



Ministerio de
Salud
Presidencia de la Nación



VIGILANCIA DE INSECTOS TRANSMISORES DE LEISHMANIASIS



INMeT – PT 6/2015

VIGILANCIA DE INSECTOS TRANSMISORES DE LEISHMANIASIS

**MANUAL OPERATIVO PARA LA
COMUNIDAD**

**CLAVE PICTOGRÁFICA PARA
IDENTIFICACIÓN ESPECIES DE
FLEBÓTOMOS**

CLARIFICACIÓN Y MONTAJE



Nota:

Este conjunto de manuales para el manejo de la vigilancia de Flebótomos, vectores de los agentes que transmiten la leishmaniasis, es una obra destinada a técnicos de entomología, trabajando en apoyo a los programas de vigilancia y control.

No pretende ser una obra para especialistas, por ello ese recorte del campo de la información nos obligó, en función de conceptos generales, a exceptuar algunos temas que aun requieren mayor investigación, que se encuentran en etapa de validación experimental, o resultan excepciones que dispersan al lector del fin concreto de la investigación operacional. Precisamente, en estos últimos casos, si la duda pone en riesgo el resultado de la vigilancia, será necesario consultar con los referentes nacionales.

Por otra parte los manuales son una construcción colectiva, resultado del trabajo de todos los integrantes de REDILA, la Red de Investigación de las Leishmaniasis en Argentina. Sin embargo, las secciones fueron desarrolladas por diferentes autores:

- MANUAL OPERATIVO PARA LA COMUNIDAD Y ANEXOS:

Oscar Daniel Salomón^{1,2}, María Soledad Santini^{1,3}, Ignacio Tomás Gould³ pg.1

- CLAVE PICTOGRÁFICA PARA IDENTIFICACIÓN ESPECIES DE FLEBÓTOMOS.

María Gabriela Quintana^{1,2,4}, Enrique Szelag^{1,2,5}, Sergio Casertano², Oscar Daniel Salomón^{1,2}, María Soledad Santini^{1,3} pg.37

- CLARIFICACIÓN Y MONTAJE

María Gabriela Quintana^{1,2,4} pg.67

¹ Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONICET)- Ministerio de Ciencia y Técnica.

² Instituto Nacional de Medicina Tropical (INMET)- Ministerio de Salud de la Nación.

³ Centro Nacional de Diagnósticos e Investigación de Endemoepidemias (CeNDIE)- ANLIS- Ministerio de Salud de la Nación.

⁴ Instituto Superior de Entomología "Dr. Abraham Willink" (INSUE) – Universidad Nacional de Tucumán

⁵ Instituto de Medicina Regional (IMR) – Universidad Nacional del Nordeste

VIGILANCIA DE INSECTOS TRANSMISORES DE LEISHMANIASIS

MANUAL OPERATIVO PARA LA COMUNIDAD



Contenido

1. ¿Qué es la leishmaniasis?	1
2. ¿Cómo se transmiten las leishmaniasis?	1
3. ¿Los flebótomos son mosquitos?	2
4. ¿Para qué sirve saber si hay insectos flebótomos en nuestra comunidad?	2
5. ¿Cómo se capturan los flebótomos?	2
Esquema de trampa para flebótomos	3
6. ¿Cómo se organiza un plan de captura?	4
7. Plan de captura	6
7.1) Número de sitios para colocar trampas:	6
7.2) Criterio para seleccionar los sitios:	6
7.3) Salida a Terreno	7
7.4) Colocación de trampas:	7
7.5) Cuándo se colocan las trampas	8
7.6) Retiro de la trampa	9
7.7) Registro	9
7.8) Manejo de insectos posterior a instalación-retiro de trampas	9
8. Plan para conocer los sitios con mayor abundancia de flebótomos.	10
9. Conocer cuándo es la época con mayor abundancia de flebótomos	11
10. Recomendaciones para evitar el riesgo de transmisión de leishmaniasis.	12
Prevención en domicilio	12
Saneamiento ambiental comunitario	12
Protección individual (cuando existe riesgo de transmisión de leishmaniasis)	13
Anexo 1	15
Colocación y retiro de trampas	15
Anexo 2	21
Identificación de insectos	21
Anexo 3	27
Ficha técnica	27
Anexo 4	29
Trampas	29

Materiales necesarios para construcción de la trampa.....	29
Pasos para la construcción de la trampa.....	29
Clave pictográfica para identificación especies de Flebótomos.....	37
Descripción general	43
Información General	47
Clave identificación Machos	57
Clave identificación Hembras	63
Clarificación y Montaje.....	67
Tinción	69
Montaje	71

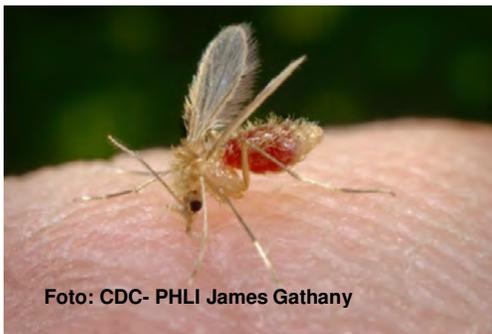
¿Qué es la leishmaniasis?

- Es un grupo de enfermedades producidas por diferentes parásitos microscópicos llamados *Leishmania*.
- En la Argentina, en humanos, las especies de *Leishmania* más frecuentes son la *Leishmania braziliensis* que produce lastimaduras en la piel que tardan en sanar (leishmaniasis cutánea) o en la nariz y paladar (leishmaniasis mucosa), y la *Leishmania infantum* (*Syn. chagasi*) que produce fiebre y agrandamiento de bazo e hígado (leishmaniasis visceral).



1. ¿Cómo se transmiten las leishmaniasis?

- La forma más usual de infección es mediante la picadura de un insecto llamado flebótomo, que se infectó previamente al picar a un animal que ya tenía el parásito *Leishmania spp.*



Cada especie de *Leishmania* es transmitida por una especie o pocas especies de flebótomos, y hay especies de flebótomos que no transmiten ningún parásito. Los flebótomos que transmiten las diferentes especies de *Leishmania spp.* son diferentes, pero las diferencias no se ven a simple vista.

2. ¿Los flebótomos son mosquitos?

- Los flebótomos son insectos más pequeños que los mosquitos, miden de 2 a 4 mm de largo como máximo, pican desde el atardecer hasta el amanecer, y no dejan punto de sangre en la picadura.
- Los huevos y las larvas de los flebótomos están en la tierra con sombra, humedad y con materia orgánica como hojarasca, guano, frutas, etc., no en el agua como la mayor parte de los mosquitos.

3. ¿Para qué sirve saber si hay insectos flebótomos en nuestra comunidad?

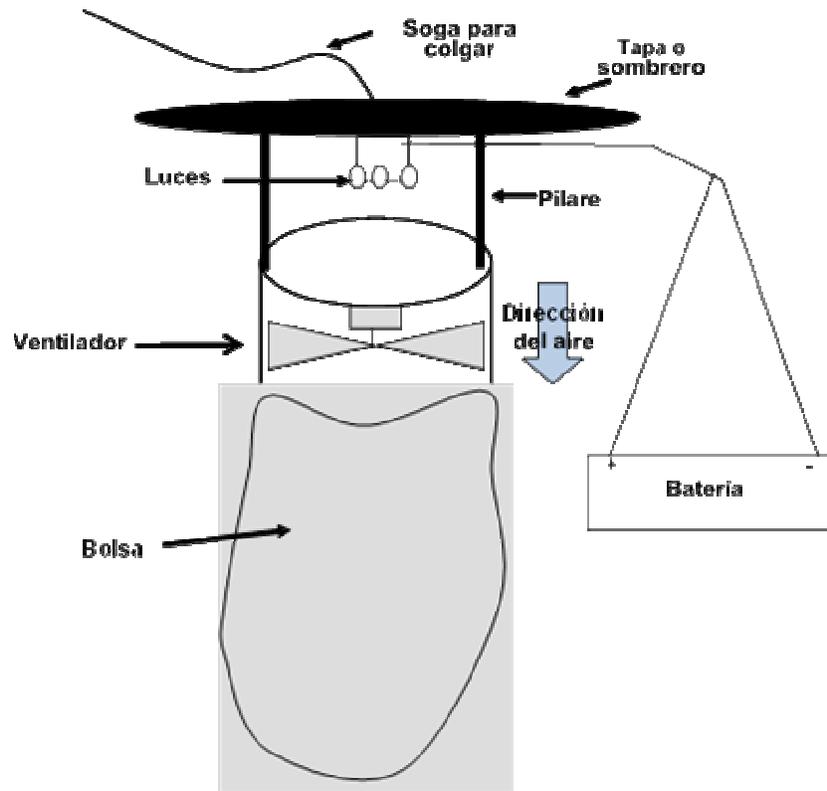
- a. Para saber si en una localidad hay insectos que pueden transmitir leishmaniasis cutánea-mucosa o la leishmaniasis visceral.
- b. Si no hay flebótomos, para vigilar que no aparezcan y si aparecen tomar las medidas para disminuir el riesgo de transmisión.
- c. Si hay flebótomos, para saber cuáles son los sitios y ambientes con mayor abundancia y en consecuencia mayor riesgo de transmisión.
- d. Si hay flebótomos, para saber cuándo es la época con mayor abundancia de flebótomos y en consecuencia mayor riesgo de transmisión.
- e. Si aparece un caso de leishmaniasis para confirmar dónde se infectó y tomar las medidas de control.
- f. Si se toman medidas de control para evaluar si fueron efectivas.

5. ¿Cómo se capturan los flebótomos?

- Los flebótomos adultos se capturan con “trampas” de luz. Estas “trampas” constan de una luz que atrae a los insectos, un ventilador que los aspira y los retiene en una

bolsa-media. Las *trampas de luz* solo capturan los insectos cercanos, no atrae más flebótomos que los que normalmente se acercan al sitio.

Esquema de trampa para flebótomos



- El contenido de las bolsas-media luego es analizado para separar los flebótomos del resto de los insectos que se capturaron.

- Los flebótomos luego son analizados para saber qué especies están presentes (pueden ser especies de flebótomos que no transmiten leishmaniasis). La cantidad de cada especie indica la abundancia.

- Las trampas y las instrucciones para su armado deben ser las que se describen en **ANEXO 4**.

- Si se usaran trampas diferentes en distintas localidades no sabríamos si la diferencia de resultados (tener o no tener flebótomos, tener mucho de una especie o

poco) es porque una trampa es mejor que la otra, o porque los lugares tienen distinto riesgo de transmisión de leishmaniasis, **por eso deben ser todas las trampas iguales.**

- Cada respuesta a la pregunta del **punto 4** necesita de un **plan de captura** diferente: cantidad de *trampas*, frecuencia de colocación, sitios donde se colocan, etc.

- Los planes de captura para obtener las respuestas 4.a) a 4.d) se explican en esta guía, **los planes para las respuestas 4.e) y 4.f) deben ser realizados por los técnicos especializados.**

- Los planes de captura y el modo de colocación de trampas se explican en las secciones que siguen. Se deben respetar todas estas indicaciones para que las respuestas sean confiables y los resultados comparables.

No se aceptarán insectos ni información con trampas, instalación o planes diferentes a los que explica esta guía.

6. ¿Cómo se organiza un plan de captura?

6.1) Se sugiere contestar la pregunta 4) en el orden de 4.a) a 4.d)

-Esta secuencia no sólo responde a un planteo lógico del problema, sino que permite garantizar la calidad de procedimientos que requiere cada respuesta.

6.2) Hacer reuniones previas de información, colaboración, coordinación

-Explique en cada caso claramente (una vez definido el plan de captura):

a) Los objetivos del trabajo (puntos 4.a a 4.d), no cree falsas expectativas de control de insectos o de monitoreo de toda la localidad en forma permanente.

b) La metodología a usar (plan de captura).

c) Los resultados esperados y a quién se los transmitirá (zoonosis-vectores municipio, provincia, nación), y facilite el contacto de su interlocutor con los nodos de referencia por si hay dudas técnicas.

d) Colaboración que necesitaría de la persona a la que está explicando en plan

6.3) Con quién debe tener las reuniones previas de información, colaboración y coordinación:

- a. Autoridades sanitarias de su localidad, infórmese por ellas:
 - A quién le enviará los insectos capturados para identificar las especies y si hay folletos sobre leishmaniasis (nodos de referencia: si no saben cuál es comuníquese con la referencia nacional en la dirección: odanielsalomon@gmail.com)
 - A quién le comunicará los resultados
 - Si hubo antecedentes de leishmaniasis (casos humanos o animales) o de vectores en el área.
- b. Colaboradores directos: identifique cantidad de personas que van a trabajar y tiempo disponible de esas personas.
- c. Autoridades políticas de su localidad.
- d. Organizaciones comunitarias, barriales, etc.
- e. Una vez realizado el plan y determinado el trabajo (qué días, a qué hora, cuántos días y por cuánto tiempo), y los sitios (necesidad de movilidad y otros recursos), obtenga el compromiso de las personas, instituciones y organizaciones para cubrir las necesidades, antes de comenzar el trabajo en terreno.
- f. Una vez seleccionados los sitios, informe a los dueños de las casas donde se vaya a colocar las trampas sobre:
 - ¿Qué es la leishmaniasis? (si hay transmisión en su zona puede acceder a folletos municipales, provinciales o nacionales, si no basta con la información del punto 1 y 2, sin crear un miedo innecesario).
 - Los objetivos del trapeo: que es sólo para los insectos de leishmaniasis, no implica que se va a hacer una fumigación sino para saber si es necesario hacerla, no se hace en todas las casas porque una casa da información de los posible insectos transmisores que hay en el barrio, los sitios donde están estos insectos no son donde normalmente “hay muchos mosquitos”, recuerde que no se crían en el agua.
 - Las trampas no aumentan el riesgo de transmisión.
 - Las trampas no tienen veneno y no tienen riesgo para los animales domésticos, mascotas o personas.
 - Las trampas se cuelgan, tienen una luz y un ventilador que “chupa” los insectos y los hace caer dentro de una bolsa-medía, vienen con su propia batería y no necesitan ser enchufados (puede llevar una trampa para mostrarla).
 - Las trampas se colocarán a la tarde y la retirarán a la mañana siguiente, durante

tres noches seguidos.

- Preguntar al responsable del domicilio (adulto) si permite colocar la trampa en su patio.
- Se puede ya elegir el sitio para colgar la trampa (según se describe en párrafo 7.2)

7. Plan de captura

Objetivo: saber si en una localidad hay insectos que pueden transmitir leishmaniasis cutánea-mucosa o la leishmaniasis visceral (4.a-b).

7.1) Número de sitios para colocar trampas:

- El número de sitios para colocar trampas debe ser al menos de 10 en localidades hasta 100.000 habitantes, de 20 en localidades de 100.000 a 300.000 habitantes, y de 30 en localidades con más de 300.000 habitantes.
- Si tiene pocas trampas, puede comenzar con al menos dos sitios y luego, cuando tenga experiencia en el procedimiento e incorpore más personas, completar el número indicado de trampas.

7.2) Criterio para seleccionar los sitios:

- Disponer de cartografía o plano. Dividir la localidad en tantos sectores como sitios se vayan a muestrear.
- Controlar que estén representados los principales paisajes (incluyendo el centro urbano).
- Las áreas deben ser de tamaño equiparable, no basadas en densidad poblacional (en sectores semi-rurales las áreas suelen ser más extensas).
- Se pueden tomar como base las áreas delimitadas por otras sectorizaciones (APS, Dengue, catastro, defensa civil, etc.) si se cumplen los puntos anteriores.
- Seleccionar dos domicilios por sector (uno para colocar la trampa y otro por si hay que remplazar al anterior) que cumpla estas condiciones:
 - Sitios críticos: caniles (refugios, criaderos, centros de entrenamiento), zoológicos, viveros con perros u otros animales. Si hay más de un sitio crítico en un sector se deben muestrear todos.
 - Domicilio con caso de LV canina incidente
 - "Peor escenario" (el domicilio dentro del sector que posea el patio con

MAYOR probabilidad de tener vectores): gallinas, cerdos, numerosos perros, sombra vegetal, acumulación de basura orgánica-letrina. Si en un sector el peor escenario existente es una casa con dos perros que duermen en el patio, ése será el sitio del muestreo.

- Consideraciones sobre la selección de sitios de muestreo:
 - o Entre sitios de diferentes sectores deben existir por lo menos 400 metros de separación.
 - o **NO** seleccionar domicilios en base afinidad con propietarios, demanda particular, o pertenencia al sistema de salud (especialmente si se han usado o manipulan insecticidas).
 - o La presencia de animales se refiere a perros, gallinas (en gallinero o árbol) y cerdos, **NO** a vacas, chivos, patos, caballos, loros, etc. (en el caso de zoológicos puede ponerse próximo a jaula de monos, y en viveros donde duermen los perros).
 - o **NO** seleccionar sitios en gallineros industriales (con luz permanente y ventiladores), corrales o chiqueros abiertos de cerdos, ni sitios donde los perros no tengan sitio fijo de dormir (mataderos, basureros, etc.).
 - o **NO** dejar en baldíos o en la calle, si no en domicilios donde la trampa y la batería queden bajo el cuidado de alguna persona.

- **Ver en ANEXO 1 ejemplos de sitios con trampas.**

7.3) Salida a Terreno

Antes de salir a colocar las trampas, controlar que se llevan estos elementos:

- Trampas en buen estado de funcionamiento y limpias (probar antes de salir y pasar un pincel en aspas y bordes internos para eliminar insectos de captura anterior).
- Bolsas-medias.
- Rótulos (etiquetas autoadhesivas delgadas o cortar en tiras etiquetas tipo carpeta).
- Baterías cargadas (probar antes de salir).
- Bolsas-camiseta para colgar la batería si es necesario.
- Lápiz/lapicera
- Fichas para llenar

7.4) Colocación de trampas:

- Las trampas se colocan a la tarde de un día y se retiran a la mañana siguiente

cuando ya salió el sol.

- Llegar a la casa seleccionada, saludar y volver a explicar lo que se va a hacer (pues se deberá haber tenido la entrevista previa y el permiso).
- Se coloca una trampa de luz por sitio, en el patio, preferentemente en el refugio nocturno de los animales domésticos.
- Se coloca arriba del sitio de dormir de los perros, o adentro del gallinero o en una rama del árbol donde duermen las gallinas.
- No colocar en la entrada de cucha/gallinero o la rama/rampa de subir de las gallinas al árbol porque puede darles miedo la luz y esa noche dormir en otro sitio.
- Ponerlo lo suficientemente alto (máximo 1,5mt del suelo) o distante del dormitorio para que no sea alcanzada por perro saltarín, gato trepador, gallo/gallinas picoteadoras, u hormigas (evitar las ramas o alambres autopista de hormigas).
- Si hay una luz próxima en el patio que pueda competir con la trampa solicitar que por esa noche se apague, si no cambiar el sitio.
- Las trampas **deberán funcionar solo durante el horario nocturno, desde las 16-18hs a las 7-9 hs del día siguiente**. Esto debe repetirse tres noches consecutivas. Si durante la noche hay viento o lluvia o disminución de temperatura repetir el procedimiento hasta completar las tres noches.

PROCEDIMIENTOS VER EN ANEXO 1

7.5) Cuándo se colocan las trampas

Objetivo: saber si en una localidad hay insectos que pueden transmitir de leishmaniasis cutánea-mucosa o leishmaniasis visceral (4.a-b).

- Se realizan capturas dos veces por año, una vez entre octubre y diciembre y otra entre febrero y abril.
- Coloque las trampas tres noches seguidas. Para completar los 10 sitios se propone, según el número de trampas disponible, hacer una vez en cada sitio seleccionado y recién empezar la segunda ronda repitiendo los sitios. Por ejemplo con dos trampas hacer sitios 1 y 2, a la noche siguiente 3 y 4, seguir con hasta 9 y 10, y entonces recomenzar con los sitios 1 y 2, 3 y 4 etc, hasta completar las 3 noches por sitio.
- Recuerde que si durante la noche llueve o se levanta viento o cae la

temperatura bruscamente debe repetir el trapeo a la noche siguiente. Si el cielo está cargado y llueve tarde en la noche pero en la noche temprana hubo captura y no se mojaron las bolsas-medias, ese material puede usarse.

- Si llueve y se moja el equipo, las baterías no se dañan pero séquelas con papel, y deje secar bien la trampa al aire antes de usarla.
- No deje agotar las baterías, re-cárguelas cada vez que las usa, y no deje prendidas las trampas más del tiempo necesario.

7.6) Retiro de la trampa

- Llevar la ficha, rótulos de repuesto y lapicera para anotar en la ficha las condiciones de la noche anterior.
- Cuando se regresa poner a cargar las baterías hasta que el indicador de carga muestre que están completamente cargadas.
- Evite sobrecargar las baterías porque se recalienta el equipo.
- Evite dejar las baterías conectadas al cargador desenchufado para evitar que se descarguen.
- Evite descargar completamente las baterías mediante uso, porque no podrá recargarlas con el cargador habitual.

PROCEDIMIENTOS VER EN ANEXO 1

7.7) Registro

- Toda captura debe estar registrada y las bolsas-medias llevar el mismo número de registro en la etiqueta, que el número de registro que está en la ficha.
- El registro se hace cuando se coloca la trampa, se completa cuando se retira y se termina de completar cuando se observa el contenido de la media.

FICHA VER ANEXO 3

7.8) Manejo de insectos posterior a instalación-retiro de trampas

- Las bolsas-medias con los insectos deben ser llevados al sitio que se utilice como laboratorio.
- Quien las recibe debe comprobar que las etiquetas tienen los mismos números que

los que figuran en la ficha, y que todos pueden leerse bien (si no re-escribir etiqueta).

- Colocar las bolsas-medias en una bolsa de plástico bien cerrada (para que no condense humedad) y dejarlas en freezer (-18°C) 4 horas, o en congelador (-4°C) medio día, o si sólo se tuviera heladera común dejarlo 48hs (en ese caso algunas polillas y escarabajos se despertarán al abrir la bolsa-media mientras se miran los insectos, pero no los flebótomos y mosquitos).
- Cumplido el tiempo sacar de a una bolsa-media por vez.
- Eliminar las corrientes de aire en la habitación (ventiladores, ventanas abiertas).
- Abrir el nudo y mover la bolsa-media para que los insectos caigan al fondo.

PROCEDIMIENTOS VER EN ANEXO 2

- Volcar en contenido de la bolsa-media dándola vuelta con cuidado sobre una plato grande de color claro, y que no sea de plástico por que los insectos se pueden cargar eléctricamente y pegar a las paredes.
- **Una vez colocados los insectos en los sobres rotulados enviarlos, junto a una copia de la ficha y el plano de ubicación de sitios de captura, al nodo de identificación más cercano. De no conocerlo previamente, consultar a odanielsalomon@gmail.com**
- **Los resultados se comentan y discuten cuando llega la confirmación de flebótomos del nodo. Se discuten primero con las autoridades y luego, junto a ellas con la comunidad.**

8. Plan para conocer cuáles son los sitios con mayor abundancia de flebótomos.

- **Si ya encontramos flebótomos haciendo los procedimientos explicados en 7), podemos conocer cuáles son los sitios y ambientes con mayor abundancia y en consecuencia mayor riesgo de transmisión (4.c).**
- Dividir la localidad en sectores por paisaje principal y densidad urbana (incluir sitios de pesca y otros donde puede haber presencia de personas, siempre que quede alguien cuidando la misma en las proximidades)

- Realizar capturas en cuatro sitios de cada sector con el mismo criterio de selección y procedimientos que se explican en 7), si los vecinos están de acuerdo pueden repetirse algunos puntos ya realizados en el muestreo anterior.
- Repetir el muestreo 4 veces al año, una vez por estación.

9. Conocer cuándo es la época con mayor abundancia de flebótomos

- **Si ya sabemos los sitios con mayor riesgo de leishmaniasis haciendo los procedimientos explicados en 7), podemos conocer cuando es la época con mayor abundancia de flebótomos y en consecuencia mayor riesgo de transmisión (4.d):**

- Seleccionar los tres domicilios con mayor abundancia de flebótomos en los trampeos anteriores
- **Si los flebótomos son muy abundantes (más de 200 por trampa en una noche) en ese domicilio, hay riesgo de transmisión activa de leishmaniasis por lo que este procedimiento no se debe hacer porque sería un riesgo para los habitantes del domicilio.**
- **Explicar a los habitantes que se colocará la trampa todos los meses por dos años, pero si aumentan los insectos transmisores hasta el punto que pueda haber riesgo se interrumpirá el muestreo y se hará tratamiento del domicilio (coordinar esta actividad con el municipio). Si aceptan esa frecuencia de visitas proceder con el muestreo.**
- Con un calendario seleccionar una fecha para iniciar las capturas cada 28 días con luna en cuarto menguante o creciente. Informar al vecino de las fechas de captura (entregar un calendario si es posible y coordinar su presencia en esos días).
- Colocar una trampa por peridomicilio según se describió en 7) por tres noches sucesivas, una vez cada 28 días, según las fechas seleccionadas, durante dos años como mínimo.

10. Recomendaciones para evitar el riesgo de transmisión de leishmaniasis.

- Que haya flebótomos no significa que haya transmisión de leishmaniasis
- Que haya vectores de leishmaniasis no significa que haya transmisión de leishmaniasis si no está el parásito.
- Igual debemos disminuir el riesgo de leishmaniasis disminuyendo la abundancia de flebótomos (reduciendo los sitios favorables para su reproducción) y disminuyendo la probabilidad de ser picado (reduciendo el contacto entre flebótomos y personas).

Prevención en domicilio

- * Limpieza y desmalezado de peridomicilio.
- * Evitar la acumulación de desechos orgánicos en peridomicilio: hojarasca, frutos, excremento de animales.
- * Evitar la acumulación en el peridomicilio de objetos no tratados con insecticida que puedan servir de sitios de reposo a los adultos (cajas, leña, objetos que generan refugios y sombra).
- * Drenar de tierra donde se acumule humedad.
- * Mantener los sitios de dormir de animales domésticos/mascotas a distancias > 5 mts de sitio de dormir de humanos, evitar su proximidad en horas crepusculares.
- * Rotar los sitios de dormir de animales anualmente y mantenerlos libres de materia orgánica.
- * Aceptar en adopción sólo mascotas libres de infección por *Leishmania infantum*.

Saneamiento ambiental comunitario

- * Limpieza y desmalezado de áreas públicas y baldíos.
- * Drenado o canalización de cursos de agua evitando terrenos anegadizos.
- * Eliminación de residuos sólidos orgánicos y destino adecuado de los mismos.
- * Acciones de ordenamiento ambiental, programadas y coordinadas entre los distintos sectores.
- * Coordinación con programas de manejo de animales domésticos de cría y mascotas para disminuir el riesgo.

* Recordar que la intervención antivectorial en aplicación única, o como actividad no integrada a otras medidas de control, no es efectiva.

Protección individual (cuando existe riesgo de transmisión de leishmaniasis)

- * Evitar la exposición al vector desde crepúsculo hasta amanecer
- * Usar tela mosquitera (<1x1mm o impregnada) y mosquiteros en cama
- * Utilizar repelente DEET ($\geq 20\%$), pastillas termo-evaporables, especialmente durante el crepúsculo, las primeras y últimas horas de la noche.
- * Utilizar ropa que cubra la mayor parte posible del cuerpo durante la noche.
- * Evitar sitios de cría/atracción de vectores durante la noche (gallineros, caniles, fuentes de humedad, sitios de pesca donde se hayan infectado personas recientemente, etc.)

Población canina (donde hay riesgo de transmisión de leishmaniasis visceral)

- * Erradicación de perros ambulantes y sin dueño, su persistencia disminuye drásticamente la efectividad de cualquier medida de control.
- * Uso en animales sanos de repelentes validados para vectores de leishmaniasis (repelentes y pipetas). La efectividad de los mismos es proporcional al grado de cobertura poblacional de animales expuestos.
- * Uso de barreras físicas, repelentes e insecticidas en sitios de dormir.
- * Examen serológico previo a adopción de perros, y en caso positivo proceder como indica el Programa Nacional de Leishmaniasis (*)
- * Evitar el movimiento de animales entre zona endémica y no endémica.
- * Los caniles de residencias, veterinarias, clínicas veterinarias, criaderos de perros, refugios de ONGs proteccionistas deben usar tela mosquitera de malla fina para evitar el contacto del animal con el vector, y hacer análisis periódicos de sus animales, procediendo con los sero-reactivos como indica el Programa Nacional de Leishmaniasis.

Anexo 1

Colocación y retiro de trampas

Colocar el plato descartable a modo de “sombbrero” haciendo pasar la sogá por un orificio en el centro. Sirve para proteger de la lluvia y guano de gallina. Controlar que el plato quede horizontal y no tape las luces.



Revise que la bolsa-media no tenga insectos de una captura anterior dándola vuelta, ni agujeros o puntos corridos por donde se podrían escapar los insectos, coloque la bolsa-media y pegue la etiqueta-rótulo con el número de captura que escribió en la ficha.



Cuelgue la trampa (si es posible aproximadamente a 1,5 metros del suelo) protegida del viento y del sol, próxima a la fuente de alimento (animales), pero que no pueda ser alcanzada por estos (perros saltadores, gatos trepadores, o gallina/gallos picoteadores).



Conecte después los terminales a la batería, respetando la polaridad (rojo-rojo, negro-negro). Evite que las partes metálicas hagan contacto (puente) entre las terminales. Puede colocar las pinzas de forma que haya menos roce externo y de esa forma, evitar que se desconecten por accidente.



Trampa colgada y encendida en “peores escenarios”. Nótese la etiqueta- rótulo sobre la bolsa-media, y la batería colgada en bolsa-camiseta (figura página 18) para evitar que sea desconectada por animales (no hay peligro eléctrico, aunque hay que evitar cualquier puente metálico entre los bornes que la descargarían).

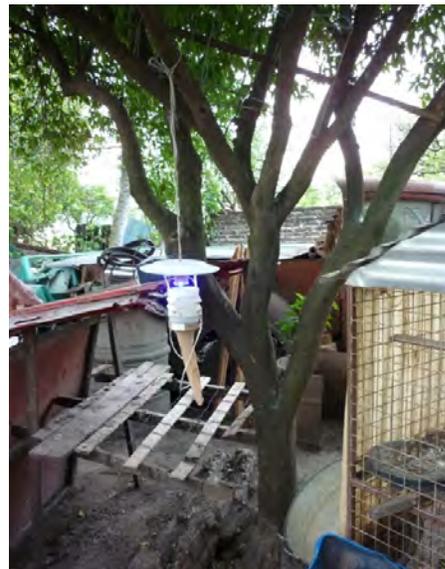




Figura abajo: Sector donde el “peor escenario” fue un patio con un perro que duerme sobre la parrilla, con tierra al otro lado de la medianera.



Para sacar la trampa, primero y ANTES DE DESCONECTAR LA BATERIA, golpear con palmaditas ligeras la trampa para que los insectos en el borde bajen a la bolsa, y estrangular la bolsa o media justo por debajo del cuerpo de la trampa



Reservar el rótulo y hacer un nudo en la boca de la bolsa (sin ajustar demasiado, sino después será muy difícil desatarlo).

Comprobar que el rótulo de la media coincide con el asignado a esa dirección en la ficha. Volver a colocar el rótulo en la media. Si el rótulo se hubiese caído o borrado hacer uno nuevo con el mismo número que se le había asignado la tarde anterior.



Mantener las medias en lo posible estiradas en forma horizontal y tratarlas con cuidado (no hacerlas un bollo o apretar el contenido, que rompería los insectos que están atrapados). Guardarlas en una bolsa de plástico cerrada en freezer (- 20°C) no menos de 4 horas, en congelador (-6°C) no menos de 12 horas o en heladera (4°C) no menos de 48hs.

Poner a cargar la batería (terminales rojo-rojo, negro-negro), seguir las instrucciones del cargador, especialmente si no tiene corte automático para evitar que se funda por sobrecarga, desconectar las terminales, no dejar la batería conectada con el cargador desconectado.



Anexo 2

Identificación de insectos

- Elimine las corrientes de aire cerrando ventanas, apagando ventiladores, etc.,
 - Ordene la mesa de trabajo con todos los elementos a usar: lupa, tarjeta milimetrada, plato, caja de Petri de vidrio, pinzas, ficha, lapicera.
 - Compruebe que la luz es buena o agregue una lámpara, y compruebe que la silla y la altura de la mesa son cómodas para trabajar.
-
- Saque la etiqueta-rótulo, resérvela en un lugar a la vista, y abra la bolsa-media cuidando que los insectos que están en las paredes caigan al fondo (moviendo la bolsa-media).



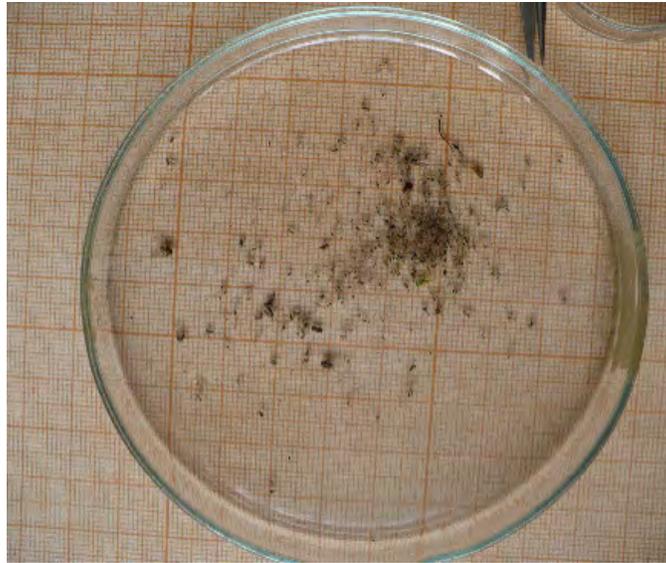
- Vuelque el contenido de la bolsa-media en un plato claro o recipiente transparente, con una hoja blanca grande de fondo (si se caen afuera insectos volcarlos en el plato).
- De vuelta la media y compruebe que no quedó ningún insecto pasando suavemente la mano por la costura del fondo y por los lados.



- Pase los insectos a la caja de Petri de vidrio (10 cm diámetro). Si son muchos pase de a pequeños grupos y ponga a resguardo (tapado) el plato o recipiente con el resto de insectos.



- Coloque la caja de Petri de vidrio con los insectos sobre la tarjeta de papel milimetrado plastificada.



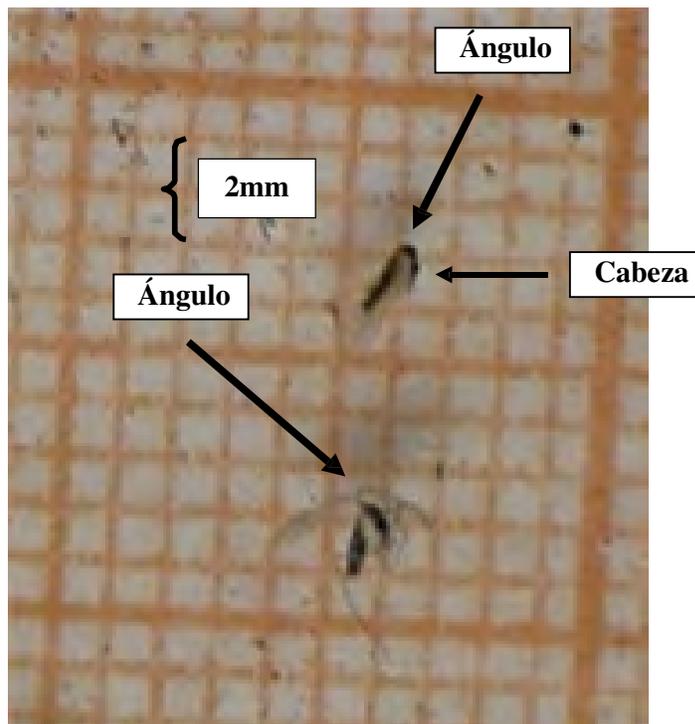
Observe con lupa los insectos, recuerde tener buena luz, y preferiblemente usar barbijo para evitar que los insectos se vuelen cuando respira (note la etiqueta pegada a la vista, por encima del papel blanco).



- Con una pinza de punta fina (de relojero, Bruselas o doble A, no use pinzas de depilar) descarte a un lado de la caja de Petri todos los insectos con el cuerpo más largo que **3 milímetros** (un milímetro es el cuadrado más chico dibujado en el papel).
- Antes de descartarlos agítelos golpeándolos contra la caja de Petri, porque suelen tener insectos más pequeños enganchados entre las patas o alas.
- **Conserve en el centro de la placa los insectos con el largo de cuerpo igual o menor de tres milímetros**



Entre los insectos que tienen el cuerpo hasta **2-3 milímetros** de largo, con la pinza de punta fina separe a un lado y conserve **sólo los insectos con el extremo anterior haciendo un ángulo** (la cabeza hacia abajo o atrás). Las alas pueden estar en “V” o haber quedado plegadas junto al cuerpo.

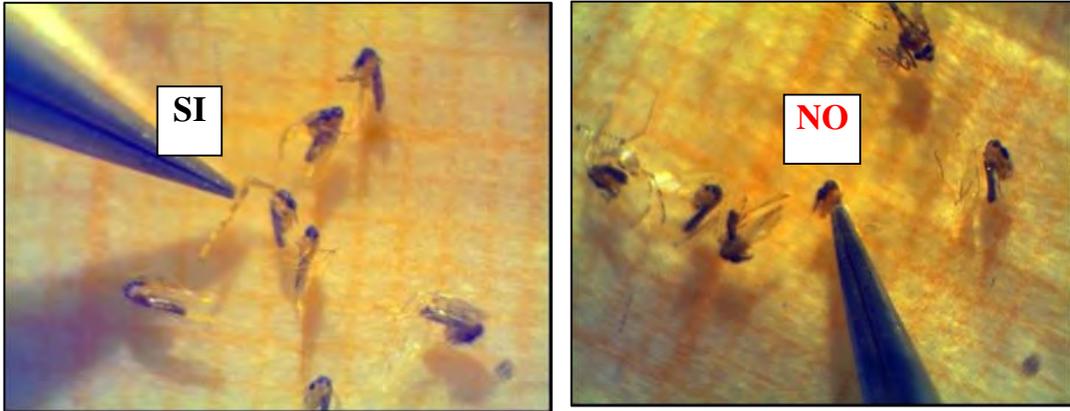




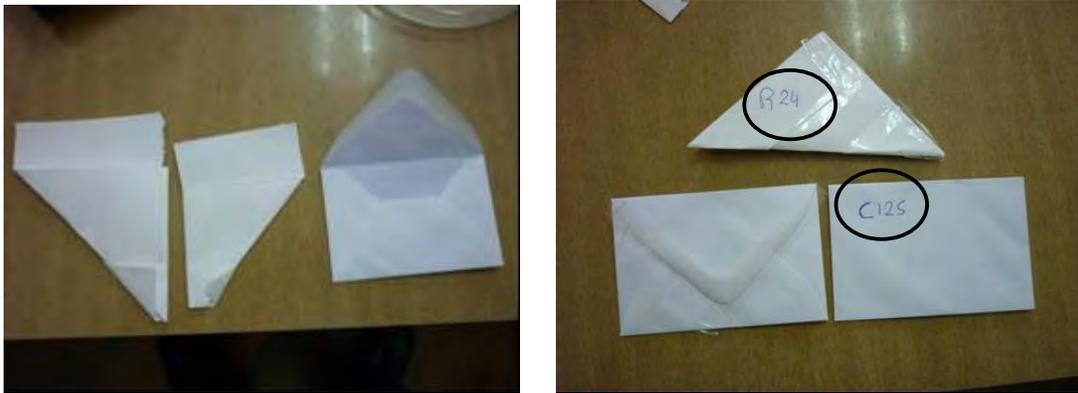
- Ponga todos los insectos con cuerpo hasta 2-3 mm y el extremo anterior haciendo un ángulo (la cabeza hacia abajo o atrás) a un lado de la caja de Petri



- Intente levantarlos con la pinza siempre desde las patas o las alas. **NO los sujete con la pinza desde el cuerpo, porque dificultaría después identificar la especie.**



- Coloque los insectos seleccionados en sobres pequeños tipo tarjeta personal o de filatelia, o haga sobres con papel. Cierre el sobre con cinta adhesiva en sus bordes y puntas (para que no se pierdan los insectos), y **escriba en el frente el rótulo que tiene en la ficha (note rotulo en foto inferior derecha)**



- Ponga los sobres en una caja rígida, junto con la copia de la ficha, y de haber sitios nuevos una imagen en plano o Google Earth® indicando el punto.
- Si no la envía de inmediato deje los sobres en una caja bien cerrada en un sitio seco y oscuro. Si se acumulan muchos sobres agregue una bolita de naftalina en la caja.
- Envíe los sobres al nodo de identificación para saber si son flebótomos o no, y si lo son de qué especies, ya que pueden ser transmisores o no de *Leishmania*.
- Si no conoce el nodo más cercano puede comunicarse a odanielsalomon@gmail.com

Anexo 3

Ficha técnica

Completar al colocar la trampa, al bajarla y al identificar los insectos

Instrucciones de llenado de planilla.

Llenar todos los casilleros

A llenar cuando se coloca la trampa (para cada trampa) Fecha: de la tarde en que se instaló la trampa

Dirección: forma de ubicar el punto en un plano o en *Google Earth*®, que se adjuntará a la copia de planilla que se envíe con insectos

Familia: Apellido de la familia que vive en el domicilio donde se colocó la trampa

N° de Trampa: este es una identificación del trapeo que se forma con la primera letra de la localidad (sin artículo) y un número sucesivo, creciente, C1, C2...C125. No debe nunca repetirse en la misma localidad, ni por sitio, ni por trampa. Ese número va a acompañar siempre a la muestra (en la bolsa-media, en el sobre con insectos que se envíe para clasificarlos y en la ficha).

Instaló: Iniciales que identifican a la persona que instaló la trampa

Observaciones: a llenar cuando se bajan las trampas (según la información puede ser para una trampa o todas las trampas de esa noche) Por ejemplo: batería apagada, se repite por lluvia, cielo cubierto, viento en ráfagas desde medianoche, llovizna intermitente, etc.

A llenar cuando se reciben las bolsas-medias

Insectos: Escribir SI si hay insectos de cualquier tipo en la bolsa, escribir NO si la bolsa está vacía

≈ **Flebos:** Escribir SI si identificó insectos según se describe en el anexo 2 y enviar el sobre con el número de bolsa, escribir NO si no encontró insectos según se describe en el anexo 2.

Identificó: Iniciales que identifican a la persona que identificó los insectos de la bolsa.

Anexo 4

Trampas

Materiales necesarios para construcción de la trampa

- Frasco con tapa (19 cm alto, Ø 8,5 cm)
- Rulero (Ø 3 cm)
- Leds (390 nm)
- Resistencia (100 ohm)
- Cables
- Cooler de computadora (8x8 cm, 12 v)
- Soga
- Tapón de goma (Ø 3 cm)
- Cocodrilos
- Elástico ancho
- Batería (12 v)
- Plato descartable
- Media de nylon $\frac{3}{4}$

Pasos para la construcción de la trampa

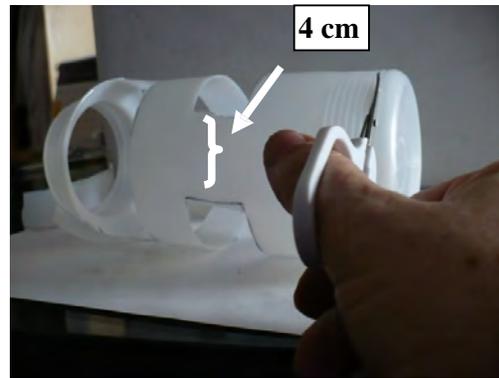
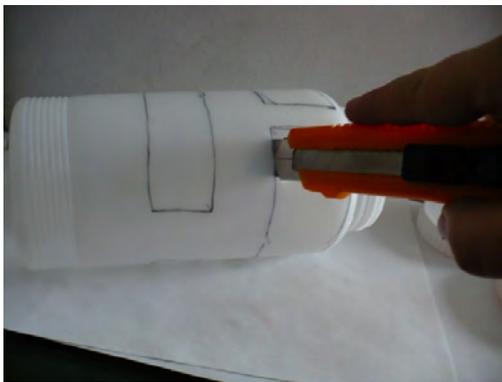
- A un frasco descartable (en el ejemplo se usa frasco con tapa de 9 cm de diámetro y 19 cm de largo), cortarle 4 ventanas y la base.



- Si se van a hacer varias trampas se puede cortar un frasco de modelo, abierto a lo largo, y superponerlo con banditas sobre los otros para marcar las medidas.

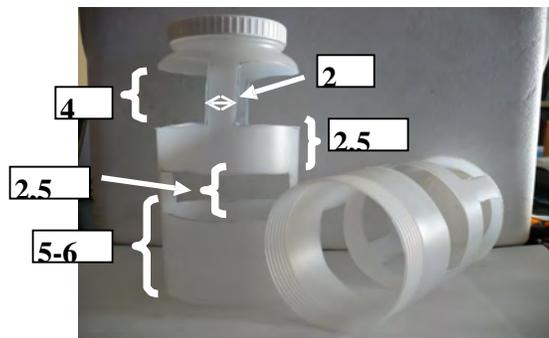


Las dos ventanas más cerca de la rosca, son de 4 cm de alto y están separadas por “pilares” verticales de 2 cm.



Dejar 2,5 cm y hacer otras 2 ventanas de 2,5 cm o la altura que tenga la hélice-*cooler* y pilares verticales de 4 cm. Alternos con los de arriba, para darle mayor rigidez al cuerpo.

Cortar la base a 5-6 cm del *cooler*, Lijar o limar el extremo libre inferior para evitar que enganche las bolsas.

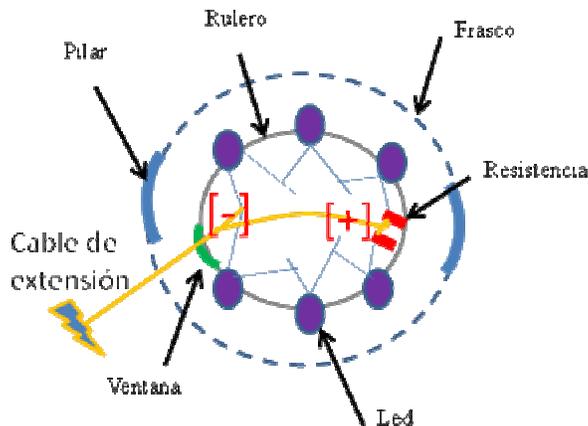
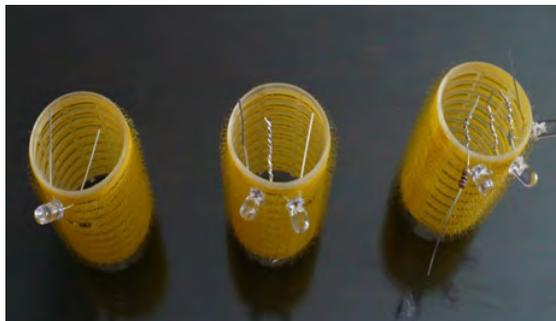


Cortar rúleros u otra base para que las luces queden a 5 cm de la tapa y 2,5 cm del borde superior del cilindro y hacer una pequeña “ventana” (rúler de la derecha) para pasar cables.



Presentar 6 LEDs de 390 nm (luz azul-negra) en forma de corona alrededor del rúler. La corona consiste en dos circuitos conectados en paralelo, cada circuito compuesto de tres LEDs y una resistencia de 120 ohmios (5%, 1,8 W) conectados en serie.

LEDs: la pata más larga-positivo unido a la pata más corta del LED siguiente. La pata más larga que quede libre se une a la resistencia de 100 oms. Los LEDs se distribuyen equidistantes, dejando más espacios libres entre ambas series, para que esos espacios sin LEDs coincidan con los pilares del frasco, que si no tapanían la luz.



Unir los dos extremos positivos (resistencias), y los dos negativos a otro cable. Pasar el cable doble por la “ventana” del rúler, identificando el cable positivo y el negativo. Aislar cada contacto con cinta y reforzar para evitar puentes no deseados entre LEDs o con las resistencias

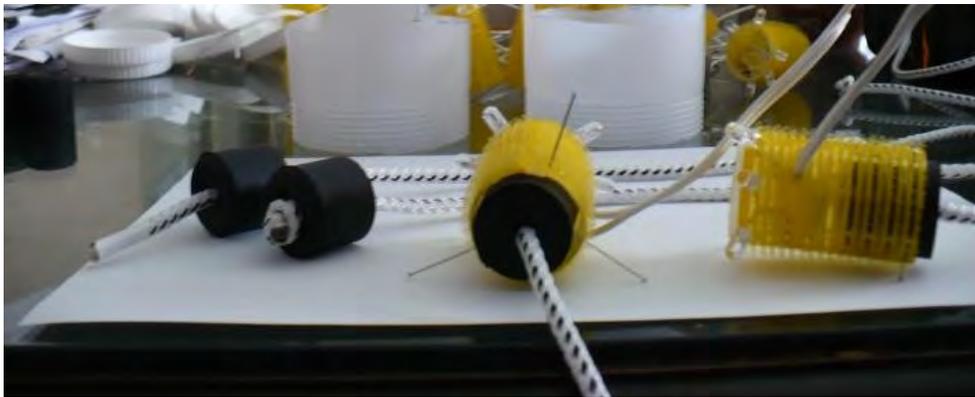


Perforar la tapa del frasco en el centro y presentar: 1,5 mts de sogá, el tope de cocina (o corcho) perforado en el centro y el cemento de contacto.

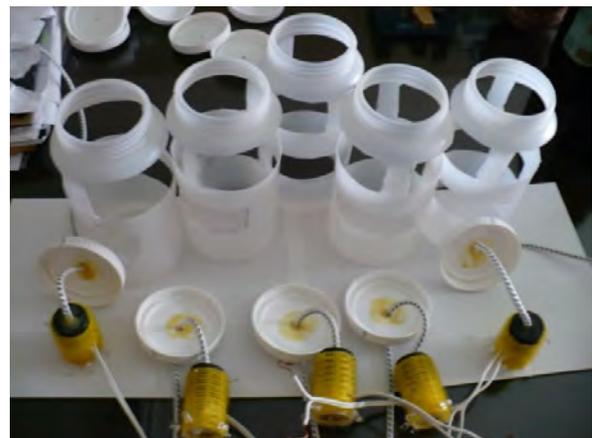


Cerrar la tapa del frasco y marcar donde se encuentran los “pilares” con fibra, para hacer coincidir los espacios sin led del rulero con los pilares del frasco.

Pasar la sogá por el tope de cocina y asegurarla con un nudo (si es sintética quemar un poco la punta), fijar el tope de goma o el corcho al rulero con alfileres dejando sobresalir del rulero 2-4 mm). Controlar que el plano libre de la goma sea paralelo al borde del rulero (al pegarlo las luces deben quedar en un plano horizontal). Si el tope hubiese quedado torcido, sacar los alfileres y volver a colocarlo.



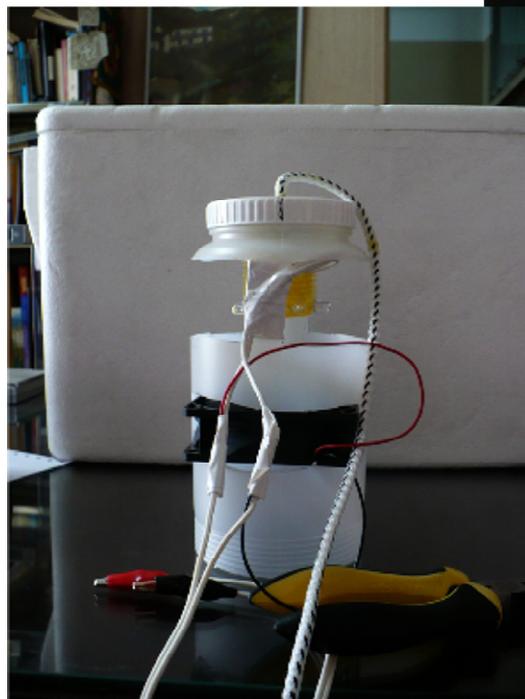
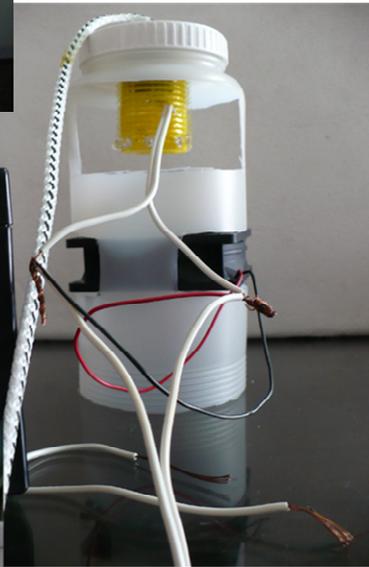
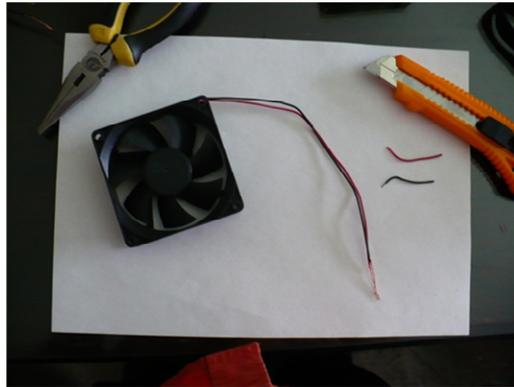
Con la tapa abierta pasar la sogá por el agujero de la tapa y fijar el tope de goma con cemento de contacto cuidando de hacer coincidir los espacios sin LEDs con los pilares (la marca de fibra en la tapa).



Pelar los cables de la hélice o “cooler” de computadora de 12 V.

Colocar el *cooler* en la ranura del frasco (controlar que el flujo de aire cuando está encendido sea hacia abajo o sea desde las luces hacia el extremo abierto del frasco) y unir los cables positivos de los LEDs, el *cooler* y un cable de 1,5 mts, respetando los polos positivos y negativos.

Aislar todas las conexiones y poner en los extremos libres del cable pinzas cocodrilos para



conectar a batería, con colores claramente diferenciados según el polo.

Cortar y afirmar (cosiendo o con abrochadora de ganchos no oxidables) cinta elástica del ancho del frasco para sostener el *cooler* en su lugar. De una plancha de goma EBA o una plantilla de goma de 2-3 mm cortar rectángulos y encajarlos entre el *cooler* y la pared para evitar que haya espacios libres donde se puede formar turbulencia de aire.



CLAVE PICTOGRÁFICA PARA
IDENTIFICACIÓN ESPECIES DE
FLEBÓTOMOS



Contenido

Descripción general	43
Información general	47
Clave indentificación de machos	57
Clave indentificación de hembras	63

En la siguiente clave pictográfica se hará énfasis sólo en las características de las especies cuya importancia en salud ha sido comprobada hasta 2015 en Argentina.

De encontrar un ejemplar con características que no concuerden con la descripción general de cada una de ellas, considere una de las otras 21 especies citadas para Argentina que hasta el momento no tienen interés sanitario.

A los efectos didácticos se presenta la distribución por provincia cuando al menos una localidad de la misma cuenta con registros de presencia de la especie en cuestión. Sin embargo se recuerda que la distribución de los flebótomos es microfocal y está determinada por condiciones ecológicas específicas. Esto genera discontinuidades en su dispersión en el espacio, como su distribución heterogénea en el territorio provincial ocasionando parches con presencia focal entremezclado con grandes áreas sin presencia de flebótomos.

Para poder publicar esta clave, se llevaron a cabo tres validaciones piloto, de las que surgieron propuestas y modificaciones pertinentes para simplificar su uso.

Descripción general

Los flebótomos son insectos pequeños de 2-3 mm, de color marrón oscuro a ocre claro, densamente cubiertos de pelos. Las antenas y patas son largas y delgadas. Las piezas bucales se disponen en forma de tubo igual o más largo que la cabeza. Los ejes de la cabeza y el abdomen forman un ángulo de 90°. Sus alas son angostas, redondeadas y se disponen en forma de "V" en reposo (Figura 1).

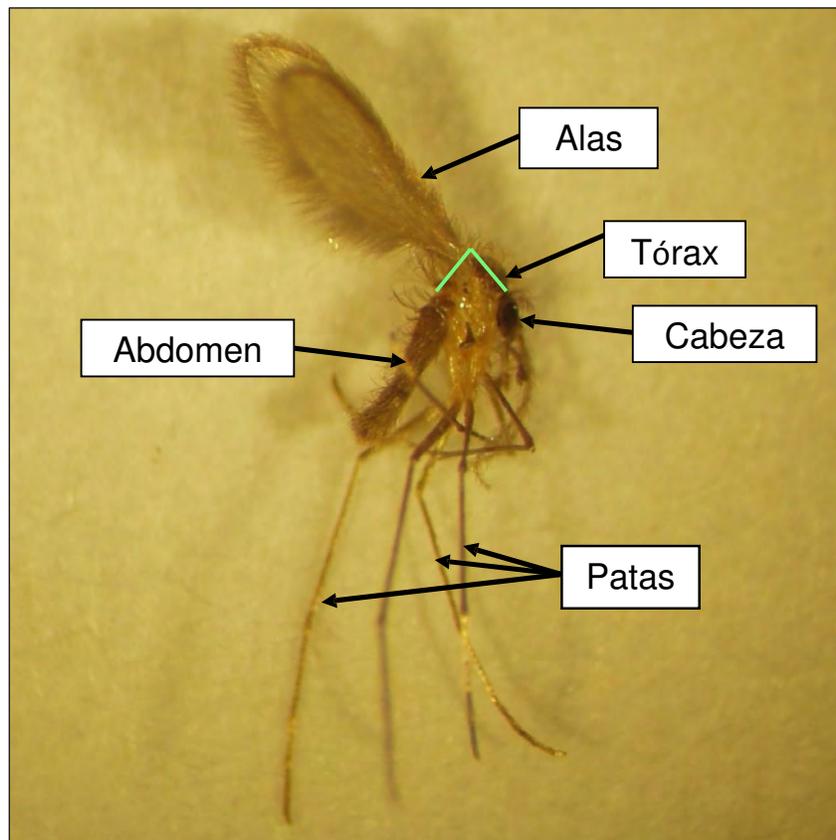


Figura 1. Partes principales de un flebótomo (Fotografía: MGQ)

Los flebótomos son fáciles de identificar en su desplazamiento debido a que lo hacen con movimientos cortos y bajos.

Los machos son más delgados y generalmente más pequeños que la hembra de la misma especie y se los distingue a simple vista por su aparato genital en forma de pinza en el extremo del abdomen (Figura 2 A), mientras que en las hembras el extremo es romo (Figura 2 B).

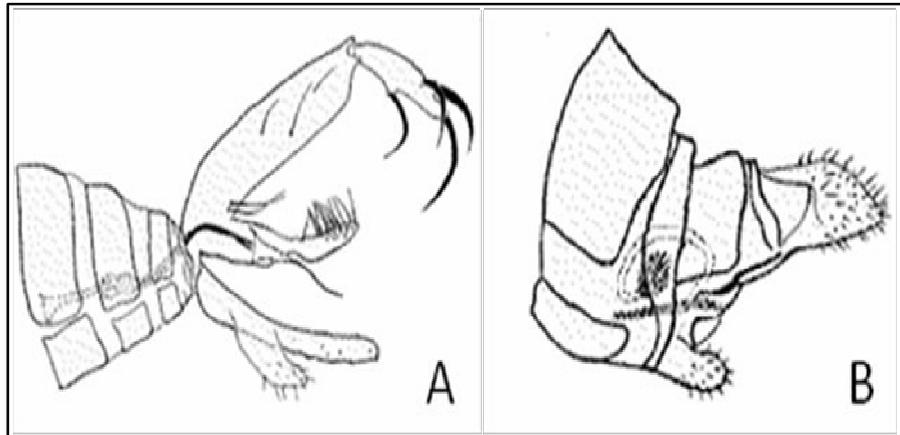


Figura 2. Genitales masculina (A) y femenina (B)

Las principales características para identificar las especies se encuentran en la genitalia masculina (Figura 3) y femenina (Figura 4), aunque se describen también estructuras importantes en la cabeza (Figura 5) y el tórax.

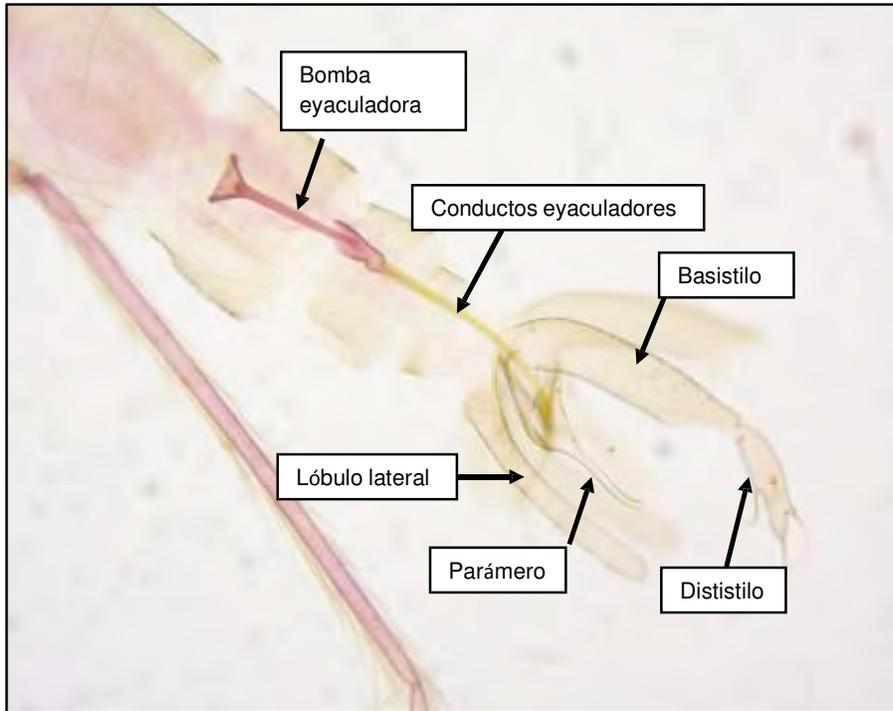


Figura 3. Principales estructuras de la genitalia masculina (Fotografía: MGQ)

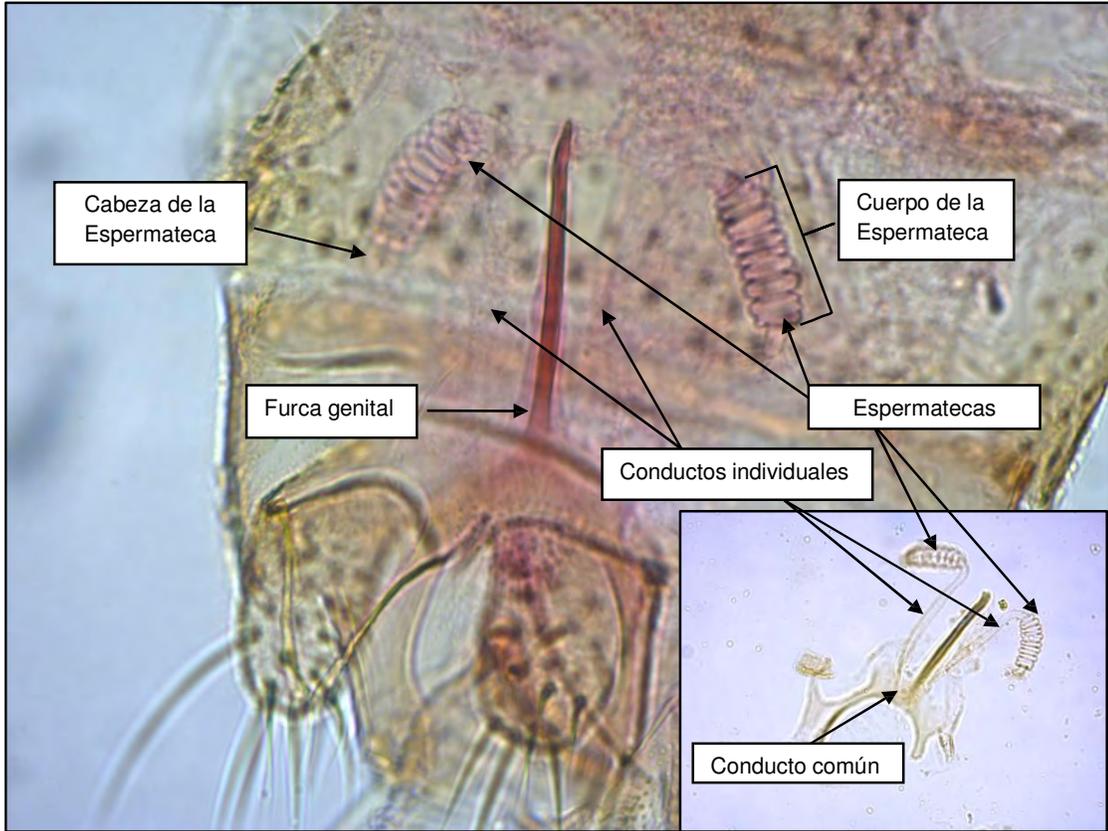


Figura 4. Principales estructuras de la genitalia femenina. Imagen inferior derecha: genitalia extraída del abdómen (Fotografía: MGQ).

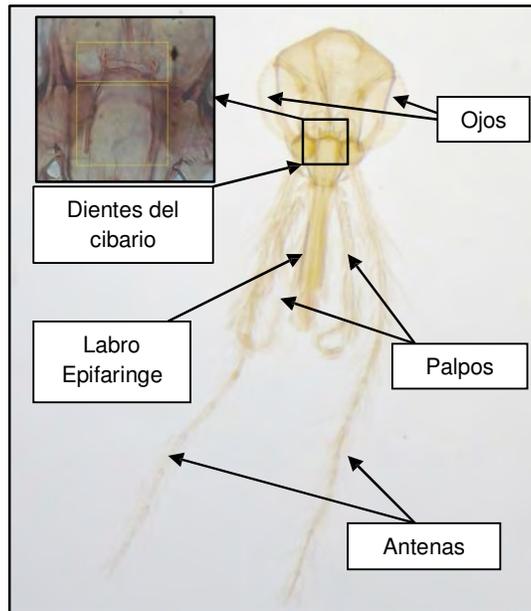
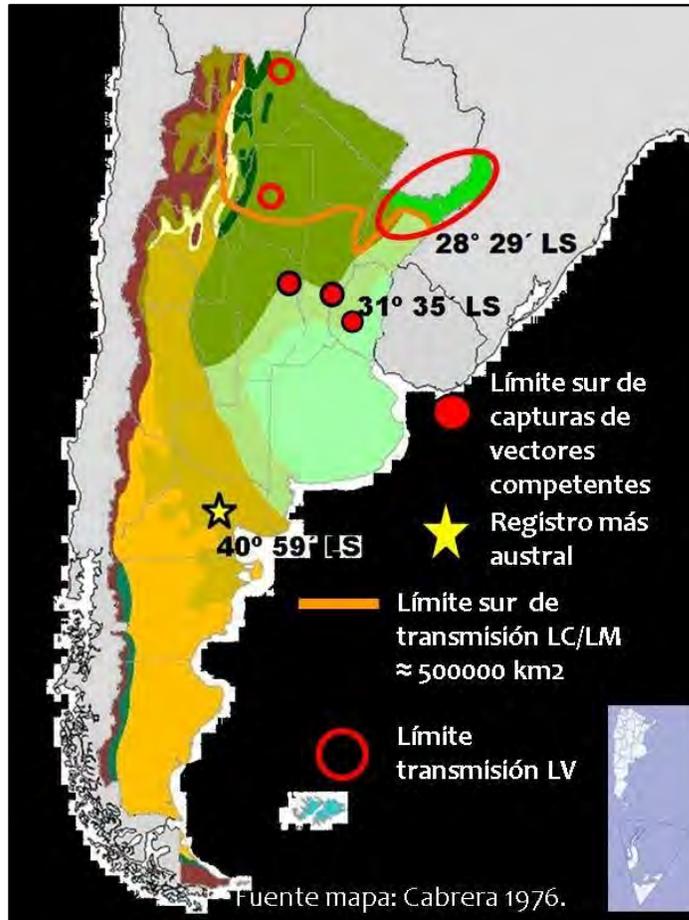


Figura 5. Principales estructuras de la cabeza. (Fotografía: MGQ)

Información General

El área endémica de transmisión de las leishmaniasis cutánea (LC) y mucocutánea (LM) en nuestro país ocupa una superficie aproximada de 500.000 km², abarcando las regiones fitogeográficas, según Cabrera (1976), como paranaense, espinal, chaqueña y puneña (Mapa 1).



Mapa 1. Área Endémica de la leishmaniasis de la Argentina. (MGQ).

El área involucra un total de 10 provincias argentinas, que de Oeste a Este son Jujuy, Salta, Tucumán, Catamarca, Santiago de Estero, Formosa, Chaco, Misiones, Corrientes y Santa Fe. El límite sur de transmisión de Leishmaniasis cutánea (LC) / leishmaniasis mucosa (LM) está definido hasta los 28°29' LS, aunque existen citas de captura de vectores competentes llegando hasta los 31° 35' LS. El registro más austral de un ejemplar Phlebotominae es en la provincia de Río Negro. Esta especie carece de importancia en salud, comprobada hasta el momento.

Complejo Cortelezii (*Evandromyia cortelezii*/*Ev. sallesi*)

Evandromyia cortelezii (Brèthes, 1923), se distribuye en las áreas fitogeográficas paranaense, espinal, chaqueña y puneña. En 10 provincias se hallaron ejemplares del complejo, en Salta, Jujuy, Tucumán, Formosa, Chaco, Santiago del Estero, Santa Fe, Misiones, Corrientes y Entre Ríos (Mapa 2).



Mapa 2. Distribución geográfica de *Evandromyia cortelezii* en la Argentina

- *Evandromyia sallesi* (Galvão & Coutinho, 1939, se distribuye en las provincias argentinas de Chaco y Corrientes (Mapa 3).

Importancia epidemiológica

A las especies de este complejo se las incrimina como posibles vectores de *Leishmania braziliensis* (parásito responsable de causar LC) de forma esporádica. En Argentina se incriminó al complejo como vector a partir del registro de hembras infectadas en área con transmisión activa.



Mapa 3. Distribución geográfica de *Evandromyia sallesi* en la Argentina.

Principales caracteres para el reconocimiento de ejemplares:

Los machos de ambas especies se diferencian por la cantidad de cerdas del tufo presente en el basistilo, 5 cerdas en *Ev. cortelezzii* y 4 cerdas en *Ev. sallesi*. El parámetro de *Ev. cortelezzii* no presenta concavidad y es más ancho que el de *Ev. sallesi*.

Las hembras tienen el cuerpo de la espermateca simple globoso y liso, están bien diferenciadas de los conductos individuales.

Dado que las hembras de *Ev.cortelezzii/Ev. sallesi* son indistinguibles, generalmente se la asocia con la presencia del macho de su especie.

Migonemyia migonei

Área geográfica: En Argentina *Mg. migonei* tiene una amplia dispersión. Según regiones fitogeográficas, se lo observó en las provincias paranaenses, chaqueñas, espinal y puna.

Las provincias Argentinas en las que ejemplares de esta especie fueron halladas son Jujuy, Salta, Tucumán, Catamarca, Santiago del Estero, Córdoba, Chaco, Formosa, Corrientes, Misiones, Entre Ríos y Santa Fe.



Mapa 5. Distribución geográfica de *Mg. migonei* en Argentina (MGQ)

Importancia epidemiológica

Migonemyia migonei está incriminado en la transmisión de *Leishmania braziliensis*, agente causante de LC, produciendo brotes epidémicos de forma esporádica o peridoméstica según el área que ocupa. Coloniza ambientes modificados por el hombre. Al igual que *Ny. neivai* se la considera responsables de transmisión en ambientes modificados, como son los ambientes peridomésticos.

Por otro lado, para la provincia de Santiago del Estero, en sitios sin presencia de ejemplares de la especie *Lu. longiapalpi*, se lo incriminó como posible vector de *Leishmania infantum*, parasito causante de la Leishmaniasis visceral (LV).

Principales caracteres para identificación de ejemplares

Los machos presentan disistilo con 4 espinas, basistilo con tufo de cerdas cortas y parámero angosto, con extremo curvado.

Las hembras no presentan ducto común. Los ductos individuales son lisos, largos, terminando en la espermateca que no se puede diferenciar de los mismos.

Micropygomyia quinquefer

Área geográfica: Ejemplares de esta especie fueron observados en la región paranaense y chaqueña del chaco seco. Hasta el momento se hallaron ejemplares de esta especie en Salta, Chaco, Corrientes y Misiones.

Importancia epidemiológica

Mi. quinquefer es una especie que se la considera de riesgo por ser posible vector de *Leishmania braziliensis* (responsable de causar de LC).

Principales caracteres para identificación de ejemplares *Mi. quinquefer*

Los machos de *Mi. quinquefer* presentan disistilo con 5 espinas.

Las hembras presentan el cuerpo de la espermateca diferenciado de los conductos individuales, con forma globosa, liso en su extremo apical y anillado en la porción proximal.



Mapa 4. Distribución geográfica de *Micropygomyia quinquefer* en la Argentina.

Nyssomyia neivai

Área geográfica: Presenta una amplia distribución espacial, hasta el momento fue registrada en 4 regiones fitogeográficas. Paranaense, espinal, chaqueña y puneña. Las provincias en las que se registró su presencia son: Jujuy, Salta, Tucumán, Catamarca, Santiago del Estero, Chaco, Formosa, Corrientes, Misiones, Entre Ríos y Santa Fe.

Importancia epidemiológica

Es una de las principales especies involucrada en la transmisión de *Leishmania braziliensis*, causante de los brotes más grandes de LC en nuestro país, generando ciclos de transmisión antrozo-zoonóticos. Se las incrimina como vector en ambientes modificados, como son los ambientes peridomésticos.

Principales caracteres para la identificación de los ejemplares

Los machos presentan disistilo con 4 espinas, basistilo sin tufo de cerdas y parámero sin cerdas. Los conductos eyaculadores tienen un tamaño menor a dos veces la longitud de la bomba y extremos de los conductos redondeados y en forma de cuchara.

Las hembras presentan el cuerpo de la espermateca, cilíndrico, bien diferenciado de los conductos individuales. Estos últimos son cortos y gruesos.



Mapa 6. Distribución geográfica de *Nyssomyia neivai* en la Argentina

Nyssomyia whitmani

Área geográfica: Hasta el momento *Ny. whitmani* tiene una distribución más acotada, dado que su presencia se observó en las provincias de Misiones y de Corrientes.



Mapa 7. Distribución geográfica de *Nyssomyia whitmani* en la Argentina.

Importancia epidemiológica

En el extremo norte de la selva Paranaense *Ny. whitmani* es considerada la principal especie responsable de la transmisión de *Leishmania braziliensis*, agente causante de LC. Donde produce brotes epidémicos en ambientes selváticos.

Principales caracteres para identificar ejemplares de *Ny. whitmani*

Los machos tienen disistilo con 4 espinas, basistilo sin tufo de cerdas y parámero sin cerdas. Los conductos eyaculadores son 3 veces más largos que la longitud de la bomba y los extremos de los conductos son bifurcados.

Las hembras presentan el cuerpo de la espermateca cilíndrico bien diferenciado de los conductos individuales. Estos últimos largos y finos. No hay diferenciación entre el cuerpo de la espermateca y el conducto individual. Las espermatecas tienen anillos desigualmente desarrollados, los del extremo son de mayor tamaño que los próximos al conducto individual.

Lutzomyia longipalpis

Área geográfica: Geográficamente a *Lu. longipalpis* se lo encontró en las áreas fitogeográficas paranaense, espinal, chaqueña y puneña. En Argentina puntualmente se hallaron ejemplares en las provincias de Salta, Formosa, Chaco, Misiones, Corrientes y Entre Ríos (hasta la ciudad de Concordia).



Mapa 8. Distribución geográfica de *Lu. longipalpis* en Argentina (MGQ)

Importancia epidemiológica

Lu. longipalpis es el principal vector incriminado en la transmisión en área urbana de *Leishmania infantum*, agente causante de LV. En Argentina presenta un comportamiento principalmente cinofílico y también antropofílico, dado que se encuentra a ambientes urbanos o periurbanos.

Principales caracteres para la identificación de los ejemplares

Los machos se caracterizan por presentar disistilo con 4 espinas. Basistilo con tufo cuerpo de la espermateca y el conducto individual. Las espermatecas tienen anillos de cerdas. Porción dorso-proximal del parámetro con 2 cerdas con formas de espinas curvas en el extremo, las mismas se insertan directamente sobre el parámetro.

Las hembras presentan un corto ducto común y dos largos conductos individuales que terminan en una espermateca pequeña. La cabeza y el cuerpo de la misma no está diferenciado, y ambas porciones están anilladas.

Clave identificación Machos

1. Dististilo con 5 espinas Figura A

Micropygomyia quinquefer

- Dististilo con 4 espinas 2

2. Basistilo con tufo de cerdas 3

- Basistilo sin tufo de cerdas 5

3. Tufo de cerdas largas 4

- Tufo de cerdas cortas. Parámero angosto, con extremo curvado Figura D

Migonemyia migonei

4. Parámero ancho en la base, estrecho en la porción distal Figura E

complejo *cortelezzii* (*Evandromyia cortelezzii* / *Ev. sallesi*)

- Parámero angosto, con dos cerdas espiniformes fuertes y curvadas en el extremo

.. Figura F

Lutzomyia longipalpis

5. Conductos eyaculadores 3 veces más largos que la longitud de la bomba y extremos de los conductos bifurcados Figura E

Nyssomyia whtimani

- Conductos eyaculadores menor a dos veces la longitud de la bomba y extremos de los conductos redondeados y en forma de cuchara Figura G

Nyssomyia neivai

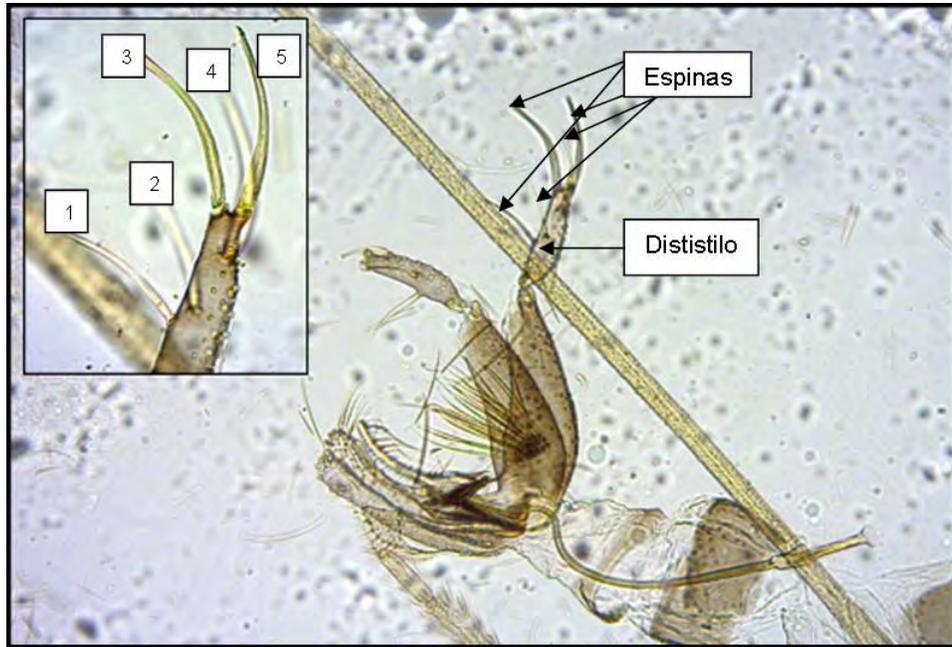


Figura A. Genitalia del macho de *Micropygomyia quinquefer*. Imagen superior izquierda: dististilo y espinas con mayor aumento. (Fotografías: SC).



Figura B. Basistilo con tufo



Figura C. Basistilo sin tufo

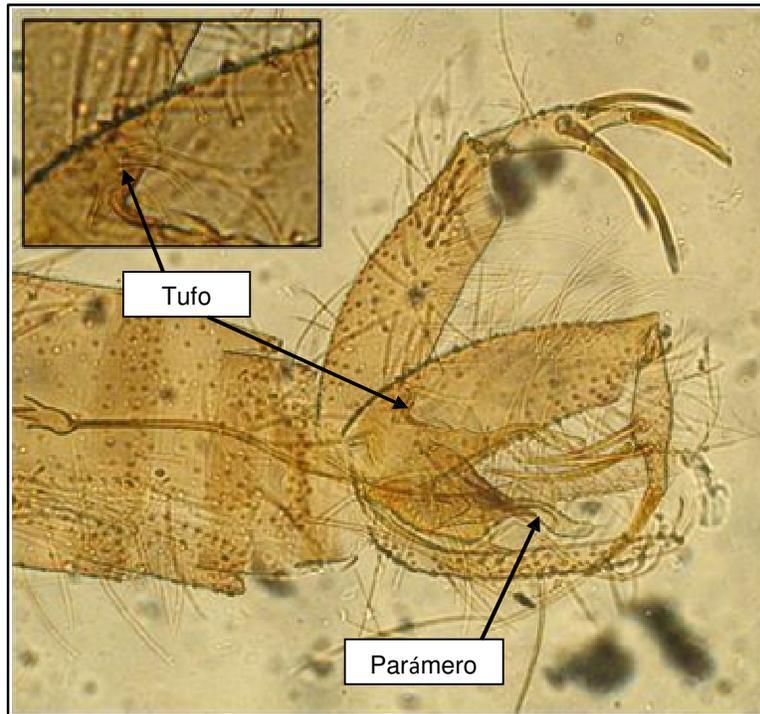


Figura D. Genitalia del macho de *Migonemyia migonei*. Imagen superior izquierda: tufo con mayor aumento. (Fotografías: EZ).

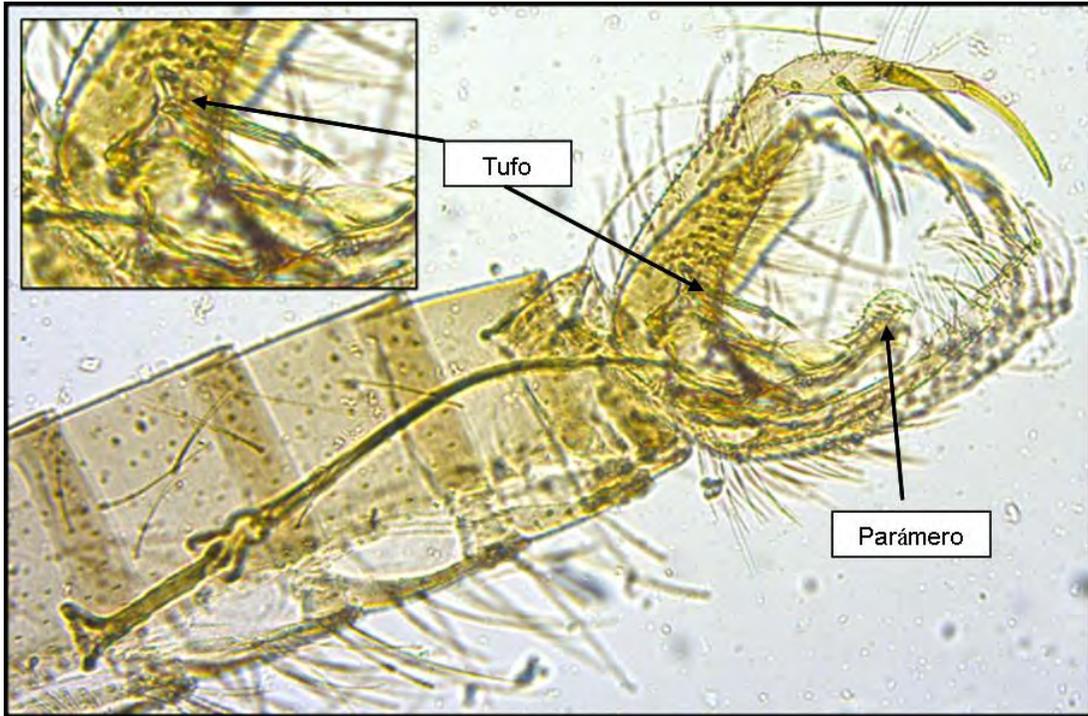


Figura E. Genitalia del macho del complejo *cortelezii* (*Evandromyia cortelezii* / *Ev. sallesi*) Imagen superior izquierda: tufo con mayor aumento. (Fotografías: EZ).

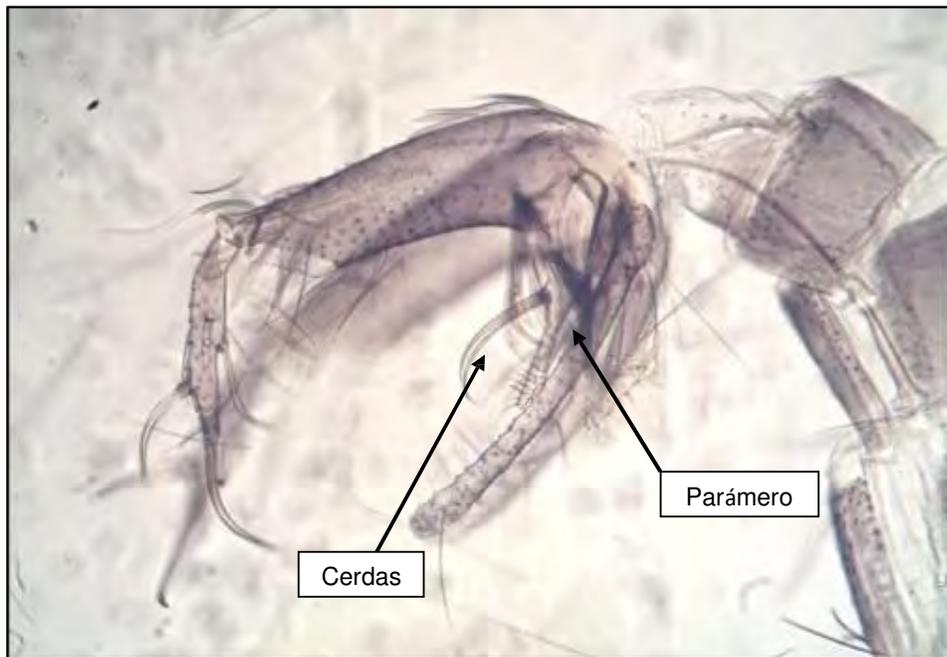


Figura F. Genitalia del macho de *Lutzomyia longipalpis*. (Fotografía: MGQ).

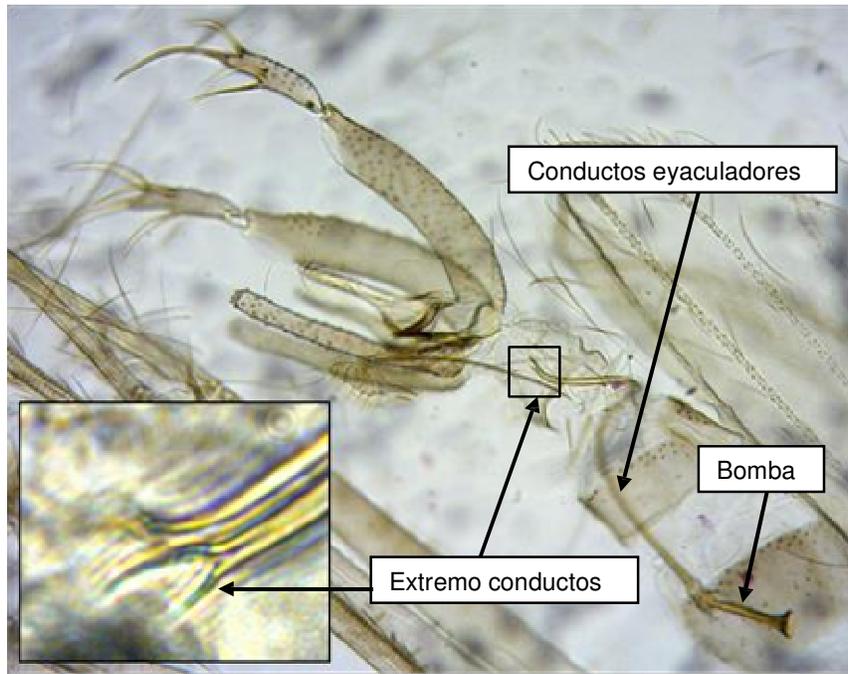


Figura G. Genitalia del macho de *Nyssomyia whitmani*. Imagen inferior izquierda: extremos de conductos eyaculadores con mayor aumento. (Fotografías: SC).

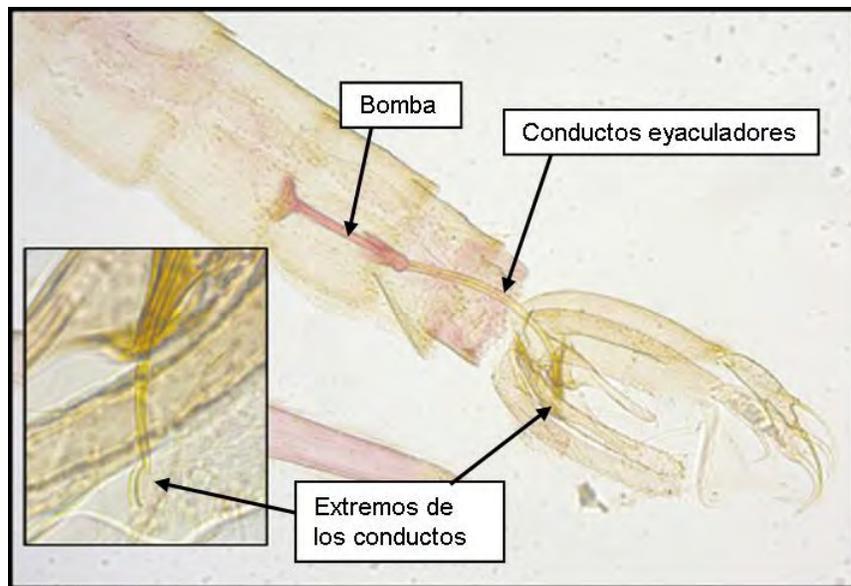


Figura H. Genitalia del macho de *Nyssomyia neivai*. Imagen inferior izquierda: extremos de conductos eyaculadores con mayor aumento. (Fotografías: MGQ).

Clave identificación Hembras

1. Cuerpo de la espermateca bien diferenciado de los conductos individuales ... 2
Cuerpo de la espermateca indiferenciado de los conductos individuales Figura H

Migonemyia migonei

2. Cuerpo de la espermateca globoso esféricos 3
Cuerpo de la espermateca cilíndricos 4
3. Cuerpo de la espermateca compuesto con un extremo final globoso
espermatecas globoso liso y sin anillos en la parte basal Figura I

Micropygomyia quinquefer

- Cuerpo de la espermateca simple globoso y liso Figura J

Complejo *cortelezzii* (*Evandromyia cortelezzii* / *Ev. sallesi*)

4. Conductos individuales cortos (de igual longitud que la furca genital) y
gruesos Figura K

Nyssomyia neivai

- Conductos individuales largos (más de 2 veces la longitud de la furca genital) y
finos 5

5. Cuerpo de la espermateca con una marcada diferenciación del conducto
individual y aproximadamente 10 anillos Figura L

Lutzomyia longipalpis

- Cuerpo de la espermateca sin diferenciación del conducto individual. Anillos
desigualmente desarrollados siendo los del extremo de mayor tamaño que los
próximos al conducto individual Figura M

Nyssomyia whitmani

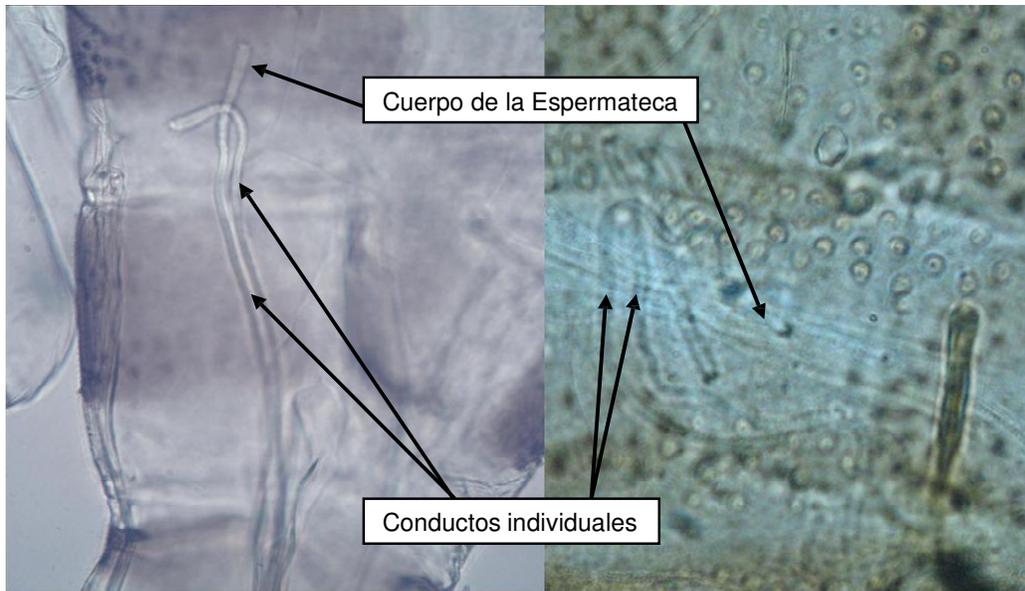


Figura H. Genitalia de hembra de *Migonemyia migonei*. (Fotografías: MGQ, EZ).

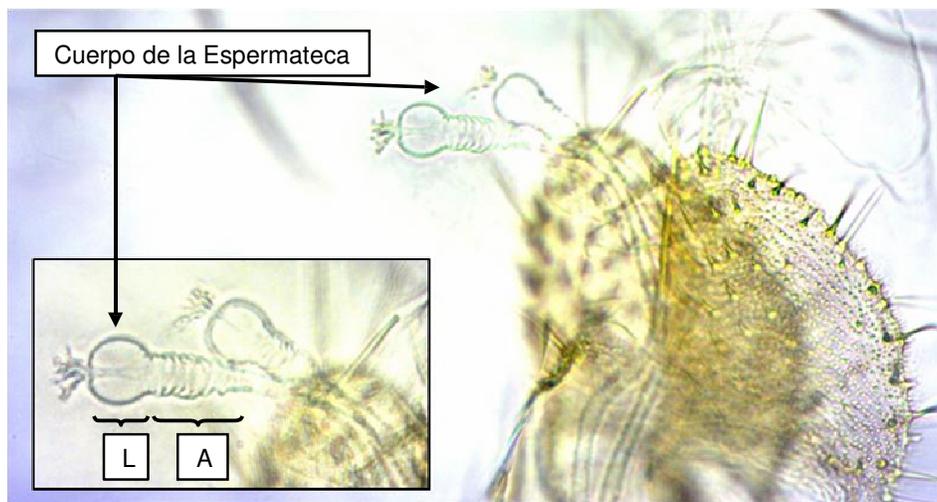


Figura I. Genitalia de hembra de *Micropygomyia quinquefer*. Imagen inferior izquierda: espermatecas con mayor aumento, L: liso, A: anillado. (Fotografías: SC).

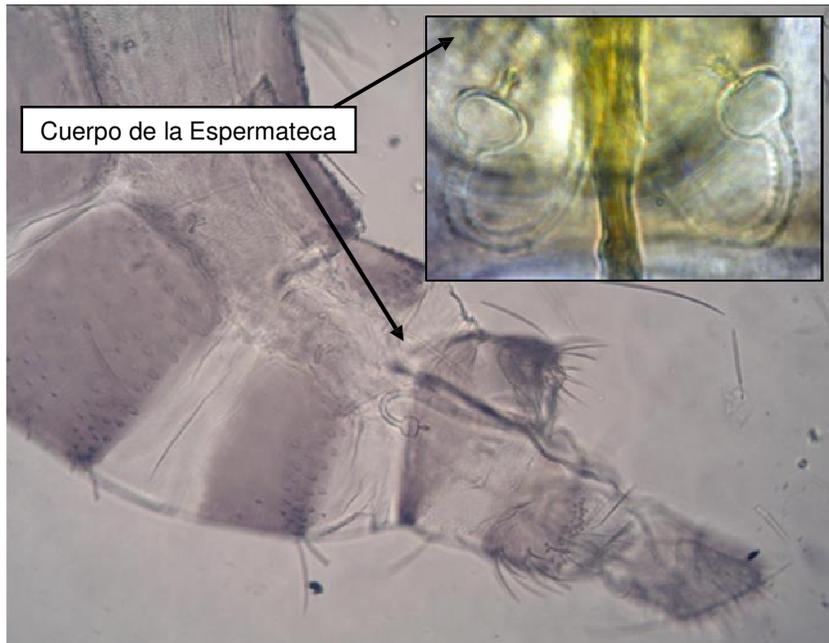


Figura J. Genitalia de hembra de complejo *cortelezzii* (*Ev. cortelezzii* / *Ev. sallesi*). Imagen superior derecha: espermatecas con mayor aumento. (Fotografías: MGQ, SC).

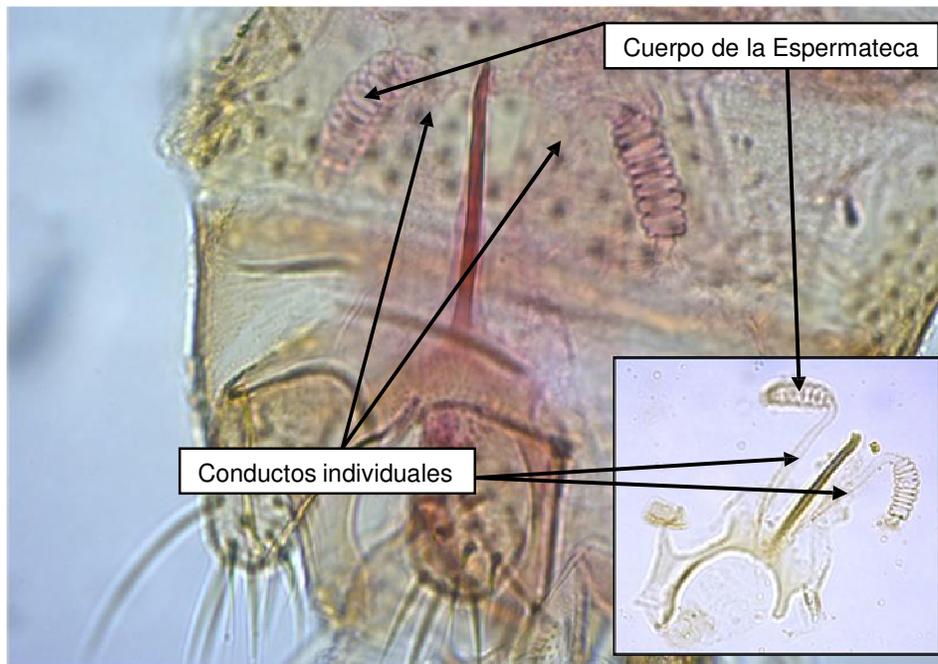


Figura K. Genitalia de hembra de *Nyssomyia neivai*. Imagen inferior derecha: genitalia con mayor aumento. (Fotografías: MGQ).

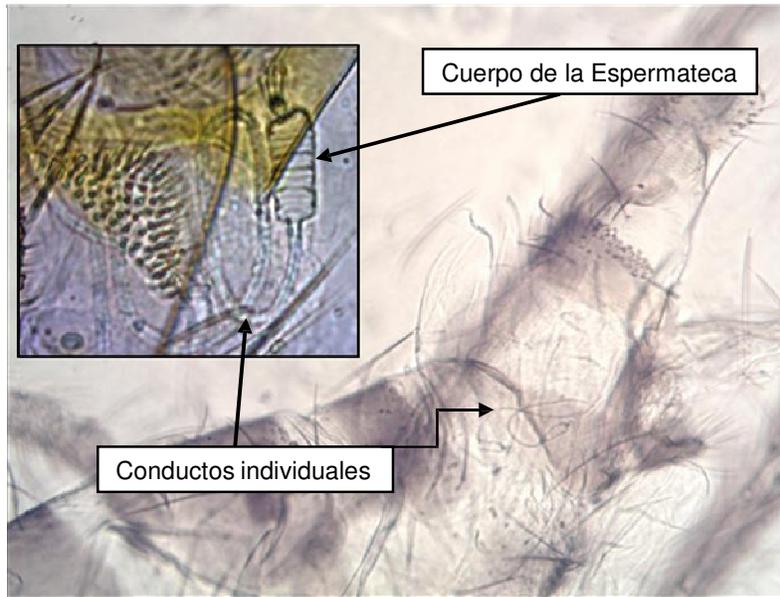


Figura L. Genitalia de hembra de *Lutzomyia longipalpis*. Imagen inferior izquierda: con mayor aumento. (Fotografías: MGQ, SC).



Figura M. Genitalia de hembra de *Nyssomyia whitmani*. Imagen inferior izquierda: con mayor aumento. (Fotografía: SC).

Clarificación y Montaje



TÉCNICA DE CLARIFICACIÓN Y MONTAJE COLECCIONES ENTOMOLÓGICAS

por María Gabriela Quintana

1. Ejemplares adultos sacrificados con acetato de etilo u otros medios tradicionales (éter, congelamiento, etc).
2. Para aclararlos, en piedras de toque (no más de 30 individuos por pocillos), se sumergen los flebótomos en hidróxido de potasio al 10%, por aproximadamente 12 horas como mínimo.
3. Una vez aclarados se realiza un lavado rápido (2 minutos) con ácido acético al 10%.

Tinción

En caso de ser necesario se puede realizar una tinción de los ejemplares para obtener un realce de las estructuras necesarias para su identificación (por ejemplo dientes horizontales del cibario, genitalia femenina, etc). De lo contrario pase al punto **6**.

4. Colorear con fucsina ácida al 5% por 5-10 minutos (en cada pocillo colocar una gota de fucsina y llenar el pocillo con ácido acético 10%). Controlar a pequeños intervalos.
5. Lavar con ácido acético al 10% por 10 minutos. Controlar a pequeños intervalos.

6. Se procede a deshidratar.

- Alcohol 70% 10 min.
- Alcohol 90% 10 min.
- Alcohol absoluto 10 min.

7. Se colocan los ejemplares deshidratados en tubos de khan con tapones siliconados con agregado de Eugenol (clavo de olor) mínimo dos días para diafanizar, hasta su montaje definitivo.



8. Montaje definitivo en portaobjetos rotulados y numerados en Bálsamo de Canadá. Se los deja varios días en estufa hasta secar, y luego se los guarda en cajas para preparados. De no poseer estufas, dejar los preparados en lugar seco y fresco en posición horizontal para que las estructuras no se desplacen.



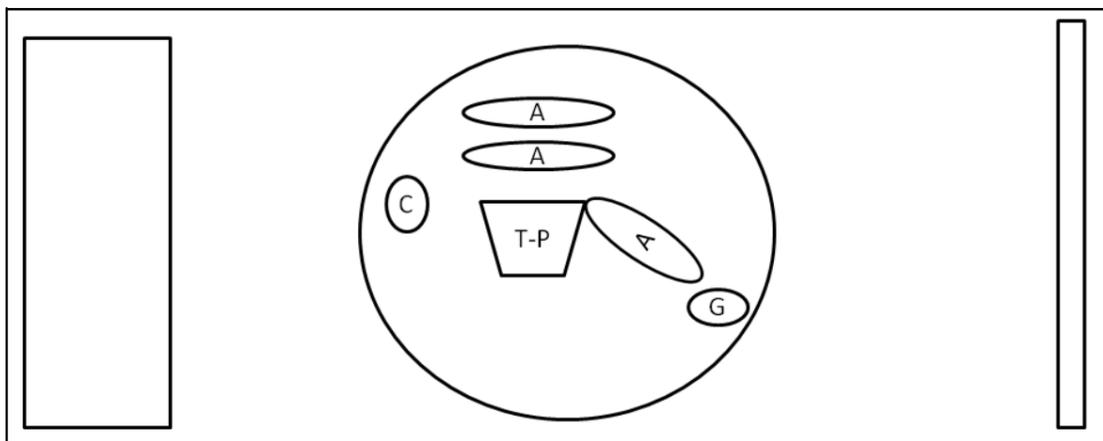


Montaje

Se monta un ejemplar (macho y hembra) por portaobjetos con una gota de bálsamo.

Machos

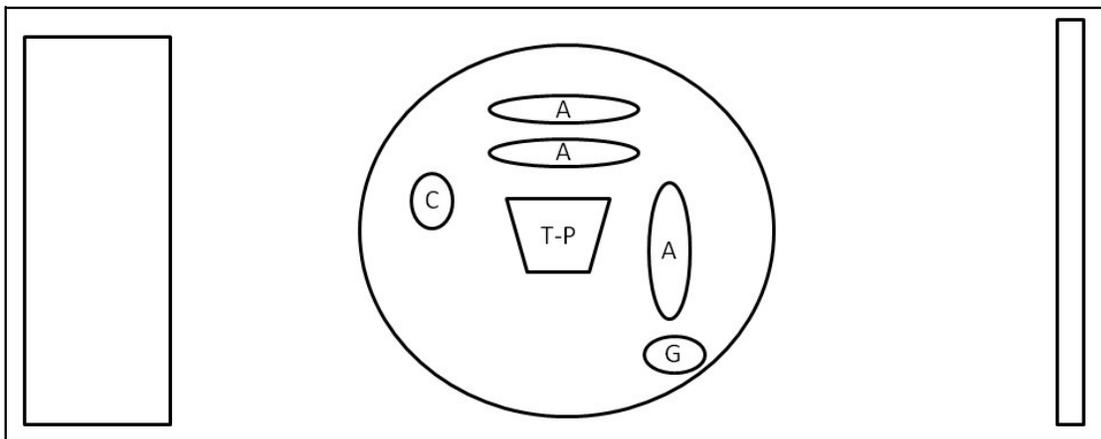
Cada ejemplar debe ser desarticulado en cabeza, alas, tórax con patas y abdomen.





Hembras

En el caso de las hembras se separa cabeza, alas, tórax con patas, abdomen. Luego se extrae los dos últimos segmentos con la genitalia y se extiende. La cabeza se ubica en posición ventral (para poder visualizar correctamente por ejemplo los dientes horizontales del cibario).







Ministerio de
Salud
Presidencia de la Nación

INMeT – PT 6/2015



REDILA
RED DE INVESTIGACIÓN
DE LAS LEISHMANIASIS
EN ARGENTINA

ISBN 978-987-29115-3-9



9 789872 911539