

Métodos de recolecta y monitoreo de adultos Phlebotominae (Diptera: Psychodidae), vectores de los agentes causales de las leishmaniasis

Eduardo A. Rebollar-Téllez^{1*}; Sergio Ibáñez-Bernal²

¹Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Biológicas, Departamento de Zoología de Invertebrados, Laboratorio de Entomología; ²Instituto de Ecología, A.C. (INECOL), Red Ambiente y Sustentabilidad.

ABSTRACT

Sampling and monitoring methods for adult Phlebotominae (Diptera: Psychodidae), vectors of the causative agents of the leishmaniasis.

Phlebotomine sandflies are the vectors of different species of the genus *Leishmania*, which are the aethiological agents of the varied clinical forms of the leishmaniasis. The main risk factor for transmission to humans is the contact with vectors, so the activities of vector incrimination and understanding of vectorial capacities are very important aspects in the epidemiology of disease. Therefore, it is very relevant to be able to estimate with precision the presence, abundance, biting-rate, infection-rate, age-structure, etc., to evaluate the risk for transmission of *Leishmania* spp. and that gathered information could be analyzed and comprehended for those decision-making personnel in relation to public health policies. However, in order for that field information to be useful to the health sector or research proposes, the population estimates would be unbiased in relation to the captures of species of medical importance or the biological assemblage. The main objective of the present contribution is to present a descriptive review of the most common sampling and monitoring methods for phlebotomine sandflies based on published papers, highlighting field studies conducted in Mexico and discussing each sampling method for advantages and disadvantages as well as interpretations. Lastly, the general aspects of sampling and population inference are discussed, and future research perspectives are mentioned.

RESUMEN

Los flebotominos son los vectores de diferentes especies de parásitos del género *Leishmania*, los cuales son los agentes etiológicos de variadas formas

Historial del artículo

Recibido: 2 feb 2022

Aceptado: 2 jun 2022

Disponible en línea: 1 ene 2023

Palabras clave

Vectores leishmaniasis, Diptera, Phlebotominae, muestreo, flebotominos.

Keywords

Leishmaniasis vectors, Diptera, Phlebotominae, sandfly sampling.

Copyright © 2023 por autores y Revista Biomédica.

Este trabajo está licenciado bajo las atribuciones de la *Creative Commons* (CC BY).

<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>

*Autor para correspondencia:

Dr. Eduardo A. Rebollar-Téllez, Departamento de Zoología de Invertebrados, Laboratorio de Entomología. Av. Universidad s/n, Universidad Autónoma de Nuevo León, Cd. Universitaria, San Nicolás de los Garza, Nuevo León. C.P. 66450 . Tel. (81) 83324714.

E.mail: eduardo.rebollartl@uanl.edu.mx
<https://revistabiomedica.mx>

clínicas de las leishmaniasis. El principal riesgo de transmisión a humanos es el contacto con los vectores portadores del parásito, por lo que la actividad de incriminación de vectores y el entendimiento de las capacidades vectoriales de las especies son aspectos muy importantes desde el punto de vista epidemiológico. Entonces, es de suma relevancia estimar con precisión la presencia, abundancia, tasa de picadura, tasa de infección, estructura de edades, entre otras. para evaluar los riesgos de transmisión de *Leishmania* spp. y que la información generada pueda ser analizada y comprendida por los tomadores de decisiones en cuanto a políticas públicas de salud. Sin embargo, para que esta información de campo sea realmente útil al sector salud o para fines de investigación, los estimadores poblacionales deben tener un mínimo de sesgo con relación a las capturas de las especies de importancia médica o bien del ensamble biológico. El principal objetivo de la presente contribución es presentar una revisión descriptiva basada en la literatura publicada sobre los métodos más comúnmente empleados en la captura y monitoreo de flebotominos, haciendo énfasis en los estudios realizados en México y con discusiones acerca de cada método en cuanto ventajas, desventajas e interpretaciones. Así como, los aspectos generales del muestreo e inferencias poblacionales, con mención de las perspectivas futuras de investigación.

INTRODUCCIÓN

Para el estudio de los flebotominos, vectores de *Leishmania* spp, se recomiendan los siguientes temas: morfología, biología e importancia médica (1-13), taxonomía y sistemática de Phlebotominae (14-28), obras en español (29, 30), claves de identificación (31, 32), distribución geográfica en México (33-37) y ecología química (38).

En la experiencia de los autores, preguntas recurrentes que se nos hacen son: ¿Qué tipo de trampa debo utilizar?, ¿Cuál es la mejor?, ¿Cuántas necesito?, ¿Dónde se colocan?, Las respuestas a estas interrogantes no son universales, pero es indispensable establecer con claridad los objetivos del estudio para lograr una adecuada selección de los métodos de recolecta. Si los objetivos no están bien delimitados, entonces los datos recabados no tendrán el significado biológico que se pretende elucidar. En la revisión sobre métodos de recolecta

de Phlebotominae, se destaca que algunos estudios declaran a una especie como “predominante” sin haber evaluado si el método produce un sesgo en su representatividad (40).

Entonces, además del diseño de muestreo, también es importante que se tengan presentes los aspectos del funcionamiento de cada trampa. Reportar la abundancia de las especies con precisión no es algo trivial, ya que un sesgo en los muestreos podría llevar a conclusiones imprecisas. Los métodos para el estudio de campo han sido abordados por diferentes autores (6, 10, 39-41). Esta sección no pretende remplazar la consulta de las obras citadas y más bien el objetivo es el brindar una guía sobre las principales técnicas de recolecta.

Trampa embudo

Las madrigueras de pequeños mamíferos pueden ser muestreadas para determinar si en su interior están presentes flebotominos. En California, EE. UU., se usó la trampa de madriguera que consistía en un embudo, un tubo capturador y un pedazo de lona para recubrir las entradas de las madrigueras (42).

La trampa embudo está integrada por un embudo de plástico, el cual se adhiere a una botella de plástico PET (*Polyethylene Terephthalate*) de 2 litros (43) (Figura 1A, 1C). La trampa no utiliza atrayentes y su funcionamiento se basa en capturar las especies en las madrigueras. Estas trampas fueron empleadas para coleccionar *Psathyromyia shannoni* en Georgia, EE. UU (43, 44). También se emplearon en Campeche, México, para *Brumptomyia hamata* y *Dampfomyia deleoni* en madrigueras de armadillos (45).

Las trampas embudo son colocadas a la entrada de las madrigueras durante el día y se dejan toda la noche para revisarlas a la mañana siguiente. Los especímenes se preservan en etanol 70%. El número capturado puede expresarse como flebotominos/noche/trampa. La ventaja de este método de colecta es que los materiales son económicos, fáciles de ensamblar y que una persona puede colocar varias trampas. La desventaja de ésta es que las capturas

son bajas y no necesariamente correlacionadas con las abundancias de especies presentes en el sitio.



Figura 1. Hueco de entrada a la madriguera de armadillo (A), búsqueda directa de flebotominos en sitios de reposo naturales con aspirador bucal (B), colocación de una trampa embudo (C), recolecta de adultos en sitios de reposo naturales usando una mochila aspiradora de batería recargable (D).

Búsqueda directa

La búsqueda en los sitios de reposo es muy laboriosa y una limitante es que los datos son difíciles de comparar porque no hay una estandarización. Se podría considerar como criterio de estandarización el tiempo dedicado por cada colector, pero aun esto tiene una variación inherente a la capacidad del colector. Christensen y cols., reportan la captura en sitios de reposo y se presentan los números absolutos lo cual tiene su valor, pero no hay una unidad que permita evaluar su efectividad (46), puede considerarse como una posible ventaja de la técnica, que la captura en un lugar neutral se puedan obtener distintos estados fisiológicos, lo que permitiría tener un estimador de la estructura de edades de la población. Una desventaja es el gran esfuerzo de muestreo requerido, además de que al usar un aspirador bucal estándar (Figura 1B), existe el riesgo de ingerir una plétora de partículas, que podrían alojarse en las vías respiratorias. Una solución sería usar los aspiradores bucales con filtros para partículas tipo HEPA (*High Efficiency*

Particle Arresting) (47). También puede emplearse una mochila aspiradora motorizada (Figura 1D), la cual permite analizar lugares de reposo potenciales. Existen varias versiones de aspiradores como las mochilas operadas por baterías (48) o la diseñada por Vazquez-Prokopec y cols. (49). Las mochilas aspiradoras se han empleado en la península de Yucatán, México, aunque los resultados para estimar abundancias fueron limitados pese al gran esfuerzo de colecta (50).

Trampa Malaise

Un método de interceptación es la trampa Malaise, diseñada por René Edmond Malaise en 1937 (51). La trampa está conformada por una tela de malla en forma parecida a una tienda de campaña, con una pared interna dispuesta en cruz, que intercepta el vuelo de insectos y dada la tendencia natural que tienen de ir hacia arriba al chocar con las superficies, eventualmente pasan al vértice superior donde está localizado el frasco colector que usa como agente letal etanol 70% (52). Existen diferentes versiones, aunque un modelo popular es el diseñado por Henry Keith Townes (53- 55) (Figura 2A). Según Young y Duncan (26), la trampa Malaise en sus diferentes versiones se ha empleado poco en la recolecta de flebotominos. Un primer ejemplo fue en Sudán para monitorear la actividad de las especies de *Phlebotomus* spp. (56). En Brackettville, Texas, EE. UU., (57) usaron trampas Malaise para coleccionar dípteros y encontraron *Dampfomyia anthophora*, *Micropygomyia californica*, *Lutzomyia diabolica*, *Micropygomyia oppidana*, *Psathyromyia texana* y *Micropygomyia vexator*. En Minas Gerais, Brasil, se reportó la captura de 32 especímenes de siete especies (58). Young y Arias (59) mencionaron el caso de una colecta en la que una sola trampa capturó 238 individuos de 20 especies en el Rio Urubú en el Amazonas, Brasil, pero mencionaron que esa colecta fue excepcional y que lo usual es 1-30 individuos/trampa.

La ventaja de usar trampas Malaise es que son ligeras, de fácil transportación, colocación y

operación. Una trampa puede dejarse en campo por varios días y al final recuperar el frasco. La desventaja de las trampas es que el número de especímenes capturados es bajo y el alto costo de las trampas (~ 300 USD). Estas trampas se han empleado poco para la captura de flebotominos, pero eso no debe representar una limitante insuperable. Con investigación en nuevos diseños tal vez se pueda mejorar su eficacia de colecta como se ha reportado con variantes de la trampa para insectos himenópteros (60).

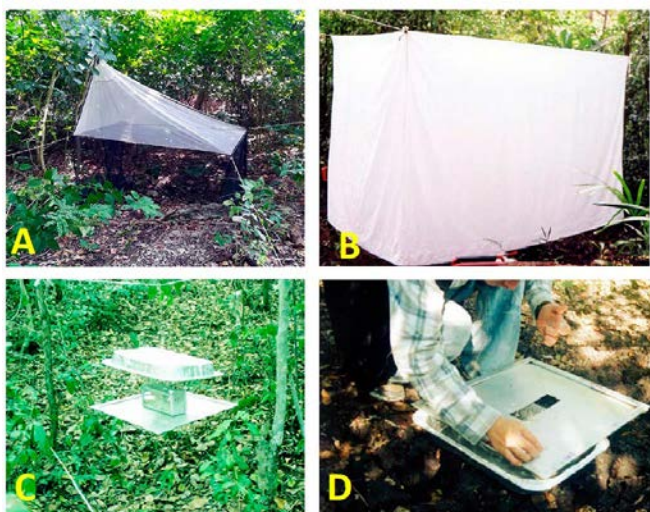


Figura 2. Trampa Malaise tipo Townes en campo para la captura de flebotominos por intercepción (foto cortesía M.C. Juana Duran Luz, INECOL) (A), trampa Shannon usada para la recolecta de hembras antropófilas atraídas a cebos humanos (B), trampa Disney la cual se usa para la recolecta de flebotominos rodentófilos (C), inspección visual de la trampa Disney después de una noche de colecta (D).

Trampas pegajosas

Este tipo de trampas usan diferentes sustratos (hojas de papel, acetatos, hojas de acrílico) sobre los cuales se adiciona aceite de ricino. Se han empleado en África (56, 61-63), islas del mar Mediterráneo (64), en medio oriente (65-67) o en la extinta Unión de Repúblicas Soviéticas Socialistas (URSS) Dergacheva (18).

El tamaño de estas trampas pegajosas es variable, pero una medida común es el tamaño de papel A4 (210 x 297 mm) y la eficiencia

de captura depende de la altura de colocación y el sitio. Elnaiem y cols. en Sudán colocaron trampas pegajosas sobre termiteros abandonados para colectar *Phlebotomus* spp (63).

En Kenia se evaluaron paneles de polietileno de 1 x 1 m con aceite de ricino para evaluar la distribución vertical de las especies encontrando dos especies, *Sergentomyia bedfordi* y *Sergentomyia antenatus* abundantes a una altura de 1-2 m sobre el suelo (68). En un nuevo dispositivo pegajoso dispuesto en forma horizontal, Moncaz y cols., determinaron que era eficaz para atrapar *Phlebotomus orientalis* y discutieron que la agregación de machos está relacionada con la formación de los *leks* porque el CO² con el cual se suplementaron las trampas está asociado a un olor del hospedero (69).

Los machos tienden a congregarse alrededor de esos olores emanados por los hospederos para fines de cópula con las hembras como ha sido documentado para *Lutzomyia longipalpis* (70). Los datos de Moncaz (69) son interesantes porque no sólo se relacionan con la eficiencia de captura, sino también con la interacción que tienen con un atrayente como CO² y con el proceso de formación de *leks*.

Las trampas pegajosas se consideran un método por intercepción, lo cual implica un proceso aleatorio. No obstante, se ha señalado que las trampas pegajosas pueden tener mayor eficacia si se usan paneles de color amarillo o blanco y que la “atracción” relativa de los diferentes colores varía entre sexos y bajo diferentes condiciones de luminosidad, lo cual podría significar que los machos detectan la reflectancia de esas trampas para la formación de *leks* (71). Aunque se trata de especies distintas y geográficamente distantes, lo interesante es que los hallazgos podrían estar relacionados con lo reportado para *Lu. longipalpis*, que requieren de cierto nivel de luminosidad en las noches para la navegación (72). En Miranda, Venezuela, se comparó el número de flebotominos que ingresaban a hogares encontrando que solo el 11.8 % del total fue colectado con las trampas pegajosas (73). En Quintana Roo, México (74)

observaron que paneles de plástico (220 x 280 mm) con aceite de ricino tuvieron una escasa captura. En Irak, se usaron trampas pegajosas suplementadas con luz producida por los componentes químicos contenidos en cartuchos en forma de barra que incrementaron la captura (75). Dado que en México existen zonas áridas y semiáridas, sería posible e interesante evaluar dispositivos similares.

Trampas de luz

La trampa New Jersey fue muy utilizada para mosquitos (76-79). En México, Ortega y cols., utilizaron éstas para capturar flebotominos en la cuenca del río Balsas (79). Su uso ha disminuido, quizá por la desventaja que implica el transportar estas trampas que son voluminosas. Uno de los métodos de colecta de mayor empleo, es la trampa de luz CDC (*Center for Disease Control*) (Figura 3 A-D). Desde su aparición (80), se ha usado con mucho éxito y sería imposible citar los artículos que reportan su uso. El diseño de la trampa consiste en un motor eléctrico, el cual activa unas aspas dentro de un cilindro de acrílico transparente y por encima del motor se encuentra un foco de 6.0 volts conectado a una batería. Existen variantes de la trampa en cuanto a si el flujo de aire es hacia abajo (*down-draft*) o hacia arriba (*up-draft*), también existen variantes que usan fotoceldas y en algunos modelos tienen un rotor programable. El lugar y altura de colocación dependerá de los objetivos del estudio, pero se pueden situar en donde no hay mucha vegetación que limite su luminosidad. En Francia se reportó para *Phlebotomus ariasi* que trampas CDC atraían a en distancias no mayores de 2 m, pero esto depende de las condiciones del hábitat (81). En Mérida, Venezuela se observó que la distancia de atracción de *Lutzomyia youngi* a una fuente lumínica 60 W fue de 6 m (82). Para flebotominos, las trampas CDC se penden a una altura entre 1.20 y 1.50 m, aunque también podrían colocarse a alturas superiores en estudios de estratificación vertical como se ha reportado en Panamá (47), Belice (83) y Brasil (84). En

México el único estudio sobre estratificación vertical fue en Quintana Roo (85).

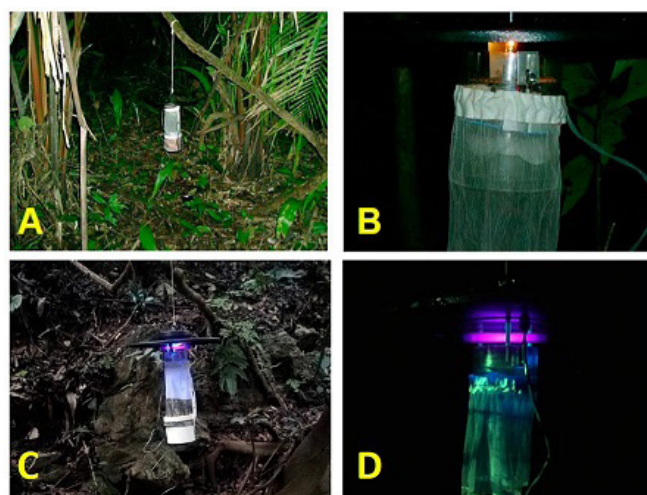


Figura 3. Trampa de luz miniatura CDC para la recolecta de flebotominos adultos (A), detalle de la atracción lumínica con luz blanca incandescente (B), modelo con luz ultravioleta (UV) (C), detalle de la trampa UV en operación nocturna (D) (fotos C y D cortesía M.C. Juana Duran Luz, INECOL).

Existen trampas CDC que usan focos LED (*Light Emitting Diode*) de colores ya que la atracción a diferentes longitudes de onda puede resultar en diferencias en la abundancia. En Egipto se evaluaron luces LED de colores resultando en una diferencia en trampas que usaron LED rojo y cuyas colectas representaron el 55.13 % del total (86). En contraste, las trampas de luz HP (modificación de las trampas de luz CDC) (155) con luces LED verde y azul resultaron en mayor captura hacia *Nyssomyia whitmani* y *Micropygomyia echinatopharynx* en Maranhão, Brasil (87). Mientras que en Argentina se compararon las trampas CDC y las trampas REDILA (patente de Argentina), encontrando que estas trampas con luces LED ultravioleta (UV) fueron más eficaces que las trampas con luz LED blancas para *Lu. longipalpis* (88). En Maranhão, Brasil, se encontró que trampas de luz LED verde fueron más efectivas que las de luz LED azul para capturar *Nyssomyia whitmani*, *Evandromyia evandroi*, *Micropygomyia goiana*, *Lutzomyia longipalpis* y *Bichromomyia flaviscutellata* (89). Evaluaciones de trampas CDC con luz incandescente, luz LED azul

y roja, realizada en Rio Grande do Norte, Brasil se encontró que con las trampas CDC LED azul se obtuvieron valores más altos del índice de Shannon-Weiner en el ambiente peridoméstico, mientras que con la luz LED roja los valores más altos fueron en la selva (90). También, se ha encontrado que la luz ultravioleta UV en trampas CDC resultó en una diferencia en la captura (91), lo cual también fue reportado con el uso de trampas y UV LED para *Phlebotomus perniciosus* en Italia (92). En México las trampas de luz CDC con LED de colores fueron evaluadas en Chiapas encontrando que las trampas con LED azul tuvieron una mayor captura de *Lutzomyia cruciata* en comparación con luz incandescente, LED blanco, amarillo, verde o rojo (93).

En Quintana Roo se evaluaron trampas CDC con luz incandescente, LED azul, blanco, rojo y verde, resultando en una mayor captura con la primera (27.81 %), seguida de LED blanco (17.46 %) y LED azul (15.68 %) (74). La atracción hacia trampas de luz no solo depende del color sino también de la intensidad lumínica como se ha demostrado con trampas HP para *Lu. longipalpis*, *Ev. evandroi* y *Mi. goiana* (94). En cuanto a la sensibilidad espectral, se ha demostrado para *Lu. longipalpis* que tenían dos picos de sensibilidad, uno en los 340 nm y otro en 520-546 nm (95).

La eficacia de colecta puede depender de la luminosidad en distintas fases de la luna. Souza y cols. (96) encontraron que las capturas en trampas CDC de *Nyssomyia intermedia* y *Nyssomyia whitmani*, estuvieron correlacionadas con la luna nueva. También se observó un patrón similar en *Phlebotomus orientalis* usando trampas de luz CDC en Etiopia (97) y para *Sergentomyia* spp en Baringo, Kenia (98). Las capturas en diferentes fases de la luna no resultaron significativas para *Ny. whitmani* en Minas Gerais, Brasil (99). En lo que respecta a la estructura de edades, se ha reportado (100) que hembras pàridas de *Phlebotomus ariasi* en Francia tenían una proporción variable entre los sitios de captura con trampas CDC, por lo que esta variación podría generar muestras sesgadas. Hembras *Ny. intermedia* en Brasil fueron observadas que entraban

más a los domicilios que *Ny. whitmani* (101). Dinesh y cols. (102), encontraron que el uso de trampas CDC colocadas al interior de los domicilios en Bihar, India, fueron más efectivas (67.2 %) en comparación con colectas realizadas mediante aspirados (32.8 %) para *Phlebotomus argentipes*. En Perú, se determinó que existía una correlación entre las colectas de trampas CDC y colectas con cebo humano para *Pintomyia verrucarum* y *Lutzomyia peruensis* (103). En Paraná, Brasil, se reportó que la presencia de fuentes de luz asociadas con los gallineros tuvo una diferencia en el monitoreo de *Ny. whitmani* (104).

Las trampas CDC pueden suplementarse con CO₂ (105) o ácido láctico u octenol para incrementar la captura. En Italia se evaluaron trampas CDC con CO₂, contra trampas pegajosas, encontraron que las trampas CDC con CO₂ capturaban más *Phlebotomus perniciosus* y *Phlebotomus mascittii* (106). Mientras que, en Minas Gerais, Brasil, se encontró que las trampas de luz suplementadas con diferentes concentraciones de octenol, incrementaron la captura de *Ny. intermedia* y *Lu. longipalpis* (107). Así mismo, se demostró que *Ny. neivai* fue más atraída a trampas cebadas con octenol que a las trampas control (108).

Se ha encontrado que, con excepción de trampas CDC con luz incandescente y ácido láctico, ninguna otra combinación resultó significativa para la captura de *Lu. longipalpis* en Maranhão, Brasil (109). La ausencia de efecto sinergista de las trampas CDC con luces LED y los atrayentes químicos quizá esté relacionada con la tasa de liberación de los químicos. Existen también estudios con la feromona sexual de *Lu. longipalpis* (9-metil-germacreno-B) con el objetivo de determinar rangos de atracción de ésta en distintos arreglos experimentales (110-112).

La ventaja de las trampas CDC es que son de fácil transportación, operación y que una sola persona puede instalar muchas trampas, además los datos pueden ser comparables. Mientras que la desventaja es el que se no se capturen otras especies presentes en el área.

Trampa Shannon

Hace años, la captura de flebotominos usando cebos humanos estaba permitido (113), pero esta

práctica ha quedado restringida por el riesgo que conllevan los colectores. El uso de la trampa Shannon cebada es un *proxy* para la cuantificación del número de picaduras que recibiría una persona por unidad de tiempo (114).

El diseño de la trampa, en forma de tienda de campaña rectangular sin fondo (Figura 2B), fue para capturar mosquitos, pero ha resultado de utilidad para flebotominos (115). Las personas que se ubican en su interior deben vestir ropa protectora que evite la picadura de los insectos (116). Estas personas que actúan como cebos al interior de la trampa van acumulando una serie de volátiles (por transpiración y respiración) que son atrayentes para las hembras. La trampa se sujeta por medio de sogas a árboles circunvecinos y ésta queda suspendida a unos 25-30 cm por encima del suelo. El espacio inferior permite que las hembras atraídas puedan ingresar a la trampa para que una vez adentro, se capturen con la ayuda de un aspirador entomológico. Los especímenes colectados se pueden mantener en frascos de vidrio o plástico con un recubrimiento interior de yeso, pero también es posible colocar los especímenes en jaulas Barraud (117) para su transporte. Dependiendo de los objetivos del estudio, recursos y personal disponibles se pueden operar varias trampas simultáneamente. Lo que se debe tomar en cuenta es estandarizar la forma en que se colectarán los especímenes y que las personas involucradas tengan el mismo nivel de capacitación. Es importante también que dentro de la trampa no haya luz, ya que sería difícil saber si los individuos fueron atraídos por el cebo o por la luz.

La trampa Shannon ha sido empleada en la península de Yucatán (74, 118-124), en Chiapas (125,126). Se ha determinado que las colectas con esta trampa en Quintana Roo tuvieron la mayor influencia en los estimadores de diversidad como son las curvas de rango-abundancia y las de acumulación de especies (124).

La ventaja de la trampa Shannon es que se pueden confeccionar con un presupuesto módico, ya que solo se necesita invertir en una tela blanca como popelina y una trampa costurada puede durar muchos años. Dado que el número de insectos colectados se

cuantifica en función de las horas de operación de la trampa y del número de colectores, los datos se ajustan a una unidad estándar como por ejemplo el promedio de hembra/hora/persona. La desventaja de este tipo de trampa es que se requiere que haya personas colectando en las horas de actividad nocturna y no siempre es posible tener varias trampas operando simultáneamente. También resulta una desventaja que, pese a toda la posible protección de las personas colectoras, existen aún un riesgo que se lleguen a infectar de leishmaniasis. Por eso, se considera que el diseño de la trampa Shannon podría mejorarse y un posible punto de referencia sea la trampa BioDiVector (BDV) la cual fue desarrollada para mosquitos y su ventaja es que ofrece protección a los colectores (127). Una modificación de la trampa Shannon, con adecuada protección a los colectores, podría ser de gran utilidad para la evaluación de las diferencias inter-individuales en la atracción, como se ha evaluado con especies de Brasil (128, 129).

Existe la otra versión de la trampa Shannon, la cual tiene un principio de funcionamiento diferente ya que es la luz la que actúa como atrayente. Esta trampa, también confeccionada con tela, pero en lugar de ser como una tienda cerrada, más bien es una manta larga y alrededor existen unos faldones de la misma tela y sobre la parte superior se añade una fuente de luz. Los insectos se capturan con un aspirador una vez que se posan sobre cualquiera de los lados de la trampa. Este tipo de trampa usualmente se usa para colectar flebotominos en ambientes peridomiciliarios. En un reporte de colecta en la municipalidad de Salta, en Argentina; Barroso y cols. (130) emplearon trampas Shannon iluminadas y encontraron 238 individuos, el 95.4 % de ellos fueron *Nyssomyia neivai*. En Minas Gerais, Brasil, se comparó la captura usando una trampa Shannon iluminada y trampas de Falção, encontrando que el número de especies y la abundancia fue mucho mayor en las primeras (87.7 %) (131). Galati y cols. (132) realizaron una modificación de la trampa Shannon iluminada, la cual consistió en usar tela de color negro y comparar la captura entre trampas iluminadas de color blanco y negro. Los resultados en Mato Grosso, Brasil mostraron un total de 801

individuos en trampa negra contra 88 con el color blanco, siendo *Lutzomyia almerioi* la especie más predominante (89 %). En contraste, al comparar la captura entre trampas blancas y negras, se encontró que las trampas blancas representaron el 68.25 % (133). También se observó que varias especies fueron exclusivas de las trampas blancas como *Nyssomyia shawi* y *Psychodopygus davisii*; mientras que *Ps. paraensis*, *Psychodopygus* sp. y *Trichophoromyia ubiquitalis* lo fueron de las trampas negras. Es posible que la diferencia en la efectividad entre las trampas blancas o negras esté asociada con los diferentes tipos de hábitats donde se evaluaron más que al efecto *per se* de las trampas. La trampa Shannon iluminada fue usada por Ortega y cols. en la cuenca del río Balsas en México (79).

La trampa mini-Shannon consiste en un cilindro de tela de 50 cm de diámetro, al cual se le adiciona una fuente lumínica y se suspende por medio de gancho. Cuando se evaluó en Ecuador, se encontró que colectas con la trampa mini-Shannon representaron el 28.2 %, el 17.5 % con trampas de luz CDC y el restante 54.3 % con las capturas sobre cebos humanos protegidos (134). La ventaja de la mini-Shannon es que se pueden hacer con materiales económicos, de bajo peso y fácil transporte, y la desventaja es que sus resultados indican que la captura es menor que con colectas sobre cebos humanos protegidos.

Trampas con cebos animales grandes

Para la colecta de especies no antropofílicas se han propuesto varias técnicas, entre ellas la de captura directa sobre los animales. Aunque esta técnica tiene la limitante que la interpretación del número de especímenes colectados podría estar más asociado al esfuerzo de colecta y la habilidad de los colectores. Además de considerar que si una persona está situada en proximidad al cebo animal se pueden mezclar las kairomomas animales y humanas en la pluma de olor y con ello atraer especies antropófilas y zoófilas. Se pueden usar animales grandes con la trampa Magoon la cual consiste con un pabellón de malla que se coloca por encima del animal (42, 59, 135). En México, no se han publicado estudios que hayan utilizado esta técnica.

Trampas con cebos animales pequeños

Un tipo de trampa muy utilizado para la captura de especies con cierta preferencia a alimentarse de la sangre de pequeños roedores es la diseñada por Henry L. Disney y que fue usada en estudios sobre vectores de leishmaniasis en Belice (136,137). No existe una versión comercial y los diferentes estudios han usado variantes en medidas, materiales (aluminio, lámina galvanizada), pero el principio de funcionamiento es el mismo. La trampa consiste en una base metálica de forma cuadrada (50 x 50 cm) (Figura 2C, 2D), la cual se impregna con aceite de ricino y al centro de la trampa se coloca una jaula metálica que contiene un ratón que actúa como cebo. Las trampas se colocan suspendidas a poca altura sobre el suelo (15-25 cm) y se dejan en el sitio toda la noche. A la mañana siguiente, se revisan por posibles insectos adheridos a la charola. Es importante retirar los especímenes usando una pinza entomológica de punta fina y colocar los especímenes de forma temporal en frascos con etanol al 70 %, después se puede retirar el exceso de aceite de los especímenes con un lavado en solución de jabón líquido suave (2-5 %), enjuagar en agua y luego regresar al alcohol. En México, fueron empleadas por primera vez en Campeche para coleccionar *Bichromomyia olmeca olmeca* (119).

Otros estudios (120-124), también usaron trampas Disney para la captura de especies atraídas por roedores. Lo que es importante es estandarizar la unidad que refleje el esfuerzo de muestreo para que los resultados puedan ser comparables entre sitios o en temporalidad. La ventaja de estas trampas es que colectan una fracción de la población que puede estar asociada con el ciclo enzoótico de *Leishmania* spp. y que se pueden obtener estimadores de infección. Una desventaja es que se necesita mantener un constante cuidado de los ratones que sirvan como cebo. También el diseño mejorado de una trampa Disney representa un área de oportunidad. En Brasil se evaluó una nueva versión de ella, la cual tuvo un 59.6 % de la colecta y con una selectividad al coleccionar predominantemente de *Evandromyia bourrouli* (52.26 %) y *Bichromomyia flaviscutellata* (41.4 %) (138). También se han diseñado trampas con en el

mismo principio de atracción de los cebos en jaulas y cuyos componentes también requieren una charola colectora impregnada con aceite de ricino. Esta trampa se evaluó en Panamá a dos alturas como lo fueron a nivel del suelo y en el dosel (10.3-13.4 m) con las cuales, se capturaron (59.69%) especímenes de seis especies en el dosel (139). Otra trampa consiste en un cubo de 28 cm³, la cual tiene dos de sus lados con embudos fijos y dirigidos hacia el interior donde se encontraban los ratones cebo y en los otros dos lados se habían costurado dos mangas de tela para permitir la manipulación al interior de la trampa. Esta trampa fue evaluada para comparar la atracción de diferentes cebos animales y lograron capturar 1720 individuos de ocho especies, siendo *Phlebotomus rodhaini* (76.45 %) y *Ph. heischii* (28.72 %) las más abundantes (140).

Otro tipo de trampas

También existen otras trampas que se han usado en diferentes lugares. Por ejemplo: (141) en Anatolia, Turquía, (142) en Alachua, Florida, EE.UU., (143) en diversos sitios en Israel, (144) en Turquía, (145) en Aswan, Egipto, (146) en Valle Jordan, Israel, (147) al norte del mar Muerto en Jericho, Israel, (148,149) en la Provincia de Isfahan, Irán, (150) en Argentina, (151) en localidades diversas en Perú, que hacen comparaciones de trampas comerciales como las CDC, BG-Sentinel®, Mosquito Magnet X®, entre otros y que resultarían muy extenso comparar en esta sección porque evalúan la eficiencia con múltiples variables como colocación, rotación y factores como temperatura, colores, por mencionar algunas. Existen otras variaciones y un ejemplo es el diseñado en Arabia Saudita (152), el cual consiste en una armazón de paneles de plástico de 4 mm de espesor y de tamaño 23 x 31.5 cm, entre el espacio que queda en los paneles de plástico se introducen dos hojas de papel calca (90-95 g/m²) y estos paneles se colocan a la entrada de madrigueras. El aceite de ricino se impregna sobre las hojas de papel calca y como atrayente se coloca una linterna a contraluz. Con este método se obtuvo un mayor número de ejemplares en comparación con las cartulinas y aceite de ricino. En Omán, se diseñaron redes de

forma rectangular de 1 x 1.5 m con una extensión de 2 m y terminando en un cilindro de 5 cm, que se monta sobre un vehículo y éste se conduce a 40 km/h por 15 km. Con este método se pudieron capturar 2,216 individuos de siete especies siendo *Sergentomyia clydei*, *Phlebotomus alexandri* y *Sergentomyia tiberiadis* las más abundantes (153).

En Baringo, Kenia, trampas *up-draft* se compararon con una trampa CDC y paneles de plástico impregnados con aceite de ricino, encontrando que los diseños *up-draft* capturaron 782 individuos contra 302 de la trampa CDC normal y 330 de los paneles pegajosos (154). Puggedo y cols. (155) en Minas Gerais, Brasil, realizaron una modificación de la trampa de luz CDC llamada HP, la cual compararon contra la trampa CDC encontrando que la trampa HP capturó 1312 individuos contra 379 de las trampas CDC.

En Jericho, Israel, se probaron trampas CDC con luz incandescente y luz UV y encontraron que las mayores capturas fueron con el diseño de charolas de aluminio y luz UV y las trampas CDC con luz UV (156). Las botellas pegajosas son de plástico a las cuales se les cortan la parte superior y al interior se les coloca papel impregnado con aceite de motor y estas trampas se colocan en la entrada de madrigueras. Con estas trampas se capturaron 46 individuos de *Ph. papatasi* (157).

CONSIDERACIONES FINALES Y PERSPECTIVAS FUTURAS

Los métodos de colecta en esta revisión son los más comunes y existen variantes que han sido evaluadas en diferentes épocas, para distintas especies y en diferentes regiones biogeográficas. La eficiencia de cada método dependerá del entendimiento del mecanismo de operación de la trampa, así como los lugares en los que emplazan y de la serie de covariables ambientales que afectan la respuesta. Las poblaciones de una especie están constituidas por diferentes edades cronológicas, fisiológicas, con diferentes historias tróficas, reproductivas, de infección o de procesos de dispersión y que por lo tanto no todas esas fracciones son igualmente detectables en un momento dado. Lo importante es

recordar dos aspectos fundamentales: 1) la detección de especies es imperfecta por principio y 2) que los parámetros poblacionales relativos al número total de especies, abundancia total o promedio, densidad, tamaño poblacional, riqueza, diversidad o prevalencia de infección serán siempre desconocidos y lo que en realidad se obtiene con las trampas son los estimadores muestrales de esos parámetros poblacionales, es decir: $(\hat{\theta} = \theta)$, donde θ es el parámetro poblacional. Por eso es recomendable que se reporten los valores de error estándar e intervalos de confianza.

¿Cuáles son las perspectivas futuras?, básicamente éstas pueden abarcar dos puntos importantes: 1) es necesario invertir en el desarrollo y evaluación de métodos de muestreo para mejorar la detección de las especies considerando que los ambientes ecológicos son heterogéneos y 2) que los métodos de muestreo también podrían generar información sobre la historia natural de las especies.

AGRADECIMIENTOS

Eduardo A. Rebollar-Téllez recibió financiamiento de los proyectos Paicyt (CN1186-20, CN1564-21, UANL) para poder realizar los recientes trabajos de campo. Sergio Ibáñez-Bernal recibió el apoyo del proyecto INECOL-10816.

REFERENCIAS

- Lewis DJ. Phlebotomid sandflies. *Bull Wd Health Org* 1971 44: 535-551.
- Lewis DJ. Phlebotomidae and Psychodidae (sand-flies and moth-flies). In: K. G. V. Smith (Ed.) *Insects and other Arthropods of Medical Importance*. The Trustees of the British Museum (Natural History). London, UK. 1973. P. 155-179.
- Lewis DJ. The biology of Phlebotomidae in relation to leishmaniasis. *Ann Rev Entomol*. 1974 19: 363-384. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.19.010174.002051>
- Forattini OP. *Entomología Médica. IV. Psychodidae. Leishmanioses. Bartonelose*. Edgar Bulcher, São Paulo. 1973.
- Minter DM. Phlebotominae sandflies. In: *Manson's Tropical Disease*. 18th edition. In: P. E. C. Manson-Barh & F. I. C. Apter (Eds.). Baillere Tindall. London. 1982. P. 743-759.
- Ward RD. Vector biology and Control. In: K. P. Chang & R. S. Bray (Eds.) *Leishmaniasis*. Elsevier Science Publishers. 1985. P. 199-212.
- Young DG, Lawyer PG. New World vectors of the Leishmaniasis. In: K. F. Harris (Ed.). *Current Topics in Vector Research Vol 4*. Springer-Verlag, New York. 1987. P. 29-71.
- Lane RP. Sandflies (Phlebotominae). pp. 78-119. In: R. P. Lane & R. W. Crosskey, R. W. (Eds.) *Medical Insects and Arachnids*. Chapman & Hall. London. 1993.
- Lane R, Alexander B, Ferro C, Montoya J, Palma G. Leishmaniasis. pp. 5-81. In: B. L. Travi & J. M. Montoya (Eds.) *Manual de Entomología Médica para Investigadores de América Latina*. Fundación Centro Internacional de Entrenamiento e Investigaciones Médicas (CIDEIM). Cali, Colombia. 1994.
- Killick-Kendrick R. Methods for the study of phlebotomine sandflies. In: W. Peters & R. Killick-Kendrick (Eds.). *The Leishmaniasis in Biology and Medicine*. Academic Press, London, UK. 1987. P. 477-497.
- Killick-Kendrick R. The biology and control of phlebotomine sand flies. *Clinics in Dermatology*, 1999 May-Jun; 17: 279-289. [https://doi.org/10.1016/s0738-081x\(99\)00046-2](https://doi.org/10.1016/s0738-081x(99)00046-2)
- Killick-Kendrick R. Phlebotomine sand flies: biology and control. In: J. P. Farrell (ed.) *World Class Parasites: Volume 4. Leishmania*. Kluwer Academic Publishers. Norwell, Massachusetts. 2002. P. 33-43.
- Lawyer PG, Perkins PV. Chapter 8. Leishmaniasis and Trypanosomiasis. In: B. F. Eldridge & J. D. Edman (Eds.) *Medical Entomology. A Textbook on Public Health and Veterinary Problems Caused by Arthropods*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherlands. 2000. P. 231-298.
- Theodor O. Classification of the Old World species of the subfamily Phlebotominae (Diptera: Psychodidae). *Bull Entomol Res*. 1948 May; 39(1): 85-115. <https://doi.org/10.1017/s0007485300024305>
- Barretto MP. Sobre a sistemática da subfamília Phlebotominae Rondani (Diptera: Psychodidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 1955 3: 173-190
- Fairchild GB. The relationships and classification of the Phlebotominae (Diptera, Psychodidae). *Ann Entomol Soc Am*. 1955 May; (3): 182-196. <https://doi.org/10.1093/aesa/48.3.182>
- Theodor O. On the classification of American Phlebotominae. *J Med Entomol*. 1965 Jun; 2(2): 171-197. <https://doi.org/10.1093/jmedent/2.2.171>
- Perfil'ev PP. Fauna of U.S.S.R. (Diptera) Vol. III. (Translated from Russian by the Israel Program for Scientific Translations) Jerusalem. 1968.
- Abonnec E. Les phlébotomes de la région Ethiopienne (Diptera: Psychodidae). *Mémoires de l'Office de la Recherche Scientifique et Technique d'Outre-Mer*. No. 55. 1972.

20. Abonnec E, Leger N. Sur une classification rationnelle des Dipteres Phlebotomidae. Cahirs d'Office de la Recherche Scientifique et Technique Outremer, Série Entomologie Medicale et Parasitologie. 1976 1: 69-78.
21. Lewis DJ, D.G. Young DG, Fairchild GB, Minter DM. Proposals for a stable classification of the Phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae). Syst Entomol. 1977 Oct; 2(4): 319-322. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.1977.tb00381.x>
22. Martins AV, Williams P, Falcão AL. American Sand Flies (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae). Academia Brasileira de Ciências. Rio de Janeiro, RJ. 1978.
23. Young D, Perkins PV. Phlebotominae sand flies of North America (Diptera: Psychodidae). J Am Mosq Control Ass. 1984 Jun; 44(2): 263-306. https://www.biodiversitylibrary.org/content/part/JAMCA/MN_V44_N2_P263-304.pdf
24. Artemiev MM. A classification of the subfamily Phlebotominae. Parassitologia 1991 Dec; 33(suppl): 69-77.
25. Williams, P. Relationships of phlebotomine sand flies (Diptera). Mem Inst Oswaldo Cruz. 1993 Apr-Jun; 88(2): 177-183. <https://doi.org/10.1590/s0074-02761993000200001>
26. Young DG, Duncan MA. Guide to the identification and Geographic Distribution of *Lutzomyia* Sand Flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae). Associated Press. American Entomological Institute. Gainesville. 1994.
27. Galati EAB. Phylogenetic systematics of the Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) with emphasis on American groups. Bol Dir Malaria San Amb. 1995 35 (Supplement 1), 133-142.
28. Galati EAB. 2. Morfología e Taxonomia, 2.1. Classificação de Phlebotominae. In: Rangel, E.F. & Lainson, R. (Eds.), Flebotomíneos do Brasil. Ed. FIOCRUZ, Rio de Janeiro, Brazil, 2003. P. 23-175.
29. Ibáñez-Bernal S. Los Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Universidad Nacional Autónoma de México. 2000a.
30. Ibáñez-Bernal S. Psychodidae (Diptera). pp. 607-626. In: J. E. Llorente-Bousquets, E. González-Soriano & N. Papayero (Eds.). *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México*. Hacia una Síntesis de su Conocimiento. Volumen II. Instituto de Biología, UNAM. México, D. F. 2000b.
31. Ibáñez-Bernal S. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. V. Clave ilustrada para la identificación de los machos de *Lutzomyia* França. Folia Entomol Mex 2005a Abr; 44: 49-56. <https://www.redalyc.org/pdf/424/42444106.pdf>
32. Ibáñez-Bernal S. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. VI. Clave ilustrada para la identificación de las hembras de *Lutzomyia* França. Folia Entomol Mex 2005b Ago; 44: 195-212. <https://www.redalyc.org/pdf/424/42444208.pdf>
33. Ibáñez-Bernal S, Hernandez-Xoliot RA, Mendoza F. Collections of Bruchomyiinae and Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) from the north-central portion of the state of Veracruz, Mexico, with description of a new species. Zootaxa 2006 Jul; 1270: 19-33. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.1270.1.2>
34. Ibáñez-Bernal S, Suarez-Landa T, Mendoza F. An updated checklist of the phlebotomine sandflies of Veracruz, Mexico (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) Zootaxa 2011 Jun; 2928: 29-40. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.2928.1.3>
35. Ibáñez-Bernal S, Munoz J, Rebollar-Téllez EA, Pech-May A, Marina CF. 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 2015 Jul. 3995(2): 151-186. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3994.2.1>
36. Ibáñez-Bernal S, Durán-Luz, J. An actualized catalogue of the Psychodidae (Diptera) of México and their known distribution by state. Zootaxa 2022; (in press).
37. Godínez-Álvarez A, Ibáñez-Bernal S. Catálogo de Psychodidae (Diptera) de la colección de artrópodos con importancia medica del INDRE, secretaria de Salud. México. Acta Zoologica Mexicana (n.s.) 2010 Abr; 26(1) 99-121. <http://www.scielo.org.mx/pdf/azm/v26n1/v26n1a8.pdf>.
38. Rebollar-Téllez EA, Castillo-Vera A, & S. Ibáñez-Bernal. S. Ecología química de Phlebotominae (Diptera: Psychodidae), En: Rojas-León, J. & E. A. Malo-Rivera (Eds.) Temas Selectos en Ecología Química de Insectos. El Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR). 2012. P. 120-140.
39. Chaniotis, BN. V. Phlebotomine sand flies (Family Psychodidae). pp. 19-30. In: R. A. Bram (Ed.). *Surveillance and Collection of Arthropods of Veterinary Importance*. United States Department of Agriculture. Agriculture Handbook 1978 No. 518. Washington, D. C.
40. Alexander B. 2000. Sampling methods for phlebotomine sandflies. Med Vet Entomol. (2000) 14: 109-122. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2000.00237.x>
41. Alten B, Ozbel Y, Ergunay K, Kasap OE, Cull B. y cols. Sampling strategies for phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in Europe. Bull Entomol Res. 2015 105(6): 664-678. <https://doi.org/10.1017/S0007485315000127>.
42. Chaniotis BN, Anderson JR Age structure, population dynamics and vector potential of *Phlebotomus* in northern California. J Med Entomol. 1968 Aug; 5: 273-292. <https://doi.org/10.1093/jmedent/5.3.273>
43. Comer JA, Corn JL. Funnel trap for the capture of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) from

- tree holes. *J Med Entomol.* 1991 Mar; 28: 289-292. <https://doi.org/10.1093/jmedent/28.2.289>
44. Comer JA, Kavanaugh DM, Stallknecht DE, Corn JL. Population dynamics of *Lutzomyia shannoni* (Diptera: Psychodidae) in relation to the epizootiology of vesicular stomatitis virus on Ossabaw Island, Georgia. *J Med Entomol.* 1994 Nov; 31: 850-854. <https://doi.org/10.1093/jmedent/31.6.850>
 45. Rebollar-Téllez EA, Andrade-Narvaez FJ, Fernández-Salas I, Reyes-Villanueva F. Collections of sand flies (Diptera: Psychodidae) from mammal burrows in an area of cutaneous leishmaniasis in Campeche, Mexico. *Entomol News.* 1996a Nov-Dec; 107(5): 317-321. <https://www.biodiversitylibrary.org/part/31190>
 46. Christensen HA, Fairchild GB, Herrer A, Johnson CM, Young DG, Vásquez AM. The ecology of cutaneous leishmaniasis in the republic of Panama. *J. Med Entomol* 1983 Oct; 20: 463-484. <https://doi.org/10.1093/jmedent/20.5.463>
 47. Warburg A. An improvised air filter for sandfly aspirators. *Med Vet Entomol* 1989 Jul; 3(3): 325-326. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2915.1989.TB00237.X>
 48. Meyer RP, Reisen WK, Hill BR, Martinez VM. The "AFS Sweeper", a battery-powered backpack mechanical aspirator for collecting adult mosquitoes. *Mosq. News* 1983 43(3) 346-350.
 49. Vazquez-Prokopec GM, Galvin WA, Kelle R, Kitron V. A new, cost-effective, battery-powered aspirator for adult collection. *J. Med. Entomol* 2009 Nov; 46(6): 1256-1259. <https://doi.org/10.1603/033.046.0602>
 50. Montes de Oca-Aguilar, AC, Moo-Llanes D, Rebollar-Téllez EA. Adult sand fly species from diurnal resting sites on the Peninsula of Yucatan, Mexico. *Southwest Entomol* 2013 Jun; 38(2): 241-249. <https://doi.org/10.3958/059.038.0209>
 51. Vårdal H, Taeger, A. The life of René Malaise: from the wild east to a sunken island. *Zootaxa*, 2011 Dec; 3127(1): 38-52. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3127.1.2>
 52. Evans Fc, Owen D. Measuring insect flight activity with a Malaise trap. *Papers of the Michigan Academy of Sciences* 1965 1: 89-94.
 53. Sheikh, AH, Thomas M, Bhandari R y Meshram, H. Malaise trap and insect sampling: a mini review. *Bio Bulletin* 2016 Sep; 2(2): 35-40.
 54. Townes H. Design for a malaise trap. *Proc Ent Soc Wash* 1962 64: 253-262.
 55. Townes H. A light-weight Malaise trap. *Entomol News* 1972 83: 239-247.
 56. Quate LW. *Phlebotomus* sandflies of the Paloich area in the Sudan (Diptera, Psychodidae). *J Med Entomol* 1964 Oct; 1(3): 213-268. <https://doi.org/10.1093/jmedent/1.3.213>
 57. Easton ER, Price MA, Graham OH. The collection of biting flies in west Texas with Malaise and animal-baited traps. *Mosquito News.* 1968 28(3):465-469.
 58. Andrade-Filho JD, de Oliveira RC, Fonseca. AR. Flebotomíneos (díptera: Psychodidae) colectados com Armadilha malaise no Centro-Oeste de Minas Gerais. *Neotropical Entomology.* 2008 Feb; 37: 104-106. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2008000100018>
 59. Young DG, Arias JR. Phlebotomine sandflies in the Americas. Pan American Health Organization. Technical paper no. 33. Washington, D, C., USA. 26 pp. 1991.
 60. Van Achterberg K. Can Townes type Malaise traps be improved? Some recent developments. *Entomologische berichten.* 2009 69(4): 129-135.
 61. El Said S, Beier JC, El Sawaf BM, Doha S, El Kordy E. Sand flies (Diptera: Psychodidae) associated with visceral leishmaniasis in El Agamy Alexandria Governorate, Egypt. II. Field behavior. *J Med Entomol.* 1986 Dec; 23(6): 609-615. <https://doi.org/10.1093/jmedent/23.6.616>
 62. Maranga RO, Irungu LW, Mutinga MJ. Investigations into phlebotomine sandflies in the Nairobi area. *Insect Sci Appl.* 1994 15(2): 145-153. <https://doi.org/10.1017/S174275840001537X>
 63. Elnaiem DA, Hassan HK, Ward RD. Phlebotomine sandflies in a focus of visceral leishmaniasis in a border area of eastern Sudan *Annals Trop Med. Parasitol* 1997 Apr; 91: 307-318. <https://doi.org/10.1080/000349897611157>.
 64. Papadopoulos B, Tselentis Y. Sandflies on the Island of Corfu, Greece. *Parasite* 1998 Dec; 5(4): 387-391. <https://doi.org/10.1051/parasite/1998054387>
 65. Kamhawi S, Abdel-Hafez SK, Molyneux DH. A comprehensive account of species composition, distribution and ecology of phlebotomine sandflies in Jordan. *Parasite* 1995 Jun; 2(2): 163-172. <https://doi.org/10.1051/parasite/1995022163>
 66. Yaghoobi-Ershadi y Akhavan AA. Entomological survey of sandflies (Diptera: Psychodidae) in a new focus of zoonitic cutaneous leishmaniasis in Iran. *Acta Tropica* 1999 Oct; 73(3): 321-326. [https://doi.org/10.1016/S0001-706X\(99\)00038-8](https://doi.org/10.1016/S0001-706X(99)00038-8)
 67. Sawalha SS, Shtayeh MS, Khanfar HM, Warburg A, Abdeen ZA. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) of the Palestinian west bank: potential vectors of leishmaniasis. *J. Med Entomol.* 2003 May; 40(3): 321-328. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-40.3.321>
 68. Basimike M, Mutuku MJ, Mutero CM. Vertical distribution of phlebotomine sandflies in two habitats in Marigat Leishmaniasis endemic focus, Baringo district, Kenya. *Insect Sci Appl.* 1989 Oct; 10: 645-650. <https://doi.org/10.3958/059.041.0315>
 69. Moncaz A, Gebresilassie A, Kirstein O, Faiman R, Gebre-Michael T, Hailu A, Warburg A. Attraction

- of phlebotomine sand flies to baited and non-baited horizontal surfaces. *Acta Tropica* 2013 Jun;126(3): 205-210. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2013.02.024>
70. Jones TM, Balford A, Quinnell RJ. Adaptive female choice for middle-aged mates in a lekking sandfly. *Proc R Soc London series B*. 2000 Apr; 267: 681-686. <https://doi.org/10.1098/rspb.2000.1056>
71. Elnaiem DE, Khogali A, Alsharif B, Dakein O, Jibreel T, Hassan M. y cols. Understanding sand fly sampling methods: sticky traps are attraction-based and not interceptive sampling tools of *Phlebotomus*. 2020 Jul; *Parasites & Vectors*, 13: 389. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04249-1>.
72. Mellor HE Hamilton JGC. Navigation of *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) under dusk or starlight conditions. *Bull Entomol Res*. 2003 Aug; 93(4): 315-322. <https://doi.org/10.1079/ber2003248>
73. Wheeler A, Feliciangeli MD, Ward RD, Maingon RD. Comparisons of sticky-traps and CDC light traps for sampling phlebotomine sandflies entering houses in Venezuela. *Med Vet Entomol* 1996 Jul; 10(3): 295-298. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1996.tb00747.x>
74. Rodriguez-Rojas JJ, Arque-Chnga W, Fernandez-Salas I, Rebollar-Téllez EA. Comparative field evaluation of different traps for collecting adult phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in an endemic area of cutaneous leishmaniasis in Quintana Roo, Mexico. *J. Am Mosq. Control Assoc* 2016 Jun; 32(2) 103-116. <https://doi.org/10.2987/moco-32-02-103-116.1>
75. Burkett DA, Knigh R, Dennett JA, Sherwood V, Rowton E, Coleman RE. Impact of phlebotomine sand flies on U.S. Military operations at Tallil Air Base, Iraq: 3. evaluation of surveillance devices for the collection of adult sand flies. *J Med Entomol* 2007 Mar; 44(2); 381-384. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-44.2.381>.
76. Mulhern TD. A new development in mosquito traps. *Proc 21st Ann. Meeting N.J. Mosq. Exterm. Assoc.* 1934. p. 137.
77. Mulhern TD. A measuring instrument for determining accurately the displacement of air and consequently the mechanical efficiency of the New Jersey mosquito trap. *Proc. 35th Ann. Meeting N. J. Mosq. Exterm. Assoc.* 1948. p. 90.
78. Mulhern TD. Better results with mosquito light traps through standardizing mechanical performance. *Mosquito News* 1953 13: 130-133.
79. Ortega-Gutiérrez M. Flebotomos de la Cuenca del Balsas (Diptera: Psychodidae) Tesis Biólogo. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. 1966.
80. Sudia WD, Chamberlain RW. Battery-operated light trap, an improved model. *Mosquito News*. 1962 22(2): 126-129.
81. Killick-Kendrick R, Wilkes TJ, Alexander J, Bray RS, Rioux JA, Bailly M. The distance of attraction of CDC light traps to phlebotomine sandflies. *Ann. Parasitol. Hum Comp* 1985 Mar; 60: 765-767. <https://doi.org/10.1051/PARASITE/1985606763>
82. Valenta DT, Tang YS, Añez N. A new method to determine the distance at which phlebotomine sandflies are attracted to light under field conditions. *Proc. 2nd Innt Symp on Phlebotomine Sand Flies (ISOPS II)*, Merida, Venezuela. *Bol. Dirección Malar. Saneamiento Ambiental* 1995 35: 353-358.
83. Williams P. Phlebotomine sandflies and leishmaniasis in British Honduras (Belize). *Trans Royal Soc Trop Med Hyg* 1970 64(3): 317-364. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(70\)90171-9](https://doi.org/10.1016/0035-9203(70)90171-9)
84. Cortez AM, Silva VPM, Queiroz PVS, Andrade HTA, Loiola MIB, Ximenes MFFM. Vertical stratification and development aspects of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in an area of Atlantic Forest tree species in a metropolitan region in northeastern Brazil. *J Vector Ecol.* 2007 Dec; 32: 336-341. [https://doi.org/10.3376/1081-1710\(2007\)32\[336:vsadao\]2.0.co;2](https://doi.org/10.3376/1081-1710(2007)32[336:vsadao]2.0.co;2)
85. Arque-Chunga W, Rodriguez-Rojas JJ, Fernandez-Salas I, Rebollar-Tellez EA. Distribución vertical de flebotomíneos en un área endémica de leishmaniasis en el sureste de México. *Southwest. Entomol.* 2016 Sep; 41: 735-740. <https://doi.org/10.3958/059.041.0315>
86. Hoel DF, Butler JF, Fawaz EY, Watany N, El-Hossary SS Villinski J. Response of phlebotomine sand flies to light-emitting diode-modified light traps in southern Egypt. *J Vector Ecol.* 2007 Dec; 32(2): 302-308.
87. Soares-Silva FS, Brito JM, Costa-Neta BM, Duarte-Lobo SEP. Evaluating of light-emitting diodes as attractant for sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in northeastern Brazil. *Mem. Inst Oswaldo Cruz* 2015 Sep; 110(6): 801-803. <https://doi.org/10.1590/0074-02760150132>
88. Fernandez MS, Martinez MF, Perez AA, Santini MS, Gould IT, Salomon O. Performance of light-emitting diode traps for collecting sand flies in entomological surveys in Argentina. *J Vector Ecol.* 2015 Dec; 40: 373-378. <https://doi.org/10.1111/jvec.12176>.
89. Silva FS, da Silva AA, Rebêlo JMM. An evaluation of light-emitting diode (LED) traps at capturing phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a livestock in Brazil. *J. Med. Entomol* 2016 May; 53(3): 634-638. <https://doi.org/10.1093/jme/tjw016>
90. Silva MMM, Inácio CLS, Pinheiro MPG, Ximenes MFFM. Phlebotomines (Diptera: Psychodidae) and mosquitoes (Diptera: Culicidae) surrounding an environmental protection zone in the metropolitan region of Natal: use of light-emitting diode (LED) bulbs in entomological surveillance. *Neotrop Entomol* 2020

- Oct; 49(5):768-779. <https://doi.org/10.1007/s13744-020-00802-w>
91. Sierpre-Jeraldo VL, Casanova C, De-Araujo ED, Rocha-Cruz DE, Pinto MC De-Melo CM. Type of light in sand fly captures (Diptera: Psychodidae) Acta Biol Colomb. 2012 Nov; 17(3): 675-678. <http://www.scielo.org.co/pdf/abc/v17n3/v17n3a15.pdf>
 92. Gaglio G, Napoli E, Arfuso F, Abbate JM, Giannetto Sy Brianti E. Do different LED colours influence sand fly collection by light trap in the Mediterranean? Mio Med Research International. 2018 Jun; <https://doi.org/10.1155/2018/6432637>
 93. Serrano AK, Malo EA, Mikery PF, Castillo A. Respuesta de *Lutzomyia cruciata* a trampas de luz CDC modificadas con diodos emisores de luz. Southwest Entomol. 2016 Nov ; 41(4) : 1161-1173. <https://doi.org/10.3958/059.041.0413>
 94. Lima-Neto AR, Costa-Neta BM, da-Silva AA, Brito JM, Aguiar JVC, Ponte IS, y cols. The effect of luminous intensity on the attraction of phlebotomine sand flies to light traps. J. Med. Entomol 2017 May; 55(3): 731-734. <https://doi.org/10.1093/jme/tjx229>
 95. Mellor HE, Hamilton JGC, Ward RD. Spectral sensibility in the eyes of male and female *Lutzomyia longipalpis* sandflies. Med Vet Entomol 1996 Oct; 10(4): 371-374. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1996.tb00759.x>
 96. Souza NA, Andrade-Coelho CA, Silva VC, Peixoto AA, Rangel EF. Moonlight and blood-feeding behaviour of *Lutzomyia intermedia* and *Lutzomyia whitmani* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae), vectors of American cutaneous leishmaniasis in Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2005 Feb; 100(1): 39-42. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762005000100007>.
 97. Gebresilassie A, Yared S, Aklilu E, Kirstein OD, Moncaz A, Tekie H. The influence of moonlight and lunar periodicity on the efficacy of CDC light trap in sampling *Phlebotomus (Larrousius) orientalis* Parrot, 1936 and other *Phlebotomus* sandflies (Diptera: Psychodidae) in Ethiopia. Parasites & Vectors 2015 Feb; 8: 106. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0723-7>
 98. Kasili S, Ngumbi PM, Koka H, Bgere FG, Kioko E, Odemba N. y cols. Comparative performance of light trap types, lunar influence and sandfly abundance in Baringo district, Kenya. J. Vector Borne Dis 2010 Jun; 47: 108-112. <http://www.mrcindia.org/journal/issues/472108.pdf>
 99. Santos-de-Marco T, De-Mello-Gaia MC, Brazil RP Influence of the lunar cycle on the activity of Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) J Am Mosq Control Assoc. 2002 Jun;18(2): 114-118. https://www.biodiversitylibrary.org/content/part/JAMCA/JAMCA_V18_N2_P114-118.pdf
 100. Gibb, PA, Anderson TJC, Dye C. Are nulliparous sandflies light-shy? Trans Royal Soc Trop Med Hyg 1988 Mar-Apr; 82: 342-343. <http://doi.org/10.1155/2018/6432637>
 101. Campbell-Lendrum D, Pinto MC, Davies C. Is *Lutzomyia intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) more endophagic than *Lutzomyia whitmani* (Antunes & Coutinho, 1939) because it is more attracted to light? Mem Inst Oswaldo Cruz 1998 Jan-Feb; 94(1): 21-22. <https://doi.org/10.1590/s0074-02761999000100008>
 102. Dinesh DS, Das P, Picado A, Davies C, Spegbroeck N, Boelaert M, Coosemans M. The efficacy of indoor CDC light traps for collecting the sandfly *Phlebotomus argentipes*, vector of *Leishmania donovani*. Med Vet Entomol 2008 Jun; 22: 120-123. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2008.00724.x>.
 103. Davies CR, Lane RR, Villaseca P, Pyke S, Campos P, Llanos-Cuentas A. The relationship between CDC light-trap and human-bait catches of endophagic sandflies (Diptera: Psychodidae) in the Peruvian Andes. Med Vet Entomol 1995 Jul; 9: 24-248. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1995.tb00129.x>
 104. Theodor, U, Campana-Lonardon MV, Verzignassi-Silveira TG, de Cassia-Dias A, Abbas M, Alberton D, Rodriguez dos Santos D. Light and heat as attraction factors of *Nyssomyia whitmani* in a rural area, southern Brazil. Rev Saúde Publica 2007 Jun; 41(3): 1-5. (Portugués) <https://doi.org/10.1590/s0034-89102007000300009>
 105. Chaniotis BN. Improved trapping of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in light traps supplemented with dry ice in a neotropical rain forest. J Med Entomol 1983 Mar; 20(2): 222-223. <https://doi.org/10.1093/jmedent/20.2.222>.
 106. Veronesi E, Pilani R, Carrieri M, Bellini R. Trapping sand flies (Diptera: Psychodidae) in the Emilia-Romagna region of northern Italy, J. Vector Ecol. 2007 Dec; 32(2): 313-318. [https://doi.org/10.3376/1081-1710\(2007\)32\[313:tsfdpi\]2.0.co;2](https://doi.org/10.3376/1081-1710(2007)32[313:tsfdpi]2.0.co;2).
 107. Andrade AJ, Andrade MR, Dias ES, Pinto MC, Eiras AE. 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) Mem Inst Oswaldo Cruz. 2008 Jun; 103(4): 337-343. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762008000400004>
 108. Pinto MC, Barbieri K, Silva MCE, Graminha MAS, Casanova C., Andrade AJ y Eiras AE. Octenol as attractant to *Nyssomyia neivai* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in the field. J. Med Entmol 2011 Jan; 48(1): 39-44. <https://doi.org/10.1603/me10081>
 109. Araújo-da-Silva A, Macário-Rebêlo JM, Ferreira-Carneiro B, Pereira-Castro MP, de-Souza-de-Almeida M, Silva-Ponte I y cols. Exploiting the synergistic

- effect of kairomones and light-emitting diodes on the attraction of phlebotomine sand flies to light in Brazil. *J Med Entomol* 2019 Sep; 56(5): 1441-1445. <https://doi.org/10.1093/jme/tjz073>.
110. Bray DP, Alves GB, Dorval ME, Brazil RP, Hamilton JGC. Synthetic sex pheromone attracts the leishmaniasis vector *Lutzomyia longipalpis* to experimental chicken sheds treated with insecticide. *Parasites & Vectors* 2010 Mar; 3: 16. <https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/1756-3305-3-16>
 111. Bray DP, Carter V, Alves GB, Brazil RP, Bandi KK, Hamilton JGC. Synthetic sex pheromone in a long-lasting lure attracts the visceral leishmaniasis vector, *Lutzomyia longipalpis*, for up to 12 weeks in Brazil. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 2014 Mar 8(3) e2723. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002723>
 112. González MA, Bell M, Souza CF, Maciel-de-Freitas R, Brazil RP, Courtenay O, Hamilton JGC. Synthetic sex-aggregation pheromone of *Lutzomyia longipalpis*, the south American sand fly vector of *Leishmania infantum*, attracts males and females over long-distance. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 2020 Oct;14(10) e0008798. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008798>
 113. Chaniotis BN, Correa MA, Tesh RB, Johnson KM. Daily and seasonal man-biting activity of phlebotomine sandflies in Panama. *J Med Entomol* 1971 Oct; 8: 415-420. <https://doi.org/10.1093/jmedent/8.4.415>
 114. Ravinovich JE, Feliciangeli MD Parameters of *Leishmania braziliensis* transmission by indoor *Lutzomyia ovallesi* in Venezuela. *Am J Trop Med Hyg.* 2004 70(4): 373-382. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2004.70.373>
 115. Shannon RC. Methods for collecting and feeding mosquitoes in jungle yellow fever studies. *Am J Trop Med Hyg.* 1939 Mar; 19: 131-140. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1939.s1-19.131>
 116. Perez JE, Villaseca P, Llano-Cuentas A, Campos M, Guerra H. Técnicas para coleccionar "titiras" (*Lutzomyia* spp., Diptera: Psychodidae) en ambientes altoandinos peruanos. *Rev Per Ent.* 1987 Dic; 30: 77-80. <https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/entomologia/v30/pdf/a19v30.pdf>
 117. Barraud PJ. A simple method for long carriage of living mosquitoes over long distances in the tropics. *Indian J. Med. Res.* 1929 17: 281-285.
 118. Rebollar-Téllez EA, Ramírez-Fraire A, Andrade-Narvaez, FJ. A two years study on vectors of cutaneous leishmaniasis. Evidence for sylvatic transmission cycle in the state of Campeche, Mexico. *Mem do Inst Oswaldo Cruz.* 1996b Oct; 91(5): 555-560. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761996000500004>
 119. Rebollar-Téllez EA, Tun Ku E, Manrique-Saide P, Andrade-Narvaez FJ. 2005. Relative abundance of sandfly (Diptera: Phlebotomidae) in two villages in the same area of Campeche, in southern Mexico. *Ann Trop Med Parasitol.* 2005 Mar; 99(2): 193-201. <https://doi.org/10.1179/136485905X16390>.
 120. Pech-May A, Escobedo-Ortegón FJ, Berzunza-Cruz M, Rebollar-Téllez EA. Incrimination of four sandfly species previously unrecognised as vectors of *Leishmania* parasites in Mexico. *Med Vet Entomol.* 2010 Jun; 24(2): 150-161. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2010.00870.x>
 121. Sánchez-García L, Berzunza-Cruz M, Becker-Fausser I, Rebollar-Téllez EA. Sand flies naturally infected by *Leishmania (L.) mexicana* in the peri-urban area of Chetumal city, Quintana Roo, México. *Trans R Soc Royal Soc, Trop Med and Hyg* 2010 Jun; 104(6): 406-411. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2010.01.010>
 122. May-Uc E, Hernández-Arana H, Rebollar-Téllez, EA. Distribución de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) en Quintana Roo, México. *Acta Zoológica Mexicana,* 2011Ago; 27(2): 273-289. <http://www.scielo.org.mx/pdf/azm/v27n2/v27n2a5.pdf>
 123. Pech-May, A., Peraza-Herrera, G., Moo-Llanes, D. A., Escobedo-Ortegón, F. J., Berzunza-Cruz, M., Becker-Fausser, I., Montes de Oca-Aguilar, A. C., Rebollar-Téllez, E. A. (2016). Assessing the importance of four sandfly species (Diptera: Psychodidae) as vectors of *Leishmania mexicana* in Campeche, Mexico. *Med Vet Entomol.* 2016 Sep; 30(3), 310-320. <http://dx.doi:10.1111/mve.12169>
 124. Rodríguez-Rojas JJ, Rebollar-Téllez EA. Effect of trapping methods on the estimation of alpha diversity of a phlebotomine sandfly assemblage in southern Mexico. *Med Vet Entomol* 2017 Dec; 31(4): 392-401. <https://doi.org/10.1111/mve.12253>
 125. Perez J, Virgen A, Rojas JC, Rebollar-Téllez EA, Castillo A, Infante F, y cols. Species composition and seasonal abundance of sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in coffee agroecosystems. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2014 109(1) 80-86. <https://doi.org/10.1590/0074-0276130224>
 126. Mikery Pacheco OM, Rojas de León JC, Rebollar Téllez EA, Castillo-Vera A. Sandfly (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) species diversity in an urban area of the municipality of Tapachula, Chiapas, Mexico. *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 2015 Jan; 110(1) 1-3. <http://doi:10.1590/0074-0276140351>
 127. Casas-Martínez, M, Orozco-Bonilla A, Muñoz-Reyes M, Ulloa-García A, Bond JG, Valle-Mora J, Weber M, Rojas JC. A new tent trap for monitoring the daily activity of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* *J Vector Ecol.* 2013 Dec; 38: 277-288. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2013.12041.x>
 128. Pinto MC, Campbell-Lendrum DH, Lozovei AL, Teodoro U Davies CR. Phlebotomine sandfly responses to carbon dioxide and human odour in the field. *Med*

- Vet Entomol 2001 Jun; 15(2): 132-139. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2001.00294.x>.
129. Da Silva-Tavares D, Salgado VR, Miranda JC, Mesquita PRR, de Medeiros-Rodrigues F, Barral-Netto M, y cols. Attraction of phlebotomine sandflies to volatiles from skin odours of individuals residing in an endemic area of tegumentary leishmaniasis. PLOS One 2018 Sep; 13(9) e0203989. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0203989>
 130. Barroso PA, Marco JD, Rueda P, Cajal SP, Basombrio MA, Taranto, NJ Hashiguchi Y. a search for natural infections of sandflies with *Leishmania* parasites in endemic areas of Salta, Argentina: a preliminary report. In: Hashiguchi Y. (eds). Studies on New and Old World Leishmaniasis and their transmission, with Particular Reference to Ecuador, Argentina and Pakistan. 2004. P. 44-51.
 131. Gonçalves-dos-Santos T, de-Mello-Gaia MC, Brazil RP. Attraction of sandflies (Diptera: Psychodidae) to light traps in rural áreas of Minas Gerais State, Brazil J. Am Mosq Control Assoc 2003 Mar; 19(1) 74-78. https://www.biodiversitylibrary.org/content/part/JAMCA/JAMCA_V19_N1_P074-078.pdf
 132. Galati EAB, Nunes VLB, Dorval MEC, Cristaldo G, Rocha HC, Gonçalves-Andrade, Naufel G. Attractiveness of black Shannon traps for phlebotomines. Mem Inst Oswaldo Cruz 2001 Jul; 96: 641-647. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762001000500008>
 133. Brilhante AF, Moreira de Avila M, Ferreira de Souza J, Medeiros-Sousa AR, Bassan-Sabio P, Bicudo de Paula M, Espindola-Godoy R, Kohara-Melchior A, Brandão-Nunes VL, de Oliveira-Cardoso C Galati EAB. Attractiveness of black and white Shannon traps to phlebotomine sandflies (Diptera, Psychodidae) in the Brazilian Amazon basin, an area of intense transmission of american cutaneous leishmaniasis. Parasite. Jun; 2017 24:20. <http://doi:10.1051/parasite/2017021>
 134. Hashiguchi K, Velez-N L, Kato H, Criollo H, Romero-A D, Gomez-L E, Martini-R L, Zambrano-C F, Calvopina H, M, Caceres-G A, Hashiguchi Y. Sand fly fauna (Diptera, Psychodidae, Phlebotominae) in different leishmaniasis-endemic áreas of Ecuador, surveyed using a newly named mini-Shannon trap. Trop Med Health 2014 Dec; 42: 163-170. <https://doi.org/10.2149/tmh.2014-20>
 135. Magoon EH A portable stable trap for capturing mosquitos. Bull Entomol Res 1935 Sep; 26(3): 363-369 + plate. <https://doi.org/10.1017/S0007485300036695>
 136. Disney RHL. A trap for Phlebotominae sandflies attracted to rats. Bull Entomol Res. 1966 Jun; 56: 445-451. <https://doi.org/10.1017/S0007485300056510>
 137. Disney RHL. Observations on a zoonosis, leishmaniasis in British Honduras. J Appl Ecol 1968 Apr; 5: 1-59. <https://doi.org/10.2307/2401273>
 138. Dorval MEC, Pexioto-Alves T, Guitierrez de Oliveira A, Brazil RP, Galati EAB da Cunha RV. Modification of Disney trap for capture of sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). Mem Inst Oswaldo Cruz 2007 Nov; 102: 877-878. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762007005000111>
 139. Thatcher VE. Studies of phlebotomine sandflies using castor oil traps baited with Panamanian animals. J Med Entomol. 1968 Aug; 5(3): 293-297. <https://doi.org/10.1093/jmedent/5.3.293>
 140. Turner ER, Hoogstraal H. Leishmaniasis in the Sudan Republic 23. Sandflies (*Phlebotomus*) attracted to rodent-baited traps. J. Med. Entomol 1965 Jun; 2(2): 137-139. <https://doi.org/10.1093/jmedent/2.2.137>
 141. Toprak S, Özer N. Distribution of sand fly (Diptera: Psychodidae) species and efficiency of capturing methods in Sanhurfa province, Turkey. J. Med. Entomol. 2007 Jan; 44(1): 23-28. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-44.1.23>
 142. Mann RS, Kaufman PF Butler JF. *Lutzomyia* sp (Diptera: Psychodidae) response to olfactory attractant- and light emitting diode- modified mosquito magnet X (MM-X) traps. J. Med. Entomol. 2009 Sep; 46: 1052-1061. <https://doi.org/10.1603/033.046.0512>
 143. Faiman R, Cuño R, Warburg A. Comparative efficacy of three suction traps for collecting phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in open habitats. J. Vector Ecol. 2009 Jun; 34(1) 114-118. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2009.00014.x>
 144. Kasap OE, Belen A, Kaynas S, Simsek FM, Biler L, Ata N y cols. 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 Vet Brno 2009 Jun; 78: 327-335. <https://doi.org/10.2754/avb200978020327>
 145. Hoel DF, Kline DL, Hogsette JA, Bernier UR, El-Hossary SS, Hanafi HA. Efficacy of commercial mosquito traps in capturing phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in Egypt. J Med Entomol 47(6): 1179-1184. <https://doi.org/10.1603/ME10144>
 146. Junnila A, Kline DL, Müller GC. Comparative efficacy of small commercial traps for the capture of adult *Phlebotomus papatasi*. J Vector Ecology, 2011 36(Suppl.1) S172-S178. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2011.00128.x>.
 147. Kline DL, Hogsette JA, Müller GC. Comparison of various configurations of CDC-type traps for the collection of *Phlebotomus papatasi* Scopoli in southern Israel. J Vector Ecol 2011 Mar; 36 (Suppl.1) s212-s218. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2011.00133.x>
 148. Müller GC, Hogsette JA, Kline DL, Beier JC, Revay EE, Xue R-D. Response of the sand fly *Phlebotomus papatasi* to visual, physical and chemical attraction

- features in the field. *Acta Tropica* 2014 Jan; 141: 32-36. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2014.06.007>.
149. Hesam-Mohammadi M, Rassi Y, Reza-Abai M, Akhavan AA, Karimi F, Rafizadeh S, y cols. Efficacy of different sampling methods of sand flies (Diptera: Psychodidae) in endemic focus of cutaneous leishmaniasis in Kashan District, Isfahan Province, Iran. *J. Arthropod-Borne Dis.* 2014 Apr; 82(2): 156-162.
150. Fernández MS, Martínez MF, Pérez AA, Santini MS, Gould IT, Salomón OD. Performance of light-emitting diode traps for collecting sand flies in entomological surveys in Argentina. *J Vector Ecol.* 2015 40(2): 373-378. <https://doi.org/10.1111/jvec.12176>
151. Zorrilla VO, Lozano ME, Espada LJ, Kosoy M, McKee C, Valdivia HO y cols. Comparison of sand fly trapping approaches for vector surveillance of *Leishmania* and *Bartonella* species in ecologically distinct, endemic regions of Peru. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 2021 Jul; 15(7) e0009517. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009517>
152. Büttiket W. An improved sampling method for phlebotomine sandflies developed in Saudi Arabia. *Bull Soc Entomol Suisse.* 1979 52: 117-120.
153. Roberts D, Kumar S. Using vehicle-mounted nets for studying activity of Arabian and sand flies (Diptera: Psychodidae). *J Med Entomol* 1994 May; 31(3): 388-393. <https://doi.org/10.1093/jmedent/31.3.388>
154. Mutero CM, Mutinga MJ, Birley MH, Amimo FA, Munyinyi DM. Description and performance of an updraft trap for sandflies. *Trop Med. Parasitol* 1991 Dec;42(4): 407-412.
155. Pugedo H, Barata RA, França-Silva, Silva JC, Dias ES. HP: um modelo aprimorado de armadilha luminosa de sucção para a captura de pequenos insetos. *Rev Soc Brasileira Med Trop.* 2005 Feb; 38(1): 70-72. (Portugués). <https://doi.org/10.1590/S0037-86822005000100017>
156. Müller GC, Revay EE, Beier JC. Simplified and improved monitoring traps for sampling sand flies *J Vector Ecol.* 2011 Dec; 36(2): 454-457. <https://doi.org/10.1111/j.1948-7134.2011.00188.x>
157. Obenauer PJ, Villinski JT, Zayed A, Watany N, El-Hossary SS. Sticky bottle traps: a simple and effective method for collecting adult phlebotomine sand flies from rodent burrows in a *appñmñmñmm*-endemic region of Egypt. *J Am Mosq. Control Assoc.* 2011 Sep; 27(3): 333-335. <https://doi.org/10.2987/11-6152.1>