

Mosquitos (Diptera: Culicidae) de lagunas temporales de Costa Rica y Nicaragua

Juan Rueda^{1,*} y Pedro María Alarcón-Elbal²

¹ Instituto Cavanilles de Biodiversidad y Biología Evolutiva (ICBiBE), Universidad de Valencia, C/ Catedrático José Beltrán Martínez, 2, 46980 Paterna, España.

² Instituto de Medicina Tropical & Salud Global (IMTSAG), Universidad Iberoamericana (UNIBE), C/ Majoma # 13, Urb. Los Ríos (UNIBE recinto INDEN), Santo Domingo, República Dominicana.

* Corresponding author: juan.rueda@uv.es

Received: 14/10/18

Accepted: 09/09/19

RESUMEN

Mosquitos (Diptera: Culicidae) de lagunas temporales de Costa Rica y Nicaragua

De entre los macroinvertebrados acuáticos, los mosquitos (Diptera: Culicidae) poseen un interés notorio a nivel mundial por su capacidad para transmitir patógenos que pueden causar enfermedades de gran importancia médica y veterinaria. En Centroamérica, existe en la actualidad gran preocupación por algunas enfermedades transmitidas por culicidos, entre las que destacan arbovirosis como el dengue, y más recientemente el chikungunya y el Zika, pero también encefalitis virales, como la fiebre por virus West Nile, o parasitosis de gran importancia, como la malaria. En el contexto de la caracterización limnológica de diferentes lagunas temporales del bosque tropical seco de Costa Rica y Nicaragua, se recolectó un total de 7172 larvas de mosquitos durante dos periodos de muestreo (2010-2011 y 2017-2018). La toma de muestras se realizó por medio de una red de mano con una malla de 250 µm de luz de poro. En el laboratorio, mediante lupa binocular, microscopio y claves específicas, se identificaron 22 especies pertenecientes a los géneros *Anopheles*, *Aedeomyia*, *Aedes*, *Culex*, *Mansonia*, *Psorophora* y *Uranotaenia*. *Aedes pertinax* y *Aedes tortilis* se reportan por primera vez para Costa Rica. Se discuten las posibles implicaciones en la transmisión de agentes patógenos por parte de estos culicidos. Esta información permitirá actualizar aspectos sobre la diversidad de los mosquitos en ambos países y proporcionar una valiosa herramienta de vigilancia entomológica en el futuro.

Palabras clave: lagunas temporales, mosquitos, Culicidae, enfermedades vectoriales, Costa Rica, Nicaragua, Centroamérica

ABSTRACT

Mosquitoes (Diptera: Culicidae) of temporary ponds of Costa Rica and Nicaragua

Among aquatic macroinvertebrates, mosquitoes (Diptera: Culicidae) have a worldwide interest for their ability to transmit pathogens that can cause diseases of great medical and veterinary importance. In Central America there is great concern today about mosquito-borne diseases, particularly arboviral diseases such as dengue and, more recently, chikungunya and Zika, but also viral encephalitis such as West Nile fever, and parasitosis of great importance such as malaria. Frequently, some mosquito (Diptera: Culicidae) breeding sites are known and monitored regularly to achieve the corresponding integrated management, especially in urban and peri-urban environments, but not in natural environments, usually less studied. In the context of a study on the limnological characterization of different temporary ponds in the dry tropical forest of Costa Rica and Nicaragua, a total of 7172 mosquito larvae were collected during two sampling periods (2010-2011 and 2017-2018). Sample collection was done by means of a hand net with a mesh of 250 µm of pore size. In the laboratory, 22 species were identified using a stereomicroscope, microscope, and specific keys, belonging to the genera *Aedeomyia*, *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Mansonia*, *Psorophora* and *Uranotaenia*. *Aedes pertinax* and *Aedes tortilis* are reported for the first time for Costa Rica. The possible implications in the transmission of pathogens by these culicids were discussed. This information will allow to update aspects about the diversity of mosquitoes in both countries and provide a useful entomological surveillance tool in the future.

Key words: temporary ponds, mosquitoes, Culicidae, vector-borne diseases, Costa Rica, Nicaragua, Central America

INTRODUCCIÓN

Costa Rica posee una elevada diversidad biológica que se estima en un 5 % de la biodiversidad mundial aproximadamente, aunque, para algunos grupos, este porcentaje puede alcanzar el 10 % (Obando-Acuña, 2002). Sin embargo, el conocimiento de la fauna de invertebrados acuáticos es aún escaso, sobre todo en relación con los organismos que habitan las aguas someras y las lagunas temporales, siendo los insectos de ríos los conocidos con mayor detalle, en especial los órdenes Trichoptera, Odonata y Ephemeroptera (Springer *et al.*, 2014). En la vecina Nicaragua, la investigación se ha visto muy limitada en este sentido debido a contingencias históricas y económicas, incluyendo varios años de fuerte conflicto armado.

De entre los macroinvertebrados acuáticos, los mosquitos (Diptera: Culicidae) poseen un interés notorio a nivel mundial por su capacidad para transmitir patógenos que pueden causar enfermedades de gran importancia médica y veterinaria. El dengue es una arbovirosis endémica en los países que conforman el istmo centroamericano, mientras que el chikungunya y el Zika han hecho su aparición recientemente, constituyendo todas ellas un problema de salud pública en la actualidad (MINSa CR, 2018; MINSa NI, 2018). Asimismo, existe una preocupación creciente por las encefalitis virales de componente vectorial, como la fiebre por el virus West Nile (WNV), que se ha propagado rápidamente por todo Centroamérica y la cuenca del Caribe, desde que se detectó por primera vez en 2001 (Komar & Clark, 2006). En cuanto a las parasitosis, la malaria continúa siendo una enfermedad endémica en la región, cuyo número de casos se ha incrementado sustancialmente en los últimos años (MINSa CR, 2018; MINSa NI, 2019). En relación con ésta última, las lagunas temporales constituyen un hábitat idóneo para el establecimiento de las fases acuáticas de diversas especies de culícidos, entre los que destacan por su relevancia médica los anofelinos, únicos transmisores de los hemoparásitos causantes de esta enfermedad (Rubio *et al.*, 2005).

El objetivo del presente trabajo fue el de profundizar en el conocimiento de los miembros

de la familia Culicidae presentes en lagunas temporales de Costa Rica y Nicaragua. En última instancia, esta información permitirá actualizar aspectos sobre la diversidad de los mosquitos en ambos países y proporcionar una valiosa herramienta de vigilancia entomológica en el futuro.

MATERIAL Y MÉTODOS

Área de estudio

En Costa Rica, se muestreó en dos de sus cuatro ecorregiones, la Ecorregión Estero Real-Tempisque y la Ecorregión San Juan, mientras que, en Nicaragua, se muestreó en una de sus tres ecorregiones, la Ecorregión Pacífico.

Para el periodo A (2010-2011), los puntos de muestreo fueron los que figuran en Sasa *et al.* (2015) en los que se aportan datos del entorno y los correspondientes análisis fisicoquímicos. Dichos puntos se reproducen en la Tabla 1 con los códigos del 1 al 30 (Fig. 1). Respecto al periodo B (2017-2018), se continuó con la numeración expresada anteriormente, a excepción de siete muestras que se obtuvieron durante los dos periodos. Para A y B se efectuaron tres campañas de muestreos en cada periodo. Así, las localidades A-B se muestrearon en seis ocasiones. Todas las charcas temporales fueron naturales y alejadas de los núcleos de población, la mayoría se encuentran en áreas protegidas. En la Tabla 1 también se añade la vegetación dominante de cada charca, el tipo de ambiente y los impactos principales que se observaron (Sasa *et al.*, 2015).

Toma de muestras

La toma de muestras se efectuó con una red de mano de sección cuadrada de 20 cm de lado. Se realizaron diez barridos de 1 m en cada charca, o veinte de 50 cm, buscando siempre muestrear en ambientes diferenciados con la intención de obtener la mayor diversidad posible. El contenido se vertió posteriormente a una bandeja de plástico blanco. Cada muestra quedó convenientemente transferida a un frasco de plástico de 500 ml y fijada con alcohol de 96°. En cada frasco se registró información necesaria para identificar la muestra, como la fecha y el lugar. Posteriormente,

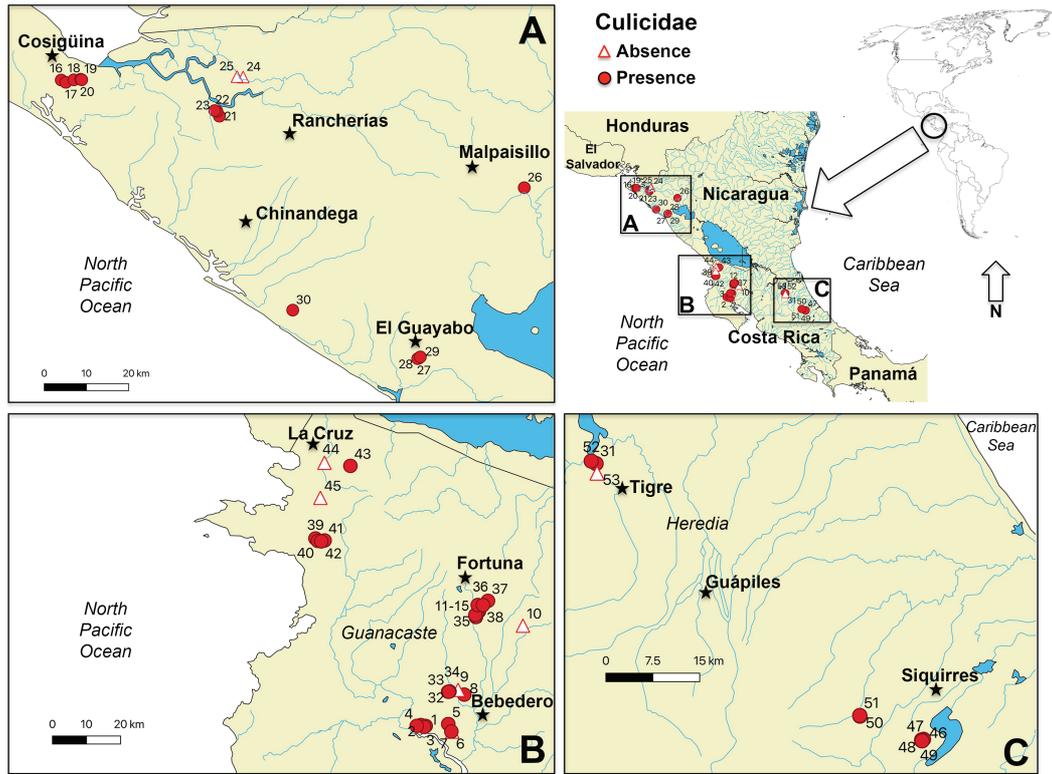


Figura 1. Situación de las lagunas temporales estudiadas. 16-30: Nicaragua; el resto pertenecen a Costa Rica. *Situation of the temporary ponds studied. 16-30: Nicaragua; the rest belongs to Costa Rica.*

se trasladaron las muestras al laboratorio para la identificación taxonómica de los ejemplares.

Identificación específica

Durante el proceso de separación de los organismos capturados, se aislaron todas las larvas de culicidos del resto de macroinvertebrados. Después se procedió a la identificación de las especies mediante la utilización de lupa modelo: DM 143, marca: Motic y microscopio binocular modelo: Axiostar Plus, marca: ZEISS®, realizando preparaciones microscópicas con líquido de Hoyer como medio de montaje, cuando fue necesario. Teniendo en cuenta la ausencia de claves propias para Costa Rica y Nicaragua, se utilizaron claves taxonómicas específicas de Norteamérica, Centroamérica y el Caribe (Foote, 1954; Carpenter & LaCasse 1955; Belkin *et al.*, 1970; Clark-Gil & Darsie, 1983; Pecor *et al.*, 1992; Ibáñez-Bernal

& Martínez-Campos, 1994; González & Darsie, 1996; Darsie & Ward, 2005; González Broche, 2006; Beltrán-Aguilar *et al.*, 2011).

De acuerdo con estudios filogenéticos recientes, en el presente trabajo se ha utilizado la clasificación seguida por el Systematic Catalog of Culicidae de la Walter Reed Biosystematics Unit (WRBU, Gaffigan *et al.*, 2018). El material identificado se encuentra depositado en la Colección del Laboratorio de Ecología y Biogeografía de Sistemas Acuáticos del ICBiBE de la Universidad de Valencia, Paterna (España).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tras el estudio de 7172 ejemplares, se ha identificado un total de 22 especies para Costa Rica y ocho para Nicaragua, enmarcadas dentro de seis tribus y siete géneros: Aedeomyiini > *Aedeomyia*, Aedini > *Aedes* + *Psorophora*, Anophelini >

Tabla 1. Información geográfica de las lagunas temporales estudiadas, y especies de culicidos capturadas. Leyenda: CR = Costa Rica, N = Nicaragua; A = periodo 2010-2011, B = periodo 2017-2018, A-B = periodo 2010-2011 + periodo 2017-2018; Alt. = altitud en metros sobre el nivel del mar; * = ausencia de larvas. La numeración de las especies de mosquitos encontradas se corresponde con la asignada en Resultados. *Geographical coordinates of the temporary ponds studied, and culicid species collected. Legend: CR = Costa Rica, N = Nicaragua; A = 2010-2011 period, B = 2017-2018 period, A-B = 2010-2011 period + 2017-2018 period; Alt. = altitude in meters above sea level; * = absence of larvae. The numbering of the mosquito species found corresponds to that assigned in Results. Veg. Dom. = Dominant vegetation (A = wooded, Az = Azolla, Ch = Chara, Cy = Cyperaceae, E = Eichornia, Ee = Eliocharis elegans, G = Grasses, H = Fern, Hp = Palm fern, L = Lemna, Mp = Mimosa, N = Nymphaea, P = Pistia, Pi = Piperaceae, S = Salvinia, T = Typha, Th = Thalia, Sm = Salvinia minima, So = Sollarum). Tipo = Types of environments. Impacts (- = Undisturbed, A = Agrochemicals, DS = Garbage and solid waste, Ex = Exotic aquaculture species, F = Forestry, G = Cattle, M = Microplastics, P = Fishing, T = Typha domingensis, W = Domestic wastewater).*

Código	País	Nombre	Fecha	Latitud	Longitud	Alt.	Especies	Veg. Dom.	Tipo	Impactos
1	CR	Torre 1	A-B	10°20'37.5"N	85°20'23.5"W	17	1, 18, 21	T, E, N, S	marjal	G, T, Ex
2	CR	Lázaro	A-B	10°20'45.8"N	85°21'08.9"W	17	1, 10, 18	T, S	marjal	G, T, Ex
3	CR	Torre 2	A	10°20'27.6"N	85°20'37.4"W	16	1	T, Th	laguna	G, T, Ex
4	CR	Huertón	A	10°20'37.9"N	85°21'48.3"W	13	21	S	laguna-marjal	G
5	CR	Bocana	A-B	10°20'55.4"N	85°16'48.8"W	17	1, 4, 8, 10, 19	T, P, E	laguna	G, T, Ex, A
6	CR	Nicaragua	A-B	10°19'42.9"N	85°16'11.1"W	13	*	G, E	laguna	G, T, Ex
7	CR	Piedra Hueca	A	10°19'44.4"N	85°16'19.5"W	16	1, 21	T, P, E	laguna	G, T, Ex
8	CR	Estrella	A	10°25'37.8"N	85°14'17.2"W	37	1, 17, 21	T, P	laguna	T, Ex, A
9	CR	El Canal	A	10°26'23.5"N	85°15'15.8"W	55	*	T, A, Mp	laguna	T, Ex, A, P
10	CR	Tenorio	A	10°36'38.8"N	85°05'00.1"W	468	*	G	balsa	G, A
11	CR	Altamira	A-B	10°38'01.6"N	85°12'26.7"W	363	1, 21, 22	T, E, S, G	marjal	W, A, Ex, T
12	CR	Sainalosa	A-B	10°39'38.4"N	85°12'09.3"W	374	10, 21	E, S, A	laguna	W, G, A, Ex
13	CR	Las Brisas	A	10°38'57.0"N	85°11'57.7"W	403	15	E, Hp	laguna	W, G, Ex
14	CR	Eneas 2	A-B	10°38'23.8"N	85°12'22.4"W	346	18, 19, 21	T, P, Hp, E, Th	laguna	G, T
15	CR	La Lagarta	A	10°38'41.7"N	85°12'12.8"W	36	18	T, E, Hp, H	laguna	G, Ex, T
16	N	Mata de Cacao 1	A	12°52'56.0"N	87°29'01.3"W	12	1, 18, 19, 20, 21	T, G	marjal	G, T, P
17	N	Marañón	A	12°52'38.6"N	87°28'26.1"W	13	1	T, P, S, So	marjal	G, T, P
18	N	Mata de Cacao 2	A	12°52'57.7"N	87°27'24.7"W	14	1, 18	T, Sm	marjal	G, T, P
19	N	Playones	A	12°53'02.4"N	87°26'32.7"W	19	10	S	marjal	G, W
20	N	La Pulpería	A	12°52'58.3"N	87°26'24.7"W	17	*	S, P	marjal	G, W, DS
21	N	Tonalá	A	12°48'16.6"N	87°08'49.5"W	12	1, 10, 18, 21	P	laguna	G, P
22	N	Hormiguitas 1	A	12°48'53.8"N	87°09'08.1"W	13	1, 10, 21	T, N, G	marjal	G, P, T
23	N	Hormiguitas 2	A	12°48'59.8"N	87°09'25.4"W	9	20	T, N, G	laguna	G, T
24	N	Estero Real 1	A	12°53'19.3"N	87°05'47.7"W	12	*	T, G	marjal	G, P
25	N	Estero Real 2	A	12°53'22.6"N	87°06'34.4"W	12	*	T, G	marjal	G, P
26	N	Puente	A	12°39'02.8"N	86°29'53.6"W	77	10, 15, 17	T, G	marjal	G, T
27	N	San Jorge 1	A	12°17'03.1"N	86°43'22.9"W	26	18	Ee	laguna	G, DS
28	N	San Jorge 2	A	12°16'59.9"N	86°43'29.8"W	34	*	Ee	laguna	G, DS
29	N	Los Corrales	A	12°17'13.4"N	86°43'09.8"W	37	10, 18	T, G, Ch	laguna	G, P
30	N	Palermo	A	12°23'15.5"N	86°59'27.3"W	20	10, 21	T, E	laguna	G, P
31	CR	Experimental	B	10°25'58.0"N	84°00'28.0"W	87	2, 6, 8, 19	G	marjal	M
32	CR	Falconiana 1	B	10°26'8.34"N	85°16'37.3"W	31	10, 12, 15, 18	Cy	marjal	G, A
33	CR	Falconiana 2	B	10°26'5.19"N	85°16'50.2"W	29	18	N	laguna-balsa	G, A
34	CR	Falconiana 3	B	10°26'5.32"N	85°16'44.5"W	32	*	Cy	marjal	-
35	CR	Eneas 3	B	10°38'9.17"N	85°12'08.7"W	337	1, 10, 12, 17, 18, 21, 22	G, S	laguna	G
36	CR	Estero Blanco	B	10°39'56.4"N	85°12'08.9"W	437	1, 10, 18, 21	A, Cy	laguna	G
37	CR	Peje	B	10°40'36.7"N	85°10'32.0"W	462	10, 18, 21	N, E, Ch	laguna	G
38	CR	Juncos	B	10°39'56.0"N	85°11'19.9"W	453	15, 21	E, S, Cy	laguna	G
39	CR	Escondida	B	10°50'35.0"N	85°37'49.6"W	307	14, 19	L, Cy	laguna	-
40	CR	Camino Escondida	B	10°50'11.7"N	85°37'26.8"W	310	18, 19	G, Cy	humedal	-
41	CR	Jirafa	B	10°50'16.0"N	85°36'23.0"W	300	15, 17	G	balsa	-
42	CR	Tortuga	B	10°50'07.0"N	85°36'55.0"W	320	5, 10	G	balsa	-
43	CR	Guayabal	B	11°02'11.0"N	85°32'18.0"W	280	*	G, T, N	laguna-marjal	-
44	CR	El Amo	B	11°02'41.0"N	85°36'24.0"W	200	*	T, Cy	balsa	A
45	CR	El Sitio	B	10°57'04.6"N	85°37'03.0"W	264	12, 19	T, Cy, Th	marjal	G
46	CR	San Miguel	B	10°01'58.9"N	83°32'15.2"W	516	12, 16, 17	Cy, G	laguna	G
47	CR	Swampo 2	B	10°01'55.8"N	83°32'24.7"W	513	3, 13, 19	T, G, Cy	balsa	G
48	CR	Tapete Blanco	B	10°01'51.6"N	83°32'24.8"W	508	11, 12, 17, 21	Cy, L	laguna-marjal	G
49	CR	Miguel Vicas	B	10°01'50.5"N	83°32'22.3"W	490	9, 10, 12, 17	G	marjal	G
50	CR	Salchicha	B	10°03'59.4"N	83°37'43.9"W	830	1, 17, 19	A	balsa	-
51	CR	Saltador	B	10°04'03.0"N	83°37'44.7"W	826	12, 17, 18, 19	G, T	laguna	F
52	CR	Chanchera	B	10°26'11.0"N	84°00'53.0"W	50	7	H, Pi	balsa	-
53	CR	Holdridge	B	10°25'08.0"N	84°00'23.0"W	60	*	A	laguna	-

Anopheles, Culicini > *Culex*, Mansoniini > *Mansonia*, y Uranotaeniini > *Uranotaenia*. Esta diferencia en el número de especies entre ambos países se debe, principalmente, a la cantidad de muestras positivas obtenidas, 91 para Costa Rica y 33 para Nicaragua. Sin embargo, la ratio de especies por muestra ($Ra^{e/m}$) ofrece el mismo valor: para Costa Rica 22/91 es un valor de $Ra^{e/m} = 0.242$; para Nicaragua 8/33 resulta en un valor de $Ra^{e/m} = 0.242$.

A continuación, se aporta información sobre los taxones identificados, incluyendo apuntes sobre su distribución según Gaffigan *et al.* (2018), datos de recolección, hábitat larvario e importancia médica. Como complemento, se presenta la Tabla S1 (ver material suplementario disponible en <http://www.limnetica.net/es/limnetica>) con un listado de especies y número de larvas y pupas recolectadas. En dichas tablas se incluye las fechas de muestreo, quedando representadas de la siguiente manera: los meses en números romanos (p.ej.: VI = junio); para los años, se referencian los dos últimos dígitos (p.ej.: 10 = 2010).

Tribu Aedeomyiini

1. *Aedeomyia (Aedeomyia) squamipennis* (Lynch Arribáizaga, 1878)

Distribución: Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, República Dominicana, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Torre 1, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 10-VI-2011: una larva, 17-I-2018: 14 larvas; Lázaro, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 15-I-2011: cinco larvas, 12-I-2018: 226 larvas; Torre 2, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 15-IX-2010: una larva, 15-I-2011: una larva, 15-VI-2011: una larva; Altamira, Fortuna, Guanacaste (CR), 17-IX-2010: dos larvas, 15-I-2011: una larva; Mata de Cacao 1, Chinandega (N), 15-I-2011: tres larvas; Cinta de Maraón, Chinandega (N), 13-IX-2010: cuatro larvas; Mata de Cacao 2, Chinandega (N), 15-I-2011: siete larvas; Tonalá, Chinandega (N), 24-IX-2010: 114 larvas; Las Hormiguitas 1,

Chinandega (N), 24-IX-2010: cuatro larvas; La Bocana, Catalina, Guanacaste (CR), 15-I-2011: una larva; Estrella, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 1-I-2011: dos larvas; Piedra Hueca, Catalina, Guanacaste (CR), 15-I-2011: una larva; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 30-V-2010: 47 larvas; Estero Blanco, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-17: cinco larvas; Salchicha, Las Lomas, Limón (CR), 28-II-2018: una larva.

Hábitat larvario: sus larvas se encuentran en depósitos naturales permanentes de agua dulce, asociadas al hidrófito comúnmente conocido como lechuguilla, *Salvinia* Ség. (García Ávila, 1977), y a *Nelumbo lutea* Willd (Pérez Viguera, 1956). En el presente estudio se encontró compartiendo hábitat con *Anopheles albimanus* Wiedemann, 1820, *Culex dunnii* Dyar, 1918 y *Cx. pilosus* (Dyar & Knab, 1906).

Importancia médica: las hembras poseen hábitos nocturnos y muestran preferencias ornitófilas (Gabaldón *et al.*, 1977), por lo que esta especie no estaría implicada en la transmisión de patógenos a las personas (Pereira *et al.*, 2017).

Tribu Aedini

2. *Aedes (Ochlerotatus) pertinax* (Grabham, 1906)

Distribución: Bahamas, Cuba, EE. UU., Haití, Jamaica, Puerto Rico, República Dominicana. Nueva cita para Costa Rica.

Recolección: Experimental, Puerto Viejo, Heredia (CR), 28-V-2017: 21 larvas, 4-X-2017: 132 larvas.

Hábitat larvario: es una especie que parece estar en expansión (Shin *et al.*, 2016), habiéndose detectado por primera vez en EE. UU. en 2011, en una zona pantanosa del estado de Florida (Shroyer *et al.*, 2015). Se encontró asociada a *Cx. pilosus*, *Psorophora confinnis* (Lynch Arribáizaga, 1891) y *Psorophora howardii* Coquillett, 1901.

Importancia médica: diferentes aspectos sobre su bionomía y relevancia vectorial son aún inciertos.

Observaciones taxonómicas: algunos autores indican que la identificación de las larvas y las hembras debería ser validada mediante técnicas moleculares, al pertenecer a un grupo de especies muy próximas entre sí (Shroyer *et al.*, 2015). Se

ha comprobado la identificación con otras especies cercanas, pero ninguna de ellas ha resultado tan coincidente con la descripción de Belkin *et al.* (1970). Algunos caracteres morfológicos de importancia sistemática pueden visualizarse en la Figura 2 (A-C).

3. *Aedes (Ochlerotatus) scapularis* (Rondani, 1848)

Distribución: Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Chile, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Paraguay, Perú, República Dominicana, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Recolección: Swampo 2, Guayacán, Limón (CR), 6-X-2017: 146 larvas.

Hábitat larvario: se encuentra en altitudes bajas y moderadas en la mayor parte de América tropical y subtropical. Se reproduce en una gran variedad de ambientes dulceacuícolas, tanto temporales como semipermanentes, aunque principalmente en charcas temporales con desbordamientos de agua, incluyendo márgenes de embalses, agujeros de rocas, ya sea a pleno sol o sombra parcial. Se ha hallado junto con *Cx. pilosus* y *Culex coronator* Dyar & Knab, 1906.

Importancia médica: los adultos muestran hábitos crepusculares, son bastante activos durante el atardecer, sinantrópicos y con tendencia antropofílica (Forattini *et al.*, 1981). Se han aislado al menos 15 virus de esta especie, incluidos el virus de la fiebre amarilla (YFV) y el virus de la encefalitis equina venezolana (VEEV) (Arnell, 1976). También parece ser vector del nematodo *Wucheria bancrofti* (Rachou *et al.*, 1954; Arnell, 1976), agente etiológico de la filariasis linfática.

Observaciones taxonómicas: algunos caracteres morfológicos de importancia sistemática pueden visualizarse en la Figura 2 (D-F).

4. *Aedes (Ochlerotatus) tortilis* (Theobald, 1903)

Distribución: Antigua y Barbuda, Argentina, Bahamas, Brasil, Cuba, Dominica, EE. UU., Guadalupe, Guatemala, Haití, Islas Caimán, Islas Turcas y Caicos, Islas Vírgenes, Jamaica,

México, Montserrat, Puerto Rico, República Dominicana, San Cristóbal y Nieves, Santa Lucía. Nueva cita para Costa Rica.

Recolección: La Bocana, Catalina, Guanacaste (CR), 28-V-2017: 81 larvas.

Hábitat larvario: se encuentra en depósitos naturales temporales y semipermanentes. También se puede localizar en aguas salobres con abundante vegetación (Belkin *et al.*, 1970; Arnell, 1976). En nuestro estudio se ha encontrado junto a *Culex nigripalpus* Theobald, 1901.

Importancia médica: las hembras pican durante el día y hasta el atardecer y nunca se alejan en exceso de los criaderos (Carpenter & LaCasse, 1955), sin embargo, se desconocen sus implicaciones sanitarias.

Observaciones taxonómicas: algunos caracteres morfológicos de importancia sistemática pueden visualizarse en la Figura 2 (G-H).

5. *Psorophora (Psorophora) ciliata* (Fabricius, 1794)

Distribución: Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Canadá, Colombia, Costa Rica, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guayana Francesa, Guatemala, Honduras, Islas Caimán, México, Panamá, Paraguay, Perú, Surinam, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Tortuga, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 1-VI-2017: 35 larvas.

Hábitat larvario: las larvas pertenecientes a este género son depredadoras de larvas de otros culícidos, por lo que las hembras ovipositan en hábitats frecuentados por *Aedes* y otras especies de *Psorophora*, en ambientes temporales y propensos a la inundación, expuestos al sol o en márgenes inundados de pantanos (Carpenter & LaCasse, 1955). Se capturó junto a *An. albimanus*.

Importancia médica: las hembras son picadoras persistentes (Carpenter & LaCasse, 1955) y se alimentan de los seres humanos en cualquier momento del día, en las cercanías de sus sitios de cría (Belkin *et al.*, 1970). Esta especie ha sido positiva para el VEEV, el virus de la encefalitis equina del Este (EEEV), y el WNV, entre otros (Chamberlain *et al.*, 1954; Sudia *et al.*, 1975; Chow *et al.*, 2002); sin embargo, no hay estudios que confirmen que sea un vector puente para esos virus.

Observaciones taxonómicas: exceptuando *P.*

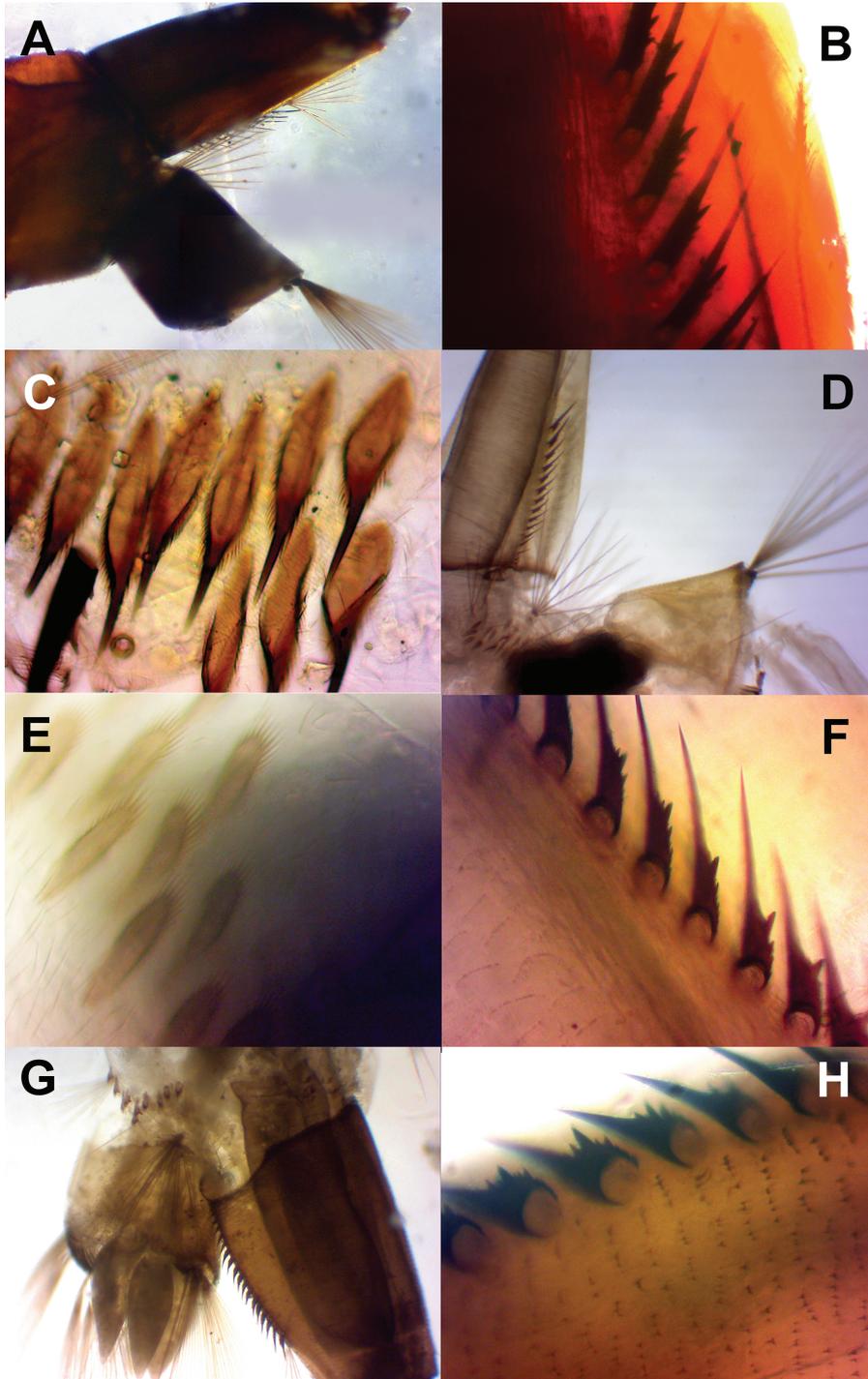


Figura 2. Algunas especies de importancia médica: género *Aedes*. A-C: *Ae. pertinax**; segmentos terminales (A), dientes sífonicos (B) y escamas del segmento VIII (C). D-F: *Ae. scapularis*; segmentos terminales (D), espículas del segmento VIII (E) y dientes sífonicos (F). G-H: *Ae. tortilis**, segmentos terminales (G) y dientes sífonicos (H). *= primera cita para Costa Rica. *Some species of medical importance: genus Aedes. A-C: Ae. pertinax**; terminal segments (A), pecten spines (B) and comb scales of segment VIII (C). D-F: *Ae. scapularis*; terminal segments (D), comb scales of segment VIII (E) and pecten spines (F). G-H: *Ae. tortilis**, terminal segments (G) and pecten spines (H). *= new record from Costa Rica.

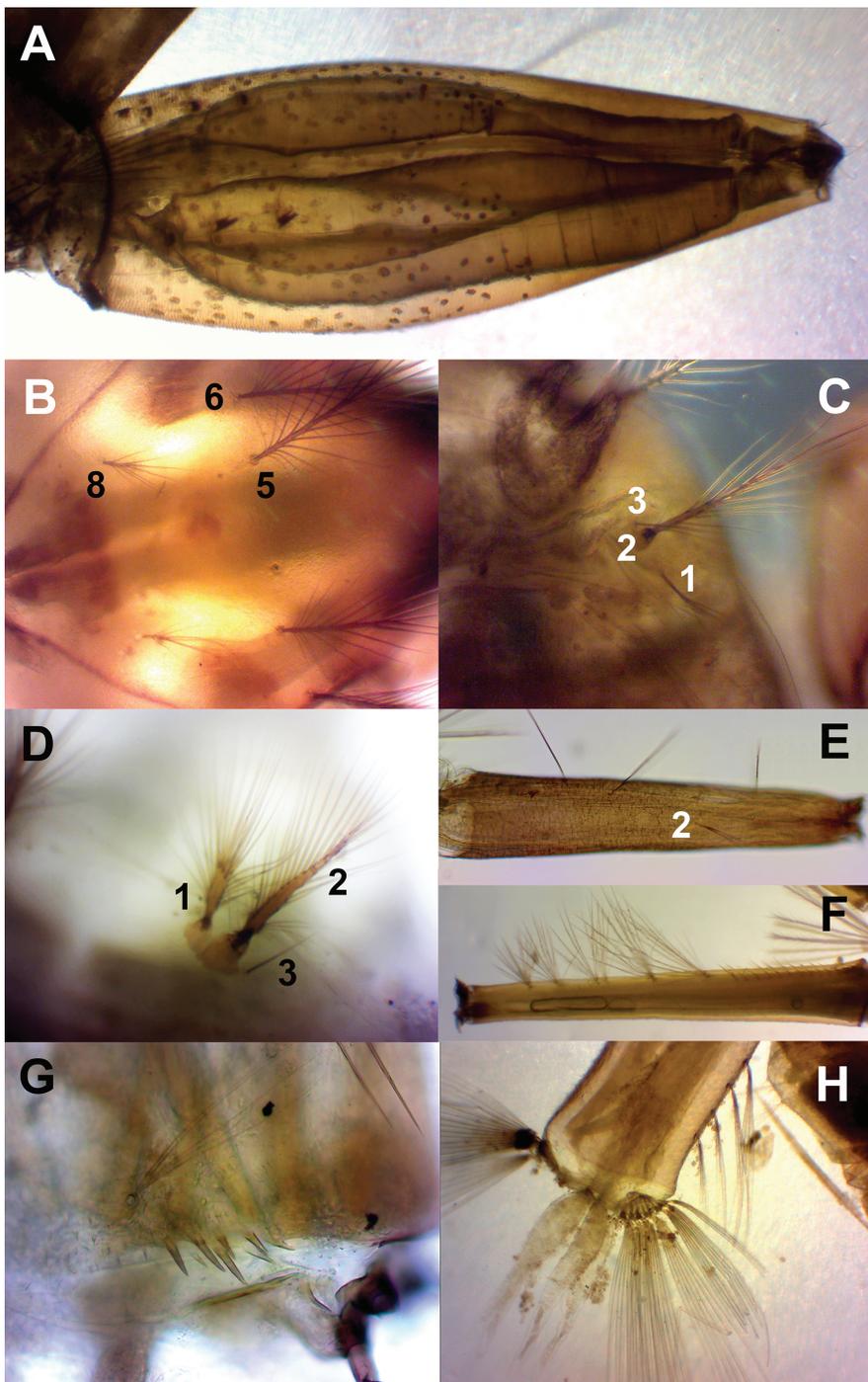


Figura 3. Algunas especies de importancia médica: otros géneros. A: Género *Psorophora*; sifón. B-D: Género *Anopheles*; B-C: *An. vestitipennis*; sedas cefálicas (B) y sedas 1-2-3P en tubérculo separado (C); D: *An. albimanus*; sedas 1-2-3P ancladas en el mismo tubérculo. E-G: Género *Culex*; E: *Cx. nigripalpus*; sifón, seda dorsal (2); F-G: *Cx. erraticus*; sifón (F) y espinas del segmento X (G). H: Género *Mansonia*; *Ma. titillans*; segmento X, detalle de las sedas. *Some species of medical importance: another genera.* A: Genus *Psorophora*; siphon. B-D: Genus *Anopheles*; B-C: *An. vestitipennis*; cephalic setae (B) and torax, seta 1-2-3P separated (C); D: *An. albimanus*; torax, seta 1-2-3P sharing a common tubercle. E-G: Genus *Culex*; E: *Cx. nigripalpus*; siphon, dorsal seta (2); F-G: *Cx. erraticus*; siphon (F) and segment VIII, detail of pecten spines (G). H: Genus *Mansonia*; *Ma. titillans*; segment X, detail of setae.

ciliata, que destaca por su tamaño, las demás especies de importancia sistemática del género *Psorophora* presentan un sifón engrosado en su parte media (Fig. 3A).

6. *Psorophora (Grabhamia) confinnis* (Lynch Arribáizaga, 1891)

Distribución: Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, EE. UU., El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Haití, Honduras, Islas Caimán, Islas Vírgenes, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Bocana, Catalina, Guanacaste (CR), 12-I-2018: dos larvas; Experimental, PN Palo Verde, Guanacaste (CR), 28-V-2017: 26 larvas; 4-X-2017: 202 larvas.

Hábitat larvario: las hembras ponen los huevos sobre suelos húmedos en depresiones sujetas a inundaciones por la lluvia o el desbordamiento de arroyos y canales de irrigación de arrozales (Carpenter & LaCasse, 1955). En el presente trabajo, se capturó junto a *Ae. pertinax*, *Cx. pilosus* y *Ps. howardii*.

Importancia médica: según Whitehead (1951), parece que el ganado bovino constituiría su principal fuente de alimento, seguido de los caballos y cerdos, aunque puede alimentarse en menor medida de aves e incluso humanos. Ortiz *et al.* (2005) sugieren que esta especie puede ser un vector puente importante para la transmisión del VEEV.

7. *Psorophora (Janthinosoma) ferox* (Humboldt, 1819)

Distribución: Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Canadá, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guadalupe, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, República Dominicana, Santa Lucía, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Chanchera, Puerto Viejo, Heredia (CR), 20-VI-2017: 71 larvas.

Hábitat larvario: se desarrollan en charcas

temporales, particularmente cerca de matorrales (González Broche, 2006), en aliviaderos de desbordamiento a lo largo de los arroyos, y ocasionalmente en baches después de las lluvias del verano.

Importancia médica: las hembras son picadoras persistentes (Carpenter & LaCasse, 1955) y suelen encontrarse en zonas de umbría en áreas boscosas (Belkin *et al.*, 1970). Esta especie ha sido reportada infectada con diversos arbovirus, como el virus Rocío (ROCV), el WNV y el EEEV, entre otros (Lopes *et al.*, 1981; Kulasekera *et al.*, 2001; Turell *et al.*, 2005).

8. *Psorophora (Psorophora) howardii* Coquillett, 1901

Distribución: Brasil, Costa Rica, Cuba, EE. UU., El Salvador, Guatemala, México, Nicaragua, Trinidad y Tobago.

Recolección: Experimental, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 4-X-2017: cuatro larvas.

Hábitat larvario: las larvas se desarrollan en ambientes similares a los que utiliza *Ps. confinnis* (González Broche, 2006). La especie se recolectó con *Ps. confinnis* y *Ae. pertinax*.

Importancia médica: los adultos generalmente se encuentran cerca de sus hábitats larvarios y son picadores persistentes (Carpenter & LaCasse, 1955). Se ha aislado el WNV de este culícido e incluso se ha constatado la transmisión transovárica en el mismo (Mackay, 2007).

Tribu Anophelini

9. *Anopheles (Anopheles) vestitipennis* Dyar & Knab, 1906

Distribución: Belice, Colombia, Costa Rica, Cuba, El Salvador, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Puerto Rico, República Dominicana.

Recolección: Miguel Vicas, Siquirres, Limón (CR), 27-II-2018: 91 larvas.

Hábitat larvario: Belkin *et al.* (1970) observan ejemplares en arrozales, zonas pantanosas, zanjas y charcas someras, todas ellas a 30 msnm. En nuestro estudio, localizamos los ejemplares a 490 msnm (Tabla 1).

Importancia médica: Loyola *et al.* (1991) aportaron datos importantes sobre el papel vectorial de esta especie en la transmisión de la malaria en un bosque lluvioso de la región de Chiapas, México.

Observaciones taxonómicas: al margen de no poseer un sifón desarrollado en el género *Anopheles*, *An. vestitipennis* posee algunos caracteres morfológicos de importancia sistemática en la sedas 8-C y 1-2-3-P (Fig. 3B-C).

10. *Anopheles (Nyssorhynchus) albimanus* Wiedemann, 1820

Distribución: Antigua y Barbuda, Bahamas, Barbados, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Islas Caimán, Jamaica, México, Montserrat, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, San Cristóbal y Nieves, Surinam, Uruguay, Venezuela, Islas Vírgenes.

Recolección: Lázaro, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 12-I-18: una larva; Sainalosa, Fortuna, Guanacaste (CR), 30-VI-2010: una larva, 25-IX-2010: nueve larvas; Playones, Chinandega (N), 23-IX-2010: una larva; Tonalá, Chinandega (N), 24-IX-2010: 11 larvas; Las Hormiguitas 1, Chinandega (N), 13-VII-2010: una larva; Puente, Los Cerritos, León (N), 14-VII-2010: cuatro larvas; Los Corrales, León (N), 14-VII-2010: dos larvas; Palermo, León (N), 14-VII-2010: cinco larvas; Falconiana 1, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 21-X-2017: cuatro larvas; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 30-V-2017: ocho larvas; Estero Blanco, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: 24 larvas; Peje, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: 11 larvas; Tortuga, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 1-VI-2017: dos larvas; Miguel Vicas, Siquirres, Limón (CR), 9-VI-2017: seis larvas.

Hábitat larvario: se encuentra en una amplia variedad de hábitats acuáticos (Faran, 1980); son tolerantes a la salinidad y pueden estar a plena luz solar o a sombra parcial con abundante vegetación emergente (Rodríguez Sosa *et al.*, 2019) con espumas y algas, e incluso desarrollarse en reservorios artificiales, como neumáticos usados (Borge de Prada *et al.*, 2018). En nuestro estudio

la hemos encontrado con *Ad. squamipennis*, *Culex chidesteri* Dyar, 1921, *Culex erraticus* Dyar & Knab, 1906, *Cx. nigripalpus*, *Cx. dunni* y *Ps. ciliata*, lo que coincide en parte con ambientes temporales según Belkin *et al.* (1970).

Importancia médica: es considerado el principal vector de la malaria en el 80 % del territorio caribeño (Faran, 1980), América Central y en el Norte de América del Sur (Carpenter & LaCasse, 1955). El éxito de su transmisión malárica se debe a su longevidad, pero sobre todo, a su estrecha relación con las poblaciones humanas (Belkin *et al.*, 1970).

Observaciones taxonómicas: en esta especie se observa claramente que las sedas protorácicas 1,2-P se encuentran situadas sobre un mismo tubérculo basal (Fig. 3D).

11. *Anopheles (Nyssorhynchus) strodei* Root, 1926

Distribución: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Honduras, México, Panamá, Paraguay, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Recolección: Tapete Blanco, Siquirres, Limón (CR), 27-II-2018: cinco larvas.

Hábitat larvario: según Faran (1980), es una especie que ocupa muchos tipos de ambientes, desde huellas de animales hasta zonas pantanosas, zanjas, charcas y agujeros rocosos, entre otros. Las larvas suelen estar asociadas a abundante vegetación, usualmente pastos y algas (Faran & Linthicum, 1981), pudiéndose encontrar desde el nivel del mar hasta los 1600 msnm (Unti, 1941). En el presente estudio ha sido hallada junto a *Cx. dunni*.

Importancia médica: ha sido encontrada infectada naturalmente con *Plasmodium vivax* (Grassi & Feletti, 1890) en la región del Amazonas (Oliveira-Ferreira *et al.*, 1990), aunque se desconoce si este registro se refiere a *An. strodei* s.s. u otro miembro del complejo Strodei.

Tribu Culicini

12. *Culex (Culex) chidesteri* Dyar, 1921

Distribución: Argentina, Bahamas, Belice, Boli-

via, Brasil, Chile, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guadalupe, Guatemala, Jamaica, México, Panamá, Paraguay, Puerto Rico, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Falconiana 1, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 21-X-2017: dos larvas; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: dos larvas; El Sitio, Guacalito, Guanacaste (CR), 2-VI-2017: 224 larvas; 19-X-2017: 13 larvas, Quebrada San Miguel, Siquirres, Limón (CR), 7-X-2017: 16 larvas; Tapete Blanco, Siquirres, Limón (CR), 9-VI-2017: 36 larvas; Miguel Vicas, Siquirres, Limón (CR), 9-VI-2017: 12 larvas; Saltador, Las Lomas, Limón (CR), 10-VI-2017: 189 larvas.

Hábitat larvario: se encuentra en charcas temporales y permanentes con vegetación acuática en terrenos cenagosos (González Broche, 2006). En nuestro estudio, se capturó con *Cx. dunnii*, *Cx. erraticus*, *Cx. pilosus* y *Mansonia titillans* (Walker, 1848).

Importancia médica: muestra un comportamiento oportunista de alimentación, al nutrirse de un amplio rango de organismos tales como conejos, pollos y tortugas (Almirón & Brewer, 1995), e incluso sobre el humano (Oliveira & Heyden, 1986), pero se desconoce su relevancia sanitaria.

13. *Culex (Culex) coronator* Dyar & Knab, 1906

Distribución: Antigua y Barbuda, Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, República Dominicana, Santa Lucía, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Swampo 2, Guayacán, Limón (CR), 6-X-2017: 73 larvas.

Hábitat larvario: charcas temporales con vegetación y a merced de las lluvias, aunque se puede localizar en ambientes variados, incluso en contenedores artificiales (Gray *et al.*, 2008). Se ha capturado junto con *Ae. scapularis* y *Cx. pilosus*.

Importancia médica: es una especie zoofílica, pero también puede alimentarse de la sangre de aves (Mackay, 2007). Aunque usualmente no se considera un vector de importancia en salud pública (Gray *et al.*, 2008), ha sido incriminado

en la transmisión del virus de la encefalitis de St. Louis (ESLV), el VEEV (Consoli & Lourenço de Oliveira, 1988; Forattini, 2002) y el WNV (Alto *et al.*, 2014).

Observaciones taxonómicas: la problemática identificación de las especies pertenecientes al complejo *Coronator* puede estar causando dificultades para definir la importancia médica de este grupo (Demari-Silva *et al.*, 2015).

14. *Culex (Culex) declarator* Dyar & Knab, 1906

Distribución: Antigua y Barbuda, Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Dominica, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Haití, Honduras, Islas Vírgenes, México, Montserrat, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Santa Lucía, San Cristóbal y Nieves, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Laguna Escondida, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 1-VI-2017: 2437 larvas.

Hábitat larvario: se encuentra en diferentes y variados ambientes, desde charcas temporales, con o sin vegetación, cavidades de árboles, hasta neumáticos usados y otros reservorios artificiales (Ortega-Morales *et al.*, 2015). En nuestro estudio la hemos observado en cohabitación con *Cx. pilosus*.

Importancia médica: muestra querencia por alimentarse del ser humano (Darsie & Shroyer, 2004) y es un vector potencial del ESLV (Darsie & Shroyer, 2004) y de *Dirofilaria immitis* (Leidy, 1856) (Labarthe *et al.*, 1998), nematodo causante de la dirofilariasis.

15. *Culex (Culex) nigripalpus* Theobald, 1901

Distribución: Anguila, Antigua y Barbuda, Argentina, Bahamas, Barbados, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guayana Francesa, Granada, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Islas Caimán, Islas Vírgenes, Jamaica, Martinica, México, Montserrat, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, San Cristóbal y Nieves, Santa Lucía, San Vicente y las Granadinas, Surinam,

Trinidad y Tobago, Venezuela.

Recolección: Las Brisas, Fortuna, Guanacaste (CR), 17-IX-2010: tres larvas; Puente, Media Lucha, León (N), 14-VII-2010: cuatro larvas; La Bocana, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 28-V-2017: 249 larvas; Falconiana 1, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 12-I-2018: tres larvas; Juncos, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: ocho larvas; Jirafa, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 1-VI-2017: 52 larvas.

Hábitat larvario: se encuentra en zanjas, charcas con vegetación y zonas pantanosas de naturaleza semipermanente o permanente, en el agua en rodadas, axilas de hojas de plantas e incluso reservorios artificiales (Borge de Prada *et al.*, 2018; Rodríguez Sosa *et al.*, 2019; González *et al.*, 2019). Se ha capturado con *An. albimanus* y *Ae. tortilis*.

Importancia médica: muestra tendencia antroponófila. Además, se considera vector del EEEV, el SLVE y el WNV (Turell *et al.*, 2005).

Observaciones taxonómicas: es característico un sífon de cuatro pares de sedas 1-S cuya seda 2 se sitúa en posición dorsal (Fig. 3E).

16. *Culex (Culex) quinquefasciatus* Say, 1823

Distribución: cosmotropical, especialmente en África, América, sur de Asia, Australia y sur de EE. UU. (Savage & Miller, 1995).

Recolección: Quebrada San Miguel, Guayaacán, Limón (CR), 7-X-2017: nueve larvas.

Hábitat larvario: depósitos naturales y artificiales, tanto permanentes como temporales, normalmente ricos en materia orgánica, con especial afinidad por las fosas, lagunas de oxidación y arroyos contaminados con aguas albañales (González Broche, 2006), mostrando una gran versatilidad en la colonización de diferentes hábitats (Borge de Prada *et al.*, 2018; Rodríguez Sosa *et al.*, 2019; González *et al.*, 2019). Belkin & Heineemann (1973) encuentran larvas de esta especie en bromelias, riberas de ríos, sumideros, charcos, pisadas, neumáticos usados, huecos de coralina y troncos de bambú, entre otros.

Importancia médica: está considerado como el vector más eficiente de la filiarisis bancroftiana en la región neotropical (Forattini, 2002) y un vector potencial de dirofilariasis (Lai *et al.*, 2000).

En cuanto a arbovirus, es un vector potencial de WNV (Goddard *et al.*, 2002), y también puede transmitir el SLEV, el virus de la encefalitis japonesa (JEV), Ross River virus (RRV) o el Sindbis (SV), entre otros (Tsai & Mitchell, 1989).

17. *Culex (Melanoconion) dunnii* Dyar, 1918

Distribución: Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Recolección: Puente, Los Cerritos, León (N), 25-IX-2010: una larva; Estrella, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 21-VII-2010: 16 larvas; 15-IX-2010: 15 larvas; Huertón, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 15-IX-2010: tres larvas; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: cinco larvas; 13-I-2018: 41 larvas; Jirafa, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 20-X-2017: una larva; Quebrada San Miguel, Siquirres, Limón (CR), 9-VI-2017: 240 larvas; 7-X-2017: dos larvas; 27-II-2018: 64 larvas; Tapete Blanco, Siquirres, Limón (CR), 27-II-2018: 15 larvas; Miguel Vicas, Siquirres, Limón (CR), 7-X-2017: 20 larvas; Salchicha, Las Lomas, Limón (CR), 9-X-2017: dos larvas; 28-II-2018: 121 larvas; Saltador, Las Lomas, Limón (CR), 9-X-2017: tres larvas; 28-II-2018: ocho larvas.

Hábitat larvario: se ha capturado en charcas temporales, donde suele estar asociado a lechuga de agua, *Pistia* (L.) (Dyar, 1918). En el presente estudio, se ha encontrado en cohabitación con *Ad. squamipennis*, *An. strodei*, *Cx. chidesteri*, *Cx. erraticus*, *Cx. pilosus*, *Cx. quinquefasciatus* y *Ma. titillans*.

Importancia médica: se considera vector del VEEV (Berti *et al.*, 2013).

18. *Culex (Melanoconion) erraticus* Dyar & Knab, 1906

Distribución: Bahamas, Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Curazao, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela, Islas Vírgenes.

Recolección: Torre 1, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 27-VI-2010: una larva; Lázaro, PN de Palo Verde, Guanacaste (CR), 21-X-2017: dos larvas; Eneas 2, Fortuna, Guanacaste (CR), 13-I-2018: 24 larvas; La Lagarta, Fortuna, Guanacaste (CR), 2-VII-2010: dos larvas; 17-IX-2010: dos larvas; Mata de Cacao 1, Mata de Cacao, Chinandega (N), 15-I-2011: una larva; Mata de Cacao 2, Mata de Cacao, Chinandega (N), 23-IX-2010: 18 larvas; 15-I-2011: dos larvas; Tonalá, Mata de Cacao, Chinandega (N), 24-IX-2010: 10 larvas; San Jorge 1, Los Corrales, León (N), 14-VII-2010: una larva; Falconiana 1, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 21-X-2017: dos larvas; Falconiana 2, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 30-V-2017: cuatro larvas; 21-X-2017: cuatro larvas; 12-I-2018: 31 larvas; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: 12 larvas; 13-I-2018: 20 larvas; Estero Blanco, Fortuna, Guanacaste (CR), 13-I-2018: 33 larvas; Peje, Fortuna, Guanacaste (CR), 31-V-2017: 10 larvas; 18-X-2018: 16 larvas; Camino Escondida, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 1-VI-2017: cinco larvas; Saltador, Las Lomas, Limón (CR), 9-X-2017: tres larvas; 28-II-2018: nueve larvas.

Hábitat larvario: diferentes y variados ambientes como márgenes de charcas, lagos, ciénagas, remansos de arroyos, arrozales, humedales someros y ríos (González Broche, 2006). Se ha capturado junto con *An. albimanus*, *Cx. chidesteri* y *Cx. dunnii*.

Importancia médica: se alimenta de un amplio rango de hospedadores, entre los que se encuentran mamíferos, aves, reptiles e incluso anfibios (Christensen *et al.*, 1996), siendo un vector competente del EEEV y del VEEV, además de ser un supuesto vector del WNV (Chamberlain *et al.*, 1954; Hribar *et al.*, 2004; Cupp *et al.*, 2007).

Observaciones taxonómicas: algunos caracteres morfológicos de importancia sistemática que le separan de otras especies del subgénero *Melanoconion* se destacan en las Figuras 3F-G.

19. *Culex (Melanoconion) pilosus* (Dyar & Knab, 1906)

Distribución: Argentina, Australia, Bahamas,

Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Haití, Honduras, Islas Vírgenes, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Recolección: Eneas 2, Fortuna, Guanacaste (CR), 30-V-2017: una larva; Mata de Cacao 1, Chinandega (N), 3-IX-2010: dos larvas; 15-I-2011: dos larvas; Experimental, PN Palo Verde, Guanacaste (CR), 28-V-2017: 127 larvas; Laguna Escondida, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 20-X-2017: 18 larvas; Camino Escondida, Hacienda Naranjo, Guanacaste (CR), 1-VI-2017: ocho larvas; El Sitio, Guacalito, Guanacaste (CR), 2-VI-2017: ocho larvas; Swampo 2, Guayacán, Limón (CR), 6-X-2017: 216 larvas; Salchicha, Las Lomas, Limón (CR), 10-VI-2017: 81 larvas; 9-X-2017: 71 larvas; 28-II-2018: 24 larvas; Saltador, Las Lomas, Limón (CR), 10-VI-2017: 66 larvas; 9-X-2017: 114 larvas; 28-II-2018: 47 larvas.

Hábitat larvario: suele habitar charcas poco profundas, normalmente temporales, y con vegetación acuática; además, puede encontrarse en pisadas de animales (González Broche, 2006). En el presente estudio, se capturó junto a *Ad. squamipennis*, *Cx. chidesteri*, *Cx. coronator*, *Cx. dunnii*, *Culex zeteki* Dyar, 1918 y *Ma. titillans*.

Importancia médica: este culicido prefiere alimentarse sobre animales poiquilotermos (Edman, 1979) y no ha sido identificado como una especie de importancia sanitaria.

20. *Culex (Melanoconion) zeteki* Dyar, 1918

Distribución: Belice, Brasil, Colombia, Guayana Francesa, Guyana, Honduras, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Surinam, Trinidad y Tobago, Venezuela.

Recolección: Mata de Cacao 1, Chinandega (N), 13-IX-2010: cinco larvas; Las Hormiguitas 2, Chinandega (N), 13-VII-2010: 10 larvas.

Hábitat larvario: se localiza en charcas temporales o semipermanentes (Foote, 1954). Se recolectó junto con *Ad. squamipennis*, *Cx. pilosus* y *Ma. titillans*.

Importancia médica: desconocida.

Tribu Mansoniini21. *Mansonia (Mansonia) titillans* (Walker, 1848)

Distribución: Antigua y Barbuda, Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EE.UU., El Salvador, Guayana Francesa, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Haití, Honduras, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, Santa Lucía, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Torre 1, PN de Palo Verde Guanacaste (CR), 15-IX-2010: cuatro larvas; Altamira, Fortuna, Guanacaste (CR), 31-V-2017: una larva; 17-X-2017: cinco larvas; 13-I-2018: cuatro larvas; Sainalosa, Fortuna, Guanacaste (CR), 17-X-2017: 12 larvas; 13-I-2018: tres larvas; Eneas 2, Fortuna, Guanacaste (CR), 30-V-2017: 10 larvas; Mata de Cacao 1, Mata de Cacao, Chinandega (N), 13-IX-2010: tres larvas; Tonalá, Puerto Morazán, Chinandega (N), 24-IX-2010: seis larvas; 1-I-2011: cinco larvas; Las Hormiguitas 1, Puerto Morazán, Chinandega (N), 1-I-2011: cuatro larvas; Palermo, Ernesto Che Guevara, León (N), 15-I-2011: una larva; Bocana, Catalina, Guanacaste (CR), 21-VII-2010: una larva; 15-I-2011: cinco larvas; Estrella, Hacienda Tamarindo, Guanacaste (CR), 21-VII-2010: tres larvas; 15-IX-2010: tres larvas; Piedra Hueca, PN de Palo Verde Guanacaste (CR), 15-I-2011: 16 larvas; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 18-X-2017: 28 larvas; Estero Blanco, Fortuna, Guanacaste (CR), 13-I-2018: 42 larvas; Peje, Fortuna, Guanacaste (CR), 31-V-2017: 425 larvas; 13-I-2018: 42 larvas; Juncos, Fortuna, Guanacaste (CR), 31-V-2017: 292 larvas; Tapete Blanco, Guayacán, Limón (CR), 9-VI-2017: dos larvas.

Hábitat larvario: las larvas se adhieren a las raíces sumergidas de plantas acuáticas, de las que obtienen oxígeno. Las pupas también permanecen unidas a las raíces de las plantas hasta el momento de la emergencia de los adultos. Las principales plantas hospedadoras son la lechuga de agua y el jacinto de agua, *Eichornia crassipes* (Mart.) Solms (Belkin *et al.*, 1970). Se recolectó con *Ad. squamipennis*, *Cx. chidesteri*, *Cx. dunnii*, *Cx. erraticus*, *Cx. pilosus* y *Cx. zeteki*.

Importancia médica: el VEEV se ha aislado de ejemplares capturados en Trinidad y se cree que la especie pudo haber sido un vector importante de esta arbovirosis durante la epidemia que tuvo lugar en este país caribeño en 1942-1943. Además, es vector de la filariasis (Carpenter & LaCasse 1955).

Observaciones taxonómicas: se destaca la presencia de cuatro pares de sedas sobre la parte ventral del segmento X (Fig. 3H).

Tribu Uranotaeniini22. *Uranotaenia (Uranotaenia) lowii* Theobald, 1901

Distribución: Argentina, Bahamas, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, EE. UU., El Salvador, Granada, Guatemala, Guayana Francesa, Guyana, Haití, Honduras, Islas Caimán, Islas Vírgenes, Jamaica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, Santa Lucía, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay, Venezuela.

Recolección: Altamira, Fortuna, Guanacaste (CR), 13-I-2018: siete larvas; Eneas 3, Fortuna, Guanacaste (CR), 13-I-2018: cuatro larvas.

Hábitat larvario: charcas y lagunas temporales y permanentes con mucha vegetación acuática y algas (González Broche, 2006). En el presente estudio se ha encontrado en cohabitación con *An. albimanus*, *Cx. nigripalpus*, *Cx. erraticus* y *Cx. pilosus*.

Importancia médica: se alimenta específicamente de anfibios (Carpenter & LaCasse, 1955), por lo que no posee relevancia médica conocida.

La especie mejor representada durante el estudio fue *Ma. titillans*, que se recolectó en 23 de las 183 muestras obtenidas entre los dos periodos. Las siguientes, en orden decreciente, fueron: *Cx. erraticus* presente en 22; *Ad. squamipennis* en 20, *Cx. dunnii* en 16, *An. albimanus* en 15, *Cx. pilosus* en 14, *Cx. chidesteri* en ocho, *Cx. nigripalpus* en seis, *Ps. confinnis* en tres, *Ae. pertinax* y *Cx. zeteki* en dos, y *An. vestitipennis*, *An. strodei*, *Ae. scapularis*, *Ae. tortilis*, *Cx. coronator*, *Cx. declinator*, *Cx. quinquefasciatus*, *Ps. ciliata*, *Ps. ferox*, *Ps. howardii* y *Ur. lowii* en una.

No hubo ningún registro de individuos pertenecientes a dos de las especies de mayor relevancia médica mundial, *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) y *Aedes albopictus* (Skuse, 1894). Estas especies, de origen arborícola y elevada competencia vectorial, han desarrollado la habilidad de colonizar una amplia variedad de recipientes artificiales en su acomodación al medio urbano, fundamentalmente colecciones de agua de pequeño tamaño y muy diversa tipología (Alarcón-Elbal *et al.*, 2017). No obstante, también pueden estar presentes en contextos rurales, ligadas al ambiente fitotélmico (Rodríguez Sosa *et al.*, 2019), pero no así en sistemas lagunares como los estudiados.

En relación a la cantidad de especies capturadas en una misma muestra, se observan hasta cuatro especies en Mata de Cacao 1 (Nicaragua, 09/2010; *Ad. squamipennis*, *Cx. pilosus*, *Cx. zeteki* y *Ma. titillans*), Tonalá (Nicaragua, 09/2010; *An. albimanus*, *Ad. squamipennis*, *Cx. erraticus* y *Ma. titillans*) y Eneas 3 (Costa Rica, 10/2017; *Cx. chidesteri*, *Cx. dunni*, *Cx. erraticus* y *Ma. titillans*). Acerca de la cantidad de individuos capturados en una muestra, es remarcable el dato de *Cx. declarator*, del que se capturó 2437 larvas en Guanacaste, Costa Rica, en un único muestreo efectuado en 2017, lo que supone más de un tercio del total de los culícidos capturados.

Los estudios faunísticos, tanto de invertebrados acuáticos en general, como de mosquitos en particular, son de suma importancia para una buena gestión del control de ciertos organismos diana: permiten conocer las especies existentes en un ambiente concreto, su abundancia, su ciclo de vida y su papel vectorial; además, facilitan la detección de nuevas especies, de vital importancia cuando éstas tienen carácter de exóticas invasoras. En este sentido, se han detectado dos nuevas especies de mosquitos para Costa Rica: *Ae. pertinax* y *Ae. tortilis*, siendo la primera de gran interés a causa de su carácter invasor (Shroyer *et al.*, 2015). Sin embargo, las hembras son muy similares a otras dos especies del mismo género, *Ae. atlanticus* Dyar & Knab, 1906 y *Ae. tormentor* Dyar & Knab, 1906 (Shroyer *et al.*, 2015), aunque éstas no han sido reportadas hasta la fecha en el país.

Se hallaron especies, como *Ae. pertinax* y *Cx. coronator*, que muestran caracteres morfológicos controvertidos para la identificación taxonómica,

o elevada variación intraespecífica, lo que dificulta su definición en términos de importancia médica. En este sentido, un acercamiento multidisciplinario e integrativo a la taxonomía de mosquitos vectores, que incluya caracteres morfológicos, moleculares y ecológicos (Schlick-Steiner *et al.*, 2010), es necesario para agilizar la identificación a nivel de especie, sobre todo en grupos que presentan complejos de especies crípticas (Besansky *et al.*, 2003). Además, es clara la necesidad de tipificar molecularmente con códigos de barras a los mosquitos de ecosistemas naturales, a fin de construir una base de referencia para futuros estudios de biodiversidad, ecología y predicción de nichos que impliquen la transmisión de patógenos (Hoyos-López *et al.*, 2015).

En muchos países del continente americano existe una gran escasez de estudios, principalmente sobre distribución geográfica, detección de patógenos y potencial vectorial. Respecto a su distribución geográfica y otros aspectos ambientales de relevancia, la altitud es una variable que influye sobre factores abióticos como la pendiente, el suelo, la humedad o la temperatura, entre otros, los cuales determinan a su vez desde la vegetación predominante hasta los criaderos de mosquitos disponibles (Navarro *et al.*, 2010). Por tanto, profundizar sobre la distribución altitudinal de los mosquitos es de gran interés, sobre todo en aquellas especies que pueden transmitir patógenos. En nuestro estudio, cinco especies mostraron una amplia distribución altitudinal, apareciendo desde cotas bajas hasta los 800 msnm, el género *Aedeomyia* y la mayoría de los *Culex*, siendo estas: *Ad. squamipennis*, *Cx. chidesteri*, *Cx. dunni*, *Cx. erraticus* y *Cx. pilosus*. Dentro de las especies de importancia médica pertenecientes a este último género, se ha reportado en Colombia la adaptación de *Cx. quinquefasciatus* a zonas altas con temperaturas menores sin detrimento de sus parámetros vitales (García *et al.*, 2010). En nuestro caso, este culicido apareció puntualmente a 264 msnm, aunque esto no significa que no abarque un gradiente altitudinal mucho mayor dentro del área de estudio, pues se trata de un díptero oportunista que coloniza, además, un amplio abanico de reservorios artificiales (Rodríguez Sosa *et al.*, 2019) no contemplados en el presente estudio. Por otro lado, un grupo de seis especies se

han encontrado siempre en cotas inferiores a los 100 msnm, en reportes puntuales y perteneciendo la mayoría al género *Psorophora*, a las dos nuevas citas de *Aedes* y a un *Culex*, siendo todas ellas: *Ae. pertinax*, *Ae. tortilis*, *Ps. confinnis*, *Ps. ferox*, *Ps. howardii* y *Cx. zeteki*. Dentro de las especies de importancia médica pertenecientes a este género, se ha reportado en Colombia a *Ps. ciliata* siempre en altitudes inferiores a 400 msnm (Barreto *et al.*, 1996). En nuestro caso, esta especie, que coloniza generalmente aguas permanentes o temporales, pero no reservorios artificiales, apareció en una ubicación a 320 msnm. En relación a los dos aedinos reportados por primera vez en Costa Rica, *Ae. pertinax* se ha encontrado en cotas bajas en países como Jamaica (Belkin *et al.*, 1970), República Dominicana (Belkin & Heineman, 1973) o EE. UU. (Shroyer *et al.*, 2015), entre otros, lo que coincide con lo observado en la laguna 31 (Experimental: Tabla 1). Asimismo, *Ae. tortilis* se ha capturado en cotas bajas en San Cristóbal y Nieves (Mohammed *et al.*, 2015), Cuba (Peraza Cuesta *et al.*, 2015) o EE. UU. (Wilke *et al.*, 2018), entre otros, lo que coincide con nuestra detección en la laguna 5 (Bocana: Tabla 1).

Aspectos como las preferencias alimenticias de algunas especies de culícidos son, en gran medida, desconocidos, viéndose además afectada esta variable por las características intrínsecas de cada medio. Sin embargo, de las especies capturadas, *Ae. pertinax*, *Ae. scapularis*, *An. vestitipennis*, *An. albimanus*, *Cx. nigripalpus*, *Cx. quinquefasciatus*, *Ma. titillans* y *Ps. ferox* han sido reportadas mostrando cierto grado de antropofilia, siendo relevantes en la transmisión de agentes patógenos. Por su parte, *Ad. squamipennis* y *Ur. lowii* no se han informado alimentándose de sangre humana, y poco se conoce acerca de las preferencias de otras como *Cx. chidestery* y *Cx. zeteki*. Asimismo, algunas especies muestran hábitos hematofágicos oportunistas, como *Cx. quinquefasciatus* o *Cx. coronator*, ya que se alimentan de una gran variedad de hospedadores, comportamiento que los hace potencialmente peligrosos, pues pueden coadyuvar a la transmisión de patógenos zoonóticos entre diferentes grupos de vertebrados. Se observa que, dentro de las ocho especies más antropofílicas citadas anteriormente, tres son de las mejor representadas

en el medio natural: *Ma. titillans*, *An. albimanus* y *Cx. nigripalpus*.

En relación a la situación de las antropozoonosis potencialmente transmisibles por mosquitos de ambientes lagunares temporales, desde el año 2009 el Servicio Nacional de Salud Animal (SENASA) de Costa Rica ha estado notificando casos de encefalitis en caballos, principalmente en la Región Chorotega y la Región Huetar Norte, a causa de diferentes virus como el WNV, el VEEV y el VEEE. Asimismo, desde comienzos de la presente década, se ha informado de siete casos de encefalitis en humanos, cuatro casos de WNV y tres de VEEV; sin embargo, no se tiene clara la magnitud de este evento en la población costarricense (MINSAL CR, 2015). Con respecto a otros patógenos transmitidos por culícidos presentes en lagunas temporales, Costa Rica y Nicaragua vieron incrementar en más de un 20 % el número de casos de malaria en 2017 respecto a 2016, razón por la que se activaron los protocolos preventivos en ambos países (MINSAL CR, 2017). En la actualidad, la malaria continúa siendo una epidemia en aumento en Nicaragua (MINSAL NI, 2019).

Los humanos se exponen a las antropozoonosis cuando invaden ambientes naturales o cuando un mosquito vector actúa como especie puente, sacando el patógeno de su ciclo enzoótico e incorporándolo a un ciclo epizootico, en un ambiente rural o semiurbano (Weaver & Reisen, 2010). Ambos países centroamericanos gozan de un clima tropical y una gran diversidad biológica, con un potencial turístico de primer orden, siendo Costa Rica uno de los principales destinos internacionales de ecoturismo. Entre los factores limitantes que pueden afectar la dinámica expansiva del turismo destacan los brotes epidémicos; por tanto, la aparición de enfermedades transmitidas por mosquitos en zonas turísticas puede disuadir a los viajeros y provocar graves pérdidas económicas, locales y nacionales, razón añadida para financiar y dar continuidad a estudios entomológicos que incriminen a este grupo de insectos. Es, a su vez, la lucha contra estas enfermedades un asunto de desarrollo económico y equidad, pues su presencia es un factor detractor para aquellos en peores condiciones económicas, convirtiéndose inevitablemente en un bucle de retroalimentación negativo (Alarcón-Elbal *et al.*, 2017).

En cuanto a la vigilancia y control, la búsqueda de criaderos ha de ser constante y la eliminación, que debe centrarse única y exclusivamente en las especies diana, tiene que ser lo menos perjudicial posible con el medio ambiente. La utilización de medios preventivos responsables, como son el control biológico a nivel larvario o la destrucción mecánica de focos antrópicos, deben prevalecer en detrimento del empleo de tratamientos adulticidas, agentes químicos únicamente deseables como respuesta a brotes epidémicos que supongan un riesgo para la salud pública.

CONCLUSIONES

i. El estudio de las comunidades de macroinvertebrados de ambientes acuáticos temporales del bosque tropical mesoamericano ha permitido, entre otros resultados, obtener una aproximación a las especies de culicidos que habitan dichos entornos en Costa Rica y Nicaragua.

ii. Al menos ocho de las 22 especies encontradas en lagunas temporales de Costa Rica y Nicaragua muestran hábitos antropofílicos y han sido incriminadas en la transmisión de patógenos de importancia sanitaria; tres de ellas se encuentran, además, abundantemente representadas en este medio natural.

iii. A tenor de lo anterior, es recomendable asumir que existe cierto riesgo de transmisión de patógenos de relevancia médica por parte de los culicidos que habitan estos sistemas lagunares. De hecho, en la última década se ha constatado la circulación de arbovirus transmitidos por estos mosquitos, como el WNV, el VEEV y el VEEE, en Costa Rica; y un aumento de la malaria preocupante, mayormente en Nicaragua.

iv. Los nuevos hábitos turísticos y la popularización del ecoturismo incrementan el riesgo de padecer enfermedades transmitidas por vectores entre los turistas. En caso de brote, esta situación puede derivar en cuantiosas pérdidas para el turismo y, en consecuencia, suponer un fuerte perjuicio para la economía local y nacional, sobre todo en Costa Rica, gran destino de ecoturismo.

v. El monitoreo sistemático en zonas rurales y áreas protegidas en Costa Rica y Nicaragua, así como la correcta identificación de las especies de culicidos, posibilitará la detección temprana de

nuevas especies y facilitará las labores de control sobre aquellas poblaciones de mosquitos con relevancia vectorial.

vi. La escasez de estudios actuales, principalmente sobre distribución geográfica, detección de patógenos, potencial vectorial y tipificación molecular con códigos de barras, debe ser enmendada en el futuro próximo en Costa Rica y Nicaragua, a fin de actualizar e incrementar el conocimiento en dichas áreas.

AGRADECIMIENTOS

Esta investigación ha estado financiada principalmente por el proyecto METACOM-SET, CGL2016-78260-P, financiado por la Agencia Estatal de Investigación (AEI) del Ministerio Español de Economía, Industria y Competitividad y al Fondo Europeo de Desarrollo Regional (FEDER) de la Unión Europea, así como en parte por las becas de la Agencia Española de Cooperación Internacional para el Desarrollo (AECID) con códigos A1024073/09 y A/031019/10 del Ministerio de Asuntos Exteriores del gobierno de España. Quisiéramos agradecer a todos los compañeros involucrados en los proyectos de Costa Rica y Nicaragua, especialmente a los que ayudaron en la obtención de muestras de macroinvertebrados acuáticos: Fabián Bonilla, Andreu Castiello-Escrivà, Francesc Mesquita i Joanes, Lilliam Morales y Rubén Piculo.

BIBLIOGRAFÍA

- ALARCÓN-ELBAL, P. M., R. PAULINO-RAMÍREZ, L. DIÉGUEZ-FERNÁNDEZ, R. FIMIA-DUARTE, K. A. GUERRERO & M. GONZÁLEZ. 2017. Arbovirosis transmitidas por mosquitos (Diptera: Culicidae) en la República Dominicana: una revisión. *Biologist (Lima)*, 15 (1): 193-219.
- ALMIRÓN, W. R. & M. M. BREWER. 1995. Preferencia de hospedadores de Culicidae (Diptera) recolectados en el centro de la Argentina. *Revista de Saúde Pública*, 29 (2): 108-114.
- ALTO B. W., C. R. CONNELLY, G. F. O'MEARA, D. HICKMAN & N. KARR. 2014. Reproductive biology and susceptibility of

- Florida *Culex coronator* to infection with West Nile virus. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 14 (8): 606-614.
- ARNELL, J. H. 1976. Mosquito Studies (Diptera, Culicidae). XXXIII. A revision of the *scapularis* Group of *Aedes* (*Ochlerotatus*). *Contributions of the American Entomological Institute*, 13 (3): 1-144.
- BARRETO, M., M. E. BURBANO, M. SUÁREZ & P. BARRETO. 1996. *Psorophora ciliata* y otros mosquitos (Diptera: Culicidae) en Yolombó, Antioquia, Colombia. *Colombia Médica*, 27(2): 62-65.
- BELKIN, J. N., S. J. HEINEMANN & W. A. PAGE. 1970. The Culicidae of Jamaica (Mosquito Studies. XXI). *Contributions of the American Entomological Institute*, 6 (1): 1-458.
- BELKIN, J. N. & S. J. HEINEMANN. 1973. Collection records of the project "Mosquitoes of Middle America", Introduction: Dominican Republic. *Mosquito Systematics*, 5: 201-222.
- BELTRÁN-AGUILAR, A., S. IBÁÑEZ-BERNAL, F. MENDOZA-PALMERO, C. A. SANDOVAL-RUIZ & R. A. HERNÁNDEZ-XOLIOT. 2011. Taxonomía y distribución de los anofelinos en el estado de Veracruz, México (Diptera: Culicidae, Anophelinae). *Acta Zoológica Mexicana* (n.s.), 27 (3): 601-755.
- BERTI, J., H. GUZMÁN, Y. ESTRADA, E. PÉREZ, R. RAMÍREZ, V. SÁNCHEZ, J. GONZÁLEZ & L. A. GUERRA. 2013. Primer registro de *Culex* (*Carrollia*) *anduzei* Cerqueira & Lane, 1944 en Venezuela y *Culex* (*Melanoconion*) *dunni* Dyar, 1918 en el estado Bolívar. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 53 (2): 202-208.
- BESANSKY, N., D. SEVERSON & M. FERDIG. 2003. DNA barcoding of parasites and invertebrate disease vectors: what you don't know can hurt you. *Trends in Parasitology*, 19: 545-546.
- BORGE DE PRADA, M., M. A. RODRÍGUEZ-SOSA, Y. E. VÁSQUEZ-BAUTISTA, K. A. GUERRERO & P. M. ALARCÓN-ELBAL. 2018. Mosquitos (Diptera, Culicidae) de importancia médica asociados a residuos sólidos urbanos en Jarabacoa, República Dominicana. *Revista Salud Jalisco - Edición Especial*, 20-27.
- CARPENTER, S. J. & W. LACASSE. 1955. *Mosquitoes of North America (North of Mexico)*. University of California Press, Berkeley, Los Angeles, London. UK.
- CHAMBERLAIN, R., R. K. SIKES, D. B. NELSON, W. D. SUDIA. 1954. Studies on the North American arthropod-borne encephalitides: VI. Quantitative determinations of virus-vector relationships. *American Journal of Hygiene*, 60: 278-285.
- CHOW, C. C., S. P. MONTGOMERY, D. R. O'LEARY, R. S. NASCI, G. L. CAMPBELL, A. M. KIPP, J. A. LEHMAN, K. OLSON, P. COLLINS, A. A. MARFIN. 2002. Provisional surveillance summary of the West Nile virus epidemic - United States. *Morbidity and Mortality Weekly Report*, 51: 1129-1133.
- CHRISTENSEN, H. A., A. M. VÁSQUEZ, M. M. BOREHAM. 1996. Host-feeding patterns of mosquitoes (Diptera: Culicidae) from Central Panama. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 55: 202-208.
- CLARK-GIL, S. & R. F. DARSIE (Jr.). 1983. The mosquitoes of Guatemala their identification, distribution and bionomics, with key to adult females and larvae in english and spanish. *Mosquito Systematics*, 15 (3): 151-284.
- CONSOLI, R. A. G. B. & R. LOURENÇO DE OLIVEIRA. 1998. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*. Fiocruz. Rio de Janeiro. Brasil.
- CUPP, E. W., H. K. HASSAN, X. YUE, W. K. OLDLAND, B. M. LILLEY & T. R. UNNASCH. 2007. West Nile virus infection in mosquitoes in the mid-south USA, 2002-2005. *Journal of Medical Entomology*, 44: 117-125.
- DARSIE, R. F. (JR.) & D. A. SHROYER. 2004. *Culex* (*Culex*) *declarator*, a mosquito species new to Florida. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 20 (3): 224-227.
- DARSIE, R. F. (JR.) & R. A. WARD. 2005. *Identificación and geographical distribution of the mosquitoes of North America, North of Mexico*. University Press of Florida, Miami. USA.
- DEMARI-SILVA, B., P. G. FOSTER, T. M. P. DE OLIVEIRA, E. S. BERGO, S. S. SANABANI, R. PESSÔA & M. A. M. SALLUM.

2015. Mitochondrial genomes and comparative analyses of *Culex camposi*, *Culex coronator*, *Culex usquatus* and *Culex usquatissimus* (Diptera: Culicidae), members of the coronator group. *BMC Genomics*, 16: 831.
- DYAR, H. G. 1918. New American mosquitoes. *Insecutor inscitiae menstruus*, 6: 120-129.
- EDMAN, J. D. 1979. Host-feeding patterns of Florida mosquitoes (Diptera: Culicidae) VI. *Culex (Melanoconion)*. *Journal of Medical Entomology*, 15 (5-6): 521-525.
- FARAN, M. E. & K. J. LINTHICUM. 1981. A handbook of the Amazonian species of *Anopheles (Nyssorhynchus)* (Diptera: Culicidae). *Mosquito Systematics*, 13 (1): 1-81.
- FARAN, M. E. 1980. A revision of the Albimanus Section of the subgenus *Nyssorhynchus* of *Anopheles*. *Contributions of the American Entomological Institute*, 15 (7): 1-216.
- FOOTE, R. H. 1954. The larvae and pupae of the mosquitoes belonging to the *Culex* subgenera *Melanoconion* and *Mochlostyrax*. *United States Department of Agriculture/Technical Bulletins*, 1091: 1-131.
- FORATTINI, O. P. 2002. *Culicidologia Médica: identificação, biologia e epidemiologia*. São Paulo: EDUSP. Brasil.
- FORATTINI, O. P., A. C. GOMES, J. L. F. SANTOS, E. A. B. GALATI, E. J. RABELLO & D. NATAL. 1981. Observações sobre atividade de mosquitos Culicidae, em mata residual no Vale do Ribeira, S. Paulo, Brasil. *Revista de Saúde Pública*, 15 (6): 557-586.
- GABALDON, A., G. ULLOA, N. GODOY, E. MARQUEZ & J. PULIDO. 1977. *Aedeomyia squamipennis* (Diptera, Culicidae) vector natural de malaria aviaria en Venezuela. *Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental*, 17 (1): 9-13.
- GAFFIGAN, T. V., R. C. WILKERSON, J. E. PECOR, J. A. STOFFER & T. ANDERSON. 2018. *Sistematic Catalog of Culicidae*. Walter Reed Biosystematics Unit (WRBU). Maryland USA. <http://www.mosquitocatalog.org/default.aspx> (consultado: 21 de agosto 2018).
- GARCÍA-ÁVILA, I. 1977. *Fauna cubana de mosquitos y sus criaderos típicos*. Dirección de Publicaciones de la Academia de Ciencias de Cuba. Cuba.
- GARCÍA, C., J. ESCOVAR, Y. LONDOÑO & L. MONCADA. 2010. Altitud y tablas de vida de poblaciones de *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 36(1): 62-67.
- GODDARD, L. B., A. E. ROTH, W. K. REISEN & T. W. SCOTT. 2002. Vector competence of California mosquitoes for West Nile Virus. *Emerging Infectious Diseases*, 8 (12): 1385-1391.
- GONZÁLEZ, M. A., M. A. RODRÍGUEZ SOSA, Y. E. VÁSQUEZ BAUTISTA, L. DIÉGUEZ FERNÁNDEZ, M. BORGE DE PRADA, K. A. GUERRERO & P. M. ALARCÓN-ELBAL. Micro-environmental features associated to container-dwelling mosquitoes (Diptera: Culicidae) in an urban cemetery of the Dominican Republic. *Revista de Biología Tropical*, 67 (1): 000-000.
- GONZÁLEZ, R. & R. F. DARSIE (Jr.). 1996. Clave ilustrada para la determinación genérica de larvas de Culicidae de Colombia y el nuevo mundo. *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 4 (1): 21-37.
- GONZÁLEZ BROCHE, R. 2006. *Culicidos de Cuba (Diptera: Culicidae)*. Instituto Cubano del Libro, Editorial Científico-Técnico, La Habana. Cuba.
- GRAY, K. M., N. D. BURKETT-CADENA & M. D. EUBANKS. 2008. Distribution expansion of *Culex coronator* in Alabama. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 24 (4): 585-587.
- HOYOS-LÓPEZ, R., S. ROMAN PARDO, J. C. CASTANO & J. C. GALLEGO-GÓMEZ. 2015. Código de barras para la tipificación de culicidos inmaduros de Armenia y Circasia (Quindío, Colombia). *Revista Colombiana de Entomología*, 41 (2): 218-227.
- HRIBAR, L. J., L. M. STARK, R. L. STONER, D. J. DEMAY, A. L. NORDHOLT, M. J. HEMMEN, J. J. VLACH & E. M. FUSSELL. 2004. Isolation of West Nile Virus from Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in the Florida Keys, Monroe County, Florida. *Caribbean Journal of Science*, 40: 362-367.
- IBÁÑEZ-BERNAL, S. & C. MARTÍNEZ-CAMPOS. 1994. Clave para la identificación de larvas de mosquitos comunes en las áreas

- urbanas y suburbanas de la República Mexicana (Diptera: Culicidae). *Folia entomológica mexicana*, 92: 43-73.
- KOMAR, N. & G. G. CLARK. 2006. West Nile virus activity in Latin America and the Caribbean. *Revista Panamericana de Salud Pública*, 19 (2): 112-117.
- KULASEKERA, V. L., L. KRAMER, R. S. NASCI, F. MOSTASHARI, B. CHERRY, S. C. TROCK & J. R. MILLER. 2001. West Nile virus infection in mosquitoes, birds, horses, and humans, Staten Island, New York, 2000. *Emerging Infectious Diseases*, 7(4): 722-725.
- LABARTHE, N., M. L. SERRAO, Y. F. MELO, S. J. OLIVEIRA & R. LOURENÇO-DE-OLIVEIRA. 1998. Mosquito frequency and feeding habits in an exotic canine dirofilariasis area of Niteroi, State of Rio de Janeiro, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 93: 145-154.
- LAI, C. H., K. C. TUNG, H. K. OOI & J. S. WANG. 2000. Competence of *Aedes albopictus* and *Culex quinquefasciatus* as vector of *Dirofilaria immitis* after blood meal with different microfilarial density. *Veterinary Parasitology*, 90: 231-237.
- LOPES, O. S., L. A. SACCHETTA, D. B. FRANCY, W. L. JAKOB & C. H. CALISHER. 1981. Emergence of a new arbovirus disease in Brazil III. Isolation of Rocio virus from *Psorophora ferox* (Humboldt, 1819). *American Journal of Epidemiology*, 113 (2): 122-125.
- LOYOLA, E. G., J. I. ARREDONDO, M. H. RODRÍGUEZ, D. N. BROWN & M. A. VACA-MARÍN. 1991. *Anopheles vestitipennis*, the probable vector of *Plasmodium vivax* in the Lacandon forest of Chiapas, México. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 85: 171-174.
- MACKAY, A. J. 2007. *Detection of West Nile virus activity in male and female mosquitoes, and evaluation of host-utilization patterns of mosquitoes, in East Baton Rouge Parish, Louisiana*. Ph.D. Thesis. Louisiana State University and Agriculture and Mechanical College. U.S.A.
- MINSA, CR (MINISTERIO DE SALUD DE COSTA RICA). 2015. *Protocolo para la Vigilancia y Atención de las Encefalitis y Meningoencefalitis Virales (VNO, EEE, EEV, EEO)*. Ministerio de Salud, Caja Costarricense de Seguro Social, Servicio Nacional de Salud Anima, Costa Rica. Disponible en: <https://www.ministeriodesalud.go.cr/index.php/vigilancia-de-la-salud/normas-protocolos-y-guias/enfermedades-de-transmision-vectorial/2881-protocolo-para-la-vigilancia-y-atencion-de-las-encefalitis-y-meningoencefalitis-virales-vno-eee-eev-eeo/file>
- MINSA, CR (MINISTERIO DE SALUD DE COSTA RICA). 2017. *Comunicado de prensa: reporte de algunos casos de malaria no es impedimento para disfrutar de Costa Rica*. Disponible en: <https://www.ministeriodesalud.go.cr/index.php/noticias/noticias-2017/1203-reporte-de-algunos-casos-de-malaria-no-es-impedimento-para-disfrutar-de-costa-rica>
- MINSA, CR (MINISTERIO DE SALUD DE COSTA RICA). 2018. *Enfermedades Transmitidas por Vectores*. Ministerio de Salud, Costa Rica. Boletín epidemiológico, 18. Disponible en: <https://www.ministeriodesalud.go.cr/index.php/vigilancia-de-la-salud/boletines/3910-boletin-epidemiologico-no-18-2018-zika-chikungunya-y-dengue/file>
- MINSA, NI (MINISTERIO DE SALUD DE NICARAGUA). 2018. *Mapa de padecimientos de salud de Nicaragua*. Ministerio de Salud, Nicaragua. Disponible en: <http://mapasalud.minsa.gob.ni/mapa-de-padecimientos-de-salud-de-nicaragua/>
- MINSA, NI (MINISTERIO DE SALUD DE NICARAGUA). 2019. *MINSA no da tregua a la malaria*. Disponible en: <http://www.minsa.gob.ni/index.php/106-noticias-2017/3488-minsa-no-da-tregua-a-la-malaria>
- MOHAMMED, H., J. EVANSON, F. REVAN, E. LEE, R. C. KRECEK & J. SMITH. 2010. A Mosquito Survey of the Twin-Island Caribbean Nation of Saint Kitts and Nevis. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 31(4): 360-363.
- NAVARRO, J. C., F. DEL VENTURA, A. ZORRILLA & J. LIRIA. 2010. Registros de mayor altitud para mosquitos (Diptera: Culicidae) en Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 58(1): 245-254.

- OBANDO-ACUÑA, V. 2002. *Biodiversidad en Costa Rica: Estado del conocimiento y gestión*. Instituto Nacional de Biodiversidad, INBio, Santo Domingo de Heredia, Costa Rica.
- OLIVEIRA-FERREIRA, J., R. LOURENÇO DE OLIVEIRA, A. TEVA, L. M. DEANE & C. T. DANIEL-RIBEIRO. 1990. Natural malaria infections in anophelines in Rondonia State, Brazilian Amazon. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 43: 6-10.
- OLIVEIRA, R. L. & R. HEYDEN. 1986. Alguns aspectos da ecologia dos mosquitos (Diptera: Culicidae) de uma área de planície (Granja Calábria), em Jacarepaguá, Rio de Janeiro. IV. Preferências alimentares quanto ao hospedeiro e frequência domiciliar. *Memórias del Instituto Oswaldo Cruz*, 81:15-27.
- ORTEGA-MORALES, A. I., T. J. ZAVORTINK, H. HUERTA-JIMÉNEZ, F. J. SÁNCHEZ-RAMOS, M. T. VALDÉS-PEREZ-GASGA, F. REYES-VILLANUEVA, Q. K. SILLER-RODRÍGUEZ & I. FERNANDEZ-SALAS. 2015. Mosquito Records from Mexico: The Mosquitoes (Diptera: Culicidae) of Tamaulipas State. *Journal Medical Entomology*, 52 (2): 171-84.
- ORTIZ, D. I., M. ANISHCHENKO & S. C. WEAVER. 2005. Susceptibility of *Psorophora confinnis* (Diptera: Culicidae) to infection with epizootic (subtype IC) and enzootic (subtype ID) Venezuelan Equine encephalitis viruses. *Journal Medical Entomology*, 42 (5): 857-863.
- PECOR, J. E., V. L. MALLAMPALLI, R. E. HARBACH & E. L. PEYTON. 1992. Catalog and illustrated review of the subgenus *Melanoconion* of *Culex* (Diptera: Culicidae). *Contributions of the American Entomological Institute*, 27 (2): 1-234.
- PEREIRA, A. C. N., A. A. PEREIRA FILHO, G. A. BRITO, J. L. P. MORAES & J. M. M. REBÊLO. 2017. First record of *Aedeomyia squamipennis* (Lynch Arribáizaga, 1878) (Diptera: Culicidae) in the state of Maranhao: epidemiological implications and distribution in Brazil. *Check List*, 13 (2): 1-10.
- PERAZA CUESTA, I., M. PÉREZ CASTILLO, M. E. MENDIZÁBAL ALCALÁ, V. VALDÉS MIRÓ, M. LEYVA SILVA, & M. C. MARQUETTI FERNÁNDEZ. 2015. Riqueza y distribución de especies de culicidos en la provincia La Habana, Cuba. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 67(2): 270-278.
- PÉREZ VIGUERAS, I. 1956. *Los ixódidos y culicidos de Cuba, su historia natural y médica*. Ed. Univ. La Habana. Cuba.
- RODRÍGUEZ SOSA, M. A., J. RUEDA, Y. E. VÁSQUEZ BAUTISTA, R. FIMIA-DUARTE, M. BORGE DE PRADA, K. A. GUERRERO & P. M. ALARCÓN-ELBAL. 2019. Diversidad de mosquitos (Diptera: Culicidae) de Jarabacoa, República Dominicana. *Graellsia*, 75 (1): e084.
- RACHOU, R. G., M. M. LIMA, T. A. FERREIRA NETO & C. M. MARTINS. 1954. *Aedes scapularis* novo transmissor comprovado de filariose bancroftiana no sul do Brasil (nota prévia). *Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais*, 6 (1): 145.
- RUBIO, Y., C. MENARE, A. QUINTO, M. MAGRIS & M. AMARISTA. 2005. Caracterización de criaderos de anofelinos (Diptera: Culicidae) vectores de malaria del Alto Orinoco, Amazonas, Venezuela. *Entomotropica*, 20 (1): 29-38.
- SASA, M., J. ARMENGOL, F. BONILLA, F. MESQUITA-JOANES, R. PICULO, C. ROJO, R. M. RUEDA & J. S. MONRÓS. 2015. Seasonal wetlands in the Pacific coast of Costa Rica and Nicaragua: environmental characterization and conservation state. *Limnetica*, 34 (1): 1-16.
- SAVAGE, H. & B. MILLER. 1995. House mosquitoes of the U.S.A., *Culex pipiens* complex. *Wing Beats*, 6 (2): 8-9.
- SCHLICK-STEINER, B. C., F. M. STEINER, B. SEIFERT, C. STAUFFER, E. CHRISTIAN & R. H. CROZIER. 2010. Integrative taxonomy: a multisource approach to exploring biodiversity. *Annual Review of Entomology*, 55: 421-438.
- SHIN, D., G. F. O'MEARA, A. CIVANA, D. A. SHROYER & E. MIQUELI. 2016. *Culex interrogator* (Diptera: Culicidae), a mosquito species new to Florida. *Journal of Vector Ecology*, 41 (2): 316-319.
- SHROYER, D. A., B. A. HARRISON, B. J. BINTZ, M. R. WILSON, C. B. SITHER & B. D. BYRD. 2015. *Aedes pertinax*, a newly

- recognized mosquito species in the United States. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 31 (1): 97-100.
- SPRINGER, M., S. ECHEVARRÍA-SÁENZ & P. E. GUTIÉRREZ-FONSECA. 2014. Costa Rica, In: *Diversidad, conservación y uso de los macroinvertebrados dulceacuícolas de México, Centroamérica, Colombia, Cuba y Puerto Rico*. Alonso-EguíaLis *et al.*, (Eds): 117-158. IMTA. México.
- SUDIA, W. D., V. F. NEWHOUSE, I. D. BEADLE, D. L. MILLER, J. R. JOHNSTON, R. YOUNG. C. H. CALISHER & K. MANESS. 1975. Epidemic Venezuelan equine encephalitis in North America in 1971: Vector studies. *American Journal of Epidemiology*, 101: 17-35.
- TSAI, T. F. & C. J. MITCHELL. 1989. St. Louis encephalitis. In: *The arboviruses: ecology and epidemiology*. Vol. 5. Monath TP, editor. CRC Press. Florida. p. 431-458.
- TURELL, M. J., D. J. DOHM, M. R. SARDELIS, M. L. O'GUINN, T. G. ANDREADIS & J. A. BLOW. 2005. An update on the potential of North American Mosquitoes (Diptera: Culicidae) to transmit West Nile virus. *Journal of Medical Entomology*, 42 (1): 57-62.
- UNTI, Q. 1941. Anofelinos do vale do Rio Paraíba, *Anopheles (Nyssorhynchus) strodei* Root, 1926, com a descrição de três variedades novas. *Publica Serviço de Profilaxia da Malária*, 33: 3-18.
- WEAVER, S. & W. REISEN. 2010. Present and future arboviral threats. *Antiviral Research*, 85 (2): 328.
- WILKE, A. B. B., C. VASQUEZ, W. PETRIE, A. J. CABAN-MARTINEZ, & J. C. BEIER. 2018. Construction sites in Miami-Dade County, Florida are highly favourable environments for vector mosquitoes. *PLoS ONE*, 13(12): e0209625.
- WHITEHEAD, F. E. 1951. Host preference of *Psorophora confinnis* and *Ps. discolor*. *Journal Series Paper*, 1024: 1019.

Con el patrocinio de:



VICEPRESIDENCIA
CUARTA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO



Fundación Biodiversidad