, 3a.

Holotype: ANSP 160972.

Type Locality: “Station 61, top of the first spur of the mountains on the San Juan road beyond Yeso, 1000 to 1200 ft.”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2006.

Genus *Salleana* Clench, 1962**560. *Salleana russelli* (Clench, 1962)***Polydotes (Salleana) russelli* Clench, 1962a: 218–219, pl. 1, fig. 3.

Holotype: MCZ 188212. Type Locality: “foot hills north of La Rucilla (Pico Trujillo), Cordillera Central, República Dominicana, at 5–8000 feet”.

Current taxonomic status after Schileyko, 2006: fig. 2343.

Subfamily YUNQUEINAE Schileyko, 1998

Genus *Yunquea* H. B. Baker, 1940**561. *Yunquea monteplatonis* (L. Pfeiffer, 1866)***Helix effusa* L. Pfeiffer, 1866: 78.

Holotype: NL.

Type Locality: “monte Platon insulae Haiti”.

Current taxonomic status after Baker, H. B. 1961: 166.

Family SOLAROPSIDAE H. Nordsieck, 1986

Subfamily CARACOLINAE Cuezco, 2003

Genus *Caracolus* Montfort, 1810**562. *Caracolus angistoma* (Férussac, 1821)***Helix (Helicigona) angistoma* Férussac, 1821: 36.

Holotype: NL. Type Locality: “Les grandes Antilles, Saint–Domingue”.

Current taxonomic status based on Pilsbry, 1894 and Wurtz, 1955.

563. *Caracolus bizonalis* (Deshayes 1850)*Helix bizonalis* Deshayes, 1850 in Férussac and Deshayes, 1850: 68.

Holotype: NL. Type Locality: “Haiti”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2006.

564. *Caracolus excellens* (L. Pfeiffer, 1853)*Helix excellens* L. Pfeiffer, 1853: 133.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status after Wurtz, 1955: 118.

565. *Caracolus gaskoini* (Reeve, 1854)

Helix gaskoini “L. Pfeiffer” in Reeve, 1854: No. 286.
Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.
Current taxonomic status after Richardson, 1985: 81.

566. *Caracolus insittia* (Shuttleworth, 1854)

Helix insittia Shuttleworth, 1854: 133–134.
Syntype: NMBE 19086. Type Locality: “Haiti”.
Current taxonomic status based on Pilsbry, 1894 and Wurtz, 1955.

567. *Caracolus sarcocheilus* (Mörch, 1850)

Helix (Carocolla) sarcocheila Mörch, 1850: 28.
Holotype: NL. Type Locality: “California”.
Current taxonomic status after Richardson, 1985: 85.

568. *Caracolus semiapertus* (von Martens, 1877)

Helix arangiana var. *semiaperta* von Martens, 1877: 33, pl. 144, figs. 15–18.
Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.
Current taxonomic status after Richardson, 1985: 85.

Family ZACHRYSIIDAE Robinson,
Sei & Rosenberg, 2017

Genus *Zachrysia* Pilsbry, 1894
Subgenus *Chrysius* Pilsbry, 1928

569. *Zachrysia (Chrysius) provisoria* (L. Pfeiffer, 1858) [!]

Zachrysia provisoria (L. Pfeiffer, 1858) in Instituto de Derecho Ambiental de la República Dominicana, 2017: 10 [Dominican Republic].
Holotype: NL. Type Locality: “Cuba”.
Current taxonomic status after Espinosa and Ortea, 1999: 124.

Superfamily HELICOIDEA

Family HELICIDAE Rafinesque, 1815

Subfamily HELICINAE Rafinesque, 1815

Genus *Cornu* Born, 1778

570. *Cornu aspersum* (Müller, 1774) [!]

Helix aspersa Müller, 1774 in Tryon and Pilsbry, 1888: 235 [Haiti].
Holotype: NL. Type Locality: “Italia”.
Current taxonomic combination after Blacket *et al.*, 2016: 100.

Family CAMAENIDAE Pilsbry, 1895
Subfamily BRADYBAENINAE Pilsbry, 1834
Tribe BRADYBAENINI Pilsbry, 1834

Genus *Bradybaena* Beck, 1837

571. *Bradybaena similis* (Férussac, 1822) [!]

Bradybaena similis (Férussac, 1822) in Maceira *et al.*, 2013: 97 [Cosmopolita].
Syntype: MNHN-IM-2000-31776.
Type Locality: “Timor”.
Current taxonomic status after Schileyko, 2004: fig. 2185.

Family CEPOLIDAE Ihering, 1909

Genus *Cepolella* Watters, 2020

572. *Cepolella definita* (Fulton, 1908)

Cepolis definita Fulton, 1908: 45.
Holotype: *Cepolis definita* Fulton, 1908: NHMUK 20190474. Lectotype: *Cepolis levibasis* Vanatta, 1923: ANSP 132603.
Type Locality: *Cepolis definita* Fulton, 1908: “Cuba”. *Cepolis levibasis* Vanatta, 1923: NG.
Current taxonomic status after Watters, 2020: 7–9, figs. 3 A–M, N (map).

573. *Cepolella hispaniolana* (Clench, 1962)

Cepolis hispaniolana Clench, 1962a: 222, pl. 1, fig. 4.
Holotype: MCZ 188262.
Type Locality: “Grand Cayamite Island, Haiti, Hispaniola”.
Current taxonomic status based on Watters, 2020.

574. *Cepolella trizonalis* (Grateloup, 1840)

Helix trizonalis Grateloup, 1840: 401–402, pl. 1, fig. 8.
Syntype: *Helix trizonalis* Grateloup, 1840: NHMUK 1907.11.22.37.
Holotype: *Helix (Cepolis) trizonalis* var. *trizonella* Pilsbry, 1889: ANSP 33302. *Cepolis lincolni* Bartsch, 1932: USNM 403909.
Type Locality: *Helix trizonalis* Grateloup, 1840: “L’Ile de Cuba”. *Helix (Cepolis) trizonalis* var. *trizonella* Pilsbry, 1889: NG. *Cepolis lincolni* Bartsch, 1932: “Beata Island”.
Current taxonomic status after Watters, 2020: 9–10, 13, figs. 4 A–P, Q (map), R (habitat), S.

575. *Cepolella trizonaloides* (Brown, 1861)

Helix trizonaloides Brown, 1861: 333.

Lectotype: *Helix trizonaloides* Brown, 1861: ANSP 60854. Holotype: *Helix (Cepolis) pimesoma* Pilsbry, 1899: ANSP 33306. *Cepolis trizonalis beatensis* Bartsch, 1932: USNM 403910.

Type Locality: *Helix trizonaloides* Brown, 1861: “Haiti?”. *Helix (Cepolis) pimesoma* Pilsbry, 1899: “Hayti”. *Cepolis trizonalis beatensis* Bartsch, 1932: “Beata Island”. Current taxonomic status after Watters, 2020: 9, figs. 3 O–Z, Aa (map).

Genus *Cepolis* Montfort, 1810

576. *Cepolis cepa* Müller, 1774

Helix cepa Müller, 1774: 74–75. Holotype: *Helix cepa* Müller, 1774: NL. *Cepolum nicolsinianum* Montfort, 1810: NL. *Helix impressa* Blainville, 1821: NL. Type Locality: *Helix cepa* Müller, 1774: NG. *Cepolum nicolsinianum* Montfort, 1810: “dans la région moyenne des mornes ou montagnes de Saint-Domingue”. *Helix impressa* Blainville, 1821: “l’île de Saint-Domingue”. Current taxonomic status after Watters, 2020: 2–4, figs. 1 A–I.

577. *Cepolis chocolata* Pilsbry, 1933

Cepolis cepa var. *chocolata* Pilsbry, 1933: 134–135, pl. 8, figs. 9, 10. Lectotype: ANSP 160987. Type Locality: “the coffee plantation of Manuel Mella Del Monte, partly in the coffee finca proper, partly during a walk from the main baté, 1775 ft., to the top of Felix Pelaez, 2180 ft., Station 80, partly in a wet gully near Salvation at 1775 to 3200 ft., in a luxuriant growth of trees and undergrowth, Station 85. This is about five or six miles west of Barahona”. Current taxonomic status after Watters, 2020: 4, figs. 1 M–R.

578. *Cepolis infissa* Watters, 2020

Cepolis infissa Watters, 2020: 4, figs. 2 A–G. Holotype: UF 129178. Paratypes: 129178 (3). Type Locality: “Ravine 1 km NW of Cabeza de Agua, 310 m, Pedernales Province, Dominican Republic”.

579. *Cepolis isomeroides* Watters, 2020

Cepolis isomeroides Watters, 2020: 4, 6, figs. 2 H–N.

Holotype: 46569. Paratypes: 46569 (4). Type Locality: “7.4 km SW of Seguin, 1310 m, Département du Sud–Est, Haiti”.

Genus *Coryda* Albers, 1850

580. *Coryda beatensis* (Bartsch, 1932)

Plagioptycha (Monodonta) beatensis Bartsch, 1932: 8–9, pl. 3, figs. 7–9. Holotype: USNM 403912. Type Locality: “Beata Island”. Current taxonomic status after Clench, 1962a: 227.

581. *Coryda circumornata* (Férussac, 1821)

Helix circumornata Férussac, 1821: 32, No. 68, pl. 41, fig. 1. Holotype: NL. Type Locality: NG. Current taxonomic status after Clench, 1962a: 227; and Richardson, 1982: 5.

582. *Coryda devexa* (Pilsbry, 1933)

Cepolis (Coryda) devexa Pilsbry, 1933: 140, pl. 9, figs. 10, 10a, 11, 11a. Holotype: ANSP 160965. Type Locality: “Top of the first spur of the mountains on the San Juan Road beyond Yeso, 1000 to 1200 ft., Station 61”. Current taxonomic status after Clench, 1962a: 227.

583. *Coryda dominicana* Clench, 1962

Coryda dominicana Clench, 1962a: 224–225, pl. 2, fig. 2. Holotype: MCZ 188239. Type Locality: “Yuma, Prov. de El Seibo, República Dominicana”.

584. *Coryda edentula* Clench, 1962

Coryda edentula Clench, 1962a: 226–227, pl. 1, fig. 3. Holotype: MCZ 188243. Type Locality: “Bahía de San Lorenzo, Bahía de Samaná, Prov. de Samaná, República Dominicana”.

585. *Coryda monodonta* (Lea, 1831)

Helix monodonta Lea, 1831: 53, pl. 19, fig. 62. Holotype: NL. Type Locality: “Java?” Current taxonomic status after Clench, 1962a: 227; and Richardson, 1982: 6.

586. *Coryda montana* Clench, 1962

Coryda montana Clench, 1962a: 226, pl. 1, fig. 5. Holotype: MCZ 187954.

Type Locality: “Loma Vieja, SW of Constanza, Prov. of La Vega, República Dominicana at about 6,000 feet”.

587. *Coryda samana* Clench, 1962

Coryda samana Clench, 1962a: 225–226, pl. 2, fig. 1.

Holotype: MCZ 188240. Type Locality: “Bahía de San Lorenzo, Bahía de Samaná, Prov. de Samaná, República Dominicana”.

Genus *Cysticopsis* Mörch, 1852

588. *Cysticopsis hjalmarsoni* (L. Pfeiffer, 1858)

Helix hjalmarsoni L. Pfeiffer, 1858: 148.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

589. *Cysticopsis pellicula* (Férussac, 1821)

Helix pellicula Férussac, 1821: 21, No. 9, pl. 9 A, figs. 5–7.

Holotype: NL. Type Locality: “Les environs du cap de Bonne-Espérance, sur les aloès”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

Genus *Hemitrochus* Swainson, 1840

590. *Hemitrochus cerosa* Clench & Aguayo, 1937

Hemitrochus cerosa Clench & Aguayo, 1937: 76.

Holotype: MCZ 110620. Paratypes: MCZ ? (2).

Type Locality: “La Visite, La Selle Range Haiti”.

591. *Hemitrochus constator* (Weinland, 1880) [*]

Cepolis (Hemitrochus) constator Weinland, 1880 in Pilsbry and Vanatta, 1928: 476 [Tortuga Island, Haiti].

Holotype: NL. Type Locality: “Inagua, Rum Cay, Turks Island”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

592. *Hemitrochus darlingtoni* Clench, 1962

Hemitrochus darlingtoni Clench, 1962a: 223, pl. 2, fig. 4.

Holotype: MCZ 187934. Type Locality: “Loma Pelona, near Loma Rucilla (Pico Trujillo), Prov. de Santiago, República Dominicana at 9–10,000 feet”.

593. *Hemitrochus gallopavonis* (Valenciennes, 1842) [*]

Hemitrochus gallopavonis Valenciennes in L. Pfeiffer, 1848: 239 [Santo Domingo].

Holotype: NL. Type Locality: “St. Croix”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

594. *Hemitrochus howardi* Clench, 1962

Hemitrochus howardi Clench, 1962a: 223–224, pl. 2, fig. 5.

Holotype: MCZ 187924. Type Locality:

“Monteado Nuevo. 20 km. SE of Polo, Prov. de Barahona, República Dominicana at 4,000 feet”.

Genus *Laevicepolis* Watters, 2020

595. *Laevicepolis porcellana* (Grateloup, 1840)

Helix porcellana Grateloup, 1840: 410, pl. 1, figs. 5, 6.

Syntype: *Helix porcellana* Grateloup, 1840: NHMUK 1907.11.22.36.

Holotype: *Cepolis wetmorei* Bartsch, 1932:

USNM 403908. *Cepolis porcellana splendens*

Pilsbry, 1933: ANSP 161001.

Type Locality: *Helix porcellana* Grateloup, 1840:

“Cuba”. *Cepolis wetmorei* Bartsch, 1932: “Beata

Island”. *Cepolis porcellana splendens* Pilsbry,

1933: “Station, 103, Trujín, Santo Domingo,

Armstrong Exped.”.

Current taxonomic status after Watters, 2020:

13–14, figs. 5 A–J, K (map).

Genus *Levicepolis* H. B. Baker, 1943

596. *Levicepolis nemoralina* (Petit, 1836) [*]

Helix nemoralina Petit, 1836 in Pilsbry, 1889: 22 [Haiti].

Holotype: NL.

Type Locality: “L’île Saint Thomas (Antilles)”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

597. *Levicepolis phaedra* (L. Pfeiffer, 1854)

Helix phaedra L. Pfeiffer, 1854: 138.

Holotype: NL.

Type Locality: “Island of St. Domingo”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

Genus *Plagioptycha* L. Pfeiffer, 1855

598. *Plagioptycha albersiana* (L. Pfeiffer, 1851)

Helix albersiana L. Pfeiffer, 1851 in Crosse, 1891: 110 [Dominican region: Barrera].

Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

599. *Plagioptycha bondi* (Pilsbry, 1933)

Cepolis (Plagioptycha) bondi Pilsbry, 1933: 139, pl. 9, figs. 12, 12a.

Holotype: ANSP 151800. Type Locality: “Summit of Mt. Trenchant, Massif de la Selle, Haiti, 5900 ft. elevation”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2004.

600. *Plagioptycha hologyra* (Pilsbry, 1933)

Cepolis (Plagioptycha) hologyra Pilsbry, 1933: 138, pl. 8, figs. 5, 5a, 5b.

Holotype: ANSP 160971.

Type Locality: “Sr. Del Monte’s finca, Station 85, in a verdant gully near Salvation”.

Current taxonomic status based on Schileyko, 2004.

601. *Plagioptycha indistincta* (Férussac, 1821)

Helix indistincta Férussac, 1821: 32.

Lectotype: ANSP 28339.

Paralectotype: ANSP 461416.

Type Locality: “L’Amérique?”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982; and after Schileyko, 2004: fig. 2233 B–C.

602. *Plagioptycha loxodon* (L. Pfeiffer, 1850)

Helix loxodon L. Pfeiffer, 1850: 73.

Holotype: NL. Type Locality: “insula Haiti”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982; and after Schileyko, 2004: fig. 2233 A.

603. *Plagioptycha platonis* (L. Pfeiffer, 1866)

Helix platonis L. Pfeiffer, 1866: 81.

Holotype: NL.

Type Locality: “monte Platon, insulae Haiti”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

604. *Plagioptycha strumosa* (L. Pfeiffer, 1854)

Helix strumosa L. Pfeiffer, 1854: 139.

Holotype: NL.

Type Locality: “Island of St. Domingo”.

Current taxonomic status based on Richardson, 1982 and Schileyko, 2004.

Family POLYGYRIDAE Pilsbry, 1894

Subfamily POLYGYRINAE Pilsbry, 1894

Tribe POLYGYRINI Emberton, 1995

Genus *Polygyra* Say 1818

Subgenus *Polygyra* Say, 1818

605. *Polygyra (Polygyra) cereolus* (Mühlfeld, 1818) [!]

Helix cereolus Mühlfeld 1818: 11.

Lectotype ANSP 10972.

Type Locality: “Key West, Florida”.

Current taxonomic status after Thompson, 2011: 249.

606. *Polygyra (Polygyra) plana* (Dunker, 1843) [!]

Helix plana Dunker 1843 in Philippi, 1843: 51.

Holotype: NL.

Type Locality: “Indie occidentalis?”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 59.

Genus *Praticolella* Martens, 1892

607. *Praticolella mexicana* Perez, 2011 [!]

Praticolella griseola (Pfeiffer) in Clench, 1946: 144 [Colonia “Leechugas” Central Santa Fé, San Pedro de Macorís Province, Dominican Republic].

Holotype: ANSP 426031. Paratype: ANSP A22101; ANSP 426032.

Type Locality: “15 km SW of Linares, Nuevo León, Mexico, in grass next to small stream where MX 58 to Caja Pinta runs along stream, 24.757331 N, –99.658111 W”.

Current taxonomic status after Perez, 2011: 1–14.

Family THYSANOPHORIDAE Pilsbry, 1926

Genus *Lyroconus* H. B. Baker, 1927

608. *Lyroconus plagioptychus* (Shuttleworth, 1854) [!]

Thysanophora (Lyroconus) plagioptycha

(Shuttleworth) in Pilsbry, 1933: 147 [Guayabin River at the Sabaneta road, and Monte Cristi, Monte Cristi Province, Dominican Republic]

Syntype: NMBE 18878/1.

Type Locality: “Puerto Rico, Humacoa”.

Current taxonomic status after Schileyko, 2006: 2422.

Genus *Thysanophora* Strebel & Pfeffer, 1879

609. *Thysanophora alta* Bartsch, 1932

Thysanophora alta Bartsch, 1932: 9, pl. 1, figs. 4–6.

Holotype: USNM 403918.

Type Locality: “island of Beata”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 77.

610. *Thysanophora beatensis* Bartsch, 1932

Thysanophora beatensis Bartsch, 1932: 9, pl. 1, figs. 1–3.

Holotype: USNM 403890.

Type Locality: “island of Beata”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 77.

611. *Thysanophora pruinosa* (L. Pfeiffer, 1852)

Helix pruinosa L. Pfeiffer, 1852: 139.

Holotype: NL. Type Locality: “St. Domingo”.

Current taxonomic status after Richardson, 1986: 84.

Genus *Mcleania* Bequaert & Clench, 1939

612. *Mcleania tumidula* F.G. Thompson, 1977

Mcleania tumidula F.G. Thompson, 1977: 77–80, figs. A–C.

Holotype: UF 22736.

Type Locality: “Loma Caña Brava, 6 KM east and 6 km north northeast of Polo, Provincia Barahona”.

Table I. Endemism of the terrestrial mollusks from Hispaniola Island and its adjacent islands

Family	Genus	Subgenus	Species	Endemic	Native	Introduced	% Endemicity
Helicinidae	6	2	60	60	0	0	100
Proserpinidae	1	1	3	3	0	0	100
Megalomastomatidae	1	1	4	4	0	0	100
Neocyclotidae	2	0	7	7	0	0	100
Annulariidae	26	6	233	233	0	0	100
Truncatellidae	1	1	2	2	0	0	100
Veronicellidae	5	0	10	1	0	9	10
Achatinidae	12	0	24	13	0	11	54
Ferussaciidae	2	0	2	1	0	1	50
Streptaxidae	2	0	2	0	0	2	0
Urocoptidae	14	2	104	100	4	0	96
Cerionidae	1	0	1	0	1	0	0
Succineidae	1	1	6	3	0	3	50
Orthalicidae	1	1	1	1	0	0	100
Amphibulimidae	1	0	1	1	0	0	100
Bulimulidae	2	1	9	5	2	2	55
Pupillidae	1	0	1	0	0	1	0
Gastrocoptidae	1	2	5	0	0	5	0
Valloniidae	1	0	1	0	0	1	0
Vertiginidae	1	1	1	0	0	1	0
Clausiliidae	1	0	2	2	0	0	100
Philomycidae	1	0	1	0	0	1	0
Limacidae	1	0	1	0	0	1	0
Agriolimacidae	1	0	2	0	0	2	0
Oxychilidae	2	0	2	1	0	1	50
Pristilomatidae	1	0	1	0	0	1	0
Zonitidae	1	1	1	0	0	1	0
Euconulidae	1	0	1	0	0	1	0
Helicarionidae	1	0	1	0	0	1	0
Oleacinidae	7	3	35	35	0	0	100
Spiraxidae	2	1	7	7	0	0	100
Sagdidae	11	0	30	27	1	2	90
Solaropsidae	1	0	7	7	0	0	100
Zachrysiidae	1	1	1	0	0	1	0
Helicidae	1	0	1	0	0	1	0
Camaenidae	1	0	1	0	0	1	0
Cepolidae	8	0	33	30	3	0	90
Polygyridae	2	1	3	0	0	3	0
Thysanophoridae	3	0	5	4	0	1	80
Total	129	26	612	547	11	54	89

DISCUSSION

In the Greater Antilles, the complete lists of terrestrial mollusk species vary from island to island, 1 356 from Cuba (Maceira, 2010), 114 from Puerto Rico (Van der Schalie, 1948), 562 species from Jamaica (Rosenberg & Muratov, 2006), which are 50 fewer than Hispaniola. These numbers will continue to change as families are revised, synonymies recognized and new species discovered and described.

In the operculates of Hispaniola, the Annulariidae was treated primarily by Bartsch (1946) and the numerous works published by Watters and his collaborators, starting in 2010, have added 55 taxa to the family, as well some synonymization of others. However, much work still needs to be done to understand the taxonomy of this family.

The Hispaniolan Helicinidae remains a poorly studied family, particularly in comparison with other regions in the Caribbean Basin such as Cuba, Jamaica, some Lesser Antillean Islands, and Costa Rica. This is due to the fact that few helicinid specialists have worked with the Hispaniolan fauna, although the rich diversity is believed to be comparable to that of Jamaica if one excludes the subfamily Stoastomatinae (Richling, 2014). Over the decades, the study of Hispaniolan helicinids is fragmentary, although the work of Wagner (1907–1910a) established a foundation for helicinid taxonomy. Other subsequent studies clarified anatomical aspects (Baker, 1922, 1940a; Boss & Jacobson, 1973a), and taxonomy (Pilsbry, 1928, 1933; Baker, 1964; Jacobson & Clench, 1971; Boss, 1972; Boss & Jacobson, 1973a, 1974; Thompson, 1982; Richling & Glaubrecht, 2008).

Undoubtedly, a detailed study needs to be done, including the designation of neotypes, anatomical and molecular work to determine the true identity of each species, as many named subspecies are likely to be determined to be synonyms or morphotypes (Richling & Glaubrecht, 2008). Nevertheless, subspecies taxa will continue to be used until their ultimate status can be elucidated.

The Proserpinidae is well understood as a family, thanks to the study by Thompson (1980). In other families such as the Megalomastomatidae, the subgenera for Hispaniolan taxa were established by Jaume and Alcalde (1946). For the Truncatellidae, only fully terrestrial species are included and not any marine species.

Among the pulmonates, the Hispaniolan Urocoptidae are well-studied by Uit de Weerd *et al.* (2016), with a subsequent paper by Watters (2018). In the Achatinidae (*sensu* Bouchet *et al.*, 2017), provisional classification is used, including the subfamily Cecilioinae based on the work by Fontanilla (2010).

ACKNOWLEDGEMENTS

This paper is dedicated to the biology students Oniel Álvarez Abreu and Sara Mateo Ozorio, who are starting in the world of malacology with firm steps. Likewise we want to thank them for their valuable support in the research, and organization of the bibliography, their collaboration, and their enthusiasm.

To Steffen Franke for providing bibliographic material. David Maceira for his comments and for providing us with bibliographic material. Ruth H. Bastardo for her recommendations and motivation for the publication of this work. To the anonymous reviewers for their suggestions and recommendations that help make this a better job.

LITERATURE CITED

- Alcalde, O., & M. K. Jacobson. 1956. A new operculate land snail from Haiti. *The Nautilus*, 72 (4): 111–115, pl. 12, figs. 1, 2.
- Aiken, S. 2018. Kingdom of the snowflake shell. *American Conchologist*, 46 (4): 4–9.
- Baker, H. B. 1922. Notes on the Radula of the Helicinidae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 74: 29–67.
- Baker, H. B. 1925. North American Veronicellidae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 77: 157–184, pl. 6, figs. 23–26.
- Baker, H. B. 1935. Jamaican land snails 3. *The Nautilus*, 48 (3): 81–83.
- Baker, H. B. 1940a. Some Antillean Sagdidae or Polygyridae. *The Nautilus*, 54 (2): 54–64, pls. 4, 5.
- Baker, H. B. 1940b. New Subgenera of Antillean Helicinidae. *The Nautilus*, 54 (2): 70–71.
- Baker, H. B. 1941. Puerto Rican Oleacininae. *The Nautilus*, 55: 24–30.
- Baker, H. B. 1943. The mainland genera of American Oleacininae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 95: 1–14.
- Baker, H. B. 1945. Some American Achatinidae. *The Nautilus*, 58: 84–92.
- Baker, H. B. 1961. *Yunquea monteplantonis*. *The Nautilus*, 74 (4): 166.
- Baker, H. B. 1964. Type Land Snails in the Academy of Natural Sciences of Philadelphia Part III. Limnophile and Thalassophile Pulmonata Part IV. Land and Fresh–Water Prosobranchia. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 116: 149–193.
- Bartsch, P. 1932. A Newly Discovered West Indian Mollusk Faunula. *Proceedings of the United States National Museum*, 81 (2929): 1–12, pls. 1–3.
- Bartsch, P. 1946. The operculate land mollusks of the family Annulariidae of the island of Hispaniola and the Bahama Archipelago. *Bulletin of the United States National Museum*, 192: 264 pp. + 38 pls.
- Beltramino, A. A., R. E. Vogler, A. Rumi, L. B. Guzmán, S. M. Martín, & J. G. Peso. 2018. The exotic jumping snail *Ovachlamys fulgens* (Gude, 1900) (Gastropoda: Helicarionidae) in urban areas of the Upper–Paraná Atlantic Forest. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 90 (2): 1591–1603.
- Blacket, M. J., S. Michael, S. Linda, & B. Mallik. 2016. Introduced Helicidae garden snails in Australia: morphological and molecular diagnostics, species distributions and systematics. *Records of the Australian Museum*, 68 (3): 99–116.
- Bland, T. 1862. On the Geographical Distribution of the Genera and Species of Land Shells of the West India Islands; with a Catalogue of the Species of each Island. *Annals of the Lyceum of Natural History of New York*, 7: 335–361.

- Bland, T. 1866. Remarks on the Distribution of the Inoperculated Land Shells which inhabit the Continent of America and the West Indies. *American Journal of Conchology*, 2: 349–369.
- Bland, T. 1875a. Notes on Certain Terrestrial Molluscs with description of New Species. *Annals of the Lyceum of Natural History of New York*, 11: 72–87.
- Boss, K. J. 1972. Minute Jamaican prosobranch gastropods: *Stoastoma* and its congeners. *Breviora*, 393: 1–13.
- Boss, K. J., & M. K. Jacobson. 1973a. Monograph of *Ceratodiscus* (Archaeogastropoda; Helicinidae). *Occasional Papers on Mollusks*, 3 (45): 253–279, text figs. 1, 2, maps 1–3, pls. 45–48.
- Boss, K. J., & M. K. Jacobson. 1973b. Monograph of the genus *Alcadia* in Cuba (Mollusca: Prosobranchia: Helicinidae). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*, 145 (7): 311–358.
- Boss, K. J., & M. K. Jacobson. 1974. Catalogue of the taxa of *Lucidella* (Prosobranchia: Helicinidae). *Occasional Papers on Mollusks*, 4 (48): 1–28.
- Böttger, O. 1887. Vier neue westindische Pneumonopomen. *Jahrbücher der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft*, 14: 101–104, pl. 4, figs. 7–10.
- Bouchet, P., J.–P. Rocroi, B. Hausdorf, A. Kaim, Y. Kano, A. Nützel, P. Parkhaev, M. Schrödl, & E. E. Strong. 2017. “Revised Classification, Nomenclator and Typification of Gastropod and Monoplacophoran Families”. *Malacologia*, 61 (1–2): 1–526.
- Breure, A. S. H. 1973. Catalogue of Bulimulidae (Gastropoda, Euthyneura), I. Amphibuliminae. *Basteria*, 37: 51–56.
- Breure, A. S. H. 1974. Caribbean Land Molluscs: Bulimulidae I. *Bulimulus*. *Studies of the Fauna of Curaçao and other Caribbean Islands*, 45 (145): 1–87.
- Breure, A. S. H. 1979. Systematics, phylogeny and zoogeography of Bulimulinae (Mollusca). *Zoologische Verhandelingen*, 168: 1–201, fig. 61, pl. 1 fig. 4.
- Breure, A. S. H. 2010. The rediscovery of a semi–slug: *Coloniconcha prima* Pilsbry, 1933 (Gastropoda, Pleurodontidae) from Hispaniola. *Basteria*, 74 (4–6): 78–86, figs. 1–6.
- Breure, A. S. H., A. Hovestadt, A. Fields, & D. Robinson. 2016. The land Mollusca (Gastropoda) of Saint Kitts and Nevis (Lesser Antilles), with description of a new species. *The Nautilus*, 130 (2): 27–52.
- Brown, A. D. 1861. Description of two new species of *Helix*. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 13: 333.
- Chevallier, H. 1965. Catalogue Des Collections Du Muséum Correspondant A L’histoire Naturelle Des Mollusques De Férussac. *Bulletin du Muséum National d’Histoire Naturelle*, 37 (1): 162–175.
- Clench, W. J. 1932a. Some land mollusks from Beata Island, Santo Domingo. *Proceedings of the New England Zoölogical Club*, 12: 103–107.

- Clench, W. J. 1932b. West Indian mollusks no. V. New Haitian mollusks. *Proceedings New England Zoölogical Club*, 13: 35–38.
- Clench, W. J. 1935. Some new Urocoptidae from Hispaniola. *Proceedings of the Boston Society of Natural History*, 4 (1): 1–12, pls. 1–2.
- Clench, W. J. 1946. *Praticollega griseola* Pfeiffer in Hispaniola. *The Nautilus*, 59 (3): 144.
- Clench, W. J. 1948. A Catalogue of the Family Truncatellidae with Notes and Descriptions of New Species. *Occasional Papers on Mollusks*, 13 (1): 157–212, pls. 22–25.
- Clench, W. J. 1958. New Records of West Indian Streptaxidae. *The Nautilus*, 72 (1): 19–20.
- Clench, W. J. 1962a. New land mollusks in the families Camaenidae and Fruticicolidae from Hispaniola. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia"*, 8 (17): 213–227, pls. 1, 2.
- Clench, W. J. 1962b. New species of land mollusks from the Republica Dominicana. *Breviora*, 173: 1–5, pl. 1.
- Clench, W. J. 1966. Notes and descriptions of new Urocoptidae from Cuba and Hispaniola (Mollusca: Pulmonata). *Breviora*, (245): 1–14, pls. 1–2.
- Clench, W. J., & C. G. Aguayo. 1932. New Haitian Mollusks; West Indian Mollusks No. 5. *Proceedings of the New England Zoölogical Club*, 13: 35–38.
- Clench, W. J., & C. G. Aguayo. 1937. Notes and descriptions of some new land and freshwater mollusks from Hispaniola. *Memorias de la Sociedad Cubana de Historia Natural*, 11 (2): 61–76, pl. 7.
- Clench, W. J., & M. L. Jaume. 1946. A new *Helicina* from Hispaniola. *Revista de la Sociedad Malacológica "Carlos De La Torre"*, 4 (1): 7–9, figs. 1–3.
- Crosse, H. 1873. Diagnoses Molluscorum novorum, ex insula Haïti dicta oriundorum. *Journal of Conchyliologie*, 21 (4): 352–356.
- Crosse, 1891. Faune malacologique terrestre et fluviatile de l'île de Saint-Dominique. *Journal de Conchyliologie*, 39 (2): 1–143, pls. 1–3.
- D'ávila, S., L. R. L. Simone, L. F. Cappa de Oliveira, L. Charles, & P. Maestrati. 2020. Rediscovery of *Obeliscus agassizi* Pilsbry, 1906 (Gastropoda, Subulinidae, Obeliscinae), annotated checklist of species of *Obeliscus* Beck, 1837 and first description of the anatomy for the genus. *Zoosystema*, 42 (12): 159–172.
- d'Orbigny, A. 1835. Synopsis terrestrium et Fluviatilium Molluscorum, In suo per Americain Meridionalem Itinere. *Magasin de Zoologie*, 5 (62): 1–44.
- Daglio, E. D., M. de Lucía, S. Rodrigues Gomes, & D. E. Gutiérrez Gregoric. 2020. First records of the bean-slug *Sarasinula plebeia* (Gastropoda: Veronicellidae) in Argentina. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 60: 1–5. <https://doi.org/10.11606/1807-0205/2020.60.47>
- De La Torre, C., P. Bartsch, & J. P. E. Morrison. 1942. The Cyclophorid Operculate Land Mollusks of America. *United States National Museum Bulletin*, 181: 1–306, plates 1–42.

- Dohrn, H. 1859. Neue Landconchylien. *Malakozoologische Blätter*, 6: 205–206.
- Espinosa, J., & J. Ortea. 1999. Moluscos terrestres del archipiélago cubano. *Avicennia*, 2: 1–137.
- Espinosa J., A. 2017. Moluscos terrestres en cuatro parques urbanos de Santo Domingo. IX Congreso de Biodiversidad Caribeña. Libro de resúmenes. 174 pp.
- Espinosa J., A. 2018. Measures to control *Lissachatina fulica*: impact on native terrestrial molluscs in the Dominican Republic. *Tentacle*, 26: 8–10.
- Férussac, A. E. 1821–1822. *Tableaux systématiques des animaux mollusques classés en familles naturelles, dans lesquels on a établi la concordance de tous les systèmes; suivis d'un Prodrôme général pour tous les mollusques ou fluviatiles, vivantes ou fossiles*. Paris. 1–110, i–xlvii, 1–27.
- Férussac, A. E., & G.–P. Deshayes. 1819–1851. *Histoire naturelle générale et particulière des mollusques terrestres et fluviatiles, tant des espèces que l'on trouve aujourd'hui vivantes, que des dépouilles fossiles de celles qui n'existent plus; classés d'après les caractères essentiels que présentent ces animaux et leurs coquilles*. Tome premier. Paris. 402 pp.
- Fontanilla, I. K. 2010. *Achatina (Lissachatina) fulica* Bowdich: Its Molecular Phylogeny, Genetic Variation in global populations, and its possible role in the spread of the Rat Lungworm *Angiostrongylus cantonensis* (CHEN) (Doctoral Thesis). University of Nottingham, United Kingdom. 617 pp.
- Fulton, H. C. 1908. Proposed new name for *Cepolis trizonalis*. *Proceedings of the Malacological Society of London*, 8: 45.
- Gerber, J., & S. A. Clark. 2015. First record of the predatory land snail *Streptostele (Tomostele) musaecola* (Pulmonata: Streptaxidae) in the continental United States. *American Conchologist*, 43 (2): 26–28.
- Gmelin, J. F. 1791. Caroli a Linné Systema Naturae per regna tria naturae, 13th ed. Vol. 1, pt. 6 (Vermes). Lipsiae. Pp. 3021–3910.
- Gould, S. J., & Paul, C. 1977. Natural History of *Cerion*. VII. Geographic Variation of *Cerion* (Mollusca: Pulmonata) From The Eastern End of Its Range (Hispaniola To The Virgin Islands): Coherent Patterns And Taxonomic Simplification. *Breviora*, 445 (445): 1–24.
- Grateloup, J.–P. 1839. De plusieurs Coquilles nouvelles ou peu connues de Mollusques exotiques vivants. *Actes de la Société Linn. de Bordeaux*, 11: 394–452 pl. 2, fig. 10.
- Grateloup, J.–P. 1840. Hélices, Carcolles, Hélicines. *Actes de la Société Linnéenne De Bordeaux*, 11: 396–413.
- Gray, J. E. 1824. Monograph of the Genus *Helicina*. *The Zoological Journal*, 1 (1): 62–71, pl. 5.
- Grego, J., & J. Šteffek. 2007. Biodiversity of Macaya National Park and Biosphere Reserve in conditions of global change. *Proceedings from the Conference Stare Lesna Tatro Biosphere Reserve*: 85–112.

- Henderson, J. B., & C. T. Simpson. 1902. A new Haitian *Chondropoma*. *The Nautilus*, 16: 88–89.
- Henderson, J. B., & P. Bartsch. 1920. A classification of the american operculate land mollusks of the family Annulariidae. *Proceedings of the United States National Museum*, 58 (2327): 49–82.
- Hjalmarson, J., & L. Pfeiffer. 1858. Beiträge zur Fauna von Westindien. *Malakozoologische Blätter*, 5 (4): 135–155, pls. 2, 3.
- Holyoak, D. T., G. A. Holyoak, R. F. de Lima, M. Panisi, & F. Sinclair. 2020. A checklist of the land Mollusca (Gastropoda) of the islands of Sao Tome and Principe, with new records and descriptions of new taxa. *Iberus*, 38 (2): 219–319.
- Instituto de Derecho Ambiental de la República Dominicana. 2017. Anexo 3. Listado de Especies Exóticas Invasoras en República Dominicana. 16 pp.
- Jacobson, M. K., & W. J. Clench. 1971. On some *Helicina* from the Dominican Republic. *The Nautilus*, 84 (3): 101–107, figs. 1, 2.
- Jaume, M. L., & O. Alcalde. 1946. Nuevos *Farcimoides* de la República Dominicana. *Revista de la sociedad malacológica "Carlos De La Torre"*, 4 (1): 25–27, text figs. 1–3.
- Kobelt, W. 1880. Die geographische Verbreitung der Mollusken. *Jahrbücher der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft*, 7: 241–285.
- Küster, H. C. 1847. Die Gattungen *Pupa*, *Megaspira*, *Balea*, und *Tornatolina*. In Martini, F. H. W. and Chemnitz, J. H. (eds). *Systematisches Conchylien-Cabinet*, 1 (15): 1–194, pl. 11, figs. 13–15.
- Lamarck, J. B. P. A. 1822. *Histoire naturelle des animaux sans vertèbres*, 6 (2): 1–232. Paris.
- Lea, I. 1832. *Observations on the Genus Unio, Together with Descriptions of New Genera and Species*. Vol. 1. 338 pp. + 19 pls.
- Linnaeus, C. 1758. *Systema naturae per regna tria naturae: secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis*. Vol 1. 824 pp.
- Maceira, D. 2003. Las especies de la familia Veronicellidae (Mollusca, Soleolifera) en Cuba. *Revista de Biología Tropical*, 51 (3): 453–461.
- Maceira, D. 2010. Variación estacional de la densidad poblacional, patrón de actividad y uso del hábitat de *Caracolus sagemon* (Mollusca: Camaenidae) en la Reserva Ecológica Siboney -Jutici, Cuba. Tesis doctoral. Universidad de Alicante, España; Universidad de Pinar del Río, Cuba. 307 pp.
- Maceira, D., & T. Rodríguez. 2003. La superfamilia Limacoidea (Mollusca: Pulmonata) en Cuba. *Avicennia*, 16: 91–96.
- Macería, D., S. E. Miquel, J. Espinosa, M. Virgillito, & B. Lauranzón. 2013. Moluscos terrestres exóticos y primera cita de la familia Punctidae (Mollusca: Pulmonata: Gastropoda) y de su especie *Paralaoma servilis* para Cuba. *Solenodon*, 11: 95–102.

- Maltzan, H. V. 1888. Diagnosen neuer Landschnecken von Haiti, gesammelt von Hermann Rolle 1887–1888. *Nachrichtsblatt der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft*, 20: 177–182.
- Monfort, P. 1810. *Conchyliologie Systématique, et Classification Méthodique des Coquilles 2*. F. Schoell, Paris. 423 pp.
- Mörch, O. A. L. 1850. *Catalogus conchyliorum quae reliquit*. Kierulf, C. P., MD. DR. Nunc publica auctione XDecembris MDCCCL Hafniae Dividenda. Hafniae. 33 pp.
- Morrison, J. P. E. 1955. Notes on American cyclophoroid land snails, with two new names, eight new species, three new genera, and the family Amphicyclotidae, separated on animal characters. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 45 (5): 149–162, figs. 1–31.
- Mühlfeld, J. C. 1818. Beschreibung einiger neuen Conchylien. *Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin Magazin*, 8: 3–12.
- Müller, O. F. 1774. Vermium Terrestrium et Fluviatilium, seu, Animalium Infusoriorum, Helminthicorum et Testaceorum, non Marinorum, Succincta Historia. Vol. 2. xxxv + 214 pp.
- Naggs, F. 1992. *Tartaxis* Pilsbry, 1906 and *Allopeas* Baker, 1935 (Mollusca, Gastropoda): proposed conservation by the designation of a neotype for *Achatina erecta* Benson, 1842. *The Bulletin of Zoological Nomenclature*, 49 (9): 258–260.
- Nekola, J. C., S. Chiba., B. F. Coles., C. A. Drost., T. von Proschwitz, & M. Horsák. 2018. A Phylogenetic Overview of the Genus *Vertigo* O. F. Müller, 1773 (Gastropoda: Pulmonata: Pupillidae: Vertigininae). *Malacologia*, 62 (1): 21–161.
- Perez, K. E. 2011. A new species of *Praticolella* (Gastropoda: Polygyridae) from northeastern Mexico and revision of several species of this genus. *The Nautilus*, 125 (3): 1–14.
- Petit, M. 1850. Notice sur le genre *Cyclostoma*, et Catalogue des espèces appartenant à ce genre. *Journal de Conchyliologie*, 1: 36–55.
- Petit, M. 1859. Description d'une Coquille nouvelle. *Journal de Conchyliologie*, 7: 285, pl. 10, fig. 5.
- Pfeiffer, L. 1846a. Descriptions of new species of *Helix*, in the cabinet of H. Cuming, Esq. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 14 (158–160): 38–42.
- Pfeiffer, L. 1846b. Symbolae ad historiam Heliceorum. Sectio tertia: 1–100. Cassellis: Th. Fischer.
- Pfeiffer, L. 1847. Die gedeckelten Lungenschnecken. (Helicinaea et Cyclostomacea). *Systematisches Conchylien-Cabinet von Martini und Chemnitz* (Küster ed.). Part 19. Installment 64: pls. 8, 10, 12–14, 17, pp. 25–40.
- Pfeiffer, L. 1848. *Monographia Heliceorum viventium. Sistens descriptiones systematicas et criticas omnium huius familiae generum et specieorum hodie cognitarum*. Volumen secundum. F. A. Brockhaus, Lipsiae. 594 pp.

- Pfeiffer, L. 1849. Descriptions of twenty nine new species of *Helicina* from the collection H. Cuming, Esq. *Proceedings of the Zoological Society of London (for 1848)*, 16 (188): 121–125.
- Pfeiffer, L. 1850. Beschreibung neuer Landschnecken. *Zeitschrift für Malakozoologie*, 7 (5): 65–80.
- Pfeiffer, L. 1851. Conspectus emendatus generum et specierum *Cyclostomaceorum*. *Zeitschrift für Malakozoologie*, 8 (10): 145–160.
- Pfeiffer, L. 1852. *Monographia Pneumonopomorum viventium. Sistens descriptiones systematicas et criticas omnium hujus ordinis generum et specierum hodie cognitarum, accedente fossilium enumeratione*. Fischer, Cassel, London, Paris. i–vi + 1–439 pp.
- Pfeiffer, L. 1853a. Description of new land shells from the collection of H. Cuming, Esq. *Proceedings of the Zoological Society of London (for 1851)*, 19 (228): 147–150.
- Pfeiffer, L. 1853b. *Monographia Heliceorum Viventium. Sistens descriptiones systematicas et criticas omnium huius familiae generum et specieorum hodie cognitarum*. Volumen tertium. F. A. Brockhaus, Lipsiae: i–viii + 711 pp.
- Pfeiffer, L. 1854. Descriptions of twenty–four new species of land shells, collected by M. Sallé on the island of St. Domingo, from Mr. Cuming’s collection. *Proceedings of the Zoological Society of London (for 1852)*, 20 (246): 138–144, pl. 13, figs. 2, 3, 7, 8, 10.
- Pfeiffer, L. 1855. Descriptions of twenty–three species of Helicea, from the Collection of H. Cuming, Esq. *Proceedings of the Zoological Society of London (for 1854)*, 22 (269): 145–150.
- Pfeiffer, L. 1857. Description of thirty three new species of land–shells, from the collection of H. Cuming, Esp. *Proceedings of the Zoological Society of London (for 1856)*, 24 (325): 385–392, pl. 36, fig. 8.
- Pfeiffer, L. 1858. Beiträge zur Fauna von Westindien. *Malakozoologische Blätter*, 5 (4): 135–155.
- Pfeiffer, L. 1859a. *Monographia Heliceorum viventium. Sistens descriptiones systematicas et criticas omnium huius familiae generum et specieorum hodie cognitarum*. Volume quartum. F. A. Brockhaus, Lipsiae. 920 pp.
- Pfeiffer, L. 1859b. Zur Molluskenfauna der Insel Cuba. *Malakozoologische Blätter*, 6 (3): 66–96.
- Pfeiffer, L., 1861. Beschreibung neuer Landschnecken. *Malakozoologische Blätter*, 7 (5): 213–217, pl. 2, figs. 12–15.
- Pfeiffer, L. 1862. Beschreibung neuer Landschnecken. *Malakozoologische Blätter*, 9: 151–156.
- Pfeiffer, L. 1866. Beschreibung neuer Landschnecken. *Malakozoologische Blätter*, 13 (2): 76–91.
- Philippi, R. A. 1842–1845. *Abbildungen und Beschreibungen neuer oder wenig gekannter Conchylien unter Mithilfe meherer deutscher Conchyliologen*. Erster Band. Cassel, T. Fischer, 204 pp. + 48 pls.

- Pilsbry, H. A. 1889. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 5. Helicidae: Vol. 3.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. 216 pp. + 64 pls.
- Pilsbry, H. A. 1894. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 9. Helicidae: Vol. 7.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. 366 pp. + 71 pls.
- Pilsbry, H. A. 1899. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 12. Bulimulidae.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. 258 pp. + 64 pls.
- Pilsbry, H. A. 1903. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 15. Urocoptidae.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. i–viii + 323 pp. + 65 pls.
- Pilsbry, H. A. 1904. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 16. Urocoptidae, Achatinidae.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. i–xl + 329 pp. + 37 pls.
- Pilsbry, H. A. 1906. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 18. Achatinidae: Stenogyrinae and Coelaxinae.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. i–xiii + 357 pp. + 51 pls.
- Pilsbry, H. A. 1908. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 19. Oleacinidae. Ferussacidae.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. i–vi + 366 pp. + 52 pls.
- Pilsbry, H. A. 1907. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 19. Oleacinidae, Ferussacidae.* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. i–xxvii + 366 pp. + 52 pls.
- Pilsbry, H. A. 1916. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 24. Pupillidae (Gastrocoptinae).* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. xii + 380 pp. + 46 pls.
- Pilsbry, H. A. 1920. *Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 26. Pupillidae (Vertigininae, Pupillinae).* Academy of Natural Sciences, Philadelphia. iv + 357 pp. + 24 pls.
- Pilsbry, H. A. 1926. The Land Mollusks of the Republic of Panama and the Canal Zone. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 78: 57–126, figs. 1–40, pls. IX–X.
- Pilsbry, H. A. 1928. Review of the Species of *Lucidella* Belonging to the Subgenus *Poeniella* (Helicinidae) of Haiti and Santo Domingo. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 80: 479–482, pl. 27, figs. 1–9.
- Pilsbry, H. A. 1930. Results of the Pinchot South Sea Expedition, I. Land Mollusks of the Caribbean Islands, Grand Cayman, Swan, Old Providence and St. Andrew. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 82: 221–261, text figs. 1–11, pls. 15–19.
- Pilsbry, H. A. 1933. Santo Domingo land mollusks collected by Samuel C. Pease, 1932, and by A. A. Olsson, 1916. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 85: 121–162, pls. 6–11.
- Pilsbry, H. A. 1938. New species of *Urocoptis* and *Euglandina*. *The Nautilus*, 52: 15–16, pl. 7, fig. 11.
- Pilsbry, H. A. 1948. Land Mollusca of North America (north of Mexico). Vol II. Part II. The Academy of Natural Sciences, Philadelphia. 573 pp.

- Pilsbry, H. A., & E. G. Vanatta. 1899. Morphological and Systematic Notes on South American Land Snails: Achatinidae. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 51 (2): 366–374.
- Pilsbry, H. A., & E. G. Vanatta. 1928. Land Shells of Tortuga Island, Haiti, and a New Haitian *Oleacina*. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 80: 475–478, pl. 27.
- Potiez, V. L. V., & A. L. G. Michaud. 1838. Galerie des mollusques, ou catalogue méthodique, descriptif et raisonné des mollusques et coquilles du Muséum de Douai. Tome premier. Paris, Londres. (Baillière). I–XXXVI + 1–560 pp., atlas 1–56, pls. I–XXXVII.
- Reeve, L. A. 1842. *Conchologia Systematica* 2. Longman, Brown, Green & Longmans, London. 337 pp. + pls. 130–300.
- Reeve, L. A. 1850. *Conchologia Iconica* or, illustrations of the shells of molluscous animals. Vol 5. London. 266 pp.
- Reeve, L. A. 1854. *Conchologia Iconica* or, illustrations of the shells of molluscous animals. Vol. 7. London. i–xx + 408 pp.
- Rehder, H. A. 1939. A new *Nenia* from Haiti and some notes on this genus. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 29 (4): 171–173.
- Richardson, C. L. 1982. Helminthoglyptidae: Catalog of Species. *Tryonia*, 6: 1–119.
- Richardson, C. L. 1985. Camaenidae: Catalog of Species. *Tryonia*, 12: 1–479.
- Richardson, C. L. 1986. Polygyracea: Catalog of Species (Parts 1, Polygyridae; 2, Coriliidae; 3, Sagdidae). *Tryonia*, 13: 1–139, 1–40, 1–38.
- Richardson, C. L. 1988. Streptaxacea: Catalog of Species. *Tryonia*, 16: 1–326.
- Richardson, C. L. 1991. Urocoptidae: Catalog of species. *Tryonia*, 22: 1–245.
- Richling, I., & M. Glaubrecht. 2008. The types of Neotropical Helicinidae (Mollusca, Gastropoda, Neritopsina) in the Malacological Collection of the Museum für Naturkunde Berlin: an annotated catalogue, with emphasis on Cuban land snails. *Zoosystematics and Evolution*, 84 (2): 265–310.
- Richling, I. 2014. Poorly Explored Jewels of the Tropics: Estimating Diversity in Non–Pulmonate Land Snails of the Family Helicinidae (Gastropoda: Neritopsina). *American Malacological Bulletin*, 32: 246–258.
- Robinson, D. G., A. Hovestadt., A. Fields, & A. S. H. Breure. 2009. The land Mollusca of Dominica (Lesser Antilles), with notes on some enigmatic or rare species. *Zoologische Mededelingen*, 83: 616–650, figs. 5B, 6I.
- Röding, P. 1798. *Museum Boltenianum sive Catalogus cimeliorum e tribus regnis naturæ quæ olim collegerat Joa. Fried Bolten, M. D. p. d. per XL. annos proto physicus Hamburgensis. Pars secunda continens Conchylia sive Testacea univalvia, bivalvia & multivalvia*. Trapp, Hamburg. i–viii + 199 pp.

- Rosenberg, G., & Muratov, I. V. 2006. Status report on the terrestrial Mollusca of Jamaica. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 155: 117-161.
- Schileyko, A. A. 1998. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 2. Ruthenica, Moscow. 129–261 pp. + 175 figs.
- Schileyko, A. A. 1999a. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 3. Ruthenica, Moscow. 263–436 pp. + 249 figs.
- Schileyko, A. A. 1999b. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 4. Ruthenica, Moscow. 473–564 pp. + 165 figs.
- Schileyko, A. A. 2000a. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 5. Ruthenica, Moscow. 565–729 pp. + 216 figs.
- Schileyko, A. A. 2000b. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 6. Ruthenica, Moscow. 731–880 pp. + 204 figs.
- Schileyko, A. A. 2004. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 12. Ruthenica, Moscow. 1627–1763 pp. + 160 figs.
- Schileyko, A. A. 2006. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 13. Ruthenica, Moscow. 1765–1906 pp. + 166 figs.
- Schileyko, A. A. 2007. Treatise on Recent Terrestrial Pulmonate Molluscs Part 15. Ruthenica, Moscow. 2049–2209 pp. + 70 figs.
- Scopoli, J. A. 1786. Deliciae florum et faunae Insubricae seu novae, aut minus cognitae species plantarum et animalium quas in Insubria Austriaca tam spontaneas, quam exoticas vidit, descripsit, et aeri incidii curavit Ioannes Antonius Scopoli (1). Ticini (Monasterium San Salvador). 86 pp. + 25 pls.
- Sei, M., D. G. Robinson, A. J. Geneva, & G. Rosenberg. 2017. Double helix: Sagdoidea is the overlooked sister group of Helicoidea (Mollusca, Gastropoda, Pulmonata). *Biological Journal of the Linnean Society*, 122 (4): 697–728.
- Semper, C. 1885. Reisen im Archipel der Philippinen Part II. Wissenschaftliche Resultate Vol. 3, Landmollusken. Kreidel, Wiesbaden. iv + 327 pp. + 26 pls.
- Shuttleworth, R. J. 1852. Diagnosen neuer Mollusken. *Mittheilungen der Naturforschenden Gesellschaft in Bern*, 224–264: 289–304.
- Shuttleworth, R. J. 1852–1854. Diagnosen neuer Mollusken. *Mittheilungen der Naturforschende Gessellschaft. Bern* (1852). 163 pp.
- Simpson, C. T., & J. B. Henderson. 1901. A new land operculated from Haiti. *The Nautilus*, 15 (7): 73–74, pl. 5, figs. 1–3.
- Simroth, 1914. Beitrag zur kenntnis der nacktschnecken columbiens zugueicii eine uebersicht über die neotropische nacktschnecken-fauna überhaupt. *Mémoires de la Société des Sciences Naturelles de Neuchâtel*, 5: 270–341, pl. 14, figs. 124–126.

- Slapcinsky, J. 2018. *Vitrea clingmani* Dall in Pilsbry, 1900, a snail endemic to the summits of the Black Mountains and Great Craggy Mountains of North Carolina is now assigned to the genus *Pilsbryna* (Gastropoda: Stylommatophora: Oxychilidae). *The Nautilus*, 132 (1):1–12.
- Sowerby I, G. B. 1839. The Zoology of Captain Beechey's voyage; compiled from the collections and notes made by captain Beechey, the officers and naturalist of the expedition, during a voyage to the Pacific and Behring's Straits performed in His Majesty's Ship Blossom under the command of Captain F. W. Beechey, R. N., F. R. S., &c. &c. in the years 1825, 26, 27, and 28. Henry G. Bohn, London. xii + 186 pp. + 47 pls.
- Sowerby II, G. B. 1866. Thesaurus Conchyliorum, or monographs of Genera of Shells 3: 331 pp.
- Thomé, J. W. 1975. Os géneros da família Veronicellidae nas Américas (Mollusca; Gastropoda). *Iheringia*, 48: 3–56.
- Thomé, J. W., P. H. dos Santos, & L. Pedott. 1997. Os generos da família Veronicellidae nas Américas (Molusca; Gastropoda). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 110 (4): 3–56.
- Thompson, F. G. 1977. The Polygyrid genus *Mcleania* in Hispaniola. *The Nautilus*, 91 (2): 77–80, figs. A–C.
- Thompson, F. G. 1978. A new genus of operculate land snails from Hispaniola with comments on the status of family Annulariidae. *The Nautilus*, 92 (1): 41–54, figs. 1–6.
- Thompson, F. G. 1980. Proserpinoid land snails and their relationships within the Archeogastropoda. *Malacologia*, 20 (1): 1–33, figs. 1–54.
- Thompson, F. G. 1982. The *Helicina umbonata* complex in the West Indies (Gastropoda, Prosobranchia, Helicinidae). *Bulletin of the Florida State Museum*, 28 (1): 1–23, figs. 1–57.
- Thompson, F. G. 1986. *Land mollusks of the proposed National Parks of Haiti*. University of Florida Press, Gainesville. 17 pp.
- Thompson, F. G. 1998. Clausiliid land snails from Hispaniola and their relationships to other New World genera (Gastropoda: Pulmonata: Clausiliidae). *Archiv für Molluskenkunde*, 127 (1/2): 33–41.
- Thompson, F. G. 2010. Four species of land snails from Costa Rica and Panama (Pulmonata: Spiraxidae). *Revista de Biología Tropical*, 58 (1): 195–202.
- Thompson, F. G. 2011. An annotated checklist and bibliography of the land and freshwater snails of México and Central America. *Bulletin of the Florida Museum of Natural History*, 50 (1): 1–300.
- Thompson, F. G. 2012. A new species of Urocoptid land snail from Haiti and a discussion of the genus *Autocoptis* (Gastropoda: Urocoptidae). *Revista de Biología Tropical*, 60 (3): 1187–1193.
- Thompson, F. G., & R. Franz. 1976. Some urocoptid land snails from Hispaniola. *Revista de Biología Tropical*, 24 (1): 7–33.

- Tryon, G. W., & H. A. Pilsbry. 1888. Manual of Conchology Second Series: Pulmonata, 4. Helicidae. Academy of Natural Sciences, Philadelphia. 296 pp. + 69 pls.
- Uit de Weerd, D. R., D. G. Robinson, & G. Rosenberg. 2016. Evolutionary and biogeographical history of the land snail family Urocoptidae (Gastropoda: Pulmonata) across the Caribbean region. *Journal of Biogeography*, 43 (4): 763–777, fig 1.
- Van der Schalie, H. 1948. The land and fresh-water mollusks of Puerto Rico. University of Michigan Press, Ann Arbor. 128 pp + 14 pls.
- Vanatta, E. G. 1918. Two New Shells from Hayti. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 70 (2): 237–238, figs. 1–3.
- Vanatta, E. G. 1920. New land shells. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 72 (2): 203–206, pl. 6, figs. 1–15.
- Vanatta, G. 1923. Two New Santo Domingan Land Shells. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 75: 359–360.
- Vendetti, J. E., E. Burnett, L. Carlton, A. T. Curran, C. Lee, R. Matsumoto, R. McDonnell, I. Reich, & O. Willadsen. 2018. The introduced terrestrial slugs *Ambigolimax nyctelius* (Bourguignat, 1861) and *Ambigolimax valentianus* (Férussac, 1821) (Gastropoda: Limacidae) in California, with a discussion of taxonomy, systematics, and discovery by citizen science. *Journal of Natural History*, 53: 25–26, 1607–1632, fig. 1 f–j, n–o.
- von Martens, E. 1877. Novitates Conchologicae. Series Prima. Mollusca extramarina. Beschreibung und Abbildung neuer oder kritischer Land- und Süßwassermollusken, vol. 5: 29–38 pp.
- Wagner, A. J. 1907, 1908, 1910a. Die Familie der Helicinidae. Neue Folge. In Martini, F. H. W. & Chemnitz, J. H. (eds). *Systematisches Conchylien-Cabinet*, 1 (18) [(2)]: 1–391, pls. 1–70.
- Watters, G. T. 2006. The Caribbean Land Snail Family Annulariidae: A revision of the higher taxa and a catalog of the species. Backhuys Publishers. Leiden, The Netherlands. 557 pp. + 10 figs. + 56 maps.
- Watters, G. T. 2010. New taxa of Annulariidae from Dominican Republic (Gastropoda: Littorinoidea). *Visaya*, 31: 16–20.
- Watters, G. T. 2012. Hispaniolan Annulariidae (Gastropoda), primarily from the Barahona Peninsula: New taxa and notes. *The Nautilus*, 126 (1): 1–14, figs. 1–58.
- Watters, G. T. 2013a. Description of a new species of *Licina* (Annulariidae) from Haiti. *Visaya*, 4 (1): 4–9, pl. 1–2, figs. 1–4.
- Watters, G. T. 2013b. New taxa and distributional notes on *Abbottella* and related taxa (Gastropoda: Littorinoidea: Annulariidae). *Zootaxa*, 3646 (1): 1–22, figs. 1–7.
- Watters, G. T. 2016a. Identification and redescription of the Haitian *Chondropoma semilabre* of Bartsch, 1946, non Lamarck, 1822 (Gastropoda: Annulariidae). *The Nautilus*, 130 (1): 23–25, figs. 1–7.

- Watters, G. T. 2016b. Review of the Hispaniolan *Parachondria* (*Chondropomorus*) complex (Gastropoda: Littorinoidea: Annulariidae). *Zootaxa*, 4127 (2): 245–275, figs. 1–6.
- Watters, G. T. 2016c. The *Abbottella moreletiana* complex in Hispaniola: distributional notes, a new species, and the recognition of a new subfamily (Annulariidae: Abbottellinae). *Journal of Conchology*, 42: 111–117.
- Watters, G. T. 2016d. A new genus and species of Annulariidae (Gastropoda) from the Dominican Republic: *Tessaripoma* n. gen. and *Tessaripoma arenarium* n. sp. *Novapex*, 17 (2–3): 51–54, fig. 1 A–P.
- Watters, G. T. 2016e. *Parachondria joyeuse*: a peculiar new species of Hispaniolan Annulariidae (Gastropoda: Littorinoidea). *The Nautilus*, 130 (4): 164–165, figs. 1–7.
- Watters, G. T. 2017. A review of *Weinlandipoma* (Gastropoda, Littorinoidea, Annulariidae) from the Tiburon Peninsula of Hispaniola: imperiled local endemics. *Basteria*, 81 (4–6): 65–89, figs. 1–98.
- Watters, G.T., 2018. The genus *Gyraxis* Pilsbry, 1903 (Gastropoda: Urocoptidae) from Bahía de Samaná area of the Dominican Republic. *Journal of Conchology*, 43: 103–108.
- Watters, G.T. 2020. Review of the Hispaniolan land snail genus *Cepolis* Montfort, 1810 (Gastropoda: Helicoidea: Cepolidae). *Novapex*, 21 (1): 1–15.
- Watters, G. T., & C. Frank–Fellner. 2017. A new species of Annulariidae from eastern–most Hispaniola (Gastropoda, Littorinoidea). *Journal of Conchology*, 42 (6): 531–534.
- Watters, G. T., & G. Duffy. 2010a. New species of Annulariidae (Gastropoda) from the Bahamas and Dominican Republic. *Novapex*, 11: 1–12, fig. 1–35.
- Watters, G. T., & G. Duffy. 2010b. *Rolleia oberi*, newspecies – first record of the genus from the Dominican Republic, with a lectotype designation of *Cyclotus martensi* Maltzan, 1888 (Gastropoda: Annulariidae). *The Nautilus*, 124 (4): 185–187, figs. 1–11.
- Watters, G. T., J. Grego, & J. Šteffek. 2013. Rediscovery of *Choanopoma? smithianum* Pfeiffer, 1866 (Annulariidae) from Haiti and designation of a neotype, with the description of two new species of *Weinlandipoma* Bartsch, 1946. *The Nautilus*, 127: 78–84, figs. 1–19.
- Watters, G. T., M. L. Smith & D. J. Sneddon. 2020. The subfamily Abbottellinae (Gastropoda: Annulariidae): origins, associations, and a review of the Hispaniolan taxa. *The Nautilus*, 134 (1): 1–34, figs. 1–199.
- Watters, G. T., & P. Larson. 2017. A revision of the Hispaniolan genera *Chondropomella*, *Chondropomium*, and *Clydonopoma* (Gastropoda: Annulariidae), with the recognition of a new genus, *Superbipoma*: phylogenetic, radular, and conchological evidence. *The Nautilus*, 131 (3): 163–201, figs. 1–185.
- Weinland, D. F. 1862a. Diagnosen einiger neuen Westindischen Landschnecken. *Malakozoologische Blätter*, 9: 86–91.
- Weinland, D. F. 1862b. Diagnosen einiger neuen Westindischen Landschnecken. *Malakozoologische Blätter*, 9: 194–199.





- Weinland, D. F. 1876. Diagnoses molluscorum Haitiensium. *Malakozoologische Blätter*, 23: 170–174.
- Weinland, D. F. 1880. Zur Molluskenfauna von Haiti. *Jahrbücher der Deutschen Malakozoologischen Gesellschaft nebst Nachrichtenblatt*, 7 (4): 338–378, pl. 12.
- Weinland, D. F., & E. von Martens. 1859a. Neue Heliceen von Mittelamerika. *Malakozoologische Blätter*, 6: 17–19.
- Weinland, D. F. and E. von Martens. 1859b. Neue Landschnecken aus Haiti. *Malakozoologische Blätter*, 6: 53–58.
- Weinland, D. F., & E. von Martens. 1859c. Drei neue Landschnecken. *Malakozoologische Blätter*, 6: 207–208.
- Wetherbee, D. K., & W. J. Clench. 1984. Three new species of *Macroceramus* (Mollusca: Urocoptidae) from the Dominican Republic. *Caribbean Journal Science*, 20 (1–2): 9–12.
- Wurtz, C. B. 1955. The American Camaenidae (Mollusca: Pulmonata). *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 107: 99–143, pls. 1–19, figs. 1–136.

[Recibido 01 de noviembre, 2020. Aceptado para publicación: 27 de diciembre, 2020]

ANNOTATED LIST OF LIVEBEARING FISHES
(CYPRINODONTIFORMES: POECILIINAE) FROM LAKE MIRAGOANE
IN SOUTHWESTERN HAITI, HISPANIOLA

**Lista anotada de los peces vivíparos (Cyprinodontiformes: Poeciliinae)
del Lago Miragoane en el suroeste de Haití, la Hispaniola**

Rodet Rodriguez-Silva^{1a*}, James Josaphat², Patricia Torres-Pineda³ and Ingo Schlupp^{1b}

¹Department of Biology, University of Oklahoma, 730 Van Vleet Oval, Norman, OK 73019. ^{1a} orcid.org/0000-0002-7463-8272. ^{1b} orcid.org/0000-0002-2460-5667; schlupp@ou.edu. ²Caribaea Initiative and Université des Antilles, Campus de Fouillole. Guadeloupe.  orcid.org/0000-0002-4239-4656; james.josaphat@yahoo.fr. ³Museo Nacional de Historia Natural “Prof. Eugenio de Jesús Marcano”, Santo Domingo, Dominican Republic; Ecology and Evolutionary Biology, University of Michigan, 1105 North University Ave, Biological Sciences Building, Ann Arbor, MI 48109-1085.  orcid.org/0000-0002-7921-3417; ptorresp@umich.edu.

*For correspondence: rodet.rodriguez.silva-1@ou.edu.

ABSTRACT

Within the Caribbean region Lake Miragoane in southwestern Haiti represents one of the most important radiation centers of livebearing fishes of the subfamily Poeciliinae. However, there is a lack of scientific studies documenting the distribution, number of species and conservation status of the fishes from that lake. In this work, an annotated list of livebearing fishes, the most well represented group of aquatic vertebrates in Lake Miragoane, is presented with the corresponding species identification and images. This is the first study in the last 40 years to capture most of the fish diversity in the lake originated from the subgenus *Limia* and especially in the species flock represented by the subgenus *Odontolimia*. It also includes two recently described species: *Limia islai* and *L. mandibularis*. Here we also report some conservation threats to the endemic freshwater fish fauna from Lake Miragoane that should be addressed to preserve the biodiversity in this important area.

Keywords: Caribbean, endemic, *Limia*, species radiation center.

RESUMEN

El Lago Miragoane, ubicado en el suroeste de Haití en la Hispaniola, es considerado uno de los centros de radiación más importantes de especies de peces vivíparos de la subfamilia Poeciliinae. A pesar de esto, no existen estudios que documenten el número de especies, la distribución o el estado de conservación de los peces de esta subfamilia que habitan en el lago. En este trabajo se presenta una lista anotada de las especies de peces vivíparos (grupo de vertebrados acuáticos más abundante en el Lago Miragoane) con la correspondiente diagnosis para cada especie colectada así como imágenes para su identificación. Nuestro estudio representa el primer análisis detallado que se haya realizado en los últimos 40 años de la mayoría las especies incluidas en el subgénero *Limia* y especialmente dentro del grupo de especies del subgénero *Odontolimia*. Se incluyen además reportes de distribución para dos especies recientemente descritas en esta área geográfica: *Limia islai* y *L. mandibularis*. Se reportan también algunas amenazas para la conservación de la fauna endémica de peces de agua dulce del Lago Miragoane y para la biodiversidad de esta importante área en general.

Palabras clave: Caribe, endémica, *Limia*, centro de radiación de especies.

INTRODUCTION

The high level of diversity and endemism that is found in several groups of the flora and fauna makes the Caribbean region one of the most important hotspots of biodiversity in the world (Myers *et al.*, 2000). Particularly, in the three archipelagoes that form the West Indies: the Greater Antilles, the Bahamas and the Lesser Antilles (Berman, 2008; Hofmann 2008), the Greater Antilles exhibit a significant species radiation in freshwater fishes (Rivas, 1958; Rosen & Bailey, 1963; Ponce de Leon *et al.*, 2014; Doadrio *et al.*, 2009), amphibians (Alonso *et al.*, 2012; Rodriguez *et al.*, 2010), reptiles (Glor *et al.*, 2003; Glor *et al.*, 2004; Gifford & Larson, 2008), some invertebrates (Gao & Perry, 2016; Matos-Maravi *et al.*, 2014; Čandek *et al.*, 2019) and also in different families of plants (Santiago-Valentin & Olmstead, 2004). While detailed and somehow updated species lists are available for some islands for various zoological groups such as amphibians and reptiles (Diaz & Cadiz, 2008; Hedges *et al.*, 2019), birds (Latta, 2012; Prins *et al.*, 2009; Gerbracht & Levesque, 2019) and even marine taxa (Miloslavich *et al.*, 2010), almost no inventories or updated records of species distribution exist for freshwater fishes. The latter is the case of livebearing fishes of the subfamily Poeciliinae (*sensu* Parenti, 1981), which are the dominant group of freshwater fishes in the area in terms of abundance and species richness (Rosen & Bailey, 1963; Burgess & Franz, 1989; Vergara, 1992).

Livebearing fishes are represented in the Greater Antilles by five genera, two of them, *Girardinus* Poey, 1854 and *Quintana* Hubbs, 1934 are endemic to Cuba, whereas two others, *Gambusia* Poey, 1854 and *Poecilia* Bloch and Schneider, 1801 are also widespread in Southern USA, Central America, South America, Trinidad and Tobago and Curazao. Finally, the genus *Limia* Poey, 1854, which is the most speciose genus in the area with 22 described species so far, is endemic to the Caribbean and currently known from Hispaniola, Cuba, Jamaica, and Cayman islands. Specifically, Hispaniola is considered to be the center of endemism for *Limia* since so far 19 species are described from this island whereas only one endemic species is known from Cuba, Jamaica, and Grand Cayman each (Chambers, 1987; Burgess & Franz, 1989; Weaver *et al.*, 2016). *Limia* shows a notable radiation in Lake Miragoane, an endorheic drainage located in southwestern Haiti (Curtis & Hodell, 1993), where nine endemic species are currently reported (Rodriguez-Silva *et al.*, 2020), probably a result of species flocks within the endemic subgenus *Odontolimia* (Rivas, 1980).

Lake Miragoane represents an exclusive geographic area in the Caribbean to study the evolution and *in situ* speciation processes of livebearing fishes in the Neotropics since it holds a high biodiversity of endemic species in a relatively small area. However, the lake has been largely ignored in terms of scientific research during at least the last 40 years and updated records of the fish species composition are not available. Lake Miragoane is also located in a geographic region that deserves more scientific work in light of the serious conservation challenges facing Haiti's biodiversity (Hedges *et al.*, 2018). In this paper we report eight endemic species of the subfamily Poeciliinae, including two recently described species of *Limia* (Rodriguez-Silva & Weaver, 2020; Rodriguez-Silva *et al.*, 2020), that were collected in Lake Miragoane as part of a faunistic study of the lake.

OBJECTIVE

- Present an annotated list of livebearing fish of the subfamily Poeciliinae from Lake Miragoane in southwestern Haiti, Hispaniola.

MATERIALS AND METHODS

Fish sampling was conducted in June 2019 in Lake Miragoane in southwestern Haiti, Hispaniola. We used a 7.0 m long, 1.5 m height and 3.0 mm mesh size seine to sample fish in different areas of the lake (Fig. 1). Collected fishes were euthanized using MS 222 and then preserved in ethanol 75% for further species identification in the laboratory based on morphometric and meristic characters with emphasis in the analysis of the gonopodium tip in males. Additionally, we also preserved some individuals in ethanol 95% for molecular studies (Spikes *et al.*, 2020). All fishes were collected with the authorization of the Ministry of Environment of Haiti as part of a survey of the native freshwater fish fauna of the lake.

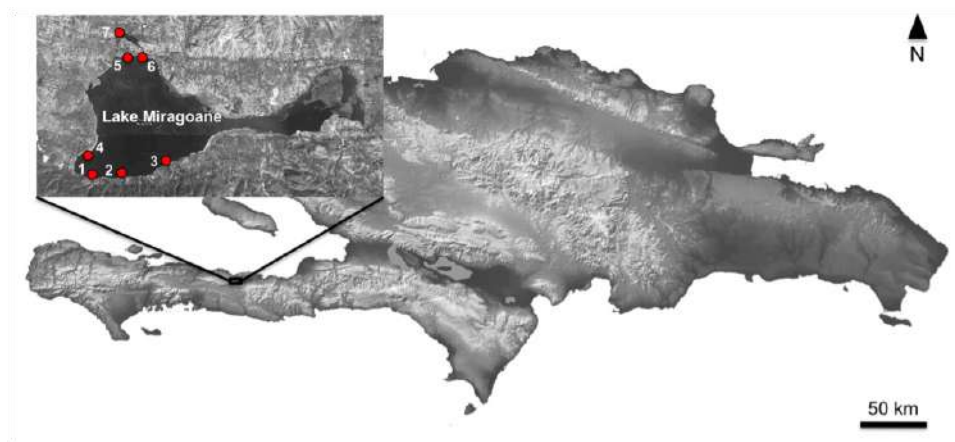


Figure 1. Map of the island of Hispaniola with enlargement showing greater details of the sampling sites in Lake Miragoane. Southwest bight: sites 1-4, north bight: sites 5-7.

Our sampling efforts were intentionally focused on the southwest bight and north end of Lake Miragoane because these areas were specifically defined by Rivas (1980) as the type localities for all the species described by him in that study. However, we also explored other areas in the east side of the lake. Unfortunately, those areas were impossible to sample because of the large extensions of dense aquatic vegetation that covered a significant portion of the lake. The eastern part of the lake is also dangerous since this is a very shallow area with a type of liquefied soil that cannot support weight.

Fish specimens were examined in the laboratory under an Olympus SZX7 stereomicroscope with direct and transmitted light and 50X magnification for species determination. Characters used by Rivas (1980) in the description of five *Limia* species from Lake Miragoane in Haiti were measured in all specimens of this genus using the methods described in Rivas (1963) and Rivas (1978). We also used the original descriptions of Regan (1913) for the identification of *Limia nigrofasciata* and *L. ornata* as well as the original description of Rodriguez-Silva *et al.* (2020) for the description of the gonopodium of *L. mandibularis*. In addition to the characters used by Rivas (1980), we also counted the number of segments distal to ray 3 keel, ray 4 grooved segments and segments distal to ray 5 keel of the gonopodium in males for the species identification. Gonopodial characters were named and counted as previously described by Chambers (1987). Two males of *Gambusia beebei* were cleared and stained following the protocol of Taylor and Van Dyke (1985) for description of the gonopodium tip. Moreover, we followed the methods described in Rivas (1969) and Rauchenberger (1989) for the description of elements of the gonopodium in the genus *Gambusia*. Scale counts were done according to Miller (1948). Morphometric measurements were taken using a DigitalAid caliper (to the nearest 0.1 mm).

Institutional abbreviations used: OMNH, Sam Noble Museum of Natural History, University of Oklahoma.

RESULTS

A total of 11 species of freshwater fishes belonging to three families and three orders were recorded (Table I). Livebearing fishes of the family Poeciliidae (subfamily Poeciliinae *sensu* Parenti, 1981) were dominant in terms of abundance and species composition. A total of 167 individuals representing two genera and eight endemic species of Poeciliinae were collected in this study.

Table I. Species collected in Lake Miragoane with corresponding information related to their family, GPS coordinates of the collecting sites and endemism

Species	Family	GPS coordinates of the collecting sites	Classification
<i>Limia garnieri</i> Rivas, 1980	Poeciliidae	18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	Local endemic
<i>Limia immaculata</i> Rivas, 1980	Poeciliidae	18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	Local endemic
<i>Limia islai</i> Rodriguez-Silva and Weaver, 2020	Poeciliidae	18°23'34.8" N 73°04'18.9" W (4)	Local endemic
		18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	
		18°25'59.4" N 73°03'33.5" W (7)	
<i>Limia mandibularis</i> Rodriguez-Silva <i>et al.</i> , 2020	Poeciliidae	18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	Local endemic
<i>Limia miragoanensis</i> Rivas, 1980	Poeciliidae	18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	Local endemic
<i>Limia nigrofasciata</i> Regan, 1913	Poeciliidae	18°23'18.3" N 73°04'12.1" W (1)	Local endemic
		18°23'11.2" N 73°03'26.7" W (2)	
		18°23'27.0" N 73°02'33.7" W (3)	
		18°23'34.8" N 73°04'18.9" W (4)	
		18°25'31.9" N 73°03'04.4" W (5)	
		18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	
		18°25'59.4" N 73°03'33.5" W (7)	
<i>Limia ornata</i> Regan, 1913	Poeciliidae	18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	Local endemic

<i>Gambusia beebei</i> Myers, 1935	Poeciliidae	18°23'18.3" N 73°04'12.1" W (1)	Local endemic
		18°23'11.2" N 73°03'26.7" W (2)	
		18°23'27.0" N 73°02'33.7" W (3)	
		18°23'34.8" N 73°04'18.9" W (4)	
		18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	
		18°25'59.4" N 73°03'33.5" W (7)	
<i>Nandopsis haitiensis</i> (Tee-Van, 1935)	Cichlidae	18°23'18.3" N 73°04'12.1" W (1)	Endemic to Hispaniola
		18°23'11.2" N 73°03'26.7" W (2)	
		18°23'27.0" N 73°02'33.7" W (3)	
		18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	
<i>Oreochromis mossambicus</i> (Peters, 1852)	Cichlidae	18°23'18.3" N 73°04'12.1" W (1)	Introduced
		18°23'11.2" N 73°03'26.7" W (2)	
		18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	
<i>Cyprinus carpio</i> Linnaeus, 1758	Cyprinidae	18°23'18.3" N 73°04'12.1" W (1)	Introduced
		18°23'11.2" N 73°03'26.7" W (2)	
		18°25'33.2" N 73°02'56.9" W (6)	
		18°25'59.4" N 73°03'33.5" W (7)	

Numbers in parenthesis after the GPS coordinates represent collection sites. Southwest bight: sites 1-4, north bight: sites 5-7.

Five species of the subgenus *Odontolimia*: *L. garnieri*, *L. immaculata*, *L. miragoanensis*, *L. ornata* and the recently described *L. mandibularis*, as well as two species of the subgenus *Limia*: *L. nigrofasciata* and *L. islai* also recently described were observed and collected in the lake. In addition, one species of the genus *Gambusia*: *G. beebei* was reported. The biodiversity of livebearing fishes is unequally distributed in Lake Miragoane with most of the species concentrated in the northwest bight of the lake (Fig. 1, Table I). The eight endemic livebearing fish species collected in our fieldwork are presented and annotated in this paper.

Limia (Odontolimia) garnieri Rivas, 1980

Diagnosis. Male was identified based on the following combination of characters: 9 dark vertical bars on both sides of body (Fig. 2), ray 4p of the gonopodium with 12 serrae. The number of segments distal to ray 4p serrae is 16 with the same number of grooved segments in ray 4a. Palp of the gonopodium reaches the tip of the structure (Fig. 3). Males have the origin of dorsal fin above the origin of the anal fin. Series of dark vertical bars are present on both sides of the body in females but they are not conspicuous like in males. Dorsal fin in both sexes with 8 rays and 15 or 16 branched rays in the caudal fin. Predorsal scales 13 and 27-28 longitudinal series of lateral scales along the body.



Figures 2-3. *Limia garnieri* species. 2, male, 31.5 mm SL, OMNH 87011. 3, Gonopodium tip, male, 31.5 mm SL, OMNH 87011 showing the ray elements and palp.

Limia (Odontolimia) immaculata Rivas, 1980

Diagnosis. This species can be easily distinguished from congeners by the total absence of spots, bars, blotches or any other distinctive coloration mark on the body of live specimens. In preserved individuals, however, the edges of scales present some black blotches which are more conspicuous in males (Fig. 4). Males with 9 serrae in ray 4p of the gonopodium. The number of segments distal to ray 4p serrae is 15 and ray 4a has 19 grooved segments. Palp present in the gonopodium but it does not reach the tip of the structure. Caudal fin convex in both sexes with 15 or 16 branched rays. Dorsal fin in both sexes with 8 rays. Predorsal scales 14 and lateral scales 27.



Figure 4. *Limia immaculata* male (top), 35.8 mm SL and female (bottom), 35.5 mm SL, OMNH 87012.

***Limia (Odontolimia) mandibularis* Rodriguez-Silva *et al.*, 2020**

Diagnosis. This is the most recently described species of *Limia* from Lake Miragoane and it is uniquely diagnosed by the presence of a well-developed lower jaw due to the presence of an elongate anguloarticular bone. No distinguishing coloring marks such as vertical bars, spots or blotches on body are present neither in males nor females (Fig. 5). Instead of presenting a closed preorbital and preopercular cephalic system with pores, they are opened and the neuromasts are placed in open grooves. Males have 12 serrae in ray 4p of the gonopodium. Palp of the gonopodium in males does not reach the tip of the structure. Dorsal fin in both sexes with 8 rays and its origin is slightly behind of the origin of anal fin in females. The caudal fin is truncate or slightly convex in both sexes with 15 to 17 branched rays (usually 16). Predorsal scales 13 and lateral scales usually 26.



Figure 5. *Limia mandibularis*, female, 41.0 mm SL, OMNH 86828.

***Limia (Odontolimia) miragoanensis* Rivas, 1980**

Diagnosis. There are no distinctive color marks on body other than irregular black blotches that extend longitudinally along the lateral line on both flanks of the fish (Fig. 6). Males with 11 serrae in ray 4p of the gonopodium. The number of segments distal to ray 4p serrae is 16. Palp present in the gonopodium and it reaches the tip of the structure. Caudal fin convex in both sexes with usually 16 branched rays. The dorsal fin in males and females with usually 8 rays and its origin is above the origin of anal fin in females. Predorsal scales 14 and lateral scales 26 to 28.



Figure 6. *Limia miragoanensis* male (top), 26.5 mm SL and female (bottom), 31.0 mm SL, OMNH 87013.

Limia (Odontolimia) ornata Regan, 1913

Diagnosis. Body covered by more or less conspicuous black, irregular spots (Fig. 7). The black spots can also turn into vertically expanded spots (Regan, 1913). The species presents between 8-10 preopercular pores. Dorsal fin with 9 rays. Caudal fin is truncate with 16 branched rays. Predorsal scales 13.



Figure 7. *Limia ornata*, female, 41.0 mm SL, OMNH 87014.

Limia (Limia) islai Rodriguez-Silva and Weaver, 2020

Diagnosis. This species can be distinguished from all other members of the genus *Limia* except *L. nigrofasciata* by the presence of vertical black bars on both sides of the body of males and females (Fig. 8). The number of these bars is highly variable in *L. islai*, usually between 4 to 12 and the barred pattern is frequently more conspicuous in *L. islai* than in *L. nigrofasciata*, with darker and wider vertical bars (Rodriguez-Silva & Weaver, 2020). *Limia islai* has a slender body with body depth approximately equal to the caudal peduncle length (distance from the posterior edge of the dorsal fin to the beginning of the caudal fin) which is also unique of this species. Males have 10 serrae in ray 4p of the gonopodium and the number of segments distal to ray 4p serrae is 16. Palp of the gonopodium in males almost reaching the tip of the structure. The origin of the dorsal fin of females is slightly posterior to the origin of the anal fin. Caudal fin slightly truncate in both sexes usually with 17 branched rays. Dorsal fin in both sexes with 8 rays. Predorsal scales 13 and lateral scales 26 or 27.



Figure 8. *Limia islai* male (top), 29.0 mm SL and female (bottom), 31.5 mm SL, OMNH 87015.

***Limia (Limia) nigrofasciata* Regan, 1913**

Diagnosis. Body with black transversal bars in both sexes, usually 7 to 9 bars present along the body. This species presents a marked sexual dimorphism with males more intensively pigmented than females and presenting a well developed dorsal fin (Fig. 9). In addition, adult males have a characteristic humpback shape not present in females. Body depth is larger than the length of the caudal peduncle (distance from the posterior edge of the dorsal fin to the beginning of the caudal fin), which is even more evident in males. Gonopodium in males with 11 serrae in ray 4p and 18 segments distal to ray 4p serrae. A very large palp that reaches the tip of the gonopodium is present in males. The dorsal fin has 10 rays with its origin above the origin of anal fin in females. The number of lateral scales is 27 or 28 in longitudinal series.



Figure 9. *Limia nigrofasciata* male (top), 41.5 SL and female (bottom), 38.0 mm SL, OMNH 87018.

***Gambusia beebei* Myers, 1935**

Diagnosis. Both sides of the body usually unspotted (Myers, 1935) or with 2 to 3 interrupted longitudinal rows of small dark spots (Rivas, 1969). No suborbital bar present as is common in many other species of *Gambusia* (Fig. 10). The distal segments of the ray 3 of the gonopodium present long spines, (usually 9 or 10). The elbow of ray 4a of the gonopodium is very well developed (Fig. 11). The elbow is composed of two segments partially divided and it reaches the spines of ray 3 of the gonopodium (Myers, 1935). The ray 4p of the gonopodium has 4 serrae. The dorsal fin has 9 rays.



Figure 10. *Gambusia beebei* male (top), 31.0 SL and female (bottom), 39.5 mm SL, OMNH 87019.

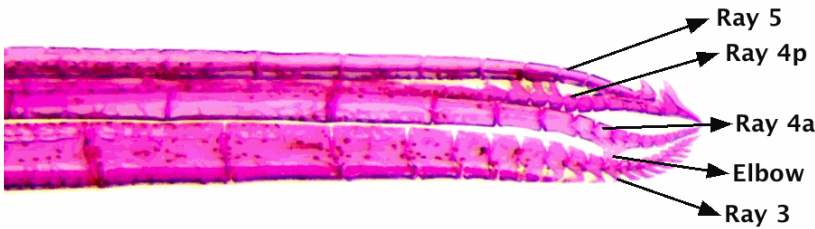


Figure 11. Cleared and stained gonopodium tip showing the ray elements of a male of *Gambusia beebei*, 28.5 mm SL, OMNH 87021.

Taxonomic note. The *Gambusia* specimens we collected in this study were identified as *G. beebei* because of the combination of meristic characters (mainly gonopodium features) mentioned above. However, the body shape observations made by Myers (1935) in the original description of *G. beebei* with a large head and well-developed jaws were not observed in our specimens. Rauchenberger (1989) pointed out that *G. beebei* is a rare species in Lake Miragoane and it is only known from the series designated by Rivas (1969). In addition, she stated that *G. hispaniolae* was also reported from Lake Miragoane. There is a possibility that our specimens are hybrid forms of *G. beebei* and *G. hispaniolae*. This is something that should be determined through further genetic and morphological analyses, which will definitely contribute to assess the status of *G. beebei*.

DISCUSSION

The study of freshwater fishes of the West Indies is extremely relevant to understand the origin of the Caribbean biota. Particularly, the analysis of the divergent patterns of biodiversity that is found in fishes of the subfamily Poeciliinae of the Greater Antilles offer a suitable model to analyze complex scenarios of colonization events in the Caribbean islands compared to other terrestrial or freshwater species. This is because livebearing fish show certain tolerance to variations in salinity levels, which could have made overseas dispersal from the mainland possible (Myers, 1938; Darlington, 1938; Rosen & Bailey, 1963; Briggs, 1984). Thus, this group of fish that lies between terrestrial and purely freshwater species may represent a unique model to explain the complex biogeography of the West Indies (Rivas; 1958; Rosen & Bailey, 1963; Hrbek *et al.*, 2007; Palacios *et al.*, 2016; Weaver *et al.*, 2016; Reznick *et al.*, 2017).

Lake Miragoane is an isolated, endorheic drainage (Curtis & Hodell, 1993) and considered a center of an adaptive radiation for species of *Limia* (Rivas, 1980; Vergara, 1992; Weaver *et al.*, 2016). So far, a total of nine species are known from the lake, which probably have resulted of ecological speciation (Rodríguez-Silva *et al.*, 2020). Although it is not completely clear whether Lake Miragoane filled principally as consequence of rising sea level or increasing moisture availability, it is a fact that the lake filling in this low elevation zone created new and unique habitats for aquatic organisms (Curtis *et al.*, 2001). Despite of the importance of this water reservoir as backdrop of biodiversity of freshwater fishes and the corresponding significance in the study of the Caribbean biota, there has been an overall lack of scientific studies during almost

half a century on the endemic fishes that live in the lake. This lack of information about even basic elements of the natural history of this flock of endemic species together with the human impact on Lake Miragoane creates serious conservation problems that may threaten the biodiversity in the lake. In this work we were able to document most of the livebearing fish species previously known from the lake. However, two of the *Limia* species (subgenus *Odontolimia*) reported by Rivas (1980): *L. grossidens* and *L. fuscomaculata* were not found in our study although we sampled the locations where Rivas reported the two species. This could either indicate that a more extensive sampling effort is needed in the future or that they are rare, possibly threatened, or even extinct.

During our sampling work of the fish community from Lake Miragoane we realized how people living in the surroundings depend on water from the lake for daily use including drinking water, washing clothes, and personal hygiene. These two last activities together with a few mobile car washing stations situated right on the banks of the lake on Route Nationale 2 could represent a threat to aquatic organisms because chemicals present in the soaps and detergents used in these activities go directly into the lake (Rodriguez-Silva *et al.*, 2020). Species introduction is another threat to the biodiversity in Lake Miragoane. In fact, human-mediated species introduction, intentionally or accidentally, is one of the leading causes of biodiversity loss in the West Indies (Ricklefs & Bermingham, 2008). Although not well documented, the main impacts of introduced fish species on native livebearing fishes may include predation, disease transmission and competition for resources, which also have been documented in other vertebrates (Courchamp *et al.*, 2003). In this study we documented the presence of two highly invasive species, *Cyprinus carpio* (Common Carp) and *Oreochromis mossambicus* (Mozambique Tilapia) (Canónico *et al.*, 2005; Zambrano *et al.*, 2006). The Mozambique Tilapia was reportedly introduced in the lake in 1951 to increase the fish production for human consumption (Phaneuf, 1981). Although this species is primarily considered herbivore or detritivore like other species of tilapias, there are reports that it can prey on larvae of other fish species and also small fish such as most of the native species in the Caribbean (Arthington *et al.*, 1994; Morgan *et al.*, 2004). The Common Carp also represents a threat to native species since it has an impact in the natural habitats by increasing solids suspended in the water column and reducing plant coverage with a corresponding decrease in habitat heterogeneity for native aquatic organisms (Zambrano & Hinojosa, 1999; Perrow *et al.*, 1999; Zambrano *et al.*, 2001).

Certainly the endemic fishes from Lake Miragoane deserve urgent scientific study and conservation actions. Some of these tasks are very challenging in the entire Caribbean region (Ricklefs & Bermingham, 2008) and even more difficult in Haiti because the lack of financial resources and qualified personnel. Collaborative work like this survey that involved both biologists from Haiti and the Dominican Republic and foreign specialists will hopefully help in the design of urgent management plans to ameliorate the biodiversity loss in the West Indies.

ACKNOWLEDGEMENTS

We would like to thank Caribaea Initiative and the National Geographic Society (WW-054R-17) for providing the financial support for the fieldwork. Also, we would like to give special thanks to professors Frank Cézilly and Pablo F. Weaver for their advice. Thanks to Allana Kasheena Cumberbatch and to our Haitians colleagues for assistance during fieldwork, especially to Pierre Michard Beaujour and Wilson Celestine, as well as Sr. Loius Michelet and Sr. Jouthe Joseph from the Ministry of Environment of Haiti for permits.

LITERATURE CITED

- Alonso, R., A. Crawford, & E. Bermingham. 2012. Molecular phylogeny of an endemic radiation of Cuban toads (Bufonidae: *Peltophryne*) based on mitochondrial and nucleargenes. *Journal of Biogeography*, 39: 434–451. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2011.02594.x>
- Arthington, A. H., D. R. Bluhdorn, & M. Kennard. 1994. Food resource partitioning by *Oreochromis mossambicus*, and two native fishes in a sub-tropical Australian impoundment. In: Chou L. M., A. D. Munro, T. J. Lam, T. W. Chen, L. K. K. Cheong, J. K. Ding, K. K. Hooi, H. W. Khoo, V. P. R. Phang, K. F. Shim and C. H. Tan (Eds) *The Third Asian Fisheries Forum. Asian Fisheries Society*, Manila, 425–428.
- Berman, M. J. 2008. Americas, Caribbean: the Greater Antilles and Bahamas. In: Pearsall, D. M. (Ed.) *Encyclopedia of Archaeology*. Academic Press, Cambridge, 132–142.
- Briggs, J. C. 1984. Freshwater fishes and biogeography of Central America and the Antilles. *Systematic Zoology*, 33 (4): 428–435.
- Burgess, G. H., & R. Franz. 1989. Zoogeography of the Antillean freshwater fish fauna. In: Woods, C. A. and F. E. Sergile (Eds) *Biogeography of the West Indies: Patterns and Perspectives*. CRF Press, Boca Raton FL, 263–304.
- Čandek, K., I. Agnarsson, G. J. Binford, & M. Kuntner. 2019. Biogeography of the Caribbean *Cyrtognatha* spiders. *Scientific Reports*, 9: 397. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-36590-y>
- Canonico, G. C., A. Arthington, J. K. McCrary, & M. L. Thieme. 2005. The effects of introduced tilapias on native biodiversity. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 15: 463–483. <https://doi.org/10.1002/aqc.699>
- Chambers, J. 1987. The cyprinodontiform gonopodium, with atlas of the gonopodia of the fishes of the genus *Limia*. *Journal of Fish Biology*, 30: 389–418. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1987.tb05764.x>
- Courchamp, F., J-L. Chapui, & M. Pascal. 2003. Mammal invaders on islands: impact, control and control impact. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 78: 347–383. <https://doi.org/10.1017/s1464793102006061>
- Curtis, J. H., & D. A. Hodell. 1993. An isotopic and trace element study of ostracods from Lake Miragoane, Haiti: a 10 500 year record of paleosalinity and paleotemperature changes in the Caribbean. *Climate Change in Continental Isotopic Records*, 78: 135–152. <https://doi.org/10.1029/GM078p0135>
- Curtis, J. H., M. Brenner, & D. A. Hodell. 2001. Climate change in the Circum-Caribbean (late Pleistocene to present) and implications for regional biogeography. In: Woods, C. A. and F. E. Sergile (Eds) *Biogeography of the West Indies: patterns and perspectives*. Second edition, CRC Press, Boca Raton, 35–54.
- Darlington, P. J. 1938. The origin of the fauna of the Greater Antilles, with discussion of dispersal of animals over water and through the air. *Quarterly Review of Biology*, 13: 274–300.
- Díaz, L. M., & A. Cádiz. 2008. *Guía taxonómica de los anfibios de Cuba*. ABC Taxa, Brussels, 293 pp.

- Doadrio, I., S. Perea, L. Alcaraz, & N. Hernández. 2009. Molecular phylogeny and biogeography of the Cuban genus *Girardinus* Poey, 1854 and relationships within the tribe Girardinini (Actinopterygii, Poeciliidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 50: 16–30. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2008.09.014>
- Gao, D., & G. Perry. 2016. Species–area relationships and additive partitioning of diversity of native and nonnative herpetofauna of the West Indies. *Ecology and Evolution*, 6: 7742–7762. <https://doi.org/10.1002/ece3.2511>
- Gerbracht, J., & A. Levesque. 2019. *The complete checklist of the birds of the West Indies:v1.0*. Birds Caribbean Checklist Committee. www.birdscaribbean.org/caribbean-birds/
- Gifford, M. E., & A. Larson. 2008. *In situ* genetic differentiation in a Hispaniolan lizard (*Ameiva chrysolaelma*): a multilocus perspective. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 49: 277–291. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2008.06.003>
- Glor, R. E., J. J. Kolbe, R. Powell, A. Larson, & J. B. Losos. 2003. Phylogenetic analysis of ecological and morphological diversification in Hispaniolan trunk-ground anoles (*Anolis cybotes* group). *Evolution*, 57: 2383–2397. <https://doi.org/10.1111/j.0014-3820.2003.tb00250.x>
- Glor, R. E., M. E. Gifford, A. Larson, J. B. Losos, L. Rodríguez-Schettino, A. R. C. Lara, & T. R. Jackman. 2004. Partial island submergence and speciation in an adaptive radiation: a multilocus analysis of the Cuban green anoles. *Proceedings of the Royal Society of London: Biological Sciences*, 271: 2257–2265. <https://doi.org/10.1098/rspb.2004.2819>
- Hedges, B. S., W. B. Cohen, J. Timyan, & Z. Yang. 2018. Haiti’s biodiversity threatened by nearly complete loss of primary forest. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 115: 11850–11855. <https://doi.org/10.1073/pnas.1809753115>
- Hedges, S. B., R. Powell, R. W. Henderson, S. Hanson, & J. C. Murphy. 2019. Definition of the Caribbean Islands biogeographic region, with checklist and recommendations for standardized common names of amphibians and reptiles. *Caribbean Herpetology*, 67: 1–53. <https://doi.org/10.31611/ch.67>
- Hofmann, C. L. 2008. Americas, Caribbean: the Lesser Antilles. In: Pearsall, D. M. (Ed.) *Encyclopedia of Archaeology*. Academic Press, Cambridge, 143–153.
- Hrbek, T., J. Seckinger, & A. Meyer. 2007. A phylogenetic and biogeographical perspective on the evolution of poeciliid fishes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 43: 986–998. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2006.06.009>
- Latta, S. C. 2012. Avian research in the Caribbean: past contributions and current priorities. *Journal of Field Ornithology*, 83 (2): 107–121. <https://doi.org/10.1111/j.1557-9263.2012.00361.x>
- Matos-Maraví, P., R. A. Núñez, C. Peña, J. Y. Miller, A. Sourakov, & N. Wahlberg. 2014. Causes of endemic radiation in the Caribbean: evidence from the historical biogeography and diversification of the butterfly genus *Calisto* (Nymphalidae: Satyrinae: Satyrini). *BMC Evolutionary Biology*, 14: 199. <https://doi.org/10.1186/s12862-014-0199-7>
- Miller, R. R. 1948. The cyprinodont fishes of the Death Valley System of eastern California and southwestern Nevada. *Miscellaneous Publications Museum of Zoology, University of Michigan*, 68: 7–155.

- Miloslavich, P., J. M. Díaz, E. Klein, J. J. Alvarado, C. Díaz, & J. Gobin. 2010. Marine Biodiversity in the Caribbean: Regional Estimates and Distribution Patterns. *PLoS ONE*, 5(8): e11916. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0011916>
- Morgan, D. L., H. S. Gill, M. G. Maddern, & S. J. Beatty. 2004. Distribution and impact of introduced freshwater fishes in Western Australia. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 38 (3): 511–523. <https://doi.org/10.1080/00288330.2004.9517257>
- Myers, G. S. 1935. An annotated list of the cyprinodont fishes of Hispaniola, with descriptions of two new species. *Zoologica*, 10 (3): 301–316.
- Myers, G. 1938. Fresh-water fishes and West Indian Zoogeography. *Annual Report of the Board of Regents of the Smithsonian Institution*, 92: 339–364.
- Myers, N., R. A. Mittermeier, C. G. Mittermeier, G. A. B. da Fonseca, & J. Kent. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403: 853–858. <https://doi.org/10.1038/35002501>
- Palacios, M., G. Voelker, L. A. Rodriguez, M. Mateos, & M. Tobler. 2016. Phylogenetic analyses of the subgenus *Mollienesia* (Poecilia, Poeciliidae, Teleostei) reveal taxonomic inconsistencies cryptic biodiversity, and spatio-temporal aspects of diversification in Middle America. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 103: 230–244. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2016.07.025>
- Parenti, L. R. 1981. A phylogenetic and biogeographic analysis of cyprinodontiform fishes (Teleostei, Atherinomorpha). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 168 (4): 341–547.
- Perrow, M. R., A. J. D. Jowit, S. A. C. Leigh, A. M. Hindes, & J. D. Rhodes. 1999. The stability of fish communities in shallow lakes undergoing restoration: expectations and experiences from the Norfolk Broads (U.K.) *Hydrobiologia*, 408: 85–100. <https://doi.org/10.1023/A:1017010005609>
- Phaneuf, J. 1981. *Etude socio-ecologique de l'Etang de Miragôane, Haïti*. Master thesis, Université McGill, Québec, 60 pp.
- Ponce de León, J. L., F. G. León, R. S. Rodríguez, C. Metcalfe, D. Hernández, D. Casane, & E. García-Machado. 2014. Phylogeography of Cuban *Rivulus*: evidence for allopatric speciation and secondary dispersal across a marine barrier. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 79: 404–414. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2014.07.007>
- Prins, T. G., J. H. Reuter, A. O. Debrot, J. Wattel, & V. Nijman. 2009. Checklist of the Birds of Aruba, Curaçao and Bonaire, South Caribbean. *Ardea*, 97 (2): 137–268. <https://doi.org/10.5253/078.097.0201>
- Rauchenberger, M. 1989. Systematics and biogeography of the genus *Gambusia* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae). *American Museum Novitates*, 2951: 1–74.
- Regan, C. T. 1913. A revision of the cyprinodont fishes of the subfamily Poeciliinae. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 83: 977–1018.

- Reznick, D. N., A. I. Furness, R. W. Meredith, & M. S. Springer. 2017. The origin and biogeographic diversification of fishes in the family Poeciliidae. *PLoS ONE*, 12 (3): e0172546. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0172546>
- Ricklefs, R., & E. Bermingham. 2008. The West Indies as a laboratory of biogeography and evolution. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London: Biological Sciences*, 363: 2393–2413. <https://doi.org/10.1098/rstb.2007.2068>
- Rivas, L. R. 1958. The origin, evolution, dispersal, and geographical distribution of the Cuban poeciliid fishes of the Tribe Girardinini. *Proceedings of the American Philosophical Society*, 102: 281–320.
- Rivas, L. R. 1963. Subgenera and species groups in the poeciliid fish genus *Gambusia* Poey. *Copeia*, 1963: 331–347. <https://doi.org/10.2307/1441352>
- Rivas, L. R. 1969. A revision of the poeciliid fishes of the *Gambusia punctata* species group, with descriptions of two new species. *Copeia*, 1969 (4): 778–795.
- Rivas, L. R. 1978. A new species of poeciliid fish of the genus *Poecilia* from Hispaniola, with reinstatement and redescription of *P. dominicensis* (Evermann and Clark). *Northeast Gulf Science*, 2: 98–112.
- Rivas, L. R. 1980. Eight new species of poeciliid fishes of the genus *Limia* from Hispaniola. *Northeast Gulf Science*, 4: 28–38. <https://doi.org/10.18785/negs.0401.03>
- Rodríguez, A., M. Vences, B. Nevado, A. Machordom, & E. Verheyen. 2010. Biogeographic origin and radiation of Cuban Eleutherodactylus frogs of the auriculatus species group, inferred from mitochondrial and nuclear gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 54: 179–186. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2009.08.023>
- Rodriguez-Silva, R., P. Torres-Pineda, & J. Josaphat. 2020. *Limia mandibularis*, a new livebearing fish (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) from Lake Miragoane, Haiti. *Zootaxa*, 4768 (3): 395–404. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4768.3.6>
- Rodriguez-Silva, R., & P. F. Weaver. 2020. A new livebearing fish of the genus *Limia* (Cyprinodontiformes: Poeciliidae) from Lake Miragoane, Haiti. *Journal of Fish Biology*, 96: 1360–1369. <https://doi.org/10.1111/jfb.14301>
- Rosen, D., & R. Bailey. 1963. The poeciliidae fishes (Cyprinodontiformes), their structure, zoogeography, and systematics. *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 126: 1–176.
- Santiago-Valentin, E., & R. G. Olmstead. 2004. Historical biogeography of Caribbean plants: introduction to current know-ledge and possibilities from a phylogenetic perspective. *Taxon*, 5 (2): 299–319. <https://doi.org/10.2307/4135610>
- Spikes, M., R. Rodriguez-Silva, K-A. Bennett, S. Bräger, J. Josaphat, P. Torres-Pineda, A. Ernst, K. Havenstein, I. Schlupp & R. Tiedemann. 2020. A phylogeny of the genus *Limia* (Teleostei: Poeciliidae) suggests a single-lake radiation nested in a Caribbean-wide allopatric speciation scenario, 22 December 2020, PREPRINT (Version 1) available at Research Square. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-133136/v1>

- Taylor, W. R., & G. C. Van Dyke. 1985. Revised procedures for staining and clearing small fishes and other vertebrates for bone and cartilage study. *Cybium*, 9: 107–119.
- Vergara, R. R. 1992. *Principales características de la ictiofauna dulceacuícola cubana*. Editorial Academia, La Habana, 76 pp.
- Weaver, P. F., A. Cruz, S. Johnson, J. Dupin, & K. Weaver. 2016. Colonizing the Caribbean: biogeography and evolution of livebearing fishes of the genus *Limia* (Poeciliidae). *Journal of Biogeography*, 43: 1808–1819. <https://doi.org/10.1111/jbi.12798>
- Zambrano, L., & D. Hinojosa. 1999. Direct and indirect effects of carp (*Cyprinus carpio* L.) on macrophyte and benthic communities in experimental shallow ponds in central Mexico. *Hydrobiologia*, 408: 131–138. <https://doi.org/10.1023/A:1017085129620>
- Zambrano, L., M. Scheffer, & M. Martínez-Ramos. 2001. Catastrophic response of lakes to benthivorous fish introduction. *Oikos*, 94: 344–350. <https://doi.org/10.1034/j.1600-0706.2001.940215.x>
- Zambrano, L., E. Martínez-Meyer, N. Menezes, & A. T. Peterson. 2006. Invasive potential of common carp (*Cyprinus carpio*) and Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in American freshwater systems. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 63 (9): 1903–1910. <https://doi.org/10.1139/f06-088>

[Recibido: 07 de octubre, 2020. Aceptado para publicación: 30 de diciembre, 2020]

NUEVOS HALLAZGOS DE AVES EN CONTEXTOS PALEONTOLÓGICOS Y ARQUEOLÓGICOS DE CUBA

New findings of birds in paleontological and archaeological contexts of Cuba

Oswaldo Jiménez^{1*} y Johanset Orihuela²

¹Gabinete de Arqueología, Oficina del Historiador de La Habana, Cuba;  orcid.org/0000-0003-2281-5676.

²Florida International University, Miami, USA;  orcid.org/0000-0002-7806-603X; paleonycteris@gmail.com.

*Para correspondencia: osvaldojimenez@patrimonio.ohc.cu.

RESUMEN

Se comentan nuevos registros de aves de Cuba, como el guacamayo cubano (*Ara tricolor*), hallado en dos sitios arqueológicos de La Habana Vieja, de los siglos XVII y XVIII, asimismo, el búho de Arredondo (*Pulsatrix arredondoï*), ave extinta en tiempos prehistóricos, cuyos restos hemos colectado en dos cuevas de la comunidad Las Charcas, municipio San José de las Lajas, provincia Mayabeque, y por último, el carpintero real (*Campephilus principalis*), colectado en la Cueva del Aguacate, sitio localizado también en la comunidad Las Charcas. El resto óseo de *P. arredondoï* colectado en la Cueva de Las Charcas procede de un contexto paleontológico. En cambio, el otro resto proviene de la Cueva de los Muertos, que es un sitio arqueológico de aborígenes arcaicos, también conocidos como apropiadores mesolíticos. Por vez primera se considera la posibilidad de que *P. arredondoï* formara parte de la dieta de los aborígenes precolombinos citados. El registro de *C. principalis* representa el primer hallazgo de esta especie en contextos paleontológicos de Cuba. Adicionalmente se aporta información novedosa sobre la historia natural de las especies tratadas.

Palabras clave: *Ara*, *Pulsatrix*, *Campephilus*, paleontología, arqueología, Cuba.

ABSTRACT

This paper discusses provides new records on Cuban birds such as the endemic Cuban macaw (*Ara tricolor*), found in two archaeological sites in Old Havana dated in the 17th and 18th centuries. We provide details on Arredondo's owl (*Pulsatrix arredondoï*), extinct since prehistory, but whose remains have been collected in two caves near Las Charcas, a community in San José de las Lajas municipality, Mayabeque province. The report also includes the ivory-billed woodpecker (*Campephilus principalis*), from a specimen collected in Cueva del Aguacate in the above-cited location. The bone remains found in Cueva de Las Charcas match a paleontological context, but the other was found in la Cueva de los Muertos, an archaic culture archaeological site (i.e., hunter-fisher-gatherers). The possibility that *P. arredondoï* formed part of this pre-Columbian aboriginals diet is considered. The record of *C. principalis* represents the first finding of this species in paleontological contexts in Cuba. Information on the natural history of the species is moreover provided.

Keywords: *Ara*, *Pulsatrix*, *Campephilus*, paleontology, archaeology, Cuba.

INTRODUCCIÓN

Las aves conforman uno de los grupos de vertebrados más diversos del archipiélago cubano. Dentro de este grupo el endemismo alcanza el 7.04 %, con un total de 26 especies, ocupando Cuba un lugar destacado respecto al resto de las islas caribeñas (Raffaëlle *et al.*, 1998; Garrido y Kirkconnell, 2011). De acuerdo con el registro paleontológico del Cuaternario, la avifauna cubana incluyó en el pasado un mayor número de endémicos, entre los cuales sobresalían los raptores de las familias Accipitridae, Falconidae, Tytonidae, Strigidae y Teratornithidae, la última extinta globalmente (Arredondo y Arredondo, 2002; Suárez, 2004; Suárez y Olson, 2009; Suárez y Olson, 2015; Orihuela, 2019; Suárez y Olson, 2020a; Suárez, 2020a, b). Al igual que en el resto de Las Antillas, las aves raptoras cumplieron el rol de controladores de las poblaciones de mamíferos, dada la inexistencia de mamíferos carnívoros autóctonos (Arredondo, 1976, 1982). Ese conjunto de aves incluyó especies de gran talla, con hábitos terrestres y vuelo limitado, tal es el caso del búho *Ornimegalonyx oteroi*, el cual fue de los estrígidos de mayor talla del mundo, con unos 30 kg de peso (Arredondo 1970; Alegre, 2002). Otro ejemplo fue la grulla *Antigone cubensis*, de alas cortas y una talla que superaba a la grulla cubana actual *Antigone canadensis nesiotis*, que mide 102 cm del pico a la cola (Garrido y Kirkconnell, 2011). Se han postulado tres eventos de extinción para la avifauna del Caribe durante el Cuaternario (Olson, 1978), el primero aconteció hace ~10 k años, y tuvo implicaciones de carácter global. El siguiente se vincula estrechamente al arribo del hombre aborigen al Caribe hace unos 7 k años, y el tercero a la irrupción y establecimiento de los europeos en el Nuevo Mundo a fines del siglo XV. A pesar de esos eventos, gran parte de la avifauna cubana sobrevivió la etapa aborigen precolombina, alcanzó la era colonial y los siglos XX y XXI. La primera de las especies tratadas es el búho de Arredondo (*Pulsatrix arredondoii*), extinguido en tiempos prehistóricos, por lo cual se conoce únicamente a partir de restos óseos (Brodkorb, 1968; Orihuela, 2019; Suárez, 2020a). La siguiente es el guacamayo cubano (*Ara tricolor*), desaparecido en la segunda mitad del siglo XIX (Gundlach, 1876; Navarro, 2015). Y, por último, el carpintero real (*Campephilus principalis*), que se encuentra en peligro crítico, sin ser observado desde el año 1988 (González y Alayón, 2012).

OBJETIVO

- Dar a conocer nuevos registros paleontológicos y arqueológicos de aves para Cuba, dos de ellas extintas (*Ara tricolor*, *Pulsatrix arredondoii*), y una en estado crítico (*Campephilus principalis*).

MATERIALES Y MÉTODOS

El fragmento de tibiotarso de *Ara tricolor* fue colectado en el verano de 2006 en el sitio arqueológico A-36 (unidad estratigráfica 54), ubicado en la confluencia de las calles Tacón y Empedrado, en La Habana Vieja. El contexto general del área corresponde a un sector de la Muralla de Mar, obra ingeniera que defendió a partir de 1734 el acceso a la Bahía de La Habana. La unidad estratigráfica 54 se ubica cronológicamente en la primera mitad del siglo XVIII. Se encuentra depositado en la colección arqueozoológica del Gabinete de Arqueología de la Oficina del Historiador de La Habana (CAZGA-265). Por su parte, el pico superior de *Ara tricolor* se colectó a inicios del año 2011 en el sitio arqueológico A-52, ubicado en áreas del Palacio del Segundo Cabo, sito en calle O' Reilly esquina a Tacón, también en La Habana Vieja. La pieza se halló en rellenos de basuras expuestos en la cala I (unidad estratigráfica 44), abierta junto a la pared este de la edificación, en el lado próximo al foso del Castillo de la Real Fuerza. De acuerdo con la cultura material exhumada, los estratos de esta cala poseían una cronología que abarcaba todo el siglo XVII. El hueso está depositado en CAZGA-266. Para la determinación

taxonómica del fragmento de tibiotarso se utilizó una referencia bibliográfica (Mayr, 2010) y materiales arqueológicos y neontológicos de la colección arqueozoológica del Gabinete de Arqueología de la Oficina del Historiador de La Habana. La determinación taxonómica del pico superior de *Ara tricolor* fue realizada por el paleornitólogo William Suárez Duque y el primer autor, utilizando como referencias materiales neontológicos de *Amazona leucocephala* y paleontológicos de *Ara tricolor* (Wetmore, 1928; Olson y Suárez, 2008b).

Los dos tarsometatarso de *Pulsatrix arredondo* proceden de las Cuevas de los Muertos y de Las Charcas; espeluncas ubicadas en la comunidad Las Charcas, municipio San José de las Lajas, provincia Mayabeque. Ambos ejemplares se colectaron en mayo de 2012 y se encuentran depositados en CAZGA-267 y CAZGA-268. El tarsometatarso de la Cueva de los Muertos se colectó en un contexto arqueológico arcaico. En cambio, el espécimen que procede de la Cueva de Las Charcas corresponde a un contexto paleontológico posiblemente holocénico. La descripción original del taxón (Brodkorb, 1968) fue la fuente bibliográfica utilizada en la identificación de la especie. Las medidas de *Pulsatrix arredondo* expuestas en la Tabla I, procedentes de las localidades Breas de San Felipe, provincia Matanzas y Cueva de Paredones, provincia Artemisa, se tomaron de Brodkorb (1968) y Suárez (2005).

El tibiotarso de *Campephilus principalis* fue colectado el 29 de noviembre de 2013 en la cuadrícula J-4 (unidad estratigráfica 2) del sitio arqueológico arcaico Cueva del Aguacate o de Las Carretas, comunidad Las Charcas, municipio San José de las Lajas, provincia de Mayabeque. Se encuentra depositado en CAZGA-269. Para su identificación se comparó con similares de todos los géneros de la familia Picidae registrados en Cuba (*Sphyrapicus*, *Xiphidiopicus*, *Melanerpes*, *Colaptes*), adicionalmente se utilizó el artículo de Shufeldt (1900). Las medidas de huesos de *C. principalis* que aparecen en la tabla 2 proceden de ejemplares de poblaciones de Estados Unidos, y se obtuvieron de dos especímenes depositados en Division of Birds, Smithsonian Institution, National Museum of Natural History (NMNH 291358, macho, colectado por A. T. Wayne, 1890, Everglades, Florida; AMNH 4708, macho, colectado por F. M. Chapman y W. Brewster, 1890, Suwannee River, Florida).

RESULTADOS

Familia Psittacidae

Género *Ara* Lacépède, 1799

Ara tricolor Bechstein, 1811

Fragmento medio distal de tibiotarso derecho (Fig. 1) y pico superior, ambos corresponden a individuos adultos.

Descripción. La epífisis distal del tibiotarso es ancha mediolateralmente y deprimida en sentido anteroposterior, como ocurre en la familia Psittacidae; en la superficie anterior se observa la ausencia total del puente supratendinal, indicando que representa los géneros *Ara* o *Amazona* (Mayr, 2010). En *Amazona* la diáfisis es algo deprimida anteroposteriormente. En tanto, en el hueso tratado la sección transversal a mitad de la diáfisis es circular. Por otra parte, el cóndilo medial es más alargado longitudinalmente que en *Amazona*. Asimismo, las dimensiones del tibiotarso superan las de *Amazona*, como se verá. Aunque al cóndilo medial le falta el borde posterior, se midió su profundidad (6.4 mm) y se estimó la real (6.6 mm); anchura de la diáfisis sobre los cóndilos 6.7 mm; profundidad de la diáfisis sobre los cóndilos 2.5 mm. La anchura del extremo distal, aun estando ausente el cóndilo lateral, es de 8.7 mm, significativamente superior a una muestra de 15 ejemplares actuales de *Amazona leucocephala* (6.4–7.1 mm). La anchura distal original se estimó en unos 9.0 mm. El pico superior, extraviado al presente, exhibe mayor

tamaño y robustez que los de *Amazona* y *Psittacara*. Se descarta que la muestra corresponda a una especie exótica de *Ara*, pues la información documental y arqueológica de los siglos del XVI al XVIII solo alude a sitácidos autóctonos como *Ara tricolor*, *Amazona leucocephala* y *Psittacara euops* (Torre, 1857; Pérez y Berthe, 1971; Casas, 1987; Jiménez y Arrazcaeta, 2007). Es a partir del siglo XIX que la literatura cubana hace alusión a sitácidos importados desde América continental y África (Pichardo, 1862).

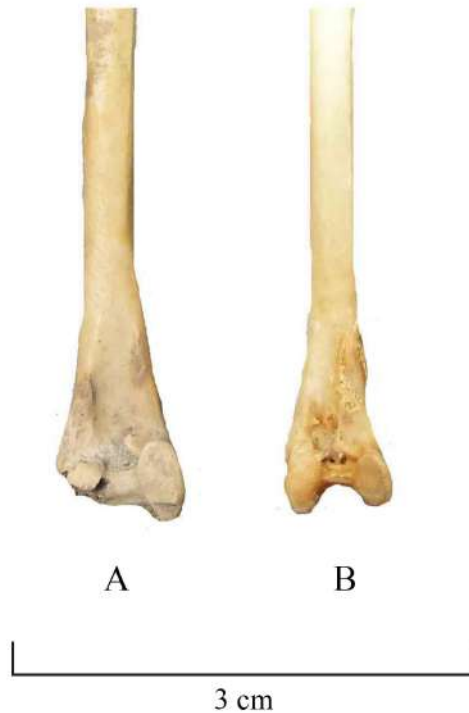


Figura 1. Tibiotarsos de sitácidos cubanos. A, Fragmento distal de tibiotarso de guacamayo (*Ara tricolor*), sitio arqueológico A-36, calle Tacón y Empedrado, La Habana Vieja; B, Tibiotarso reciente de cotorra (*Amazona leucocephala*).

Familia Strigidae
 Género *Pulsatrix* Kaup, 1848
Pulsatrix arredonoi, Brodkorb, 1969

Extremo distal de tarsometatarso izquierdo (Fig. 2, A, Tabla I); tarsometatarso izquierdo casi completo (Fig. 2, B); ambos pertenecen a individuos adultos.

Descripción. Tarsometatarso corto y ancho, como en *Otus*, *Bubo*, *Pulsatrix*, *Nyctea*, *Surnia*, *Glaucidium*, *Micrathene* y *Aegolius*; mientras que en otros búhos americanos este hueso es largo y estrecho. Tróclea interna tan estrecha como la tróclea media. Foramen distal para la arteria *tibialis antiquus* prolongado y con una ubicación baja en la diáfisis. Borde interno de la diáfisis casi recto. Difiere de *Pulsatrix perspicillata*, especie viviente distribuida desde el sureste de México hasta Argentina, por poseer un tarsometatarso más corto y ancho; hipotarsos cortos, con la muesca proximal más reducida, protuberancia intercotilar y bordes de las cotilas menos elevados (Brodkorb, 1968). Posee puente osificado sobre la acanaladura para el tendón

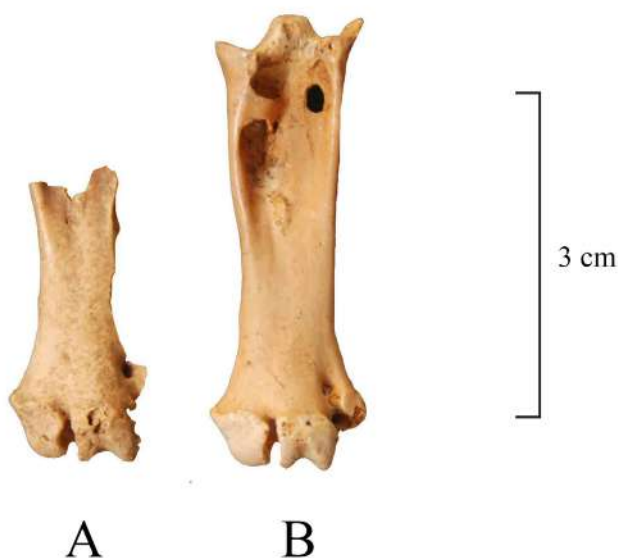


Figura 2. Tarsometatarsos de búho de Arredondo (*Pulsatrix arredondo*). A, Colectado en la Cueva de los Muertos; B, Colectado en la Cueva de Las Charcas. Ambas cuevas en la comunidad Las Charcas, San José de las Lajas, provincia Mayabeque.

de *M. extensor brevis digiti IV*. El ejemplar CAZGA-267 presenta dañadas la cresta calcánea del hipotarso y el extremo posterior de la tróclea media. Exhibe color pardo claro y al golpearse emite un sonido cristalino. Corresponde a un individuo adulto, quizás un macho, a juzgar por sus dimensiones (Tabla I), tomado en cuenta que en la familia Strigidae las hembras son mayores que los machos. El ejemplar CAZGA-268, el cual fue sacrificado para datación radiocarbónica de acelerador de masa (^{14}C AMS) que aquí se reporta, era un extremo distal de tarsometatarso izquierdo de un individuo adulto. Este exhibía color amarillento y ligeras evidencias de exposición al fuego, presentando además el extremo posterior de las trócleas interna y medial roto.

Tabla I. Medidas (mm) de tarsometatarsos de *Pulsatrix arredondo*

Medidas	Breas de San Felipe, Cueva de Paredones	C. de los Muertos	C. de las Charcas
Longitud total	43.0–44.2 (n=2)	–	41.1 (n=1)
Anchura proximal	12.0–17.5 (n=3)	–	13.9 (n=1)
Anchura distal	15.6–16.7 (n=2)	–	14.0 (n=1)
Ancho mínimo de la diáfisis	–	–	8.6
Profundidad de la tróclea interna	–	–	7.6 (n=1)
Profundidad de la tróclea media	–	8.5 (n=1)	9.0* (n=1)
Profundidad de la tróclea externa	–	–	9.0 (n=1)

*Estimado

Familia Picidae
Género *Campephilus* Gray, G. R. 1840
Campephilus principalis (Linnaeus, 1758)

Diáfisis de tibiotarso izquierdo de un individuo adulto (Fig. 3, Tabla II).

Descripción. Tibiotarso de mayores dimensiones que sus similares de los otros géneros representados en Cuba: *Sphyrapicus*, *Xiphidiopicus*, *Melanerpes* y *Colaptes* (Tabla II). Aún faltándole los extremos proximal y distal, se observa que el tibiotarso es relativamente corto y robusto. Generalmente se considera que el acortamiento de los huesos incrementa la fuerza afectiva de los músculos insertados en ellos, en tanto decrete proporcionalmente la rapidez de su acción. El acortamiento de los huesos de la patas es una vía mediante la cual se puede incrementar la eficiencia de fijación de los huesos distales, mientras el ave se acerca al árbol (Spring, 1965). La diáfisis se muestra ligeramente arqueada hacia afuera, o sea, hacia el borde fibular, y algo deprimida anteroposteriormente. En vista posterior (cara caudal), una línea recta recorre la diáfisis longitudinalmente, conformando una cresta hacia el extremo proximal. En el borde lateral del hueso se observa la cresta fibular corta, proximalmente baja, incrementando su altura gradualmente, hasta su término distal. La conformación de la cresta fibular tiene el efecto de mantener el extremo distal del peroné bien distante del cuerpo del tibiotarso (Shufeldt, 1900).

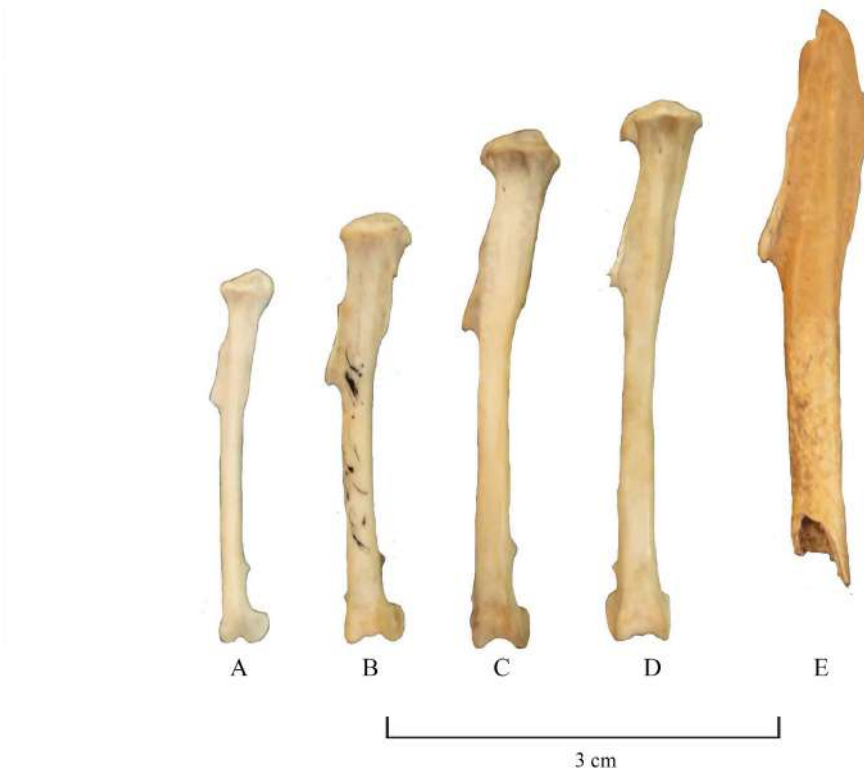


Figura 3. Tibiotarsos de pícidos cubanos. A, Carpintero de paso (*Sphyrapicus varius*); B, Carpintero verde (*Xiphidiopicus percussus*); C, Carpintero jabado (*Melanerpes superciliaris*); D, Carpintero escapulario (*Colaptes auratus*); E, Carpintero real (*Campephilus principalis*), Cueva del Aguacate, comunidad Las Charcas, municipio San José de las Lajas, provincia Mayabeque.

Tabla II. Medidas (mm) de tibiotarsos de *Campephilus principalis* de Cuba y La Florida, USA

Medidas	<i>C. principalis</i> Cueva del Aguacate CAZGA04	<i>C. principalis</i> AMNH 4708 NMNH 291358
Anchura de la diáfisis en el punto medio de la cresta fibular	6.5	7.1–7.4 (n=2)
Anchura de la diáfisis bajo la cresta fibular	4.7	4.5 (n=2)
Anchura de la diáfisis en el punto medio	4.3	3.5–4.0 (n=2)
Profundidad de la diáfisis en el punto medio	3.5	3.7–4.1 (n=2)

DISCUSIÓN

Durante el Cuaternario se produjeron varios eventos de índole natural y antrópica que causaron la extinción total o parcial de un importante cúmulo de los vertebrados endémicos del Caribe, entre ellos las aves (Olson, 1978; Silva *et al.*, 2007; Steadman y Takano, 2013; Orihuela *et al.*, 2020a, b). La avifauna fósil de Cuba comprende 34 especies de aves extintas y extirpadas, de ellas 22 endémicas, 12 compartidas con otras islas caribeñas o con áreas continentales y una de estatus dudoso (Orihuela, 2019; Suárez, 2020a, b; Suárez y Olson, 2015, 2020a, b; W. Suárez, com pers., 2020). Entre los grupos más conspicuos de la avifauna cubana pasada estuvieron los estrígiformes, representados por búhos y lechuzas de gran talla como *Ornimegalonyx oteroi*, *Tyto cravesae*, *T. pollens* y *T. noeli*, y lechuzas de talla pequeña como *Tyto maniola* (Suárez y Olson, 2015; Orihuela, 2019; Suárez, 2020a). También hubo un estrígido de talla menor, se trataba de *Pulsatrix arredondoi*, el cual se conocía previamente de cuatro localidades: una en la provincia de Sancti Spiritus, otra en Matanzas y dos en Artemisa (Brodkorb, 1968; Arredondo y González, 1982; Martínez y Rives Pantoja, 1990; Suárez, 2005).

En la presente investigación se registran dos nuevas localidades para *P. arredondoi*, ambas situadas en cuevas abiertas en la Llanura Cársica Meridional de la provincia Mayabeque, particularmente en el municipio San José de las Lajas. La primera de esas espeluncas se nombra Cueva de Las Charcas. El depósito donde se colectó el tarsometatarso de *P. arredondoi* (CAZGA-267) corresponde a un contexto paleontológico del Cuaternario, conformado por sedimentos rojizos aluviales, el cual se ubicaba por debajo de una estratificación arqueológica. Dos eventos diacrónicos dieron origen a este depósito paleontológico: primero, el transporte mecánico de las aguas y, segundo, los agregados óseos derivados de egagrópilas generadas por una lechuza extinta, posiblemente *Tyto noeli*. La fauna fósil registrada la componía una amplia variedad de vertebrados propios de un clima cálido y húmedo, con bosques, sabanas y cuerpos de agua dulce estacionales. Estos son: anfibios (*Peltophryne* sp.), reptiles (*Chelonoidis cubensis*, *Chilabothrus angulifer*), aves (*Burhinus bistriatus*, *Rallus* sp., *Tyto noeli*, *Buteogallus borraasi*, *Falco kurochkini*, *Cyanolimnas cerverai*, *Columbina passerina*, Columbidae indet.), mamíferos (*Acratocnus antillensis*, *Neocnus gliriformis*, *Megalocnus rodens*, *Parocnus browni*, *Capromys pilorides*, *Geocapromys columbianus*, *Macrocapromys acevedo*, *Mysateles prehensilis*, *Mesocapromys nanus/kraglievichi*, *Boromys torrei*, *B. offella*, *Nesophontes micrus*, quirópteros indet.). La segunda espelunca se nombra Cueva de los Muertos, y a diferencia de la cueva anterior, el contexto donde se colectó el fragmento de tarsometatarso de *P. arredondoi* (CAZGA-268) es de origen arqueológico, correspondiendo culturalmente a los aborígenes arcaicos. En el contexto abundaban los restos de dieta de

especies comunes en sitios de tierra adentro, asociados a paisajes de bosques y cuerpos de agua dulce como arroyos y lagunas. Las especies representadas fueron: crustáceos (*Epilobocera* cf. *gilmani*, *Gecarcinus* sp.), reptiles (*Chilabothrus angulifer*, *Cubophis cantherigerus*), aves (*Nesotrochis picapicensis*, *Mycteria americana*, *Nyctanassa violacea*, *Phalacrocorax olivaceus*, *Accipiter gundlachii*, *Corvus nasicus*), roedores (*Capromys pilorides*, *Mysateles prehensilis*, *Geocapromys columbianus*, *Mesocapromys kraglievichi*, *Boromys torrei*, *Boromys offella*, *Solenodon cubanus*).

El tarsometatarso de *P. arredondo* (CAZGA-268) de la Cueva de los Muertos mostraba una coloración clara, ligeras huellas de afectación por el fuego y no estaba mineralizado, por lo cual parecía corresponder al contexto arqueológico, fechado anteriormente en 1190 ± 40 AP (cal 690–970 AD; Orihuela *et al.*, 2016). Para esclarecer este asunto se sometió el tarsometatarso a un fechado C^{14} AMS, el cual arrojó una antigüedad de 1390 ± 30 AP (cal 600–680 AD). Este resultado incluye a *P. arredondo* en el lapso aborigen reconocido para Cuba (6000–500 años AP), (Cooper, 2007) dando cabida, además, a la posibilidad de que la especie fuera utilizada como alimento por los indocubanos arcaicos. Esta “fecha de última presencia” demuestra que especies de vertebrados que se creyeron extintas milenios atrás sobrevivieron hasta periodos más recientes (Orihuela, 2019; Orihuela *et al.*, 2020b).

La segunda especie implicada es el carpintero real (*Campephilus principalis*), el cual se encuentra por primera vez en contextos paleobiológicos cubanos. El fragmento de tibiotarso de la especie se halló en la Cueva del Aguacate, espelunca muy próxima a las cuevas de Las Charcas y los Muertos, donde se registró el búho *P. arredondo*. Aunque el resto se colectó en un contexto arqueológico arcaico, partiendo de su apariencia (mineralización, color pardorrojizo, ausencia de marcas de carnicería y patrón de fragmentación de “hueso seco”), es más probable que corresponda al yacimiento paleontológico que yace bajo los estratos arqueológicos, formado por sedimentos rojos aluviales que contenían, además, restos de vertebrados pequeños como anfibios (anuros indeterminados), reptiles (*Leiocephalus* sp., lagartos indeterminados), aves (especies pequeñas indeterminadas) y mamíferos (*Natalus primus*, *Nesophontes micrus*, *Boromys offella*, *Boromys torrei*, *Geocapromys columbianus*). Las características tafonómicas de esta tanatocenosis indican que su origen pudiera estar relacionado a dos procesos: uno pudo ser la muerte *in situ* del ejemplar de *C. principalis* en el bosque exterior o en el bosque establecido en la gran dolina que sirve de acceso a la cueva. Luego, el transporte mecánico-pluvial trasladó el hueso al recinto subterráneo. El segundo proceso, que incluiría a la mayor parte de la asociación ósea, fue la actividad trófica de las lechuzas (*Tyto*). En la dieta antigua y actual de *T. furcata* se han registrado tres especies de carpinteros [*Xiphidiopicus percussus*, 23 cm de talla; *Melanerpes superciliaris*, 28 cm; *Colaptes* spp., 33–34 cm] (Jiménez *et al.*, 2005; López, 2012; Orihuela *et al.*, 2020a), sin embargo, tratándose de un ave de talla grande como *C. principalis* (48 cm), portadora, además, de un poderoso pico, es posible que haya sido presa de las lechuzas *Tyto cravesae* y *T. noeli*, que fueron los titónidos gigantes con mayor distribución espacial y abundancia.

El contexto paleontológico de la Cueva del Aguacate no posee fechado C^{14} , no obstante, criterios paleoambientales deducidos del origen aluvial de los sedimentos acumulados en esta cavidad, y en la Cueva de Las Charcas, permiten postular que ambos contextos deben ostentar una edad similar. El origen aluvial de estos sedimentos, y la ecología de algunas de las especies contenidas en ellos (*Cyanolimnas cerverai*, *Rallus* sp.), indican un clima húmedo y cálido, con ambientes de bosques y sabanas estacionalmente inundadas; la presencia de impregnaciones de óxido de manganeso sobre los huesos colectados en ambas cuevas indica un ambiente reductor, o sea, seco e inundado alternadamente. Los sedimentos aluviales fueron transportados a las cuevas durante una época más húmeda que el presente, posiblemente acontecida en el transcurso del

Holoceno Temprano a Medio [8–3 ka] (Curtis *et al.*, 2001). Se considera que entre 8–7 ka hubo una época más húmeda que el presente, debido a dos factores: 1- el ascenso del nivel marino, y como consecuencia, del nivel freático general; 2- la ocurrencia de un pico de pluviosidad que contribuyó al empantanamiento de las partes bajas del relieve. La combinación de ambos factores produjo el desarrollo de ambientes de humedales y lagunas en las llanuras, donde cocodrilos, tortugas y otros animales acuáticos convivieron con animales terrestres en casi todo el territorio de Cuba (Iturralde-Vinent, 2003; Jiménez Vásquez *et al.*, 2013). De las evidencias anteriores se puede deducir que la antigüedad de los yacimientos paleontológicos de las Cueva del Aguacate y de Las Charcas pudiera situarse entre 8–3 ka (Holoceno temprano-medio).

De *C. principalis* de Cuba se conocen 29 ejemplares disecados, depositados en instituciones cubanas (16) y extranjeras (13). Estos proceden de localidades como Pan de Guajaibón, provincia de Artemisa, Bahía de Cochinos, provincia de Matanzas y montañas de Sagua-Baracoa, en la provincia de Guantánamo (Garrido y Kirkconnell, 2011). Las primeras noticias de la especie datan del siglo XIX, y a fines de ese siglo se consideraba que sus poblaciones iban en decrecimiento debido a la destrucción de los bosques y la caza indiscriminada, sobreviviendo la especie en parajes poco frecuentados por el hombre (Gundlach, 1876). Originalmente habitaba diferentes formaciones de bosques de ciénaga, semideciduo, siempreverde y pinares (Gundlach, 1893). Los últimos avistamientos se realizaron en febrero de 1988 en la localidad de Ojito de Agua, Parque Nacional Alejandro de Humboldt, en la provincia de Guantánamo; en esa ocasión se observaron cinco individuos (González, 2002). La desaparición de los bosques primigenios de Cuba, desde el siglo XVIII (Funes Monzote, 2008), debió ser la causa fundamental de la reducción de sus poblaciones. Consideramos, que el igual que otros grupos zoológicos, la declinación de las poblaciones de *C. principalis* tuvo un componente climático que inició antes de la llegada del hombre precolombino a Cuba, y otro antrópico, relacionado fundamentalmente con el arribo de los agroceramistas, y luego los europeos en el siglo XV (Orihuela *et al.*, 2020b). Solo la inaccesibilidad de algunas regiones cubanas salvó a *Campephilus* del ecocidio ocurrido durante la época colonial y neocolonial, y hoy pudieran resguardar los últimos ejemplares.

Como expresaron varios autores (Bond, 1963; Vergara, 2003; Suárez, 2004), las relaciones biogeográficas de la avifauna cubana están dadas, en primer lugar, con la fauna ornítica de Norteamérica. Entre los taxones de indudable origen norteamericano tenemos a *C. principalis*. Jackson (2002) consideró que la especie pudo ser introducida en Cuba desde territorio norteamericano a inicios de la era colonial, hipótesis desechada por el registro paleontológico que presentamos. Fleischer *et al.* (2006) sometieron ejemplares de *C. principalis* de Cuba y Estados Unidos, procedentes de colecciones, a análisis de ADN antiguo, resultando, en primera instancia, que esta especie y *C. imperialis* de México conforman un grupo monofilético; por otra parte, se reveló que las especies implicadas distan significativamente entre sí, sugiriendo su posición como especies separadas. Finalmente, los análisis arrojaron que la divergencia entre las especies tratadas ocurrió en el Pleistoceno Medio. Los propios autores consideraron que el Pleistoceno Medio se correspondió con un evento de oscilación global de las temperaturas, que implicó cambios en un plazo de tiempo entre 41–100 ka, significando un periodo de enfriamiento y descenso del nivel marino. La diferencia de nivel respecto al presente fue de más de 30 m. En este lapso se pudo incrementar la extensión de la Península de Yucatán, acortándose la actual distancia de 176 km que la separa de Cuba, favoreciendo este hecho la colonización de nuestro territorio por un carpintero presumiblemente reticente a volar sobre las aguas.

La tercera especie registrada es el guacamayo cubano (*Ara tricolor*), cuyos restos se hallaron en dos sitios arqueológicos ubicados en el centro histórico de La Habana Vieja, correspondientes cronológicamente a un lapso ubicado entre los siglos XVII y XVIII. Ambos sitios se originaron por el vertimiento de basuras provenientes de la ciudad. La referencia más antigua al

guacamayo cubano (*A. tricolor*) en La Habana Vieja la encontramos en un documento de 1598 (Torre, 1857). En 1688 tenemos otro documento escrito por el viajero italiano Giovanni Gemelli Careri (Pérez y Berthe, 1971), por entonces de visita en la ciudad, donde se alude a la caza de cotorras (*A. leucocephala*) y guacamayos (*A. tricolor*) en las proximidades de La Habana. Hasta el momento, la presencia del guacamayo era desconocida en el registro arqueológico de La Habana Vieja, y solo se habían identificado restos de catey (*Psittacara euops*) en un sitio de la segunda mitad del siglo XVI, y cotorra (*A. leucocephala*) en varios sitios con fechas de la segunda mitad del siglo XVI a fines del XIX (Jiménez y Arrazcaeta, 2007). La presencia de restos de sitácidos en sitios urbanos habaneros pudiera obedecer a que dichas aves fueron mantenidas en cautiverio o consumidas como alimento, aunque sobre el último aspecto se considera que la carne de la cotorra se puede comer mientras el individuo es joven y la del guacamayo es dura y tiene un olor particularmente desagradable (Sagra, 1845; Gundlach, 1876).

Restos de *A. tricolor* se registraron en yacimientos paleontológicos del Cuaternario de las provincias de Villa Clara y Cienfuegos (Wetmore, 1928; Arredondo, 1984; Olson y Suárez, 2008b). En estos, la fauna asociada indica que allí hubo ambientes terrestres y cenagosos donde habitaban reptiles [*Crocodylus rhombifer*, *Trachemys decussata*] y aves acuáticas [*Ciconia lydekkeri*, *Ardea alba*, *Tigrisoma mexicanum*, *Ixobrychus exilis*, *Anas platyrhynchos*, *Gallinula chloropus*, *Cyanolimnas cerverai*] (Wetmore, 1928; Acevedo y Arredondo, 1982; Arredondo y Arredondo, 2002; Iturralde-Vinent, 2003; Arredondo, 2007; Olson y Suárez, 2008a). Estos ambientes eran similares al humedal de Zapata, establecido en el sur de la provincia de Matanzas, el cual en el siglo XIX formó parte del área de distribución de *A. tricolor* (Gundlach, 1876). Del registro paleontológico y las fuentes históricas aludidas, se deduce que los ambientes lacustres, y medios naturales adjuntos, fueron propicios para la vida de los sitácidos. Olson y Suárez (2008b) manifestaron que en *A. tricolor* la superficie dorsal del cráneo es aplanada, indicando que probablemente consumía semillas muy duras, especialmente de palmas, como también ocurre con las especies grandes de *Ara* continentales, en sentido opuesto a las especies de talla menor, que son más frugívoras. En el archipiélago cubano las palmas son diversas genéricamente, y es probable que jugaran un rol importante en la dieta del guacamayo cubano, particularmente las especies que habitan en ciénagas, como *Sabal*, *Gastrococus*, *Copernicia*, *Coccothrinax*, *Acoelorrhaphe*, *Thrinax* y *Acrocomia* (Acuña, 1964; Oviedo, 2013). Gundlach (1876) testificó que la dieta de la especie cubana consistía en frutos y semillas diversas, entre ellas Palma Real (*Roystonea regia*).

AGRADECIMIENTOS

Roger Arrazcaeta Delgado, Raúl Mesa Morales, Marcos A. Acosta Mauri, Gabinete de Arqueología, Oficina del Historiador de La Habana (OHH); Jorge A. Garcell Domínguez, Consejo Nacional de Patrimonio Cultural (CNPC); William Suárez Duque, P.O. Box 16477, West Palm Beach, Florida 33165, USA.; S. L. Olson, Megan Spitzer y Christina A. Gebhard, Division of Birds, Smithsonian Institution, Washington, DC, USA; Peter Capainolo, Division of Birds, American Museum of Natural History, New York, USA.

LITERATURA CITADA

- Acevedo, M. y O. Arredondo. 1982. *Paleozoogeografía y geología del Cuaternario de Cuba: Característica y distribución geográfica de los depósitos con restos de vertebrados*. 9^{na} Jornada Científica del Instituto de Geología y Paleontología, La Habana, Resúmenes, 59–70 pp.
- Acuña, J. 1964. Flora de las ciénagas de Cuba. *Poeyana*, 3: 1–10.
- Alegre, Y. 2002. Análisis morfofuncional de la locomoción del búho gigante *Ornimegalonyx oteroi* (Aves: Strigidae) del Cuaternario de Cuba. Tesis de Diploma, facultad de Biología, Universidad de La Habana, 44 pp.
- Arredondo, C. 2007. Paleofauna, paleoambiente y subsistencia alimentaria de humanos tempranos en el noroeste de Cuba central. Informe parcial-04 del resultado no. 4 del proyecto PNAP-0405 “Reconstrucción paleoclimática de sectores claves de Cuba y el Caribe: Contribución a los estudios de poblamiento y asentamiento de sitios arqueológicos en Cuba, 37 pp.
- Arredondo, O. 1970. Nueva especie de ave pleistocénica del orden Accipitriformes (Accipitridae) y nuevo género para las Antillas. *Ciencias Biológicas*, 4: 1–19.
- Arredondo, O. 1976. The great predatory birds of the Pleistocene of Cuba. *Smithsonian contribution to the paleobiology*, 27: 169–187.
- Arredondo, O. 1982. Los Strigiformes fósiles del Pleistoceno cubano. *Boletín de la Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales*, 140: 33–55.
- Arredondo, O. 1984. Sinopsis de las aves halladas en depósitos fosilíferos pleisto-holocénicos de Cuba. *Instituto de Zoología, Reporte de Investigación*, 17: 1–35.
- Arredondo, O. y C. Arredondo. 2002. Nueva especie de ave (Falconiformes: Teratornithidae) del Pleistoceno de Cuba. *Poeyana*, 470–475 (de 1999): 15–21.
- Arredondo, O. y N. González. 1982. Nuevo hallazgo de *Pulsatrix arredondoii* Brodkorb (Aves: Strigidae) del Pleistoceno de Cuba. *Miscelánea Zoológica*, 16: 1–2.
- Bond, J. 1963. Derivation of the Antillean avifauna. *Proceedings of Academy of Natural Science, Philadelphia*, 115: 79–98.
- Brodkorb, P. 1968. An extinct Pleistocene owl from Cuba. *Quarterly Journal of the Florida Academy of Science*, 31 (2): 112–114.
- Casas, B. de las. 1987. *Historia de Las Indias*. 3 volúmenes. Sociedad Dominicana de Bibliófilos Inc., Editora Corripio, C. por A., Santo Domingo. 1560 pp.
- Cooper, J. 2007. Registro nacional de arqueología aborigen de Cuba: una discusión de métodos y prácticas. *El Caribe Arqueológico*, 10: 132–150.
- Curtis, J. H., M. Brenner y D. A. Hodell. 2001. Climate change in the Circum-Caribbean (Late Pleistocene to Present) and implications for regional biogeography. En: Woods, C. A. y F. E. Sergile (Eds.), *Biogeography of the West Indies: Patterns and Perspectives*, 2da edn., CRC Press, pp. 35–54.

- Fleischer, R. C., J. J. Kirchman, J. P. Dumbacher, L. Bevier, C. Dove, N. C. Rotzel, S. V. Edwards, M. Lammertink, K. J. Miglia y W. S. Moore. 2006. Mid-Pleistocene divergence of Cuban and North American ivory-billed woodpeckers. *Biological Letters*, 2: 466–69.
- Funes Monzote, R. 2008. *From Rainforest to Cane Field: An Environmental History since 1492*. The University of North Carolina Press, Chapel Hill, 357 pp.
- Garrido, O. H. y A. Kirkconnell. 2011. *Aves de Cuba*. Comstock Publishing Associates, Cornell University Press, New York, 287 pp.
- González, H (ed.). 2002. *Aves de Cuba*. UPC Print, Vaasa, Finlandia, 162 pp.
- González, H. y G. Alayón. 2012. Hoja de datos del taxón, *Campephilus principalis bairdii* Cassin, 1863. En: González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina y I. Ramos García (Eds.), *Libro rojo de los vertebrados de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 244–246 pp.
- Gundlach, J. C. 1876. *Contribución a la ornitología cubana*. Imprenta La Antilla, La Habana, 364 pp.
- Gundlach, J. C. 1893. *Ornitología cubana*. Imprenta La Moderna, La Habana, 357 pp.
- Iturralde-Vinent, M. 2003. Ensayo sobre la paleogeografía del Cuaternario de Cuba. V Congreso de Geología y Minería, La Habana, *Memorias Geomin*, 54–73 pp.
- Jackson, J. A. 2002. Ivory-billed woodpecker (*Campephilus principalis*). En: Poole, A. y F. Gill, (Eds.), *The birds of North America*, no. 711. Philadelphia, PA: The Academy of Natural Sciences.
- Jiménez, O., M. M. Condis y E. García Cancio. 2005. Vertebrados postglaciales en un residuario fósil de *Tyto alba* Scopoli (Aves) del occidente de Cuba. *Revista Mexicana de Mastozoología*, 9: 85–111.
- Jiménez, O. y R. Arrazcaeta. 2007. Las aves en la arqueología histórica de la Habana Vieja, Cuba. *Gabinete de Arqueología*, 7 (7): 17–29.
- Jiménez Vázquez, O., L. W. Viñola y A. Sueiro Garra. 2013. Una mirada al pasado de los cocodrilos de Cuba. En: Alonso Tabet, M., R. Ramos Targarona, R. Rodríguez Soberón, J. B. Thorbjarnarson, J. Belliure Ferrer y V. Berovides Álvarez (Eds.), *Los Crocodylia de Cuba*, Publicaciones Universidad de Alicante, 172–187 pp.
- López, Y. 2012. Alimentación de la lechuza (*Tyto alba furcata*) en Cuba central: presas introducidas y autóctonas. Tesis de Diploma, Facultad de Biología, Universidad de la Habana. 84 pp.
- Martínez, A. G. y A. Rives Pantoja. 1990. Cueva Calero: recinto funerario aborigen de Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Sociales*, 24: 142–157.
- Mayr, G. 2010. Parrot interrelationships-morphology and the new molecular phylogenies. *Emu*, 110: 348–357.
- Navarro, N. 2015. *Endemic birds of Cuba. A comprehensive field guide*. Ediciones Nuevos Mundos, 168 pp.

- Olson, S. L. 1978. A paleontological perspective of West Indian birds and mammals. *Academy of Natural Sciences of Philadelphia, Special Publication*, 13: 99–117.
- Olson, S. L. y W. Suárez. 2008a. Bare-throated tiger-heron (*Tigrisoma mexicanum*) from the Pleistocene of Cuba. A new subfamily for the West Indies. *Waterbirds*, 31 (2): 285–288.
- Olson, S. L. y W. Suárez. 2008b. A fossil cranium of the Cuban Macaw *Ara tricolor* (Aves: Psittacidae) from Villa Clara province, Cuba. *Caribbean Journal of Science*, 44 (3): 287–290.
- Orihuela, J., O. Jiménez Vázquez, y J. F. Garcell. 2016. Modificaciones tafonómicas en restos óseos: ejemplos arqueológicos y paleontológicos de Mayabeque y Matanzas, Cuba. *Cuba Arqueológica*, 9: 13–36.
- Orihuela, J. 2019. An annotated list of Late Quaternary extinct birds of Cuba. *Ornitología Neotropical*, 30: 57–67.
- Orihuela, J., L. Pérez Orozco, J. L. Álvarez Licourt, R. A. Viera Muñoz, y C. Santana Barani. 2020a. Late Holocene land vertebrate fauna from Cueva de los Nesofontes, Western Cuba: Stratigraphy, chronology, diversity, and paleoecology. *Palaeontologia Electronica*, 23(3): a57. <https://doi.org/10.26879/995>
- Orihuela, J., L. W. Viñola, O. Jiménez Vázquez, A. Mychajliw, O. Hernández de Lara, L. Lorenzo y J. A. Soto-Centeno. 2020b. Assessing the role of humans on Greater Antillean land vertebrate extinctions: new insights from Cuba. *Quaternary Science Reviews*, 249 (2020): 106597.
- Oviedo, R. 2013. Diversidad vegetal del humedal Ciénaga de Zapata, Matanzas, Cuba. Tesis Doctoral, Universidad de Alicante, 166 pp. + 1 anexo.
- Pérez, J. y J. P. Berthe. 1971. La Habana de fines del siglo XVII vista por un italiano. *Revista de la Biblioteca Nacional José Martí*, 62 (2): 63–85.
- Pichardo, E. 1862. *Diccionario provincial casi-razonado de voces cubanas*. 3ra edición, Imprenta La Antillana, calle de Cuba núm. 284.
- Raffaëlle, H., J. Wiley, O. H. Garrido, A. Keith y J. Raffaëlle. 1998. *A Guide to the Birds of the West Indies*. Princeton University Press, Nueva Jersey, 511 pp.
- Sagra, R. de la. 1845. *Historia física, política y natural de la Isla de Cuba*. Tomo III, establecimiento tipográfico de don Francisco de P. Mellado, Madrid, 220 pp.
- Shufeldt, R. W. 1900. On the osteology of the woodpecker. *Proceedings of the American Philosophical Society*, 39: 578–622.
- Silva, G., Suárez Duque, W. y S. Díaz Franco. 2007. *Compendio de los mamíferos terrestres autóctonos de Cuba vivientes y extinguidos*. Editorial Boloña, La Habana, 465 pp.
- Spring, L. W. 1965. Climbing and pecking adaptations in some North American woodpeckers. *The Condor*, 67: 457–488.

- Steadman, D. W. y Takano, O. M. 2013. A late-Holocene bird community from Hispaniola: Refining the chronology of vertebrate extinction in the West Indies. *The Holocene*, 23 (7) 936–944.
- Suárez, W. 2004. Biogeografía de las aves fósiles de Cuba. En: Iturralde-Vinent, M. (Ed.), *Origen y evolución del Caribe y sus biotas marinas y terrestres*. Centro Nacional de Información Geológica, La Habana.
- Suárez, W. S. 2005. La avifauna fósil de “Las Breas de San Felipe”, Martí, Matanzas, Cuba. M.Sc. thesis. Facultad de Biología, Universidad de la Habana, Cuba.
- Suárez, W. 2020a. The fossil avifauna of the tar seeps Las Breas de San Felipe, Matanzas, Cuba. *Zootaxa*, 4780 (1): 1–53.
- Suárez, W. 2020b. Remarks on extinct giant owls (Strigidae) from Cuba, with description of a new species of *Ornimegalonyx* Arredondo. *Bulletin of the British Ornithologists' Club*, 140 (4): 382–387.
- Suárez W. y S. L. Olson. 2009. A new genus for the Cuban teratorn (Aves: Teratornithidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 122 (1): 103–116.
- Suárez, W. y S. L. Olson. 2015. Systematics and distribution of the giant fossil barn owls of the West Indies (Aves: Strigiformes: Tytonidae). *Zootaxa*, 4020 (3): 533–553.
- Suárez, W. y S. L. Olson. 2020a. Systematics and distribution of the living and fossil small barn owls of the West Indies (Aves: Strigiformes: Tytonidae). *Zootaxa*, 4830: 544–564.
- Suárez, W. y S. L. Olson. 2020b. A new fossil vulture (Cathartidae: Cathartes) from Quaternary asphalt and cave deposits in Cuba. *Bulletin of the British Ornithologists' Club*, 140 (3): 335–343.
- Torre, J. M. de la. 1857. Lo que fuimos y lo que somos o la Habana Antigua y Moderna, Imprenta de Spencer y compañía. O'Reilly, 110, La Habana, 256 pp.
- Vergara, R. 2003. Relaciones biogeográficas de la avifauna cubana. II. Biogeografía descriptiva. *Ornitología neotropical*, 14: 441–467.
- Wetmore, A. 1928. Bones of birds from Ciego Montero deposit of Cuba. *American Museum Novitates*, 301: 1–5.



[Recibido: 11 de febrero, 2020. Aceptado para publicación: 15 de diciembre, 2020]

Notas

SPILOSTETHUS PANDURUS (HEMIPTERA: HETEROPTERA: LYGAEIDAE),
NUEVO REGISTRO PARA REPÚBLICA DOMINICANA
Y EL CARIBE INSULAR

***Spilostethus pandurus* (Hemiptera: Heteroptera: Lygaeidae),
new record for Dominican Republic and the insular Caribbean**

Ruth H. Bastardo^{1*} y Daniel E. Perez-Gelabert²

¹Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas, Universidad Autónoma de Santo Domingo;  orcid.org/0000-0003-1564-0724. ²Integrated Taxonomic Information System (ITIS) and Department of Entomology, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, P.O. Box 37012, Washington, DC 20013-7012, USA;  orcid.org/0000-0003-3270-9551; perezd@si.edu. *Para correspondencia: rbastardo40@uasd.edu.do.

RESUMEN

Se reporta por primera vez para República Dominicana y el Caribe insular la especie de chinche de semillas *Spilostethus pandurus* (Scopoli, 1763) originaria del Viejo Mundo. Este chinche podría representar una amenaza para múltiples plantas cultivadas pertenecientes a varias familias. Se ofrecen algunas características diagnósticas que permiten diferenciar la especie reportada de otros Lygaeidae en la Hispaniola.

Palabras clave: especies invasoras, plagas de cultivos, Lygaeoidea, Hispaniola.

ABSTRACT

The milkweed bug *Spilostethus pandurus* (Scopoli, 1763) original from the Old World, is reported for the first time from Dominican Republic and the insular Caribbean. This bug could represent a threat to cultivated plants of various families. We provide some diagnostic characteristics that allow the differentiation of the reported species from other Lygaeidae in Hispaniola.

Keywords: invasive species, crop pests, Lygaeoidea, Hispaniola.

La biota de las islas, por el tamaño más limitado de sus poblaciones, junto a la alta especialización ecológica de sus ambientes, es especialmente sensible a las invasiones de especies exóticas que suponen una de las causas principales de amenaza a sus comunidades. A menudo las especies exóticas invasoras son generalistas, con altas tasas de reproducción y eficientes competidoras en nuevos ambientes, pudiendo desplazar de manera directa o indirecta a las especies nativas de hábitos similares y cambiar rápidamente la dinámica de ecosistemas completos. Esto, aunado a impactos antrópicos que incrementan la degradación y pérdida de los hábitats, aumenta los riesgos de erosionar la diversidad autóctona de especies, causar daños económicos, ambientales y de salud a la población humana.

En años recientes se han detectado otras dos importantes plagas de hemípteros en República Dominicana, traídas al país a través del comercio internacional de productos agrícolas y plantas ornamentales. Tal es el caso de la chinche *Brachyplatys subaeneus* (Westwood) (Plataspidae), una plaga de los guandules y otras leguminosas (Perez-Gelabert *et al.*, 2019) y la escama de las

cicas *Aulacaspis yasumatsui* Takagi (Diaspididae) (Perez-Gelabert, 2019). Por sus características altamente invasivas y destructivas, ambas especies merecen ser objeto de vigilancia fitosanitaria en el país.

El suborden Heteroptera (con alas anteriores parcialmente endurecidas) tiene cerca de 40 000 especies conocidas y constituye una parte importante del orden Hemiptera, uno de los grandes órdenes de insectos (Schuh y Slater, 1995; Burdfield-Steele y Shuker, 2014). El catálogo de los artrópodos de la Hispaniola (Perez-Gelabert, 2020), registra 543 géneros y 1 042 especies de Hemiptera, de las cuales 237 géneros y 453 especies corresponden al suborden Heteroptera. En la Hispaniola la superfamilia Lygaeoidea incluye 9 familias, 48 géneros y 122 especies registradas, de las cuales 34 son endémicas. Dentro de estos, la familia Lygaeidae agrupa 12 géneros y 31 especies, siendo segunda en diversidad luego de Rhyparochromidae, que incluye 19 géneros y 66 especies.

La familia Lygaeidae está constituida por chinches terrestres de tamaño muy variable, aunque la mayoría tienen menos de 12 mm, con forma ovalada y generalmente delgados. Su cabeza es mayormente triangular, con aparato bucal (rostró) compuesto por cuatro segmentos y antenas insertadas debajo de los ojos. Ala anterior modificada en hemélitros con 4 o 5 venas simples en su parte membranosa. Espiráculos abdominales en posición dorsal. Ocelos fruncidos. Coloración variada, a menudo mimética o aposemática (Burdfield-Steele y Shuker, 2014).

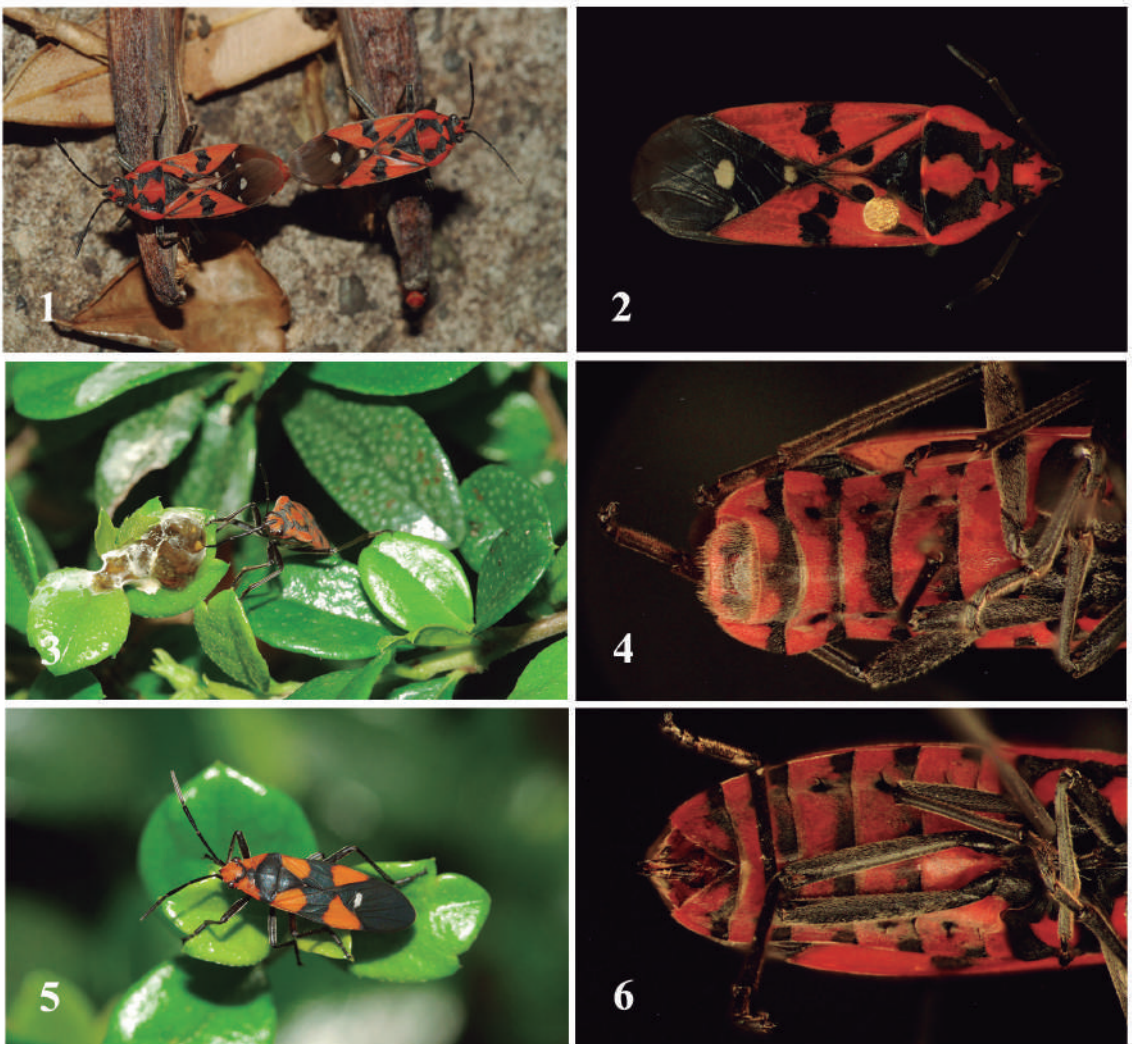
El presente trabajo registra por primera vez para República Dominicana y el Caribe insular a *Spilostethus pandurus* (Scopoli, 1763), una especie originaria del Viejo Mundo (Figs. 1–4, 6). Como ocurre de manera común en el grupo, *S. pandurus* es una especie aposemáticamente coloreada, que mezcla rojo con manchas negras en distintas partes del cuerpo (Figs. 1–3). Por su tamaño, coloración y morfología esta especie es distintiva con respecto a todos los otros Lygaeidae en la Hispaniola. A manera de diagnóstico, puede ser caracterizada por tener el borde de la cabeza y los ojos color negro, con dos anchas bandas negras ondulantes y longitudinales sobre el pronoto, escutelo completamente negro, hemélitros con mancha circular negra en porción superior y banda horizontal negra en su parte media. Parte membranosa de las alas marrón negruzca marcada por cuatro máculas blancas.

El género *Spilostethus* contiene 25 especies, de las cuales 17 son de la región Afrotropical (Deckert, 2013). *Spilostethus pandurus* se considera una plaga de las familias Apocynaceae y múltiples otras, teniendo el potencial de atacar una gran variedad de cultivos de relevancia agrícola como el maní (*Arachis hypogaea* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.), girasol (*Helianthus annuus* L.), alfalfa (*Medicago sativa* L.), mijo (*Pennisetum glaucum* (L.) R.Br.), caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), ajonjolí (*Sesamum indicum* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), berenjena (*Solanum melongea* L.), sorgo (*Sorghum vulgare* L.), uva (*Vitis vinifera* L.) y varias especies de cítricos (Rutaceae), (Cazorla-Perfetti *et al.*, 2019).

La distribución de *S. pandurus* abarca la India, China y Rusia en el Paleártico, múltiples países de Europa y Argelia y Sudáfrica en el continente africano (Slater, 1964). En el Neotrópico, *S. pandurus* fue registrado por primera vez para el hemisferio occidental en Colombia, a partir de un único individuo (Rengifo-Correa y González Obando, 2011), siendo varios años más tarde citado también en Sudamérica para Venezuela (Cazorla-Perfetti *et al.*, 2019), donde se encontró en las especies *Calotropis procera* (Ait.) Ait. (Apocynaceae), *Conocarpus erectus* L. (Combretaceae) y *Plectranthus ornatus* Codd (Lamiaceae).

Como en los dos casos anteriores, en esta ocasión los especímenes fueron recolectados en un área peridomiciliar en una única planta de *Nerium oleander* L. (Apocynaceae) cultivada en un área residencial en Santo Domingo, Distrito Nacional, capital de República Dominicana. Otros individuos de *N. oleander* de la zona fueron revisados sin indicar presencia del insecto. La especie fue encontrada junto con otro Lygaeidae, *Oncopeltus fasciatus* (Dallas, 1852) de coloración algo similar (Fig. 5) y larvas del lepidóptero arctiino *Empyreuma pugione* (Linnaeus, 1767). Ambas especies también usan esta planta como hospedera, los hemípteros chupando su savia y el lepidóptero causando algo de defoliación. En ese momento los adultos y ninfas eran abundantes. Una ninfa fue observada alimentándose de excremento de aves (Fig. 3).

Esta introducción, así como otra de una especie de orquídea, *Eulophia graminea* Lindl. (no publicado todavía) de la región de Asia, encontrada hace poco tiempo en la misma localidad, indica que probablemente se trate de introducciones relacionadas con la entrada de material vegetal al país con fines paisajísticos.



Figuras 1–6. Características morfológicas y observaciones sobre *Spilostethus pandurus*. 1, apareamiento. 2, macho, hábito (dorsal). 3, ninfa alimentándose de excrementos de ave. 4, macho, parte terminal del abdomen (ventral). 5, *Oncopeltus fasciatus*, especie de coloración similar. 6, hembra de *S. pandurus*, parte terminal del abdomen (ventral).

La primera observación de *S. pandurus* fue subida a la página de iNaturalist (<http://www.inaturalist.org>, <https://www.inaturalist.org/observations/46090776>) el 16 de mayo de 2020 a las 11:14, como un ejercicio para las clases de entomología de la Universidad Autónoma de Santo Domingo (UASD) durante el confinamiento por la pandemia de COVID-19. La idea era documentar la fauna que habitaba en los alrededores de los hogares de los estudiantes, en ese momento reclusos en sus casas. La observación fue registrada como *Spilosthetus* sp., identificado mediante el algoritmo de iNaturalist. Ese mismo día, a las 11:31 fue identificado como *S. pandurus* por uno de los curadores (Wongun, WonGun Kim) y el 17 de mayo a las 14:57, fue validado por otro curador (fabienpiednoir, Fabien Piednoir). Recientemente se ha puesto de manifiesto como la ciencia ciudadana puede ayudar a detectar plagas, dar seguimiento a especies invasoras colaborando con la vigilancia (Hiller y Haelewaters, 2019). El 4 de septiembre se volvió a revisar la misma planta hospedera pero se observaron muy pocos adultos y ningún juvenil.

Material examinado. Adultos. Machos, 8. Hembras, 4. República Dominicana: Santo Domingo, Distrito Nacional, Arroyo Hondo, 16.V.2020, en *Nerium oleander* L., col. R. Bastardo. Coordenadas 18.512495° N, -69.984042°O, 53 m de elevación. Todos los especímenes están depositados en la colección del Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas (IIBZ), Universidad Autónoma de Santo Domingo.

AGRADECIMIENTOS

América Sánchez Rosario realizó las fotografías en el laboratorio, para ella nuestro agradecimiento.

LITERATURA CITADA

- Burdfeld-Steele, E. R. y D. M. Shuker. 2014. The evolutionary ecology of the Lygaeidae. *Ecology and Evolution*, 4: 2278–2301.
- Cazorla-Perfetti, D., J. Bello-Pulido y P. Morales-Moreno. 2019. Presencia de *Spilostethus pandurus* (Scopoli) (Heteroptera: Lygaeidae) en Venezuela, con datos sobre su biología. *Revista Chilena de Entomología*, 45: 411–417.
- Deckert, J. 2013. *Spilostethus stehliki* sp. nov. (Hemiptera: Heteroptera: Lygaeidae) from Ethiopia. *Acta Musei Moraviae, Scientiae Biologicae*, 98: 391–394.
- Hiller, T. y D. Haelewaters. 2019. A case of silent invasion: Citizen science confirms the presence of *Harmonia axyridis* (Coleoptera, Coccinellidae) in Central America. *PLoS ONE* 14(7): e0220082. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0220082>
- Perez-Gelabert, D. E. 2019. The invasive armored scale *Aulacaspis yasumatsui* Takagi (Hemiptera: Coccoidea: Diaspididae) in the Dominican Republic. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 121: 525–528.
- Perez-Gelabert, D. E. 2020. Checklist, bibliography and quantitative data of the arthropods of Hispaniola. *Zootaxa*, 4749: 1–668.
- Perez-Gelabert, D. E., A. Abud-Antún y C. Nolasco. 2019. First record of the introduced Asian plataspid *Brachyplatys subaeneus* (Westwood) (Hemiptera: Heteroptera: Plataspidae) in the Dominican Republic. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 121: 135–138.

- Rengifo-Correa, L. A. y R. González Obando. 2011. Lygaeoidea (Hemiptera: Heteroptera) de Parques Nacionales Naturales (PNN) con nuevos registros para Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 37: 331–340.
- Schuh, R. T. y J. A. Slater. 1995. *True Bugs of the World (Hemiptera: Heteroptera). Classification and Natural History*. Cornell University Press, Ithaca, New York. xii + 336 pp.
- Slater, J. A. 1964. *A catalogue of the Lygaeidae of the world*. University of Connecticut. 1668 pp.

[Recibido: 25 de septiembre, 2020. Aceptado para publicación: 30 de noviembre, 2020]

CONFIRMACIÓN DE LA PRESENCIA DE *PROGOMPHUS INTEGER* (ODONATA: GOMPHIDAE) EN REPÚBLICA DOMINICANA

Confirmation of the presence of *Progomphus integer* (Odonata: Gomphidae) in the Dominican Republic

América Sánchez-Rosario^{1*} y Ruth H. Bastardo²

Universidad Autónoma de Santo Domingo (UASD), Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas Prof. Rafael M. Moscoso, Santo Domingo, República Dominicana. ¹  orcid.org/0000-0002-1540-8493.

²  orcid.org/0000-0003-1564-0724; r_bastardo@hotmail.com. *Para correspondencia: america.sanchez@hotmail.com.

RESUMEN

Progomphus integer es una de las cuatro especies de Gomphidae endémicas de las Antillas Mayores, reportada para República Dominicana en referencias del siglo pasado. Más recientemente, se sugirió que su presencia en La Hispaniola era dudosa, debido a que no se reportaban localidades específicas. En este trabajo, se confirma la presencia de la especie para el país. Además, se aportan las primeras citas de localidades, con algunas notas de los hábitats donde fue colectada.

Palabras clave: Hispaniola, náyade, libélula.

ABSTRACT

Progomphus integer is one of four species of Gomphidae endemic to the Greater Antilles, reported for the Dominican Republic in references from the last Century. Recently, some authors suggested that the presence of this species in Hispaniola was doubtful, based on the lack of specific locality records. In this paper, we confirm the presence of the species in the Dominican Republic. Moreover, we provide the first specific localities with some notes of the habitats on which the species was collected.

Keywords: Hispaniola, naiad, dragonflies.

Gomphidae es considerada como la segunda familia más grande del suborden Anisoptera, con aproximadamente 1000 especies descritas a nivel mundial (Novelo-Gutiérrez *et al.*, 2018), de las cuales 69 pertenecen al género *Progomphus* (Paulson y Schorr, 2020). En el Caribe, el género está representado por cuatro especies endémicas de las Antillas Mayores (Meurgey, 2013): *Progomphus serenus*, *Progomphus zephyrus*, *Progomphus tennesse*ni y *Progomphus integer*.

En general, el desarrollo de los gónfidos inmaduros es poco conocido, debido a que son organismos que crecen lentamente, tardando de uno a varios años en completar su ciclo completo (Novelo-Gutiérrez *et al.*, 2018). A partir de resultados con cría en cautiverio obtenidos por la autora principal de este trabajo, el desarrollo de las especies *P. serenus* y *P. zephyrus* colectadas desde un estadio muy temprano (5 mm), suele durar entre siete y 10 meses. De *P. tennesse*ni sólo se conoce un adulto macho descrito por Daigle (1996), en cuya comunicación se refiere a éste como un animal robusto y de gran tamaño en comparación con las demás especies mencionadas. Las náyades de *P. serenus*, *P. zephyrus* y *P. integer* fueron caracterizadas por Needham (1941),

y actualmente no existe un trabajo reciente que aclare las lagunas de información que existen sobre la biología de estos animales.

Según los trabajos publicados hasta la fecha (Perez-Gelabert, 2020), la presencia de *P. integer* (Fig. 1a) en República Dominicana no había sido confirmada, sólo se conocían localidades para Cuba y Jamaica, lo cual podría atribuirse a que en trabajos previos (Wetherbee, 1989; Flint *et al.*, 2006) no se reportó una localidad específica para República Dominicana. A pesar de que algunos autores dan por válida la presencia de esta especie para la Hispaniola (Meurgey, 2013), lo cierto es que el estatus de *P. integer* en la isla, se ha mantenido como presencia dudosa y sin localidad específica (Flint *et al.*, 2006; Perez-Gelabert, 2020). Por lo anterior, en esta nota se documenta gráficamente la presencia de *P. integer* para República Dominicana, complementando con datos de localidad específica y notas sobre su hábitat, a partir de especímenes en etapa de náyade identificados en la colección del Instituto de Investigaciones Botánicas y Zoológicas (IIBZ). La descripción realizada a estos especímenes coinciden con las características señaladas por Needham (1941) para las náyades de esta especie.

Las náyades de *P. integer* viven en ríos de aguas claras y rápidas, en los bancos de arena gruesa. Según las observaciones de Needham (1941), estas ninfas poseen una longitud de 22 mm y casi no tiene patrón de color marcado. Destacan los ojos negros y unos puntos no muy prominentes sobre el abdomen. En los segmentos abdominales tres al nueve, destacan un par de pequeños puntos sub-centrales de color pardo y un par de líneas marrones oblicuas sobre un fondo más pálido en la parte inferior del segmento diez.



Figura 1. *Progomphus integer*. A, ejemplar colectado en río Maimón; B, detalle de la antena izquierda cilíndrico-deprimida y de cuatro segmentos.

Por otra parte, una de las características más distintivas de esta especie, con respecto a las demás del género *Progomphus* presentes en República Dominicana, es la disposición y morfología de los segmentos de sus antenas, que son de cuatro segmentos. En *P. integer*, las antenas son cilíndrico-deprimidas, el tercer segmento es alargado y peludo; además, el cuarto segmento es un poco más largo que la anchura del tercero, el cual se estrecha ligeramente en el extremo, y se curva para descansar sobre el tercer segmento (Needham, 1941; Fig. 1b).

Material examinado. Dos especímenes colectados en el río Maguaca, provincia Sánchez Ramírez, el 1 de marzo del año 2011; 2) Un espécimen colectado en el río Maimón, provincia Monseñor Nouel, colectado el 18 de noviembre del año 2019. El hábitat corresponde a ríos de caudal permanente con una densa cobertura de dosel en galería, así como con vegetación acuática sumergida y colgante. El lecho de río en el que se colectaron estos individuos, corresponde a un ambiente heterogéneo, de tipo rocoso-arenoso. Se espera que esta información contribuya a seguir ampliando el conocimiento de la odonatofauna dominicana.

AGRADECIMIENTOS

A José Ramón Martínez por su apoyo con material bibliográfico y por sus críticas, a Carlos Suriel, editor de *Novitates Caribaea*, y especialmente a revisores anónimos por sus contribuciones.

LITERATURA CITADA

- Daigle, J. J. 1996. *Progomphus tennesse* spec. nov. from Dominican Republic, West Indies (Anisoptera: Gomphidae). *Odonatologica*, 25: 367–370 pp.
- Flint, O. S., R. H. Bastardo y D. E. Perez-Gelabert. 2006. Distribution of the Odonata of the Dominican Republic. *Bulletin of American Odonatology*, 9: 67–84.
- Meurgey, F. 2013. A catalogue of the West Indian dragonflies (Insecta: Odonata), Annales de la Société entomologique de France (N.S.). *International Journal of Entomology*, 49 (3): 298–334. <http://dx.doi.org/10.1080/00379271.2013.848066>
- Needham, J. G. 1941. Life history studies on *Progomphus* and its nearest allies (Odonata: Aeschnidae). *Transactions of the American Entomological Society*, 67 (3): 221–245.
- Novelo-Gutiérrez, R., A. Ramírez y E. González-Soriano. 2018. Superfamily Gomphoidea. En: *Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates*. 377–397 pp.
- Paulson, D. y M. Schorr. 2020. World Odonata list. <http://www.pugetsound.edu/academics/academic-resources/slater-museum/biodiversity-resources/dragonflies/world-odonata-list2/> (accesado: 20 de noviembre, 2020).
- Perez-Gelabert, D. E. 2020. Checklist, bibliography and quantitative data of the arthropods of Hispaniola. *Zootaxa*, 4749 (1): 001–668.
- Wetherbee, D. K. 1989. *A guide to the Caballitos or Libelulas (Odonata) of Hispaniola*. Private publication; Shelburne (MA): D.K. Wetherbee.

COMMUNAL OVIPOSITION OF THE CUBAN TREE SNAIL
POLYMITA MUSCARUM (GASTROPODA: CEPOLIDAE)
 IN AN AGROECOSYSTEM

**Ovoposición comunal del caracol arborícola cubano *Polymita muscarum*
 (Gastropoda: Cepolidae) en un agroecosistema**

Libertad A. Flores-Ricardo^{1a}, Mario J. Gordillo-Pérez^{1b}, Camila Bosch-Díaz^{1c},
 Karen M. M. Steensma² and Bernardo Reyes-Tur^{1d*}

¹Department of Biology and Geography, Faculty of Natural and Exact Sciences, Universidad de Oriente, Ave. Patricio Lumumba, Santiago de Cuba 90500, Cuba. ^{1a} orcid.org/0000-0003-1656-3302; libertadflores@nauta.cu. ^{1b} orcid.org/0000-0003-2264-3886; mariojg755@gmail.com. ^{1c} orcid.org/0000-0002-9213-8650; camilaboschdiaz@gmail.com. ^{1d} orcid.org/0000-0002-7955-561X. ²Department of Biology, Faculty of Natural and Applied Sciences, Trinity Western University, Langley, BC V2Y1Y1, Canada; orcid.org/0000-0003-4091-0319; steensma@twu.ca. *For correspondence: breyestur@gmail.com.

ABSTRACT

Communal oviposition remains to be convincingly shown in terrestrial gastropods. The present study reports data on communal oviposition of a threatened tree snail, *Polymita muscarum*, in a Cuban agroecosystem from Yaguajay, Banes municipality, Holguín province, in a fixed plot of 119 m². Between 2011 and 2012, we took data on oviposition site microhabitats, the number of snails/nest and the number of ovipositions/day. We found communal oviposition involving between two and 20 individuals. Usually the oviposition took place underground, at the base of trees and shrubs, between the roots. This study indicates the potential value of understanding behavioral ecology in order to better support conservation programs.

Keywords: Stylommatophora, eggs, reproduction, endangered species.

RESUMEN

La ovoposición comunal en los caracoles terrestres no está demostrada convincentemente. En el presente trabajo se informan datos sobre la ovoposición comunal de un caracol arborícola amenazado, *Polymita muscarum*, en un agroecosistema cubano, en la localidad de Yaguajay, municipio Banes, provincia Holguín. En una parcela fija de 119 m², entre 2011 y 2012, se tomaron datos de las características del microhábitat de las puestas, la cantidad de progenitores/puesta y el número de puestas/día. Se detectó ovoposición comunal en grupos formados por dos y hasta 20 individuos. Usualmente las puestas se realizaron en el suelo, entre las raíces de árboles y arbustos. El registro de puestas comunales muestra el valor potencial del conocimiento de la ecología del comportamiento para apoyar apropiadamente los programas de conservación.

Palabras clave: Stylommatophora, huevos, reproducción, especie amenazada.

Reproductive strategies are structural, functional or behavioral adaptations that influence the likelihood of fertilization and/or the number and survival of offspring in specific microhabitats (Baur & Baur, 2017). Among these strategies, communal oviposition behavior has independently evolved in different animal groups and takes place when two or more aggregated conspecific individuals deposit their eggs in the same place (Doody *et al.*, 2009). The adaptive advantages of this behavior include evasion of predators, social foraging facilitation, and maintenance of optimal microclimate for embryonic development (Waldman, 1982; Dumont *et al.*, 2008; Refsnider & Janzen, 2010; Martens, 2012).

In marine gastropods, communal oviposition is a common and well documented behavior (Giese & Pearse, 1977; D'Asaro, 1991; Pio *et al.*, 2015; Pittman & Fiene, 2020). However, communal oviposition in terrestrial gastropods has not been convincingly demonstrated (Baur & Baur, 2017). In *Arianta arbustorum* (Linnaeus, 1758) reports exist of aggregated distribution of clutches (Baur, 1988a, 1988b); simultaneous oviposition of more than one individual of *Orthalicus reses reses* (Say, 1830) and *Allogona townsendiana* (Lea, 1838) in the same burrow have been noted (Deisler, 1987; Steensma *et al.*, 2009). In addition, Bidart *et al.* (1989) assumed communal oviposition as potential cause of two nests with clutch sizes of more than 100 eggs from the Cuban endemic tree snail *Polymita muscarum* (Lea, 1834) in field conditions. Moreover, there are two records of two *P. muscarum* individuals ovipositing simultaneously in the same hole, in captivity (Reyes-Tur & Fernández, 1998).

The *P. muscarum* species is a simultaneous hermaphrodite snail with reciprocal spermatophore transfer during mating (Reyes-Tur & Koene, 2007). Regarding reproductive strategies, its life cycle is circannual with seasonal reproduction, essentially between September and November (Díaz-Piferrer, 1962; Bidart, 1997; Bidart *et al.*, 1998; Reyes-Tur & Fernández, 1998). Study of reproductive biology of *P. muscarum* is a conservation priority due to its status as a threatened species, included in the Cuban Invertebrates Red List (Maceira-Filgueira, 2016). Here, we report data on communal oviposition of *P. muscarum* in an agroecosystem.

The study took place in a zone characterized by habitat degradation and fragmentation due to prolonged land use for agriculture (Espinosa, 2011; González-Guillén, 2014), specifically in Yaguajay, Banes municipality, Holguín, northeastern Cuba. The data were taken by direct observation and pictures in a fixed plot of 17 m x 7 m (119 m²). This plot lies within an agroecosystem dominated by citrus, but also including guava, banana, and avocado crops. In this agroecosystem individuals of *P. muscarum* can be found dispersed in habitats not only at the edge but also within the plantation. The plot has been shown by previous research to have improved reproduction of *P. muscarum* over time, with snails most commonly nesting between roots of citrus trees. For a more detailed description of the studied plot and methodology see Reyes-Tur *et al.* (2018). Observations were made in 2011 (13 days between October and December) and 2012 (8 days between September and November). Nesting snails were recorded during surveys of 30 min each hour for 4–24 hours/day, depending on the number of nests detected. A flashlight was used in the darkest hours. Data on nest microhabitat characteristics, number of nests/day and number of snails/nest were recorded. When possible, the duration of oviposition (*i.e.*: nest construction and egg-laying, n = 2), minimum clutch size estimate (n = 17), and incubation time (n = 3) were recorded. In order to avoid any damage to reproductive success due to handling and counting eggs or snails, we estimated the clutch size as the number of eggs visible in pictures taken of nests. In this case, we mainly used pictures of nests from which snails were already departed; therefore certainty regarding the number of snails/nest remained unknown (n = 14). Each photo was analysed by ImageJ which is open-source freeware (Rasband, 1997). Since it was likely there were some eggs hidden on each picture, we interpreted the number of eggs/nest as a minimum clutch size estimate.

Mean, standard error and coefficient of variation were calculated for the minimum clutch size estimate and number of snails/nest. We used the χ^2 (Chi-square) test to compare the observed frequencies of nesting snails on different microhabitats, and the expected frequencies if microhabitat use was just random. To this end, microhabitats were distinguished between two types (*i.e.*: soil, near roots of trees and shrubs vs vegetation, on trees and shrubs). The number of snails/nest was compared between years using a Mann Whitney U test. Statistical analyses were performed using PAST 3.02 (Hammer *et al.*, 2001).

Oviposition took place during rainy days or the day after, and occurred on vegetation or on the soil (Table I), inside hollows or cavities excavated by egg-laying prone snails. During excavation, individuals buried themselves partially or completely in oviposition holes. Though nests on decaying vegetal material and in fallen leaves were found (Figs. 1, 2), nests on wet soil were detected in a proportion statistically different (85 %, $n = 40$) from what would be expected if microhabitats used for nests were at random ($X^2 = 19.6$; $p < 0.001$). After egg-laying, holes with eggs inside were typically buried with mucus, wet soil and vegetal material. For each snail, the oviposition duration varied between 2–7 hours ($n = 2$).

Table I. Quantitative summary of the oviposition microhabitats used by *Polymita muscarum*

Oviposition microhabitats		Time		Total
		2011	2012	
Vegetation	trees and shrubs	4	2	6 (15 %)*
	between roots	8	20	28 (70 %)
Soil	litter leaves	3	0	3 (7.5 %)
	without leaves	3	0	3 (7.5 %)
Total		18	22	40

*Parentheses express the percentage of nests in each type of oviposition microhabitat.



Figure 1. Oviposition behavior in *Polymita muscarum*. A, an individual digging for oviposition on decomposed vegetal material. B, individual laying eggs in a hollow in vegetal material (removed to take the picture). C, communal oviposition of two individuals between tree roots and fallen leaves. D, communal oviposition of four individuals in the base of a tree. E, communal oviposition of two adjacent groups with five individuals (left) and seven individuals (right). Their respective cavities were dug jointly between the roots of a tree. In the group at left a sixth individual tries to incorporate itself to the cavity. F, communal oviposition of 20 individuals between roots in the base of a tree.

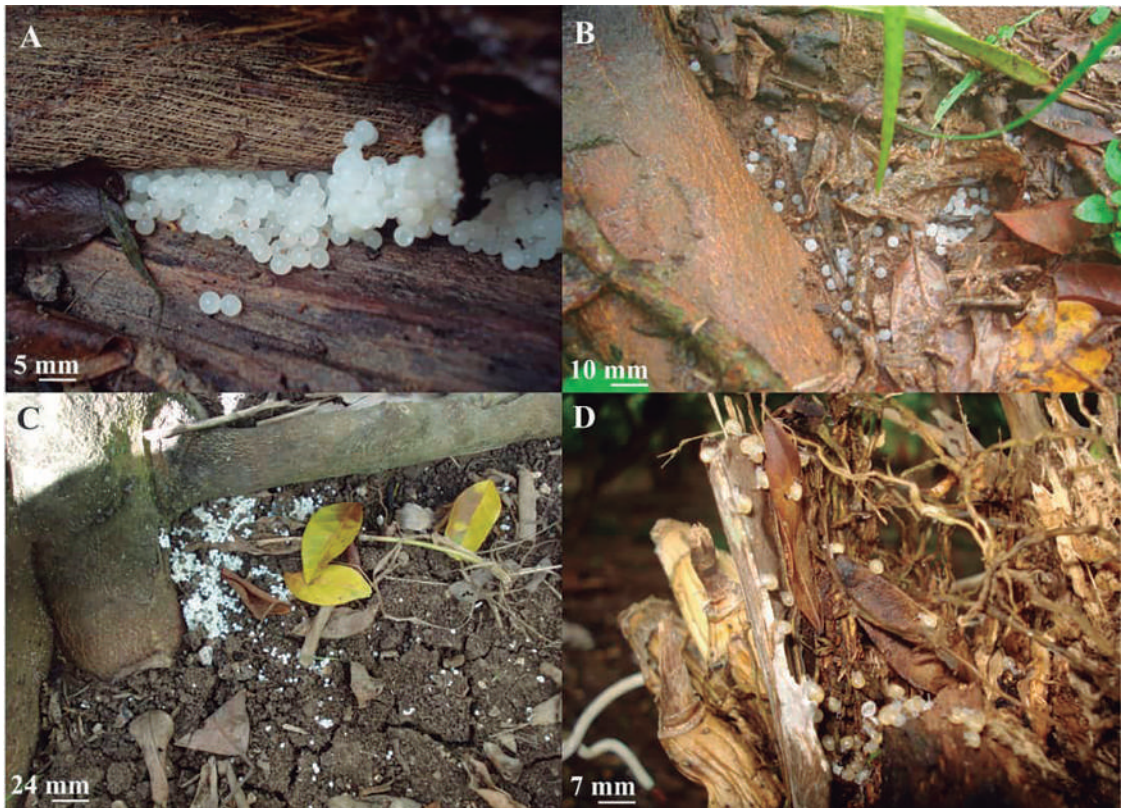


Figure 2. Hydration state of eggs and hatching success of *Polymita muscarum*. A, nest with more than 400 hydrated eggs in a hollow within decaying vegetal material. B, well-hydrated eggs within the leaf litter and soil, near tree roots. C, unsuccessful dehydrated eggs caused by drought. D, newly hatched individuals around the hollow where incubation/embryonic development took place.

In total, 85 snails and 40 nests were surveyed (Table II); in 26 nests we documented the number of snails/nest (Table II). In 54 % of these 26 nests, 2 or more snails were identified in the same nest (Table II), in a substrate surface area varying between 6–50 cm² (*i.e.*: communal oviposition). Although 2–3 snails/nest were the most frequent (34 %; n = 26), up to 20 snails/nest were observed. Multiple snails often crowded into a single nest within a 30 min span. During communal oviposition we found up to six individuals trying to deposit eggs in the same cavity jointly excavated by them (Fig. 1). Alternately, in other types of communal oviposition, common cavities were used but some nesting snails dug their own cavities alongside (Fig. 1).

In 2012, after Hurricane Sandy precipitation, an increase in the quantity and proportion of communal oviposition occurred in comparison to the previous year (Table II). However, this inter-annual difference in number of snails/nest was not significant (Mann Whitney U = 55; p = 0.17). Detection of communal oviposition, including more than five snails/nest, occurred after Hurricane Sandy in 2012 (Table II), on 25 October (n = 4) and 16 November (n = 1). In total, we counted 1547 eggs (Table II) and the minimum clutch size estimate was 91 ± 22 eggs/nest (n = 17). For two individual nests, the clutch size varied between 100–200 eggs; likewise, clutch sizes between 250–350 eggs were estimated in a communal nest formed by two snails. Furthermore, a nest with more than 400 eggs was registered, but the number of snails/nest remained unknown. The incubation period lasted 10–11 days (n = 3); unsuccessful eggs, likely due to dehydration, remained within the leaf litter and soil (Fig. 2).

Table II. Quantitative summary of counted eggs, snails observed in oviposition, and snails/nest in *Polymita muscarum*

Parameters		Time			
		2011	2012	Total	
Number of counted eggs		817	730	1547	
Number of snails observed in oviposition		16	69	85	
Snails/nest mean \pm standard error (coefficient of variation, sample size)		2 \pm 0.3 (53%, 10)	4 \pm 1 (121%, 16)	-	
Snails/nest	unknown		8	6	14
		1	6	6	12 (46%)*
	communal oviposition	2	2	4	6 (23%)
		3	2	1	3 (11%)
		6	0	1	1 (4%)
		7	0	2	2 (8%)
		12	0	1	1 (4%)
		20	0	1	1 (4%)

*Parentheses express the percentage of nests with known number of ovipositing snails (n = 26).

In *P. muscarum*, under field conditions, Bidart *et al.* (1989) registered two nests with more than 100 eggs, at Las Calabazas, Buenaventura, Holguín, and proposed communal oviposition as a potential cause. Reyes-Tur and Fernández (1998) confirmed two nests with more than 100 eggs as a result of communal oviposition by two snails of this species, in captivity. The present study thus adds confirmation of the suggestion of Bidart *et al.* (1989) that *P. muscarum* exhibits communal oviposition in wild habitats, beyond captivity conditions (Reyes-Tur & Fernández, 1998). In some *Polymita* species, data on individual clutch size averages have been previously identified; for *P. muscarum*, 42–84 eggs (Bidart *et al.*, 1989, 1998; Reyes-Tur & Fernández, 1998; Reyes-Tur, 2004); *P. picta roseolimbata* Torre, 1950, 54 eggs (Valdés *et al.*, 1986); *P. venusta* (Gmelin, 1786), 61–142 eggs (Bidart *et al.*, 1998; Reyes-Tur, 2004) and *P. brocheri* (Gutiérrez in Pfeiffer, 1864), 89 eggs (Rodríguez-Potrony *et al.*, 2020).

Taking into account the relationship between clutch size and natality coefficient (*i.e.*: number of hatchings/clutch size) for *Polymita* species, it has been estimated that a median minimum clutch size of 18 eggs is necessary in order to guarantee natality of at least two eggs/nest (Reyes-Tur, 2004). Thus communal oviposition seems to be highly useful when the clutch size can reach a minimum value in which reproductive profit is superior to the oviposition investment cost. Communal oviposition could be interpreted as a potentially profitable strategy to increase reproductive success in species such as *P. muscarum*, with seasonal reproduction being dependent on rainy days and adequate oviposition microhabitats. Several authors have noted that the eggs of terrestrial gastropods are preyed upon by various predators (Barker, 2004; Steensma & Lilley, 2006). Communal oviposition in specific microhabitats could decrease predation risk during embryonic development and in the early days after hatching, as has been analyzed in reviews on this subject (Doody *et al.*, 2009; Refsnider & Janzen, 2010).

In land snails oviposition requires investing in processes of appreciable metabolic cost, starting from oogenesis until the excavation of cavities (Tompa, 1984; Antkowiak & Chase, 2003). Consequently, oviposition is limited by the availability of resources and takes place relatively infrequently. For example, even in the optimal conditions of a breeding farm, only 13 % of the individuals of *Cornu aspersum* (Müller, 1774) laid eggs more than once in a month, and most (56 %) laid eggs once every three months (Daguzan *et al.*, 1981).

In other land snails, such as *A. arbustorum* from Switzerland, spatial distribution of oviposition suggests that permanent humidity in microhabitats could exert a strong selective pressure over the selection of oviposition sites. Consequently, clutch aggregations under field conditions reflect the heterogeneity of habitats (Baur, 1988a). In the before-mentioned species, snails laid their own eggs in humid microhabitats, but did not recognize the presence of other eggs previously laid in the same place. For that reason, the presence of two or more clutches in the same place did not suggest an active behavior of communal oviposition. Actually, the eggs of different progenitors laid in the same site constitute a risk because of egg cannibalism (Baur, 1988b). In contrast to *A. arbustorum*, *P. muscarum* showed a strong tendency towards aggregation in oviposition substrates. Such aggregation levels have not been documented in any land snail belonging to the Family Cepolidae. Likewise, the possibility of egg cannibalism in the studied species has been discounted (Bidart *et al.*, 1989, 1998; Reyes-Tur & Fernández, 1998). Communal oviposition in *P. muscarum* follows similar patterns to that described in sea slugs *Aplysia* spp. (Susswein & Nagle, 2004; Pittman & Fiene, 2020). Curiously, this behavior has not been explicitly registered in terrestrial gastropods (Baur & Baur, 2017), in spite of the evidence for the genetic and physiological potential for its occurrence in this group of gastropods (Stewart *et al.*, 2016). Some differences between aquatic and terrestrial gastropods should be noted. The former generally lay their eggs on the surface of favorable substrates (D'Asaro, 1991; Pio *et al.*, 2015; Pittman & Fiene, 2020); on the other hand, terrestrial mollusks frequently dig or otherwise prepare cavities (*i.e.* nests) or, at least, invest energy and time in the preparation of an appropriate holding area for their eggs (Deisler, 1987; Steensma *et al.*, 2009; Baur & Baur, 2017). Reutilization and/or collective use of oviposition sites could be interpreted as a way of saving energy consumed in the construction of a new cavity.

In this paper, the function of intentionally communal oviposition behavior could not be demonstrated, but the evidence does suggest association with particular microhabitats for egg-laying. A next step would be to determine whether chemical or other communication is necessary for aggregation during egg-laying in *P. muscarum*, similar to *Aplysia* spp., where a released pheromone combination acts as a stimulating signal (Cummins & Degnan, 2010). Another interesting aspect needing further study is the possibility of intraspecific brood parasitism in *P. muscarum*, behavior only described among land snails in *C. aspersum* (Fearnley, 1994).

In conclusion, the detection of communal oviposition in *P. muscarum* during the reproductive season for two consecutive years indicates that this behavior was not random. These results support the potential importance of understanding behavioral ecology and ethodiversity as a tool in conservation programs (Cordero-Rivera, 2017). Management of communal oviposition could be a potential source of eggs and hatchlings for captive breeding and reintroduction in case of extinction of the studied species in particular areas.

ACKNOWLEDGEMENTS

We appreciate logistic and field support offered by the Flores-Ricardo family. Thanks to Alejandro Fernández and Adrián González-Guillén for their support and suggestions. Bruno Baur, John A. Allen, Scott F. Cummings and Joris M. Koene helped with comments on aggregated oviposition in gastropods. We greatly appreciate suggestions, language corrections and writing assistance of Iván Rodríguez López, Adolfo Cordero-Rivera, Kathryn E. Perez, Carlos Suriel and anonymous referees. The work was partially financed by VLIRUOS project: Valorization of Eastern Cuban biodiversity in climate change scenario. Also, we are grateful to Tino Sauer and the NABU agency for their general support.

LITERATURE CITED

- Antkowiak, T., & R. Chase. 2003. Sensory innervation of the ovotestis in the snail *Helix aspersa*. *Journal of Experimental Biology*, 206: 3913–3921.
- Barker, G. M. 2004. *Natural enemies of the terrestrial molluscs*. CABI Publishing, CAB International, Wallingford, Oxfordshire, United Kindom, 644 pp.
- Baur, B. 1988a. Population regulation in the land snail *Arianta arbustorum*: density effects on adult size, clutch size and incidence of egg cannibalism. *Oecologia*, 77: 390–394.
- Baur, B. 1988b. Do the risks of egg cannibalism and desiccation influence the choice of oviposition sites in the land snail *Arianta arbustorum*? *Journal of Zoology*, London, 216: 495–502.
- Baur, B., & A. Baur. 2017. *Reproductive strategies in stylommatophoran gastropods*. In: S. Saleuddin, & S. Mukai (Eds.). *Physiology of molluscs: a collection of selected reviews*. Volume 2. Pp. 311–377. Apple Academic Press, Waretown, New Jersey, 899 pp.
- Bidart, L. 1997. Ecología de *Polymita muscarum* Lea, 1834 (Gastropoda: Xanthonychidae) en la provincia de Holguín, Cuba. [Unpublished]. MSc. Thesis. Instituto de Ecología y Sistemática, La Habana. Cuba, 50 pp.
- Bidart, L., A. Fernández, & C. Iglesias. 1998. Reproducción en *Polymita muscarum* y *Polymita venusta* (Stylommatophora: Helminthoglyptidae). *Revista Biología Tropical*, 46 (3): 683–689.
- Bidart, L., J. F. Milera, M. Osorio, & E. Reynaldo. 1989. Datos reproductivos de *Polymita muscarum muscarum* Lea (Mollusca: Pulmonata: Fruticicollidae). Reporte de Investigación IES/ACC: 1–8.
- Cordero-Rivera, A. 2017. Behavioural diversity (ethodiversity): a neglected level in the study of biodiversity. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 5: 7. <https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00007>
- Cummins, S. F., & B. M. Degnan. 2010. Sensory sea slugs. *Communicative and Integrative Biology*, 3 (5): 423–426.
- D'Asaro, C. N. 1991. Gunnar Thorson's worldwide collection of prosobranch egg capsules: Muricidae. *Ophelia*, 35: 1–101.
- Daguzan, J., J. C. Bonnet, Y. Perrin, E. Perrin, & H. Rouet. 1981. Contribution à l'élevage de l'escargot Petit-Grise: *Helix aspersa* Müller (Mollusque: Gastéropode: Pulmoné: Stylommatophore). I. - Reproduction et éclosion des jeunes, en bâtiment et en conditions thermohygro-métriques contrôlées. *Annales de Zootechnie*, 30: 249–272.
- Deisler, J. E. 1987. The ecology of the Stock Island tree snail, *Orthalicus reses reses* (Say). *Bulletin of Florida State Museum, Biological Science*, 31 (3): 107–145.
- Díaz-Piferrer, M. 1962. Reproduction of *Polymita muscarum* Cuban tree snail. *Caribbean Journal of Science*, 2 (2): 59–66.

- Doody, J. S., S. Freedberg, & J. S. Keogh. 2009. Communal egg-laying in reptiles and amphibians: evolutionary patterns and hypotheses. *Quarterly Review of Biology*, 84 (3): 229–252.
- Dumont, C. P., J. S. Roy, & J. H. Himmelman. 2008. Predation by the sea urchin *Stroglyocentrotus droebachiensis* on capsular egg masses of the whelk *Buccinum undatum*. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 88: 1025–1031.
- Espinosa, J. 2011. *Las polymitas*. Ediciones Polymita, Ciudad de Guatemala, Guatemala and Ediciones Boloña, La Habana, Cuba, 199 pp.
- Fearnley, R. H. 1994. Intraspecific brood parasitism in the landsnail *Helix aspersa* Müller (Pulmonata: Gastropoda): a new behavioural strategy for the Mollusca. *Journal of Molluscan Studies*, 60: 193–195.
- Giese, A. C., & J. S. Pearse. 1977. *Reproduction of marine invertebrates, Volume IV, Molluscs: Gastropods and Cephalopods*. Academic Press, New York, 382 pp.
- González-Guillén, A. 2014. *Polymita the most beautiful land snail of the world*. Fundcraft Publishing, Collierville, Tennessee, 359 pp.
- Hammer, Ø., D. A. T. Harper, & P. D. Ryan. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4 (1): 1–9.
- Maceira-Filgueira, D. 2016. *Polymita muscarum*. In: Hidalgo-Gato, M. M., J. Espinosa, & R. Rodríguez-León. (Eds.). *Libro rojo de invertebrados terrestres de Cuba*. 115–116 pp. Editorial Academia, Habana, 244 pp.
- Martens, A. 2012. Group oviposition in three platycnemidid species (Odonata: Platycnemididae). *International Journal of Odonatology*, 5 (1): 75–80.
- Pio, M. J., G. Pastorino, & G. C. Herbert. 2015. *Trophon geversianus* (Pallas, 1774): the first record of communal egg masses in the muricid subfamily Trophoninae (Gastropoda). *The Nautilus*, 129 (4): 172–174.
- Pittman, C., & P. Fiene. 2020. Sea slugs of Hawaii. <http://www.seaslugsofhawaii.com/index.html> (accessed: 03–VII–2020).
- Rasband, W. S. 1997. ImageJ. Bethesda, Maryland, U.S. National Institutes of Health. <http://imagej.nih.gov/ij/download.html> (accessed: 11–X–2019).
- Refsnider, J. M., & F. J. Janzen. 2010. Putting eggs in one basket: ecological and evolutionary hypotheses for variation in oviposition-site choice. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 41: 39–57.
- Reyes-Tur, B. 2004. Ecología y biología reproductiva de *Polymita venusta* (Lea, 1834). [Unpublished]. PhD Thesis. Universidad de La Habana. Cuba, 100 pp.
- Reyes-Tur, B., & A. Fernández. 1998. Ciclo de vida y actividad reproductiva de *Polymita muscarum*, en condiciones de laboratorio. *Cocuyo*, 7: 14–17.
- Reyes-Tur, B., L. A. Flores-Ricardo, & A. Fernández. 2018. Actividad diaria de *Polymita muscarum* (Gastropoda: Cepolidae) en un agroecosistema: relación con factores climáticos y duración del apareamiento. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas*, 6 (1): 1–9.

- Reyes-Tur, B., & J. M. Koene. 2007. Use of the dart apparatus by the hermaphroditic land snail *Polymita muscarum* (Lea, 1834). *Animal Biology*, 57: 261–266.
- Rodríguez-Potrony, H., C. Bosch-Díaz, M. J. Gordillo-Pérez, J. Rodríguez-Matos, & B. Reyes-Tur. 2020. Parámetros reproductivos, historia de vida y crecimiento de *Polymita brocheri* (Gastropoda: Cepolidae) en condiciones de cautiverio. *Poeyana*, 510: 10–17.
- Steensma, K. M. M., & P. L. Lilley. 2006. Assessment of critical habitat and predation effects for the Oregon forestsnail, *Allogona townsendiana*. Final report, Endangered Species Recovery Fund (World Wildlife Fund), 14 pp.
- Steensma, K. M. M., P. L. Lilley, & H. M. Zandberg. 2009. Life history and habitat requirements of the Oregon forestsnail, *Allogona townsendiana* (Mollusca, Gastropoda, Pulmonata, Polygyridae), in a British Columbia population. *Invertebrate Biology*, 128 (3): 232–242.
- Stewart M. J., T. Wang, B. I. Harding, U. Bose, R. C. Wyeth, K. B. Storey, & S. F. Cummins. 2016. Characterisation of reproduction-associated genes and peptides in the pest land snail, *Theba pisana*. *PLoS ONE*, 11 (10): e0162355.
- Susswein, A. J., & G. T. Nagle. 2004. Peptide and protein pheromones in molluscs. *Peptides*, 25: 1523–1530.
- Tompa, A. S. 1984. Land snails (Stylommatophora). In: A. S. Tompa, N. H. Verdonk, & J. A. M. van den Biggelaar (Eds.). *The Mollusca. Reproduction*. Volume 7. Pp. 47–140. Academic Press, London, 486 pp.
- Valdés, G., V. Berovides, & J. F. Milera. 1986. Ecología de *Polymita picta roseolimbata* Torre 1950, en la región de Maisí, Cuba. *Ciencias Biológicas*, 15: 77–93.
- Waldman, B. 1982. Adaptive significance of communal oviposition in wood frogs (*Rana sylvatica*). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 10: 169–174.

[Recibido: 23 de julio, 2020. Aceptado para publicación: 04 de diciembre, 2020]

DEPREDACIÓN DE *GYMNOPHTHALMUS UNDERWOODI*
(SQUAMATA: GYMNOPHTHALMIDAE) POR *TURDUS PLUMBEUS*
(PASSERIFORMES: TURDIDAE) EN REPÚBLICA DOMINICANA

**Predation of *Gymnophthalmus underwoodi* (Squamata: Gymnophthalmidae)
by *Turdus plumbeus* (Passeriformes: Turdidae) in Dominican Republic**

Francis O. Reyes

Asociación Hispaniolana, Santo Domingo, D. N., República Dominicana.  orcid.org/0000-0003-0733-8592;
francisreyes911@gmail.com.

RESUMEN

Se registra el primer caso de depredación de la lagartija introducida *Gymnophthalmus underwoodi* por el zorzal de patas rojas, *Turdus plumbeus* en República Dominicana. Este reporte se sustenta en una detenida observación y fotografías tomadas durante el evento.

Palabras clave: zorzal de patas rojas, lagartos, microteido, depredación, Hispaniola.

ABSTRACT

The first case of predation of the introduced lizard *Gymnophthalmus underwoodi* by the Red-legged Thrush, *Turdus plumbeus*, in Dominican Republic is herein recorded. This report is based on close observation and photographs taken during the event.

Keywords: Red-legged Thrush, lizards, microteiid, predation, Hispaniola.

El zorzal de patas rojas (*Turdus plumbeus*) es un ave paseriforme, presente en las Antillas Mayores, las islas Bahamas y Dominica (Latta *et al.*, 2006). Pasa la mayor parte del tiempo forrajeando en el suelo y su dieta está compuesta por invertebrados, frutos y ocasionalmente vertebrados (Larsen, 2020). Entre los vertebrados, *T. plumbeus* ha sido señalado como un depredador ocasional de ranitas y lagartos pequeños (Wetmore, 1916; Rolle, 1963; Pérez-Rivera, 1997). El objetivo de este trabajo es dar a conocer un caso de depredación de la lagartija *Gymnophthalmus underwoodi* por *T. plumbeus* en un parque urbano de la ciudad de Santo Domingo, DN.

Alrededor de las 1200 h del 1 de agosto de 2020, en el parque Mirador del Sur, (18°26'11.1" N, 69°58'47.1" O) Distrito Nacional, Santo Domingo, se observó un zorzal de patas rojas caminando en el suelo con algo en el pico. Una aproximación al ave provocó que esta volara hacia un árbol de caoba, donde se mantuvo por unos minutos. Más cerca y con la ayuda de binoculares, fue posible identificar la presa como un individuo de *Gymnophthalmus underwoodi*, por la forma cilíndrica del cuerpo, cabeza piramidal, patas cortas y delgadas y el brillo metálico de sus escamas. Se tomaron algunas fotos (Fig. 1). La lagartija ya estaba muerta, y le faltaba la cola, pero no se pudo distinguir si esto último se debía al ataque del zorzal o si la había perdido con anterioridad. Luego, el ave se alejó volando fuera de vista, con el animal aún en su pico.

La presencia de *G. underwoodi* en República Dominicana se registró por primera vez en 2010 (Scantlebury *et al.*, 2010), en la provincia La Altagracia, al este de la isla. Desde entonces ha extendido su territorio hasta la provincia de Santo Domingo, donde se encuentra presente en varios parques urbanos (Reyes *et al.*, 2020, pendiente de publicación). Es una especie partenogenética de hábitos diurnos y activa durante las horas más calientes del día; suele encontrarse en lugares soleados y con acumulación de hojarasca (Henderson y Powell, 2009). No son muy abundantes en el área donde se realizaron estas observaciones, pero se les ve a veces entre la hojarasca que bordea la pared de la acera (Fig. 2). Es común ver a los zorzales de patas rojas y otras aves forrajeando tanto en la hojarasca como en la hierba del lugar. Hasta donde se conoce, este es el primer registro de *T. plumbeus* depredando a *G. underwoodi* en la Hispaniola.



Figura 1. Zorzal de patas rojas (*Turdus plumbeus*) sosteniendo con el pico un individuo de *Gymnophthalmus underwoodi*.



Figura 2. Pared que bordea la acera norte del parque Mirador Sur. Nótese la hojarasca acumulada.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Cristopher Jiménez-Orozco y J. A. Rojas por sus comentarios y correcciones.

LITERATURA CITADA

- Henderson, R. W. y R. Powell. 2009. *Natural History of West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, 495 pp.
- Larsen, N. 2020. Red-legged Thrush (*Turdus plumbeus*). *En*: T. S. Schulenberg, (Ed.) *Birds of the World*. Cornell Lab of Ornithology. <https://doi.org/10.2173/bow.relthr1.01>
- Latta, S. C., C. Rimmer, A. Keith, J. Wiley, H. Raffaele, K. McFarland y E. Fernández. 2006. *Birds of the Dominican Republic & Haiti*. Princeton University Press, Princeton, 381 pp.
- Pérez-Rivera, R. A. 1997. The Importance of Vertebrates in the Diet of Tanagers (La Importancia de Vertebrados en la Dieta de Plañideras). *Journal of Field Ornithology*, 68(2): 178–182.
- Rolle, F. J. 1963. Life history of the Red-legged Thrush (*Mimocichla plumbea ardosiaea*) in Puerto Rico. *Studies on the fauna of Curaçao and other caribbean islands*, (60): 1–40.
- Scantlebury, D. P., J. Ng, M. A. Landestoy T. y R. E. Glor. 2010. *Hemidactylus frenatus* and *Gymnophthalmus underwoodi* in the Dominican Republic. *IRCF Reptiles & Amphibians*, 17(3): 180–181.
- Wetmore, A. 1916. Birds of Porto Rico. *Bulletin of the U.S. Department of Agriculture*, (326): 144, <https://doi.org/10/gg6wqq>

[Recibido: 07 de octubre, 2020. Aceptado para publicación: 24 de noviembre, 2020]

REGISTRO DE ANORMALIDAD MORFOLÓGICA EN *ANOLIS CYBOTES*
(SQUAMATA: DACTYLOIDAE), EN UN EJEMPLAR DE SANTO DOMINGO,
REPÚBLICA DOMINICANA


**Record of morphological abnormality of *Anolis cybotes* (Squamata: Dactyloidae),
in an individual from Santo Domingo, Dominican Republic**

Crismeidi Ramírez Tiburcio^{1a}, Yaritsa González^{1b}, Jeimy Filpo Sisa^{1c} y Francis O. Reyes^{2*}

¹Escuela de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma de Santo Domingo, (UASD), Santo Domingo, D. N., República Dominicana. ^{1a}  orcid.org/0000-0001-5896-1734; crismeidirt_20@outlook.com.

^{1b}  orcid.org/0000-0002-3145-0579; yaritzag690@gmail.com. ^{1c}  orcid.org/0000-0002-0599-7984;

filposisa@gmail.com. ²Asociación Hispaniolana, Santo Domingo, D. N., República Dominicana;

 orcid.org/0000-0003-0733-8592. *Para correspondencia: francisreyes911@gmail.com.

RESUMEN

En diciembre de 2019, se encontró un individuo de *Anolis cybotes* que presentaba cifosis y escoliosis, en el refugio de vida silvestre Los Tres Ojos, Santo Domingo Este. Además de las deformaciones de la columna, el animal también mostraba deformaciones severas en la cola. Este hallazgo constituye el primer registro de cifoescoliosis en un individuo silvestre de esta especie, y el primer reporte para la Hispaniola.

Palabras clave: deformidad, cifoescoliosis, columna vertebral, *Anolis*, Hispaniola.

ABSTRACT

In December 2019, an adult individual of *Anolis cybotes* presenting kyphosis and scoliosis was found at the wildlife refuge Los Tres Ojos, Santo Domingo Este. Besides the spinal deformities, the animal also showed severe deformities of the tail. This finding represents the first record of kyphoscoliosis in a wild individual of this species, and the first record for the island of Hispaniola.

Keywords: deformity, kyphoscoliosis, spine, *Anolis*, Hispaniola.

Las deformidades de la columna vertebral (cifosis, lordosis, escoliosis y combinaciones de las anteriores) han sido reportadas tanto en anfibios como en reptiles, pero han sido mejor estudiadas en los quelonios (Rothschild *et al.*, 2012). También parece haber una división entre los tipos de malformaciones que presenta cada grupo, siendo la cifosis más común en tortugas y cocodrilos, mientras que la escoliosis es más común en anuros, iguánidos, ánguinos, lacértidos y serpientes (Garin-Barrio *et al.*, 2011).

En el caso de los lagartos, se ha reportado deformaciones de la columna en las familias: Scincidae (Arrivillaga y Brown, 2019); Tropiduridae (Carvalho, 2014; Ramírez-Jaramillo, 2018); Phrynosomatidae (Pounds y Jackson, 1983; Mitchell y Georgel, 2005; Chávez-Cisneros y Lazcano, 2012; Valdez-Villavicencio *et al.*, 2016); Liolaemidae (Frutos *et al.*, 2006; Avila *et al.*, 2013); Iguanidae (Owens y Knapp, 2007); Gekkonidae (Simbotwe, 1983); Agamidae (Grogan, 1976; Ahboucha y Gamrani, 2001; Norval *et al.*, 2010); Chamaeleonidae (Gehring, 2009); Lacertidae (Garin-Barrio *et al.*, 2011); Alligatoridae (Montague, 1984; Eelsey y Stelly, 2018). En el caso de Dactyloidae, la información es más escasa.

Campbell (1996) menciona haber recolectado un macho adulto de *Anolis sagrei* (UFMNH 101607) con escoliosis severa, en Florida. Stuart (2011) reportó haber encontrado varios individuos de *Anolis carolinensis* con colas en forma de zigzag, en animales criados en su laboratorio. El caso más reciente es el de un individuo de *Norops sericeus* (*Anolis sericeus*) con cifoescoliosis, en el municipio de Acanceh, Yucatán, México (Ortiz-Medina y Valdez-Villavicencio, 2016).

En este reporte se da cuenta de un caso de cifoescoliosis en un ejemplar subadulto de *Anolis cybotes* (Fig. 1), encontrado en el transcurso de un censo de reptiles, realizado en fecha 11 de diciembre de 2019, en horas de la tarde (2:00 p.m.). La localización geográfica de la observación es el refugio de vida silvestre Los Tres Ojos, Santo Domingo Este, Santo Domingo, República Dominicana (18.479575 N, -69.842711 O). El animal mostraba una aparente cifoescoliosis, que se describe como una curvatura tanto vertical como lateral de la columna (Rothschild, 2012). Mostraba además una cola enrollada en forma de sacacorchos. Este diagnóstico solo aplica para las deformaciones apreciables a nivel externo, puesto que un análisis radiográfico podría haber revelado otras. No fue posible recolectar el individuo porque no se contaba con los permisos de recolecta necesarios.

Al encontrarlo, el animal estaba en una pared de roca caliza, y expuesto al sol. El mismo fue observado y fotografiado por unos diez minutos, durante los cuales no se movió. Al intentar atraparlo, este saltó al suelo y huyó, pero deteniéndose con frecuencia.

Barten y Simpson (2019) señalan que en las iguanas verdes y otros reptiles, la cifosis y la escoliosis pueden ser el resultado de defectos genéticos, desnutrición, traumas, y patologías de los músculos epaxiales. Cuando se trata de defectos congénitos, estos pueden deberse a defectos genéticos o a temperaturas inadecuadas durante la incubación (Rothschild, 2012; Idrisova, 2018). Puesto que el animal no se capturó, se hace imposible ofrecer una respuesta definitiva al origen de la deformidad. De todos los lagartos vistos durante el censo ($n = 36$, 26 *Anolis cybotes*), este fue el único individuo que presentó esta condición. Hasta donde se tiene conocimiento, y de acuerdo a la búsqueda bibliográfica, esta es la primera vez que se reporta la ocurrencia de estas deformidades en un individuo silvestre de *Anolis cybotes* en la Hispaniola.

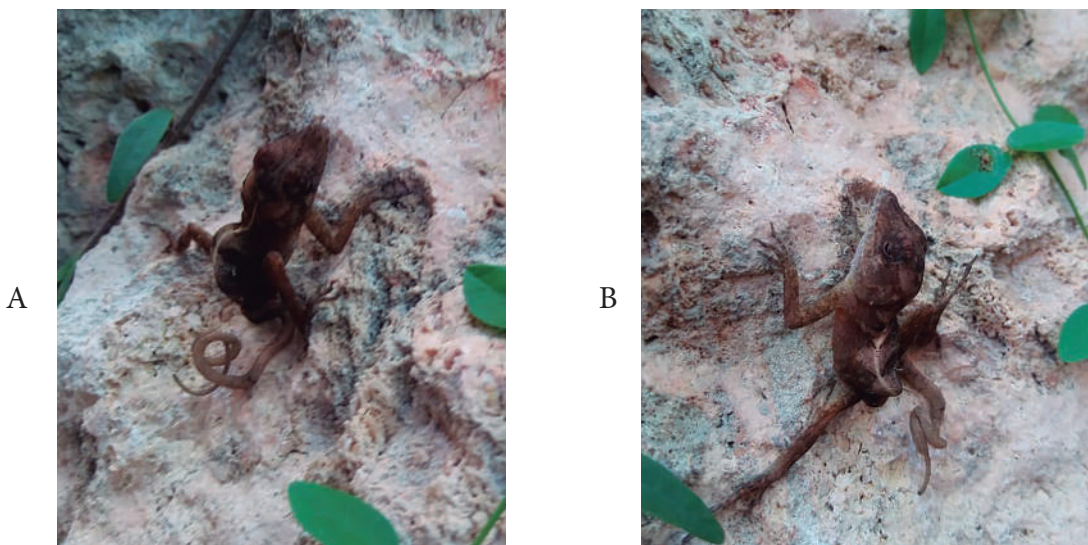


Figura 1. *Anolis cybotes* con cifoescoliosis. A, se aprecia tanto la cifosis como el enrollamiento de la cola; B, mejor apreciación de la escoliosis. Fotografías: Yaritza González.

AGRADECIMIENTOS

Queremos agradecer a las maestras Ángela Guerrero y Arlen Marmolejo por sus buenos consejos, ayuda y colaboración con información y corrección. También a Christopher Jiménez por sus comentarios y oportunas correcciones.

LITERATURA CITADA

- Ahboucha, S. y H. Gamrani. 2001. Differences in Protein Expression in the Subcommissural Organ of Normal and Lordotic Lizards (*Agama impalearis*). *Metabolic Brain Disease*, 16 (3): 219–226, <https://doi.org/10/dv7k7p>
- Arrivillaga, C. y T. W. Brown. 2019. Kyphosis in a free-living *Marisora brachypoda* (Squamata: Scincidae) from Utila Island, Honduras. *Herpetological Bulletin*, 148: 43–44, <https://doi.org/10/ggsq65>
- Avila, L. J., C. D. Medina, y M. Morando. 2013. *Liolaemus koslowskyi*. Scoliosis and kyphosis. *Herpetological Review*, 44: 144–145.
- Barten, S. y S. Simpson. 2019. Differential Diagnoses by Clinical Signs-Lizards. 1257–1265.e1. *En: Divers, S. J. y S. J. Stahl (Eds.), Mader's reptile and amphibian medicine and surgery*, 3.^a ed. Elsevier, Missouri.
- Campbell, T. S. 1996. Northern range expansion of the brown anole (*Anolis sagrei*) in Florida and Georgia. *Herpetological Review*, 27: 155–157.
- Carvalho, V. T. 2014. *Plica umbra* (Blue-Lipped Tree Lizard). Spine and tail anomaly. *Herpetological Review*, 45: 132–133.
- Chávez-Cisneros, J. A. y D. Lazcano. 2012. *Sceloporus marmoratus* (Northern Rose-bellied Lizard). Kyphosis and scoliosis. *Herpetological Review*, 43: 140.
- Elsy, R. M. y V. M. Stelly. 2018. *Alligator mississippiensis* (American Alligator). Bicephaly. *Herpetological Review*, 49: 738–739.
- Frutos, N., M. Kozykariski y L. J. Avila. 2006. *Liolaemus petrophilus* (Stone-loving Lizard). Scoliosis. *Herpetological Review*, 37: 468–469.
- Garin-Barrio, I., I. Sanz-Azkue, A. Gosá y A. Bandrés. 2011. Un caso de cifosis en *Podarcis pityusensis* (Boscá, 1883), lagartija introducida en el peñón de Gaztelugatxe (Bizkaia). *Munibe (Ciencias Naturales-NaturZientziak)*, 59: 103–109.
- Gehring, P. S. 2009. A remarkable case of malformation in a free-living individual of *Furcifer pardalis* (Cuvier, 1829) from northern Madagascar. *Herpetology Notes*, 2: 223–225.
- Grogan, W. L. 1976. Scoliosis in the African Lizard, *Agama a. anchietae* (Bocage) (Reptilia, Lacertilia, Agamidae). *Journal of Herpetology*, 10 (3): 262–263, <https://doi.org/10/c77pvj>
- Idrisova, L. A. 2018. The Effect of Incubation Temperature on Deviations of Pholidosis and Malformations in Grass Snake *Natrix natrix* (L. 1758) and Sand Lizard *Lacerta agilis* (L. 1758). *En: The Second International conference "Amphibian and reptiles anomalies and pathology: methodology, evolutionary significance, monitoring and environmental health"*, *KnE Life Sciences*, pages 70–74, <https://doi.org/10/ggsq66> <https://doi.org/10/ggsq66>

- Mitchell, J. C. y C. T. Geogel. 2005. *Sceloporus undulatus undulatus* Eastern Fence Lizard). Kyphosis and Scoliosis. *Herpetological Review*, 36: 183–184.
- Montague, J. J. 1984. Abnormalities and Injuries in New Guinea Freshwater Crocodiles (*Crocodylus novaeguineae*). *Journal of Herpetology*, 18 (2): 201–204, <https://doi.org/10/dzjzd9>
- Norval, G., J.-J. Mao y W. Jin-Hsiang. 2010. *Japalura swinhonis* (Swinhoe's Tree Lizard). Spinal deformity. *Herpetological Review*, 41: 224–225.
- Ortiz-Medina, J. A. y J. H. Valdez-Villavicencio. 2016. *Norops sericeus* (Hallowell, 1856). Kyphosis and scoliosis. *Mesoamerican Herpetology*, 3 (3): 725–726.
- Owens, A. K. y C. R. Knapp. 2007. *Cyclura cyclura cyclura* (Andros Iguana). Scoliosis; kyphosis. *Herpetological Review*, 38: 454–455.
- Pounds, J. A. y J. F. Jackson. 1983. Utilization of Perch Sites by Sex and Size Classes of *Sceloporus undulatus undulatus*. *Journal of Herpetology*, 17 (3): 287–289, <https://doi.org/10/fqccnp>
- Ramírez-Jaramillo, S. M. 2018. Primer reporte de cifoescoliosis en *Stenocercus guentheri* (Iguania: Tropiduridae), Andes Norte de Ecuador. *Cuadernos de Herpetología*, 32 (1): 55–57, <https://doi.org/10/ggsq7g>
- Rothschild, B. M., H-P. Schultze y R. Pellegrini. 2012. *Herpetological Osteopathology*. Springer New York, New York, NY, 450 pp. <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-0824-6>
- Simbotwe, M. P. 1983. A report on scoliosis in the diurnal gecko *Ligodactylus chobiensis* Fitzsimons 1932 Inhabiting Lochinvar National Park, Zambia. *The Journal of the Herpetological Association of Africa*, 29 (1): 18, <https://doi.org/10/bfm4k4>
- Stuart, Y. 2011. Zig First, Then Zag. <https://www.anoleannals.org/2011/09/15/zig-first-then-zag/> (accesado: 24 de abril, 2020).
- Valdez-Villavicencio, J. H., B. D. Hollingsworth y P. Galina-Tessaro. 2016. *Sceloporus vandenburgianus* (Cope, 1896). Kyphosis and scoliosis. *Mesoamerican Herpetology*, 3 (2): 488–490.

[Recibido: 30 de junio, 2020. Aceptado para publicación: 25 de noviembre, 2020]

UN NUEVO CASO DE LEUCISMO EN EL AURA TIÑOSA
(*CATHARTES AURA*; CATHARTIFORMES: CATHARTIDAE) PARA CUBA

**A new case of leucism in the Turkey Vulture
(*Cathartes aura*; Cathartiformes: Cathartidae) for Cuba**

Samuel Hernández-Borroto^{1*} y Diego Salas²

¹Calle 162 #16204 entre 5c y 5d, Zona 6, Alamar, La Habana del Este; La Habana 12500, Cuba; orcid.org/0000-0002-3855-9171. ²Calle Máximo Gómez #4 entre H y Final, Guanabacoa; La Habana 12500, Cuba; orcid.org/0000-0003-3038-0334. *Para correspondencia: majestuososhb@gmail.com.

RESUMEN

Se registra un nuevo caso de Aura Tiñosa, *Cathartes aura* (Linnaeus, 1758), con leucismo parcial para el archipiélago cubano. La observación se hizo en el área Paisaje Natural Protegido Escaleras de Jaruco ubicado en los municipios de Jaruco y San José de las Lajas, en las Alturas de Tapaste, en la actual provincia de Mayabeque. El avistamiento ocurrió en horas de la mañana (10:30 a.m.), sobre el penacho de una palma real (*Roystonea regia*, H.B.K. Cook). Este es considerado como el primer registro para la región occidental cubana y el cuarto para el país. La distribución actual de individuos leucísticos en Cuba comprende las regiones: occidental (el presente registro), central (con dos registros) y un registro que data del siglo XIX, donde no se precisa la localidad.

Palabras clave: aves, Escaleras de Jaruco, leucismo parcial, Mayabeque.

ABSTRACT

A new case of Turkey Vulture, *Cathartes aura* (Linnaeus, 1758), with partial leucism is registered for the Cuban archipelago. The observation was made in the Escaleras de Jaruco Protected Natural Landscape area located in the municipalities of Jaruco and San José de las Lajas, in the Heights of Tapaste, in the current province of Mayabeque. The sighting occurred in the morning hours (10:30 a.m.), on the plume of a palma real (*Roystonea regia*, H.B.K. Cook). This is considered the first record for the western Cuban region and the fourth for the country. The current distribution of leucistic individuals in Cuba includes the regions: western (the present record), central (with two records) and a record dating from the XIX century, where the locality is not specified.

Keywords: birds, Escaleras de Jaruco, partial leucism, Mayabeque.

Las aberraciones de color hereditarias más comunes en las aves son: el albinismo, el leucismo, marrón, dilución, ino y melanismo. Algunas de estas aberraciones pueden deberse a varias mutaciones con un efecto comparable (van Grouw, 2006; 2013). Dichas mutaciones pueden provocar una interferencia en la expresión del tipo y concentración de melanina (Buckley, 1982). Tanto el albinismo como el marrón son causados por una única mutación genética, que es la misma en todas las especies. El albinismo es una mutación recesiva, con un gen simbolizado como “C”, cuya acción provoca la falta de ambas melaninas: eumelanina (rica en tirosina y siendo de color negro o un derivado del negro como el gris azulado o el marrón chocolate) y feomelanina (que contiene cantidades variables de cisteína además de tirosina y es

un castaño rojizo o un amarillo) en el plumaje, ojos y piel, debido a la ausencia hereditaria de la enzima tirosinasa en las células pigmentarias, y como consecuencia el ave presenta un plumaje totalmente blanco, ojos rojos y patas y pico rosa. El marrón, por su parte, presenta un gen simbolizado como “B”, que provoca una reducción cualitativa de la eumelanina a consecuencia de la síntesis incompleta (oxidación) de esta última, obteniéndose un color marrón en las plumas, cuando originalmente debían ser negras, además de que el color marrón rojizo y el amarillo-marrón originales no se afectan. Por otro lado, la mutación ino se separa en dos: ino-claro (cuya acción genética se manifiesta como una fuerte reducción cualitativa de ambas melaninas, debido a la síntesis incompleta (oxidación) de las mismas, y provoca la aparición de un color marrón muy pálido en el plumaje, cuando debería ser negro originalmente, además de que el color crema, marrón rojizo y amarillo-marrón originales apenas se hacen visibles; los ojos, patas y pico adquieren un color rosado) e ino-oscuro (con una acción genética similar a la del ino-claro, pero menos fuerte, provocando que aparezca un color marrón claro en el plumaje cuando este debería ser de un color negro y que el color marrón rojizo y amarillo-marrón pase a ser beige o crema, además de presentarse un color rosado en patas y pico). En cuanto a la dilución, el melanismo y el leucismo, varias mutaciones genéticas pueden ser responsables de más o menos la misma aberración (van Grouw, 2013). Sin embargo, todas estas mutaciones diferentes causan efectos comparables en la pigmentación, y por lo tanto, todas se pueden distinguir. La dilución, cuyo gen se simboliza como “d”, se divide en: dilución-pastel (con acción genética de reducir cuantitativamente ambas melaninas, provocando la aparición de un color gris plateado donde debería ser negro originalmente, además de que el marrón rojizo y el amarillo-marrón originales pase a ser beige o crema) y la dilución-isabel (con la reducción cuantitativa, únicamente de la eumelanina, provocando que el color negro original pase a ser gris plateado, además de que el marrón rojizo y el amarillo-marrón original no se ven afectados).

El melanismo es otra de las mutaciones, cuya acción genética genera que se deposite anormalmente la melanina, teniendo como resultado un aumento del color negro y/o marrón rojizo. Por último se tiene una mutación denominada leucismo cuyo gen provoca la falta (parcial o total) de ambas melaninas en el plumaje y la piel del ave, debido a la ausencia hereditaria de células pigmentarias de alguna o todas las áreas de la piel, y como resultado, se obtiene un plumaje totalmente blanco o blanco con algunas plumas de coloración normal (en este último caso, se mantiene a menudo, un patrón irregular y simétrico bilateralmente de plumas blancas); pico y patas de color rosado o con coloración normal y por último, los ejemplares con esta mutación, mantienen siempre la coloración normal de sus ojos (van Grouw, 2013). Aunque, las anteriores mutaciones se ven con poca frecuencia en aves silvestres (Jehl, 1985; Acosta, 2005), el leucismo es probablemente la más común (van Grouw, 2006).

La familia Cathartidae Lafresnaye, 1839 es exclusiva de América y consta de especies grandes y parecidas a los buitres. Su alimentación consiste principalmente de cadáveres (Thiollay, 1994; Howell y Webb, 1995), aunque observaciones realizadas en Auras Tiñosas (*Cathartes aura*) revelaron que también pueden alimentarse de carne fresca y materias vegetales podridas (Gundlach, 1876). Además, esta última ha sido observada en Sudamérica comiendo las frutas de la palma aceitera, *Elaeis oleifera* (Kunth) Cortés, (Galetti y Guimarães Jr., 2004).

Las Auras Tiñosas han sido encontradas anidando desde el sur de Canadá hasta la Tierra del Fuego en Argentina, formando grandes bandadas migratorias (Cabrera, 2007). Por otro lado, en Cuba se encuentran con una distribución amplia dentro de las tres regiones en las que se divide el país, distinguiéndose de las demás aves, según Gundlach (1876), por su

pico blanco, además de que la cera y la piel de la cabeza son pálido rojizo-violadas variadas con rojizo blanco. También presentan verrugas blancas delante de los ojos y una piel blancuzca entre ellos, encima de la cabeza. La nuca es más violada que el vértice. Los tarsos son violados, casi rosados; los dedos son pardos con escutelos morenos. Así como, que sus ojos son pardos, cenicientos alrededor de la pupila y con algunos dibujos amarillentos. Otro dato importante es que, según Molina *et al.* (2018), su patrón típico de coloración les da una apariencia general negra-marrón, además de poseer una cabeza sin plumas.

Ejemplares leucísticos de estas aves han sido encontrados en: Canadá, Estados Unidos, Jamaica, México, Perú y Cuba (Gundlach, 1876; Robinson, 1888; Gundlach, 1891; Jones, 1933; Campbell *et al.*, 2005; Tinajero y Rodríguez-Estrella, 2010; Figueroa *et al.*, 2011; Ferrer-Sánchez y Rodríguez-Estrella, 2014; Zeiger *et al.*, 2017), siendo tres los registrados para este último país; con dos en la provincia de Ciego de Ávila (en la región Central) y uno que data del siglo XIX, donde no se precisa la localidad (Gundlach, 1891; Ferrer-Sánchez y Rodríguez-Estrella, 2014). Estos ejemplares manifestaban un estado parcial de leucismo. En la presente contribución se registra un nuevo caso de Aura Tiñosa con leucismo parcial para el archipiélago cubano.

El 27 de enero del 2020 fue observado, en horas de la mañana (10:30 a.m.), un ejemplar de Aura Tiñosa con leucismo parcial, posado sobre el penacho de una palma real (*Roystonea regia*, H.B.K. Cook) (Fig. 1). Este avistamiento tuvo lugar en el área Paisaje Natural Protegido Escaleras de Jaruco, ubicado en los municipios de Jaruco y San José de las Lajas, en las Alturas de Tapaste (actual provincia de Mayabeque) en los 23°03'36.46" N, 82°03'45.36" O a 0.285 km al sureste de la carretera 2-131 de Castilla y a 2.005 km al norte de la carretera de las Escaleras de Jaruco cerca del sector Parque Escaleras de Jaruco, en un área muy antropizada, a poca distancia del bosque semidecíduo mesófilo sobre carso (Fig. 2). Esta ave presentaba plumas totalmente blancas cubriendo la zona del cuello de forma parcial, ya que también existían plumas con apariencia negro-marrón, pero en menor proporción. Además, se observaron algunas plumas: escapulares, cobertoras menores, cobertoras medias, cobertoras mayores y axilares, totalmente blancas. También, algunas plumas del álula, plumas cobertoras primarias medias, cobertoras primarias, remeras terciarias, remeras secundarias y remeras primarias presentaban un color blanco en su totalidad. Así como, que parte de las plumas del manto, pecho, vientre y las rectrices o timoneras, se encontraban completamente blancas. Todas estas plumas de color blanco se observaron en menor proporción con respecto a las plumas de color negro-marrón dispuestas sobre el pecho, vientre, manto, alas y cola del ave, a diferencia de las que se encontraban cubriendo su cuello. Sus ojos conservaban su color pardo natural pero, por otro lado, el pico presentaba un color blanco con un ligero tono rosa, principalmente en la base. Además de que su cabeza y patas eran de color rosado claro. Estas últimas características, sumadas a la reducción de los pigmentos en algunas plumas y partes de la piel, son valoradas por van Grouw (2013) y Guerra Solana *et al.* (2020) para distinguir a un ejemplar con leucismo.

Un ave con leucismo podría sufrir de un deterioro en su plumaje debido a la falta de melanina, como componente estructural importante, dando como resultado un plumaje no tan firmemente cohesivo como un plumaje normal, donde las plumas se desgastan más rápido que las de color normal, principalmente las del vuelo. Por otro lado, aunque en algunas poblaciones los ejemplares con anomalías cromáticas son aceptados por otros ejemplares con pigmentación normal (Peles *et al.*, 1995; Delibes *et al.*, 2013), existen casos en donde los ejemplares con leucismo se aíslan y modifican su comportamiento (Torres y Franke, 2008). En el caso particular de las Auras Tiñosas es probable que el color blanco del plumaje les brinde ventajas para espantar (desplegando un poco las alas) a ambos padres de *Sula nebouxii* Milne-Edwards, 1882 y así robar sus huevos, caso observado en la isla Lobos de Tierra, Perú (Figueroa *et al.*, 2011).

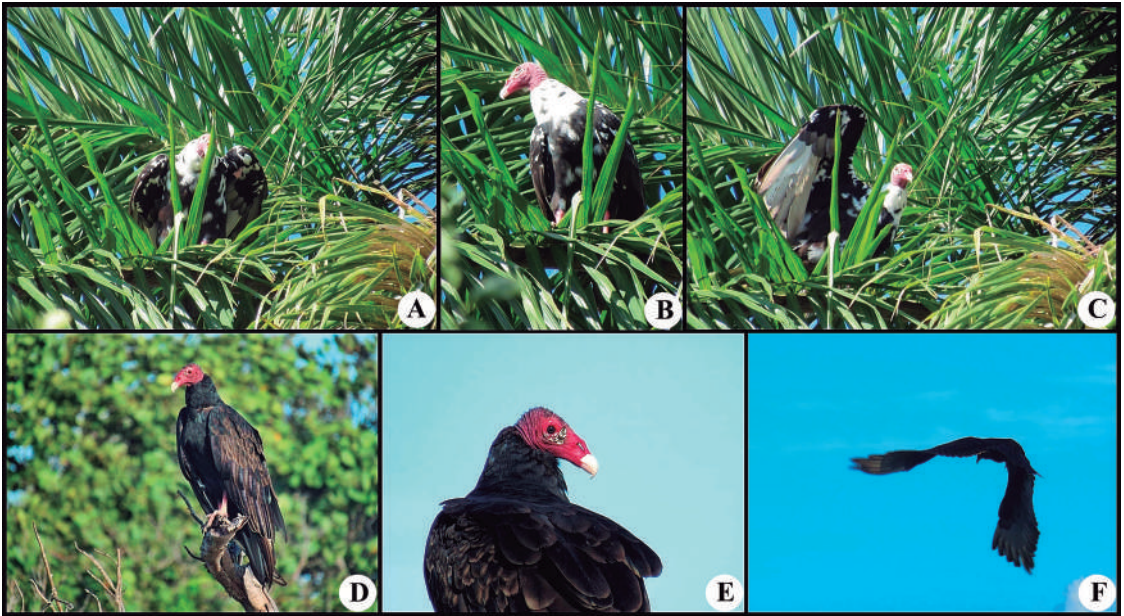


Figura 1. Ejemplar de Aura Tiñosa (*Cathartes aura*) con leucismo parcial (A-C) y ejemplar con patrón típico de coloración (D-F). Fotografías por Diego Salas.

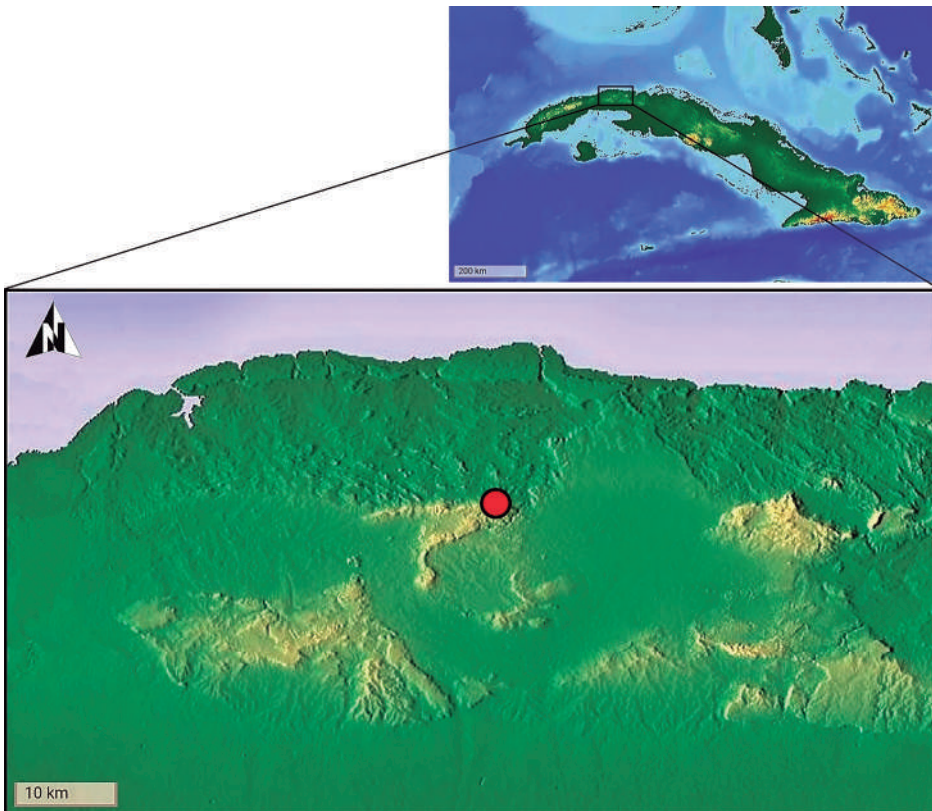


Figura 2. Ubicación geográfica de donde ocurrió el avistamiento del ejemplar leucístico del Aura Tiñosa (*Cathartes aura*), en círculo rojo.

Este comportamiento de los ejemplares leucísticos de Aura Tiñosa ha sido descrito previamente por Zavalaga (2003) y no se ha observado en los ejemplares con coloración normal, quienes se mantienen a cierta distancia esperando algún descuido para alimentarse de los huevos. En cuanto a los efectos negativos, que podría traerle el padecimiento de leucismo a un ejemplar de estas aves, no se ha escrito nada hasta la fecha. No obstante, es importante documentar los registros de aves leucísticas para tratar de comprender el grado en que estas variaciones genéticas están presentes en las poblaciones silvestres de distintas especies (Jehl, 1985; Bensch *et al.*, 2000). Por lo que el actual registro es considerado como el primero para la región occidental cubana y el cuarto para el país.

AGRADECIMIENTOS

A Samuel Hernández Valencia y Ana Belén Hernández Borroto (La Habana, Cuba) por formar parte de las expediciones realizadas. Además a José Osmany Batista (La Habana, Cuba) por la información suministrada sobre el Paisaje Protegido. Así como, a dos árbitros anónimos por la revisión crítica del presente manuscrito y por sus sugerencias.

LITERATURA CITADA

- Acosta, L. 2005. Primer caso conocido de leucismo parcial en *Tiaris olivacea* en Cuba. *Huitzil*, 6: 14–15.
- Bensch, S., B. Hansson, D. Hasselquist y B. Nielsen. 2000. Partial albinism in a semi-isolated population of great reed warblers. *Hereditas*, 133: 167–170.
- Buckley, P. A. 1982. Avian genetics. Pp. 21–110. En: Petrak, M. (Ed.) *Diseases of cage and aviary birds*. Second Edition. Philadelphia, EUA: Lea and Febiger.
- Cabrera, R. 2007. *Tierra y ganadería en Guanacaste*. Editorial Tecnológica de CR, 857 pp.
- Campbell, R. W., M. I. Preston, L. M. Van Damme y D. Mac Rae. 2005. Featured Species - Turkey Vulture. *Wildlife Afield*, 2 (2): 96–116.
- Delibes, M., V. Mézan-Muxart y J. Calzada. 2013. Albino and melanistic genets (*Genetta genetta*) in Europe. *Acta Theriologica*, 58 (1): 95–99.
- Ferrer-Sánchez, Y. y R. Rodríguez-Estrella. 2014. Partial albino Turkey vultures (*Cathartes aura*) in the island of Cuba. *Ornitología Neotropical*, 25: 119–122.
- Figuroa, J., M. Stucchi y G. Mori. 2011. Casos de leucismo en el Gallinazo de Cabeza Roja (*Cathartes aura*) en la isla Lobos de Tierra, Perú. *Boletín informativo UNOP*, 2: 14–18.
- Galetti, M. y P. R. Guimarães Jr. 2004. Seed dispersal of *Attalea phalerata* (Palmae) by Crested caracaras (*Caracara plancus*) in the Pantanal and a review of frugivory by raptors. *Ararajuba*, 12 (2): 133–135.
- Guerra Solana, J. L., D. Breto Benítez y D. Breto Benítez. 2020. Primer registro de leucismo parcial en una nidada de *Tiaris Olivaceus* (Passeriformes: Thraupidae) del occidente de Cuba. *Novitates Caribaea*, 16: 183–186.
- Gundlach, J. 1876. *Contribución a la ornitología cubana*. Academia de Ciencias de Cuba, La Habana, 369 pp.

- Gundlach, J. 1891. Notes on Some Species of Birds of the Island of Cuba. *The Auk*, 2: 187–191.
- Howell, S. N. G. y S. Webb. 1995. *A guide to the birds of Mexico and northern Central America*. Oxford University Press, Oxford, England, United Kingdom, 851 pp.
- Jehl, J. R. 1985. Leucism in Eared Grebes in western North America. *The Condor*, 87: 439–441.
- Jones, G. W. 1933. Partial albinism in *Cathartes aura septentrionalis*. *Auk*, 50 (4): 431.
- Peles, J. D., M. F. Lucas y G. W. Barrett. 1995. Population dynamics of agouti and albino meadow voles in high-quality, grassland habitats. *Journal of Mammalogy*, 76 (4): 1013–1019.
- Robinson, W. 1888. Notes on some albino birds presented to the U. S. National Museum, with some remarks on albinism. *Proceedings of United States National Museum*, 9: 413–416.
- Thiollay, J. M. 1994. Family Accipitridae (bawks and eagles). Pp. 52–105, *En*: del Hoyo, J., A. Elliott y J. Sargatal (Eds.), *Handbook of the birds of the world. Volumen 2. New world vultures to guineafowl*. Lynx Editions, Barcelona, Spain.
- Tinajero, R. y R. Rodríguez-Estrella. 2010. Albinism in the Crested Caracara and other raptors in Baja California Sur, México. *Journal of Raptor Research*, 44: 325–328.
- Torres, M. y I. Franke. 2008. Reporte de albinismo en *Podiceps major*, *Pelecanus thagus* y *Cinclodes fuscus* y revisión de aves silvestres albinas del Perú. *Revista Peruana de Biología*, 15 (1): 105–108.
- van Grouw, H. 2006. Not everywhite bird is an albino: sense and nonsense about colour aberrations in birds. *Dutch Birding*, 28: 79–89.
- van Grouw, H. 2013. What colour is that bird? The causes and recognition of common colour aberrations in birds. *British Birds*, 106: 17–29.
- Zavalaga, C. B. 2003. Sighting of albinistic Turkey Vultures *Cathartes aura jota* in Lobos de Tierra island, Peru. *Vulture News*, 48: 33.
- Zeiger, J. M., J. Proctor y S. E. Inman. 2017. Observations of leucistic Turkey Vultures (*Cathartes aura*) in Jamaica. *The Journal of Caribbean Ornithology*, 2: 128–133.

[Recibido: 28 de mayo, 2020. Aceptado para publicación: 08 de diciembre, 2020]

Directrices para autores/as

Definición y alcance de la revista

Novitates Caribaea es una revista científica de revisión por pares, del Museo Nacional de Historia Natural “Prof. Eugenio de Jesús Marcano” de República Dominicana con el objetivo de publicar artículos originales e inéditos en zoología, paleobiología y geología, cubriendo áreas como: sistemática, taxonomía, biogeografía, evolución, genética, biología molecular, embriología, comportamiento y ecología. Su sistema de revisión por pares es de doble ciego. El *Comité Editorial*, en la selección de los trabajos sometidos, dará prioridad a los que traten sobre la biodiversidad y la historia natural de la Hispaniola y la región del Caribe. La revista podrá publicar ocasionalmente números monográficos dedicados a un tema de especial interés propuesto por invitación del Comité Editorial a la comunidad científica de la región. El idioma oficial de la revista es el español, pero también se aceptan trabajos en inglés a condición de que el autor o uno de los coautores tenga este idioma como su primera lengua; o bien, mediante constancia escrita de un profesional de habla inglesa que haya realizado la revisión del idioma.

Frecuencia de publicación

La revista comenzó a editarse en el 1999 y durante varios años publicó un número anualmente. A partir de julio del 2018 publica dos fascículos al año con una periodicidad semestral, el primero en el mes de enero y el segundo en julio.

Tipos de originales aceptados

a) Artículos: trabajos de investigación originales. Tendrán una extensión mínima de siete páginas y un máximo de 25, incluidas las referencias bibliográficas, quedando a discreción de los editores la aceptación para revisión de trabajos que excedan esta extensión.

b) Notas: información breve sobre hallazgos singulares, registros de nuevas especies o nuevas aportaciones resultantes de proyectos de investigación o estudios en marcha. Su extensión deberá tener un mínimo de tres y un máximo de diez páginas, incluidas las referencias bibliográficas.

Formato de Artículos

Los trabajos deberán enviarse en formato electrónico de un procesador Word o compatible a novitatescaribaea@mnhn.gov.do, con tipografía Times New Roman, a 11 puntos, interlineado sencillo y títulos (principal y de los acápites) en mayúsculas. Deberán estar firmados con los nombres de los autores, su afiliación institucional, el iD ORCID y la dirección de correo electrónico de los autores. Los artículos científicos deberán estar estructurados en apartados de acuerdo a la siguiente conformación:

(1) TÍTULO: en español e inglés; conciso y ajustado al contenido del trabajo. La extensión del título principal no debería exceder de tres renglones escrito en mayúsculas y no se incluirá en estos la autoría de los nombres científicos de las especies ni de las categorías mayores, al menos que el contenido sea de discusión sobre el estatus de estas. Sin embargo, se aceptarán en el título los nombres de las categorías taxonómicas de pertenencia o inclusividad.

(2) RESUMEN y PALABRAS CLAVE / ABSTRACT and KEYWORDS: dos resúmenes, uno en español y otro en inglés, seguidos cada uno de una lista de 3–6 palabras clave en ambos idiomas. El resumen deberá ser informativo y conciso (aproximadamente 250 palabras), incluyendo los resultados más sobresalientes del artículo.

(3) INTRODUCCIÓN: incluirá las citas y referencias necesarias para reflejar el estado del conocimiento más actualizado sobre el tema, al tiempo que dará cuenta de las razones y justificación de la investigación.

(4) OBJETIVOS: breves y precisos, a modo de enunciados, preferiblemente con no más de cuatro renglones.

(5) MATERIALES Y MÉTODOS: darán cuenta cabal o soportarán todos los resultados que se presenten, deberán informar debidamente qué se hizo, cómo, dónde y cuáles materiales y equipos se utilizaron; se describirá el análisis estadístico realizado, en caso de haberlo, y cómo se organizaron los resultados. En todos los puntos que se están considerando, se darán las referencias pertinentes.

(6) RESULTADOS: podría incluir subtítulos con el fin de ordenar los contenidos de acuerdo con las características del trabajo sometido. Los editores de la revista podrán proponer a los autores la composición final de

este apartado. En la descripción de táxones nuevos para la ciencia, los autores deberán incluir: *Diagnosis* (en ambos idiomas), *Descripción del Holotipo*, *Procedencia y destino de los Tipos* (indicando localidades, colectores, fechas de colecta y colecciones o instituciones de destino) y *Etimología* (del género o del epíteto específico, de acuerdo al caso). El nombre del taxon nuevo deberá señalarse con las inscripciones sp. nov. o gen. nov., según el caso, cada vez que aparezca en el texto. Todos los nombres genéricos y específicos deberán aparecer en itálicas, pudiendo abreviarse a partir de su primera referencia en el texto mediante la letra inicial del género seguida de un punto y el adjetivo específico (ejemplo: *Achromoporus heteromus*...*A. heteromus*). En sentido general, para los nombres y todos los actos nomenclaturales, los autores y los editores se regirán por las normas establecidas en la última edición que esté vigente del Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, elaborado por la Comisión Internacional de Nomenclatura Zoológica. La inclusión de otros bloques de contenido en la sección de RESULTADOS, tales como Historia Natural y Comentario, será opcional.

Tablas y Figuras: todas las tablas y figuras (gráficos, dibujos, fotos, mapas u otros elementos diferentes de las tablas) se incluirán en el apartado de RESULTADOS debidamente identificadas con un título conciso y numeradas secuencialmente, utilizando numeración romana para las tablas y arábica para las figuras. Las notas de las Tablas irán al pie de éstas (un espacio más abajo) y en algunos casos especiales al pie de una columna, usando asteriscos o números volados. Los dibujos deberán estar hechos en papel blanco y con tinta negra, bien definidos y ensamblados en láminas en caso de ser varios y así requerirlo el trabajo. Todas las figuras se enviarán también por correo electrónico, en archivos independientes de extensión BMP o JPG y con resolución de 300 DPI. La escala deberá indicarse tanto en los dibujos como en las fotos. Los pies de las Figuras deberán tener un título y el detalle de sus partes o componentes, separadas por letras.

(7) DISCUSIÓN: este acápite podría no ser necesario en artículos de taxonomía. Su extensión variará de acuerdo al contenido de los resultados presentados, pero este texto debería ser preciso y dar razón o interpretar los resultados del estudio, sin que consista en una repetición de estos últimos. En algunos trabajos, en consideración de su contenido, los editores podrían contemplar una propuesta a los autores para fusionar este acápite con el anterior: RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

(8) CONCLUSIONES: su presentación y estilo se dejará a discreción de los autores, pero en todo caso deberían ser claras y precisas, vinculadas íntimamente a la DISCUSIÓN. En algunos Artículos, como sería el caso de aquellos que consisten en la descripción de especies nuevas, no será necesario el acápite CONCLUSIONES. En otros trabajos se podría acompañar este acápite con recomendaciones pertinentes, siendo posible titularlo como CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

(9) AGRADECIMIENTOS: se recomienda ser lacónicos en la mención de las instituciones y personas que colaboraron con el trabajo. Por razones éticas de mucha importancia se pide a los autores que hagan mención de los permisos oficiales a cuyo amparo se realizaron colectas de especímenes o se recibieron facilidades en el manejo de animales, así como decir los nombres de las instituciones que financiaron la investigación.

(10) LITERATURA CITADA: las referencias bibliográficas deberán tener una correspondencia exacta con las citas o menciones incluidas en el cuerpo del texto del trabajo, todas las citas incluidas en el cuerpo del trabajo deberán aparecer debidamente en LITERATURA CITADA.

Citas y referencias bibliográficas

a) Las citas textuales a los autores seguirán el esquema “Autor, año”, habiendo dos maneras frecuentes de hacerlo: (Genaro, 2017), que es la más usual y la preferida por esta revista, o mencionando el nombre del autor en el texto seguido del año en paréntesis, Genaro (2017). En todos los casos se utilizará el primer apellido del autor o ambos apellidos unidos por un guion si esa es la manera en que este firma (Bueno-Villegas, 2015; Perez-Gelabert, 2017). Se seguirá un orden cronológico ascendente.

b) Las citas a varias publicaciones de un mismo autor se colocarán en orden cronológico ascendente, separando los años por coma (Hedges, 2011, 2016, 2017) o también: Hedges (2011, 2016, 2017).

c) Si la cita corresponde a una publicación de dos autores deberán aparecer ambos: (Köhler y Hedges, 2016); (Köhler & Hedges, 2016) o también: Köhler y Hedges (2016); Köhler and Hedges (2016). En cambio, si la fuente citada tiene más de dos autores solo se consignará el primero de ellos seguido de la expresión “*et al.*”: (Hassall *et al.*, 2015) o Hassall *et al.* (2015). En los trabajos en inglés se usará ampersand (&) en las citas dentro de paréntesis, en lugar de “and”.

d) Las citas a varias publicaciones de distintos autores se separarán por punto y coma siguiendo el orden cronológico ascendente: (Mertens, 1939; Hedges, 1996, 2015; Díaz *et al.*, 2016).

e) Las citas a dos o más publicaciones de un mismo autor en un mismo año serán identificadas con una letra minúscula (a partir de la “a”) al final del año: (Cordero-Rivera, 2017a, 2017b), de la misma manera deberán aparecer en el apartado de LITERATURA CITADA.

f) En las citas textuales se pondrá el texto citado entre comillas, seguido por la cita, agregando el número de la página de donde se extrajo: (Mauries y Hoffman, 1998: 100) o (Mauries & Hoffman, 1998: 100). Si el texto citado pasa de tres renglones se pondrá después de dos puntos y dos renglones más abajo del párrafo con un punto menos en la tipografía y en itálicas, pero sin las comillas. Este último tipo de citas solo deberá ser considerado en casos especiales y necesarios.

g) En el apartado LITERATURA CITADA las referencias se organizarán una debajo de otra siguiendo un orden alfabético por autor y cronológico ascendente entre publicaciones de un mismo autor.

h) Se iniciará con el apellido (s) del primer autor seguido por coma y la inicial (es) del nombre, poniendo punto en esta última; a seguidas los demás autores separados por coma, pero invirtiendo el orden anterior, poniendo delante la inicial (es) del nombre con punto y luego el apellido (s). Después del último autor se pondrá punto y a seguidas el año de la publicación, el título del trabajo referenciado y al final el nombre de la publicación seriada, indicando número, volumen y paginación, o los datos de la editora, ciudad y número total de páginas en caso de tratarse de un libro. A continuación se ofrecen ejemplos para la elaboración de las referencias bibliográficas. El nombre de la publicación seriada o el título del libro, según el caso, se escribirá en letras itálicas. El uso de las conjunciones “y” o “and” dependerá del idioma en que se esté haciendo la publicación en esta revista, no de aquél en que se hizo la publicación referenciada. Ejemplos:

García Rodríguez, N. y J. Morffe Rodríguez. 2015. Redescipción de *Icthyocephalus victori* García et Fontenla, 2002 (Nematoda: Icthyocephalidae) de Puerto Rico. *Novitates Caribaea*, 8: 104–111.

Henderson, R. W., & R. Powell. 2009. *Natural History of West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, 455 pp.

Mauries, J. P., & R. L. Hoffman. 1998. On the identity of two enigmatic Hispaniolan millipeds (Spirobolida: Rhinocricidae). *Myriapodologica*, 5 (9): 95–102.

Nelson, G. 1989. Cladistics and evolutionary models. *Cladistics*, 5: 275–289.

Pérez-Gelabert, D. E., & G. D. Edgecombe. 2013. Scutigermorph centipedes (Chilopoda: Scutigermorpha) of the Dominican Republic, Hispaniola. *Novitates Caribaea*, 6: 36–44.

Formato de las Notas

Las secciones requeridas para este tipo de contribuciones son las siguientes: TÍTULO, RESUMEN y PALABRAS CLAVE (en inglés y español), a seguidas el cuerpo del texto sin acápites, AGRADECIMIENTOS y al final la LITERATURA CITADA, con las mismas observaciones y recomendaciones para estas secciones enunciadas en los incisos anteriores para los Artículos.

Proceso de revisión de pares

Los editores de *Novitates Caribaea* harán una primera revisión del manuscrito sometido para confirmar la pertinencia de su contenido con los objetivos y el alcance de la revista, así como el cumplimiento de nuestras normas editoriales establecidas en el documento “Directrices para los autores”. Los resultados de esta revisión inicial se comunicarán al autor en un plazo no mayor de tres semanas a partir de la fecha de recepción del trabajo. En una segunda etapa, el manuscrito será enviado a revisión por pares siguiendo el sistema doble ciego: el autor y los revisores solo tendrán comunicación con los editores, quedando sus identidades ocultas entre ellos. Los árbitros o revisores entregarán a los editores los resultados de su evaluación dentro de un tiempo no mayor de cuatro meses. En caso de retraso se notificará a los autores. Los editores harán posible la comunicación biunívoca entre autores y revisores manteniendo su anonimato, al tiempo que garantizarán el respeto a las consideraciones de ambas partes y la incorporación de los cambios pertinentes en el manuscrito aprobado o la comunicación de su rechazo, en caso de ser este el resultado. Los trabajos aprobados, luego de incorporar todos los cambios resultantes de la revisión, se someterán a una revisión gramatical y de estilo final de común acuerdo con el autor. Los editores se comprometen a enviar al autor un PDF de prueba con el trabajo final diagramado, requiriendo de su aprobación previo a la publicación. El rechazo final por los árbitros será inapelable.

Derechos de autor y política de acceso abierto

La publicación se hará sin costo para los autores, quienes recibirán un ejemplar impreso del número de la revista. Salvo indicación contraria, todos los contenidos publicados en *Novitates Caribaea* se ofrecen a los lectores en acceso libre inmediato bajo la licencia Creative Commons CC BY-NC 4.0: Atribución-NoComercial 4.0 Internacional. Los autores/as que publiquen en esta revista aceptan las siguientes condiciones: a) Los autores/as conservan los derechos de autor y ceden a la revista el derecho de la primera publicación, con el trabajo registrado con la licencia de atribución de Creative Commons, que permite a terceros utilizar lo publicado siempre que mencionen la autoría del trabajo y a la primera publicación en esta revista. b) Los autores/as pueden realizar otros acuerdos contractuales independientes y adicionales para la distribución no exclusiva de la versión del artículo publicado en esta revista (p. ej., incluirlo en un repositorio institucional o publicarlo en un libro) siempre que indiquen claramente que el trabajo se publicó por primera vez en esta revista.

Excepción de responsabilidad

El contenido de las contribuciones publicadas será siempre de la responsabilidad de los autores.

Envío de originales

El envío de originales se hará exclusivamente mediante comunicación dirigida a los editores de la revista en: novitatescaribaea@mnhn.gov.do. Se comunicará oportunamente a los autores cuando se habilite la publicación de manuscritos a través de la plataforma en línea Open Journals System. En caso de alguna pregunta sobre la elaboración de un manuscrito, por favor contáctenos.

Declaración de privacidad

Los nombres y las direcciones de correo electrónico introducidos en esta revista se usarán exclusivamente para los fines establecidos en ella y no se proporcionarán a terceros o para su uso con otros fines.

Author Guidelines

Aims and Scope

Novitates Caribaea is a peer-reviewed scientific journal of the Museo Nacional de Historia Natural “Prof. Eugenio de Jesús Marcano”, Dominican Republic. *Novitates Caribaea* publishes original research in the fields of zoology, paleobiology and geology, with a focus on systematics, taxonomy, biogeography, evolution, genetics, molecular biology, embryology, behavioral biology and ecology. Its peer review system is double-blind. The Editorial Board prioritizes papers focusing on the biodiversity and natural history of the Hispaniola and the Caribbean region. This journal occasionally publishes monographs exploring topics of special interest by invitation of the Editorial Board to the scientific community of the region. Although the official language of the journal is Spanish, *Novitates Caribaea* also accepts papers written in English under the condition that one or more of the authors of the paper are native English speakers, or can prove the work has been professionally proofread.

Publication Frequency

Following the journal’s first edition in 1999, *Novitates Caribaea* was published annually. However, since July 2018, the journal is published biannually—one edition in January and another in July.

Types of Original Contributions

a) Articles: original research papers. Manuscripts submitted as articles must have a minimum of 7 pages and a maximum of 25 pages, including references. Papers exceeding the maximum number of pages will be considered for review under the discretion of the editors.

b) Notes: brief reports on unique findings, registration of new species or reports of new results from ongoing projects, investigations, or studies. Manuscripts submitted as notes must have a minimum of 3 pages and a maximum of 10 pages, including references.

Format for Articles

All papers must be submitted via email to novitatescaribaea@mnhn.gov.do as a word processor document. Manuscript text must be single-spaced, 11-point Times New Roman. All titles (headings and sub-headings) must be all-capitalized. Manuscripts must include the names and institutional affiliations of all authors, as well as the ORCID iD and emails of the authors. Manuscripts must be structured in the following manner:

(1) TITLE: in Spanish and English. Must be concise and specific to the paper’s contents. The extension of the main title should not exceed three lines in capital letters. Please do not include author citations in conjunction with taxonomic names, unless it is pertinent to the paper’s content. However, do include the names of taxonomic groups.

(2) ABSTRACT and KEYWORDS: two abstracts, one in Spanish and one in English. Please include under each abstract a list of 3 to 6 keywords (in the respective language). Abstracts should be informative yet concise (approximately 250 words) and highlight the most important findings of the article.

(3) INTRODUCTION: should include the citations and references necessary to reflect the current status of existing knowledge on the topic, as well as detailed justification and reasoning for the investigation.

(4) OBJECTIVES: brief and precise, as statements, preferably with no more than four lines.

(5) MATERIALS AND METHODS: Must address all results presented. This section should accurately describe the procedures by which the results were obtained (what was done, how, and where). All materials and equipment used must be reported. Any statistical analyses performed must be described, as well as the way results were put together. Pertinent references should be added when appropriate.

(6) RESULTS: may include subtitles in order to organize results in an efficient way for readers. Journal editors may propose edits to the composition and structure of this section. When describing new taxons, authors must include: *Diagnosis* (in both languages), *Description of Holotype*, *Origin and Destination of Types* (indicating locality, collectors, collection date, and the name of the collection or institution) and *Etymology* (of genus or specific epithet, accordingly). The name of the new taxon must be identified with the notations sp. nov. or gen. nov., accordingly, after each mention in the manuscript. All genus and species names must be italicized, and may be abbreviated after the first mention in the manuscript by using the first letter of the genus followed by a period and the specific epithet

(e.g., *Achromoporus heteromus* → *A. heteromus*). Generally, in regards to nomenclature, authors and editors should adhere to the guidelines established by the most current edition of the International Code of Zoological Nomenclature published by the International Commission on Zoological Nomenclature. The inclusion of other components in the RESULTS section, such as Natural History and Comments, is optional.

Tables and Figures: all tables and figures (graphs, drawings, pictures, maps or other elements that are not tables) must be included in the RESULTS section, be properly identified with a concise title, and be numbered sequentially using Roman numerals (for tables) or Arabic numbers (for figures). Notes referring to a table must be placed below the table (a single space below) and in special cases as a footnote for a column, using an asterisk or superscript number. Drawings must be made on white paper with black ink, well-defined and assembled in sheets if many and required by the work. All figures must also be submitted via email, in separate files (BMP or JPEG) with a resolution of 300 DPI. Scale must be indicated in both drawings and pictures. Below each figure must go its title and details regarding its parts or components, separated by letters.

(7) DISCUSSION: this section may not be necessary in taxonomic papers. The length of this section will vary depending on the content of the results presented. The text in this section must be precise and must provide reasoning or interpretations of the findings of the study, without it being a repetition of the RESULTS section. In some cases, depending on the content of the manuscript, the editors may consider a proposal to the authors for a combined RESULTS AND DISCUSSION section.

(8) CONCLUSIONS: the presentation and style for this section will be left to the discretion of the authors. Regardless, the section must be clear and precise, and closely related to the DISCUSSION section. In some manuscripts, such as those describing new species, a CONCLUSIONS section is not necessary. In other cases, the CONCLUSIONS section may be supplemented with relevant recommendations. In such a case, the section may be titled: CONCLUSIONS AND RECOMMENDATIONS.

(9) ACKNOWLEDGEMENTS: we suggest authors are laconic when mentioning institutions and people who have collaborated in the work presented. For important ethical reasons, we ask that authors make mention of any official permits that allowed the collection of specimens or facilitated the handling of animals, as well as any institutions that provided financial support for the investigation.

(10) LITERATURE CITED: all bibliographic references must have an exact corresponding in-text citation or mention. Likewise, all citations and mentions in the manuscript text must be included in the LITERATURE CITED section.

Citations and Bibliographic References

a) In-text citations must follow the structure “Author, year”. There are two frequently used ways of doing this: (Genaro, 2017), which is the most common way and preferred by this journal, or Genaro (2017). Regardless, the cited author’s first last name must be used, unless he or she uses a hyphenated last name (e.g., Bueno-Villegas, 2015; Perez-Gelabert, 2017). An ascendent chronological order will be followed.

b) Citations of multiple publications by the same author must be placed in ascending chronological order, using commas to separate each year, e.g., (Hedges, 2011, 2016, 2017) or also Hedges (2011, 2016, 2017).

c) If the publication cited is by two authors, use both authors’ last names: (Köhler & Hedges, 2016) or Köhler and Hedges (2016). On the other hand, if the publication cited is by more than two authors, only the first author’s last name shall be used, followed by the phrase “*et al.*”: (Hassall *et al.*, 2015) or Hassall *et al.* (2015). In English papers, ampersand (&) will be used for citations in parenthesis, instead of “and”.

d) Combined citations to multiple publications by different authors shall be separated by a semicolon in ascending chronological order: (Mertens, 1939; Hedges, 1996, 2015; Díaz *et al.*, 2016).

e) Combined citations to two or more publications by the same author on the same year shall be annotated with a lower-case letter (starting by “a”) after the year: (Cordero-Rivera, 2017a, 2017b). These must be annotated in the same way in the LITERATURE CITED section.

f) If specific text from a publication is cited, the in-text citation must specify the page number from wherein the text was extracted: (Mauries & Hoffman, 1998: 100). If the cited text is longer than three lines, it shall be placed two lines below the citation after the colon, with a font size one point smaller, in italics and without quotation marks. This latter type of citations should only be considered in special and necessary cases.

g) The references in the LITERATURE CITED section will be listed by author in alphabetical order and in ascending chronological order among publications by the same author.

h) References must start with the first cited author's last name(s) followed by a comma and the author's initial(s) followed by a period. The first cited author's name will be followed by the names of the other authors of the publication organized in the following way: initial(s) followed by a period and then the author's last name(s), each name separated by a comma. The list of authors will be finalized with a period, and then followed by the publication year, the title of the publication and the name of the source of the publication (i.e. journal or book), indicating the issue, volume and page numbers or details of the publisher, city, and total number of pages if it is a book. The following are examples of how to structure bibliographical references for the LITERATURE CITED section. The name of the publication source must be italicized.

García Rodríguez, N., & J. Morffe Rodríguez. 2015. Redescrición de *Ichthyocephalus victori* García et Fontenla, 2002 (Nematoda: Ichthyocephalidae) de Puerto Rico. *Novitates Caribaeae*, 8: 104–111.

Henderson, R. W., & R. Powell. 2009. *Natural History of West Indian Reptiles and Amphibians*. University Press of Florida, Gainesville, Florida, 455 pp.

Mauries, J. P., & R. L. Hoffman. 1998. On the identity of two enigmatic Hispaniolan millipedes (Spirobolida: Rhinocricidae). *Myriapodologica*, 5 (9): 95–102.

Nelson, G. 1989. Cladistics and evolutionary models. *Cladistics*, 5: 275–289.

Pérez-Gelabert, D. E., & G. D. Edgecombe. 2013. Scutigermorph centipedes (Chilopoda: Scutigermorpha) of the Dominican Republic, Hispaniola. *Novitates Caribaeae*, 6: 36–44.

Format of Notes

The following sections are required for this type of contribution: TITLE, ABSTRACT and KEYWORDS (in English and Spanish), followed by the manuscript text without headings, ACKNOWLEDGEMENTS, and finally LITERATURE CITED. Notes must follow the same observations and recommendations listed above for the sections specified herein.

Peer Review Process

The editors of *Novitates Caribaeae* will do an initial review of the manuscript to confirm the relevancy of its contents to the aims and scope of the journal, as well as to ensure the manuscript adheres to our “Author guidelines”. The results of this initial review will be communicated to the author in three weeks or less from the submission date. During the next phase, the manuscript will be sent out for peer review following a double-blind system: the identity of authors and reviewers will be kept anonymous between both parties, furthermore authors and reviewers will only be able to communicate directly with editors. The reviewers will have up to four months to submit the results of their evaluations to the journal editors. In case of any delays, reviewers must contact editors. Editors will facilitate communication between authors and reviewers while maintaining their mutual anonymity and guaranteeing the respect for the opinions of both parties. If the manuscript is accepted, the editors will ensure that all pertinent changes suggested by the reviewers have been incorporated. In the case of a rejection, the editors will inform the authors. Accepted manuscripts will undergo a grammatical and style revision in joint agreement with the author(s). The editors will send the author(s) a PDF proof of the final manuscript for approval from the authors before publication. The final rejection from the referees will be unappealable.

Copyright and Open Access Policy

Accepted manuscripts will be published at no cost to authors, who will receive two offprints of the publication. Unless the opposite has been indicated, all of the published contents of *Novitates Caribaeae* will be of open access to readers immediately under the CC BY-NC - Creative Commons Attribution-NonCommercial International License 4.0. Authors that publish in this journal will accept the following conditions: a) Authors will maintain copyright, but transfer the rights to the first publication to the journal. b) Authors may arrange for additional distribution of non-exclusive versions of the article published in this journal (e.g., including the article in a repository or publishing it as part of a book) as long as the authors clearly indicate that the article was first published in this journal.

Exemption of Responsibility

The content of published contributions to this journal will always be the responsibility of the authors.

Release of manuscripts

The release of manuscripts will be done exclusively via communication addressed to the editors of the journal to novitatescaribaea@mnhn.gov.do. The journal will promptly inform authors when the release of manuscript is available through the Open Journals System platform. Please contact us if you have any questions.

Privacy Policy

All names and email addresses provided to the journals will be used exclusively for the journal purposes and will not be released to third parties for their use or other uses.

Novitates CARIBAEA

Número 17. Enero, 2021

CONTENIDO

Artículos

- Abundancia y diversidad trófica de moluscos del mesolitoral rocoso en un gradiente de eutrofización de la costa suroriental de Cuba
Abdiel JOVER CAPOTE 1
- Co-ocurrencia de peces fluviales en los ríos de Gibara, Holguín, Cuba
Enrique REYNALDO DE LA CRUZ, María Eugenia VEGA CENDEJAS,
Antonio VEGA TORRES & Elier CÓRDOVA GARCÍA 15
- Diversidad de tardígrados (Tardigrada) asociados a briofitos en el Jardín de los Helechos en Santiago de Cuba
Rogelio Roberto MUÑOZ-LI & Abdiel JOVER CAPOTE 32
- Dos nuevas especies de *Ochthebius* del Caribe, costa peninsular de Araya, Venezuela
(Coleoptera: Hydraenidae: Ochthebiinae)
Mauricio GARCÍA & Erickxander JIMÉNEZ-RAMOS 45
- Biología y morfología externa de los estadios inmaduros de *Spodoptera dolichos* (Lepidoptera: Noctuidae)
Arley ACOSTA ESTÉVEZ 59
- Annotated checklist of the terrestrial mollusks (Mollusca: Gastropoda) from Hispaniola Island
Altigracia ESPINOSA J. & David G. ROBINSON 71
- Annotated list of livebearing fishes (Cyprinodontiformes: Poeciliinae) from Lake Miragoane in Southwestern Haiti, Hispaniola
Rodet RODRIGUEZ-SILVA, James JOSAPHAT, Patricia TORRES-PINEDA & Ingo SCHLUPP 147
- Nuevos hallazgos de aves en contextos paleontológicos y arqueológicos de Cuba
Osvaldo JIMÉNEZ & Johanset ORIHUELA 163
- Notas
- Spilostethus pandurus* (Hemiptera: Heteroptera: Lygaeidae), nuevo registro para República Dominicana y el Caribe insular
Ruth H. BASTARDO & Daniel E. PEREZ-GELABERT 179
- Confirmación de la presencia de *Progomphus integer* (Odonata: Gomphidae) en República Dominicana
América SÁNCHEZ-ROSARIO & Ruth H. BASTARDO 184
- Communal oviposition of the Cuban tree snail *Polymita muscarum* (Gastropoda: Cepolidae) in an agroecosystem
Libertad A. FLORES-RICARDO, Mario J. GORDILLO-PÉREZ, Camila BOSCH-DIAZ,
Karen M. M. STEENSMA & Bernardo REYES-TUR 187
- Depredación de *Gymnophthalmus underwoodi* (Squamata: Gymnophthalmidae) por *Turdus plumbeus* (Passeriformes: Turdidae) en República Dominicana
Francis O. REYES 196
- Registro de anomalía morfológica en *Anolis cybotes* (Squamata: Dactyloidae), en un ejemplar de Santo Domingo, República Dominicana
Crismeidi RAMÍREZ TIBURCIO, Yaritsa GONZÁLEZ, Jeimy FILPO SISA & Francis O. REYES 199
- Un nuevo caso de leucismo en el Aura Tiñosa (*Cathartes aura*; Cathartiformes: Cathartidae) para Cuba
Samuel HERNÁNDEZ-BORROTO & Diego SALAS 203