

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



EVALUACIÓN DE TRAMPAS Y SU INFLUENCIA SOBRE LAS ESTIMACIONES DE DIVERSIDAD DE FLEBOTOMÍNEOS Y ESPECIES VECTORES (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DE *LEISHMANIA* EN EL SUR DE QUINTANA ROO, MÉXICO.

Por

JORGE JESÚS RODRÍGUEZ ROJAS.

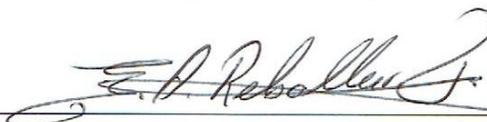
Como requisito parcial para obtener el grado de

DOCTOR EN CIENCIAS CON ACENTUACIÓN EN ENTOMOLOGÍA MÉDICA

Febrero, 2017

EVALUACIÓN DE MÉTODOS DE CAPTURA Y SU INFLUENCIA SOBRE LAS
ESTIMACIONES DE DIVERSIDAD DE FLEBOTOMINEOS Y ESPECIES
VECTORES (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DE *LEISHMANIA* EN EL SUR DE
QUINTANA ROO, MÉXICO.

Comité de tesis.



Eduardo Alfonso Rebollar Téllez Ph. D.
Presidente



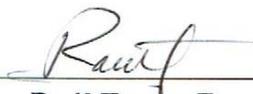
Dr. Gustavo Ponce García
Secretario



Dr. Feliciano Segovia Salinas
Vocal 1



Dr. Roberto Mercado Hernández
Vocal 2



Dr. Raúl Torres Zapata
Vocal 3

**EVALUACIÓN DE MÉTODOS DE CAPTURA Y SU INFLUENCIA SOBRE LAS
ESTIMACIONES DE DIVERSIDAD DE FLEBOTOMINEOS Y ESPECIES
VECTORES (DIPTERA: PSYCHODIDAE: PHLEBOTOMINAE) DE
LEISHMANIA EN EL SUR DE QUINTANA ROO, MÉXICO.**

Dirección de tesis.

Eduardo Alfonso Rebollar Téllez Ph. D.

Director de tesis

DEDICATORIAS

A mis Padres y Hermanos:

Como un sincero homenaje al sacrificio, esfuerzo, lucha y paciencia que me han brindado todo este tiempo, y sobre todo, por todo su amor, por su confianza, apoyo incondicional, enseñanzas y motivación constante. Gracias Padres y hermanos maravillosos.

A mi Amada Esposa:

Por todo su amor inigualable, por todo su apoyo y motivación constante, gracias por siempre darme palabras de aliento y ser paciente a lo largo de toda la carrera, gracias por todos esos maravillosos momentos juntos. Gracias mi dulce compañera de vida.

A toda mi Familia:

A quienes agradezco enormemente por todo su cariño y apoyo para alentarme a seguir adelante.

AGRADECIMIENTOS

Al arquitecto de la vida:

Por darme la fuerza y sabiduría necesaria para caminar por el sendero de la vida.

A mi director de tesis, maestro y amigo:

Dr. Eduardo Alfonso Rebollar Téllez, a quien agradezco de gran manera la confianza puesta en mí, por su paciencia y apoyo en todo momento de esta área profesional, así como también por su dirección acertada durante la realización del presente trabajo, y revisión en los manuscritos. Muchas gracias Dr. Eduardo, Dios bendiga grandemente a usted y a su familia.

Al maestro, Dr. Ildefonso Fernández Salas, por aceptarme y permitirme ser parte del laboratorio de Entomología Medica, por toda su confianza y motivación de terminar este trabajo de investigación. Muchas gracias Dr. Ildefonso, Dios le bendiga enormemente.

A la Secretaria de Salud de Quintana Roo por su apoyo en la selección del área de estudio, **y a los habitantes y dirigentes de la localidad de Pedro Antonio de los Santos y Limones** por su valiosa participación en el trabajo de campo.

A los miembros del comité de tesis, al Dr. Gustavo Ponce García, Dr. Feliciano Segovia Salinas, Dr. Roberto Mercado Hernández y Dr. Raúl Torres Zapata, por su apreciable participación en la comisión de tesis, muchas gracias.

A mi familia espiritual de la iglesia Nueva Jerusalem, en especial a la familia pastoral, al Pastor Zabdiel Guillen Silva y a la Pastora Iveth A. Zavala Maldonado, por todas sus oraciones, enseñanzas e intercesiones. Muchas gracias familias sobrenaturales.

A mis buenos amigos del laboratorio de Entomología Medica, muchas gracias a todos ustedes (Rossy, Adriana y Wilfredo) quienes fueron parte importante para la culminación de este proyecto. Gracias por todo su apoyo y cariño.

A mis estimados amigos, del Colegio Octavio Paz (Cynthia, Paulina, Iahaira y Orlando) y a los biólogos (Joel, Álvaro, Juan José y Oscar), quienes hemos formado a través de los años una buena fraternidad. Gracias por toda su amistad y buenos momentos.

Por el apoyo otorgado, al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por otorgar la beca N° 346688, así como también a las instituciones de CONACyT (N° 202670), PROMEP (N° UANL-CA-121) y PAICyT (N° SA341-10) por el financiamiento de los proyectos de investigación.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. ANTECEDENTES.....	3
2.1. Taxonomía y clasificación de Phlebotominae.....	3
2.2. Descripción de los caracteres morfológicos y taxonómicos de Phlebotominae....	3
2.3. Aspectos de la biología y ecología de Phlebotominae.....	7
2.3.1. Ciclo de vida.....	7
2.3.2. Alimentación de azúcar.....	9
2.3.3. Alimentación de sangre.....	9
2.3.4. Reproducción.....	10
2.3.5. Dispersión.....	11
2.3.6. Patrones de actividad, rol de la respuesta olfatoria y visual.....	12
2.4. Distribución y diversidad.....	13
2.5. Enfermedades transmitidas por flebotomíneos y su incriminación como vectores.....	15
2.5.1. Leishmaniasis.....	15
2.5.1.1. Estudios de leishmaniasis en México.....	17
2.5.2. Bartonellosis.....	19
2.5.3. Virus.....	19
2.6. Vigilancia y muestreo de vectores.....	20
2.7. Estudios de los métodos de captura para Phlebotominae adultos del Viejo y Nuevo Mundo.....	22
III. JUSTIFICACIÓN.....	26
IV. HIPÓTESIS.....	27
V. OBJETIVOS.....	28
VI. MATERIAL Y MÉTODOS.....	29
6.1. Descripción del área de estudio.....	29
6.2. Tipo de estudio.....	30
6.3. Descripción de los tipos de trampas.....	31
6.4. Procesamiento, montaje e identificación de los flebotomíneos.....	36

6.5. Análisis de datos.....	37
6.5.1. Comparación de los tipos de trampas.....	37
6.5.2. Estimación de cada tipo de trampa sobre parámetros de diversidad alfa.....	38
6.5.3. Evaluación el esfuerzo de captura para cada trampa.....	39
6.5.4. Determinación de la diversidad alfa y beta de flebotomíneos en diferentes escalas temporales y espaciales.....	40
6.5.5. Comparación de la actividad nocturna de las especies de flebotomíneos de importancia médica.....	42
VII. RESULTADOS.....	43
7.1. Estructura del ensamblaje.....	43
7.2. Comparación de las trampas en función del número de ejemplares y riqueza de especies capturados en cada trampa.....	43
7.3. Diversidad alfa del ensamblaje de flebotomíneos por cada tipo de trampa.....	48
7.4. Esfuerzo de captura para cada trampa en términos de riqueza de especies.....	51
7.5. Análisis espacio-temporal del número de especies y abundancia.....	53
7.6. Análisis espacio-temporal de la diversidad alfa y beta de flebotomíneos.....	57
7.7. Comparación de la actividad horaria de las especies de flebotomíneos de importancia médica a lo largo de las estaciones climáticas.....	63
VIII. DISCUSIÓN.....	65
8.1. Ensamblaje de Phlebotominae.....	65
8.2. Número de ejemplares y abundancia de Phlebotominae por trampa.....	65
8.3. Esfuerzo de captura por trampa.....	69
8.4. Dinámica espacio-temporal del ensamblaje de Phlebotominae.....	70
8.5. Diversidad alfa y beta del ensamblaje de Phlebotominae.....	74
8.6. Actividad horaria de las especies de importancia médica por estaciones climáticas.....	74
IX. CONCLUSIONES.....	76
X. BIBLIOGRAFÍA.....	77

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Valores del índice estandarizado de la abundancia (SISA) de especies de flebotomíneos con relación a cada trampa usada. Colectadas en con doce trampas en Quintana Roo, México. Códigos de las especies de flebotomíneos.....	44
Cuadro 2. Número de ejemplares y número de especies de flebotomíneos capturados por doce diferentes trampas. El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....	47
Cuadro 3. Riqueza de especies observada (S obs) y estimaciones de dos índices de riqueza de especies no paramétricos. Estimadores de Chao 2 y Jackknife 2 con sus respectivos intervalos de confianza y porcentaje (%) de la proporción de la fauna registrada por trampa $[(a/b)/ S \text{ obs total} * 100]$	51
Cuadro 4. Estimaciones de la ecuación de Clench de cada método de captura. El número de especies observado (S obs) y estimado (a/b) de cada trampa son calculados. El porcentaje (%) es la proporción de la fauna registrada por trampa $((a/b)/ S \text{ obs total} * 100)$	52
Cuadro 5. Abundancia de flebotomíneos colectados en las estaciones de lluvias, nortes, secas y en cuatro diferentes transectos (A, B, C, y D). El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....	56
Cuadro 6. Matriz del porcentaje de complementariedad (especies compartidas) y el índice de Morisita del ensamblaje de flebotomíneos a lo largo de las épocas y transectos. El periodo de muestreo fue de agosto a julio de 2014 en Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....	60

Cuadro 7. Análisis de similitud (ANOSIM) de flebotomíneos en transectos (TA, TB, TC y TD) y estaciones (Lluvias, Nortes y Secas) en Quintana Roo, México. Matriz basada en el índice de Bray-Curtis con 9999 permutaciones. Valores de R estadístico, y sus valores de P son dados para cada factor de comparación.....61

Cuadro 8. Promedio de disimilitud (Prom. Disim.) y porcentaje de contribución (Contrib. %) de cada especie de flebotomíneo a los largo de las épocas y transectos. Las especies están acomodadas por orden descendente. El periodo de muestreo fue de agosto a julio de 2014 en Limones, Bacalar, Quintana Roo, México. El código de las especies están incluidas en el cuadro 1.....62

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructuras morfológicas de la A) cabeza con vista frontal y lateral, B) antena completa, y C) vista frontal del cibario.....	4
Figura 2. Estructuras morfológicas del A) ala con sus venas respectivas y B) vista lateral del tórax con sus partes.....	5
Figura 3. Estructuras morfológicas de la A) genitalia masculina y B) genitalia femenina.....	6
Figura 4. Ciclo de vida de Phlebotominae. A) Adulto, B) Huevo, C) Larvas (4 estadios), y D) Pupa.....	8
Figura 5. <i>Lutzomyia cruciata</i> picando.....	10
Figura 6. Riqueza de especies de flebotomíneos en México y EE.UU.....	14
Figura 7. Ciclo de vida de <i>Leishmania</i> en huéspedes mamíferos y flebotomíneo.....	15
Figura 8. Distribución geográfica de las leishmaniasis en México. Áreas con una transmisión recurrente están en negro, mientras que las áreas con transmisión ocasional están en gris.....	18
Figura 9. A: Ubicación geográfica de la Península de Yucatán en el sur de México y B: sitio de estudio (estrella de cinco picos) en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México (Mapa elaborado por Moo-Llanes DA.), C: imagen satelital del área de estudio, y D: señalización de los cuatro transectos por Google Earth®	29
Figura 10. a, b y c) Medición, establecimiento y delimitación de los transectos en campo, d) representación esquemática (no a escala) del diseño en campo por bloques al azar por transectos y las diferentes trampas. Este esquema demuestra los cuatro transectos, donde en cada transecto (300 m) se colocaron las 12 diferentes trampas al azar, señalado en la figura como punto de colecta, cada trampa estuvo separada 25 m una de otra. Entre cada transecto hubo una distancia de 250 m.....	31
Figura 11. a) Trampa Shannon suspendida a 50 cm del suelo con sus respectivas medidas, b) dentro de la trampa, capturando flebotomíneos con un aspirador bucal, c) colocación de los flebotomíneos en un frasco de plástico transparente etiquetado y d) seis frascos colectores etiquetados por hora. Las capturas fueron en la selva mediana ubicada en la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....	32

Figura 12. Trampas de luz CDC usadas para la colecta de flebotomíneos. a) CDC con LED azul, b) CDC con LED blanco, c) CDC con luz incandescente, d) CDC con LED rojo, y e) CDC con LED verde. Las capturas fueron en la selva mediana ubicado en Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....	33
Figura 13. Trampa Disney con un ratón (BALB/c) (izquierda) y trampa Disney con un ratón (BALB/c) con batería AA y luz LED blanca (derecha), empleadas en la captura de flebotomíneos en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México.....	34
Figura 14. Trampa adhesiva (izquierda) y trampa adhesiva con batería AA y luz LED blanca (derecha), empleadas para la captura de flebotomíneos en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México.....	35
Figura 15. Trampa Delta (izquierda) y trampa Delta con batería AA y luz LED blanca (derecha), empleadas para la captura de flebotomíneos en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México.....	36
Figura 16. Media (\pm EE) de flebotomíneos colectados con doce tipos de trampas en un periodo de doce meses en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra tienen diferencias significativas según la prueba de Dunnett.....	45
Figura 17. Número de especies (0D) de flebotomíneos por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.....	48
Figura 18. Diversidad observada y estimada con el exponencial del índice de entropía de Shannon (1D) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.....	49
Figura 19. Diversidad observada y estimada con el inverso del índice de Simpson (2D) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.....	50
Figura 20. Curvas de acumulación de especies de flebotomíneos con la ecuación de Clench por cada trampa. Aleatorización de los datos 100 veces. El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....	52
Figura 21. Valores del índice estandarizado de la abundancia (SISA) de especies de flebotomíneos, con respecto a los transectos y estaciones climáticas. El periodo de	

muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.....53

Figura 22. Media (\pm EE) de flebotomíneos colectados en 1728 noches-trampa en un periodo de doce meses en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra tienen diferencias significativas según la prueba de Dunnett.....54

Figura 23. Número de especies (0D) de flebotomíneos por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.....57

Figura 24. Diversidad observada y estimada con el exponencial del índice de entropía de Shannon ($1D$) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.....58

Figura 25. Diversidad observada y estimada con el inverso del índice de Simpson (2D) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.....59

Figura 26. Media (\pm EE) del número de flebotomíneos hembras capturados en la trampa Shannon en la época de lluvias en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra presentan diferencias significativas según la prueba de Dunnett.....63

Figura 27. Media (\pm EE) del número de flebotomíneos hembras capturados en la trampa Shannon en la época de nortes en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra presentan diferencias significativas según la prueba de Dunnett.....64

Figura 28. Media (\pm EE) del número de flebotomíneos hembras capturados en la trampa Shannon en la época de secas en Quintana Roo, México.....64

LISTA DE SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS

Sigla	Significado
CDC	Center for Disease Control, Centros para el Control de Enfermedades
OMS	Organización Mundial de la Salud
UV	Luz ultravioleta
LED	Light-Emitting Diode, diodo emisor de luz
VSVNJ	Virus de estomatitis vesicular del serotipo New Jersey
VSVI	Virus de estomatitis vesicular del serotipo Indiana
SESA	Secretaria de Salud
CTR	Control Técnico y Representaciones
PROQUITSA	Proveedora Química y Tecnoscintífica
SISA	Standardized Index of Species Abundance, índice estandarizado de especies abundantes
SPADE	Species Prediction and Diversity Estimation, predicción de especies y estimación de diversidad
SIMPER	Porcentajes de similitud
ANOSIM	Análisis de similitud
PAST	Paleontological Statistics Software
MMX	Mosquito Magnet-X

RESUMEN

Los flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) son insectos de importancia en salud pública y veterinaria, ya que son vectores de parásitos, bacterias y virus. La captura de los flebotomíneos adultos es llevada a cabo por diferentes tipos de trampas con el fin de vigilar la introducción del vector, determinar su distribución, determinar la relación de los factores de riesgo, evaluar los esfuerzos de control, así como también para estimar algunos indicadores de la biodiversidad. En este estudio se busca evaluar y comparar la influencia de cada una de las doce tipos de trampa sobre parámetros de diversidad alfa en la comunidad de flebotomíneos, asimismo determinar los posibles cambios en la diversidad de estos insectos en diferentes escalas temporales (lluvias, nortes y secas) y espaciales (transectos). El trabajo de campo fue en una selva mediana del sur de Quintana Roo, de agosto del 2013 a julio del 2014. El muestreo fue durante tres noches consecutivas de cada mes. El diseño del estudio fue por bloques al azar. En cada noche, doce tipos de trampas (tratamientos) se operaron de las 1800 a 2400 horas en cada uno de los cuatro transectos (bloques). Con un esfuerzo de captura total de 1728 noches-trampa se capturó un total de 16,101 flebotomíneos (1:7.98, machos: hembras) de los cuales se identificaron siete géneros de trece especies. La trampa Shannon fue la más efectiva en términos de riqueza de especies ($n = 12$) y abundancia relativa (93.64%) en esta zona tropical del país. Las trampas de luz CDC (Center for Disease Control) con LED (Light-Emitting Diode) ofrecen una alternativa para la vigilancia de vectores de *Leishmania* spp en los programas de salud. Para obtener inventarios representativos de las especies de flebotomíneos es necesario el uso de múltiples tipos de trampas. En la temporada lluvias se observó la mayor abundancia ($n = 6,373$ especímenes) y riqueza de especies ($n = 13$ especies). La principal contribución de este estudio fue que demostramos que cuando usamos el mismo esfuerzo de captura para cada trampa, existe una variación en la riqueza de especies y abundancia de los flebotomíneos y esto afecta en las estimaciones de diversidad alfa. Por lo que se sugiere que se tome con cuidado cuando concluimos en las estimaciones de diversidad de un área determinada. Debido a la variación de la eficiencia de las trampas, es importante tener claro las hipótesis y objetivos que se busca del estudio para establecer los métodos de captura y el diseño de estudio apropiado.

ABSTRACT

Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) are insects of public and veterinary health importance because they are vectors of parasites, bacteria and viruses. Collection of adult sand flies is usually carried out by different types of traps in order to monitor the introduction of the new vectors. Also to determine the distribution and association with the risk factors and to evaluate the control efforts., In this study, it was sought to evaluate and to compare the influence of twelve trap types on alpha and beta diversity parameters in the sand flies community, as well as to determine possible changes in the diversity of these insects in different temporal scales (rainy, nortes and dry) and spatial scales (transects). Field work was conducted in a tropical forest of south of Quintana Roo, from August 2013 to July 2014. Sampling was carried out for three consecutive nights each month. Study design was a randomized blocks. Each night, twelve types of traps (treatments) were operated from 1800 to 2400 h in each of the four transects (blocks). A total of 16,101 sand flies (representing 89% ♀♀ and 11% ♂♂) were captured with a total catch effort of 1,728 night-traps, of which seven genera of thirteen species were identified. Shannon trap was the most effective method in terms of species richness (n = 12) and relative abundance (93.64%) in this tropical zone of the country. CDC light traps with LED offer an alternative for monitoring of *Leishmania* spp vectors. To obtain representative inventories of phlebotomine species, it is necessary to use a variety of traps. In the rainy season we observed the highest abundance (n = 6,373 individuals) and species richness (n = 13 species). The main contribution of this study was to that sandflies species do varied when using different traps. Species richness and abundances were affected by the use of particular traps and thereby affecting alpha diversity estimates. Thus, it is suggested that caution must be taken when concluding on the diversity estimates of a given area. Because of the variation in the efficiency of the traps, it is important to be clear about the hypotheses and objectives of the study to establish the appropriate study design and capture methods.

I. INTRODUCCIÓN

En América, los flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) se distribuyen desde Estados Unidos de América hasta Argentina (Young y Duncan 1994), tanto en la región Neártica como la Neotropical del continente. Estos insectos son de importancia en salud pública y veterinaria, ya que algunas especies son vectores de protozoos del género *Leishmania* Ross, los agentes etiológicos de las leishmaniasis, así como también algunas especies están incriminadas en la transmisión de virus y bacterias (Alexander 1995; Killick-Kendrick 1999; Tesh 1988).

Según la Organización Mundial de la Salud (OMS), las leishmaniasis son todavía una de las enfermedades olvidadas, que afecta principalmente a los países en vías de desarrollo, por lo que se estima que ocurren cada año dos millones de casos nuevos en todo el mundo y el número de personas infectadas sobrepasa los 350 millones (OMS 2010; Alvar *et al.* 2012). Las leishmaniasis son principalmente zoonosis transmitidas en áreas naturales dentro de una zona geográfica y medio ambiente bien definido (Ostfeld y Keesing 2000).

Las leishmaniasis se consideran un problema de salud pública en México, debido a que se encuentra en 22 estados de la república (Sánchez-Tejeda *et al.* 2001), sin embargo, en la parte sur de México, especialmente en el estado de Quintana Roo, se reportan el mayor número de casos de leishmaniasis por año (SESA 1990-2016). Lo que indica un sitio interesante de estudio, no sólo por el número de casos, sino también, por el estrecho contacto de los vectores con la población. Por lo que esto ilustra la importancia de mantener y eventualmente extender la vigilancia y el control de esta enfermedad y de sus insectos vectores con el fin de definir las zonas de alto riesgo de transmisión.

Dependiendo del curso de las enfermedades transmitidas por vectores y el tipo de programa en gestión ante el vector, el propósito del muestreo de un vector en particular puede ser: 1) la vigilancia para detectar la introducción del vector, 2) la determinación de la distribución del vector, 3) la incriminación del vector, 4) la determinación entomológica y la relación de los factores de riesgos, y por último, 5) la evaluación de los esfuerzos de control (Nelson 1994).

Por lo general la vigilancia de los insectos transmisores de enfermedades son llevadas a cabo por trampas de luz CDC (Sudia y Chamberlain 1962), sin embargo existen algunas desventajas técnicas en este tipo de trampa. Por lo que Nelson (1994) manifiesta que se requieren de métodos de captura simples, económicos, y prácticos que puedan ser usados por los trabajadores de campo y por los miembros de la comunidad, por lo que también es necesario hacer más eficiente los recursos limitados, mediante el muestreo en los programas de control de vectores.

Debido a esto, existe la necesidad de evaluar diferentes métodos de captura, los cuales además de proporcionarnos datos entomológicos y epidemiológicos, también nos dan un panorama de la biodiversidad en un determinado tiempo y espacio. Por lo que el presente trabajo busca evaluar y comparar diferentes tipos de trampas para conocer las formas de búsqueda y vigilancia de los vectores de las leishmaniasis, así como también para entender los efectos del tipo de cada tipo de trampa sobre las estimaciones de diversidad en un ensamblaje de flebotomíneos en diferentes escalas temporales y espaciales en el sur de Quintana Roo, México.

II. ANTECEDENTES

2.1. Taxonomía y clasificación de Phlebotominae.

Los flebotomíneos pertenecen al orden Diptera, suborden Nematocera, familia Psychodidae y subfamilia Phlebotominae. En un inicio, los estudios taxonómicos de los flebotomíneos se basaron en aspectos morfológicos. En la primera etapa, las especies se distinguieron según las estructuras externas, como por ejemplo los genitales masculinos, la venación de las alas y algunas medidas morfométricas. En la segunda etapa, la descripción de estructuras internas como la espermateca, cibario y la armadura faríngea se agregaron. Después, con la incorporación de nuevos métodos como la morfometría multivariada; el análisis moleculares; los estudios filogenéticos y la espectrometría de masas, el conocimiento de la sistemática de los flebotomíneos se incrementó (Akhoundi *et al.* 2016).

Hasta al momento existen dos clasificaciones aceptadas, que se sustentan en el sistema Linneano de la nomenclatura binomial, por lo que usan características morfológicas de los insectos adultos. Una de las clasificaciones es la de Lewis *et al.* (1977), que se divide en varias subfamilias de la familia Psychodidae y reconoce cinco géneros de la subfamilia Phlebotominae: *Lutzomyia* França, *Brumptomyia* França & Parrot, y *Warileya* Hertig para el Nuevo Mundo, y *Phlebotomus* Rondani & Bert y *Sergentomyia* França & Parrot para el Viejo Mundo, además, del género *Chinius* Leng para el Viejo Mundo (Leng 1987). La otra clasificación está basada en el sistema filogenético propuesto por Galati (1995, 2003, 2016), quien hace una revisión y reorganización cuidadosa de 931 especies de la subfamilia Phlebotominae dentro de dos tribus: Hertigiini y Phlebotomini. La tribu Hertigiini fue dividida en dos subtribus Hertigiina e Idiophlebotomina, mientras que la tribu Phlebotomini fue dividida en seis subtribus Phlebotomina, Australophlebotomina, Brumptomyiina, Sergentomyiina, Lutzomyiina y Psychodopygina.

2.2. Descripción de los caracteres morfológicos y taxonómicos de Phlebotominae.

Cabeza. La cabeza puede tener forma redonda o piriforme. La altura de la cabeza es medida del occipucio a la parte frontal del clípeo. Los ojos prominentes consisten de

numerosas omatidias o facetas corneas, por lo que carecen de ocelos. Las antenas están compuestas de un escapo basal, pedicelo y 14 subcilíndricos flagelómeros. El flagelómero más largo es siempre el primero, y en cada uno de los flagelómeros se encuentran estructuras sensoriales como los ascoides. Los ascoides pueden variar de forma como simples, con espolón corto y con espinas proximales largas. También presentan un par de palpos que consisten en cinco palpómeros, y en cada una de estos puede albergar la sensila palpal o de “Newstead”. Las longitudes de los palpómeros son expresadas con fórmulas que indican su distancia relativa. Las partes bucales están compuestas por el labro, un par de mandíbulas, un par de maxilas y la hipofaringe. La longitud de la probóscide puede variar de especie a especie, y en las especies hematófagas es tan larga como la altura de la cabeza. En la parte interna de la cabeza se encuentra el cibario, la faringe, el arco cibarial, los dientes verticales y horizontales (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000).

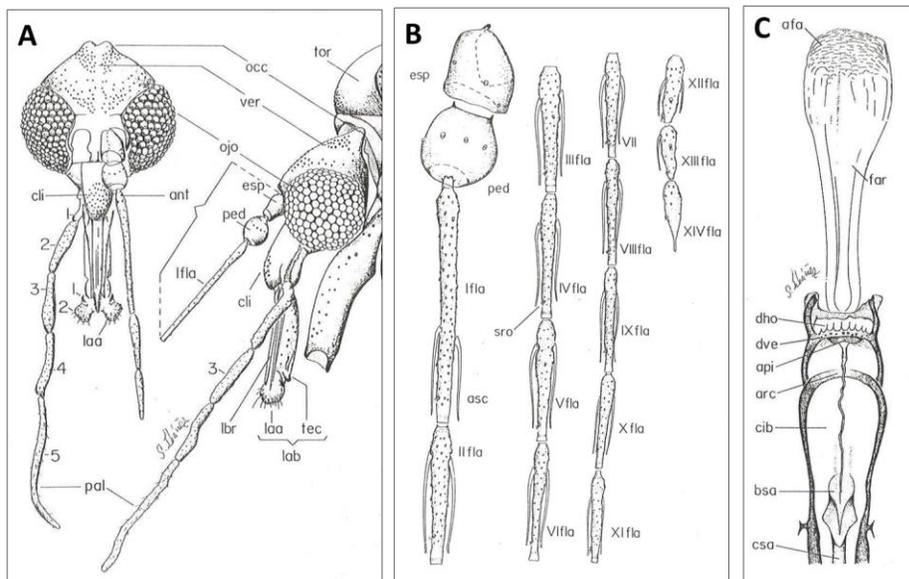


Fig. 1. Estructuras morfológicas de la A) cabeza con vista frontal y lateral, B) antena completa, y C) vista frontal del cibario. Antena: ant; cílopeo: cli; escapo: esp; labelo: laa; labio: lab; labro: lbr; occipucio: occ; ojo: ojo; palpo: pal; pedicelo: ped; tecto: tec; tórax: tor; vértice: ver; ascoide: asc; sensila en roseta: sro; flagelo: fla; flagelómero 1: Ifla, flagelómero 2: IIfla, etcétera; armadura faríngea: afa; área pigmentada: api; arco cibarial: arc; bomba salival: bsa; conducto salival: csa; cibario: cib; dientes horizontales: dho; dientes verticales: dve; faringe: far. (Ibáñez-Bernal 2000).

Tórax. El tórax está compuesto por el protórax, mesotórax y metatórax. Algunas veces se diferencia una coloración marcada en algún segmento. En cada uno de estos segmentos está asociado un par de patas. En el anepisternón se encuentran mechones de sedas episternales superiores e inferiores, que en algunas ocasiones son útiles en la identificación. En el mesotórax las alas están incrustadas. Estas alas están en posición erecta en forma de “V” con un ángulo de 60° con respecto al cuerpo, son densamente pilosas y sus venas costales, subcostales, medial y radiales son de importancia taxonómica. La longitud del ala es calculada en milímetros con la finalidad de indicar el tamaño general del individuo, por lo que la relación longitud/anchura se considera un índice importante. En la membrana del ala se puede observar si presentan sedas u oscurecimientos regionales, y estos patrones de coloración del revestimiento de las venas son útiles en algunos casos (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000).

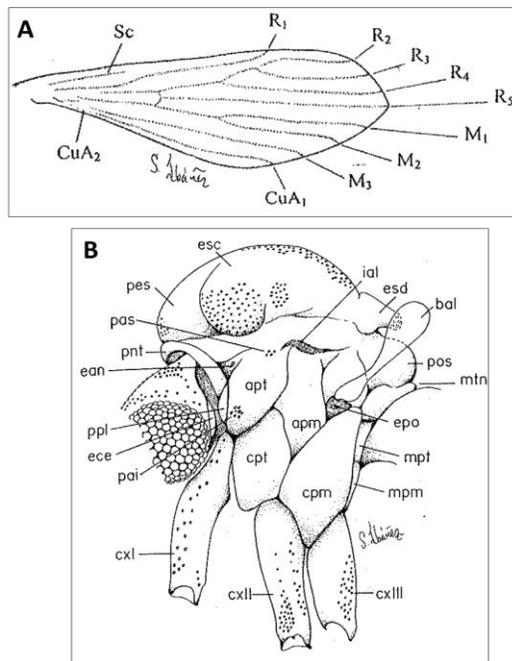


Fig. 2. Estructuras morfológicas del A) ala con sus venas respectivas y B) vista lateral del tórax con sus partes. Vena subcostal: sc; vena radial (R) con cinco ramas: R1, R2, R3, R4, R5; vena medial (M) con tres ramas: M1, M2, M3; vena cubital anterior (CuA) con dos ramas: CuA₁ y CuA₂; mesopimerón: apm; mesanepisternón: apt; balancín: bal; mesocatepisternón: cpt; coxa de la pata anterior: cxI; coxa de la pata media: cxII; coxa de la pata posterior: cxIII; estigma anterior: ean; esclerito cervical: ece; estigma posterior: epo; escudo: esc; escudete: esd; inserción del ala: ial; metepimerón: mpm; metepisternón: mpt; metanoto: mtn; sedas anepisternales inferiores: pai; sedas anepisternales superiores: pas; prescudo: pes; pronoto: pnt; posnoto: pos; propleura: ppl. (Ibáñez-Bernal 2000).

Abdomen. El abdomen consta de 11 segmentos, formado dorsalmente de terguitos y ventralmente de esternitos. La genitalia masculina es externa y se aprecia a partir del séptimo segmento abdominal; consiste de la apodema eyaculadora, la bomba eyaculadora, el conducto eyaculador, el edeago, el gonopodio (gonocoxito + gonostilo), el lóbulo lateral, el parámero y las sedas espiniformes del surstilo. El gonopodio es muy variable en forma, tamaño y ornamentaciones, por lo que tiene importancia taxonómica. Pene consiste de dos conos laterales muy esclerosados por cuyo extremo salen dos conductor eyaculadores; la longitud de estos con respecto a la longitud de la bomba y del apodema eyaculadores son importantes en la descripción de especies. La genitalia femenina se distingue a partir del octavo segmento abdominal, en ella se observa la espermateca con los conductos espermatecales comunes e individuales, así como también la furca genital y los cercos. El noveno esternito modificado a manera de furca, con forma de “Y”. El grosor y longitud relativa del conducto espermatecal común y laterales, así como las estructuras esclerosadas de la cámara genital son importantes para distinguir especies (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000).

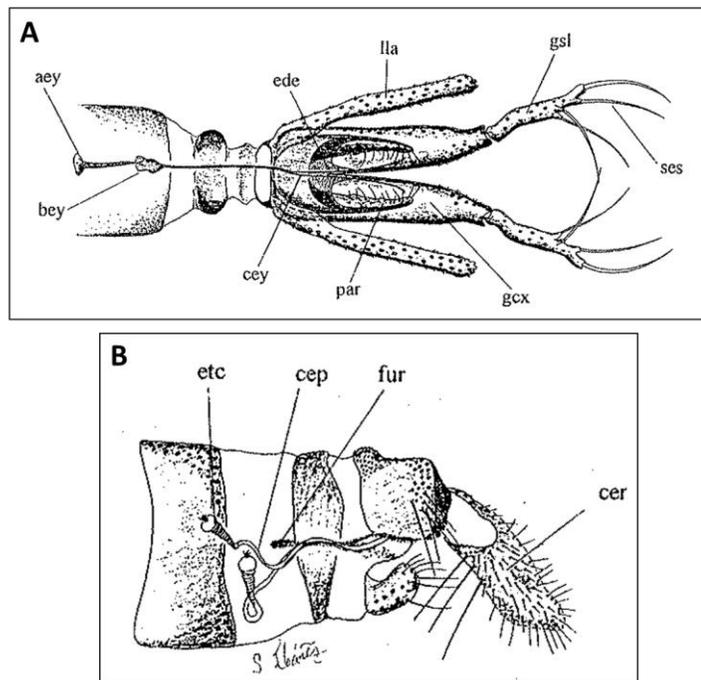


Fig. 3. Estructuras morfológicas de la A) genitalia masculina y B) genitalia femenina. Apodema eyaculador: aey; bomba eyaculadora: bey; conducto eyaculador: cey; edeago: ede; gonocoxito: gcx; gonostilo: gsl; lóbulo lateral: lla; parámero: par; placa subgenital: psg; sedas espiniformes del surstilo: ses; cercos: cer; conductos espermatecales: cep; furca: fur; espermateca: etc. (Ibáñez-Bernal 2000).

2.3. Aspectos de la biología y ecología de Phlebotominae.

2.3.1. Ciclo de vida.

La duración del ciclo de vida de los flebotomíneos depende de las características intrínsecas de cada especie así como de variables ambientales, son insectos con metamorfosis completa que incluye la fase de huevo, cuatro estadios larvarios, pupa y adulto (Killick-Kendrick 1999).

Huevo: los huevos en *Lutzomyia (Tricholateralis) cruciata* (Coquillett) son elípticos alargados, con una escultura hexagonal sobre el corion, miden 350 μm de longitud y 92 μm de ancho, el rango de vida promedio es de 11.2 días (Castillo *et al.* 2015). Los huevos en *Psathyromyia (Psathyromyia) shannoni* (Dyar) presentan un color negro a café, son elípticos alargados, con una escultura poligonal sobre el corion, miden 310 μm de longitud y 95 μm de ancho, el rango de vida va de 6 a 12 días (Ferro *et al.* 1998). Cada hembra de *Lu. cruciata* puede colocar en promedio 20.7 huevos (Castillo *et al.* 2015), las hembras de *Pa. shannoni* pueden colocar en promedio 27 huevos (Ferro *et al.* 1998), mientras que las hembras de *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* (Lutz & Neiva) pueden colocar entre 84 y 124 huevos (Luitgards-Moura *et al.* 2000).

Larva: el cuerpo está formado por doce segmentos: tres torácicos y nueve abdominales, en la superficie existen sedas finas con diferentes formas y en la región caudal cerdas largas. Tienen una cápsula cefálica esclerotizada bien desarrollada que se diferencia del resto del cuerpo (Ferro *et al.* 1998; Castillo *et al.* 2015). Son hemodinámicas y presentan desfase en el desarrollo, con movimientos ondulatorios. La larva de primer estadio de *Pa. shannoni* mide entre 400 y 675 μm de longitud y presenta un par de cerdas caudales (Ferro *et al.* 1998). Las larvas de segundo y tercer estadio presentan cuatro setas caudales, alrededor de dos veces la longitud del cuerpo, también presentan una sutura dorsal en forma de “Y” en la capsula de la cabeza (Ferro *et al.* 1998; Castillo *et al.* 2015). La larva de *Pa. shannoni* de cuarto estadio mide entre 2200 y 2500 μm , las setas caudales miden aproximadamente igual que el cuerpo (Ferro *et al.* 1998). En *Lu. cruciata*, el periodo de vida promedio de la larva I, II, III y IV es de 8.6, 9.7, 7.1 y 8.0 días, respectivamente (Castillo *et al.* 2015). En *Pa. shannoni*, el periodo de vida de la larva I va entre 5 y 13 días, la larva II entre 4 y 13 días, la larva III entre 5 y 19 días, y la larva IV entre 7 y 37 días (Ferro *et al.* 1998).

Pupa: la pupa de *Lu. cruciata* mide 1875 μm de longitud y su periodo de vida promedio es de 8 días (Castillo *et al.* 2015), mientras que la pupa de *Pa. shannoni* mide 2600 μm de longitud y su periodo de vida va desde 7 a 32 días (Ferro *et al.* 1998), estas se adhieren al sustrato por el segmento terminal abdominal que consiste de pseudópodos terminales del noveno segmento abdominal (Ferro *et al.* 1998; Castillo *et al.* 2015).

Adulto: la longevidad del adulto de *Pa. shannoni* en laboratorio va de 4 a 15 días, mientras que todo el ciclo de vida, de huevo a adulto va desde 36 a 74 días (Ferro *et al.* 1998). La supervivencia máxima del adulto de *Lu. cruciata* en laboratorio es de 10 días para hembras y 15 días para machos, mientras que todo el ciclo de vida en promedio es de 52.7 días (Castillo *et al.* 2015). Estiman que la longevidad de los adultos de *Lu. longipalpis* en la naturaleza es de 8 a 14 días (De Oliveira *et al.* 2013), 15 días para *Pa. shannoni* y *Microphomyia (Sauromyia) trinidadensis* (Newstead) (Chaniotis *et al.* 1974). Se documentó que *Pa. shannoni* de zonas templadas como en Georgia, EE.UU., entra en diapausa en invierno (Comer *et al.* 1994), y los huevos de *Lutzomyia (Tricholateralis) diabolica* (Hall) de zonas áridas de Norte América también entran en diapausa, mientras que las larvas de III y IV estadio entran en quiescencia (Lawyer y Young 1991).

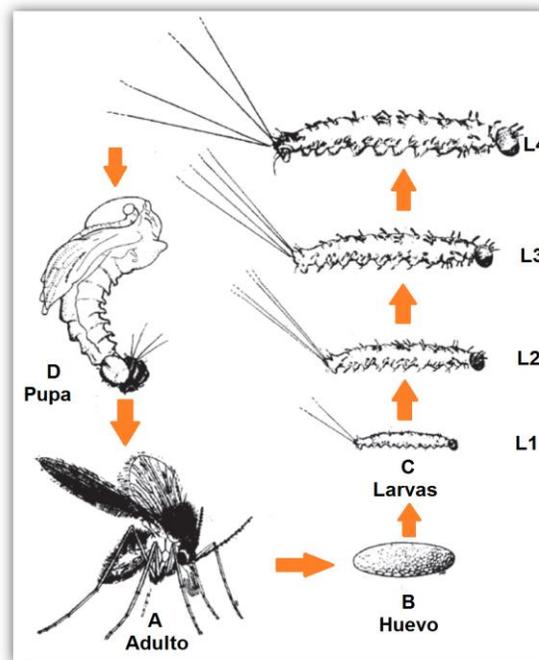


Fig. 4. Ciclo de vida de Phlebotominae. A) Adulto, B) Huevo, C) Larvas (4 estadios), y D) Pupa (Young y Arias 1991).

2.3.2. Alimentación de azúcar.

La principal fuente de energía de varias especies de flebotomíneos machos y hembras es el azúcar, como se observó en *Lu. longipalpis* (Cameron *et al.* 1995) y *Phlebotomus ariasi* Tonnoir (Killick-Kendrick y Killick-Kendrick 1987) que obtienen el azúcar de las secreciones producidas de algunas especies de áfidos y coccídeos, así como también del néctar de las flores y de frutos maduros (Junnila *et al.* 2011), o directamente del tejido vascular de las plantas (Schlein y Muller 1995). Magnarelli y Modi (1988) infieren que *Lu. longipalpis* de Colombia y *Phlebotomus papatasi* (Scopoli) de Irán, se alimentan repetidamente de fuentes de azúcar para obtener suficientes nutrientes para la supervivencia y reproducción. Junnila *et al.* (2011) mencionan que la distribución y los patrones de actividad de los flebotomíneos están fuertemente afectados por la disponibilidad de las fuentes de azúcar. Los estudios de la identificación específica de las fuentes de azúcar fotoquímicas pueden servir como atrayente para las especies de flebotomíneos y que se use especialmente en trampas para la vigilancia de especies vectores o para el control de estos insectos por medio de cebos de azúcar tóxicos (Schlein y Muller 2010).

2.3.3. Alimentación de sangre.

Cuando las hembras de flebotomíneos localizan el hospedero vertebrado del cual se van alimentar, por lo general saltan alrededor del sitio antes de sentarse a picar, después cortan la piel y se alimentan de los “charcos de sangre”, hábito telmófago (Killick-Kendrick 1999). Sólo las hembras de flebotomíneos se alimentan de sangre, que proporciona nutrición para la producción de sus huevos, esta alimentación sanguínea puede durar entre dos hasta seis minutos, y se calculó que el peso de sangre ingerida máxima es de 0.48 mg (Ready 1978). El tiempo que pasa de la comida de sangre a la ovoposición varía de 6 a 13 días en *Lu. longipalpis* (Luitgards-Moura *et al.* 2000). Pocas especies de flebotomíneos como *Lu. longipalpis* (Ready 1979), *Lutzomyia (Tricholateralis) gomezi* (Nitzulescu) (Johnson 1961) y *Lu. cruciata* (Castillo *et al.* 2015) presentan autogenia, que es el desarrollo de huevos sin alimentarse de sangre, mientras que la mayoría de las especies de flebotomíneos son anautógenas, necesitan alimentarse de sangre para la producción de sus huevos (Killick-Kendrick 1999; Ready

2013). La mayoría de las especies de flebotomíneos hembras son preferentemente exofágicas, que se alimentan al aire libre, y exofilicas, que descansan al aire libre durante la maduración de sus huevos (Killick-Kendrick 1999; Ready 2013). Algunas especies presentan un ciclo gonotrófico concordante, en el cual los ovarios se desarrollan con una simple comida de sangre que es digerida y las hembras no se alimentan una segunda vez durante el ciclo de la ovoposición (Ready 1978, 2013; Killick-Kendrick 1999).



Fig. 5. *Lu. cruciata* picando (Foto por J. J. Rodríguez-Rojas).

2.3.4. Reproducción.

Los machos de *Lu. longipalpis* emergen de dos a tres días antes que las hembras, tiempo en el cual los machos maduran sexualmente, ya que sus genitales externos hacen una rotación de 180° (Luitgards-Moura *et al.* 2000), y la producción de feromonas se maximiza, estas feromonas ayudan a la esclerotización del edeago, posteriormente a estos eventos los machos están listos para la copulación (Hamilton *et al.* 1994). Después de estos días las hembras emergen y su proporción aumenta más que las de los machos (Luitgards-Moura *et al.* 2000). El cortejo asemeja una danza, que consiste en saltos cortos y bateo de alas por parte de los machos (Killick-Kendrick 1999), asimismo se documentó que las hembras de *Lu. longipalpis* (Hamilton *et al.* 1994) y *Lu. cruciata* (Serrano-Domínguez *et al.* 2016) reconocen a sus parejas por las feromonas sexuales producidas por los machos en las glándulas del abdomen llamadas pápulas, y también por sonidos de copulación como se observa en machos de *Nyssomyia intermedia* (Lutz & Neiva) (Vigoder *et al.* 2011) y *Lu. longipalpis*, el cual desempeña un papel importante en el reconocimiento inter-específico (Souza *et al.* 2004). El apareamiento suele ocurrir

sobre el huésped, sobre las bases de los árboles, entre otros sitios, donde una gran congregación de machos espera a las hembras, quienes buscan ser inseminadas y fertilizadas (Memmott 1991). En la formación de enjambres o “leks” de machos de *Lu. longipalpis*, las feromonas sexuales como (S)-9-metilgermacreno-B y 3-metil- α -himachaleno (Hamilton *et al.* 1996a, 1996b), junto con las kairomonas de los vertebrados son importantes atrayentes de hembras (Kelly y Dye 1997; Jones y Hamilton 1998).

Las hembras no ponen los huevos indiscriminadamente, más bien, ellas los colocan en lugares propicios para su desarrollo, como en lugares oscuros y húmedos con una alta cantidad de materia orgánica (Killick-Kendrick 1999). Según Dougherty *et al.* (1992) mencionan que existe una feromona de ovoposición en *Lu. longipalpis*, la cual influye en la colocación de sus huevos en un determinado lugar, esta feromona llamada ácido dodecanóico es secretada por las glándulas accesorias del aparato reproductor y es impregnada al corion de los huevos durante la postura en el sustrato (Dougherty *et al.* 1994; Dougherty y Hamilton 1997). También en *Lutzomyia (Lutzomyia) renei* (Martins, Falcão & Silva) se observó que deposita ácidos grasos sobre sus huevos, por lo que es probable que estos también actúen como feromonas de ovoposición (Alves *et al.* 2003). De igual forma existen atrayentes y estimulantes en el sustrato para ovopositar, como se observa en las hembras grávidas de *Lu. longipalpis* que responden a los compuestos (hexeno y 2-metil-2-butanol) emitidos por la materia fecal de gallinas y conejos (Elnaiem y Ward 1992; Dougherty *et al.* 1995). Después de colocar los huevos, las hembras de *Lu. longipalpis* mueren a las 24 horas (Luitgards-Moura *et al.* 2000). Los huevos, larvas y pupas de los flebotomíneos se desarrollan en micro-hábitats húmedos, ricos en materia orgánica y con bajos niveles de luz (Killick-Kendrick 1999), como en las madrigueras de los mamíferos, en el suelo con hojarasca, entre las raíces de los árboles y sobre los troncos caídos (Hanson 1961; Feliciangeli 2004).

2.3.5. Dispersión.

La velocidad de vuelo máxima registrada por medio de un túnel de viento para *Phlebotomus ariasi* hembras es de 0.75 m/s (Killick-Kendrick *et al.* 1986). Los estudios de dispersión de algunas especies de flebotomíneos del Nuevo Mundo radica en varios

trabajos, como el de Chaniotis *et al.* (1974) quienes marcaron y liberaron alrededor de 20,000 flebotomíneos de varias especies en la selva de Panamá, después de 24 horas recapturaron los primero cuatro ejemplares a 200 m del punto de liberación y luego recapturaron el 90% de los especímenes a 57 m. Otros estudios hechos en Colombia como el de Morrison *et al.* (1993) que demostraron la dispersión de *Lu. longipalpis* de 500 m y un ejemplar de esta especie fue recapturado hasta 960 m en los primeros dos días. Así como también, los trabajos de Alexander (1987) y Alexander y Young (1992) observaron que la dispersión máxima de *Pa. shannoni* fue de 157 m para machos y 32 m para las hembras; para machos y hembras de *Pintomyia (Pifanomyia) serrana* (Damasceno & Arouck) fue de 132 m; para machos de *Lu. gomezi* fue de 140 m y para las hembras de 960 m; para machos de *Pintomyia (Pifanomyia) ovallesi* (Ortiz) fue de 12 m. Estos datos indican que las especies selváticas del Nuevo Mundo tienen hábitos relativamente sedentarios y no se dispersan muy lejos debido a que tienen los recursos necesarios para completar su ciclo de vida (Chaniotis *et al.* 1974; Alexander 1987).

2.3.6. Patrones de actividad, rol de la respuesta olfatoria y visual.

La mayoría de las especies de flebotomíneos pasan desapercibidas, pues únicamente se encuentran en microambientes muy particulares, cuando descansan durante el día como: en cuevas, en grietas de paredes, en rocas, en el suelo, en la vegetación densa, en los agujeros de los árboles, en madrigueras de roedores y otros mamíferos, en nidos de pájaros y termiteros; estos lugares son relativamente frescos y húmedos (Killick-Kendrick 1999; Ready 2013).

Los ritmos de actividad de los flebotomíneos para la búsqueda de azúcares, de sangre de los vertebrados, copulación y ovoposición probablemente están controlados por un reloj biológico interno, pero también están modulados por los cambios diarios en la intensidad de la luz y otros factores abióticos como la temperatura, humedad relativa, precipitación y la velocidad de viento (Forattini 1973; Killick-Kendrick 1999; Ready 2013). La búsqueda de sangre de los flebotomíneos es crepuscular y nocturna, pero en algunas especies existen diferencias en los ritmos de actividad (Killick-Kendrick 1999).

Existen tres trabajos relacionados a la capacidad visual de este grupo de insectos, como el de Mellor *et al.* (1996) quienes usaron el electroretinograma para medir la

respuesta de *Lu. longipalpis* al rango de las longitudes de onda de la luz, y demostraron que hembras y machos tienen una máxima respuesta electrofisiológica a la luz en la región ultravioleta (340 nm) con un pico secundario en la región azul-verde-amarillo (520 nm para hembras y 546 nm para machos), con una sensibilidad baja cerca del infrarrojo (670 nm).

Otro trabajo, es el de Mellor y Hamilton (2003), quienes evaluaron la respuesta de machos y hembras de *Lu. longipalpis* a diferentes longitudes de onda e intensidades de la luz. Compararon las longitudes de onda de 350 a 670 nm y un control de 400 nm, y observaron que *Lu. longipalpis* puede discriminar unas de otras longitudes de onda, siendo mayormente atraída por la luz ultra-violeta (350 nm) y azul-verde-amarillo (490–546 nm) en comparación con el control (400 nm). Sin embargo, en la luz ultravioleta (UV) con baja intensidad fue menos atractiva que con la alta intensidad, asimismo, se observó que en una baja intensidad verde-amarillo (546 nm) fue más atractivo para los machos, mientras que el azul-verde (490 nm) fue más atractivo para las hembras. Estos experimentos indican que la respuesta de esta especie fue dependiente de la intensidad y las longitudes de onda, por lo que también, más de un fotoreceptor pudiera estar envuelto en la respuesta y tener un color de visión verdadero. También sugieren que *Lu. longipalpis* puede guiarse en la oscuridad o bajo la luz de la luna y las estrellas por lo que usan el azul-verde-amarillo como parte del espectro de luz.

En el último trabajo, de Serrano-Domínguez *et al.* (2015), quienes evaluaron la respuesta de *Lu. cruciata* a diferentes longitudes de onda del espectro de luz visible, y compararon 14 distintas longitudes de onda entre 340 y 670 nm y el control (570 nm). Observaron que el espectro de luz, que incluye el color verde (540 nm) y naranja (590 nm), exhibió un pico en la atracción relativa en las hembras.

2.4. Distribución y diversidad.

Los flebotomíneos se distribuyen principalmente a lo largo de la franja tropical de la Tierra, sin embargo también están en la región Neártica. Se distribuyen en Europa, Asia, África, Australia y América. En América, los flebotomíneos se distribuyen desde Estados Unidos de América hasta Argentina. La distribución de los flebotomíneos es

muy amplia, incluyendo diferentes hábitats y especies (Young y Duncan 1994; Galati 1995, 2003, 2016).

En el mundo existen alrededor de 1,000 especies de la subfamilia Phlebotominae, cerca de 530 especies se encuentran en la región Neotropical del Nuevo Mundo, y el género *Lutzomyia* contiene la mayor parte de flebotomíneos, casi 400 especies (Young y Duncan 1994; Galati 1995, 2003, 2016; Vignes-Lebbe y Gallut 2016).

En México, las primeras especies se reportaron en 1934 (Galliard 1934a, 1934b), desde entonces el número de especies y el conocimiento de la distribución geográfica se incrementó sustancialmente (Vargas y Díaz-Nájera 1953a, 1953b; Ibáñez-Bernal *et al.* 2015). A la fecha se registraron 50 especies (48 existentes y 2 fósiles) de flebotomíneos, aunque la riqueza de especies puede estar sub-representada debido a que muchas áreas del país no han sido muestreadas. En la Península de Yucatán se registró un total de 32 especies de flebotomíneos, mientras que en el estado de Quintana Roo reportaron 23 especies (Vargas y Díaz-Nájera 1953a, 1953b; Ibáñez-Bernal 2000; Rebollar-Téllez *et al.* 2004; May-Uc *et al.* 2011; Ibáñez-Bernal *et al.* 2004, 2006, 2010, 2011, 2013, 2015).

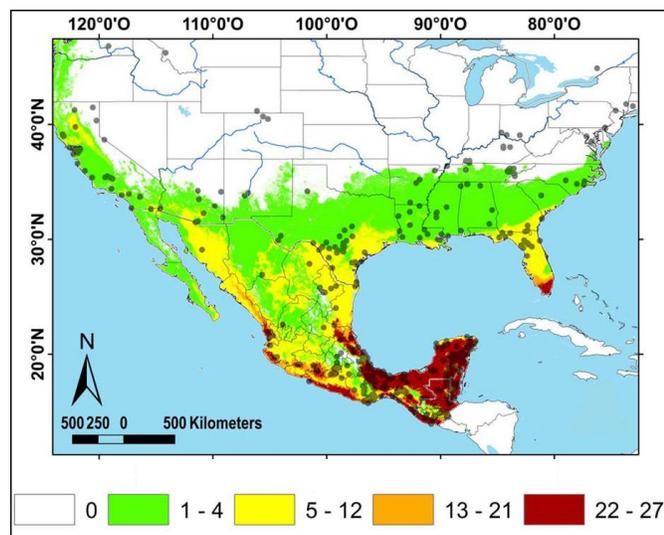


Fig. 6. Riqueza de especies de flebotomíneos en México y EE.UU. (Moo-Llanes *et al.* 2013).

2.5. Enfermedades transmitidas por flebotomíneos y su incriminación como vectores.

2.5.1. Leishmaniasis.

Las leishmaniasis son un conjunto de enfermedades causadas por protozoarios obligados intracelulares del género *Leishmania* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) y se transmiten principalmente a través de flebotomíneos hembras del género *Lutzomyia* en el Nuevo Mundo y *Phlebotomus* en el Viejo Mundo (Akhoundi *et al.* 2016). Este insecto adquiere la infección durante la alimentación de un huésped infectado, los parásitos se multiplican en el intestino y migran a las partes bucales del insecto hembra, que después la transmite al inocular promastigotes de *Leishmania* en la piel del huésped (Handman 1999). Dependiendo del desarrollo del parásito en el intestino de los flebotomíneos, el género *Leishmania* es dividido en dos subgéneros *Leishmania* y *Viannia*. El desarrollo del parásito de las especies del subgénero *Leishmania* está restringida en el intestino medio del insecto para posteriormente migrar hacia las partes bucales (desarrollo suprapilario), mientras que en las especies del subgénero *Viannia*, el desarrollo inicial del parásito ocurre en el intestino posterior para después migrar hacia el intestino anterior (desarrollo peripilario) (Handman 1999).

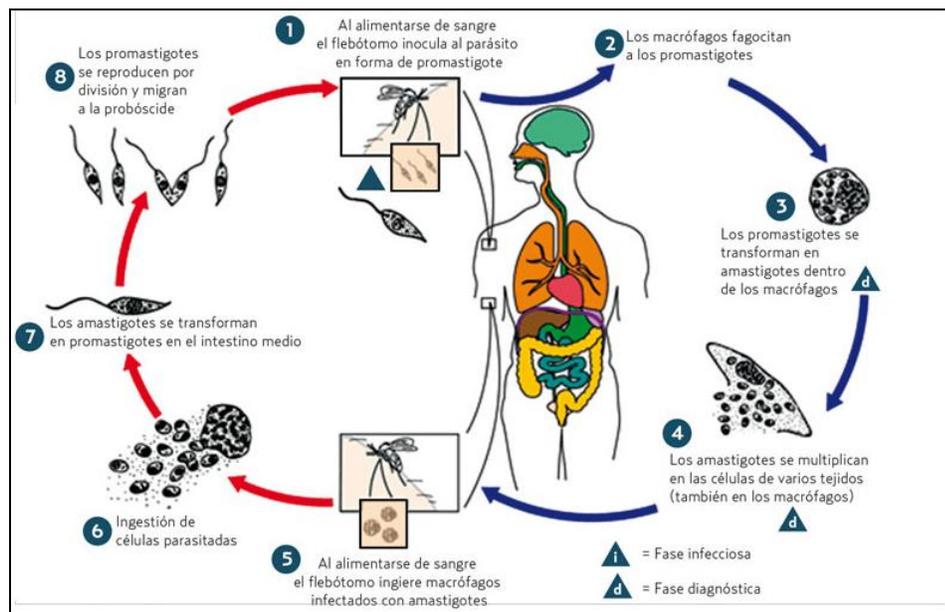


Fig. 7. Ciclo de vida de *Leishmania* en huéspedes mamíferos y flebotomíneo.

<https://www.cdc.gov/parasites/leishmaniasis/biology.html>

Se conocen al menos 53 especies de *Leishmania*, de las cuales 20 causan cuatro principales formas clínicas al humano, como la leishmaniasis cutánea localizada, la leishmaniasis mucocutánea, la leishmaniasis cutánea difusa y la leishmaniasis visceral (Akhoundi *et al.* 2016). Estas formas clínicas se encuentran en algunas áreas de aproximadamente 98 países, distribuyéndose en amplias zonas de Centroamérica, Sudamérica, África, Asia y el Mediterráneo. En América, las leishmaniasis están presentes en casi todos los países, excepto Canadá, Chile y Uruguay (OMS 2010; Alvar *et al.* 2012).

Según la OMS, las leishmaniasis son todavía una de las enfermedades olvidadas, que afecta en gran medida a los más pobres, principalmente en vías de desarrollo, por lo que se estima que ocurren cada año dos millones de casos nuevos en todo el mundo, de los cuales un millón y medio de casos son leishmaniasis cutánea y 500,000 son leishmaniasis visceral, por lo que consideran que el número de personas infectadas sobrepasa los 350 millones (OMS 2010; Alvar *et al.* 2012). Las leishmaniasis son principalmente zoonosis transmitidas en los focos naturales dentro de una zona geográfica y medio ambiente bien definido (Ostfeld y Keesing 2000). Gramiccia y Gradoni (2005) mencionan que las leishmaniasis son enfermedades dinámicas y las circunstancias de la transmisión son cambios continuos en relación con el medio ambiente, distribución de los vectores y los factores de comportamiento humano.

Alrededor de 70 especies de flebotomíneos son considerados vectores de *Leishmania* en el mundo (Young y Duncan 1994; Ready 2013). Para incriminar naturalmente a una especie de flebotomíneo como vector de *Leishmania*, Killick-Kendrick (1999) menciona cinco criterios que deben cumplirse: 1) que la especie sea antropofílica, 2) que las formas infectivas de *Leishmania* en el intestino medio anterior y en la válvula estomodeal de hembras de flebotomíneos naturalmente infectadas con el parásito sea idéntico al que infecta al humano, 3) la demostración experimental de que los flebotomíneos transmitan el parásito por picadura, 4) que en más de una ocasión, los promastigotes son aislados de varias hembras de flebotomíneos sin presentar una comida de sangre reciente, y por último 5) que tenga una fuerte asociación ecológica, incluyendo la estacionalidad entre los flebotomíneos, humanos y hospederos reservorios.

2.5.1.1. Estudios de leishmaniasis en México.

En México, se conocen las cuatro formas clínicas de las leishmaniasis, sin embargo, la manifestación más común es la leishmaniasis cutánea localizada conocida localmente como “úlceras del chiclero” en el sur de México, donde fue reconocida como una zona endémica de leishmaniasis cutánea (Seidelin 1912; Biagi 1953; Biagi *et al.* 1965; Andrade-Narváez *et al.* 1990, 2001, 2003; Sosa-Ávila *et al.* 2014). Esta fue descrita y reportada por primera vez en 1912 por el médico danés Harald Seidelin (Seidelin 1912), quien reportó seis casos en el estado de Yucatán e identificó al parásito por impronta y lo consideró morfológicamente indistinguible de *Leishmania tropica* Wright, especie del Viejo Mundo. Años más tarde, Biagi (1953) observó que la “úlceras de los chicleiros” era más parecida a la leishmaniasis cutánea causada por *L. tropica* que por *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, por lo que la consideró como una subespecie y la nombró *Leishmania tropica mexicana*. Después Adler (1963) diferenció a *L. mexicana* de *L. trópica* y *L. braziliensis* con estudios serológicos, posteriormente Garnhman (1962) y Lainson y Shaw (1972) la reclasificaron como *Leishmania mexicana mexicana* Biagi, y del mismo modo Grimaldi *et al.* (1987) lo confirmaron con estudios de anticuerpos monoclonales.

El primer caso de leishmaniasis cutánea causado por *L. braziliensis* fue en Oaxaca (Velasco-Castrejón *et al.* 1989), desde ese momento, identificaron más casos en Nayarit (Sánchez-Tejeda *et al.* 2001) y en la Península de Yucatán (Pérez-Mutul *et al.* 1994; Canto-Lara *et al.* 1998; Hernández-Montes *et al.* 1998; Hernández-Rivera *et al.* 2015). En cuanto a la leishmaniasis visceral, que es causada por *Leishmania infantum* Nicolle (= *Leishmania chagasi* Cunha & Chagas) (Dantas-Torres 2006), el primer caso que se reportó en México fue en Guerrero por Baez-Villaseñor *et al.* (1953) desde entonces se suman nuevos casos en el país (Monroy-Ostria *et al.* 2000; Romano-Mazzotti *et al.* 2004; González-Saldaña *et al.* 2008; Rosete-Ortíz *et al.* 2011; Pastor-Santiago *et al.* 2012).

Las leishmaniasis se consideran un problema de salud pública en México, ya que se encuentra en 22 estados (Sánchez-Tejeda *et al.* 2001; Sosa-Ávila *et al.* 2014), donde se habla de tres principales zonas de endemia: la del sur que abarca Veracruz, Tabasco, Oaxaca, Chiapas, Nayarit, Yucatán, Quintana Roo y Campeche; la del centro en los

estados de San Luis Potosí, Puebla, Hidalgo, Guerrero, Morelos, Oaxaca y Michoacán; y la del norte que afecta a Tamaulipas, Nuevo León y Coahuila (Velasco-Castrejón *et al.* 1989; Sosa-Ávila *et al.* 2014). En la parte sur de México, especialmente en el estado de Quintana Roo, se reportan oficialmente el mayor número de casos de leishmaniasis por año (de 1990 a 2016, un total aproximado de 4,200 casos), convirtiendo a esta entidad en una de las más afectadas a nivel nacional (SESA 1990-2016; Sosa-Ávila *et al.* 2014).

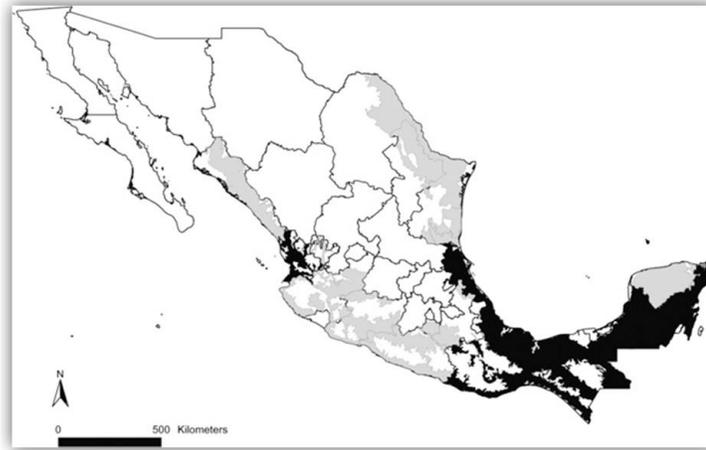


Fig. 8. Distribución geográfica de las leishmaniasis en México. Áreas con una transmisión recurrente están en negro, mientras que las áreas con transmisión ocasional están en gris (González *et al.* 2011).

Cuatro especies de flebotomíneos, *Bichromomyia olmeca olmeca* (Vargas & Díaz-Nájera) (Biagi *et al.* 1965), *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni* y *Psychodopygus panamensis* (Shannon) los incriminan como vectores de *Leishmania (L.) mexicana* (Rebollar-Téllez *et al.* 1996a, Cruz-Ruiz *et al.* 1994; Canto-Lara *et al.* 2007; Sánchez-García *et al.* 2010; Pech-May *et al.* 2010, 2016), pero puede haber otras especies de flebotomíneos como *Lu. diabolica*, *Dampfomyia (Dampfomyia) anthophora* (Addis), *Lu. gomezi*, y *Nyssomyia ylephiletor* (Fairchild & Hertig) que jueguen un papel importante en la transmisión de *Leishmania (L.) mexicana* (González *et al.* 2011). A *Pi. ovallesi* la involucran en la transmisión de la leishmaniasis cutánea causada por *Leishmania (V.) braziliensis* (Rebollar-Téllez *et al.* 1996b, 2005). Mientras que *Lu. longipalpis* y *Pintomyia (Pifanomyia) evansi* (Nuñez-Tovar) los implican en la transmisión de *Leishmania infantum* (Ibáñez-Bernal *et al.* 2004; Rosete-Ortíz *et al.* 2011), ya que se

desconoce el papel de estas especies de flebotomíneos como vectores en México, pero su distribución geográfica se traslapa con las zonas de transmisión de la enfermedad.

Tres especies de roedores silvestres *Ototylomys phyllotis* Merriam, *Peromyscus yucatanicus* JA Allen & Chapman, y *Heteromys gaumeri* JA Allen & Chapman se encontraron naturalmente infectados con *Leishmania (L.) mexicana*, por lo que los incriminan como reservorios en el sur de México (Chable-Santos *et al.* 1995; Canto-Lara *et al.* 1999; Van Wynsberghe *et al.* 2000, 2009). El perro (*Canis lupus familiaris* L.) es el principal reservorio de *Leishmania infantum* en algunas partes de México, como en Chiapas y Guerrero (Rosete-Ortíz *et al.* 2011; Pastor-Santiago *et al.* 2012).

2.5.2. Bartonellosis.

Bartonella bacilliformis causa la enfermedad de Carrión, nombre que se le dio por el estudiante de medicina Daniel Alcides Carrión, quien en 1885 se inoculó material de una lesión de verruga de un paciente crónico mientras describía la evolución de la enfermedad (Schultz 1968). Otro nombre que se le ha dado a esta enfermedad es Bartonellosis, ya que el microbiólogo peruano Alberto Leonardo Barton Thompson descubrió el agente etiológico de la enfermedad en eritrocitos de pacientes enfermos en 1909 (Alexander 1995). La bacteria invade los glóbulos rojos y posteriormente las células retículo-endoteliales, por lo que tiene dos formas clínicas, la fiebre de Oroya y la verruga peruana (Maurin *et al.* 1997). *Bartonella bacilliformis* es transmitido por hembras de *Pintomyia (Pifanomyia) verrucarum* (Townsend) infectadas (Townsend 1914, citado por Alexander 1995). Esta enfermedad se distribuye en la cordillera Andina de Perú, Colombia y Ecuador, desde los 500 hasta los 3000 m snm (Alexander 1995).

2.5.3. Virus.

Los virus del género *Phlebovirus* (Bunyaviridae), *Vesiculovirus* (Rhabdoviridae) y *Orbivirus* (Reoviridae) son transmitidos por algunas especies de flebotomíneos tanto del Viejo Mundo como del Nuevo Mundo (Depaquit *et al.* 2010). De los 38 serotipos del género *Phlebovirus* reconocidos para 1988, la mayoría (66%) habían sido aislados en el Nuevo Mundo (Tesh 1988), donde las especies *Pa. shannoni*, *Nyssomyia trapidoi* (Fairchild & Hertig), *Ny. ylephiletor*, *Bichromomyia flaviscutellata* (Mangabeira),

Nyssomyia umbratilis (Ward & Fraiha), *Ps. panamensis* y *Lutzomyia (Helcochyrtomyia) sanguinaria* (Fairchild & Hertig) fueron reportadas como vectores de flebovirus (Tesh 1988; Acevedo y Arrivillaga 2008). En cuanto a los *Vesiculovirus*, diez de los 16 serotipos conocidos hasta 1991, fueron asociados con los flebotomíneos (Comer y Tesh 1991). Se detectó que *Pa. shannoni* es el principal vector del virus de estomatitis vesicular del serotipo New Jersey (VSVNJ) en Georgia, EE.UU. (Corn *et al.* 1990; Comer *et al.* 1991), mientras que *Ny. trapidoi* y *Ny. ylephiletor* son vectores del virus de estomatitis vesicular del serotipo Indiana (VSVI) en Panamá (Tesh *et al.* 1974; Comer y Tesh 1991).

2.6. Vigilancia y muestreo de vectores.

La OMS define el control de vectores como las actividades para reducir las poblaciones de vectores o para reducir el contacto humano con los vectores (OMS 2012), por lo que dependiendo del estado de las enfermedades transmitidas por vectores y el tipo de programa en gestión ante el vector que está en un lugar, el propósito del muestreo de un vector en particular puede ser: 1) la vigilancia para detectar la introducción del vector, 2) determinación de la distribución del vector, 3) incriminación del vector, 4) determinación entomológica y la relación de los factores de riesgos, y 5) la evaluación de los esfuerzos de control (Nelson 1994).

Por lo general en todo el mundo, la vigilancia de los insectos transmisores de enfermedades son llevadas a cabo por trampas de luz CDC (por sus siglas en inglés Centers for Disease Control). Estas trampas desarrolladas por Sudia y Chamberlain (1962) proporcionaron un método fiable para supervisar vectores de patógenos con la mínima exposición humana. Algunas modificaciones mejoraron la eficacia de la trampa de luz CDC (Johnston *et al.* 1973; Elston y Apperson 1977), pero el consumo de energía, la voluminosidad y el costo siguen siendo desventajas, especialmente durante colectas de campo en las zonas rurales y en países en desarrollo. Por lo que Nelson (1994) manifiesta que existe la necesidad de métodos de muestreo simples, económicos, y prácticos que puedan ser usados por los trabajadores de campo y por los miembros de la comunidad, por lo que también es necesario hacer más eficiente los recursos limitados, mediante el muestreo en los programas de control de vectores. Por

consiguiente, Veronesi *et al.* (2007) mencionan que la presencia de especies vectores potenciales ilustra la importancia de mantener y eventualmente extender la vigilancia a otras regiones con el fin de estudiar la distribución y definir las zonas de alto riesgo de transmisión. Esto debería implicar la superposición de los datos entomológicos con la vigilancia epidemiológica de los casos humanos.

Alexander (2000) explica que los adultos de flebotomíneos machos o hembras pueden ser colectados por varios tipos de trampas, ya sea cuando se alimentan por la noche o cuando descansan por el día. Los métodos de captura que usan cebo animal, generalmente atrapan a hembras hambrientas sin alimentar. Mientras que, las trampas con atrayentes como luz o CO₂, también muestrean hembras que buscan hospedero, usualmente con una tendencia de ciertas especies. Aunque las trampas actúan como intercepción más que por atracción, atrapa a las especies disponibles en un hábitat particular y una vez más las hembras sin alimentar (no todas en busca de hospedero) predominan. Además, debido a que las trampas sin atracción capturan en su área inmediata tienden a capturar un bajo número de flebotomíneos (a menos que la abundancia de la población sea alta). De la misma manera Alexander (2000) indica que una desventaja potencial de las trampas de luz, es que colecta preferentemente hembras de ciertas especies con un fototaxismo alto y menciona que las trampas de luz limitan el valor en los estudios ecológicos de flebotomíneos.

Maroli *et al.* (1997) hacen un reporte acerca de los métodos de captura, preservación y montaje, donde mencionan las ventajas y limitaciones de cada tipo de trampa utilizadas en la captura de flebotomíneos adultos e indican que el fototaxismo positivo (atracción de la luz), el geotropismo negativo (habito de subir cuando tropieza con un obstáculo como una pared o cortina), y la hematofagia (habito de la hembra de alimentarse de sangre) son algunos de los factores inherentes al comportamiento de los flebotomíneos en los cuales se fundamentan las trampas.

Burkett *et al.* (2007) indican que es fundamental que la medicina preventiva y que el personal de control de vectores maximicen su capacidad para controlar las poblaciones de flebotomíneos, evaluar los esfuerzos de control, identificar la enfermedad/focos del vector y suprimir las poblaciones de vectores para mitigar la

amenaza de la leishmaniasis. Por lo que la identificación de los métodos de captura más eficaces para coleccionar flebotomíneos es clave en este esfuerzo.

2.7. Estudios de los métodos de captura para Phlebotominae adultos del Viejo y Nuevo Mundo.

El uso de la trampa de luz incandescente CDC para la captura de flebotomíneos se convirtió en el estándar de captura en muchos lugares del Viejo y Nuevo Mundo. Por lo que la han comparado con algunas modificaciones hechas en la misma, como con la implementación de diodos emisores de luz (LED) (Burkett *et al.* 1998; Hoel *et al.* 2007; Cohnstaedt *et al.* 2008; Junnila *et al.* 2011); con luz ultravioleta (Burkett *et al.* 2007; Kasili *et al.* 2010; Müller *et al.* 2011; Obenauer *et al.* 2012; Sierpe-Jeraldo *et al.* 2012; Müller *et al.* 2015); con la combinación de algunos atrayentes como el CO₂ (Chaniotis 1983; Burkett *et al.* 1998; Beavers *et al.* 2004; Beavers *et al.* 2004; Hoel *et al.* 2007, 2011; Kasap *et al.* 2009; Kasili *et al.* 2009; Hoel *et al.* 2010; Hoel *et al.* 2011; Obenauer *et al.* 2012; Signorini *et al.* 2013; Hesam-Mohammad *et al.* 2014), el octenol (Beavers *et al.* 2004; Andrade *et al.* 2008; Müller *et al.* 2015), olores humanos sintético (BG Mesh Lure: ácido láctico, ácido caproico, bicarbonato de amonio) (Andrade *et al.* 2008; Müller *et al.* 2015), feromonas sexuales sintética (Bray *et al.* 2009, 2010), olores del ganado sintético (Cameron *et al.* 1991); también la han comparado con el modo de succión (corrientes de aire ascendente y descendente) del ventilador de la trampa (Killick-Kendrick *et al.* 1985; Mutero *et al.* 1991; Burkett *et al.* 2007; Faiman *et al.* 2009; Kasili *et al.* 2010; Faiman *et al.* 2011); con algunas modificaciones físicas y visuales de los implementos de la trampa (Kline *et al.* 2011; Müller *et al.* 2015).

Asimismo, han comparado a la trampa de luz incandescente CDC con otros métodos de captura tradicionales y fáciles de manufacturar como la trampa adhesiva (Wheeler *et al.* 1996; Kasili *et al.* 2009; Junnila *et al.* 2011; Akhouni *et al.* 2013; Moncaz *et al.* 2013; Signorini *et al.* 2013; Hesam-Mohammad *et al.* 2014), con la trampa Shannon (Christenesen *et al.* 1972; Feliciangeli 1987a, 1987b; Pérez *et al.* 1987; Pérez y Ogusuku 1994; Pérez *et al.* 1994; Valente-Meneses *et al.* 2002; Souza *et al.* 2004; Rebollar-Téllez *et al.* 2005; Alessi *et al.* 2009; May-Uc *et al.* 2011; Pérez *et al.* 2013; Hesam-Mohammad *et al.* 2014; Posada-López *et al.* 2014), con la trampa Shannon iluminada (Pinto *et al.* 2010; Hashiguchi *et al.* 2014; Virgens *et al.* 2015), con

la trampa Disney (Christenesen *et al.* 1972; Rebollar-Téllez *et al.* 2005; May-Uc *et al.* 2011; Rocha *et al.* 2013; Pérez *et al.* 2013; Hesam-Mohammad *et al.* 2014), con la trampa Hoover Puggedo (HP) (Puggedo *et al.* 2005), con la trampa REDILA (Fernández *et al.* 2015), con la trampa Malaise (Alexander *et al.* 1992; Hesam-Mohammad *et al.* 2014); así como también, con el aspirador manual sobre lugares de reposo (Christenesen *et al.* 1972; Pérez *et al.* 1987; Dinesh *et al.* 2008; Kasap *et al.* 2009; Rocha *et al.* 2013), sobre el cebo humano (Christenesen y Herrer 1973; Feliciangeli 1987a, 1987b; Alexander *et al.* 1992; Davies *et al.* 1995a; Valente-Meneses *et al.* 2002; Kasap *et al.* 2009; Hashiguchi *et al.* 2014), y sobre el cebo animal (Christenesen y Herrer 1973; Kasap *et al.* 2009; Hesam-Mohammad *et al.* 2014).

Además, han comparado a la trampa de luz incandescente CDC con otras trampas que son más comerciales, como con la trampa BG-Sentinel (Hoel *et al.* 2010; Junnila *et al.* 2011; Obenauer *et al.* 2012), con la trampa Sentinel 360 (Hoel *et al.* 2010; Junnila *et al.* 2011), con la trampa Mosquito Magnet Pro, con la trampa Mega-Catch Ultra (Hoel *et al.* 2010), con la trampa Combo, con la trampa Mega Catch Premier, con la trampa Bug Eater, con la trampa EcoTrap, con la trampa Galaxie Power-Vac, con la trampa Biter Fighter, con la trampa Black Hole, con la trampa Mosquito Trap, con la trampa Mosquito Catcher, con la trampa Sonic Web, con la trampa Solar Pest Killer, y con la trampa Bug Zapper (Junnila *et al.* 2011).

La trampa adhesiva es comúnmente impregnada de aceite de castor o resino, es una trampa por intercepción y sin atracción (Alexander 2000), como la han usado en algunos trabajos del Viejo Mundo (Toprak y Ozer 2007; Veronesi *et al.* 2007; Kasap *et al.* 2009; Faiman *et al.* 2011; Akhouni *et al.* 2013; Signorini *et al.* 2013; Mohammed-Samy *et al.* 2014; Gebresilassie *et al.* 2015) y del Nuevo Mundo (Davies *et al.* 1995b; Ferro *et al.* 1995; Wheeler *et al.* 1996; Travi *et al.* 2002), sin embargo, a la trampa adhesiva le han añadido algunos atrayentes como la luz incandescente (Veronesi *et al.* 2007); las luces químicas de colores (Burkett *et al.* 2007); la luz ultravioleta (Müller *et al.* 2011); el CO₂ (Zollner y Orshan 2011; Moncaz *et al.* 2013); la levadura (Moncaz *et al.* 2013); la feromona sexual sintética (Bray *et al.* 2009, 2010); la metoflutrina (Zollner y Orshan 2011); los olores del ganado sintético (Cameron *et al.* 1991); los cebos animales (Kasili *et al.* 2009). Existen varios estudios donde comparan a la trampa

adhesiva con otras trampas, como con la trampa Shannon (Travi *et al.* 2002), y la trampa Disney (Ferro *et al.* 1995). En un estudio demostraron una correlación positiva entre el número de *Pi. verrucarum* colectadas con trampas adhesivas y el número atraídos por cebo humano (Davies *et al.* 1995b).

La trampa Disney (Disney 1966) es una trampa que usa roedores como cebos, esta trampa ha sido utilizada con varias especies de roedores como *Ototylomys phyllotis*, *Heteromys desmarestianus* Gray (Williams 1965; Disney 1966; Rebollar-Téllez *et al.* 2005); *Sigmodon hispidus* Say & Ord (Williams 1965; Disney 1966; Rebollar-Téllez *et al.* 2005; Sánchez-García *et al.* 2010); *Nyctomys sumichrasti* Saussure (Williams 1965; Disney 1966); *Oryzomys capito* Olfers, *Proechimys semispinosus* Tome, *Metachirus nudicaudatus* (Geoffroy) (Christenese *et al.* 1972); *Tylomys panamensis* Gray (Thatcher 1968); *Tylomys nudicaudus* Peters (Williams 1965); *Heteromys gaumeri* Allen & Chapman, *Orizomys melanotis* Thomas, *Peromyscus yucatanicus* (Rebollar-Téllez *et al.* 2005); *Mesocricetus auratus* Waterhouse (Dorval *et al.* 2007, 2010); *Mus musculus* L. de laboratorio (Pech-May *et al.* 2010, 2016; Pérez *et al.* 2013); *Akodon* sp., *Oxymycterus* sp. (Aguiar *et al.* 1996); otras especies de roedores (May-Uc *et al.* 2011; Hesam-Mohammad *et al.* 2014), así como también, se evaluó con otras diferentes especies de mamíferos como *Didelphis marsupialis* L. (Thatcher 1968; Ferro *et al.* 1995); *Sciurus deppei* Peters, *Marmosa mexicana* Merriam, *Philander oposum* L. (Williams 1965); *Potos flavus* (Schreber), *Coendou rothschildi* Thomas, *Gallus domesticus* L., *Caluromys derbianus* Waterhouse (Thatcher 1968); *Bradypus tridactylus* L. y *Choloepus didactylus* L. (Rocha *et al.* 2013). En algunos estudios, a la trampa Disney le han hecho varias modificaciones físicas para darle una mayor practicidad, durabilidad y protección al animal que esta como cebo (Thatcher 1968; Christenese *et al.* 1972; Dorval *et al.* 2007, 2010).

La trampa Shannon (Shannon 1939) fue desarrollada por el entomólogo Raymond Corbett Shannon, quien la uso primordialmente para la captura de mosquitos selváticos de la familia Culicidae, por lo que utilizó un caballo como cebo durante la epidemia de fiebre amarilla en Mato Grosso y Rio de Janeiro, Brasil. Shannon (1939) mencionó que el Dr. Evandro Chagas del Instituto Oswaldo Cruz, Brasil usó su trampa para la captura de flebotomíneos. Años más tarde Pérez *et al.* (1987) en Ancash, Perú hicieron algunas

modificaciones a la trampa Shannon para aumentar la eficiencia en cuanto a la captura de flebotomíneos y tener una mayor protección del colector, ya que este era el cebo. Existen más estudios hechos en Panamá (Christensen *et al.* 1972), Colombia (Posada-López *et al.* 2014), Venezuela (Feliciangeli 1987a, 1987b), Perú (Pérez y Ogasaku 1994; Pérez *et al.* 1994), Brasil (Valente-Meneses *et al.* 2002; Dorval *et al.* 2007; Alessi *et al.* 2009), México (Rebollar-Téllez *et al.* 2005; Sánchez-García *et al.* 2010; Pech-May *et al.* 2010, 2016; May-Uc *et al.* 2011; Pérez *et al.* 2013). En otros estudios, le han añadido a la trampa Shannon una fuente de luz incandescente (Travi *et al.* 2002; Dos Santos *et al.* 2003; Souza *et al.* 2004; Pinto *et al.* 2010; Virgens *et al.* 2015; Vieira *et al.* 2015); también le han añadido diodos emisores de luz con la trampa más compacta (Hashiguchi *et al.* 2014), mientras que en otros estudios han evaluado el color de la tela de la trampa (Galati *et al.* 2001; Hesam-Mohammad *et al.* 2014)

Otro método de captura es la trampa Delta, que se utiliza principalmente para insectos económicamente importantes, usualmente combinados con feromonas sexuales (Barrera *et al.* 2006). Hasta donde sabemos, las trampas delta nunca se han utilizado como método de captura de flebotomíneos.

III. JUSTIFICACIÓN

En el estado de Quintana Roo, México se reportan el mayor número de casos de leishmaniasis por año a nivel nacional, y en particular la zona sur, donde se tiene los mayores valores del país (SESA 1990-2016), por lo que indica un sitio interesante de estudio, no sólo por el número de casos sino también por el estrecho contacto de los vectores con la población y la diversidad que el estado presenta. Aunque ya se tiene conocimiento del vector primario (Biagi *et al.* 1965) y otros vectores naturalmente infectados con el parásito *Leishmania (L.) mexicana* (Sánchez-García *et al.* 2010, 2016), así como también la distribución de los flebotomíneos en el estado (May-Uc *et al.* 2011), hasta el momento, no existe un estudio longitudinal para establecer como fluctúan la abundancia y la riqueza de especies en estaciones temporales, así mismo se desconoce cómo influyen las estimaciones de diversidad cuando las abundancias son reportadas al usar diferentes tipos de trampas. Por lo tanto es necesario conocer la respuesta de los flebotomíneos a cada método de captura en el tiempo y espacio que se haga el estudio, para reconocer las zonas de riesgo de las enfermedades transmitidas por vectores.

Por lo que en la presente propuesta es necesario complementar y conocer la relación de la abundancia, diversidad, riqueza y acumulación de especies, de cada tipo de trampa en el tiempo que se muestree. Esto permitirá concentrar el esfuerzo de muestreo según técnicas de captura, época y ambiente, de manera de acceder a la mayor parte de la diversidad específica de este grupo de estudio en particular, de la misma forma se determinará qué trampas son más efectivas en un determinado tiempo y espacio y que con ello se obtengan mejores estimadores sobre la abundancia relativa por especie.

IV. HIPÓTESIS

Las especies del ensamblaje Phlebotominae de una comunidad dada, están estructuradas de manera heterogénea debido a los diferentes nichos y micro-hábitats que éstas ocupan. Asimismo se predice que las diferentes especies están presentes en cada uno de los transectos y son más abundantes en la época de lluvias. Por lo que también se espera, una mayor abundancia y riqueza de especies en la trampa Shannon, y por ende esto influye en las estimaciones de diversidad cuando se usan diferentes métodos de captura.

V. OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar métodos de captura y sus efectos sobre las estimaciones de diversidad en un ensamblaje de flebotomíneos, así como también de especies vectores de *Leishmania* spp. en diferentes escalas temporales y espaciales en el sur de Quintana Roo, México.

Objetivos específicos

1. Diseñar y comparar diferentes tipos de trampas para la captura de flebotomíneos adultos.
2. Estimar la influencia de cada tipo de trampa sobre parámetros de diversidad alfa del ensamblaje de flebotomíneos.
3. Evaluar el esfuerzo de captura para cada trampa en términos de riqueza de especies.
4. Determinar los cambios en la diversidad de flebotomíneos en diferentes escalas temporales y espaciales.
5. Comparar la actividad nocturna de las especies de flebotomíneos de importancia médica a lo largo de la época de lluvias, nortes y secas.

VI. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1. Descripción del área de estudio.

En términos biogeográficos, la zona de estudio pertenece a la región Neotropical, subregión del Caribe y Península de Yucatán como provincia biótica (Morrone 2001). El trabajo de campo se realizó dentro de la Península de Yucatán (Fig. 9A) en la localidad de Limones que pertenece al municipio de Bacalar del estado de Quintana Roo, México (Fig. 9B) ($18^{\circ}59'46''$ N, $088^{\circ}09'27''$ O; 19 m sobre el nivel del mar). El tipo de vegetación es selva mediana subperennifolia (Miranda y Hernández 1963). El área de estudio se ubica a 3 km al sur del asentamiento humano más cercano, Pedro Antonio de los Santos, que posee alrededor de 600 habitantes y su principal ingreso económico es el cultivo de la piña (variedad "Cayena Lisa") (INEGI 2010; SEDESOL 2015). Algunas de estas parcelas de cultivo de piña se encuentran a 800 m al norte de la zona de estudio.

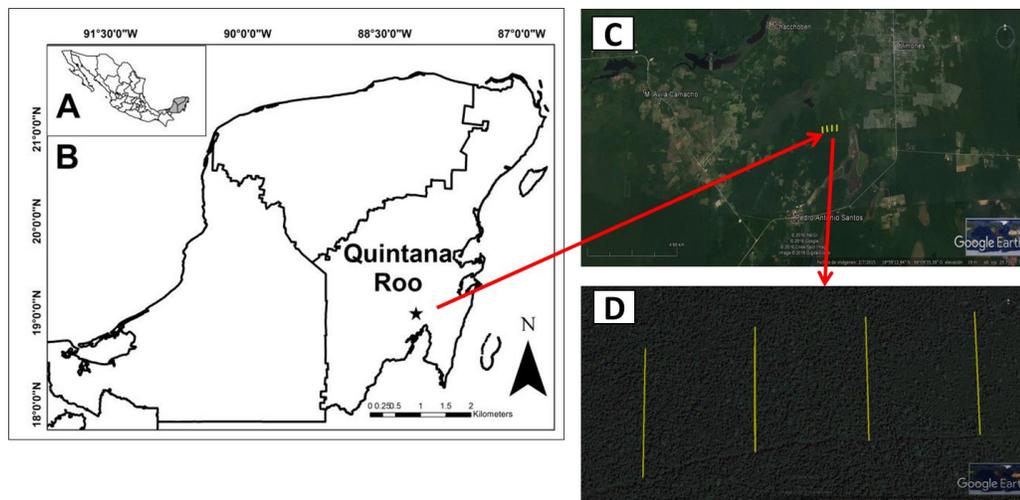


Fig. 9. A: Ubicación geográfica de la Península de Yucatán en el sur de México y B: sitio de estudio (estrella de cinco picos) en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México (Mapa elaborado por Moo-Llanes DA.), C: imagen satelital del área de estudio, y D: señalización de los cuatro transectos por Google Earth®.

Los tipos de suelo son Litosoles y Rendzinas (FAO 1975). Según la clasificación climática de Köppen, modificada por García (2004), en la región, el clima es cálido

subhúmedo (Aw_1), que se caracteriza por una temperatura media anual de 26°C y una precipitación de 1300 mm por año. El área está ubicada en la zona de ciclones tropicales del Caribe y los vientos dominantes son en dirección este-sureste. El trabajo de campo fue dividido en tres estaciones climáticas: 1) Lluvioso, de junio a octubre, con una precipitación acumulada de 1041 mm, temperatura media de 26°C y humedad relativa media de 87%; 2) Nortes, que se extiende desde noviembre hasta finales de febrero, con una precipitación acumulada de 352 mm, temperatura media de 23°C y humedad relativa media del 90%; 3) Secas, de principios de marzo a mayo, con una precipitación acumulada de 293 mm, temperatura promedio de 27°C y humedad relativa promedio del 82% (datos de la estación Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. $18^\circ34'20''\text{N}$, $088^\circ27'34''\text{O}$; altitud de 27 m snm).

Entre las especies de árboles observados fueron: chechen negro (*Metopium browne* (Jacq.) Urb.), chicozapote (*Manilkara zapota* (L.) Van Royen), chaca (*Bursera simarouba* (L.) Sarg.), dzalam (*Lysiloma latisiliqua* (L.) Benth), jobo (*Spondias mombin* L.), palo mulato (*Bursera simarouba* (L.) Sarg.), y otras especies de plantas dentro del estrato más bajo como bejucos, palmas y helechos (Challenger y Soberón 2008). En cuanto a la fauna de mamíferos de la zona fueron: venado cola blanca (*Odocoileus virginianus* Zimmermann), tapir (*Tapirus bairdii* Gill), jabalí de collar (*Pecari tajacu* L.), tepescuintle (*Agouti paca* L.), coatí (*Nasua narica* L.), sereque (*Dasyprocta punctata* Gray), algunas especies de roedores como *Ototylomys phyllotis*, *Peromyscus yucatanicus* y *Sigmodon hispidus* (Sosa-Escalante *et al.* 2013).

6.2. Tipo de estudio.

Estudio de tipo prospectivo, longitudinal y sistemático, en el cual a lo largo de un ciclo anual (agosto del 2013 a julio del 2014) se muestreó durante tres noches consecutivas de cada mes. En cada noche, a partir de las 18:00 horas se colocaron las diferentes trampas (que se describen más adelante) con una marca visible de color tipo “flagging” (Forestry Suppliers Inc., Jackson, MS, EE.UU.) para poder ubicarlas, y se recogieron a las 24:00 horas del mismo día. Se realizó un diseño por bloques al azar, donde en cada bloque (o transecto) se colocaron 12 diferentes trampas y cada una de ellas fue considerada como un tratamiento, con cuatro repeticiones para cada tipo de

trampa (Fig. 10). Las trampas se separaron 25 m una de otra. Las coordenadas geográficas y la altitud se obtuvieron con un Sistema de Posicionamiento Global (GPS por sus siglas en inglés) Magellan eXplorist 200[®] (Magellan Shenzhen Pengjin Technology Co., Ltd, China).

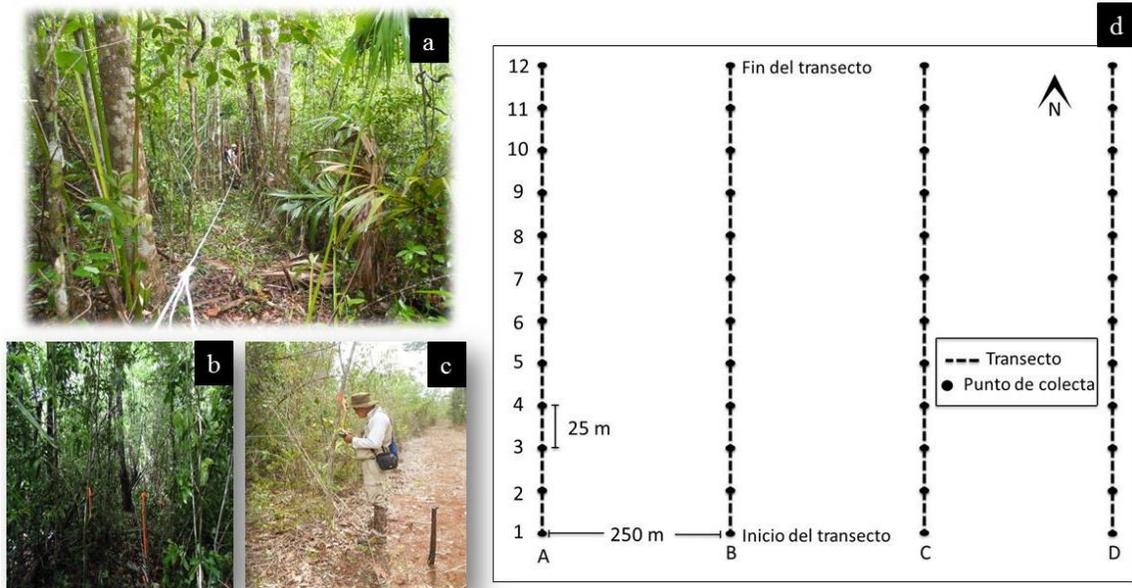


Fig. 10. a, b y c) Medición, establecimiento y delimitación de los transectos en campo, d) representación esquemática (no a escala) del diseño en campo por bloques al azar por transectos y las diferentes trampas. Este esquema demuestra los cuatro transectos, donde en cada transecto (300 m) se colocaron las 12 diferentes trampas al azar, señalado en la figura como punto de colecta, cada trampa estuvo separada 25 m una de otra. Entre cada transecto hubo una distancia de 250 m.

6.3. Descripción de los tipos de trampas.

Se utilizaron doce diferentes trampas para la captura de flebotomíneos adultos como: 1) trampa Shannon (Fig. 11); 2) trampa CDC con LED azul (CDC-A) (Fig. 12a); 3) CDC con LED blanco (CDC-B) (Fig. 12b); 4) trampa de luz CDC incandescente (CDC-I) (Fig. 12c); 5) CDC con LED rojo (CDC-R) (Fig. 12d); 6) CDC con LED verde (CDC-V) (Fig. 12e); 7) trampa Disney (Fig. 13, izquierda); 8) trampa Disney con LED blanco (Fig. 13, derecha); 9) trampa adhesiva (Fig. 14, izquierda); 10) trampa adhesiva con LED blanco (Fig. 14, derecha); 11) trampa Delta (Fig. 15, izquierda); y 12) trampa Delta con LED blanco (Fig. 15, derecha).

Trampa Shannon.

La trampa Shannon (Shannon 1939) consiste en un pabellón rectangular sin base (1.5 x 3.0 x 2.0 m), confeccionada con tela blanca (Fig. 11a). Esta trampa fue suspendida alrededor de 50 cm del suelo, amarrada en árboles mediante cordones en cada uno de sus extremos. La principal fuente de atracción de la trampa Shannon (Pérez *et al.* 1987) fueron los olores que emanan a través de la transpiración y el dióxido de carbono exhalado por los colectores (n = 2 por trampa). Todos los individuos que actuaron como cebos dentro de la trampa Shannon llevaron ropa de protección para minimizar la exposición a las picaduras infecciosas de flebotomíneos hembra (Fig. 11b). Los voluntarios en las trampas de Shannon se capacitaron para coleccionar los flebotomíneos dentro de la trampa con un aspirador bucal (Fig. 11c), y los flebotomíneos se colocaron en frascos colectores etiquetados por hora, punto de colecta y transecto (Fig. 11d). Los insectos atraídos por el cebo ingresan a la trampa por el espacio entre ella y el suelo, se dirigen al cebo o se posan directamente en las paredes internas de la trampa, donde son colectadas con la ayuda de aspiradores bucales.

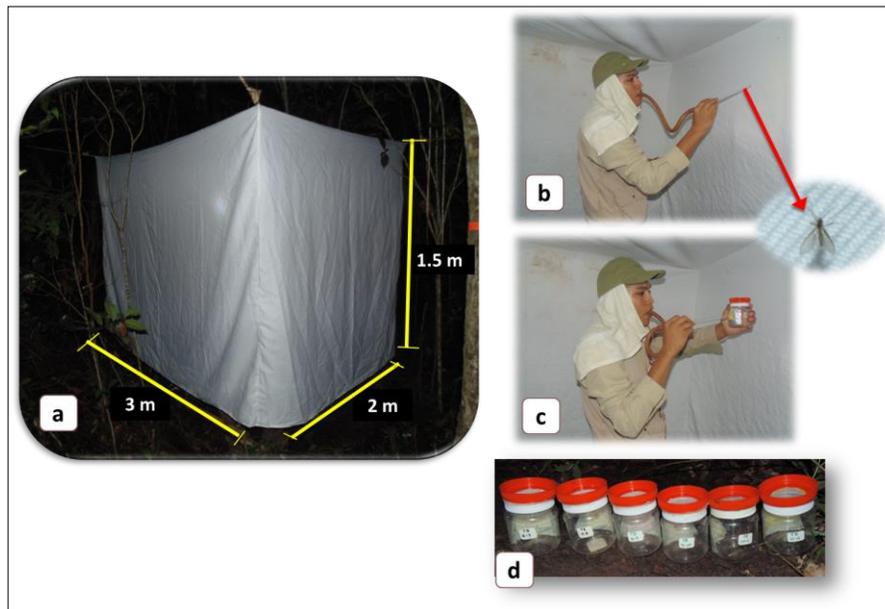


Fig. 11. a) Trampa Shannon suspendida a 50 cm del suelo con sus respectivas medidas, b) dentro de la trampa, capturando flebotomíneos con un aspirador bucal, c) colocación de los flebotomíneos en un frasco de plástico transparente etiquetado y d) seis frascos

colectores etiquetados por hora. Las capturas fueron en la selva mediana ubicada en la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México. (Foto por Rodríguez-Rojas J.J.).
Trampa de luz CDC.

La trampa de luz CDC (modelo 512; John W. Hock Co., Gainesville, FL, EE.UU.) (Sudia y Chamberlain 1962) está compuesta de una fuente de luz incandescente (foco de 6.3 V) (Fig. 12c), un colector con su malla, un ventilador, y un disco de plástico negro en la parte superior que la se protege de la lluvia. Esta trampa es operada por una batería recargable de 6 V. A parte de las trampas CDC con luz incandescente, también se evaluaron con diodos emisores de luz de 5 mm de diámetro cada diodo (Electrónica STEREN, S.A. de C.V. México D.F.). Los colores de las luces LED (longitud de onda (nm) y la luminosidad (mcd)) fueron: azul (470 ± 30 nm, 7000 mcd) (Fig. 12a), blanco (700 nm, 7000 mcd) (Fig. 12b), rojo (635 nm, 1600 mcd) (Fig. 12d) y verde (574 nm, 7000 mcd) (Fig. 12e) con seis LED's cada dispositivo. Estos dispositivos se fabricaron con la ayuda y asesoría del Ing. Uriel Barrera-Garza de la Facultad de Ingeniería Mecánica y Eléctrica (UANL). Cada trampa CDC se colgó en la rama de un árbol entre 1.3 y 1.5 m de altura. Estas trampas capturan aquellos insectos que son atraídos por la luz (fototaxismo positivo), y al momento de acercarse a la trampa, el ventilador succiona al insecto hacia la parte inferior del tubo donde hay un colector, por lo que queda atrapado en la parte inferior.



Fig. 12. Trampas de luz CDC usadas para la colecta de flebotomíneos. a) CDC con LED azul, b) CDC con LED blanco, c) CDC con luz incandescente, d) CDC con LED rojo, y

e) CDC con LED verde. Las capturas fueron en la selva mediana ubicada en Limones, Bacalar, Quintana Roo, México. (Foto por Rodríguez-Rojas J.J.).

Trampa Disney.

La trampa Disney (Disney 1966) consiste de una lámina delgada de aluminio de 50 cm por lado, en la cual se coloca en el centro una jaula metálica con un ratón (*Mus musculus* L.) blanco hembra BALB/c como cebo. En la parte superior de la lámina se le impregnó de aceite de castor (Sigma-Aldrich Chemie, GmbH, Steinheim, Alemania) (Fig. 13, izquierda), esto para que los flebotomíneos queden atrapados cuando se desplacen para alimentarse del cebo, ya que estos insectos tienen el hábito de desplazarse por medio de pequeños brinco. También, se le incorporó un diodo blanco a la trampa Disney (Fig. 13, derecha), siendo esta otro tratamiento.

Estas trampas se instalaron alrededor de 50 cm suspendidas del suelo, los flebotomíneos adheridos a las láminas de aluminio se retiraron cuidadosamente con pinzas entomológicas, y después se colocaron en viales con alcohol etílico al 70% con sus debidos datos de colecta. La trampa Disney nos permite inferir cuales especies de flebotomíneos presentan un vuelo bajo y su preferencia alimenticia por roedores (rodentofílicas).

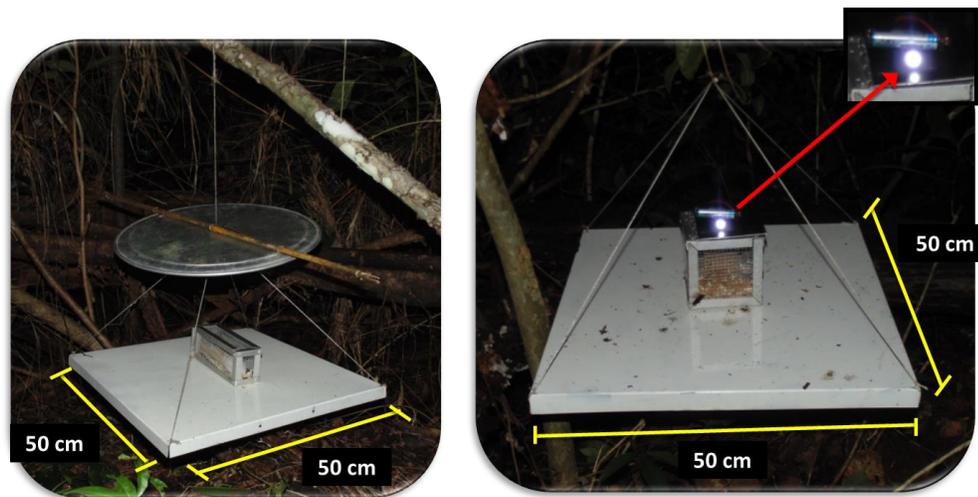


Fig. 13. Trampa Disney con un ratón (BALB/c) (izquierda) y trampa Disney con un ratón (BALB/c) con batería AA y luz LED blanca (derecha), empleadas en la captura de flebotomíneos en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México. (Foto por J. J. Rodríguez-Rojas).

Trampa adhesiva.

La trampa adhesiva consiste en láminas de papel plástico blanco Polypap[®] (ADOSA, Monterey NL. México) de 42 x 28 cm, estas trampas se impregnaron por ambos lados con aceite de castor, y después se colgaron alrededor de 1.30 m de altura sobre el suelo (Fig. 14, izquierda). También, se le incorporo un diodo blanco a la trampa adhesiva (Fig. 14, derecha), siendo esta otro tratamiento. Los flebotomíneos adheridos a la película de aceite se retiraron cuidadosamente de la lámina con pinzas entomológicas, y después se colocaron en viales con alcohol etílico al 70% con sus respectivos datos de colecta. Estos insectos que normalmente se desplazan en pequeños saltos tienden a posarse sobre las superficies que tropiezan a lo largo de su recorrido, por lo que con el aceite impregnado en las trampas adhesivas quedaran fácilmente atrapados.

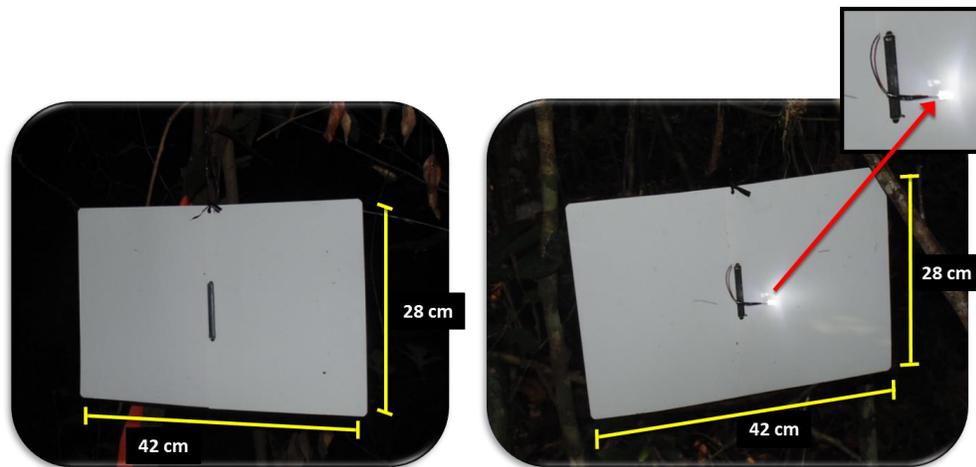


Fig. 14. Trampa adhesiva (izquierda) y trampa adhesiva con batería AA y luz LED blanca (derecha), empleadas para la captura de flebotomíneos en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México. (Foto por J. J. Rodríguez-Rojas).

Trampa Delta.

La trampa Delta consiste en un plástico blanco Polypap[®] (ADOSA, Monterey NL. México) triangulado con forma de una “tienda de campaña”, añadiendo un cordón en la parte superior para colgarse a una altura de 1.3 m. Sus dimensiones son 23 x 14 x 14 cm. En la parte interna de la trampa se impregnó aceite de castor como adhesivo (Fig. 15, izquierda). También, se le incorporó un diodo blanco a la trampa Delta (Fig. 15, derecha). Los flebotomíneos adheridos al aceite de castor se retiraron cuidadosamente del plástico con pinzas entomológicas, y después se colocaron en viales con alcohol etílico al 70% con sus debidos datos de colecta. Esta trampa es usada principalmente

para insectos plaga de importancia económica (Barrera *et al.* 2006), por lo que en este estudio fue usada por primera vez para insectos de importancia médica, en particular para los vectores de las leishmaniasis.

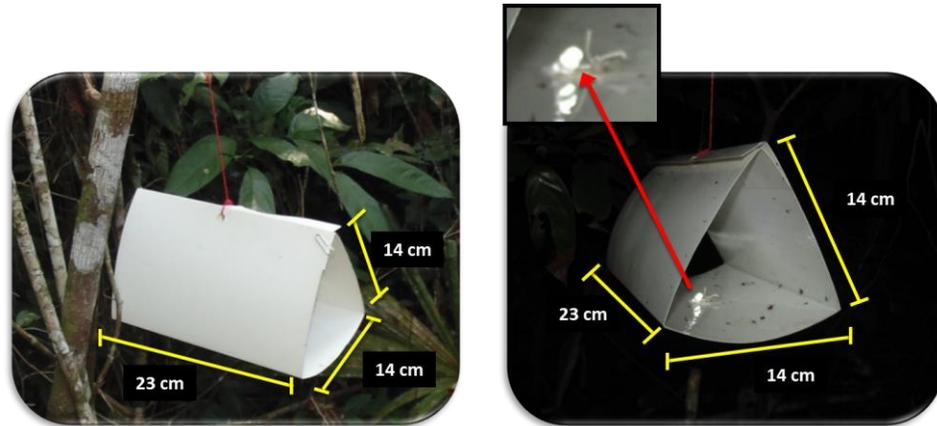


Fig. 15. Trampa Delta (izquierda) y trampa Delta con batería AA y luz LED blanca (derecha), empleadas para la captura de flebotomíneos en el municipio de Bacalar, Quintana Roo, México. (Foto por J. J. Rodríguez-Rojas).

6.4. Procesamiento, montaje e identificación de los flebotomíneos.

Los flebotomíneos colectados, se introdujeron en viales de 5 ml con alcohol etílico al 70%. Cada vial fue debidamente etiquetado con su fecha, colector (es), tipo de trampa, tipo de cebo o atracción, y hora, siendo ésta una muestra.

El montaje de especies de flebotomíneos fue en laminillas permanentes, según la técnica recomendada por Young y Perkins (1984), modificada por Ibáñez-Bernal (2005a): 1) maceración con hidróxido de sodio (CTR Scientific, S.A. de C.V. Monterey N.L. México) al 10% (p/v) para la absorción de los músculos y otros tejidos suaves por 24 horas, 2) después se enjuagaron con agua destilada durante diez minutos, para enseguida pasar a la 3) deshidratación con alcoholes etílicos graduales (60%, 70%, 80% y 100%) por diez minutos cada uno, posteriormente, se procedió a la 4) diafanización y tinción con alcohol isopropílico y esencia de clavo (Farmacia Paris, México, D.F., México) (1:1 v:v). En cada paso de los procedimientos anteriores se usaron placas de porcelana (PROQUITSA, S.A. de C.V. Monterey N.L. México).

Después, con el microscopio estereoscópico y un par de agujas entomológicas finas, cada ejemplar fue colocado sobre un portaobjetos con una gota de resina sintética Euparal[®] (Bioquip Products, Rancho Domínguez, CA, EE.UU.) para ser seccionado de la siguiente forma: primero, se separó la cabeza, tórax y abdomen de izquierda a derecha de manera lateral; después, la cabeza se colocó con el foramen hacia la parte de arriba y las antenas y palpos se extendieron hacia abajo; enseguida se colocó el tórax con las alas extendidas hacia arriba y las patas hacia abajo; y por último, el abdomen de las hembras se colocó con la parte ventral-dorsal hacia arriba, mientras que el abdomen de los machos se dejó lateralmente para acomodar su genitalia. Una vez seccionado y posicionado el espécimen, se esperó por 3 h para que se secase la gota de Euparal y por último se le colocó el cubreobjetos y se procuró cubrir la gota de la resina de Euparal.

En la identificación específica se utilizaron diferentes estructuras de la cabeza como el cibario, antenas, palpos y ascoides, estructuras de la spermateca de las hembras y en los machos los genitales externos, se utilizaron las claves de identificación de Young y Duncan (1994), así como las de Ibáñez-Bernal (2005a, 2005b). La clasificación filogenética propuesta por Galati (1995, 2003) y las abreviaturas para géneros y subgéneros propuestos por Marcondes (2007) se utilizaron en este trabajo. El material colectado y montado quedó dentro de la Colección de Insectos de Importancia Médica del Laboratorio de Entomología Médica, Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León, México.

6.5. Análisis de datos.

6.5.1. Comparación de los tipos de trampas.

Se elaboró una base de datos en Excel[®] (Microsoft Office Excel, 2010). En esta base se agruparon todos los especímenes por especie, sexo (macho o hembra), fecha, localidad, transecto, tipo de trampa (CDC, Disney, Shannon, trampa adhesiva, Delta), hora, y colector (es).

Para evaluar las especies de flebotomíneos más abundantes, se utilizó el índice estandarizado de especies abundantes ("Standardized Index of Species Abundance", SISA) (Roberts y Hsi 1979). Este índice es un procedimiento de clasificación para compensar las abundancias y la distribución en los métodos de captura. Los valores del

índice SISA oscilan entre 0 y 1, y los valores cercanos a 1 corresponden a las especies más abundantes.

Para evaluar la efectividad de cada trampa, se consideró como variable dependiente el número total de flebotomíneos adultos capturados, y la variable independiente fue el tipo de trampa. La normalidad de los datos se evaluó mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov (STATISTICA 8.0 StatSoft Inc. EE.UU.). Incluso después de calcular varias transformaciones de datos, la normalidad no pudo ser alcanzada y, por lo tanto, las hipótesis se evaluaron con una prueba no paramétrica para los grupos "k" conocidos como Kruskal-Wallis. Las comparaciones múltiples entre los tratamientos se realizaron mediante la prueba de Dunnett (STATISTICA 8.0 StatSoft Inc. EE.UU.). Se calculó una prueba estadística Z para probar la hipótesis nula de que las proporciones sexuales de los flebotomíneos fueran iguales en el estudio. Todas las pruebas se consideraron significativas si $P < 0.05$.

6.5.2. Estimación de cada tipo de trampa sobre parámetros de diversidad alfa.

Se utilizaron los estimadores de diversidad expresados como números de Hill (q de 0 a 2) (Hill 1973; Chao y Jost 2015) para medir la diversidad alfa. Los números de Hill son una familia matemáticamente integrada de medidas de diversidad que varían entre ellas sólo por la exponente q , el cual determina la medida de sensibilidad a las abundancias relativas de las especies (Hill 1973; Chao y Jost 2015). Para este trabajo se calculó la diversidad con tres valores q : 0, 1 y 2. Diversidad de orden $q = 0$ es el número de especies o riqueza de especies de un ensamblaje (ecuación 7a de Chao y Jost 2015). La diversidad de orden $q = 1$ es el exponencial de la entropía de Shannon (ecuación 7b de Chao y Jost 2015), esto significa que todas las especies se incluyen exactamente proporcionales a su peso en la abundancia de la comunidad, mientras que la diversidad de orden $q = 2$ es la concentración inversa de Simpson (ecuación 7c de Chao y Jost 2015), que considera las especies comunes o dominantes y excluye las especies raras (Chao y Jost 2015; Jost 2006). La ventaja de utilizar los números de Hill es que, son todos expresados en unidades de "número equivalente de especies o número efectivo de especies", y permite comparar la diferencia en la diversidad de dos o más comunidades con el número de especies igualmente abundantes que serían necesarias para dar el

mismo valor de medida de diversidad (Chao *et al.* 2013; Chao y Jost 2015). Además, la diversidad medida con los números efectivos de especies cumple con algunas propiedades de linealidad, duplicación y replicación (Hill 1973; Jost 2006, 2007). La diversidad empírica u observada propuesta por Chao y Jost (2015) se utilizó en términos de sesgo y precisión para $0 \leq q \leq 2$. Para la diversidad observada se utilizó el Estimador de Máxima Verosimilitud (Chao y Jost 2015). Se aplicó un procedimiento de bootstrap de 1000 repeticiones para obtener las varianzas de las diversidades estimadas y observadas y para construir sus intervalos de confianza (Chao y Jost 2015). Las fórmulas y descripciones de los estimadores están desarrolladas en Chao y Jost (2015) (ver más detalles en el Apéndice S1 y S2 para un orden general q). Todas estas estimaciones e intervalos de confianza se calcularon por el programa SPADE (Species Prediction And Diversity Estimation) (Chao y Shen 2010). Además, se calcularon las especies representadas con un sólo espécimen (Singletons) y dos especímenes (Doubletons) para las trampas, para identificar las especies raras capturadas por cada tipo de trampa.

Se utilizaron estimadores no paramétricos como Chao 2 y Jackknife del 2° orden para calcular el número de especies de cada método de captura. Estos dos estimadores necesitan datos de presencia y ausencia y nos predicen las especies no vistas o no detectadas en base a los singletons y doubletons de la muestra (Burnham y Overton 1979; Chao 1987; Chao y Chun-Huo 2016). Chao 2 = $S \text{ obs} + (L^2/2M)$, y Jackknife del 2° orden = $S \text{ obs} + [L(2n-3)/n - M(n-2)^2/n(n-1)]$, donde L es el número de especies que ocurre en sólo una muestra, y M es el número de especies que ocurre en exactamente en dos muestras (Colwell y Coddington 1994).

6.5.3. Evaluación el esfuerzo de captura para cada trampa.

Para evaluar el número de especies que deberían estar presentes en la zona en función del esfuerzo de captura, se utilizó la ecuación de Clench (Clench 1979), que se expresa: $E(S) = ax/1+bx$, donde según este modelo, la probabilidad de encontrar una nueva especie aumentará (hasta un máximo) conforme más tiempo se pase en el campo (Soberón y Llorente 1993). Soberón y Llorente (1993) predicen que la riqueza total de un sitio como el valor del número de especies al cual una curva de acumulación de especies alcanza la asíntota. Dicha asíntota se calcula como la relación a/b . Los registros

de abundancia de cada especie en función de las unidades de esfuerzo de muestreo (trampas-noche) se utilizaron para construir una matriz de datos en un archivo (*.txt) y luego se exportó al programa EstimateS 8.2.0 (Colwell, 2009). En éste programa se realizó un proceso de 100 aleatorizaciones que sirve para eliminar cualquier arbitrariedad en el orden de las muestras en que son añadidas al total, ya que puede afectar la forma de la curva (Jiménez-Valverde y Hortal 2003). Después de las aleatorizaciones se obtuvo dos columnas de datos, los datos observados y los esperados. Las dos columnas de datos se exportaron al programa STATISTICA® y mediante procedimientos de regresiones no lineales con los logaritmos Simplex y Quasi Newton se realizaron las curvas de acumulación de especies (Soberón y Llorente 1993; Jiménez-Valverde y Hortal 2003).

6.5.4. Determinación de la diversidad alfa y beta de flebotomíneos en diferentes escalas temporales y espaciales.

Para evaluar las especies de flebotomíneos más abundantes, se utilizó el índice estandarizado de especies abundantes ("Standardized Index of Species Abundance", SISA) (Roberts y Hsi 1979). Este índice es un procedimiento de clasificación para compensar las abundancias y la distribución en los transectos y temporadas climáticas. Los valores del índice SISA oscilan entre 0 y 1, y los valores cercanos a 1 corresponden a las especies más abundantes.

Se utilizaron los estimadores de diversidad expresados como números de Hill (q de 0 a 2) (Hill 1973; Chao y Jost 2015) para medir la diversidad alfa, como se muestra en la sección 6.5.2. Asimismo para esta etapa se calculó la diversidad con tres valores q : 0, 1 y 2. Diversidad de orden $q = 0$ es el número de especies o riqueza de especies de un ensamblaje (ecuación 7a de Chao y Jost 2015). La ventaja de utilizar los números de Hill es que, son todos expresados en unidades de "número equivalente de especies o número efectivo de especies", ya que nos permitió comparar la diferencia en la diversidad a escalas temporales (lluvias, nortes y secas) y espaciales (transectos A, B, C, D) con el número de especies igualmente abundantes que serían necesarias para dar el mismo valor de medida de diversidad (Chao *et al.* 2013; Chao y Jost 2015). Además, la diversidad medida con los números efectivos de especies cumple con algunas propiedades de linealidad, duplicación y replicación (Hill 1973; Jost 2006, 2007). La

diversidad empírica u observada propuesta por Chao y Jost (2015) se utilizó en términos de sesgo y precisión para $0 \leq q \leq 2$. Para la diversidad observada se utilizó el Estimador de Máxima Verosimilitud (Chao y Jost 2015). Se aplicó un procedimiento de bootstrap de 1000 repeticiones para obtener las varianzas de las diversidades estimadas y observadas y para construir sus intervalos de confianza (Chao y Jost 2015). Todas estas estimaciones e intervalos de confianza se calcularon por el programa SPADE (Species Prediction And Diversity Estimation) (Chao y Shen 2010). Además, se calcularon las especies representadas con un sólo espécimen (Singletons) y dos especímenes (Doubletons) para cada temporada-transecto, para identificar las especies raras entre el tiempo y el espacio.

Con respecto al análisis de la diversidad beta, el método utilizado para medir la similitud a lo largo de los transectos y temporadas fue el índice de Morisita que se basa en la abundancia. El índice de Morisita es sugerido por Chao *et al.* (2006, 2008), ya que generalmente cumple satisfactoriamente cuando el tamaño de la muestra es suficientemente grande, pero es muy sensible a las especies más abundantes (Chao *et al.* 2006; Magurran 2004) debido a que el índice de Morisita se basa en la concentración del índice de Simpson (Chao *et al.* 2008). El valor varía de 0 cuando las muestras son completamente distintas a aproximadamente 1 cuando las muestras son idénticas con respecto a la composición proporcional de especies en el ensamblaje (Chao *et al.* 2008). Estas estimaciones se calcularon con el programa SPADE (Chao y Shen 2010).

La medida de "complementariedad" sugerida por Colwell y Coddington (1994) se utilizó para calcular la disimilitud a lo largo de los transectos y temporadas, que relaciona el número de especies en un área "X" con el número de especies en una zona "Y" y el número de especies en común entre "X" e "Y" (Colwell y Coddington 1994; Magurran 2004). Por lo tanto, la complementariedad de los flebotomíneos entre el transecto y la estación es: $C_{XY} = [(a + b - 2c) / (a + b - c)] * 100$, donde "a" es el número de especies en el transecto de la estación "X", "b" es el número de especies en el transecto de estación "Y", y "c" es el número de especies en común entre el transecto de estación "X" e "Y". Los valores obtenidos a partir del análisis de complementariedad, desde cero, cuando ambos sitios son idénticos en la composición de especies, hasta 100

cuando las especies de ambos sitios son completamente diferentes (Colwell y Coddington 1994).

Las diferencias en la abundancia y composición de las especies entre los transectos y temporadas se evaluaron con un análisis de similitud (ANOSIM) no paramétrico de una vía, basado en el índice de similitud de Bray-Curtis que toma en cuenta la composición y abundancia de las especies (Clarke 1993). ANOSIM es una prueba basada en permutaciones con método de distribución libre de análisis de datos multivariados (Clarke 1993). El estadístico R con valores positivos arriba de 1 significa disimilitud entre los grupos, y sus comparaciones fueron significativas con $P < 0.05$ (Hammer *et al.* 2001). Se examinó la contribución de cada especie de flebotomineo a la disimilitud entre los ensamblajes de cada estación, en base a los porcentajes de similitud (SIMPER) con la disimilitud de Bray-Curtis (Clarke 1993). Las estimaciones de ANOSIM y SIMPER se calcularon con el programa PAST versión 3.11 (Hammer *et al.* 2001), previamente todos los datos se transformaron a la raíz cuadrada ($x + 1$) para el análisis.

6.5.5. Comparación de la actividad nocturna de las especies de flebotomíneos de importancia médica.

Para evaluar la actividad nocturna de los flebotomíneos de importancia médica, solo se tomó en cuenta las capturas con la trampa Shannon, se consideró como variable dependiente el número total de flebotomíneos hembras capturados en la época de lluvias, nortes y secas, y la variable independiente fue la hora, que fue desde las 18:00 hasta las 24:00 horas, teniendo así seis horas de comparación de cada temporada climática. La normalidad de los datos se evaluó después de calcular varias transformaciones de datos ($\log_{10} x+1$; $\text{raiz}^2 x+1$) mediante la prueba de Kolmogorov-Smirnov (STATISTICA 8.0 StatSoft Inc. EE.UU.), sin embargo, la normalidad no pudo ser alcanzada y, por lo tanto, las hipótesis se evaluaron con una prueba no paramétrica para los grupos “k” conocidos como Kruskal-Wallis. Las comparaciones múltiples entre los tratamientos se realizaron mediante la prueba de Dunnett (STATISTICA 8.0 StatSoft Inc. EE.UU.). Las comparaciones fueron significativas si $P < 0.05$.

VII. RESULTADOS

7.1. Estructura del ensamblaje.

Se capturó un total de 16,101 flebotomíneos, de los cuales el 89% fueron hembras y el 11% machos. Con la prueba estadística Z proporcionó una diferencia significativa en la proporción de hembras: machos de los flebotomíneos ($Z = -78.58$, $P < 0.05$). Se identificaron siete géneros de trece especies de flebotomíneos. Los géneros mejor representados fueron *Lutzomyia* y *Psathyromyia* Barretto con 42.34 y 33.86%, respectivamente. Los otros cinco géneros representaron el 23.80% del total: *Brumptomyia* França & Parrot (9.75%), *Pintomyia* Costa Lima (9%), *Dampfomyia* Addis (3.60%), *Bichromomyia* Artemiev (1.23%), y *Micropygomyia* Barretto (0.19%). Las especies más abundantes del ensamblaje fueron: *Lu. cruciata* (42.33%), *Pa. shannoni* (Dyar) (33.22%), *Brumptomyia mesai* (Sherlock) (9.75%) y *Pi. ovallesi* (Ortíz) (9.03%). Las especies menos abundantes y que sólo representaron el 5.66% del total fueron: *Dampfomyia (Coromyia) steatopyga* (Fairchild & Hertig) (1.81%), *Da. deleoni* (1.76%), *Bi. olmeca olmeca* (1.23%), *Psathyromyia (Forattiniella) carpenteri* (Fairchild & Hertig) (0.34%), *Psathyromyia (Psathyromyia) cratifer* (Fairchild & Hertig) (0.30%), *Micropygomyia (Micropygomyia) cayennensis maciasi* (Fairchild & Hertig) (0.13%), *Mi. trinidadensis* (0.06%), *Dampfomyia (Dampfomyia) permira* (Fairchild & Hertig) (0.01%) y *Lutzomyia manciola* Ibáñez-Bernal (0.01%).

7.2. Comparación de las trampas en función del número de ejemplares y riqueza de especies capturados en cada trampa.

En el análisis del índice estandarizado de especies abundantes, SISA, las especies más abundantes en relación a su distribución en las trampas fueron *Lu. cruciata* (SISA= 0.77) y *Bi. olmeca olmeca* (SISA= 0.71), estas dos especies fueron abundantes y frecuentemente muestreadas en once de las doce trampas, *Lu. cruciata* no fue capturada en la trampa Delta y *Bi. olmeca olmeca* no fue capturada en la trampa adhesiva. *Da. steatopyga* (SISA= 0.63) y *Da. deleoni* (SISA= 0.51) también fueron dos especies frecuentemente muestreadas (Cuadro 1).

Cuadro 1. Valores del índice estandarizado de la abundancia (SISA) de especies de flebotomíneos con relación a cada trampa usada. Colectadas en con doce trampas en Quintana Roo, México. Códigos de las especies de flebotomíneos.

Código	Especies	Especies	SISA
<i>olmeca</i>	<i>Bichromomyia olmeca olmeca</i>		0.71
<i>mesai</i>	<i>Brumptomyia mesai</i>		0.49
<i>deleoni</i>	<i>Dampfomyia (Coromyia) deleoni</i>		0.51
<i>steatopyga</i>	<i>Dampfomyia (Coromyia) steatopyga</i>		0.63
<i>permira</i>	<i>Dampfomyia (Dampfomyia) permira</i>		0.05
<i>manciola</i>	<i>Lutzomyia (Sciopemyia) manciola</i>		0.02
<i>cruciata</i>	<i>Lutzomyia (Tricholateralis) cruciata</i>		0.77
<i>maciasi</i>	<i>Micropygomyia (Micropygomyia) cayennensis maciasi</i>		0.16
<i>trinidadensis</i>	<i>Micropygomyia (Sauromyia) trinidadensis</i>		0.17
<i>ovallesi</i>	<i>Pintomyia (Pifanomyia) ovallesi</i>		0.20
<i>carpenteri</i>	<i>Psathyromyia (Forattiniella) carpenteri</i>		0.23
<i>cratifer</i>	<i>Psathyromyia (Psathyromyia) cratifer</i>		0.06
<i>shannoni</i>	<i>Psathyromyia (Psathyromyia) shannoni</i>		0.47

Al comparar la media de los flebotomíneos capturados por noche para cada trampa, se encontró que hubo diferencia significativa ($H = 815.91$, $gl = 11$, $P = 0.00$). La trampa Shannon obtuvo la mayor captura de flebotomíneos (93.63%) que el resto de las trampas. Después le siguieron las trampa CDC-I (1.78%), CDC-B (1.11), CDC-A (0.99%), CDC-V (0.96%) y CDC-R (0.91%). De las otras seis trampas impregnadas con aceite de castor, sólo la trampa de Disney capturó más especímenes (0.41%) (Fig. 16).

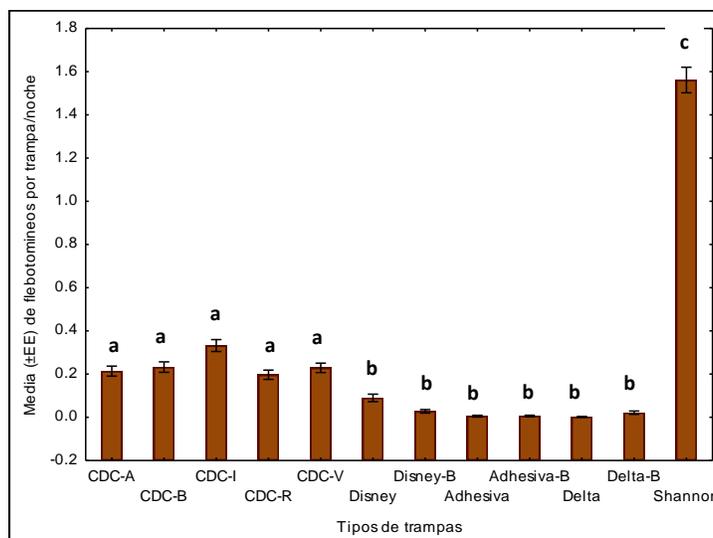


Fig. 16. Media (\pm EE) de flebotomineos colectados con doce tipos de trampas en un periodo de doce meses en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra tienen diferencias significativas según la prueba de Dunnett.

El número de especies por trampa fue diferente, la trampa Shannon capturó un mayor número de especies ($n = 12$), seguida de las trampas CDC-I y CDC-A con 11 especies cada trampa. En contraste, las trampas que capturaron un menor número de especies fueron las trampas adhesivas con y sin LED blanco con dos especies cada trampa, y la trampa Delta con una sola especie (Cuadro 2).

Las especies raras por trampa fueron desiguales, en la trampa Shannon las especies raras fueron *Pa. carpenteri* ($n = 1$), *Lu. manciola* ($n = 2$), *Mi. cayennensis maciasi* ($n = 2$) y *Mi. trinidadensis* ($n = 3$). Mientras que en la trampa CDC-I las especies raras fueron *Pa. cratifer*, *Mi. trinidadensis*, *Da. permira* con un ejemplar de cada especie. Por otra parte, las especies con una mayor abundancia en la trampa Shannon fueron *Lu. cruciata* ($n = 6710$), *Pa. shannoni* ($n = 5287$), *Pi. ovallesi* ($n = 1434$) y *Brumptomyia mesai* ($n = 1428$). Las especies dominantes en las trampas CDC incandescente y con LED fueron *Da. steatopyga* y *Da. deleoni*. (Cuadro 2).

Se puede observar diferente atracción de las especies a las trampas de luz CDC incandescente y LED's. Por ejemplo, *Pa. carpenteri* colectadas en la trampa CDC-B tuvo 21 veces más atracción que la trampa CDC-R y 5.25 veces más atracción que en la trampa CDC-V. *Lu. cruciata* colectadas en la trampa CDC-I tuvo 3.11 veces más atracción que la trampa CDC-R y 2.54 veces más atracción que la trampa CDC-V. *Da.*

deleoni colectadas en la trampa CDC-I tuvo 2.50 veces más atracción que la trampa CDC-R y CDC-A, y 1.57 veces más atracción que la trampa CDC-V y CDC-B. *Brumptomyia mesai* colectadas en las trampas CDC-R y CDC-I tuvieron para cada una 3 veces más atracción que la trampa CDC-V, 1.56 veces más atracción que la trampa CDC-A y CDC-B. *Pa. shannoni* colectadas en la trampa CDC-I tuvo 1.31 veces más atracción que la trampa CDC-R, 2.62 veces más atracción que en la trampa CDC-V, y 3 veces más atracción que en la trampa CDC-A y CDC-B. *Da. steatopyga* colectadas en la trampa CDC-I tuvo 2.31 veces más atracción que la trampa CDC-R y CDC-B, 2.20 veces más atracción que en la trampa CDC-A, y 1.79 veces más atracción que en la trampa CDC-V (Cuadro 2).

La proporción sexual hembras: machos de los flebotomíneos por trampa proporcionó una diferencia significativa en las trampas CDC-B ($Z = 6.76, P < 0.05$), CDC-A ($Z = 6.92, P < 0.05$), CDC-I ($Z = 3.45, P < 0.05$), CDC-R ($Z = 6.28, P < 0.05$), CDC-V ($Z = 2.17, P < 0.05$), y la trampa Shannon ($Z = -10.49, P < 0.05$). Para el resto de las trampas no se consideraron en los análisis por sus bajos números de ejemplares capturados (Cuadro 2).

Cuadro 2. Número de ejemplares y número de especies de flebotomíneos capturados por doce diferentes trampas. El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.

Código Especies	CDC-B		CDC-A		CDC-I		CDC-R		CDC-V		Disney		Disney-B		Adhesiva		Adhesiva-B		Delta		Delta-B		Shannon		Subtotal		Total (%)		
	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂			
<i>carpenteri</i>	8	13	4	12	6	6	0	1	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	21	34	55 (0.34)	
<i>cratifer</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	48 (0.30)
<i>cruciata</i>	17	3	21	2	28	0	8	1	11	0	4	0	2	0	2	0	2	0	0	0	5	0	6703	7	6803	13	6816 (42.33)		
<i>deleoni</i>	44	1	27	1	67	4	27	2	45	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	55	8	268	16	284 (1.76)		
<i>maciasi</i>	1	4	2	4	0	0	0	1	3	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	7	14	21 (0.13)		
<i>manciola</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2	0	2 (0.01)		
<i>mesai</i>	4	20	9	17	8	30	13	26	4	9	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	624	804	663	907	1570 (9.75)		
<i>olmecca</i>	10	3	4	5	8	6	5	5	7	7	57	5	8	1	0	0	1	0	1	0	0	1	63	1	164	34	198 (1.23)		
<i>ovallesi</i>	4	0	1	1	11	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1426	8	1444	10	1454 (9.03)		
<i>permira</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2 (0.01)		
<i>shannoni</i>	4	3	4	3	18	3	13	3	6	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	4572	715	4620	729	5349 (33.22)		
<i>steatopyga</i>	38	0	40	0	87	1	38	0	49	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	36	0	291	1	292 (1.81)		
<i>trinidadensis</i>	0	1	1	0	1	0	0	0	2	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	1	7	3	10 (0.06)		
Subtotal	130	48	114	45	236	50	106	40	129	25	63	5	12	2	3	0	3	0	1	0	11	1	13502	1575	14310	1791	16101 (100)		
Total (%)	178 (1.11)		159 (0.99)		286 (1.78)		146 (0.91)		155 (0.96)		66 (0.41)		15 (0.09)		3 (0.02)		3 (0.02)		1 (0.01)		12 (0.07)		15077 (93.63)						
Número de especies	10		11		11		9		9		3		5		2		2		1		5		12				13		
Singletons	1		2		3		2		0		1		2		1		1		1		2		1				0		
Doubletons	0		1		0		0		0		0		2		1		1		0		1		2				2		

7.3. Diversidad alfa del ensamblaje de flebotomíneos por cada tipo de trampa.

En la diversidad estimada y observada del orden $q = 0$, en casi todos los casos la diversidad estimada es mayor que la diversidad observada, excepto en las trampas CDC-B, CDC-V, y trampas Disney donde el número de especies observado obtuvo el 100% del estimado. En las siguientes trampas, la diversidad estimada predice más números efectivos de especies que la diversidad observada; por ejemplo, en la trampa CDC-I predice 1.27 veces más especies efectivas; en las trampas CDC-A y Disney-B predicen 1.20 veces más especies efectivas; la trampa CDC-R predice 1.11 veces más especies efectivas; y en la trampa Delta-B predice 1.36 veces más especies efectivas con unos intervalos de confianza muy amplios (Fig. 17).

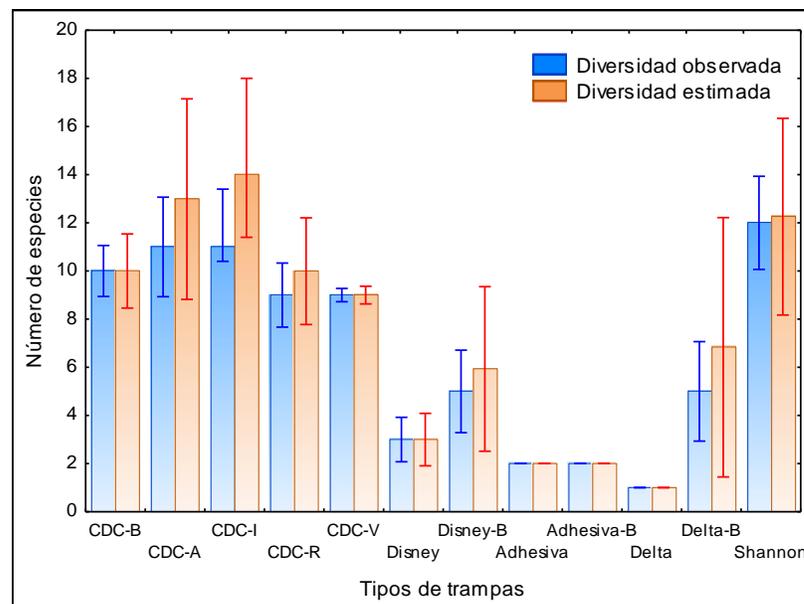


Fig. 17. Número de especies (0D) de flebotomíneos por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.

En cuanto a la diversidad estimada y observada del orden $q = 1$, se aprecia que en la mayoría de las trampas la diversidad estimada es mayor que la diversidad observada, excepto en la trampa Shannon, que se predijo la misma diversidad que se observó. Las trampas de luz CDC tanto incandescente como LED registraron de 1.70 a 2.18

diversidad que la trampa Shannon. La trampa Disney y trampa Delta con LED pudieron haber colectado 1.22 y 1.32 veces más, respectivamente, así mismo sus intervalos de confianza son muy amplios (Fig. 18).

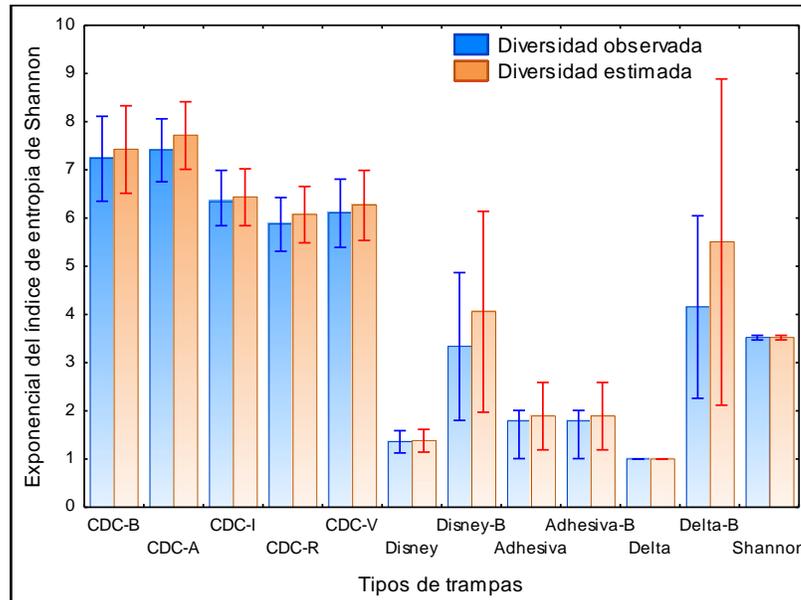


Fig. 18. Diversidad observada y estimada con el exponencial del índice de entropía de Shannon (1D) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.

En cuanto a la diversidad estimada y observada del orden $q = 2$, se considera que en ocho de las doce trampas, la diversidad estimada es mayor que la diversidad observada, excepto en la trampa Shannon, Disney y Delta que se predijo la misma diversidad que se observó, mientras que la diversidad estimada en la trampa CDC-I fue menor que la observada. La trampa Disney y Delta con LED pudieron haber colectado entre 1.11 y 1.30 veces más especies dominantes, respectivamente (Fig. 19).

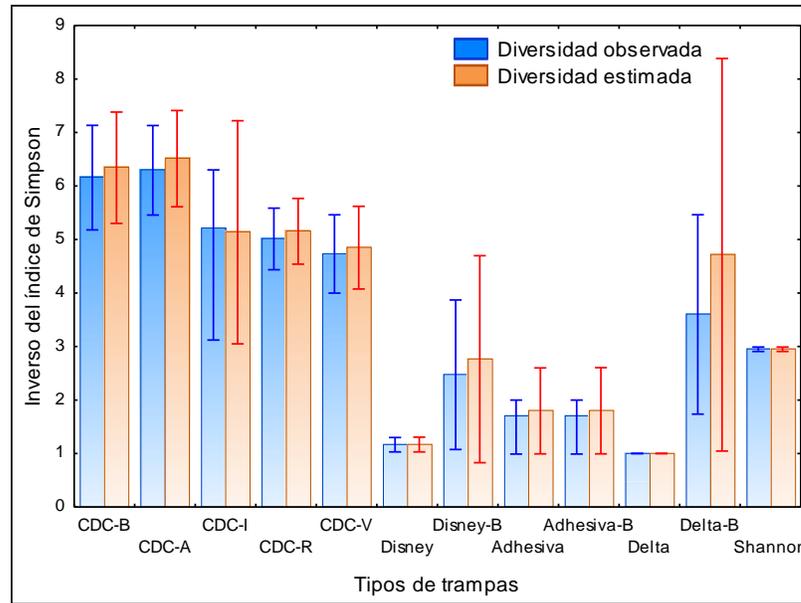


Fig. 19. Diversidad observada y estimada con el inverso del índice de Simpson (2D) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.

De acuerdo a los estimadores de Chao 2, los valores más altos de los números de especies estimados de cada trampa fue en el trampa CDC-I y la trampa Shannon con 12.49 y 12 especies, respectivamente. Mientras que en el estimador de Jackknife 2, los valores estimados del número de especies en las trampas CDC-I y CDC-A fueron de 15.96 y 13.98 especies, respectivamente (Cuadro 3).

Cuadro 3. Riqueza de especies observada (S obs) y estimaciones de dos índices de riqueza de especies no paramétricos. Estimadores de Chao 2 y Jackknife 2 con sus respectivos intervalos de confianza y porcentaje (%) de la proporción de la fauna registrada por trampa [(a/b)/ S obs total * 100].

Trampas	S obs	Chao 2			Jackknife 2		
		S est	IC (95%)	%	S est	IC (95%)	%
CDC-B	10	10.00	10.07-11.10	77	11.98	10.30-22.97	92
CDC-A	11	11.50	11.03-19.21	88	13.98	11.49-29.06	100
CDC-I	11	12.49	11.15-25.99	96	17.00	12.70-31.80	100
CDC-R	9	9.50	9.03-17.21	73	12.96	9.91-26.19	99
CDC-V	9	9.00	9.00-10.07	69	9.00	9.00-9.58	69
Disney	3	2.00	2.00-2.28	15	4.96	3.30-15.82	38
Disney-B	5	6.49	5.15-19.99	50	6.99	5.22-22.69	54
Adhesiva	2	2.00	2.02-3.32	15	2.83	2.09-9.80	22
Adhesiva-B	2	2.00	2.02-3.32	15	2.83	2.09-9.81	22
Delta	1	1.00	1.00-3.07	8	1.00	1.00-1.00	8
Delta-B	5	5.50	5.03-13.21	42	7.74	5.47-21.06	60
Shannon	12	12.00	12.39-13.07	92	12.00	12.00-12.98	92
Conjunto de trampas	13	13.00	13.00-14.24	100	13.00	13.00-14.00	100

7.4. Esfuerzo de captura para cada trampa en términos de riqueza de especies.

Se logró un esfuerzo de captura de 1728 noches-trampa (36 noches y 48 trampas por noche). Mientras que para cada una de las doce trampas se obtuvo un esfuerzo de captura de 144 noches-trampa. Con el análisis de la ecuación de Clench para la construcción de la curvas de acumulación de especies por trampa y su conjunto, se observó que hubo un buen ajuste entre los datos observados con los esperados de cada trampa y su conjunto de trampas, pero sólo la curva de acumulación de especies para el conjunto de las trampas alcanzó la asíntota. En base a los valores del intercepto ($a = 4.46$) y la pendiente ($b = 0.34$), se determinó que en este estudio se registró un 100% ($n = 13$ especies) de la fauna de flebotomíneos, por lo que el número de especies estimado fue igual al esperado ($n = 13$ especies). Cada una de las curvas de acumulación de especies de las trampas no alcanzó la asíntota. Las trampas CDC-A, la trampa Shannon y la trampa CDC-I obtuvieron los mayores valores 11.95, 11.89 y 11.39 especies, respectivamente. Seguidas de las trampas CDC-B ($a/b = 10.86$), CDC-R ($a/b = 9.52$), y CDC-V ($a/b = 10$) (Cuadro 4, Fig. 20).

Cuadro 4. Estimaciones de la ecuación de Clench de cada método de captura. El número de especies observado (S obs) y estimado (a/b) de cada trampa son calculados. El porcentaje (%) es la proporción de la fauna registrada por trampa ((a/b)/ S obs total * 100).

Trampas	S obs	Ecuación Clench			
		a/b	R ²	pendiente	%
CDC-B	10	10.86	0.999	0.006	84
CDC-A	11	11.95	0.998	0.007	92
CDC-I	11	11.39	0.981	0.006	88
CDC-R	9	9.52	0.995	0.005	73
CDC-V	9	10.00	0.998	0.005	77
Disney	3	2.18	0.998	0.001	17
Disney-B	5	8.86	0.997	0.015	68
Adhesiva	2	5.53	0.999	0.008	43
Adhesiva-B	2	5.53	0.999	0.008	43
Delta	1	-23.89	0.999	0.007	-184
Delta-B	5	9.29	0.999	0.016	71
Shannon	12	11.89	0.954	0.002	91
Conjunto de trampas	13	13.00	0.966	0.001	100

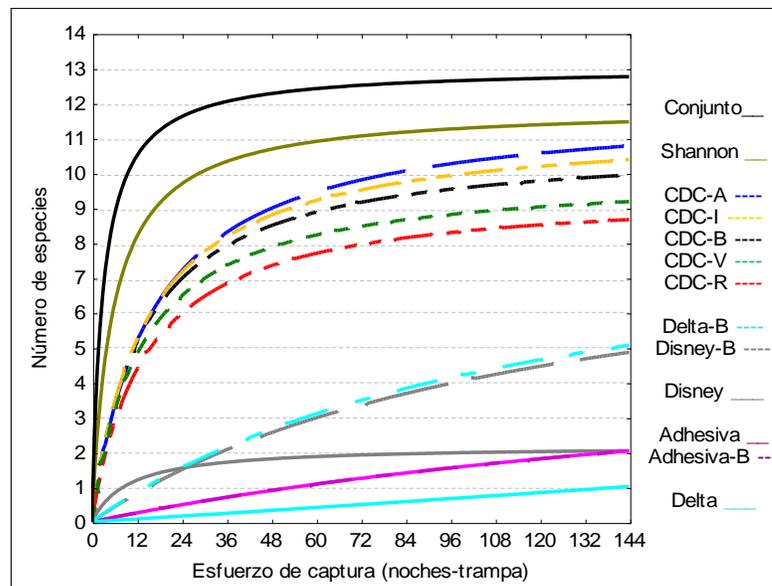


Fig. 20. Curvas de acumulación de especies de flebotomíneos con la ecuación de Clench por cada trampa. Aleatorización de los datos 100 veces. El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.

7.5. Análisis espacio-temporal del número de especies y abundancia.

Las unidades de esfuerzo de muestreo para la estación lluviosa, nortes y seca fueron 720, 576 y 432 noches-trampas, respectivamente. Mientras que el esfuerzo de muestreo para cada transecto en la época de lluvias fueron 180 noches-trampas, para la época de nortes fueron 144 noches-trampas y para la de secas fue 108 noches-trampas.

En el análisis del índice estandarizado de especies abundantes, SISA, las especies más abundantes en relación a la distribución de los transectos y temporadas fueron *Lu. cruciata* (SISA= 0.95) y *Pa. shannoni* (SISA= 0.91), estas dos especies fueron frecuentemente muestreadas a lo largo de los transectos y temporadas con una alta abundancia. Otras especies como *Brumptomyia mesai* (SISA= 0.70), *Pi. ovallesi* (SISA= 0.66), *Da. deleoni* (SISA= 0.65) y *Da. steatopyga* (SISA= 0.63) también fueron especies frecuentemente muestreadas (Fig. 21).

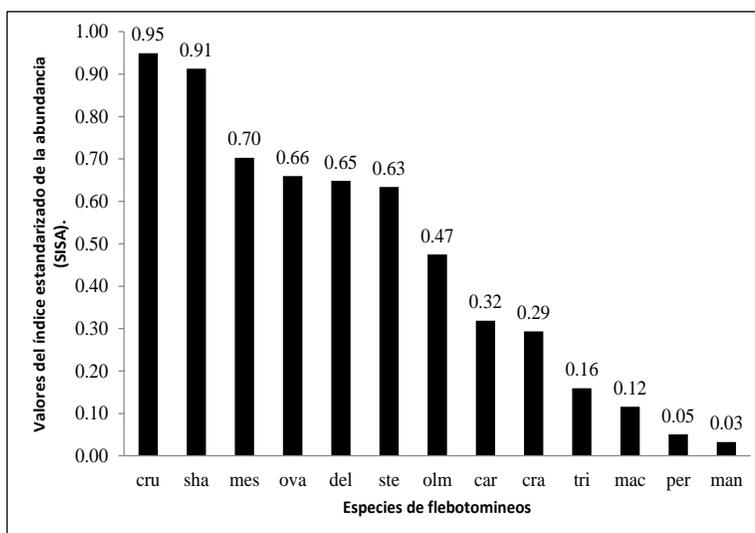


Fig. 21. Valores del índice estandarizado de la abundancia (SISA) de especies de flebotomíneos, con respecto a los transectos y estaciones climáticas. El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.

Al comparar la media de los flebotomíneos capturados por noche para cada mes, hubo una diferencia significativa ($H = 66.03$, $gl = 11$, $P = 0.00$). Los meses con mayor captura de flebotomíneos fueron marzo (21%), enero (16%), junio (15%), agosto (13%) y febrero (12%) (Fig. 22).

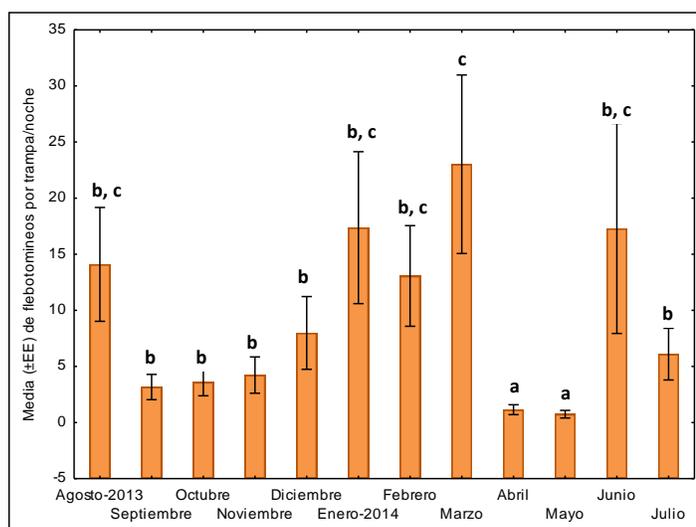


Fig. 22. Media (\pm EE) de flebotomineos colectados en 1728 noches-trampa en un periodo de doce meses en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra tienen diferencias significativas según la prueba de Dunnett.

En la temporada lluvias hubo la mayor riqueza de especies, con 13 especies de flebotomineos, seguidas de la temporada de nortes y de secas con 11 especies cada temporada (Cuadro 5). Solamente en la época lluviosa se observaron dos singletons (*Da. permira* y *Lu. manciola* se colectaron en junio), y un doubletons (*Mi. trinidadensis* fue colectado un espécimen en junio y otro espécimen en julio), mientras que en la época de nortes se encontró un singletons (*Lu. manciola* fue colectada en febrero), y un doubletons (*Mi. trinidadensis* fue colectada en febrero), y en la época seca se observó un singletons (*Da. permira* fue colectada en marzo) y un doubletons (*Pa. cratifer* fue colectada en marzo) (Cuadro 5). Sobre los transectos de cada temporada climática, los valores más altos de riqueza de especies se encontraron en el transecto B de la época lluviosa y la de nortes, con 12 y 10 especies en cada época. En contraste con la época de secas, la mayor riqueza de flebotomineos fue en el transecto A con 10 especies (Cuadro 5).

En la época lluviosa se capturaron 6,373 flebotomineos, seguido de la época de nortes con 6,141 ejemplares, y 3,587 ejemplares en la época seca (Cuadro 5). En la época lluviosa, *Pa. shannoni* fue la especie más abundante (17.22% del total), seguido de *Lu. cruciata* (12.26%) y *Pi. ovallesi* (7.0%). Mientras que la época de nortes, *Lu.*

cruciata (22.36%) fue la especie más abundante, seguida de *Pa. shannoni* (11.68%). En contraste, *Br. mesai* (8.71%) fue la especie más abundante en la estación seca, seguida de *Lu. cruciata* (7,71%) y *Pa. shannoni* (4.32%). Los valores más altos de abundancia fueron en Lluviosa-TB con 2,787 flebotomíneos y Nortes-TB con 2,164 flebotomíneos. En contraste, en la de Secas-TC con 1,624 flebotomíneos (Cuadro 5). En el transecto B de la época lluviosa, *Pa. shannoni* fue la especie más abundante (n = 1,170) que los otros tres transectos en esta estación. Mientras que en la estación de nortes, *Lu. cruciata* fue la especie más abundante (n = 1,584) en el transecto B. En contraste, *Br. mesai*, fue la especie más representativa (n = 897) en el transecto C de la época de secas (Cuadro 5).

Cuadro 5 .Abundancia de flebotomíneos colectados en las estaciones de lluvias, nortes, secas y en cuatro diferentes transectos (A, B, C, y D). El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.

Código Especies	Lluvias					Nortes					Secas					Total
	TA	TB	TC	TD	Sub-total	TA	TB	TC	TD	Sub-total	TA	TB	TC	TD	Sub-total	
<i>olmeca</i>	22	16	30	41	109	29	10	29	16	84	4	1	0	0	5	198
<i>mesai</i>	12	10	32	7	61	23	42	32	10	107	321	93	897	91	1402	1570
<i>deleoni</i>	31	38	35	27	131	27	28	20	21	96	13	25	8	11	57	284
<i>steatopyga</i>	52	31	41	31	155	21	28	28	11	88	10	14	19	6	49	292
<i>permira</i>	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2
<i>manciola</i>	0	1	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	2
<i>cruciata</i>	215	787	481	491	1974	566	1584	920	531	3601	441	353	371	76	1241	6816
<i>maciasi</i>	8	5	7	1	21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	21
<i>trinidadensis</i>	1	1	0	0	2	1	1	0	0	2	3	1	2	0	6	10
<i>ovallesi</i>	147	721	54	208	1130	58	172	2	9	241	54	27	2	0	83	1454
<i>carpenteri</i>	0	3	1	2	6	0	1	2	0	3	21	12	9	4	46	55
<i>cratifer</i>	2	4	2	2	10	5	24	2	5	36	1	0	0	1	2	48
<i>shannoni</i>	69	1170	565	968	2772	104	274	637	867	1882	50	243	316	86	695	5349
Sub-total	560	2787	1248	1778	6373	834	2164	1672	1471	6141	918	769	1624	276	3587	16101
Número de especies	11	12	10	10	13	9	10	9	9	11	10	9	8	8	11	13
Singletons	2	2	1	1	2	1	2	0	1	1	1	2	0	2	1	0
Doubletons	1	0	1	2	1	0	0	2	0	1	0	0	2	0	1	2

7.6. Análisis espacio-temporal de la diversidad alfa y beta de flebotomíneos.

En la diversidad estimada y observada del orden $q = 0$, se aprecia que a lo largo de los transectos y temporadas hubo una variación en el número de especies, sin embargo la diversidad observada total representa el 100% de diversidad estimada total con 13 especies efectivas y sus intervalos de confianza son estrechos. La época de lluvias obtuvo una mayor riqueza, por lo que la temporada de secas sólo representó entre 62 y 72% de la riqueza de especies de la temporada de lluvias; y la temporada de nortes tiene entre 69 y 85% de la riqueza de especies que tiene la temporada de lluvias. Dentro de la temporada de lluvias se observa que los transectos C y D sólo registraron un 80% de la riqueza que tienen los transectos A y B. Dentro de la temporada de nortes, el transecto B posee 1.22 veces más riqueza de especies que el resto de los tres transectos. Entre la temporada de secas, el transecto A y B tiene 1.25 veces más riqueza de especies que el transecto C y 1.11 veces más que en el transecto D (Fig. 23).

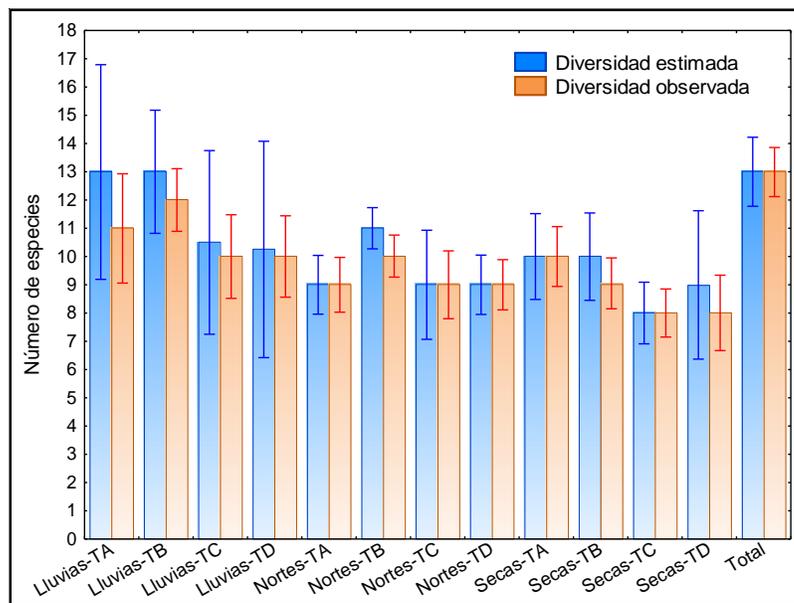


Fig. 23. Número de especies (0D) de flebotomíneos por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.

En la diversidad estimada y observada del orden $q = 1$, cuando incluimos todas las especies con su abundancia relativa, el transecto A de la época de lluvias tiene una

diversidad a la que tendría una comunidad teórica de 5.37 especies efectivas donde todas las especies tendrían la misma abundancia, y sus intervalos de confianza del 95% nos dice que es estadísticamente mayor que el resto de las temporadas-transectos. Así mismo, el transecto A pero en la época de nortes con una diversidad igual a la que tendría una comunidad de 3.23 especies efectivas, y transecto D de la temporada de secas con 4.11 especies efectivas. Con estos valores, se consigue que en el transecto A de la época de lluvias es 1.66 veces más diverso el mismo transecto pero de la época de norte, y 1.31 veces más diverso que el transecto D pero de la temporada de secas (Fig. 24).

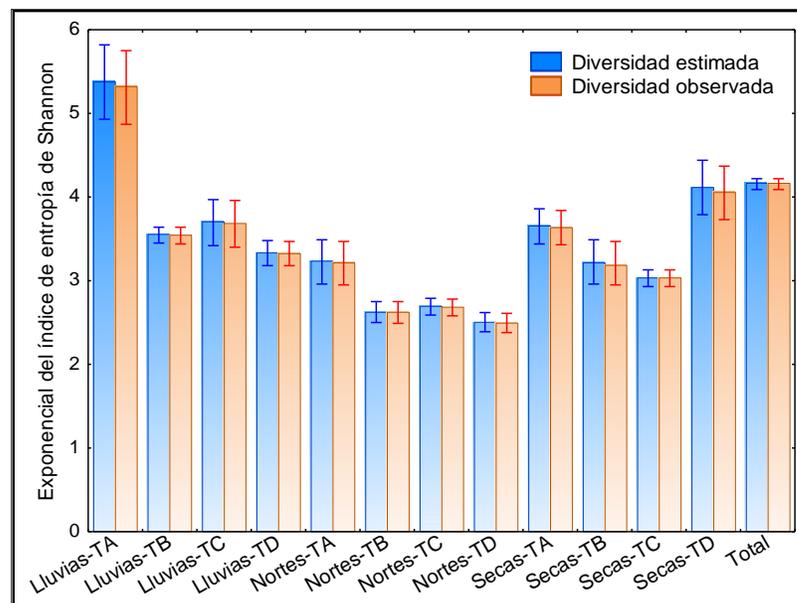


Fig. 24. Diversidad observada y estimada con el exponencial del índice de entropía de Shannon (1D) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.

En la diversidad estimada y observada del orden $q = 2$, cuando incluimos todas las especies dominantes, el transecto A de la época de lluvias tiene una diversidad a la que tendría una comunidad teórica de 4.09 especies efectivas. Así mismo, el transecto C pero en la época de nortes con una diversidad de 2.23 especies efectivas, y el transecto D de la temporada de secas con 3.56 especies efectivas. Con estos valores, se obtiene que en el transecto A de la época de lluvias represente 1.83 veces más diverso que el transecto C de la época de nortes, y 1.14 veces más diverso que el transecto D pero de la

temporada de secas. Por lo que estos transectos (A, C y D) de estas temporadas presentan mayor dominancia de especies que el resto de los transectos de sus respectivas temporadas (Fig. 25).

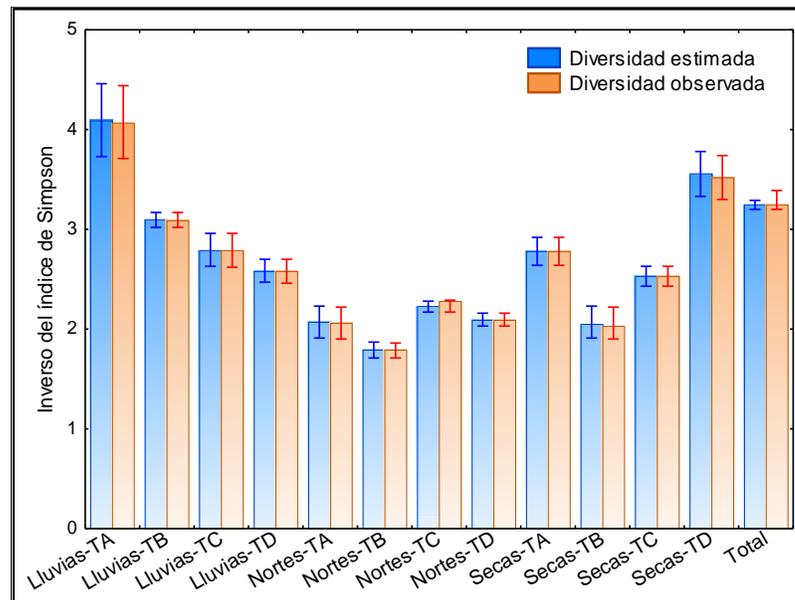


Fig. 25. Diversidad observada y estimada con el inverso del índice de Simpson (D^{-2}) por trampa. Bootstrap con 1000 aleatorizaciones y sus intervalos de confianza (95%), cuando no se traslapan presentan diferencias significativas.

El índice de Morisita indicó un promedio de 0.74 de similitud del ensamblaje de flebotomíneos entre las épocas y transectos. En las tres épocas, de los cuatro transectos, el TD y TC mostraron la mayor similitud, 97% en la época de lluvias, 92% en la de nortes, y en la de secas 91% de similitud. La menor similitud registrada dentro de las temporadas y transectos fue en el transecto TA de la época de lluvias con el transecto C de la época de secas (39%). En general, la complementariedad entre las estaciones y los transectos indicó una baja disimilitud de flebotomíneos. Lluvias-TC y Lluvias-TD mostraron ser idénticas en la composición de especies, así como Secas-TA con Nortes-TD (Cuadro 6).

Cuadro 6. Matriz del porcentaje de complementariedad (especies compartidas) y el índice de Morisita del ensamblaje de flebotomíneos a lo largo de las épocas y transectos. El periodo de muestreo fue de agosto a julio de 2014 en Limones, Bacalar, Quintana Roo, México.

	Lluvias TA	Lluvias TB	Lluvias TC	Lluvias TD	Nortes TA	Nortes TB	Nortes TC	Nortes TD	Secas TA	Secas TB	Secas TC	Secas TD		
Lluvias-TA		23 (10)	25 (9)	25 (9)	18 (9)	25 (9)	33 (8)	33 (8)	25 (9)	33 (8)	42 (7)	42 (7)	Complementariedad	
Lluvias-TB	0.81		17 (10)	17 (10)	25 (9)	17 (10)	25 (9)	25 (9)	17 (10)	25 (9)	33 (8)	46 (7)		
Lluvias-TC	0.74	0.91		0 (10)	27 (8)	18 (9)	10 (9)	27 (8)	18 (9)	27 (8)	36 (7)	36 (7)		
Lluvias-TD	0.66	0.95	0.97		27 (8)	18 (9)	10 (9)	27 (8)	18 (9)	27 (8)	36 (7)	36 (7)		
Nortes-TA	0.83	0.65	0.77	0.61		10 (9)	20 (8)	20 (8)	10 (9)	20 (8)	30 (7)	45 (6)		
Nortes-TB	0.80	0.64	0.75	0.59	1.00		10 (9)	27 (8)	0 (10)	10 (9)	20 (8)	36 (7)		
Nortes-TC	0.76	0.82	0.96	0.86	0.91	0.90		20 (8)	10 (9)	20 (8)	30 (7)	30 (7)		
Nortes-TD	0.60	0.88	0.98	0.98	0.67	0.66	0.92		27 (8)	36 (7)	45 (6)	45 (6)		
Secas-TA	0.72	0.51	0.62	0.46	0.82	0.81	0.72	0.50		10 (9)	20 (8)	36 (7)		
Secas-TB	0.81	0.84	0.95	0.85	0.88	0.86	0.97	0.88	0.82		11 (8)	45 (6)		
Secas-TC	0.39	0.41	0.51	0.44	0.44	0.43	0.50	0.46	0.83	0.65		40 (6)		
Secas-TD	0.59	0.70	0.81	0.74	0.62	0.59	0.76	0.75	0.83	0.88	0.91			
	Índice de Morisita													

En el análisis de similitud no mostró diferencias significativas en la composición de especies cuando se consideraron todos los transectos y temporadas; excepto, en la época de lluvias y nortes entre todos los transectos mostraron diferencias significativas. Los valores de *R* de la época de lluvias con la de secas y la de nortes con al secas a lo largo de los transectos fueron negativos (Cuadro 7).

Cuadro 7. Análisis de similitud (ANOSIM) de flebotomíneos en transectos (TA, TB, TC y TD) y estaciones (Lluvias, Nortes y Secas) en Quintana Roo, México. Matriz basada en el índice de Bray-Curtis con 9999 permutaciones. Valores de *R* estadístico, y sus valores de *P* son dados para cada factor de comparación. *Comparaciones que fueron significativas, $P < 0.05$.

	Lluvias vs Nortes		Lluvias vs Secas		Nortes vs Secas		Entre todos	
	<i>R</i>	<i>P</i>	<i>R</i>	<i>P</i>	<i>R</i>	<i>P</i>	<i>R</i>	<i>P</i>
Entre todos	0.52	0.04	-0.42	0.91	-0.19	0.80	0.02	0.39
TA vs TB	0.75	0.33	-0.25	1.00	-0.50	1.00	0.14	0.29
TA vs TC	0.75	0.33	-0.50	1.00	0.25	0.66	0.33	0.20
TA vs TD	1.00	0.34	-0.50	1.00	-0.25	0.67	0.15	0.30
TB vs TC	0.00	0.66	-0.50	1.00	-0.50	1.00	-0.26	0.90
TB vs TD	0.25	0.34	-0.50	1.00	-0.25	1.00	-0.19	0.80
TC vs TD	0.75	0.33	-0.25	0.68	-0.25	1.00	0.00	0.50

La disimilitud media de las especies de flebotomíneos en la temporada de lluvias entre los transectos fue mayor en *Pa. shannoni* con el 50.92% de la contribución. Pero en la temporada de nortes, la especie con mayor contribución fue *Lu. cruciata* con 47.12%, seguido de *Pa. shannoni* con 40.54%. Además, en la estación seca la especie con mayor contribución fue *Br. mesai* con 45.18% (Cuadro 8).

Cuadro 8. Promedio de disimilitud (Prom. Disim.) y porcentaje de contribución (Contrib. %) de cada especie de flebotomíneo a los largo de las épocas y transectos. Las especies están acomodadas por orden descendente. El periodo de muestreo fue de agosto 2013 a julio 2014 en una selva mediana, que pertenece a la localidad de Limones, Bacalar, Quintana Roo, México. El código de las especies está incluido en el cuadro 1.

Lluvias TA-TD			Nortes TA-TD			Secas TA-TD			Todos los datos						
Código	Especies	Prom. Disim.	Contrib. %	Código	Especies	Prom. Disim.	Contrib. %	Código	Especies	Prom. Disim.	Contrib. %				
	<i>shannoni</i>	21.92	50.92		<i>cruciata</i>	18.04	47.12		<i>mesai</i>	21.94	45.18		<i>shannoni</i>	17.57	35.15
	<i>cruciata</i>	9.67	22.46		<i>shannoni</i>	15.52	40.54		<i>cruciata</i>	13.55	27.91		<i>cruciata</i>	15.95	31.91
	<i>ovallesi</i>	9.63	22.36		<i>ovallesi</i>	2.88	7.53		<i>shannoni</i>	9.18	18.91		<i>mesai</i>	8.06	16.11
	<i>mesai</i>	0.47	1.09		<i>mesai</i>	0.57	1.48		<i>ovallesi</i>	1.98	4.09		<i>ovallesi</i>	5.85	11.71
	<i>steatopyga</i>	0.45	1.05		<i>olmeca</i>	0.38	0.99		<i>carpenteri</i>	0.60	1.23		<i>steatopyga</i>	0.74	1.48
	<i>olmeca</i>	0.45	1.04		<i>steatopyga</i>	0.33	0.85		<i>deleoni</i>	0.55	1.13		<i>olmeca</i>	0.69	1.37
	<i>deleoni</i>	0.20	0.46		<i>cratifer</i>	0.32	0.85		<i>steatopyga</i>	0.43	0.89		<i>deleoni</i>	0.47	0.94
	<i>maciasi</i>	0.13	0.30		<i>deleoni</i>	0.17	0.44		<i>olmeca</i>	0.13	0.28		<i>carpenteri</i>	0.29	0.57
	<i>carpenteri</i>	0.06	0.13		<i>carpenteri</i>	0.04	0.10		<i>trinidadensis</i>	0.11	0.22		<i>cratifer</i>	0.18	0.37
	<i>cratifer</i>	0.03	0.06		<i>trinidadensis</i>	0.02	0.06		<i>cratifer</i>	0.04	0.08		<i>maciasi</i>	0.12	0.25
	<i>trinidadensis</i>	0.02	0.06		<i>manciola</i>	0.02	0.04		<i>permira</i>	0.04	0.08		<i>trinidadensis</i>	0.05	0.09
	<i>permira</i>	0.02	0.05		<i>maciasi</i>	0.00	0.00		<i>maciasi</i>	0.00	0.00		<i>permira</i>	0.02	0.03
	<i>manciola</i>	0.01	0.03		<i>permira</i>	0.00	0.00		<i>manciola</i>	0.00	0.00		<i>manciola</i>	0.01	0.02

7.7. Comparación de la actividad horaria de las especies de flebotomíneos de importancia médica a lo largo de las estaciones climáticas.

La actividad de picadura fue estimada para las especies de importancia médica como *Lu. cruciata*, *Bi. olmeca olmeca*, *Pi. ovallesi*, y *Pa. shannoni*, que fueron capturadas en la trampa Shannon. Encontramos que en la época de lluvias, la media del número de flebotomíneos hembras por hora presentó diferencia significativa de *Lu. cruciata* ($H = 25.18$, $gl = 5$, $P = 0.00$), *Bi. olmeca olmeca* ($H = 19.98$, $gl = 5$, $P = 0.00$), *Pi. ovallesi* ($H = 13.42$, $gl = 5$, $P = 0.02$), y *Pa. shannoni* ($H = 19.02$, $gl = 5$, $P = 0.00$). Tanto en *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni* presentaron un mayor pico de actividad a partir de las 20:00 horas hasta las 23:00 horas, mientras que *Pi. ovallesi* presentó una mayor actividad entre 21:00 y 22:00 horas (Fig. 26).

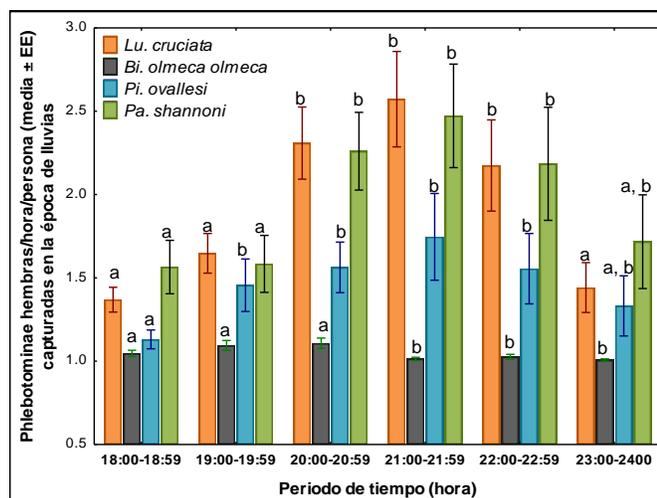


Fig. 26. Media (\pm EE) del número de flebotomíneos hembras capturados en la trampa Shannon en la época de lluvias en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra presentan diferencias significativas según la prueba de Dunnett.

En la época de nortes, la media del número de flebotomíneos hembras por hora presentó diferencia significativa de *Lu. cruciata* ($H = 70.36$, $gl = 5$, $P = 0.00$), *Bi. olmeca olmeca* ($H = 16.69$, $gl = 5$, $P = 0.00$), y *Pa. shannoni* ($H = 37.22$, $gl = 5$, $P = 0.00$), excepto *Pi. ovallesi* ($H = 8.10$, $gl = 5$, $P = 0.15$). La mayor actividad de picadura de *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni* en esta época fue al empezar a oscurecer, a partir de las 18:00 horas hasta las 20:00 horas. Mientras que *Bi. olmeca olmeca* y *Pi. ovallesi* no presentaron una diferencia tan marcada a lo largo del periodo de captura (Fig. 27).

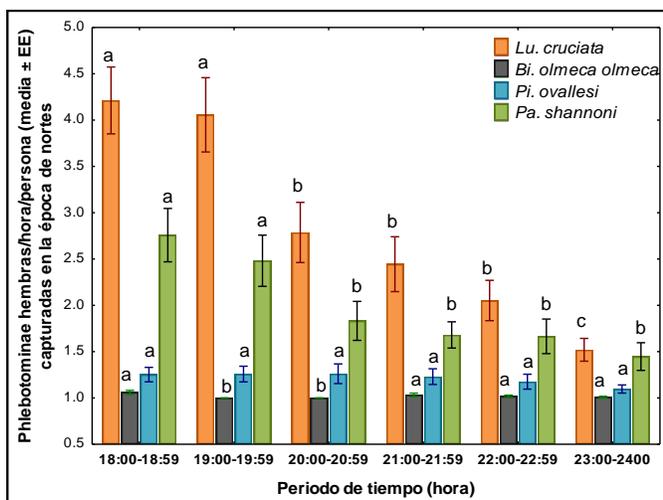


Fig. 27. Media (\pm EE) del número de flebotomíneos hembras capturados en la trampa Shannon en la época de nortes en Quintana Roo, México. Valores de las medias con diferente letra presentan diferencias significativas según la prueba de Dunnett.

En la época de secas, la media del número de flebotomíneos hembras por hora no presentó diferencia significativa de *Lu. cruciata* ($H = 3.80$, $gl = 5$, $P = 0.58$), *Bi. olmeca olmeca* ($H = 7.06$, $gl = 5$, $P = 0.21$), *Pi. ovallesi* ($H = 2.98$, $gl = 5$, $P = 0.70$), y *Pa. shannoni* ($H = 4.32$, $gl = 5$, $P = 0.50$). *Lu. cruciata* presentó una mayor actividad de picadura desde las 19:00 horas hasta las 23:00 h. Sin embargo, *Pa. shannoni* tuvo el mayor pico de las 21:00 a las 22:00 horas y después fue descendiendo. Se observó que *Pi. ovallesi* tuvo una mayor actividad de las 22:00 a las 23:00 horas (Fig. 28).

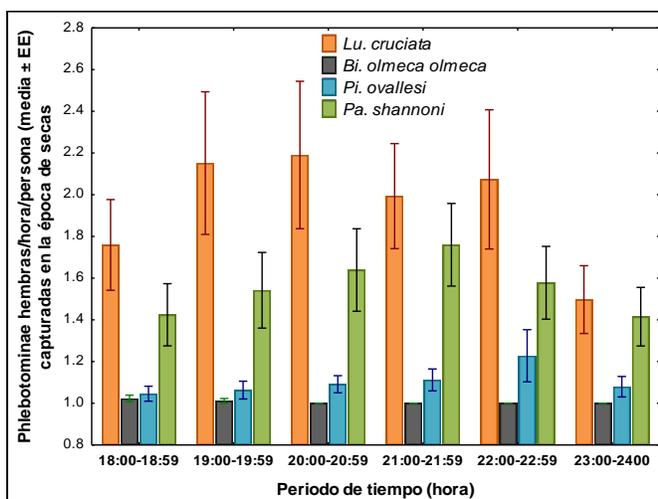


Fig. 28. Media (\pm EE) del número de flebotomíneos hembras capturados en la trampa Shannon en la época de secas en Quintana Roo, México.

VIII. DISCUSIÓN

8.1. Ensamblaje de Phlebotominae.

En el presente trabajo se capturó un total de 13 especies de flebotomíneos, que representan el 26% de la riqueza de especie de Phlebotominae reportadas en México (Vargas y Díaz-Nájera 1953a, 1953b; Ibáñez-Bernal 2000; Godínez-Álvarez e Ibáñez-Bernal 2010; Ibáñez-Bernal *et al.* 2004, 2006, 2011, 2013, 2015;), 50% de la diversidad observada en la Península de Yucatán (Rebollar-Téllez *et al.* 2004, 2005, 2006; Ibáñez-Bernal *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011), y 54% diversidad conocida de Quintana Roo (Ibáñez-Bernal *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011). Todas las especies reportadas en este trabajo, ya habían sido registradas en México, excepto una, que representa un nuevo registro (*Lutzomyia manciola*) en el país, ya que esta especie fue reportada por primera vez en Belice y descrita por Ibáñez-Bernal (2001).

8.2. Número de ejemplares y abundancia de Phlebotominae por trampa.

En la comparación de las trampas, la trampa Shannon fue la más efectiva en términos de número de especies y ejemplares colectados. Estos datos coinciden con los trabajos de algunos estados de México como en Campeche (Pech-May *et al.* 2010, 2016; Rebollar-Téllez *et al.* 2005), Yucatán (Rebollar-Téllez *et al.* 2006), Quintana Roo (Cruz-Ruiz *et al.* 1994; Sánchez-García *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011) y Chiapas (Pérez *et al.* 2013), todos estos estudios demuestran que la trampa Shannon colecta un gran número de flebotomíneos. Otros estudios donde usaron la trampa Shannon para la captura de flebotomíneos como en Brasil (Dos Santos *et al.* 2003; Alessi *et al.* 2009; Virgens *et al.* 2015), Colombia (Travi *et al.* 2002), Perú (Pérez *et al.* 1987; Pérez y Ogusuku 1994) y Venezuela (Felicangeli 1987a, 1987b) también observaron una mayor captura de estos insectos con la trampa Shannon, pero en algunos trabajos se ha observado todo lo contrario, donde no fue muy eficiente en términos de ejemplares colectados (Christensen *et al.* 1972; Andrade *et al.* 2005; Posada-López *et al.* 2014).

De las doce especies capturadas en la trampa Shannon, las especies mejor representadas y más abundantes fueron *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni* y *Pi. ovallesi*. Esta dominancia de estas tres especies de flebotomíneos es debido al marcado

comportamiento antropofílico, como se ha observado en trabajos previos (ej. Biagi *et al.* 1965; Rebollar-Téllez *et al.* 2005; Sánchez-García *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011; Pech-May *et al.* 2010, 2016). Si bien, *Bi. olmeca olmeca* también fue capturada en la trampa Shannon, pero con una abundancia similar como la que capturó la trampa Disney y las trampas de luz CDC (incandescente y LED's). Estas cuatro especies de flebotomíneos fueron incriminadas como vectores de *Leishmania (L.) mexicana* (Biagi *et al.* 1965; Rebollar-Téllez *et al.* 1996b; Sánchez-García *et al.* 2010; Pech-May *et al.* 2010, 2016). Otra especie con un gran número de ejemplares capturados por la trampa Shannon fue *Br. mesai*. Esto pudo haber sido porque se sintieron atraídas por la luz de las lámparas de mano usadas dentro de la trampa. *Pa. cratifer* fue una especie exclusiva de la trampa Shannon, así como en otros trabajos (Ibáñez-Bernal *et al.* 2004; Pérez *et al.* 2013), su comportamiento antropofílico es desconocido debido al poco conocimiento de la especie. La única especie que no fue colectada por la trampa Shannon fue *Da. permira*, y quizá sea una especie rara, ya que sólo se observaron dos ejemplares (doubletons) en todo el muestreo y se capturaron con trampas de luz CDC como en un estudio (Rebollar-Téllez *et al.* 2005).

Las capturas en las trampas de luz CDC (luz incandescente y LED's) exhibieron una variación en las abundancias relativas de las especies así como también en la proporción sexual. Esta variación pudo deberse a las características intrínsecas de cada fuente de luz de las trampas como: i) mucha de la energía consumida por la luz incandescente es convertida en calor (80%), ii) el espectro emitido por la luz incandescente es continua (75% infrarrojo) (Colombo y O'Donnell 2002), iii) los diodos de luz blanco, azul y verde tuvieron una alta intensidad de luz (7000 mcd) que el diodo rojo (1600 mcd), iv) las longitudes de onda de cada LED de color son específicas (blanco: 700 nm, rojo: 635 nm, verde: 574 nm, y azul: 470 nm).

Las trampas CDC con LED de colores también capturaron un gran número de ejemplares y especies. Esta tecnología LED fue usado progresivamente en muchos aparatos eléctricos debido a sus ventajas en el ahorro del consumo de energía (Macias *et al.* 2012). Los diodos emisores de luz fueron implementados en trampas CDC (Burkett *et al.* 1998; Hoel *et al.* 2007; Mann *et al.* 2009), trampa REDILA (Fernández *et al.* 2015), trampa HP (Silva *et al.* 2015, 2016) y trampa Shannon (Hashiguchi *et al.* 2014),

por su sistema eficiente de luz que reduce su consumo de energía hasta un 50% (Cohnstaedt *et al.* 2008). En el presente trabajo se observó un mayor tiempo de vida de las baterías recargables debido al ahorro del consumo de energía de los diodos, así como también se observó una mayor durabilidad en campo de los diodos de luz debido a su diseño sólido y resistente. Sin embargo algunas veces el dispositivo LED tenía que ser nuevamente soldado debido al manejo rudo en campo.

En el presente estudio, las hembras de *Lu. cruciata* respondieron mejor a las trampas CDC con luz incandescente y a las trampas CDC con LED azul, mientras que los machos respondieron mejor a las trampas CDC con LED blanco, azul y rojo. Estos datos no coinciden con lo que reportan Serrano-Domínguez *et al.* (2015), quienes compararon 14 distintas longitudes de onda entre 340 y 670 nm y el control (570 nm), y observaron que el espectro de luz, que incluye el color verde (540 nm) y naranja (590 nm), presentó mayor atracción en las hembras de *Lu. cruciata*.

Con lo que respecta a *Pa. shannoni*, las hembras de esta especie presentaron una mayor atracción a las trampas CDC con luz incandescente y LED rojo, pero los machos no tuvieron alguna preferencia y se colectaron tanto en las trampas con luz incandescente y luces LED de colores. Los resultados de la atracción de las hembras de *Pa. shannoni* a las trampas CDC con LED rojo coinciden con el trabajo de Mann *et al.* 2009, quienes compararon la trampa Mosquito Magnet-X con diferentes LED's (azul, rojo, verde, azul-rojo-verde), por lo que observaron una mayor atracción de *Pa. shannoni* a la luz LED rojo.

Otros estudios como el de Mellor *et al.* 1996 demostraron que hembras y machos de *Lu. longipalpis* tienen una máxima respuesta electrofisiológica a la luz en la región ultravioleta (340 nm) con un pico secundario en la región azul-verde-amarillo (520 nm para hembras y 546 nm para machos) y una sensibilidad baja cerca del infra-rojo (670 nm). Y el trabajo de Mellor y Hamilton (2003) quienes evaluaron la respuesta de machos y hembras de *Lu. longipalpis* a diferentes longitudes de onda e intensidades de la luz. Compararon las longitudes de onda de 350 a 670 nm y un control de 400 nm, y observaron que *Lu. longipalpis* puede discriminar unas de otras longitudes de onda, siendo mayormente atraída por la luz ultra-violeta (350 nm) y azul-verde-amarillo (490–546 nm) que el control (400 nm). Las observaciones del presente estudio donde las

hembras y machos de *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni*, *Da. steatopyga*, *Da. deleoni*, *Mi. cayennensis maciasi*, *Br. mesai*, *Bi. olmeca olmeca* y *Pa. carpenteri* respondieron de forma diferente a cada luz LED de color e incandescente. Estos resultados demuestran que cada especie de flebotomineo puede diferenciar unas de otras longitudes de onda, por lo que pudiera estar envuelto más de un fotoreceptor en la respuesta y tener un color de visión verdadero o ser policromática como lo mencionan Mellor y Hamilton (2003), y quienes también sugieren que pudieran guiarse durante el atardecer o en la oscuridad bajo la luz de la luna y las estrellas con cierto espectro de luz, como lo hace *Lu. longipalpis* con el azul-verde-amarillo. Según Márquez-Luna (2005) menciona que se desconoce por qué muchos insectos nocturnos son atraídos a la luz, y él postula que quizá los insectos son orientados en su vuelo por lo que usan como referencia el cielo brillante como la luna y estrellas cercanas a la Tierra. Esto nos lleva a suponer que la luz de la luna llena y las estrellas pudieran interferir en las capturas en las trampas.

Disney (1966) diseñó trampas cebadas con roedores, que actualmente son ampliamente usadas y cebadas con roedores u otros mamíferos (Lainson *et al.* 1992; Ferro *et al.* 1995; Aguiar *et al.* 1996; Dorval *et al.* 2007, 2010; Rocha *et al.* 2013; Hesam-Mohammad *et al.* 2014), con este método de captura se pueden establecer preferencias de alimentación de los flebotomíneos. En el presente estudio sólo *Lu. cruciata*, *Bi. olmeca olmeca* y *Pa. shannoni* las capturaron con esta trampa, y *Bi. olmeca olmeca* fue la especie más dominante en la trampa Disney, como se ha observado en otros trabajos de México (Rebollar-Téllez *et al.* 2005; Sánchez-García *et al.* 2010), Panamá (Christensen y Herrer 1973) y Belice (Disney 1968), que encontraron a esta especie altamente rodentofílica. En poblaciones de *Bi. olmeca olmeca* de México se ha observado que es relativamente antropofílica (Biagi *et al.* 1965; Rebollar-Téllez *et al.* 1996b; Pech-May *et al.* 2010; Sánchez-García *et al.* 2010), y con limitada atracción a la luz (Rebollar-Téllez *et al.* 1996b; Pech-May *et al.* 2010), como se observó en las trampas Disney con LED blanco que no dieron los resultados esperados, aunque sólo aumento el número de especies pero su abundancia fue menor, así mismo con *Bi. olmeca olmeca*, tal vez la luz fue un repelente más que un atrayente. Con las pocas capturas de ejemplares de *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni* en la trampa Disney no podemos inferir si existe una preferencia de roedores o más bien fue que estas especies son oportunistas. En

Belice, Williams (1965) observó que *Lu. cruciata* fue la tercera especie más común en la trampa Disney y la única especie que fue atraída a las ocho especies de mamíferos evaluados, mientras que *Pa. shannoni* fue la cuarta especie más común en esta trampa y sólo fue atraída a cinco especies de mamíferos.

Las trampas adhesivas son muy usadas y efectivas en la captura de flebotomíneos del Viejo Mundo (Alexander 2000; Burkett *et al.* 2007; Veronesi *et al.* 2007; Moncaz *et al.* 2013), mientras que en el Nuevo Mundo, el uso de estas trampas es más limitado (Thatcher y Hertig 1966; Davies *et al.* 1995a; Ferro *et al.* 1995; Travi *et al.* 2002). En el presente trabajo, las trampas adhesivas con y sin luz LED no fueron eficientes. Esto pudo deberse a la posición de la trampa, el tipo de atracción, el tamaño y la altura en la que se colocó. Ya que en un estudio hecho en Israel (Moncaz *et al.* 2013), estas trampas se colocaron a 10 cm sobre el nivel del suelo y suplementadas con CO₂ por lo que dio buenos resultados en la colección de flebotomíneos. Se recomienda evaluar esta trampa a diferentes alturas del suelo, y otros factores asociados con la trampa como el color, superficie y tamaño.

Las trampas Delta son principalmente usadas en entomología económica y son empleadas en la vigilancia de insectos plaga, estas trampas son cebadas con feromonas (Barrera *et al.* 2006). En el presente estudio, las trampas Delta con y sin luz LED demostraron ser poco eficientes en la captura de flebotomíneos. Sin embargo, el diseño y operación de estas trampas es muy simple y con un bajo costo de los materiales. Quizá la eficiencia de la trampa sea colocar otros atrayentes, como feromonas de flebotomíneos e incluso puede hacerse más grande el diseño para colocar jaulas con cebos de animales pequeños como roedores.

8.3. Esfuerzo de captura por trampa.

Con un esfuerzo de captura total de 1728 trampas-noche y 144 trampas-noche por trampa proporcionó un total de 13 especies de flebotomíneos. De acuerdo al esfuerzo total de captura empleado (1728 noches-trampa), la ecuación de Clench indicó que fue suficiente para obtener un inventario representativo de la fauna de flebotomíneos en el área de muestreo. La curva de acumulación de especies alcanzó la asíntota en el esfuerzo de muestreo de 114 noches-trampa, por lo que representa en este punto el 99.30% del

total de las especies capturadas. Jiménez-Valverde y Hortal (2003) mencionan que cuanto más se pase en campo, el número de especies alcanza un máximo.

En varios trabajos hechos en el sur México, como en Campeche (Rebollar-Téllez *et al.* 1996b; 2004, 2005; Pech-May *et al.* 2010, 2016), Yucatán (Rebollar-Téllez *et al.* 2006), Quintana Roo (Cruz-Ruiz *et al.* 1994; Sánchez-García *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011) y Chiapas (Pérez *et al.* 2013) donde realizaron muestreos en diferentes localidades y encontraron de 3 a 16 especies por sitio de colecta utilizando múltiples trampas. Esta variación del número de especies por sitio de colecta se debe principalmente al esfuerzo de captura empleado así como también al uso de diferentes tipos de trampas. En el presente trabajo se observó que con un esfuerzo de captura alto en cada una de las trampas proporcionó el número de especies esperado, en particular las trampas de luz CDC (incandescente y LED's) y la trampa Shannon dieron el total de las especies. Este hecho demuestra que se necesita de múltiples tipos de trampas para obtener una mejor comprensión de la composición de especies que si sólo usáramos un tipo de trampa.

8.4. Dinámica espacio-temporal del ensamblaje de Phlebotominae.

En varios trabajos desarrollados en México, principalmente en la Península de Yucatán como en Campeche (Rebollar-Téllez *et al.* 1996b; Pech-May *et al.* 2010, 2016) y Quintana Roo (Biagi *et al.* 1965; Cruz-Ruiz *et al.* 1994; May-Uc *et al.* 2011), los muestreos se han enfocado en la época de nortes e inicio de secas, que es de diciembre a marzo, ya que observaron que es el periodo de transmisión de las leishmaniasis (Andrade-Narváez *et al.* 2003). Sin embargo, pocos estudios (Pérez *et al.* 2013; Rebollar-Téllez *et al.* 1996b; Sánchez-García *et al.* 2010) en el país consiguieron un periodo de muestreo largo. Por lo que en el presente trabajo se muestreo por doce meses consecutivos, que engloba las épocas de lluvias, nortes y secas, en cuatro diferentes transectos para cada época.

Estas poblaciones de Phlebotominae mostraron una variación relativamente heterogénea en la parte espacial y con cambios considerados en las estaciones temporales. El ensamblaje de flebotomineos en la época de lluvias fue caracterizada con una alta abundancia y riqueza de especies de flebotomineos, sin embargo en la época de nortes se observó una abundancia similar que en la época de lluvias, pero con un menor

número de especies. Y en la época de secas fue similar en el número de especies a la estación de nortes pero con una baja abundancia. Estos resultados coinciden con los de Chaniotis *et al.* (1971) en Panamá, ya que menciona que la baja abundancia en la época de secas puede ser a los cambios en la cubierta del suelo de la selva, por las hojas caídas de los árboles, y el secado del suelo como resultado de escasez de lluvia y una mayor penetración de la luz del sol a través del dosel. Debido a la sensibilidad a la desecación de los estadios inmaduros causa una reducción de la población adulta en esta temporada seca.

Las especies más abundantes en este trabajo fueron *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni*, así como en otros estudios de la Península de Yucatán (Pech-May *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011). Estas dos especies se colectaron tanto en la época de lluvias, como de nortes y secas. Pero no representaron la misma abundancia en estas tres épocas, así como tampoco a lo largo de los cuatro transectos. Pianka (1966) menciona que las especies que están distribuidas tanto en los gradientes latitudinales como longitudinales tienden a adaptarse a diferentes condiciones climáticas, como lo son *Lu. cruciata* y *Pa. shannoni*, que son especies ampliamente distribuidas en la región Neártica y Neotropical de México (Godínez-Álvarez e Ibáñez-Bernal 2010; Ibáñez-Bernal 2010), y cuando estas dos especies son colectadas en cada sitio se registran un gran número de ejemplares (Pech-May *et al.* 2010; May-Uc *et al.* 2011).

En *Pa. shannoni* se observó una mayor abundancia en la época de lluvias, siguiéndole en la de nortes, y disminuyendo en la de secas. Sin embargo, estos patrones de frecuencia estacional de esta especie no son las mismas en los transectos dentro de cada época, como lo señalan Rutledge *et al.* (1976) para *Ps. panamensis* y *Pa. carpenteri* en Panamá, donde por un periodo anual lograron observar las fluctuaciones poblacionales de flebotomíneos dentro de un transecto de 200 m. En el presente estudio, también se observaron estos patrones en otras especies colectadas como: *Pi. ovallesi*, *Da. steatopyga*, *Da. deleoni*, *Bi. olmeca olmeca* y *Mi. cayennensis maciasi*. Igualmente, Chaniotis *et al.* (1971) observó que *Pa. shannoni*, *Pi. ovallesi* y *Bi. olmeca olmeca* presentaron una mayor abundancia en la época de lluvias, y también observó una variación en tres diferentes biotopos de Panamá. Esto pudo deberse a que estas especies necesitan de una mayor humedad provocadas por las lluvias, por lo que esto ocasiona un

aumento de la cobertura vegetal y mayor número de sitios húmedos (Rutledge et. al. 1976), que les sirven de criaderos, lugares de descanso, así como también áreas de apareamiento (Hanson 1961). Además, existen algunas variables como el porcentaje de sombra, la humedad del suelo, la profundidad de la hojarasca, el drenaje y la erosión del suelo que afecta la estabilidad del mismo, y por lo tanto también puede influir en la distribución, abundancia y composición de las especies de flebotomíneos adultos (Chaniotis et al. 1971; Rutledge et. al. 1975). Para todas estas variables se necesitan más estudios para estimar de forma precisa el grado de relación con las poblaciones de flebotomíneos de México.

Lu. cruciata y *Pa. cratifer* presentaron mayor abundancia en la época de nortes. La abundancia de *Lu. cruciata* en la época de nortes fue casi dos veces mayor que en la de lluvias y tres veces mayor en la de secas. En el estudio de Rebollar-Téllez et al. (1996c) hecho en una localidad de Campeche, observa una mayor abundancia de *Lu. cruciata* en la época de nortes. En el estudio de Chaniotis et al. (1971) se observa que *Lu. cruciata* fue más abundante en la época de lluvias, por lo que difiere con nuestros resultados. Por otra parte, *Br. mesai*, *Pa. carpenteri* y *Mi. trinidadensis* colectadas en el presente trabajo mostraron mayor abundancia en la época de secas. Chaniotis et al. (1971) indican que la reducción, pero no la completa desaparición de la población de flebotomíneos adultos en la época de secas, sugiere que los criaderos son continuos, y estos criaderos pueden estar restringidos a ciertas fracciones del suelo de la selva, por lo que están protegidos de la evaporación de la humedad del suelo.

Con estas observaciones en este tiempo y espacio determinado, estas especies de flebotomíneos como *Pa. shannoni*, *Pi. ovallesi*, *Da. steatopyga*, *Da. deleoni*, *Bi. olmeca olmeca* y *Mi. cayennensis maciasi* son “especies de la estación de lluvia”. Por otra parte, *Lu. cruciata* y *Pa. cratifer* son “especies de la estación de nortes” y, *Br. mesai*, *Pa. carpenteri* y *Mi. trinidadensis* son “especies de la estación de secas”. Sin embargo no podemos generalizar estos patrones para otros sitios de la Península de Yucatán, por lo que se requiere tomar en cuenta que en cada sitio de colecta, se deba trabajar largos periodos de muestreo y con diferentes transectos.

La variación en las abundancias de las especies de flebotomíneos en cada uno de los transectos, sin tomar en cuenta la parte temporal pudo deberse a múltiples

condiciones, como por ejemplo se observó que *Bi. olmeca olmeca* mostró una abundancia similar en cada uno de los tres transectos (A, C y D), pero no así para el transecto B. Se sabe que *Bi. olmeca olmeca* es una especie que se alimenta principalmente de roedores (Disney 1968; Christensen y Herrer 1973; Rebollar-Téllez *et al.* 2005), por lo que el bajo número de ejemplares capturados en el transecto B puede estar relacionado con una baja abundancia de roedores y por ende con un menor número de madrigueras de estos mamíferos. Lamentablemente no se hizo un conteo y caracterización de madrigueras, ni tampoco se colectaron roedores, por lo que se sugiere esto para futuros estudios.

Así como menciona Chaniotis *et al.* (1971) que “la dinámica estacional y espacial de una población flebotomíneos son el producto final de una compleja interacción entre las diversas especies y el medio ambiente”. Es evidente que existen factores abióticos como la temperatura, humedad, precipitación, velocidad de viento, tipo de suelo, orografía, tipo de vegetación (Chaniotis *et al.* 1971; Rutledge *et al.* 1975), etc., y componentes bióticos, como las densidades de mamíferos que son las fuentes de alimentación (Disney 1968; Christensen y Herrer 1973), la depredación poco documentada (Christensen y Herrer 1975), que afectan en la dinámica poblacional de los flebotomíneos. Se necesitan más estudios sobre la ecología, comportamiento y biología de las especies de flebotomíneos en México, así como también las asociaciones de las especies de flebotomíneos con plantas y animales.

Las especies de flebotomíneos de importancia médica de México como *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni*, *Bi. olmeca olmeca* y *Pi. ovallesi* (Biagi *et al.* 1965; Sánchez-García *et al.* 2010; Pech-May *et al.* 2010, 2016) tuvieron fluctuaciones de abundancia a lo largo de las estaciones climáticas en los diferentes transectos. Esto tiene implicaciones epidemiológicas, ya que la estacionalidad de las especies de vectores afecta directamente a la transmisión de las enfermedades infecciosas, como lo es para las leishmaniasis, que su distribución está estrechamente relacionada con la distribución de especies de flebotomíneos vectores (Killick-Kendrick 1990; Andrade-Narváez *et al.* 2003). Por lo tanto, el estudio de la dinámica poblacional de los flebotomíneos en ambientes naturales es crucial para entender la situación actual de cualquier enfermedad (Biagi *et al.* 1965; Chaniotis *et al.* 1971; Sánchez-García *et al.* 2010; Pech-May *et al.* 2010, 2016).

8.5. Diversidad alfa y beta del ensamblaje de Phlebotominae.

El uso de los números efectivos de especies fue primeramente empleado en el contexto ecológico por MacArthur (1965), después fue desarrollado y unificado por Hill en 1973, y recientemente fue reintroducido y ampliado por Jost (2006, 2007), dándole este último un enfoque matemático más comparable. Ya que Jost (2006, 2007) le dió el mismo valor a la medida de diversidad con respecto a las abundancias relativas de las especies. Por lo que se propone en este estudio el uso de números efectivos de especies para comparaciones de diversidad más específicas como el número de especies ($q = 0$), el exponencial del índice de entropía de Shannon ($q = 1$) y el inverso del índice de Simpson ($q = 2$). Biológicamente, la diversidad alfa del ensamblaje de flebotomíneos del sur de Quintana Roo puede reflejar las relaciones ecológicas que se encuentran en cada punto de colecta de cada transecto en una determinada estación climática. Por otra parte la diversidad beta manifestó la variación o recambio en la identidad de las especies de flebotomíneos entre transectos o estaciones climáticas relativamente alta. Como consecuencia de la baja heterogeneidad ambiental, por el similar tipo de vegetación, topografía y su historia geográfica relativamente reciente (Barrera-Marín 1962; Morrone 2001). Estos resultados pueden asociarse a factores micro-ecológicos que podrían explicar los patrones de diversidad, y puede reflejar la diversidad de nichos disponibles en distintos sitios de colecta.

La diversidad alfa y beta de los flebotomíneos nos ofrece una mejor comprensión de la dinámica poblacional y como pueden estar asociadas en la epidemiología de las enfermedades transmitidas por estos insectos, como lo es para las leishmaniasis.

8.6. Actividad horaria de las especies de importancia médica por estaciones climáticas.

Se observó algunos patrones de actividad de hembras de *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni*, *Bi. olmeca olmeca* y *Pi. ovallesi*, en cada una de las estaciones climáticas, en la de lluvias la mayor actividad fue de las 20:00 hasta las 11:00 horas, pero en la época de nortes la mayor actividad fue en las dos primeras horas del anochecer (18:00 a 20:00 h), mientras que en la de secas la actividad era muy constante a lo largo de cada hora de

captura (18:00-24:00). Los datos de actividad horaria de *Lu. cruciata*, *Pa. shannoni*, *Bi. olmeca olmeca* de la época de nortes del presente estudio coinciden con el trabajo hecho en Campeche (Biagi *et al.* 1965; Rebollar-Téllez *et al.* 2005; Pech-May *et al.* 2010, 2016) en varias localidades, donde demostraron que existe una mayor actividad de las 18:00 a las 20:00 h. Sin embargo, esto no se observa en la temporada de lluvias y de secas. Esto puede deberse a los factores abióticos como la temperatura y humedad particulares de cada localidad. En la época de nortes observamos que en las primeras horas de captura existe actividad de los flebotomíneos, con el pasar de las horas la temperatura desciende, esto se ha observado en un estudio realizado en Campeche, donde la mayor actividad de *Lu. cruciata* es de 18:00 19:00 h, con una humedad alta (> 80%), una baja temperatura (< 25 °C) y una baja precipitación (Rebollar-Téllez *et al.* 1996c). Por otra parte, en la época de lluvias y de secas, estas variables abióticas son diferentes, por lo que presentan una actividad horaria diferente. Para esto se necesitan más datos de estas variables climáticas de cada punto de colecta y así correlacionar la temperatura y humedad con la abundancia de las especies de flebotomíneos.

IX. CONCLUSIONES

Este estudio sistemático y estandarizado representa la primera evaluación de doce métodos de captura para flebotomíneos con un esfuerzo de captura alto, así mismo se observa principalmente el ensamblaje de flebotomíneos en términos de riqueza de especies y abundancia a lo largo de las estaciones climáticas y de los transectos de colecta, por lo que se toma en cuenta la parte espacio-temporal.

La principal contribución de este estudio fue que demostramos que cuando usamos el mismo esfuerzo de captura para cada trampa, existe una variación en la riqueza de especies y abundancia de los flebotomíneos y esto afecta en las estimaciones de diversidad alfa. Esta variación puede ser influenciada por la atracción relativa de los diferentes cebos en las trampas. Basadas en estas observaciones, sugerimos que tomemos con cuidado cuando concluimos en las estimaciones de diversidad de un área determinada. Debido a la variación de la eficiencia de las trampas, es importante tener claro las hipótesis y objetivos que buscamos del estudio para establecer los métodos de colecta y el diseño de estudio apropiado.

X. BIBLIOGRAFÍA

- Acevedo MA, Arrivillaga J. 2008. Eco-Epidemiología de flebovirus (Bunyaviridae, *Phlebovirus*) transmitidos por flebótomos (Psychodidae, Phlebotominae). Boletín de Malariología y Salud Ambiental 48(1):3-16.
- Adler S. 1963. Differentiation of *Leishmania braziliensis* from *L. mexicana* and *L. tropica*. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales 23(3/4):139-152.
- Aguiar GM, Medeiros WM, Marco TS, Santos SC, Gambardella S. 1996. Ecología de flebotomíneos da Serra do Mar, Itaguai, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. A fauna flebotomínica e prevalencia pelo local e tipo de captura. (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae). Cadernos Saúde Pública, Rio de Janeiro 12(2):195-206.
- Akhoundi M, Mirzaei A, Baghaei A, Alten B, Depaquit J. 2013. Sand fly (Diptera: Psychodidae) distribution in the endemic and non-endemic foci of visceral leishmaniasis in northwestern Iran. Journal of Vector Ecology 38(1):97-104.
- Alessi CAC, Galati EAB, Alves JR, Corbett, CEP. 2009. American cutaneous leishmaniasis in the Pontal of Paranapanema-SP, Brazil: ecological and entomological aspects. Revista do Instituto de Medicina Tropical, Sao Paulo 51(5):277-282.
- Alexander JB. 1987. Dispersal of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a Colombian Coffee Plantation. Journal of Medical Entomology 24(5):552-558.
- Alexander B, Ferro C, Young DG, Morales A, Tesh RB. 1992. Ecology of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a focus of *Leishmania (Viannia) braziliensis* in northeastern Colombia. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 87(3):387-395.
- Alexander B. 1995. A review of bartonellosis in Ecuador and Colombia. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 52(4):54-59.
- Alexander B. 2000. Sampling methods for phlebotomine sandflies. Medical Veterinary Entomology 14(2):109-122.
- Alexander B, Young DG. 1992. Dispersal of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a Colombian focus of *Leishmania (Viannia) braziliensis*. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 87(3):397-403.

- Alvar J, Vélez ID, Bern C, Herrero M, Desjeux P, Cano J, Jannin J, den Boer M, the WHO Leishmaniasis Control Team. 2012. Leishmaniasis Worldwide and Global Estimates of Its Incidence. PLoS ONE 7(5):e35671.
- Alves JCM, Hamilton JGC, Brazil RP. 2003. Oviposition response of *Lutzomyia (Lutzomyia) renei* (Martins, Falcão & Silva) (Diptera: Psychodidae) to extracts of conspecific eggs in laboratory bioassays. Entomotropica 18(2):121-126.
- Andrade MS, Valença HF, Silva AL, Almeida FA, Almeida EL, Felinto de Brito ME, Brandão Filho SP. 2005. Sandfly fauna in a military training area endemic for American tegumentary leishmaniasis in the Atlantic Rain Forest region of Pernambuco, Brazil. Cadernos Saúde Pública, Rio de Janeiro 21(6):1761-1767.
- Andrade AJ, Andrade MR, Dias ES, Pinto MC, Eiras AE. 2008. Are light traps baited with kairomones effective in the capture of *Lutzomyia longipalpis* and *Lutzomyia intermedia*? An evaluation of synthetic human odor as an attractant for phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 103(4):337-343.
- Andrade-Narváez FJ, Simmonds-Díaz EB, Aguilar-Rico S, Andrade-Narváez M, Palomo-Cetina A, Canto-Lara SB, García-Miss MR, Madera-Sevilla M, Albertos-Alpuche NE. 1990. Incidence of localized cutaneous leishmaniasis (Chiclero's ulcer) in Mexico. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 84(2):219-220.
- Andrade-Narváez FJ, Vargas-González A, Canto-Lara SC, Damián-Centeno AG. 2001. Clinical Picture of Cutaneous Leishmaniasis due to *Leishmania (Leishmania) mexicana* in the Yucatan Peninsula, Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 96(2):163-167.
- Andrade-Narváez FJ, Canto-Lara SC, Van Wynsberghe NR, Rebollar-Téllez EA, Vargas-González A, Albertos-Alpuche NE. 2003. Seasonal transmission of *Leishmania (Leishmania) mexicana* in the state of Campeche, Yucatan Peninsula, Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 98(8):995-998.
- Akhoundi M, Kuhls K, Cannet A, Votýpka J, Marty P, Delaunay P, Sereno D. 2016. A historical. Overview of the classification, evolution, and dispersion of *Leishmania* parasites and sandflies. PLoS Neglected Tropical Diseases 10(3):e0004349.
- Baez-Villaseñor J, Ruiloba J, Rojas E, Treviño A, Campillo C. 1953. Presentación de un caso de kala-azar. Revista de Investigación Clínica de México 4:57-78.

- Barrera JF, Montoya P, Rojas J. 2006. Bases para la aplicación de sistemas de trampas y atrayentes en manejo integrado de plaga. En: Barrera JF, Montoya P, eds. Simposio sobre trampas y atrayentes en detección, monitoreo y control de plagas de importancia económica. Sociedad Mexicana de Entomología y El Colegio de la Frontera Sur. Manzanillo, Colima, México, p. 1-16.
- Barrera-Marín A. 1964. La Península de Yucatán como Provincia Biótica. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 23:71-105.
- Beavers GY, Hanafi AH, Dykstra EA 2004. Evaluation of 1-octen-3-ol and carbon dioxide as attractants for *Phlebotomus papatasi* (Diptera: Psychodidae) in Southern Egypt. *Journal of the American Mosquito Control Association* 20(2):130-133.
- Biagi F. 1953. Algunos comentarios sobre las leishmaniasis y sus agentes etiológicos. *Leishmania tropica mexicana*, nueva subespecie. *Medicina México* 33:1-6.
- Biagi FF, de Biagi AM, Beltrán FH. 1965. *Phlebotomus flaviscutellatus*, transmisor natural de *Leishmania mexicana*. *Prensa Médica México* 30:267-272.
- Bray DP, Bandi KK, Brazil RP, Oliveira AG, Hamilton JG. 2009. Synthetic sex pheromone attracts the leishmaniasis vector *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) to traps in the field. *Journal of Medical Entomology* 46(3):428-434.
- Bray DP, Alves GB, Dorval ME, Brazil RP, Hamilton JG. 2010. Synthetic sex pheromone attracts the leishmaniasis vector *Lutzomyia longipalpis* to experimental chicken sheds treated with insecticide. *Parasites & Vectors* 11:3-16.
- Burnham KP, Overton WS. 1979. Robust estimation of population size when capture probabilities vary among animals. *Ecology* 60(5):927-936.
- Burkett DA, Butler JF, Kline DL. 1998. Field evaluation of light emitting diodes as attractants for woodland mosquitoes and other Diptera in north central Florida. *Journal of the American Mosquito Control Association* 14(2):186-195.
- Burkett DA, Knight JA, Dennett V, Sherwood E, Rowton, Coleman RE. 2007. Impact of phlebotomine sand flies on U.S. military operations at Tallil air base, Iraq: 3. Evaluation of surveillance device for the collection of adult sand flies. *Journal of Medical Entomology* 44(2):381-384.
- Cameron MM, Amerasinghe FP, Lane RP. 1991. The field response of Sri Lankan sandflies e mosquitoes to synthetic cattle-derived attractants. *Parassitologia* 119-126.

- Cameron MM, Pessoa FAC, Vasconcelos AW, Ward RD. 1995. Sugar meal sources for the phlebotomine sandfly *Lutzomyia longipalpis* in Ceara State, Brazil. *Medical and Veterinary Entomology* 9(3):263-272.
- Canto-Lara SB, Cárdenas-Marrufo MF, Vargaz-González A, Andrade-Narváez FJ. 1998. Isoenzyme characterization of *Leishmania* isolated from human cases with Localized Cutaneous Leishmaniasis from the state of Campeche, Yucatan Peninsula, Mexico. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 58(4):444-447.
- Canto-Lara SB, Van Wynsberghe NR, Vargas-González A, Ojeda-Farfán FF, Andrade-Narvaez FJ. 1999. Use of monoclonal antibodies for the identification of *Leishmania* spp. Isolated from humans and wild rodents in the state of Campeche, Mexico. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 94(3):305-309.
- Canto-Lara SB, Bote-Sánchez MD, Rebollar-Téllez EA, Andrade-Narváez FJ. 2007. Detection and identification of *Leishmania* kdna in *Lutzomyia olmeca olmeca* and *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae) by polymerase chain reaction in southern Mexico. *Entomological News* 118(3):217-222.
- Castillo A, Serrano AK, Mikery OF, Pérez J. 2015. Life history of the sand fly vector *Lutzomyia cruciata* in laboratory conditions. *Medical and Veterinary Entomology* 29(4):393-402.
- Chable-Santos JB, Van Wynsberghe NR, Canto-Lara SB, Andrade-Narvaez FJ. 1995. Isolation of *Leishmania (L.) mexicana* from wild rodents and their possible role in the transmission of localized cutaneous leishmaniasis in the State of Campeche, Mexico. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 53(2):141-145.
- Challenger A, Soberón J. 2008. Los ecosistemas terrestres. En: *Capital natural de México*. Editores: Koleff P. Sarukhán J. Conocimiento actual de la biodiversidad. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Volumen 1, p. 87-108.
- Chaniotis BN, Neely JM, Correa MA, Tesh RB, Johnson KM. 1971. Natural population dynamics of Phlebotominae sand flies in Panama. *Journal of Medical Entomology* 8(4):339-352.
- Chaniotis BN, Correa MA, Tesh RB, Johnson KM. 1974. Horizontal and vertical movements of phlebotomine sandflies in Panamanian forest. *Journal of Medical Entomology* 11(3):369-75.

- Chaniotis BN. 1983. Improved trapping of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in light traps supplemented with dry ice in a Neotropical rain forest. *Journal of Medical Entomology* 20(2):222-223.
- Chao A. 1987. Estimating the population size for capture-recapture data with unequal catchability. *Biometrics* 43:783-791.
- Chao A, Chazdon RL, Colwell RK, Shen TJ. 2006. Abundance-based similarity indices and their estimation when there are unseen species in samples. *Biometrics* 62(2):361-371.
- Chao A, Jost L, Chiang SC, Jiang YH, Chazdon RL. 2008. A two-stage probabilistic approach to multiple-community similarity indices. *Biometrics* 64(4):1178-1186.
- Chao A, Shen TJ. 2010. Program SPADE (Species Prediction and Diversity Estimation). Program and User's Guide published at <http://chao.stat.nthu.edu.tw>
- Chao A, Wang YT, Jost L. 2013. Entropy and the species accumulation curve: a novel estimator of entropy via discovery rates of new species. *Methods in Ecology and Evolution* 4(11):1091-1110.
- Chao A, Jost L. 2015. Estimating diversity and entropy profiles via discovery rates of new species. *Methods in Ecology and Evolution* 6(8):873-882.
- Chao A, Chun-Huo C. 2016. Nonparametric Estimation and Comparison of Species Richness. In: eLS. John Wiley & Sons, Ltd: Chichester. DOI: 10.1002/9780470015902.a0026329.
- Christenesen HA, Herrer A, Telford Jr SR, 1972. Enzootic cutaneous leishmaniasis in Eastern Panama II: entomological investigations. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 66(1):55-66.
- Christensen HA, Herrer A. 1973. Attractiveness of sentinel animals to vectors of leishmaniasis in Panama. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 22(5):578-584.
- Clarke KR. 1993. Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian Journal of Ecology* 18(1):117-143.
- Clench H. 1979. How to make regional list of butterflies: Some thoughts. *The Journal of the Lepidopterists' Society* 33:216-231.

- Cruz-Ruiz AL, García-Rejón JE, Manrique-Saide P, Pérez-Mutul J. 1994. Taxonomical identification of anthropophilic species of *Lutzomyia* in Quintana Roo, Peninsula of Yucatán, Mexico. *Revista Biomédica* 5:127-131.
- Cohnstaedt LW, Gillen JI, Munstermann LE. 2008. Light-Emitting diode technology improves insect trapping. *Journal of the American Mosquito Control Association* 24(2):331-334.
- Colombo E, O'Donnell B. 2002. Luz, Color y Visión. In: Ed., UNT y UBA. Manual de Iluminación Eficiente, Proyecto Efficient Lighting Innovative. Buenos Aires, CD. Edición especial Lux América, p. 1-34.
- Colwell RK. 2009. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 8.2.0 Disponible en: <http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>.
- Colwell RK, Coddington JA. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society Biological* 345(1311):101-118.
- Comer JA, Tesh RB. 1991. Phlebotomine sand flies as vectors of vesiculoviruses: a review. *Parasitologia* 33(1):143-150.
- Comer JA, Stallknecht DE, Corn JL, Nettles VF. 1991. *Lutzomyia shannoni* (Diptera: Psychodidae): a biological vector of the New Jersey serotype of vesicular stomatitis virus on Ossabaw Island, Georgia. *Parassitologia* 33:151-158.
- Corn JL, Comer JA, Erickson GA, Nettles VF. 1990. Isolation of vesicular stomatitis virus New Jersey serotype from phlebotomine sand flies in Georgia. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 42(5):476-482.
- Comer JA, Kavanaugh MD, Stallknecht DE, Corn JL. 1994. Population dynamics of *Lutzomyia shannoni* (Diptera: Psychodidae) in relation to the epizootiology of vesicular stomatitis virus on Ossabaw Island, Georgia. *Journal of Medical Entomology* 31(6):850-854.
- Davies CR, Lane RR, Villaseca P, Pyke S, Campos P, Llanos-Cuentas A. 1995a. The relationship between CDC light-trap and human-bait catches of endophagic sandflies (Diptera: Psychodidae) in the Peruvian Andes. *Medical and Veterinary Entomology* 9(3):241-248.

- Davies CR, Cameron MM, Llanos-Cuentas EA. 1995b. The distance of attraction of a human bait to *Lutzomyia verrucarum* (Diptera: Psychodidae) in crops. Bulletin of Entomological Research 85(3):315-320.
- Dantas-Torres F. 2006. *Leishmania infantum* versus *Leishmania chagasi*: do not forget the law of priority. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 101(1):117-118.
- De Oliveira EF, Silva EA, Casaril AE, Fernandes CES, Filho ACP, Gamarra RM, Ribeiro AA, Brazil RP, Oliveira AG. 2013. Behavioral aspects of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) in urban area endemic for Visceral Leishmaniasis. Journal of Medical Entomology 50(2):277-284.
- Depaquit J, Grandadam M, Fouque F, Andry P, Peyrefitte C. 2010. Arthropod-borne viruses transmitted by Phlebotomine sandflies in Europe: a review. Eurosurveillance 15(10):1-8.
- Dinesh DS, Das P, Picado A, Davies C, Speybroeck N, Boelaert M, Coosemans M. 2008. The efficacy of indoor CDC light traps for collecting the sandfly *Phlebotomus argentipes*, vector of *Leishmania donovani*. Medical and Veterinary Entomology 22(2):120-123.
- Disney RHL. 1966. A trap for Phlebotominae sand flies attracted to rats. Bulletin of Entomological Research 56:445-451.
- Disney RHL. 1968. Observations on a zoonosis: leishmaniasis in British Honduras. Journal of Applied Ecology 5:1-59.
- Dorval CME, Alves TP, Gutierrez de Oliveira A, Peçanha Brazil R, Galati BEA, Venâncio da Cunha R. 2007. Modification of Disney trap for capture of sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 102(7):877-878.
- Dorval MEC, Peixoto AT, Geucira C, da Rocha CH, Andrade AM, Teruya OE, Gutierrez de Oliveira A, Peçanha Brazil, Galati EA, Venancio da Cunha R. 2010. Sand fly captures with Disney traps in area of occurrence of *Leishmania (Leishmania) amazonensis* in the State of Mato Grosso do Sul, mid-western Brazil. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical 43(5):491-495.
- Dos Santos TC, De Mello GMC, Peçanha BR. 2003. Attraction of sand flies (Diptera: Psychodidae) to light traps in rural areas of Minas Gerais state, Brazil. Journal of the American Mosquito Control Association 19(1):74-78.

- Dougherty MJ, Ward RD, Hamilton JGC. 1992. Evidence for the accessory glands as the site of production of the oviposition attractant and/or stimulant of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Journal of Chemical Ecology* 18(7):1165-1175.
- Dougherty MJ, Hamilton JGC, Ward RD. 1994. Isolation of oviposition pheromone from the eggs of the sandfly *Lutzomyia longipalpis*. *Medical and Veterinary Entomology* 8(2):119-124.
- Dougherty MJ, Guerin PM, Ward RD. 1995. Identification on oviposition attractants for the sandfly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) in volatiles of faeces from vertebrates. *Physiological Entomology* 20(1):23-32.
- Dougherty MJ, Hamilton JGC. 1997. Dodecanoic acid is the oviposition pheromone of *Lutzomyia longipalpis*. *Journal of Chemical Ecology* 23(12):2657-2671.
- Elston R, Apperson C. 1977. Light-activated on-off switch for CDC light trap. *Journal of Medical Entomology* 14(2):254-255.
- Elnaiem DA, Ward RD. 1992. Oviposition attractants and stimulants for the sandfly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Journal of Medical Entomology* 29(1):5-12.
- Faiman R, Cuno R, Warburg A. 2009. Comparative efficacy of three suction traps for collecting phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in open habitats. *Journal of Vector Ecology* 34(1):114-118.
- Faiman R, Kirstein O, Moncaz A, Guetta H, Warburg A. 2011. Studies on the flight patterns of foraging sand flies. *Acta Tropica* 120(1):110-114.
- Falcão AR, 1981. Um novo modelo de armadilha luminosa de sucção para pequenos insetos. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 76(3):303-305.
- Feliciangeli MD. 1987a. Ecology of sand flies (Diptera: Psychodidae) in a restricted focus of cutaneous leishmaniasis in northern Venezuela. I. Description of the study area, catching methods and species composition. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 82(2):119-124.
- Feliciangeli MD. 1987b. Ecology of sand flies (Diptera: Psychodidae) in a restricted focus of cutaneous leishmaniasis in northern Venezuela. II. Species composition in relation to habitat, catching method and hour catching. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 82(1):125-131.

- Feliciangeli MD. 2004. Natural breeding places of phlebotomine sandflies. *Medical and Veterinary Entomology* 18(1):71-80.
- Ferro C, Cárdenas E, Corredor D, Morales A, Munstermann LE. 1998. Life cycle and fecundity analysis of *Lutzomyia shannoni* (Dyar) (Diptera: Psychodidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 93(2):195-199.
- Ferro C, Morrison AC, Torres M, Pardo R, Wilson ML, Tesh RB. 1995. Species composition and relative abundance of sand flies of the genus *Lutzomyia* (Diptera: Psychodidae) at an endemic focus of visceral leishmaniasis in Colombia. *Journal of Medical Entomology* 32(4):527-537.
- Fernandez MS, Martinez MF, Perez AA, Santini MS, Gould IT, Salomon OD. 2015. Performance of light-emitting diode traps for collecting sand flies in entomological surveys in Argentina. *Journal of Vector Ecology* 40(2):373-378.
- Food and Agriculture Organization (FAO). 1975. Soil map of the world. Food and Agriculture Organization of the United Nations and UNESCO, Paris. 1:5,000,000. Volume III Mexico and Central America.
- Forattini OP. 1973. *Entomología Médica IV. Psychodidae, Phlebotominae, Leishmanioses, Bartonelose*. Editora Edgar d Blucher Ltda, Sao Paulo, p. 658.
- Garnhman PCC. 1962. Cutaneous leishmaniasis in the New World with special reference to *Leishmania mexicana*. *Scientific Reports of Instituto Superior di Sanita* 2:76-82.
- Galati BEA. 1995. Phylogenetic systematic of Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) with emphasis on American groups. *Boletín de la Dirección de Malariología y Salud Ambiental* 35(1):133-142.
- Galati EAB, Nunes VLB, Dorval MEC, Cristaldo G, Rocha HC, Gonçalves-Andrade RM, Naufel G. 2001. Attractiveness of black Shannon trap for phlebotomines. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 96(5):641-647.
- Galati EAB. 2003. Classificao de Phlebotominae. pp. 23-52. In, E. R. Rangel, R. Lainson (Organizersorgs.). *Flebotomineos do Brasil*. Editora Fiocruz, Rio de Janeiro, Brazil, p. 367.

- Galati EAB. 2016. Classificação, morfologia, terminologia e identificação de Adultos: Vol. 1. Bioecologia e Identificação de Phlebotominae. In: Rangel E.F., Lainson R., editors. Flebotomíneos do Brasil. FIOCRUZ, Rio de Janeiro, p. 131.
- Galliard H. 1934a. Un phlébotome nouveau du Mexique: *Phlebotomus yucatanensis* n. sp. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 12(1):1-7.
- Galliard H. 1934b. Un phlébotome nouveau du Mexique: *Phlebotomusalmazani* n. sp. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 12(1):193-195.
- García E. 2004. Modificaciones al Sistema de Clasificación de Köppen: (Para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). Quinta edición. Instituto de Geografía. UNAM. México, p. 1-90.
- Gebresilassie A, Yared S, Aklilu E, Kirstein OD, Moncaz A, Tekie H, Balkew M, Warburg A, Hailu A, Gebre-Michael T. 2015. The influence of moonlight and lunar periodicity on the efficacy of CDC light trap in sampling *Phlebotomus (Larroussius) orientalis* (Parrot, 1936) and other *Phlebotomus* sand flies (Diptera: Psychodidae) in Ethiopia. *Parasites & Vectors* 8:106.
- Godínez-Álvarez A, Ibáñez-Bernal S. 2010. Catálogo de Psychodidae (Diptera) de la Colección de Artrópodos con Importancia Médica del INDRE, Secretaría de Salud México. *Acta Zoológica Mexicana* 26(1):99-121.
- González C, Rebollar-Téllez E, Ibáñez-Bernal S, Becker-Fauser I, Martínez-Meyer E, Peterson AT, Sánchez-Cordero V. 2011. Current knowledge of *Leishmania* vectors in Mexico: How geographic distributions of species relate to transmission areas. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 85(5):839-846.
- González-Saldaña N, Macías-Parra M, López N, Vázquez-Tsuji O, Grajales-Beltrán AG. 2008. Caso clínico de un niño con leishmaniasis visceral en el que sospecho síndrome mieloproliferativo. *Revista de Enfermedades Infecciosas de Pediatría* 22(85):32-35.
- Gramiccia M, Gradoni L. 2005. The current status of zoonotic leishmaniasis and approaches to disease control. *International Journal for Parasitology* 35(11):1169-1180.
- Grimaldi G, David JR, McMahon-Pratt D. 1987. Identification and distribution of New World *Leishmania* species characterized by serodeme analysis using monoclonal

- antibodies. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 36(2):270-287.
- Hammer O, Harper DAT, Ryan PD. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Paleontologia Electrónica* 4:9.
- Hamilton JGC, Dougherty MJ, Ward RD. 1994. Isolation and identification of sex pheromone activity in components of tergal gland extract of *Lutzomyia longipalpis* from Northeast Brazil. *Journal of Chemical Ecology* 20(1):141-151.
- Hamilton, J.G.C., G. W. Dawson, and J. A. Pickett. 1996a. 9-methylgermacrene-B: proposed structure for novel homosesquiterpene from sex pheromone glands of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) from Lapinha, Brazil. *Journal of Chemical Ecology* 22(8):1477-1491.
- Hamilton, J.G.C., G. W. Dawson, R. D. Ward, and J. A. Pickett. 1996b. 3-methyl- α -hymachalene: proposed structure for novel homosesquiterpene sex pheromone of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) from Jacobina, Brazil. *Journal of Chemical Ecology* 22(12):2331-2340.
- Handman E. 1999. Cell biology of *Leishmania*. *Advances in Parasitology* 44:1-39.
- Hanson WJ. 1961. The breeding places of *Phlebotomus* in Panama (Diptera: Psychodidae), *Annals of the Entomological Society of America* 54(3):317-322.
- Hashiguchi K, Lenin VN, Kato H, Criollo HF, Romero DA, Gomez EL, Martini LR, Zambrano FC, Calvopina MH, Caceres AG, Hashiguchi Y. 2014. Sand fly fauna (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) in different leishmaniasis-endemic areas of Ecuador, surveyed using a newly named mini-Shannon trap. *Tropical Medicine and Health* 42(4):163-170.
- Hernandez-Montes O, Monroy-Ostria A, McCann S, Barker DC. 1998. Identification of Mexican *Leishmania* species by analysis of PCR amplified DNA. *Acta Trop* 71(2): 139-153.
- Hernández-Rivera MP, Hernández-Montes O, Chiñas-Pérez A, Batiza-Avelar JM, Sánchez-Tejeda G, Wong-Ramírez C, Monroy-Ostria A. 2015. Study of cutaneous leishmaniasis in the state of Campeche (Yucatan Peninsula), Mexico, over a period of two years. *Salud Pública de México* 57(1):58-65.

- Hesam-Mohammad M, Rassi Y, Abai MR, Akhavan AA, Karimi F, Rafizadeh S, Sanei-Dehkordi A, Sharafkhah M. 2014. Efficacy of different sampling methods of sandflies (Diptera: Psychodidae) in endemic focus of cutaneous leishmaniasis in Kashan District, Isfahan Province, Iran. *Journal of Arthropod-Borne Diseases*. 8(2):156-162.
- Hill MO. 1973. Diversity and evenness: a unifying notation and its consequences. *Ecology* 54(2):427-732.
- Hoel D, Kline D, Hogsette J, Bernier U, El-Hossary S, Hanafi H, Watany N, Fawaz E, Furman B, Obenauer P. 2010. Efficacy of commercial mosquito traps in capturing phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in Egypt. *Journal of Medical Entomology* 47(6):1179-1184.
- Hoel DF, Butler JF, Fawaz AY, Watany N, El-Hossary SS, Villinski J. 2007. Response of phlebotomine sand flies to light-emitting diode-modified light traps in southern Egypt. *Journal of Vector Ecology* 32(2):302-308.
- Hoel DF, Zollner GE, El-Hossary SS, Fawaz EY, Watany N, Hanafi HA, Obenauer PJ, Kirsch P. 2011. Comparison of three carbon dioxide sources on phlebotomine sand fly capture in Egypt. *Journal of Medical Entomology* 48(5):1057-1061.
- Ibáñez-Bernal S. 2000. Los Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. Universidad Nacional Autónoma de México, México DF. Tesis de Doctorado, p. 1-291.
- Ibáñez-Bernal S. 2001. Notes on the Psychodidae (Diptera) of Belize: Subfamilies Bruchomyiinae and Phlebotominae. *Annals of the Entomological Society of America* 94:367-385.
- Ibáñez-Bernal S, Rodríguez-Domínguez G, Gómez-Hernández CH, Ricardez-Esquinca, JR. 2004. First record of *Lutzomyia evansi* (Nuñez-Tovar, 1924) in Mexico (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 99:127-129.
- Ibáñez-Bernal S. 2005a. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. V.- Clave Ilustrada para la identificación de los machos de *Lutzomyia* França. *Folia Entomológica Mexicana* 44(1):49-66.

- Ibáñez-Bernal S. 2005b. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. VI. Clave ilustrada para la identificación de las hembras de *Lutzomyia* França. Folia Entomológica Mexicana 44(2):195-212.
- Ibáñez-Bernal S, Hernández-Xoliot RA, Mendoza F. 2006. Collections of Bruchomyiinae and Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) from the north-central portion of the State of Veracruz, Mexico, with the description of a new species. Zootaxa 1270:19-33.
- Ibáñez-Bernal S, May-Uc E, Rebollar-Téllez EA. 2010. Two new species of phlebotominae sand flies (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) from Quintana Roo, México. Zootaxa 2448:26-34.
- Ibáñez-Bernal S, Suárez-Landa T, Mendoza F. 2011. An updated checklist of the phlebotomine sand flies of Veracruz, Mexico (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae). Zootaxa 2928:29-40.
- Ibáñez-Bernal S, Kraemer MS, Stebner F, Wagner R. 2013. A new fossil species of Phlebotominae sand fly from Miocene amber of Chiapas, Mexico (Diptera: Psychodidae). Paläontologische Zeitschrift 88(2):227-233
- Ibáñez-Bernal S, Munoz J, Rebollar-Téllez EA, Pech-May A, Marina C.F. 2015. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) of Chiapas collected near the Guatemala border, with additions to the fauna of Mexico and a new subgenus name. Zootaxa. 3994(2):151-186.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía. 2010. INEGI. Disponible: <http://www.inegi.org.mx/>.
- Jiménez-Valverde A, Hortal J. 2003. Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos. Revista Ibérica de Aracnología 8:151-161.
- Johnson PT. 1961. Autogeny in Panamanian *Phlebotomus* sand flies (Diptera: Psychodidae). Annals of the Entomological Society of America 54(1):116-118.
- Johnston J, Weaver J, Sudia W. 1973. Flashlight batteries as a power source for CDC miniature light traps. Mosquito News 33(2):190-194.
- Jones, TM, Hamilton JGC. 1998. A role for pheromones in mate choice in a lekking sandfly. Animal Behaviour 56(4):891-898.

- Jost L. 2006. Entropy and diversity. *Oikos* 113(2):363-375.
- Jost L. 2007. Partitioning diversity into independent alpha and beta components. *Ecology* 88(10):2427-2439.
- Junnila A, Muller GC, Schlein Y. 2011. Attraction of *Phlebotomus papatasi* to common fruit in the field. *Journal of Vector Ecology* 36S1:S206-S211.
- Junnila A, Kline DL, Müller GC. 2011. Comparative efficacy of small commercial traps for the capture of adult *Phlebotomus papatasi*. *Journal of Vector Ecology* 36(S1):S172-S178.
- Kasap OE, Belen A, Kaynas S, Simsek FM, Biler L, Ata N, Alten B. 2009. Activity patterns of sand fly (Diptera: Psychodidae) species and comparative performance of different traps in an endemic cutaneous leishmaniasis focus in Cukurova Plain, Southern Anatolia, Turkey. *Acta Veterinaria Brunensis* 78(2):327-335.
- Kasili S, Kutima H, Mwandawiro C, Ngumbi PM, Anjili CO. 2009. Comparative attractiveness of CO₂-baited CDC light traps and animal baits to *Phlebotomus duboscqi* sandflies. *Journal of Vector Borne Diseases* 46(3):191-196.
- Kasili S, Ngumbi PM, Koka H, Ngere FG, Kioko E, Odemba N, Kutimac HL. 2010. Comparative performance of light trap types, lunar influence and sandfly abundance in Baringo district, Kenya. *Journal of Vector Borne Diseases* 47(2):108-112.
- Kelly DW, Dye C. 1997. Pheromones, kairomones and the aggregation dynamics of the sandfly *Lutzomyia longipalpis*. *Animal Behaviour* 53(4):721-731.
- Killick-Kendrick R, Wilkes TJ, Alexander J, Bray RS, Rioux JA, Bailly M. 1985. The distance of attraction of CDC light traps to phlebotomine sandflies. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 60(6):763-767.
- Killick-Kendrick R, Wilkes TJ, Bailly M, Bailly I, Righton LA. 1986. Preliminary field observations on the flight speed of a phlebotomine sandfly. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 80(1):138-142.
- Killick-Kendrick R, Killick-Kendrick M. 1987. Honeydew of aphids as a source of sugar for *Phlebotomus ariasi*. *Medical and Veterinary Entomology* 1(3):297-302.
- Killick-Kendrick R. 1990. Phlebotomine vectors of the leishmaniasis: a review. *Medical and Veterinary Entomology* 4(1):1-24

- Killick-Kendrick R. 1999. The biology and control of phlebotomine sand flies. *Clinics in Dermatology* 17:279-289.
- Kirstein OD, Faiman R, Gebresillassie A, Hailu A, Gebre-Michael T, Warburg A. 2013. Attraction of Ethiopian phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) to light and sugar-yeast mixtures (CO₂). *Parasites & Vectors* 6:341.
- Kline DL, Hogsette JA, Müller GC. 2011. Comparison of various configurations of CDC-type traps for the collection of *Phlebotomus papatasi* Scopoli in southern Israel. *Journal of Vector Ecology* 36(S1):S212-S218.
- Lainson R, Shaw JJ. 1972. Leishmaniasis of the New World: Taxonomic problems. *British Medical Bulletin* 28:44-48.
- Lainson R, Shaw JJ, Souza AAA, Silveira FT, Y Falqueto A. 1992. Further observations on *Lutzomyia ubiquitalis* (Psychodidae: Phlebotominae), the sandfly vector of *Leishmania (Viannia) lainsoni*. . *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 87(3):437-439.
- Lawyer PG, Young DG. 1991. Diapause and quiescence in *Lutzomyia diabolica* (Diptera: Psychodidae). *Parassitologia* 33:353-360.
- Leng YJ. 1987. A preliminary survey of phlebotomine sandflies in limestone caves of Sichuan and Guizhou Provinces, South-West China, and description and discussion of a primitive new genus *Chinius*. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 81(3):311-317.
- Lewis DJ, Young DG, Fairchild GB, Minter DM. 1977. Proposals for a stable classification of the Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae). *Systematic Entomology* 2(4):319-332.
- Luitgards-Moura JF, Castellón-Bermúdez EG, Rosa-Freitas MG. 2000. Aspects related to productivity for four generations of a *Lutzomyia longipalpis* laboratory colony. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 95(2):251-257.
- MacArthur RH. 1965. Patterns of species diversity. *Biological Reviews* 40(4):510-533.
- Macias HA, Ulianov Y, Ramos Y. 2012. Illumination benefits using LED high brightness bulb compare to traditional illumination systems. *Alternative Energies and Energy Quality (SIFAE)*. IEEE International Symposium. October 25-26, p. 1-5.

- Magurran AE. 2004. Measuring Biological Diversity. Blackwell Publishing, Oxford, p. 1-256.
- Magnarelli LA, Modi GB. 1988. Caloric determinants of phlebotomine sandflies (Diptera:Psychodidae). Journal of Medical Entomology 25(2):127-130.
- Mann RS, Kaufman PE, Butler JF. 2009. *Lutzomyia* spp. (Diptera: Psychodidae) response to olfactory attractant and light emitting diode modified Mosquito Magnet X (MM-X) traps. Journal of Medical Entomology 46(5):1052-1061.
- Marcondes CB. 2007. A proposal of generic and subgeneric abbreviations for phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) of the world. Entomological News 118(4):351-356.
- Maroli M, Feliciangeli MD, Arias J. 1997. Métodos de Captura, Conservación y Montaje de los Flebótomos (Diptera: Psychodidae), OPS/OMS/HCP/HCT/95/97, Washington D.C., p. 1-72.
- Márquez-Luna J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa. 37:385-408.
- May-Uc E, Hernández-Arana HA, Rebollar-Téllez EA. 2011. Distribución de flebotominos (Diptera: Psychodidae) en Quintana Roo, México. Acta Zoológica Mexicana 27(2):273-289.
- Maurin M, Birtles R, Raoult D. 1997. Current knowledge of *Bartonella* species. European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases 16(7):487-506.
- Mellor HE, Hamilton JGC, Anderson M. 1996. Spectral sensitivity in the eyes of male and female *Lutzomyia longipalpis* sand flies. Medical and Veterinary Entomology 10(4):371-374.
- Mellor HE, Hamilton JGC. 2003. Navigation of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) under dusk or starlight conditions. Bulletin of Entomological Research 93(4):315-322.
- Memmott J. 1991. Sandfly distribution and abundance in a tropical rain forest. Medical and Veterinary Entomology 5(4):403-411.
- Miranda F, Hernández EX. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. Boletín de la Sociedad Botánica de México 28:29-179.

- Mohammed-Samy A, Abdallah-Doha S, Amin-Kenawy M. 2014. Ecology of cutaneous leishmaniasis in Sinai: linking parasites, vectors and hosts. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 109(3):299-306.
- Moncaz A, Gebresilassieb A, Kirsteina O, Faimana R, Gebre-Michaelc T, Hailud A, Warburg A. 2013. Attraction of phlebotomine sand flies to baited and non-baited horizontal surfaces. *Acta Tropica* 126:205-210.
- Monroy-Ostria A, Hernandez-Montes O, Barker DC. 2000. Aetiology of visceral Leishmaniasis in Mexico. *Acta Tropica* 75:155-161.
- Moo-Llanes DA, Ibarra-Cerdeña CN, Rebollar-Téllez EA, Ibáñez-Bernal S, González C, Ramsey JM. 2013. Current and future niche of North and Central American sand flies (Diptera: Psychodidae) in climate change scenarios. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 7(9):e2421.
- Morrison AC, Ferro C, Morales A, Tesh RB, Wilson ML. 1993. Dispersal of the sand fly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) at an endemic focus of visceral leishmaniasis in Colombia. *Journal of Medical Entomology* 30(2):427-435.
- Morrone JJ. 2001. Biogeografía de América Latina y el Caribe. Manuales & Tesis SEA. Volumen 3. Zaragoza, España, p. 1-148.
- Müller GC, Revay EE, Beier JC. 2011. Simplified and improved monitoring traps for sampling sand flies. *Journal of Vector Ecology* 36(2):454-457.
- Müller GC, Jerome AH, Kline DL, Beier JC, Revay EE, Rui-De X. 2015. Response of the sand fly *Phlebotomus papatasi* to visual, physical and chemical attraction features in the field. *Acta Tropica* 141:32-36.
- Mutero CM, Mutinga MJ, Birley MH, Amimo FA, Munyinyi DM. 1991. Description and performance of an updraft trap for sandflies. *Tropical Medicine and Parasitology* 42(4):407-412.
- Nelson MJ. 1994. The role of sampling in vector control. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 50(6):145-50.
- Obenauer PJ, Annajar BB, Hanafi HA, Abdel-Dayem MS, El-Hossary SS, Villinski J. 2012. Efficacy of light and nonlighted carbon dioxide-baited traps for adult sand fly (Diptera: Psychodidae) surveillance in three counties of Mesrata, Libya. *Journal of the American Mosquito Control Association* 28(3):179-183.

- Organización Mundial de la Salud (OMS). 2010. Control of the leishmaniasis: report of a meeting of the WHO Expert Committee on the Control of Leishmaniases. Geneva. WHO technical report series 949:1-185.
- Organización Mundial de la Salud (OMS). 2012. Handbook for integrated vector management. Geneva, World Health Organization, p. 1-67.
- Ostfeld RS, Keesing F. 2000. The function of biodiversity in the ecology of vector-borne zoonotic diseases. *Canadian Journal of Zoology* 78(12):2061-2078.
- Pastor-Santiago JA, Chávez-López S, Guzmán-Bracho C, Flisser A, Olivo-Díaz A. 2012. American Visceral Leishmaniasis in Chiapas, Mexico. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 86(1):108-114.
- Pech-May A, Escobedo-Ortegón FJ, Berzunza-Cruz M, Rebollar-Téllez EA. 2010. Incrimination of four sandfly species previously unrecognized as vectors of *Leishmania* parasites in Mexico. *Medical and Veterinary Entomology* 24(2):150-161.
- Pech-May A, Peraza-Herrera G, Moo-Llanes DA, Escobedo-Ortegón FJ, Berzunza-Cruz M, Becker-Fauser I, Montes De Oca-Aguilar AC, Rebollar-Téllez EA. 2016. Assessing the importance of four sand fly species (Diptera: Psychodidae) as vectors of *Leishmania mexicana* in Campeche, Mexico. *Medical and Veterinary Entomology* 30(3):310-320.
- Pérez-Mutul J, Balam-Tzeek L, Canto-Lara S. 1994. Identificación de protozoarios del género *Leishmania* con sondas biotinadas de kDNA en la Península de Yucatán, México. *Revista Biomédica* 5(2):60-69.
- Pérez JE, Villaseca A, Llanos-Cuenta A, Campos M, Guerra H. 1987. Técnicas para coleccionar "titiras" (*Lutzomyia* spp., Diptera: Psychodidae), en ambientes altoandinos peruanos. *Revista Peruana de Entomología* 30:77-80.
- Pérez JE, Ogasaku E. 1994. Estacionalidad de *Lutzomyia* sp. (Diptera Psychodidae) en Coloradito (Pillcopata, Cusco). *Revista Peruana de Entomología* 37:89-96.
- Pérez JE, Ogasaku E, Inga R, López M, Monje J, Paz L, Nieto E, Arevalo J, Guerra H. 1994. Natural *Leishmania* infection of *Lutzomyia* spp. in Peru. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 88(2):161-164.

- Pérez J, Virgen A, Rojas JC, Rebollar-Téllez EA, Alfredo C, Infante F, Ibáñez-Bernal S. 2013. Species composition and seasonal abundance of sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in coffee agroecosystems. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 109(1):80-86.
- Pianka, E.R. 1966. Latitudinal gradients in species diversity: a review of concepts. *The American Naturalist* 109(910)33-46.
- Pinto MC, Campbell-Lendrum DH, Lozovei AL, Teodoro U, Davies CR. 2001. Phlebotominae sandfly responses to carbon dioxide and human odour in the field. *Medical and Veterinary Entomology* 115(2):132-139.
- Pinto IS, dos Santos CB, Ferreira AL, Falqueto A. 2010. Richness and diversity of sand flies (Diptera, Psychodidae) in an Atlantic rainforest reserve in southeastern Brazil. *Journal of Vector Ecology* 35(2):325-332.
- Posada-López L, Vélez-Mira A, Acosta LA, Cadena H, Agudelo D, Darío-Vélez I. 2014. Descripción de un foco endémico de Leishmaniasis cutánea en Puerto Valdivia, Antioquia, Colombia. *Revista CES Salud Pública* 5(1):3-10.
- Pugedo H, Barata RA, Franga-Silva JC, Silva JC, Dias ES 2005. HP: um modelo aprimorado de armadilha luminosa de sugo para a captura de pequenos insetos. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 38(1):70-72.
- Ready PD. 1978. The feeding habits of laboratory-bred *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Journal of Medical Entomology* 14:545-552.
- Ready PD. 1979. Factors affecting egg production of laboratory-bred *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae). *Journal of Medical Entomology* 16:413-423.
- Ready PD. 2013. Biology of phlebotomine sand flies as vectors of disease agents. *Annual Review of Entomology* 58:227-250.
- Rebollar-Téllez EA, Reyes-Villanueva F, Fernández-Salas I, Andrade-Narvaez FJ. 1996a. Abundance and parity rate of *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae) in an endemic focus of localized cutaneous leishmaniasis in southern Mexico. *Journal of Medical Entomology* 33(4):683-685.
- Rebollar-Téllez EA, Ramírez-Fraire A, Andrade-Narvaez FJ. 1996b. A two years study on vectors of cutaneous leishmaniasis: evidence for sylvatic transmission in the state of Campeche, Mexico. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 91(5):555-560.

- Rebollar-Téllez EA, Reyes-Villanueva F, Fernández-Salas I, Andrade-Narvaez FJ. 1996c. Population dynamics and biting rhythm of the anthropophilic sandfly *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae) in southeast, Mexico. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 38(1):29-33.
- Rebollar-Téllez EA, Manrique-Saide PC, Tun-Ku E, Che-Mendoza A, Dzul-Manzanilla FA. 2004. Further records of phlebotomid sandflies (Diptera: Phlebotomidae) from Campeche, Mexico. *Entomological News* 115(5):283-291.
- Rebollar-Téllez EA, Tun-Ku E, Manrique-Saide PC, Andrade-Narvaez FJ. 2005. Relative abundances of sandfly species (Diptera: Phlebotominae) in two villages in the same area of Campeche, in southern Mexico. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology* 99(2):193-201.
- Rebollar-Téllez EA, Orilla-Moguel H, Dzul-Manzanilla FA, Che-Mendoza A, Manrique-Saide, Zapata-Peniche A. 2006. An update on the phlebotomide sand fly (Diptera: Phlebotomidae) fauna of Yucatan, Mexico. *Entomological News* 117(1):21-24.
- Roberts DR, Hsi BP. 1979. An index of species abundance for use with mosquito surveillance data. *Environmental Entomology* 8(6):1007-1013.
- Rocha LC, Freitas RA, Ramos Franco AM. 2013. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in urban rainforest fragments, Manaus – Amazonas State, Brazil. *Acta Tropica*. 126(2):103-109.
- Romano-Mazzotti L, Carreño MR, Maldonado VR, Gamboa MJD. 2004. Leishmaniasis visceral: reporte de un caso. *Boletín Médico del Hospital Infantil de México* 61:341-347.
- Rosete-Ortíz D, Berzunza-Cruz MS, Salaiza-Suazo NL, González C, Treviño-Garza N, Ruiz-Remigio A, Gudiño-Zayas ME, Beltrán-Silva S, Romero-Zamora JL, Ugarte-Soto A, Rivas-Sánchez B, Becker I. 2011. Canine leishmaniasis in Mexico: the detection of a new focus of canine leishmaniasis in the state of Guerrero correlates with an increase of human cases. *Boletín Médico del Hospital Infantil de México* 68(2):88-93.
- Rutledge LC, Ellenwood DA. 1975. Production of Phlebotomine sand flies on the open forest floor in Panama: phytologic and edaphic relations. *Environmental Entomology* 4(1):83-89.

- Rutledge LC, Walton BC, Ellenwood DA. 1976. A transect study of sand fly populations in Panama (Diptera: Psychodidae). *Environmental Entomology* 5(6):1149-1154.
- Sánchez-García L, Berzunza-Cruz M, Becker-Fausser I, Rebollar-Téllez EA. 2010. Sand flies naturally infected by *Leishmania mexicana* in the periurban area of Chetumal city, Quintana Roo, Mexico. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 104(6):406-411.
- Sánchez-Tejeda G, Rodríguez N, Parra CI, Hernández-Montes O, Monroy-Ostria A. 2001. Cutaneous Leishmaniasis Caused by Members of *Leishmania braziliensis* Complex in Nayarit, State of Mexico. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 96(1):15-19.
- Schlein Y, Muller G. 1995. Assessment of plant-tissue feeding by sand flies (Diptera, Psychodidae) and mosquitoes (Diptera, Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 32(6):882-887.
- Schlein Y, Muller GC. 2010. Experimental control of *Phlebotomus papatasi* by spraying attractive toxic sugar bait (ATSB) on vegetation. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 104(12):766-771.
- Schultz MG. 1968. Daniel Carrion's experiment. *New England Journal of Medicine* 278(24):1323-1326.
- Secretaría de Desarrollo Social. 2015. SEDESOL, Quintana Roo. Comunicados-Campesinos de Quintana Roo encontraron en el cultivo de piña la forma de generar empleos e incrementar sus ingresos [internet]. Quintana Roo, México. [Disponible en: <http://www.sedesol.gob.mx/>].
- Secretaría de Salud (SESA). 2016. Dirección General de Epidemiología. Casos de Leishmaniasis por fuente de notificación en Estados Unidos Mexicanos del año 1990 al 2016. Disponible en: <http://www.dgepi.salud.gob.mx>
- Seidelin H. 1912. Leishmaniasis and Babesiasis in Yucatan. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 6:295-299.
- Serrano-Domínguez AK, Mikery-Pacheco OF, Castillo-Vera A. 2015. Respuesta de *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) a diferentes longitudes de onda de luz en condiciones de laboratorio. *Entomología Mexicana* 2:491-497.

- Serrano-Domínguez AK, Rojas JC, Cruz-López LC, Malo EA, Mikery OF, Castillo A. 2016. Presence of putative male-produced sex pheromone in *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae), vector of *Leishmania mexicana*. *Journal of Medical Entomology* 53(6):1261-1267.
- Shannon R. 1939. Methods for collecting and feeding mosquitos in jungle yellow fever studies. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 19:131-148.
- Sierpe-Jeraldo VDL, Casanova C, Divino De Araújo E, Rocha Cruz DE, Pinto MC, Moura De Melo, C. 2012. Type of light in sand fly captures (Diptera: Psychodidae). *Acta Biológica Colombiana* 17(3):675-678.
- Signorini MM, Marcer DF, di Regalbono AF, Gasparini G, Montarsi F, Pietrobelli M, Cassini R. 2013. Comparative field study to evaluate the performance of three different traps for collecting sand flies in northeastern Italy. *Journal of Vector Ecology* 38(2):374-378.
- Silva FS, Brito JM, Costa Neta BM, Lobo SEPD. 2015. Evaluation of light-emitting diodes as attractant for sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in northeastern Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 110(6):801-803.
- Silva FS, da Silva AA, Rebelo JMM. 2016. An evaluation of light-emitting diode (LED) traps at capturing phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a livestock area in Brazil. *Journal of Medical Entomology* 53(3):634-638.
- Soberón J, Llorente J. 1993. The use of species accumulation functions for the prediction of species richness. *Conservation Biology* 7:480-488.
- Sosa-Ávila EJ, Caro-Lozano J, Zúñiga-Carrasco IR. 2014. Perfil epidemiológico de la leishmaniasis: una enfermedad olvidada en México. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología* 34(1):31-36.
- Sosa-Escalante J, Pech-Canché JM, MacSwiney C, Hernández-Betancourt S. 2013. Mamíferos terrestres de la Península de Yucatán, México: Riqueza, endemismo y riesgo. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 84:949-969.
- Souza NA, Vigoder FM, Araki AS, Ward RD, Kyriacou ChP, Peixoto AA. 2004. Analysis of the copulatory courtship songs of *Lutzomyia longipalpis* in six populations from Brazil. *Journal of Medical Entomology* 41(5):906-913.

- Souza CM, Pessanha JE, Barata RE, Monteiro EM, Costa DC, Santos Dias E. 2004. Study on phlebotomine sand Fly (Diptera: Psychodidae) fauna in Belo Horizonte, state of Minas Gerais, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 99(8):795-803.
- Sudia WD, Chamberlain RW. 1962. Battery-operated light trap an improved model. *Mosquito News* 22:126-129.
- Statsoft. 2010. *Statistica* (data analysis software system and computer program manual). Versión 8. StatSoft, Inc., Tulsa, OK.
- Thatcher VE, Hertig M. 1966. Field studies on the feeding habits and diurnal shelters of some *Phlebotomus* sandflies (Diptera: Psychodidae) in Panama. *Annals of the Entomological Society of America* 59:46-52.
- Thatcher VE. 1968. Studies of phlebotomine sandflies using castor oil traps baited with Panamanian animals. *Journal of Medical Entomology* 5:293-297.
- Tesh RB, Chaniotis BN, Peralta PH, Johnson KN. 1974. Ecology of viruses isolated from Panamanian phlebotomine sandflies. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 23(2):258-269.
- Tesh RB. 1988. The genus *Phlebovirus* and its vectors. *Annual Review of Entomology* 33:169-181.
- Toprak S, Ozer N. 2007. Distribution of sand fly (Diptera: Psychodidae) species and efficiency of capturing methods in Saliurfa Province, Turkey. *Journal of Medical Entomology* 44:23-28.
- Townsend CHT. 1914. Resumen de los labores en el Perú sobre el *Phlebotomus verrucarum* y su agencia en la transmission de la verruga. *Anales de Zoología Aplicada* 1:44.
- Travi BL, Adler GH, Lozano M, Cadena H, Montoya-Lerma J. 2002. Impact of habitat degradation on Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) of Tropical Dry Forests in northern Colombia. *Journal of Medical Entomology* 39(3):451-456.
- Van Wynsberghe NR, Canto-Lara SB, Damian-Centeno AG; Itzá-Ortiz MF, Andrade-Narvaez FJ. 2000. Retention of *Leishmania (Leishmania) mexicana* in naturally infected rodents from the State of Campeche, Mexico. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 95(5):595-600.

- Van Wynsberghe NR, Canto-Lara SB, Sosa-Bibiano EI, Rivero-Cárdenas NA, Andrade-Narváez FJ. 2009: Comparison of small mammal prevalence of *Leishmania (Leishmania) mexicana* in five foci of cutaneous Leishmaniasis in the state of Campeche, Mexico. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 51(2):87-94.
- Vargas L, Díaz-Nájera A. 1953a. Nuevas especies de flebótomos de México (Diptera: Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 13(1):41-59.
- Vargas L, Díaz-Nájera A. 1953b. Lista de flebotomos mexicanos y su distribución geográfica (Diptera: Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 13(4):309-314.
- Velasco-Castrejón O, Savarino S, Neva F, Guzmán-Bracho C. 1989. Los agentes etiológicos de la leishmaniasis en México. Presencia de *L. braziliensis*. *Revista Latinoamericana de Microbiología* 31:231-234.
- Valente-Meneses CB, Rodrigues de Azevedo AC, da Costa SM, Costa WA, Ferreira-Rangel E. 2002. Ecology of American cutaneous leishmaniasis in the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Journal of Vector Ecology* 27(2):207-214.
- Veronesi E, Pilani R, Carrieri M, Bellini R. 2007. Trapping sand flies (Diptera: Psychodidae) in the Emilia-Romagna region of northern Italy. *Journal of Vector Ecology* 32(2):313-318.
- Vieira VR, Azevedo ACR, Alves JRC, Guimares AE, and Aguiar GM. 2015. Ecological aspects of phlebotomine sand flies (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) in areas of American Cutaneous Leishmaniasis, in the municipality of Paraty, Rio de Janeiro, Brazil. I-Index of abundance by location and type of capture. *Journal of Medical Entomology* 52(5):886-895.
- Vignes-Lebbe R, Gallut C. 2016. CIPA: Computer Aided Identification of Phlebotomine sandflies of Americas (version 3, Mar 2011). In: *Species 2000 & ITIS Catalogue of Life*, September 2016 (Roskov Y., Abucay L., Orrell T., Nicolson D., Kunze T., Flann C., Bailly N., Kirk P., Bourgoin T., DeWalt R.E., Decock W., De Wever A., eds). Disponible en www.catalogueoflife.org/col. Species 2000: Naturalis, Leiden, the Netherlands. ISSN 2405-8858.
- Vigoder FM, Souza NA, Peixoto AA. 2011. Acoustic signals in the sand fly *Lutzomyia (Nyssomyia) intermedia* (Diptera: Psychodidae). *Parasites & Vectors* 4:76.

- Virgens TM, Rezende HR, Pinto IS, Falqueto A. 2015. Sand fly fauna (Diptera: Psychodidae) from the Goytacazes National Forest and surrounding areas of southeastern Brazil. *Journal of Vector Ecology* 40(1):28-35.
- Williams P. 1965. Observations on the phlebotomine sandflies of British Honduras. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 59(4):393-404.
- Wheeler AS, Felliciangeli MD, Ward RD, Maingon RDC. 1996. Comparison of sticky-traps and CDC light-traps for sampling phlebotomine sandflies entering houses in Venezuela. *Medical and Veterinary Entomology* 10:295-298.
- Young DG, Perkins PV. 1984. Phlebotomine sand flies of North America (Diptera: Psychodidae). *Mosquito News* 44(2):263-304.
- Young DG, Arias JR. 1992. Phlebotomine sandflies in the Americas. Pan American Health Organization/ WHO. Technical paper 33:1-28.
- Young DG, Duncan MA. 1994. Guide to the Identification and Geographic distribution of *Lutzomyia* sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae), American Entomological Institute, Associated Publishers, Gainesville, p. 1-419.
- Zollner G, Orshan L. 2011. Evaluation of a metofluthrin fan vaporizer device against phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a cutaneous leishmaniasis focus in the Judean Desert, Israel. *Journal of Vector Ecology* 36:S157-S160.

RESUMEN BIOGRÁFICO

Jorge Jesús Rodríguez Rojas

Candidato para el Grado de

Doctor en Ciencias con Acentuación en Entomología Médica

Tesis: EVALUACIÓN DE TRAMPAS Y SU INFLUENCIA SOBRE LAS ESTIMACIONES DE DIVERSIDAD DE FLEBOTOMINEOS Y ESPECIES VECTORES (DIPTERA: PSYCHODIDAE) DE *LEISHMANIA* EN EL SUR DE QUINTANA ROO, MÉXICO.

Campo de estudio: Ciencias de la Vida.

Datos personales: Nacido en San Nicolás de los Garza, Nuevo León, México el 03 de febrero de 1988. Hijo de Jorge Humberto Rodríguez Corona y Juana María Rojas Vázquez.

Educación: Egresado de la Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León, grado obtenido Biólogo en 2012.

Experiencia profesional: Colaborador de investigación y participación en proyectos del Laboratorio de Entomología Médica, Facultad de Ciencias Biológicas, Unidad B. Universidad Autónoma de Nuevo León.