

# Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas



**OPS**



Organización  
Panamericana  
de la Salud



Organización  
Mundial de la Salud  
OFICINA REGIONAL PARA LAS  
Américas



# Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas

Washington, D.C., 2021

**OPS**



Organización  
Panamericana  
de la Salud



Organización  
Mundial de la Salud  
OFICINA REGIONAL PARA LAS Américas

Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas

© Organización Panamericana de la Salud, 2021

ISBN: 978-92-75-32394-6 (impreso)

ISBN: 978-92-75-32395-3 (pdf)

Algunos derechos reservados. Esta obra está disponible en virtud de la licencia Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 3.0 Organizaciones intergubernamentales de Creative Commons (CC BY-NC-SA 3.0 IGO; <https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/3.0/igo/deed.es>).



Con arreglo a las condiciones de la licencia, se permite copiar, redistribuir y adaptar la obra con fines no comerciales, siempre que se utilice la misma licencia o una licencia equivalente de Creative Commons y se cite correctamente, como se indica a continuación. En ningún uso que se haga de esta obra debe darse a entender que la Organización Panamericana de la Salud (OPS) respalda una organización, producto o servicio específicos. No está permitido utilizar el logotipo de la OPS.

**Adaptaciones:** si se hace una adaptación de la obra, debe añadirse la siguiente nota de descargo junto con la forma de cita propuesta: "Esta publicación es una adaptación de una obra original de la Organización Panamericana de la Salud (OPS). Las opiniones expresadas en esta adaptación son responsabilidad exclusiva de los autores y no representan necesariamente los criterios de la OPS".

**Traducciones:** si se hace una traducción de la obra, debe añadirse la siguiente nota de descargo junto con la forma de cita propuesta: "La presente traducción no es obra de la Organización Panamericana de la Salud (OPS). La OPS no se hace responsable del contenido ni de la exactitud de la traducción".

**Forma de cita propuesta:** Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 2021. Licencia: CC BY-NC-SA 3.0 IGO. <https://doi.org/10.37774/9789275323953>.

**Datos de catalogación:** pueden consultarse en <http://iris.paho.org>.

**Ventas, derechos y licencias:** para adquirir publicaciones de la OPS, escribir a [sales@paho.org](mailto:sales@paho.org). Para presentar solicitudes de uso comercial y consultas sobre derechos y licencias, véase [www.paho.org/permissions](http://www.paho.org/permissions).

**Materiales de terceros:** si se desea reutilizar material contenido en esta obra que sea propiedad de terceros, como cuadros, figuras o imágenes, corresponde al usuario determinar si se necesita autorización para tal reutilización y obtener la autorización del titular del derecho de autor. Recae exclusivamente sobre el usuario el riesgo de que se deriven reclamaciones de la infracción de los derechos de uso de un elemento que sea propiedad de terceros.

**Notas de descargo generales:** las denominaciones empleadas en esta publicación y la forma en que aparecen presentados los datos que contiene no implican, por parte de la OPS, juicio alguno sobre la condición jurídica de países, territorios, ciudades o zonas, o de sus autoridades, ni respecto del trazado de sus fronteras o límites. Las líneas discontinuas en los mapas representan de manera aproximada fronteras respecto de las cuales puede que no haya pleno acuerdo.

La mención de determinadas sociedades mercantiles o de nombres comerciales de ciertos productos no implica que la OPS los apruebe o recomiende con preferencia a otros análogos. Salvo error u omisión, las denominaciones de productos patentados llevan letra inicial mayúscula.

La OPS ha adoptado todas las precauciones razonables para verificar la información que figura en la presente publicación. No obstante, el material publicado se distribuye sin garantía de ningún tipo, ni explícita ni implícita. El lector es responsable de la interpretación y el uso que haga de ese material, y en ningún caso la OPS podrá ser considerada responsable de daño alguno causado por su utilización.

CDE/VT/2021

Fotografías: © OPS

# Índice

<b>Agradecimientos .....</b>	<b>v</b>
<b>Siglas .....</b>	<b>vi</b>
<b>Introducción y antecedentes .....</b>	<b>1</b>
Introducción .....	1
Antecedentes del control de las enfermedades transmitidas por vectores .....	7
<b>1. Marco operativo para la vigilancia de vectores .....</b>	<b>10</b>
1.1 Estrategias de muestreo .....	13
1.2 Cobertura de las acciones .....	14
1.3 Métodos generales de control .....	15
1.3.1 Manejo ambiental.....	16
1.3.2 Manejo de fuentes larvarias.....	18
1.3.3 Manejo químico .....	20
1.3.4 Innovaciones en el control de mosquitos vectores .....	20
<b>2. Arbovirosis: dengue, chikunguña y Zika .....</b>	<b>22</b>
2.1 Vigilancia entomológica del <i>Aedes aegypti</i> .....	24
2.1.1 Estimación de la infestación mediante índices larvarios (ausencia y presencia).....	26
2.1.2 Muestreo de la población de huevos .....	27
2.1.3 Indicadores pupales.....	28
2.1.4 Muestreo de la población de mosquitos adultos .....	29
2.2 Intervenciones para el control del <i>Aedes aegypti</i> .....	32
2.2.1 Intervenciones disponibles para el control vectorial .....	34
<b>3. Malaria .....</b>	<b>41</b>
3.1 Vigilancia entomológica de <i>Anopheles sp.</i> .....	43
3.1.1 Métodos de control de larvas:.....	45
3.1.2 Métodos de colecta de mosquitos adultos .....	46
3.2 Componentes principales de un programa de control de malaria.....	50
3.2.1 Diagnóstico temprano y tratamiento efectivo de pacientes (quimioterapia) ....	50
3.2.2 Control vectorial .....	51
<b>4. Enfermedad de Chagas .....</b>	<b>54</b>
4.1 Vigilancia entomológica .....	57
4.2 Metodos de Control de Triatomíneos.....	62
4.2.1 Control vectorial .....	66

<b>5. Leishmaniasis</b> .....	<b>70</b>
5.1 Vigilancia.....	73
5.2 Vigilancia entomológica.....	74
5.3 Estrategias de control.....	78
5.3.1 Control de vectores en áreas de transmisión de leishmaniasis cutánea.....	81
5.3.2 Control de vectores en áreas de transmisión de leishmaniasis visceral.....	81
<b>6. Filariasis linfática</b> .....	<b>82</b>
6.1 El vector.....	83
6.1.1 Monitoreo entomológico.....	84
6.2 Control vectorial.....	89
6.3 Administración masiva de medicamentos.....	92
<b>7. Fiebre del Nilo Occidental</b> .....	<b>93</b>
7.1 El vector.....	94
7.2 Estrategias de control.....	97
<b>Referencias</b> .....	<b>99</b>
<b>Glosario</b> .....	<b>110</b>

# Agradecimientos

La presente edición de *Métodos de vigilancia entomológica y control de los principales vectores en las Américas* fue redactada por el Dr. Héctor Gómez Dantés M.C., M.Sc. del Instituto Nacional de Salud Pública de México.

Se reconoce con gratitud a los siguientes profesionales, que apoyaron con sus conocimientos especializados la revisión del documento:

Roberto Barrera (Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades, Puerto Rico), María Eugenia Grillet (Universidad Central de Venezuela), Eduardo de Masi (Secretaría Municipal de Salud de São Paulo, Brasil), Gabriel Parra (Instituto Nacional de Salud, Colombia), Elizabeth Rangel (Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil), Rafaela Albuquerque e Silva (Ministerio de Salud de Brasil), Oscar Daniel Salomón (Instituto Nacional de Medicina Tropical, Argentina), Ana Nilce Silveira Maia Elkhour (Organización Panamericana de la Salud), Samantha Valadas (Organización Panamericana de la Salud), Dennis Navarro (Organización Panamericana de la Salud) y Camila Damasceno (Organización Panamericana de la Salud).

También se agradece a los siguientes profesionales e instituciones su generosidad al poner a disposición de la Organización Panamericana de la Salud (OPS) fotografías personales e institucionales para consulta e inserción en el documento:

Azael Che Mendoza (Universidad Autónoma de Yucatán), Camila Damasceno (OPS), Cassio Peterka (Secretaría de Salud del Distrito Federal, Brasil), Cristiano Fernandes (Fundación de Vigilancia en Salud, Amazonas, Brasil), Eduardo de Masi (Secretaría Municipal de Salud de São Paulo, Brasil), Elder Figueira (Fundación de Vigilancia en Salud, Amazonas, Brasil), Elizabeth Mendoza Lijeron (Municipio de Santa Cruz de la Sierra, Bolivia), Fabiano Geraldo Pimenta Junior (Secretaría Municipal de Salud de Belo Horizonte, Brasil), Franz Mamani Callizaya (Municipio de La Asunta, Bolivia), Gonzalo Vázquez-Prokopec (Universidad Emory, Estados Unidos), Hector Coto (OPS), Héctor Gómez Dantés (Instituto Nacional de Salud Pública, México), Ima Braga (Consultora Independiente, Brasil), Izabel Reis (Instituto Oswaldo Cruz, Brasil), José Luis Laura Rivadeneira (Ministerio de Salud, Bolivia), Luciano Pamplona (Universidad Federal de Ceará, Brasil), Marcos Blank (Secretaría Municipal de Salud de Iranduba, Brasil), Mauricio Vilela (Instituto Oswaldo Cruz, Brasil), Mauro Meneses Muniz (Instituto Oswaldo Cruz, Brasil), Messias Silva Borges (Secretaría de Salud del Municipio de Cruzeiro do Sul, Brasil), Nildimar Honorio (Instituto Oswaldo Cruz, Brasil), Fundación de Vigilancia en Salud del Estado de Amazonas, Brasil y de la Secretaría Municipal de Salud de Belo Horizonte, Brasil.

La revisión final del documento estuvo a cargo de los doctores Giovanini Evelim Coelho y Haroldo Sérgio da Silva Bezerra, de la OPS.

Esta publicación fue producida por la Organización Panamericana de la Salud, gracias al apoyo financiero de la Agencia de Estados Unidos para el Desarrollo Internacional bajo el acuerdo núm. AID-LAC-IO-16-00002. Las opiniones expresadas por los autores en esta publicación no reflejan necesariamente los puntos de vista de la Agencia de Estados Unidos para el Desarrollo Internacional o del Gobierno de Estados Unidos de América.

## Siglas

AMM	Administración masiva de medicamentos
ALB	Albendazol
CHK	Chikunguña
CQ	Cloroquina
DEC	Dietilcarbamazina
ETV	Enfermedades transmitidas por vectores
FA	Fiebre amarilla
FL	Filariasis linfática
ICT	Inmunocromatografía
MA	Manejo ambiental
MFL	Manejo de fuentes larvarias
MIV	Manejo integrado de vectores
MII	Materiales impregnados con insecticidas
MTI	Mosquiteros tratados con insecticidas
MTILD	Mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración
LC	Leishmaniasis cutánea
LMC	Leishmaniasis mucocutánea
LV	Leishmaniasis visceral
OT	Ovitrapa
PI	Período de incubación
PDR	Pruebas de diagnóstico rápidas
PCR-RT	Reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (por su sigla en inglés)
SGB	Síndrome de Guillain-Barré
TIE	Técnica del insecto estéril
VIH	Virus de la inmunodeficiencia humana
VUB	Volumen ultrabajo





# Introducción y antecedentes

## Introducción

Las enfermedades transmitidas por vectores (ETV) se encuentran en muchas partes del mundo: más del 80% de la población mundial vive en zonas donde hay riesgo de contraer al menos una ETV, y más del 50% de la población vive en zonas donde hay riesgo de contraer dos o más. Las ETV representan el 17% de las enfermedades infecciosas del mundo, y causan cerca de 700.000 muertes al año (1). Mientras que algunas ETV afectan a grandes zonas urbanas y rurales en la Región de las Américas y el Caribe, otras se limitan a zonas geográficas con una situación ecológica concreta, donde solamente afectan a ciertos grupos de población. Las condiciones que favorecen su proliferación están vinculadas a la pobreza, el rezago en el acceso a los servicios de salud y la calidad de la vivienda. Entre los determinantes ambientales y sociales que favorecen la introducción, propagación, emergencia, intensificación o ampliación de las temporadas de transmisión de estas enfermedades destacan la urbanización no controlada, el cambio climático, la migración, la deforestación, las prácticas agrícolas, la irrigación, la minería, los polos turísticos, y los desplazamientos debido a conflictos sociales (2).

Las ETV son un grupo muy diverso de infecciones parasitarias, bacterianas, filariales y virales que afectan a todos los grupos de edad, produciendo un espectro muy amplio de afecciones de distinta gravedad, latentes o crónicas, acompañadas de secuelas importantes o que incluso pueden producir la muerte si no son tratadas de forma oportuna. Son infecciones con tropismo neurológico, visceral, cutáneo y articular, entre otros, por lo que su diagnóstico clínico es complicado. Esto se debe a la presencia de infecciones asintomáticas, síntomas inespecíficos, y episodios febriles poco diferenciados que evolucionan hacia cuadros clínicos de gravedad variable que terminan en discapacidades temporales o crónicas muy importantes. Algunas ETV causan grandes epidemias y saturan los servicios de salud (p. ej., arbovirosis) mientras que otras pasan desapercibidas, pero tienen una carga considerable de enfermedad en la población (p. ej., enfermedad de Chagas). La memoria inmunológica frente a estas infecciones puede proteger de forma permanente, perderse con el tiempo, ser insuficiente para prevenir las formas graves de la enfermedad e incluso favorecer la aparición de complicaciones (p. ej., dengue grave), secuelas como la



aparición de megavisceras o recaídas y recrudescencias (como en el caso de la malaria).

El diagnóstico de laboratorio de las ETV consiste en técnicas serológicas para la identificación de anticuerpos, análisis molecular, aislamiento de virus y diversas pruebas parasitológicas que, según el agente causal pueden realizarse de manera rápida y sencilla (p. ej., frotis de gota gruesa), o requerir de una infraestructura tecnológica sofisticada. El tratamiento, sintomático para las infecciones virales y específico para las parasitarias, debe proporcionarse de forma oportuna para evitar las complicaciones, y su administración puede ser individual o masiva dependiendo de la estrategia de control. La disponibilidad de vacunas es muy limitada a pesar de los intensos esfuerzos y recursos dedicados a su desarrollo (cuadro 1).

Si bien el principal mecanismo de transmisión es indirecto, a través del insecto vector, en algunas ETV puede producirse transmisión transplacentaria, transfusional, oral (a través de los alimentos) y sexual. Los artrópodos que transmiten estas infecciones son diversos

(mosquitos, chinches, moscas, pulgas, garrapatas, piojos, etc.); sus estadios de desarrollo incluyen tanto fases acuáticas como aéreas o terrestres, y habitan una gran diversidad de nichos ecológicos tanto urbanos como rurales, donde cohabitan con el ser humano en su vivienda, el peridomicilio o junto a la fauna silvestre. Sus lugares de cría pueden ser naturales (riachuelos, pozas, estanques, charcos, suelos del bosque, etc.) o criaderos artificiales de capacidad variable (permanentes o estacionales), e incluso el ambiente intradomiciliario. La competencia y capacidad vectorial varían con la especie, su fuente de alimentación (antropofilia y zoofilia), su lugar de alimentación (endo o exofágicos) o reposo (endofilia o exofilia), así como con sus hábitos de picadura (diurnos/nocturnos) (cuadro 2).

Las dinámicas de transmisión de las ETV se caracterizan por una gran heterogeneidad que nace de la multitud de interacciones entre agentes infecciosos y vectores (3). Por ejemplo, mientras que una especie de vector (*Aedes aegypti*) tiene la capacidad de transmitir diversos arbovirus (virus transmitidos por artrópodos), hay diferentes especies



de vectores, (*Haemagogus* y *Sabethes*) que pueden transmitir el mismo agente infeccioso (causante de la fiebre amarilla). En otras ETV, diferentes agentes infecciosos necesitan diferentes especies vectores para ser transmitidos localmente (*Chagas* y *Leishmaniasis*). Esta heterogeneidad en la dinámica de transmisión obliga a pensar en estrategias locales más que generales y únicas.

Los patrones de transmisión de las ETV son complejos, pudiendo ocurrir en forma de brotes estacionales, epidemias recurrentes cada 2 a 10 años, o establecerse de forma endémica (estable o no estable). En el caso de las ETV parasitarias, la endemia tiende a mantenerse estable en el tiempo, mientras que algunas arbovirosis (p. ej., *chikunguña*, *Zika*) producen curvas epidémicas bifásicas caracterizadas por una primera fase con manifestaciones clínicas agudas, seguida por una fase con manifestaciones crónicas (*artritis*, *Síndrome de Guillain-Barré*) (4). Esto supone un desafío para la vigilancia epidemiológica, puesto que es necesario identificar las áreas de riesgo y definir las cadenas de transmisión a nivel de vivienda, barrio, localidad y región.

La vigilancia entomológica se enfrenta a los mismos desafíos a la hora de identificar dónde y cómo se aplican y evalúan las intervenciones de control vectorial en cada uno de estos escenarios.

En el caso de las enfermedades transmitidas por mosquitos, la estrategia tradicional ha consistido en el ataque frontal al vector por ser el punto más vulnerable en la cadena de transmisión. Las herramientas disponibles para su control (biológicas, químicas, físicas) permiten reducir la densidad de las fases inmaduras del vector atacando los criaderos para evitar la oviposición, la eclosión, la supervivencia de las larvas, o impidiendo su emergencia como adulto. En el caso de los mosquitos, la estacionalidad de los criaderos acuáticos dificulta el control específico de cada vector pues tienen una enorme capacidad de adaptación y la habilidad de reproducirse rápidamente tras la aplicación de medidas de control. En su fase aérea, los vectores adultos (*hematófagos*) se controlan preferentemente utilizando insecticidas letales o impidiendo el contacto con el huésped a través de barreras físicas (*mallas*, *mosquiteros*, *ropa*) o químicas (*repelentes*) (5).

**Cuadro 1. Características clínicas de las principales enfermedades transmitidas por vectores en las Américas**

Enfermedad	Agente etiológico	Tipo de infección	Asintomática	Leve	Moderada	Grave	Letalidad
<b>Dengue</b> (controlable)	Flavivirus (cuatro serotipos: DENV-1,2,3 y 4)	Aguda crónica (fatiga) Período de incubación (PI): de 1 a 5 días (4 a 10) Período de incubación extrínseco (PIE): de 7 a 14 días Período de transmisibilidad: de 4 a 5 días viremia	Muy frecuente	1-7 días; fiebre, cefalea retroocular, exantema	95% presenta mialgias y artralgias, postración, linfadenopatías	5% presenta fiebre hemorrágica, 3 y 7 días después de mostrar signos de alarma, fatiga (6 meses)	Variable, Meta <1%
<b>Zika</b> (controlable)	Flavivirus	Aguda y crónica (congénita), Guillain-Barré PI: de 2 a 7 días Transmisión sexual y probablemente transfusional PIE: de 8 a 14 días	Entre 59 y 80%	De 14 a 68% muestran fiebre, exantema, <b>conjuntivitis</b> , mialgias, artralgias y cefalea, Entre 2 y 7 días		Guillain-Barré, microcefalia, síndrome congénito con complicaciones neurológicas	Congénita
<b>Chikunguña</b> (controlable)	Alphavirus (virus ARN)	Aguda y crónica PI: de 2 a 12 días (3 a 10) PIE: de 1 a 12 días	Frecuente	Artralgias y mialgias, cefalea, náuseas, cansancio y erupciones cutáneas, fiebre	Dolores articulares bilaterales	Artritis durante meses y años complicaciones oculares, neurológicas y cardíacas (raras)	Poco frecuente
<b>Fiebre amarilla</b> (eliminable)	Flavivirus	Aguda, ciclo selvático y urbano PI: de 3 a 7 días	(55% [37-74])	Mialgias, cefalea, náusea, vómito (15%)	(33% [13-52]) hematemesis,	(12% [5-26]), fiebre hemorrágica, hematemesis, ictericia, fallo multiorgánico	50%
<b>Malaria</b> (eliminable)	Protozoarios <i>Plasmodium vivax</i> , <i>P.falciparum</i> , <i>P. malariae</i>	Aguda. Recaídas (latencia) <i>P. vivax</i> , recrudescencia (parasitemias recurrentes) PI: falciparum: de 9 a 14 días vivax: de 12 a 17 días	Aumenta con inmunidad, riesgo de infección transfusional	Fiebre	Anemia, hepatomegalias y esplenomegalias	Anemia, malaria cerebral, fallo renal, edema pulmonar	<i>P. falciparum</i> >10% Infantes y mujeres embarazadas
<b>Enfermedad de Chagas</b> (eliminable)	Trypanosoma cruzi	Aguda (5% sintomáticos) de 1 a 2 meses. Crónica (30-40% de casos) Infección transfusional (10%), congénita, por trasplantes y oral	41% en jóvenes; 4-8 semanas, años	Fiebre (85%), Nódulos, chagoma (50%) signo de Romaña (edema palpebral unilateral) (45%)	Edema subcutáneo, adenopatía, hepatomegalia (8%), esplenomegalia	Cardiomiopatía (30 a 43%) y megaesófago (11%), megacolon (3%) enfermedad debilitante y silenciosa	Congénita (2 a 13%) megavisceras oral (10-15% de letalidad)
<b>Leishmaniasis</b> (controlable)	Protozoario: <i>Leishmania</i> (cerca de 15 especies en las Américas)  <i>Leishmania infantum</i> (LV, LC atípica)  Principales especies dermatópicas: <i>L. (Viannia) braziliensis</i> (LC, LM, LMC) <i>L. (Viannia) panamensis</i> (LC, LM, LMC) <i>L. (L.) mexicana</i> (LC y LC difusa) <i>L. (L.) amazonensis</i> (LC y LC Difusa) <i>L. (Viannia) guyanensis</i> (LC y LM)	Aguda y crónica PI: de semanas a meses (2-6 meses, dependiendo de la forma clínica) PIE: 12 días	Frecuencia variable según el foco y la especie de <i>Leishmania</i> causante	LV: Fiebre, linfadenopatías, pancitopenia, diarrea, esplenomegalia discreta y hepatomegalia (pueden estar presentes).  Formas cutáneas: En general la leishmaniasis cutánea es una forma clínica de manejo más sencillo que comienza con máculas y pápulas que pueden evolucionar a úlceras o nódulos dependiendo de la especie de <i>Leishmania</i> causante.	LV: fiebre con pérdida de peso progresiva, anorexia, palidez esplenomegalia y hepatomegalia  Formas cutáneas y mucosas: Algunas formas clínicas de leishmaniasis son consideradas más graves. Es el caso de la leishmaniasis mucosa y cutánea diseminada donde en general la diseminación ocurre por la vía hematogena	LV: los síntomas son progresivos y puede presentarse ictericia, pacientes son susceptibles a enfermedades intercurrentes y sangrados  Formas cutáneas y mucosas: Algunas leishmaniasis mucosas y la leishmaniasis cutánea difusa causan deformidades y discapacidades. La leishmaniasis mucosa puede causar la muerte en casos muy graves. La leishmaniasis cutánea difusa no tiene cura con los medicamentos actualmente disponibles.	LV: 7,7% de letalidad en las Américas  La leishmaniasis mucosa puede causar complicaciones y en algunos casos la muerte por sobreinfección bacteriana de vías respiratorias. También se ha encontrado asociación entre mutilación facial y suicidio
<b>Filariasis linfática</b> (potencialmente erradicable)	Nemátodo <i>Wuchereria bancrofti</i>	Aguda y crónica PI: de 6 a 12 meses Vector infectivo de 12 a 14 días, L3 en piel 5 a 325 larvas/persona/año	Si; microfilaremia varios meses	Fiebre recurrente	linfadenopatías, orquiepididimitis, funiculitis	Linfedema, hidrocele, elefantiasis. Estigma social incapacitante	Discapacidad crónica
<b>Fiebre del Nilo Occidental</b> (controlable)	Flavivirus	Aguda PI: de 3 a 14 días, infección transfusional y por trasplantes	De 70 a 90%	Fiebre, cefalea cansancio, dolores, náuseas, vómitos, adenomegalia		Neuroinvasora en uno de cada 150 casos, rigidez de nuca, debilidad muscular y parálisis, desorientación, coma, convulsiones,	

**Cuadro 1. Características clínicas de las principales enfermedades transmitidas por vectores en las Américas (continuación)**

	Agente etiológico	Inmunidad	Diagnóstico	Tratamiento	Vacuna
<b>Dengue</b>	Flavivirus (cuatro serotipos: DENV-1, 2, 3 y 4)	Homóloga duradera; e inmunidad cruzada a otros serotipos (heteróloga) de corta duración	Serología (IgM, IgG) NS1, aislamiento viral, PCR. Alteraciones hepáticas (ALT y AST) trombocitopenia	Sintomático: antipiréticos, analgésicos Manejo de choque	Dengvaxia para personas de 9 a 45 años en zonas endémicas. Otras vacunas en fases menos avanzadas
<b>Zika</b>	Flavivirus	Homotípica e inmunidad cruzada a dengue	IgM, Pruebas in vitro, análisis de ácidos nucleicos, PRNT PCR-RT	Sintomático: líquidos antipiréticos, Control embarazo	No hay vacuna. Prevención mediante sexo seguro
<b>Chikunguña</b>	Alphavirus (virus ARN)	Homotípica	Enzimoimmunoanálisis de adsorción (ELISA) IgM e IgG (RT-PCR).	Sintomático: reposo, líquidos antipiréticos, analgésicos opiáceos, corticoides en fases crónicas	No hay vacuna
<b>Fiebre amarilla</b>	Flavivirus	Homotípica de por vida		Sintomático	Vacuna de la fiebre amarilla (cepa 17D) segura y efectiva en una dosis
<b>Malaria</b>	Protozoario: Plasmodium vivax, falciparum, ovale	Poco efectiva, incompleta, recidiva, recaídas, recrudescencia, reinfección, reduce el riesgo de padecer un cuadro clínico grave	Frotis de gota gruesa, pruebas rápidas	Profilaxis del viajero, embarazadas, estacional, esquemas de tratamiento, resistencia	Vacuna Mosquirix RTS,S/AS01 (RTS,S) en fase de desarrollo y evaluación.
<b>Enfermedad de Chagas</b>	Trypanosoma cruzi	Débil, deficiente.	Frotis de gota gruesa en fresco, de un frotis de sangre Giemsa, hemocultivo, xenodiagnóstico, pruebas rápidas o PCR	Benznidazol y Nifurtimox (Bayer), (Rochagan®). Completamente efectivo si es oportuno (fase aguda), reacciones secundarias, largos, eficacia variable en fases crónicas	No hay vacuna
<b>Leishmaniasis</b>	Protozoario: <i>Leishmania</i> (cerca de 15 especies en las Américas)  <i>Leishmania (Leishmania) infantum</i> (LV, LC atípica),  Principales especies dermatrópicas: LC, LM, LMC: <i>L. (Viannia) braziliensis</i> <i>L. (Viannia) panamensis</i>  LC y LC difusa: <i>L. (L.) mexicana</i> <i>L. (L.) amazonensis</i>  LC y LM: <i>L. (Viannia) guyanensis</i>	LV: deficiente LM: respuesta humoral	LV: Métodos directos e indirectos <b>Directos:</b> Parasitológico directo (frotis), cultivo, PCR, análisis histopatológico <b>Indirectos:</b> Inmunocromatografía, inmunofluorescencia indirecta, ELISA.  LC: Métodos directos e indirectos <b>Directos:</b> Parasitológico directo (frotis), cultivo, PCR, análisis histopatológico <b>Indirectos:</b> Intradermorreacción de Montenegro  LM: Métodos directos e indirectos <b>Directos:</b> Parasitológico directo (frotis), cultivo, PCR, análisis histopatológico <b>Indirectos:</b> inmunofluorescencia indirecta, ELISA e Intradermorreacción de Montenegro (apoya el diagnóstico)	LV: Anfotericina B Liposomal, Antimoniales pentavalentes, Deoxicolato de Anfotericina B  LC: Antimoniales pentavalentes, Miltefosine, Anfotericina B Liposomal, Deoxicolato de Anfotericina B  Los tratamientos locales como la termoterapia y el antimonio de meglumina intralesional también son utilizados en casos sin complicaciones o si el paciente presenta contraindicaciones a los medicamentos sistémicos.	Vacunas caninas para leishmaniasis visceral canina, como medida de protección individual.
<b>Filariasis</b>	Nemátodo <i>Wuchereria bancrofti</i>	Poco efectiva, la microfilaremia puede persistir durante 5 a 10 años o más después de la infección inicial	Frotis de gota gruesa, inmunocromatografía, eosinofilia	Dietilcarbamazina (DEC), albendazol (ALB) e ivermectina (anual durante 5 años)	No hay vacuna
<b>Fiebre del Nilo Occidental</b>	Flavivirus	Inmunidad homotípica efectiva			No hay vacuna

**Cuadro 2. Principales características de los vectores de las ETV más importantes en las Américas**

Enfermedad	Vector	Nicho ecológico	Sitios de cría	Ciclo de vida				Hábitos de picadura y reposo		Dispersión
	Orden y especie			Huevo	Larva	Pupa	Adulto	Alimentación	Reposo	
<b>Dengue</b>	Díptera <i>Aedes aegypti</i> <i>Aedes albopictus</i> (vector secundario)	Urbano, suburbano, rural	Agua limpia Sitios artificiales y cripticos <i>Ae. albopictus</i> : sitios naturales con agua turbia y presencia de material orgánico	Ovipostura de 100 a 200 huevos De 9 a 30 huevos en paredes de recipientes Diapausa de 7 a 12 meses	4 estadios larvarios (5-7 días)	De 2 a 3 días	De 15 a 30 días	Antropofilia y antropofagia, diurnos Picaduras múltiples cada 3 días <i>Ae. albopictus</i> : zoofagia, antes de la ovipostura, 2 veces al mes	Endofílico, sitios oscuros, escondidos  Exofílico	De 0 a 1.000 m Movilidad humana y transporte
<b>Zika</b>	<i>Aedes aegypti</i>									
<b>Chikunguña</b>	<i>Aedes aegypti</i> <i>Aedes albopictus</i>									
<b>Fiebre amarilla</b>	Díptera <i>Haemagogus sp. Sabethes</i> , <i>Aedes aegypti</i> , <i>Aedes albopictus</i>	Selvático (urbano)	Naturales y artificiales en áreas urbanas					Antropofagia y zoofagia	Exofílico	
<b>Malaria</b>	Díptera <i>Anopheles sp.</i> (15 especies) <i>albimanus</i> , <i>darlingi</i> , <i>pseudopunctipennis</i> , <i>neivai</i> , <i>albitarsis</i> , <i>punctimacula</i>	Rural	Agua estancada, charcas, pozas, pantanos, márgenes de ríos, vegetación flotante y emergente	De 50 a 200 huevos flotadores por ciclo que no resisten la desecación	4 estadios		De 5 a 17 días	Antropofagia y zoofagia (nocturnos) picadura única	Exofílico y endofílico, paredes	Entre 1 y 2 km
<b>Leishmaniasis</b>	Díptera <i>Lutzomyia sp.</i> (450 especies, cerca de 55 ellas vectoras)	LV: rural y urbano LC: selvático, rural y periurbano (zoonosis)	Lugares húmedos, detritus orgánico	De 30 a 70 huevos que eclosionan en 10 a 30 días	Larvas de 3 a 8 semanas	De 7 a 12 días	De 40 a 50 días	Antropofagia y zoofagia nocturnos, picadura dolorosa, atardecer, picadura única	En general exofágico y exofílico <i>Lu longipalpis</i> y otros pueden ser endofágicos y endofílicos Lugares húmedos	Menos de 200 m estático
<b>Chagas</b>	Hemíptera, Triatominae sp. 130 especies, las más importantes: <i>T. infestans</i> , <i>dimidiata</i> , <i>Rhodnius prolixus</i> <i>Panstrongylus, megistus</i>	Rural, semiurbano silvestre, doméstico o peridoméstico	Huecos de paredes, techos y pisos	2 semanas	Ninfas con 5 estadios a lo largo de meses de desarrollo		Años	Antropofagia y zoofagia (nocturnos) picadura única hasta saciarse, por cada estadio de ninfa	Endofílico	Restringido, entre 100 y 200 m. Pasiva (mediante animales o transporte)
<b>Filariasis</b>	Díptera <i>Culex quinquefasciatus</i> ,	Periurbano, urbano y rural	Agua sucia, desagües, pozos, letrinas Criaderos peridomésticos con <i>Aedes</i>	Ovipostura en agua de 115 huevos. No hay diapausa	7 días		Desarrollo de 9 a 13 días y 1 mes de vida	Antropofagia y zoofagia (aves y animales) Nocturna Entre las 22:00 y las 2:00, altas densidades	Endofágico y endofílico	De 100 a 2.000 m Transporte
<b>Fiebre del Nilo Occidental</b>	Díptera <i>Culex pipiens</i> , <i>quinquefasciatus</i> , <i>nigripalpus</i> <i>Aedes albopictus</i>	Urbano y suburbano	Agua sucia, desagües, pozos, letrinas Criaderos peridomésticos	Diapausa: transmisión vertical			De 9 a 13 días	Zoofagia y Antropofagia (aves y animales)	Endofágico y endofílico	Amplia por reservorio (aves)

# Antecedentes del control de las enfermedades transmitidas por vectores

El control de las ETV en las Américas tiene una larga trayectoria y hay amplia evidencia del éxito de algunos programas en el pasado, entre ellos el control de la fiebre amarilla y la malaria en Cuba y Panamá (1901-1910), la eliminación del *Anopheles gambiae* en Brasil (1940), la eliminación de la malaria en aproximadamente 75% del territorio de la República Bolivariana de Venezuela a final de la década de 1950 (6), la eliminación del *Aedes aegypti* (1950-1960), así como la reciente eliminación de la oncocercosis en 11 de los 13 focos existentes en las Américas (2015) y la interrupción de la transmisión domiciliar por vectores del *Trypanosoma cruzi* en 17 de los 21 países endémicos de la Región. Estos son algunos ejemplos del éxito de intervenciones que combinaron el saneamiento ambiental, el mejoramiento de las viviendas, el uso de insecticidas, la disponibilidad de medicamentos efectivos, y la participación comunitaria y otros métodos de control. Las estrategias de control de vectores han evolucionado desde una concepción pragmática dirigida a la erradicación del vector hacia un esquema de control vertical complementado con tratamientos masivos y participación comunitaria (PC), y finalmente al manejo integrado de vectores (MIV) y el enfoque ecobiosocial.

La evolución de las diferentes estrategias de control fue posible gracias a los aciertos conceptuales que llevaron a pensar en la erradicación como intención política, en la eliminación como factibilidad técnica, y en el manejo integrado como innovación operativa. Estas ideas dieron origen a los programas verticales de control de las ETV y permitieron avanzar en la organización de equipos de trabajo especializados; el despliegue eficaz, organizado y riguroso de acciones de control vectorial; la administración eficiente de recursos y la disponibilidad de personal bien capacitado y disciplinado. Por diversas razones, esos pilares operativos se fueron erosionando e impidieron que los programas verticales y centralizados fueran sostenibles. Sin embargo, su inserción temprana como ejes operativos dentro de los programas de salud demostró la relevancia de las ETV en el contexto sanitario de la época.

Las campañas de erradicación del *Anopheles gambiae* y del *Aedes aegypti* crearon la falsa impresión de que cualquier estrategia de control vectorial —especialmente el uso masivo de insecticidas— podría o debería alcanzar reducciones comparables. La erradicación ha sido pospuesta como estrategia



continental dado el nuevo contexto que impide su aplicación a nivel regional. Sin embargo, existen zonas donde se puede llevar a cabo una estrategia de eliminación que combina diferentes abordajes complementarios al control vectorial. Frente a la iniciativa de eliminación de la oncocercosis y la enfermedad de Chagas en algunas regiones, así como de la malaria en 14 países de las Américas (7), se contraponen la emergencia de dengue, Zika, chikunguña y la dispersión geográfica de la leishmaniasis visceral urbana como un problema de salud pública creciente en los mismos países de la Región. Además, estas enfermedades se han convertido en un peligro latente para los países desarrollados, ya sea por la detección de casos importados o por el riesgo asociado a la existencia de vectores potenciales en su territorio. La introducción y emergencia de nuevas ETV, así como la reemergencia o resistencia al control de otras ya conocidas, debe alertarnos sobre lo complejo y dinámico que es su abordaje.

Pueden alcanzarse diferentes niveles de control dependiendo de la vulnerabilidad biológica del vector, el conocimiento de la dinámica de transmisión y la disponibilidad de tecnologías y herramientas para su control. Se asume que existen enfermedades que se pueden erradicar mientras que en otras el objetivo es la interrupción definitiva de la transmisión en ciertas áreas o regiones y bajo ciertas condiciones epidemiológicas. Hay otras ETV donde solo se contempla la reducción de la transmisión o de las complicaciones, secuelas y muertes. Las enfermedades enzoóticas no son eliminables por la existencia de reservorios animales y vectores silvestres (Chagas y Leishmaniasis). Actualmente, en las Américas, la evidencia indica que algunas ETV están en retroceso mientras que otras están en plena efervescencia o se encuentran en distintas fases de control. Si bien no todas las ETV son susceptibles de ser eliminadas, existen estrategias para contener

su transmisión, prevenir la aparición de brotes y epidemias y, de no lograrlo, mitigar los daños y minimizar la mortalidad por estas enfermedades (cuadro 3).

Aunque existen numerosos ejemplos de éxito en el control de estas enfermedades, el progreso no ha sido lineal, continuo ni permanente. Muchos de estos logros pueden revertirse en el futuro cercano debido a las nuevas condiciones epidemiológicas, la falta de compromiso de los gobiernos, las deficiencias técnicas e insuficiencias presupuestales para concretar las metas, la debilidad técnica y preparación de recursos humanos de los programas de control, la baja efectividad y cobertura insuficiente de las acciones, el desarrollo de resistencia a los insecticidas, y otros determinantes que inciden sobre la epidemiología de las ETV en el presente.

Entre los factores más importantes detrás de estas amenazas están que todavía no tenemos un buen entendimiento de la dinámica de transmisión de los agentes infecciosos ni de la ecología de algunos de los vectores involucrados; que seguimos careciendo de métodos de estimación del umbral entomológico fiables y que definen el riesgo de transmisión, y que falta información precisa y oportuna para orientar la toma de decisiones.

Ante la gran diversidad y complejidad de los factores biológicos, sociales y ambientales que inciden en la transmisión de patógenos por insectos vectores, es fundamental que el diseño y la aplicación de los programas de control de vectores y los sistemas de vigilancia entomológica sean, ante todo, flexibles y adaptados a las circunstancias locales en términos de recursos y capacidades. La realineación de los programas nacionales para optimizar la ejecución de las intervenciones contra múltiples vectores y enfermedades garantizará el máximo impacto con los recursos disponibles.



### Cuadro 3. Objetivos y metas de eliminación de los programas de control de ETV

Enfermedad	Erradicación (desaparición)	Eliminación (interrupción)	Control de la transmisión	Control de focos	Mitigación de daños y secuelas	Reducir la letalidad
<b>Dengue</b>	<i>Aedes aegypti</i> (décadas de 1950 y 1960)	Poco probable	MIV	Puntos calientes; detección de asintomáticos	Hospitalización	Letalidad <1%
<b>Fiebre amarilla</b>	<i>Aedes aegypti</i> (décadas de 1950 y 1960) en zonas urbanas	Posible con vacuna Meta: eliminar la transmisión, con ninguna epidemia ni muerte del 2018 a 2030	Vacunación masiva	Vacunación masiva	Hospitalización	Atención oportuna
<b>Chikunguña</b>	No factible	Poco probable	MIV	Puntos calientes	Artritis crónica	Atención oportuna
<b>Zika</b>	No factible	Poco probable	MIV	Puntos calientes; grupos vulnerables	Síndrome congénito, neurológico, Guillain-Barré	Atención oportuna
<b>Malaria</b>	<i>Anopheles gambiae</i> (1940)	Probable 2030 es el año meta de la OMS para la eliminación de la transmisión por <i>P. falciparum</i> y <i>P. vivax</i>	Mosquiteros impregnados, rociado intradomiciliario (IRS), detección oportuna y tratamiento de personas con episodios febriles, MIV	Focos residuales	Resistencia a tratamiento, mortalidad prematura	Ninguna muerte por <i>P. falciparum</i> y <i>P. vivax</i> en niños para el 2030
<b>Chagas</b>	No factible por la existencia de especies silvestres, ciclos y focos selváticos	Eliminar transmisión por transfusión (2015) 90% de niños curados Eliminar transmisión por vectores interdomiciliarios para el 2020 Eliminar la enfermedad de Chagas en 16 países para el 2022	Control de la transmisión por deyección, transfusión y congénita MIV	<i>R. prolixus</i> introducido en Área Andina	Tratamiento oportuno para prevenir megavisceras y cardiopatía	Ninguna muerte entre neonatales con tratamiento rápido de casos congénitos para el 2025
<b>Leishmaniasis</b>	No factible por existencia de vectores silvestres y reservorios	Poco probable Vigilancia de focos	Control de la transmisión focal, 2022 es el año meta para reducir al 50% la proporción de niños con LC y MC en ocho países.	Complicado Detección oportuna	Tratamiento oportuno	Ninguna muerte en menores de 10 años en riesgo para el 2030
<b>Filariasis linfática (FL)</b>	Factible (China)	Posible; 2022 es el año meta de la OPS para seis países que han eliminado la FL e implantado medidas para prevenir su resurgimiento o reintroducción.	Control mediante nuevos medicamentos y diagnóstico	Factible Agregación de la infección	Discapacidad, meta de ningún hidrocele discapacitante para el 2025	Diagnóstico y tratamiento oportunos
<b>Fiebre del Nilo Occidental</b>	No factible por existencia de vectores silvestres y reservorios	Poco probable	Rociado residual	Complicado Detección de asintomáticos	Meningitis y encefalitis	Diagnóstico y tratamiento oportunos

**Fuente:** adaptado de Silveira, A. Principios del control de endemias, con especial referencia a las enfermedades de transmisión vectorial (ETV); Biomedicina, 2005, 1 (1): 28-37 ISSN: 1510-9747; y Organización Panamericana de la Salud. Marco sostenible e integrado para la eliminación de enfermedades transmisibles en la Región de las Américas. Nota conceptual. Washington, D.C.: OPS; 2019

# 1. Marco operativo para la vigilancia de vectores

La vigilancia entomológica consiste en el muestreo entomológico sistemático para identificar las especies de insectos vectores y su densidad en un lugar y un tiempo determinados. El objetivo es examinar sus características morfológicas (sexo, condición fisiológica, alimentación), su comportamiento (sitios de cría, hábitos de alimentación, reposo y dispersión), su competencia como vectores (susceptibilidad a la infección), así como determinar el grado de susceptibilidad y resistencia que tienen a los insecticidas o medidas de control

disponibles. La vigilancia entomológica es un instrumento clave para la evaluación del impacto de las actividades de control a la hora de reducir la población de insectos vectores y para definir los umbrales de densidad vectorial (en todos sus estadios) requeridos para reducir la probabilidad de transmisión de agentes infecciosos.

El conocimiento de la bionomía de cada especie de vector requiere de un sistema de vigilancia entomológica eficaz y oportuno que permita:

1. identificar las especies más importantes para la transmisión (quién);
2. seleccionar los momentos más convenientes para las acciones de control (cuándo);
3. diseñar intervenciones más efectivas (qué);
4. definir los escenarios más adecuados (dónde); y
5. llevar a cabo las intervenciones y evaluar su eficacia (cómo) con la mayor precisión posible.

Además, los programas de control vectorial en las Américas deberían promover un marco operativo con procedimientos estandarizados para garantizar la sostenibilidad de las acciones. Esta estandarización consiste en la definición de metas (declaración cualitativa de objetivos), indicadores (mediciones cuan-

titativas para medir el progreso), objetivos (valores cualitativos de los indicadores), tendencias (cambios en el tiempo) y fuerzas impulsoras. Se debería contar con definiciones claras, objetivos y metas medibles, informes de calidad y una evaluación sistemática de su desempeño.

Para entender el alcance de la vigilancia entomológica, es indispensable adaptarla a las nuevas exigencias definidas para las estrategias de control. En primer lugar, ha de ajustarse la dimensión de la estrategia de control vectorial, considerando abordajes menos globales y diseñando estrategias mejor adaptadas a los contextos ecológicos locales. Es decir, alejarse de la erradicación de los vectores —por su complejidad técnica—, hacia un abordaje menos ambicioso, pero más estratégico. Este cambio de paradigma también requiere un mejor entendimiento de la ecología vectorial y las dinámicas poblacionales y de transmisión, ya que no son iguales en todos los lugares, sino que cambian según las condiciones ecológicas, demográficas y sociales (incluso para el mismo vector). Esta heterogeneidad requiere de una mayor precisión a la hora de estimar el riesgo entomológico y el impacto de las intervenciones (8).

En el caso de las enfermedades transmitidas por mosquitos, especialmente las arbovirosis, resulta beneficioso alejarse de la idea de cobertura universal de todos los criaderos (por su complejidad operativa) y diseñar estrategias integradas que logren una cobertura efectiva de los principales criaderos y los más productivos. Esto implica dejar de ser reactivos a la presencia de fases inmaduras (huevos y larvas) en espacios reducidos como las viviendas y pensar de forma más proactiva en escenarios de riesgo a partir de las poblaciones en las fases ninfal hematófaga, pupal, y adulta, más allá de la vivienda. Por último, hay que abandonar la idea de una “solución milagrosa” basada en el uso intensivo de una única medida de intervención (insecticidas), e incorporar un conjunto integrado de intervenciones que promueva un control más sostenible, duradero y que abarque todo el espectro de ETV. El objetivo es ayudar a los países a poner en

marcha intervenciones coherentes y coordinadas para reducir la amenaza creciente y la carga cada vez mayor de las enfermedades transmitidas por vectores.

La realineación de los programas de control con las nuevas exigencias contextuales ofrece una excelente oportunidad para el fortalecimiento y la orientación del control de vectores. La vigilancia entomológica debe establecer cuáles son las metas y con qué herramientas pueden lograrse. El objetivo central de la vigilancia entomológica debe ser guiar las acciones que ayudan a disminuir la carga de las ETV en la población y monitorear su impacto sobre la transmisión. Para lograrlo, pueden abordarse diferentes fases del ciclo de vida de los vectores como la ovipostura, la eclosión y la maduración larvaria, o bien disminuir su sobrevivencia larvaria y adulta. Para disminuir la transmisión, se puede interrumpir la propia infección del vector, el desarrollo del agente infeccioso dentro del vector, limitar su dispersión o disminuir la tasa de contacto con los seres humanos (9). Las sinergias del diagnóstico oportuno y el tratamiento eficaz con los esfuerzos de control vectorial han demostrado su efectividad para disminuir la transmisión y prevenir o mitigar las secuelas y complicaciones en la leishmaniasis, filariasis, oncocercosis y malaria.

Tras décadas de estudio de los vectores, se conocen los parámetros de infestación, pero no la abundancia y densidad de los vectores, que permite estimar el riesgo entomológico o epidemiológico. Por ejemplo, en el caso del mosquito *Aedes*, la cantidad de larvas no está necesariamente relacionada con la de hembras adultas que actuarán como vectores de la infección. Puede estudiarse el grado de infestación de los diferentes estadios del vector (huevo, larva, ninfa, pupa, adulto), el grado de participación de los

diferentes criaderos (tipología), así como los niveles de infestación relativa (índices entomológicos), pero ninguno de ellos se traduce en parámetros de densidad o productividad de la fase adulta que nos indiquen cuántas hembras hay, dónde se concentran, y cómo se dispersan (10, 11). Estos datos tampoco indican los lugares de mayor contacto con las poblaciones humanas.

Una vez conocida la presencia y distribución del vector, el objetivo de las acciones de control es a menudo un estadio del vector que no es necesariamente el más relevante para la transmisión de la infección, ya sea por la accesibilidad de los criaderos en áreas urbanas o la disponibilidad de estrategias más o menos efectivas. Esta situación difiere para la malaria y leishmaniasis.

Los indicadores de infección en hembras adultas varían según la ETV. Son más específicos y conocidos en el caso de la malaria (tasa de inoculación entomológica) que para

el dengue, dada la baja densidad de hembras adultas de *Aedes aegypti* y su baja tasa de infección (12).

En algunas ETV se conocen mejor las fases inmaduras que las fases adultas del vector en términos de presencia, distribución y relevancia (p. ej., *Aedes aegypti*), mientras que en otras (p. ej., *Lutzomyias*) hay una gran variedad de especies y subespecies y se conocen o monitorean más las fases adultas. En muchas ocasiones solamente se cuenta con indicadores para un estadio y estos no se complementan con indicadores para los otros estadios de desarrollo del vector. Empíricamente, el control de las formas inmaduras es más efectivo que el control de las formas adultas, aunque la presencia de adultos sea más indicativa del riesgo de transmisión. Dirigir los esfuerzos para conocer mejor las poblaciones de adultos y las fases inmaduras ofrecería opciones más eficaces para el control de vectores.



Los indicadores entomológicos permiten evaluar el efecto directo de las intervenciones específicas sobre los estadios diana, pero no ofrecen umbrales de riesgo acordes al momento epidemiológico o ciclo de transmisión. Los indicadores entomológicos tradicionales son “estáticos” en el tiempo ya que siempre miden y estiman lo mismo. Por ejemplo, un indicador que muestra el número de criaderos o casas infestadas en un momento dado no compara ese nivel de riesgo en el tiempo. Un valor alto del indicador en la época de baja transmisión no es igual al riesgo del mismo valor en una época de alta transmisión. Esto se debe a que la biología del vector cambia con las condiciones del criadero y su entorno ambiental. La temperatura, por ejemplo, modifica la duración del ciclo de vida y acelera el ritmo de eclosión y pupación, provocando el nacimiento de insectos o dípteros hematófagos más pequeños que requieren una alimentación más frecuente. También aumenta la sobrevivencia de los insectos o dípteros hematófagos adultos y reduce la duración del período de incubación extrínseco, afectando su capacidad vectorial. Por lo tanto, la temperatura resulta muy relevante para las

ETV transmitidas por mosquitos vectores cuyo ciclo de vida es más corto (13).

Las limitaciones inherentes a los métodos de medición de poblaciones de mosquitos se deben a que no existe un “estándar de oro”: todas las mediciones tienen un margen de error y sólo miden una proporción de la población total (desconocida) de mosquitos (huevos, larvas o adultos). Los valores de los indicadores entomológicos son estáticos y no son extrapolables. Otra dificultad es que la enorme variabilidad en las densidades del vector obliga a repetir las mediciones para estimar correctamente los niveles reales de infestación. Además, el riesgo entomológico y el riesgo de transmisión pueden suceder en lugares diferentes y no necesariamente allí donde se realiza la medición o la intervención. La selección de los métodos de medición y monitoreo entomológico siempre sacrifica la precisión de la medición por la oportunidad de realizarla. Es decir, se opta por los métodos fáciles y baratos, aunque sean poco precisos, en lugar de aquellos que son más elaborados, más caros y requieren mayores recursos.

## 1.1 Estrategias de muestreo

Uno de los grandes desafíos para la vigilancia entomológica de las ETV es la escala geográfica y temporal de su aplicación y evaluación de impacto. Para la mayoría de las ETV, la unidad de muestreo es la vivienda y el peridomicilio. Sin embargo, existen otros espacios urbanos, periurbanos o silvestres que pueden funcionar como áreas productoras (estanques, ríos, etc.), así como criaderos más relevantes (crípticos) que no se inspeccionan o que requieren de esquemas de muestreo específicos. Las áreas de muestreo suelen definirse siguiendo criterios operativos (recursos) y coyunturales más que la oportunidad de las acciones (esta-

cionalidad) y las condiciones de riesgo entomológico. Estos criterios definen la cobertura geográfica y frecuencia de muestreo, pero limitan la posibilidad de evaluar el impacto de las acciones en términos de su duración y sostenibilidad.

Los resultados de los muestreos entomológicos se limitan a las áreas donde fueron realizados y no pueden extrapolarse a otras zonas, ni siquiera colindantes. Además, reflejan una realidad entomológica estática, no dinámica. La abundancia de un estadio del vector no implica niveles semejantes

de los estadios subsiguientes, pues estos varían con el contexto, la época y el lugar. Por último, la situación entomológica descrita por los resultados de un muestreo dado no necesariamente refleja el riesgo de infección ni el nivel de transmisión activa debido a que los valores de densidad y abundancia medidos corresponden a un momento previo a la transmisión (semanas o meses, dependiendo del estadio considerado y del vector bajo estudio). Por último, la movilidad de las poblaciones humanas puede modificar la

introducción, el establecimiento y la dispersión de la infección (14).

Respecto a la periodicidad del muestreo, la frecuencia del mismo depende del objetivo de la vigilancia (erradicación, eliminación o control), así como de la duración esperada del impacto de las intervenciones: horas (repelentes), días (insecticidas), semanas (eliminación física, larvicidas biológicos o químicos) o meses (estrategias educativas, químicos de efecto residual).

## 1.2 Cobertura de las acciones

El impacto de las intervenciones de control depende del nivel de cobertura (física y temporal) del universo de criaderos. A la hora de definir el nivel de cobertura, se tienen en cuenta el tipo de intervención y su efecto o impacto esperado (permanente, temporal, momentáneo). El principal obstáculo al que se enfrenta cualquier programa de control de

vectores es el de la cobertura de los criaderos (reales o potenciales), ya sea por su dimensión, dispersión, cantidad, permanencia o accesibilidad. En esencia, no podemos aspirar a cubrir de forma efectiva todos los criaderos, de forma sostenida, con una única intervención (cuadro 4).

**Cuadro 4. Cobertura efectiva de los criaderos de vectores de las principales ETV**

Enfermedad	Vector	Accesibilidad	Tamaño y cantidad	Dispersión	Cobertura efectiva
<b>Dengue</b>	<i>Aedes aegypti</i> <i>Ae. albopictus</i>	Visibles, crípticos	Gran variedad, temporales y permanentes	Muy amplia, urbana	Criaderos productivos, estables y permanentes
<b>Chikunguña</b>	<i>Aedes aegypti</i>				
<b>Zika</b>	<i>Aedes aegypti</i>				
<b>Fiebre amarilla</b>	<i>Haemagogus</i> (selvática) <i>Aedes aegypti</i> (urbana)	Silvestres	Variable, estacionales	Amplia, selvática	No es posible en criaderos selváticos
<b>Malaria</b>	<i>Anopheles sp.</i>	Cuerpos de agua diversos	Variable, estacionales	Amplia, rural	Poco factible
<b>Chagas</b>	<i>Triatoma infestans</i> , <i>dimidiata</i> <i>Rhodnius prolixus</i>	Vivienda y peridomicilio	Restringida a viviendas permanentes	Acotada, rural	Eliminación de colonias domésticas y peridomésticas
<b>Leishmaniasis</b>	<i>Lutzomyia sp.</i>	Silvestres	Variable, estacionales	Extensa, rural	No factible
<b>Filariasis linfática</b>	<i>Culex quinquefasciatus</i>	Crípticos, escondidos, artificiales y naturales	Variable, permanencia	Amplia	No es posible
<b>Fiebre del Nilo Occidental</b>	<i>Culex pipiens</i> <i>Ae. Albopictus</i>	Silvestres, naturales	Extensa, estacionales	Muy amplia	Poco factible

## 1.3 Métodos generales de control

El uso intensivo y casi exclusivo de insecticidas en las viviendas para controlar las ETV ha dado paso a una oferta cada vez más amplia de herramientas, opciones y medios de aplicación. Los desafíos que enfrenta cualquier estrategia de control son la identificación de los diferentes sitios de cría en ambientes rurales, suburbanos y urbanos, la variabilidad estacional, su capacidad productiva, su estabilidad o permanencia, y su vulnerabilidad y dispersión, entre otros. Los métodos de control pueden ser desde estructurales (abastecimiento de redes de agua potable, saneamiento urbano) hasta la manipulación genética del vector para eliminar su competencia vectorial, limitar su capacidad de vuelo o eclosión, etc. Ninguno de estos métodos puede considerarse como universal, único y permanente ya que los vectores siempre encuentran formas de evolucionar y responder a las nuevas amenazas, ya sea a través de mecanismos de resistencia o adaptándose a nuevos nichos (a través de la migración, invasión o colonización).

La vigilancia entomológica, además de monitorear las poblaciones, debe identificar cuáles son las fases o estadios más vulnerables, señalar los sitios de cría más productivos, definir los umbrales de densidad y riesgo, así como proponer los indicadores que nos permitan evaluar el impacto de cada una de las intervenciones de control (de forma aislada y en su conjunto).

En vista de que los ciclos de vida de los vectores son muy complejos, los métodos de control disponibles pueden aplicarse de manera que cubran todo el ciclo de vida con diversas intervenciones, o centrarse exclusivamente en un estadio. Tradicionalmente, cada especie de vector se enfrenta por separado, con un conjunto de intervenciones que no cubren

todo el ciclo de vida. Resultaría más efectivo buscar sinergias entre las medidas de control vectorial, y atacar a condiciones comunes que afectan a varios vectores. Por ejemplo, el saneamiento ambiental, la aplicación de larvicidas, los mosquiteros impregnados, la administración masiva de medicamentos y los insecticidas residuales tienen un impacto cuando son aplicados de forma aislada, pero juntos pueden utilizarse para complementar las estrategias, incrementar la cobertura y extender la duración del control vectorial. Esto daría mayor sostenibilidad y facilitaría el desempeño de los programas operativos. Deben favorecerse aquellas estrategias que sean integrales o que puedan combinarse con la finalidad de ampliar el abanico de ETV afectadas por el control vectorial. Cuando los recursos y las circunstancias lo permitan, es deseable integrar las intervenciones. De esta manera, se vuelven más atractivas y aceptables para las comunidades afectadas por múltiples especies de insectos vectores, como *Culex* y *Aedes*, que comparten nichos ecológicos, transmiten múltiples infecciones (filariasis, dengue, Zika y chikunguña) y representan un problema para la comunidad. Un beneficio adicional es que puede evitar complicaciones operativas derivadas de la identificación de especies por el personal de campo (15).

Entre las opciones de control vectorial se encuentran el manejo ambiental (MA); el mejoramiento de las condiciones de vivienda, incluyendo la protección de puertas y ventanas; el acceso a tecnologías diagnósticas y medicamentos para su aplicación masiva; las intervenciones de control vectorial; el desarrollo de vacunas y las campañas de comunicación y prevención (cuadro 5).

### 1.3.1 Manejo ambiental

Modificación ambiental: cambios estructurales permanentes para reducir los hábitats larvarios de *Aedes*, p. ej., instalación y distribución de redes de agua potable en las comunidades y viviendas. Para el caso de *Anopheles* también se puede llevar a cabo modificación ambiental mediante drenado, rellenado y terraplenado de arroyos, lagos o lagunas que son criaderos. En vista de que algunas especies de flebotomos se ven atraídas por los pollos y los cerdos, se sugiere que la construcción de refugios para estos animales (gallineros y corrales) se realice fuera de las viviendas, y así reducir la probabilidad de interacción entre los vectores y la población humana.

Manipulación ambiental: barreras físicas temporales en los hábitats de mosquitos, p. ej., eliminación de los criaderos (descacharrización) o manejo de los criaderos mediante tapado, volteado, correcto almacenaje y

lavado, reciclaje y disposición final de llantas. Cambios ambientales como la limpieza, la eliminación de residuos orgánicos, la poda de árboles y la reducción de las fuentes de humedad son medidas que evitan el desarrollo de formas inmaduras de vectores de leishmaniasis, ya que requieren materia orgánica, temperatura y humedad. Entre las medidas más utilizadas se encuentran: barrer o rastrillar hojas y frutas, recolectar heces de animales, cortar el césped, desmalezar el jardín, así como eliminar o enterrar fertilizantes orgánicos almacenados o en producción.

Cambios en la vivienda: barreras físicas duraderas para reducir el contacto entre vector y humano, p. ej., instalación de mallas mosquiteras o uso de materiales impregnados con insecticidas (MII) como cortinas en puertas y ventanas. Los productos disponibles para lograr una protección personal o de la vivienda más efectiva cada vez son más diversos.



**Cuadro 5. Estrategias para la prevención y el control de las principales ETV presentes en las Américas**

Enfermedad	Manejo ambiental	Mejoramiento y protección de la vivienda	Diagnóstico oportuno y tratamiento masivo (agotamiento de infección)	Control vectorial	Información, promoción y comunicación	Vacunación
<b>Dengue</b>	Muy importante: dotación de servicios públicos (agua potable) en zonas urbanas	Mosquiteros y mallas	Asintomáticos, prevenir hospitalización, letalidad <1%	Biológico, físico, químico, conductual	Promoción del control vectorial	Hay una vacuna disponible para uso en condiciones especiales
<b>Chikunguña</b>		Mosquiteros y mallas	Manejo de complicaciones articulares	Biológico, físico, químico, conductual	Cronicidad Promoción del control vectorial	No hay vacuna
<b>Zika</b>		Mosquiteros y mallas	Detección y control de infección en embarazadas	Biológico, físico, químico, conductual	Prevención de la transmisión sexual congénita, promoción del control vectorial	No hay vacuna
<b>Fiebre amarilla</b>	Poco factible	Evitar la urbanización de transmisión	Prevenir letalidad	Biológico, físico, químico, conductual para evitar la urbanización	Promoción para la vacunación en zonas de riesgo	17D efectiva
<b>Malaria</b>	Manejo de fuentes larvianas (MFL)	Cortinas impregnadas, mosquiteros de larga duración, Casas con paredes completas y rociables	Tratamiento oportuno, asintomáticos, resistencia	Rociado intradomiciliario (IRS), mosquiteros impregnados de larga duración, control biológico de criaderos naturales	Importante Apoyo de las actividades de los rociadores y promoción del uso de mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración (MTILD)	En proceso, baja efectividad
<b>Enfermedad de Chagas</b>	Zonas del peridomicilio refractarias a la infestación	Muy importante en zonas rurales, paredes, pisos y techos, cortinas impregnadas	Muchos reservorios, asintomáticos, latencia y manifestaciones crónicas	Aplicación de insecticidas por rociado residual intradomiciliario (IRS)	Importante	No hay vacuna
<b>Leishmaniasis</b>	Favorable; eliminar basureros	Mosquiteros impregnados, animales domésticos en el peridomicilio	Principal estrategia LC y MC	LV: collares para perros impregnados, insecticidas residuales	Necesaria	Vacuna canina en desarrollo en Oriente Medio
<b>Filariasis</b>	Favorable	Mosquiteros y mallas	Posible	Biológico, físico, químico, conductual	Promoción del control vectorial	No hay vacuna
<b>Fiebre del Nilo Occidental</b>	Favorable	Mosquiteros y mallas		Biológico, físico, químico, conductual	Promoción del control vectorial	No hay vacuna

## 1.3.2 Manejo de fuentes larvarias

La estrategia de MFL, con énfasis en los *Culicidae*, incluye diversas intervenciones de manejo ambiental y la modificación permanente del hábitat mediante transformación física del entorno (construcción de asentamientos, drenado, llenado de estanques y zanjas, cobertura de criaderos), o la manipulación temporal del hábitat a través de alteraciones de los criaderos (limpieza de maleza, algas filamentosas, irrigación intermitente o continua en arrozales, drenaje de riachuelos, etc.). Cuando los criaderos son extensos y permanentes, el manejo ambiental puede producir resultados importantes si se combina con diferentes herramientas como la aplicación de larvicidas biológicos (*Bacillus thuringiensis israelensis*) o químicos (temefos) o la introducción de predadores naturales (peces larvívoros como *Gambusia affinis* y *Poecilia reticulata*, o “guppy”). El manejo ambiental requiere la participación de las comunidades afectadas (16-19).

### ▶ Larvicidas: “encontrar y eliminar”

El uso de larvicidas implica considerar una gama muy amplia de opciones químicas y biológicas, así como su aplicación sobre cuerpos de agua naturales y criaderos artificiales de capacidad, permanencia y productividad muy diversas. Su impacto está limitado por el efecto ambiental, la seguridad, la estabilidad y permanencia en el medio, además del costo, mantenimiento y frecuencia de aplicación. Tienen el potencial de controlar un espectro amplio de vectores cuando coexisten en un medio rural o urbano, aunque la cobertura efectiva de múltiples criaderos depende de la existencia de sistemas de vigilancia

entomológica y de abundantes recursos, lo cual puede restringir su aplicación e impacto. La oferta de larvicidas es muy amplia y se describe en el cuadro 6.

### ▶ Trampas: “atraer y eliminar”

El uso de trampas se ha convertido en una estrategia de uso limitado (todavía no recomendada para su uso en salud pública), complementaria al control físico de criaderos de *Ae. Aegypti*, en vista de la enorme variedad y cantidad de criaderos en centros urbanos. Las ovitrampas, que eliminan la fase larvaria hasta en un 99%, han evolucionado hacia trampas letales de hembras (trampas adhesivas) o hembras grávidas (trampas grávidas y autocidas). Además de ser atrayentes para la ovipostura, contienen sustancias químicas o biológicas que eliminan las fases adultas en 89% (20, 21). La trampa de Shannon es muy importante para la captura de la fauna flebotomina y proporciona datos que permiten establecer relaciones entre las especies capturadas y sus horas de operación.

Las trampas presentan ventajas por su permanencia, costo relativamente bajo, mantenimiento, aceptabilidad e impacto, aunque su cobertura hasta el momento es limitada ya que es necesario desplegar un número muy alto de trampas para cubrir áreas urbanas extensas. En general, son muy eficientes en su nivel de atracción y letalidad, pero su impacto sobre la densidad de las poblaciones de vectores depende del grado de competencia que pueden establecer con los criaderos naturales y artificiales en las zonas que se desea controlar (22).

## Cuadro 6. Principales productos e intervenciones disponibles para el manejo de fuentes larvarias de *Culicidae* y *Simuliidae*

Producto	Función	Ventajas	Desventajas
Aceites (petróleo) orgánicos vegetales y películas de superficie monomoleculares (PMM) (23,24) No recomendados por la OPS	Cubrir la superficie para evitar la respiración e interferir con la emergencia de las larvas (en el caso de la malaria)	Visibles, prácticos en pozos, letrinas y charcos. No generan resistencia, no son tóxicos para otros organismos	Retratamiento, alto costo en aplicaciones extensivas, poca persistencia, pierde efectividad cuando hay vegetación, dispersión y pérdida de efecto Riesgo ambiental
Químicos sintéticos organoclorados (DDT) (25) no recomendados por la OMS  Organofosforados (temephos) (26) Piretroides	Larvicidas de vectores de Malaria, oncocercosis y dengue	Fáciles de aplicar a pequeña y gran escala	Resistencia, persistencia en suelo, tejidos vegetales y animales; tóxicos para peces (piretroides); resistencia; control temporal y aplicación frecuente; tóxicos y dañinos para predadores
Larvicidas bacterianos <i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>israelensis</i> (Bti), <i>Bacillus sphaericus</i> (Bs) (27)	Interrumpe la alimentación y homeostasis de las larvas	Especificidad, sin riesgo ambiental, seguro en agua para consumo humano, aplicación masiva	Retratamiento de 1 a 4 semanas; garantizar su uso en estadios jóvenes; pierde su efecto en hábitats naturales
Spinosad, extractos de la fermentación de <i>Saccharopolyspora spinosa</i> (28)	Larvicida en forma de tabletas, emulsión, granulado y suspensión concentrada	Baja toxicidad, aplicable rápidamente, seguro en agua para consumo, útil cuando hay resistencia	No es tan específico y puede ser tóxico para las abejas
Reguladores de crecimiento Hormonas juveniles (metropeno, piriproxifeno) Inhibidores de la síntesis de quitina (diflubenzuron y triflumeron) (29,30)	Evitan el desarrollo a fase adulta. Larvicida en microcápsulas y <i>briquettes</i>	Efecto residual (de 2 semanas a 6 meses), rápidamente aplicables, eficaces en bajas dosis, seguros en agua para consumo, efectivo si hay resistencia a larvicidas químicos, baja toxicidad	Afecta a otros invertebrados y ecosistemas; retratamiento en caso de los inhibidores Toxicidad a altas dosis Necesidad de monitorear su efecto en adultos
Control biológico: peces, larvas (Toxorhynchites), copépodos, hongos (letales), extracto vegetal (Neem), Azolla, nemátodos (parásitos)	Predadores naturales de larvas	Efectivos en combinación con otras intervenciones, se pueden perpetuar en el nicho adecuado, son baratos de introducir, no contaminan, se usan en agua para consumo	Efectividad limitada; su impacto puede demorarse en el tiempo; la cría de peces puede ser complicada; preferiblemente, se trata de especies locales o nativas, puesto que el transporte es complicado; no aplicables a gran escala (cobertura limitada) en todos los criaderos

**Fuente:** Organización Mundial de la Salud. Larval source management: a supplementary malaria vector control measure: an operational manual; Ginebra: OMS, 2013



### 1.3.3 Manejo químico<sup>1</sup>

*Uso de insecticidas:* Existen diversas estrategias de control mediante insecticidas dependiendo de la fase de vida del insecto (larvicidas o adulticidas), la duración del efecto (instantáneo “*knock down*” o residual), su composición química (inorgánicos, sintéticos y naturales) o su mecanismo de acción (contacto, fumigantes o inhibidores del desarrollo). Los métodos de aplicación de los insecticidas dependen del nivel de aplicación y la biología del vector:

- ▶ **Tratamiento focal:** los larvicidas se aplican en depósitos específicos y cuerpos de agua en el espacio doméstico y peridoméstico.
- ▶ **Aspersiones residuales:** se realizan en espacios limitados (p. ej., tratamiento perifocal o rociado domiciliario).
- ▶ **Aplicaciones espaciales (nubes de aerosol y neblinas en frío):** Se aplican en ciclos consecutivos (cada 3 a 5 días durante 3 a 5 semanas en el control del *Aedes*) en espacios más amplios. Los aerosoles se aplican como *a*) nebulización térmica a nivel de la calle o en el interior de la vivienda y *b*) a volumen ultrabajo (UBV) desde el nivel del suelo con equipos portátiles o pesados (no recomendado para malaria).

### 1.3.4 Innovaciones en el control de mosquitos vectores

El control de vectores se ha convertido en una tarea compleja dada la abundancia de opciones de control disponibles, su diversidad (medidas físicas, ambientales, biológicas, químicas, conductuales), las diferentes poblaciones blanco (huevos, larvas, adultos) y las diferentes estrategias para disminuir las densidades larvarias, eliminar criaderos y fases adultas, así como establecer barreras que disminuyan el contacto vector-humano, etc. La experiencia ha demostrado que no existe una “solución milagrosa” única, efectiva, duradera, barata, y fácil de aplicar y sostener en el tiempo. Ahora, nos enfrentamos a la inminente incorporación de herramientas tecnológicas que han demostrado su éxito en el control de plagas agrícolas y cuya aplicación en el campo de la salud pública ofrece buenas perspectivas teóricas de éxito y oportunidades técnicas para mejorar el desempeño de los programas de control. Pero estas también presentan desafíos operativos que deben considerarse antes de incorporarlas al inventario de herramientas de control.

Técnica del insecto estéril (TIE): La TIE comprende diferentes técnicas y procedimientos que anulan la capacidad reproductiva de los insectos vectores. Aunque el término indica que no hay progenie (esterilidad), estos insectos sí son capaces de copular y reproducirse, aunque su descendencia no es viable (no emergen, mueren de forma temprana, matan únicamente a las hembras o las vuelven inviables). Los métodos utilizados incluyen:

<sup>1</sup> Sólo deben utilizarse los insecticidas recomendados por la OMS en las actividades de prevención y control de las ETV. El listado de los productos y formulaciones actualizados se encuentra disponible en el siguiente enlace: <https://www.who.int/pq-vector-control/prequalified-lists/en/>

- ▶ **Radiación:** exponer a los mosquitos a radiaciones que provocan mutaciones genéticas dominantes y letales para la descendencia.
- ▶ **Recombinación del ADN:** métodos de ingeniería genética que introducen mutaciones letales dominantes reprimibles (RIDL, por su sigla en inglés) que hacen inviables a las sucesivas generaciones. Este efecto puede ser específico de sexo, de manera que solo las hembras se vean afectadas y mueran: female killers (FK).
- ▶ **Incompatibilidad citoplasmática producida por Wolbachia:** el esperma de machos infectados por Wolbachia no fertiliza los huevos producidos por la hembra y mueren.

Los mosquitos modificados genéticamente (MMG) también son candidatos muy prometedores para el control de mosquitos vectores por su impacto ecológico y huella de residuos tóxicos nulos, así como por su especificidad y la ausencia de resistencia a estas técnicas.





## 2. Arbovirosis: dengue, chikunguña y Zika

Las arbovirosis más relevantes en las Américas son tres infecciones (dengue, chikunguña y Zika), transmitidas por un mismo vector (*Aedes aegypti*), que causan un síndrome febril exantemático acompañado de manifestaciones muy similares (cefalea, mialgias y artralgias) autolimitadas en su fase aguda pero que se van distinguiendo a medida que el cuadro avanza hacia la fase subaguda o

crónica. Las infecciones pueden ser asintomáticas (60%) o inespecíficas (80%), y evolucionan de diversa manera en los cuadros moderados y graves. El dengue evoluciona hacia un cuadro hemorrágico y choque hipovolémico; la infección por chikunguña progresa hacia la artritis crónica; y la infección por el virus del Zika produce diversas alteraciones neurológicas y congénitas (31) (cuadro 7).

**Cuadro 7. Manifestaciones clínicas de las arbovirosis transmitidas por *Aedes aegypti***

Manifestaciones clínicas	Signos y síntomas	Dengue	Chikunguña	Zika
<b>Generales</b>	Fiebre	Moderada (de 5 a 7 días)	Intensa (de 3 a 5 días)	Leve (de 1 a 3 días)
<b>Cutáneas</b>	Exantema	Tardío (el quinto día)	Temprano (entre el segundo y el quinto día)	Inicial (primer día) cefalocaudal, palmas y pies
	Prurito	Leve	Moderado	Intenso
<b>Musculares</b>	Mialgias	Frecuente e intensa	Frecuente y moderada	Esporádica
<b>Articulares</b>	Poliartralgias	Artralgias	Muy frecuente, bilateral e intensa	Frecuentes y moderadas
	Poliartritis	Ausente	Frecuentes e intensas	Frecuentes y moderadas
<b>Neurológicas</b>	Cefalea	Intensa y frecuente	Leve o moderada	Leve o moderada
	Daño neurológico	Fatiga crónica, somnolencia	Encefalitis, síndrome de Guillain-Barré, convulsiones, neuropatía, mielitis, Parálisis flácida aguda	Encefalitis, encefalopatía o mielitis, parálisis, síndrome de Guillain-Barré
<b>Oculares</b>	Dolor retroocular	Intenso y frecuente	Esporádico	Esporádico
	Conjuntivitis	Esporádica	En niños	Muy frecuente e intensa
	Otras		Neuroretinitis y coriorretinitis, nueritis óptica	
<b>Digestivas</b>	Náusea y vómito	Signos de alarma	Esporádicos	Esporádicos
	Diarrea	Frecuente	Raro	Raro
	Dolor abdominal	Signo de alarma	Raro	Raro
	Hepatomegalia	Signo de alarma	Raro	Raro
<b>Hematológicas</b>	Sangrados de mucosas	Signo de alarma	Raro	Raro
	Petequias hematomas	Frecuente	Raro	Raro
	Choque	Frecuente	Raro	No
<b>Complicaciones</b>	Letalidad	Choque hipovolémico (<1%)	Artropatía crónica, muerte	Síndrome congénito, microcefalia, SGB

**Fuente:** adaptado de Organización Panamericana de la Salud. Instrumento para el diagnóstico y la atención a pacientes con sospecha de arbovirosis; Washington, D.C.: OPS; 2016.

El mosquito vector (*Aedes aegypti*) se encuentra ampliamente distribuido en el mundo, particularmente en zonas urbanas y suburbanas tropicales y subtropicales del Sudeste asiático y las Américas. Tras su eliminación del continente americano (en las décadas de 1950 y 1960), su expansión geográfica fue tan rápida que hoy se extiende por zonas previamente no colonizadas, por ejemplo, en espacios rurales. Es un vector singular al reproducirse en criaderos artificiales que contienen agua en reposo, limpia, sin muchos residuos naturales; ubicados en

lugares sombreados dentro y fuera del domicilio; y, preferentemente, en áreas urbanas desprovistas de servicios públicos como agua potable, drenaje y recolección de basura. Es un vector eminentemente antropofílico y antropófago, se alimenta durante el día (atardecer y amanecer), y reposa dentro de la vivienda (endofílico y endofágico). Sus hábitos de picadura múltiple y oviposición por “saltos” (*skip*) lo convierten en un vector muy eficaz que se alimenta varias veces durante cada ciclo gonotrófico y realiza una oviposición dispersa en diversos criaderos (31).



## 2.1 Vigilancia entomológica del *Aedes aegypti*

La vigilancia entomológica del *Ae. aegypti* debe conceptualizarse como un proceso cuantitativo basado en indicadores. El objetivo es medir la presencia, distribución geográfica, abundancia y densidad temporal de las poblaciones de *Aedes*, y así estimar los riesgos entomológicos y de transmisión de los arbovirus en el tiempo y en el espacio. El proceso contempla el muestreo sistemático de todas las fases de desarrollo del mosquito, por lo que debería proporcionar información que permita llevar a cabo intervenciones de control específicas, apropiadas y oportunas, así como evaluar su impacto. En aquellas áreas donde el vector ha dejado de estar presente, la vigilancia entomológica es fundamental para detectar nuevas introducciones antes de que se extiendan y sean difíciles de eliminar. La vigilancia de la susceptibilidad del vector a los insecticidas también debe formar una parte integral de cualquier programa de vigilancia entomológica (32).

Medir la presencia de insectos vectores es indispensable para conocer las especies dominantes que pueden actuar como vectores primarios o secundarios. Por otra parte,

identificar los sitios de cría y cuantificar las poblaciones y sus variaciones estacionales a lo largo del año es indispensable para identificar áreas de alta densidad (infestación) o períodos de aumento en la población de mosquitos, además de identificar los momentos más adecuados para ejecutar las intervenciones de control. La medición de estas características biológicas nos permite conocer al blanco de las intervenciones: cuál es el vector, dónde se desarrolla, cuáles son sus niveles de reproducción, y cómo se establece y dispersa en el nicho ecológico dadas las condiciones ambientales. Para identificar estas características se diseñan indicadores entomológicos de infestación o abundancia de las poblaciones del mosquito vector que miden cuáles son los sitios de cría preferenciales y los más productivos. También se cuenta con una serie de métodos de seguimiento del *Ae. Aegypti*, cuya selección requiere un claro entendimiento de los objetivos de la vigilancia, la disponibilidad de recursos técnicos y las capacidades necesarias en el personal de control.

La estimación de la infestación se realiza a través de varios métodos:



- 1** Índices de prevalencia expresados en porcentaje (%) que miden la presencia o ausencia de los diferentes estadios (huevo, larva, pupa o adultos hembras) en recipientes con agua (criaderos), viviendas inspeccionadas o respecto a la población total. Los índices utilizados tradicionalmente son el índice de recipientes positivos (+) (IR), viviendas o casas positivas (+) y el de Breteau. El índice de recipientes (IR) es el porcentaje de recipientes positivos en relación con el número total de recipientes que contienen agua (con especímenes inmaduros y sin ellos). El índice de casas positivas (IC) es el porcentaje de viviendas donde se haya encontrado, al menos, un recipiente con fases inmaduras (recipientes positivos) comparado con el número total de casas visitadas (positivas y negativas). El índice de Breteau (IB) es el número de recipientes positivos (larvas o pupas) por cada 100 casas inspeccionadas o por tipo de recipiente.
- 2** La densidad relativa es una medida de la abundancia del vector en relación con un esfuerzo de captura uniforme, por ejemplo, el número de hembras de *Ae. aegypti* por trampa por semana. Esta estimación no nos dice cuántos mosquitos hay en un lugar, pero es útil para monitorear diferencias entre localidades y cambios a lo largo del tiempo. La estimación de la densidad relativa se realiza por medio de la colocación de ovitrampas, la captura de hembras atraídas con cebo humano, y trampas electromecánicas o pasivas para la captura de mosquitos adultos.
- 3** La densidad absoluta es una estimación del número de mosquitos que se encuentran en un área determinada. Esta estimación se realiza por medio del muestreo de pupas por casa o por hectárea; el método de marcación, liberación y recaptura de adultos y la aspiración de mosquitos (dentro y fuera de las casas).

Existen varios métodos para estimar la abundancia de *Ae. aegypti* y seguimos la propuesta del Dr. Barrera para describirlos (33).

## 2.1.1 Estimación de la infestación mediante índices larvarios (ausencia y presencia)

Por razones prácticas y de reproducibilidad, los métodos más comunes de vigilancia emplean el muestreo de estadios inmaduros en recipientes en lugar de capturas de pupas o mosquitos adultos, ya que estas, por lo general, requieren más tiempo, esfuerzo y precisión en la medición. La unidad básica de muestreo es la vivienda (dentro y fuera), donde se realizan búsquedas sistemáticas para detectar la presencia de larvas en recipientes que contienen agua. Una ventaja del uso de índices larvarios es que el tamaño de muestra puede ser relativamente pequeño (entre 100 y 200 viviendas). Estos índices reflejan la presencia de inmaduros en recipientes y casas (indicador cualitativo) sin cuantificar el número de estadios inmaduros encontrados, debido a lo complicado que sería hacerlo para cada uno de los recipientes o criaderos encontrados, y su impacto sobre la aplicabilidad del índice. En consecuencia, no se obtiene una medición precisa de la produc-

tividad de los criaderos, aunque los índices sí nos pueden señalar los lugares más frecuentes de infestación (no necesariamente los más importantes) (34). Mientras se recopila la información básica para calcular los índices sí que es posible, y deseable, obtener un perfil de las características del hábitat larvario (tipología de criaderos). Para ello, se realiza el registro simultáneo de la abundancia de los diferentes tipos de criaderos, ya sean sitios de producción de mosquitos potenciales o efectivos (con agua), y de su tamaño (capacidad), permanencia en el entorno y condiciones de control (desechables, eliminables, controlables). Estos datos son especialmente importantes a la hora de centrar los esfuerzos de control de larvas en el manejo o en la eliminación de los hábitats acuáticos más comunes y de orientar los mensajes educativos dirigidos a la comunidad. Los indicadores entomológicos se resumen en el cuadro 8.

**Cuadro 8. Indicadores entomológicos por estadio del vector y Área de medición**

Estadio	Recipiente	Vivienda	Individuo	Área o población
<b>Huevo</b>	Cualitativo (+/-), <b>Densidad de oviposición</b> = No. de huevos por ovitrampa (OT) <b>Media de oviposición</b> = Promedio de huevos por OT	<b>Ovitrampas positivas</b> OT(+) = No. OT(+) / viviendas con OT		Promedio de huevos por semana por localidad
<b>Larva</b>	Índice de Recipientes (+) = No. de recipientes (+) / total de recipientes con agua <b>Media de larvas por recipiente</b> = No. de larvas por recipiente / total de recipientes inspeccionados	Índice de Casa (+) = No. de casas (+) / total de casas inspeccionadas Índice de <b>Breteau</b> = No. de recipientes (+) por cada 100 casas inspeccionadas Media de larvas (cuarto estadio larvario) por vivienda Índice de <b>condición de casa</b> (cualitativo)		Índice de <i>Stegomyia</i> por área = No. de recipientes (+) / 1000 habitantes <b>Media de larvas</b> (cuarto estadio larvario) por 1000 habitantes
<b>Pupa</b>	Índice de pupas <b>por recipiente</b> (IP) = No. de pupas / No. de recipientes (+)	Índice de pupas <b>por casa</b> = No. de pupas por casa. Número de recipientes (+) / No. de viviendas Índice de <b>Breteau pupal</b> = recipientes con pupas (+) por cada 100 casas	Índice de pupas x persona (IPP) = No. de pupas por habitante	Índice <b>pupal</b> = No. de pupas por cada 1000 habitantes o por área
<b>Adulto (hembras)</b>	Índice de positividad de adultos por trampa (IPT) = No. de trampas con adultos / trampas monitoreadas Índice de densidad de adultos por trampa (IDT) = No. de adultos / trampas con adultos	Índice de <b>densidad de adultos (IDA)</b> = No. de adultos por vivienda <b>No. de hembras por vivienda</b> = No. de casas con adultos hembra / casas inspeccionadas <b>Índice de captura en interiores</b> ( <i>indoor landing density</i> ) = No. de hembras por hora-persona	<b>Tasa de picadura</b> = No. de hembras posadas por hora-persona	Vigilancia viro-entomológica (México): adultos por localidad de muestreo y mosquitos infectados (trimestral en áreas de alto riesgo)

Los índices tradicionales de presencia o ausencia de fases inmaduras son:

1. **Índice de Casa (IC):** es el porcentaje de viviendas y otras edificaciones con al menos un recipiente con presencia de fases inmaduras (positivo) comparado con el total de lugares visitados (positivos y negativos).
2. **Índice de Recipiente (IR):** es el porcentaje de recipientes con presencia de fases inmaduras del total de recipientes inspeccionados que tenían agua.
3. **Índice de Breteau:** es el número de recipientes positivos por cada 100 casas visitadas. También se puede calcular este índice para cada tipo de recipiente (p. ej., número de llantas positivas por cada 100 casas inspeccionadas).

Con base en las observaciones sobre epidemias de fiebre amarilla en áreas urbanas, se recomiendan los siguientes umbrales para los índices aélicos de cara a prevenir epidemias de otros arbovirus con un ciclo de transmisión similar a la fiebre amarilla urbana (dengue, chikunguña y Zika). Con valores inferiores al 5%, 10% y 5% para los índices de casa, recipiente y Breteau, respectivamente, se espera una protección contra epidemias causadas por estos arbovirus. Una revisión bibliográfica

sobre el uso de estos indicadores advierte que estos umbrales son poco confiables en relación con la transmisión del virus del dengue (35).

Entre las limitaciones de los índices aélicos se encuentran que no proporcionan información sobre la productividad de los recipientes y que guardan poca relación con la densidad de mosquitos adultos. Las encuestas larvarias identifican los recipientes infestados más comunes, pero, con frecuencia, estos criaderos no son los más productivos en términos de densidades larvarias o de pupas, y menos aún de hembras adultas (36). En consecuencia, podrían lograrse reducciones significativas en el número de recipientes productores de larvas, pero no de la población de mosquitos adultos. Esto puede deberse a que 1) las encuestas larvarias se limitan a las viviendas, que no son los criaderos más productivos (37), y no agotan la búsqueda de criaderos en otros espacios urbanos (lotes baldíos, casas cerradas, criaderos crípticos), y 2) se omite la presencia de criaderos crípticos que pudieran ser altamente productivos (p. ej., canaletas de recolección de agua de lluvia, pozos sépticos, etc.). Las trampas de embudo, por ejemplo, se diseñaron para mejorar el muestreo de larvas de *Aedes* y otros organismos que se reproducen en sitios de difícil acceso, tales como pozos (38, 39).

## 2.1.2 Muestreo de la población de huevos

Trampas de oviposición: Las ovitrampas fueron utilizadas durante las campañas de erradicación de *Ae. Aegypti*, y han demostrado ser especialmente útiles en la detección temprana de nuevas infestaciones en áreas donde se ha eliminado el mosquito o existen muy bajas densidades (40). Las ovitrampas son útiles para determinar la distribución espacial y estacional, así como para evaluar

la eficacia de intervenciones que emplean adulticidas. Aunque las ovitrampas se pueden usar para vigilar los cambios en la oviposición con el transcurso del tiempo, las comparaciones entre áreas no son confiables porque la oviposición en las trampas se ve afectada por la disponibilidad y abundancia de otros recipientes con agua alrededor de las trampas. Esto se debe a que, si bien las ovitrampas

reflejan el número de hembras grávidas en la población, ellas compiten en desventaja, por su pequeño tamaño, con los criaderos existentes que pueden ser más atractivos (41). El porcentaje de ovitrampas positivas proporciona el índice más simple de los niveles de infestación, aunque también se pueden contar todos los huevos en cada ovitrampa y calcular el número promedio de huevos por ovitrampa. Para incrementar su atractivo para las hembras grávidas se puede añadir un atrayente (infusión de heno) y tratarse con *Bacillus thuringiensis israelensis* para evitar que se desarrollen las larvas y emerjan adultos. Esto además permite prolongar el tiempo de inspección de la trampa por más de una semana.

Las principales ventajas de las ovitrampas es que son económicas, se pueden instalar fuera de las casas, distribuirse rápidamente en grandes áreas y las pueden desplegar personas sin formación especializada. Una desventaja es que es necesario contar los huevos depositados, lo cual requiere de microscopios estereoscópicos o lentes de aumento; además, es necesario eclosionar los huevos para criar las larvas hasta estadios

larvarios avanzados, pupas o adultos para poder identificar la especie de mosquito. El número de ovitrampas que se requiere para lograr estimaciones adecuadas de la oviposición varía entre 30 y 100, dependiendo del área de estudio. Las ovitrampas, al igual que las trampas para adultos, deben espaciarse unos 100 metros entre sí para evitar redundancia (dos o más trampas cercanas reflejarían la misma información), dado el rango de vuelo de *Ae. aegypti*. Algunos programas de control despliegan entre una y cuatro ovitrampas por manzana o cuadra (42).

Todavía no se cuenta con umbrales precisos del número mínimo de huevos por ovitrampa para reducir la emergencia de poblaciones de mosquitos adultos y la transmisión de la infección (43). En Tailandia, cuando la densidad fue inferior a dos huevos por trampa por día, en trampas expuestas durante cinco días, no se reportaron casos de dengue hemorrágico. En Puerto Rico se sugirió un umbral de tres huevos por ovitrampa por día (44). En Malasia, el umbral requerido para iniciar el control vectorial fue de más del 10% de ovitrampas positivas por semana. (45-47)

### 2.1.3 Indicadores pupales

Los muestreos de pupas de *Ae. aegypti* son necesarios para identificar los recipientes que producen más adultos y diseñar medidas de control ajustadas a cada situación (48, 49). El conteo de pupas refleja el número de mosquitos adultos de una manera más inmediata y precisa que los índices larvarios debido a que la mortalidad larvaria en su paso de *primer a cuarto estadio larvario* es muy elevada, mientras que la supervivencia del estadio de pupa es relativamente alta y estable. Los índices de pupas se pueden

obtener por tipo de recipiente, vivienda o población. La recopilación de datos demográficos permite relacionar la cantidad de pupas y el número de personas en la comunidad e identificar los recipientes que son más importantes en términos de riesgo epidemiológico. El número de pupas por recipiente, casa o población es una medida de densidad absoluta que nos ofrece una mejor aproximación a la cantidad total de mosquitos que pueden emerger, aunque factores como la estacionalidad, región, disponibilidad de agua y los

hábitos de la población pueden modificar este parámetro. La densidad promedio de pupas por vivienda se puede extrapolar multiplicando por el número de viviendas en la localidad (50-52).

Los índices de pupas, a diferencia de los índices larvarios, miden el número total de pupas en diferentes tipos de recipientes y permiten determinar la productividad de los criaderos (53). Ahora bien, muchos recipientes pueden funcionar como sitios de oviposición, pero no todos lograrán contener y nutrir a los estadios larvarios hasta llevarlos a su emergencia como mosquitos adultos (54). Los muestreos de pupas tienen algunas limitaciones pues requieren personal capacitado, así como mayor trabajo y esfuerzo durante el proceso de separación y conteo que las inspecciones larvarias y no se conciben como un instrumento para la vigilancia rutinaria de

poblaciones de *Ae. Aegypti* (55). El factor más importante a la hora de lograr una estimación confiable es el número de muestras (viviendas, recipientes) tomadas, debido a la gran variabilidad en el número de pupas por recipiente y por casa. Se han desarrollado métodos para simplificar el muestreo de pupas, pero deben adaptarse a cada programa antes de su uso rutinario (56-59).

Al igual que en los indicadores larvarios, ha habido poco avance en la validación en campo de los umbrales de los índices de pupas. Para entender ese vínculo, se necesita conocer la relación entre la densidad de pupas y la captura de adultos (60). Como umbral para la transmisión de los virus del dengue se ha sugerido un umbral de entre 0,5 y 1,5 pupas por persona, aunque este número varía según la temperatura ambiente y el nivel de inmunidad de la población al virus circulante (61, 62).

## 2.1.4 Muestreo de la población de mosquitos adultos

El muestreo de vectores adultos proporciona datos valiosos para conocer el riesgo de transmisión existente en una zona y en un momento dados, además de facilitar la evaluación de las medidas de control dirigidas a cualquiera de los estadios, particularmente al uso de adulticidas. El vector *Ae. aegypti* se alimenta, reproduce y reposa dentro y fuera de la vivienda. Para estimar su población, podemos buscarlo fuera (oviposición) o dentro de la vivienda (reposo) y medir su grado de dispersión en el peridomicilio a través de diferentes métodos.

Método de marcación, liberación y recaptura de mosquitos adultos: Este método tiene como objetivo principal estimar el número total de mosquitos adultos, las tasas de supervivencia diaria y el rango de vuelo (dispersión) del *Ae. aegypti*. El método consiste en marcar

y liberar un lote de mosquitos adultos para luego recapturarlos y determinar qué porcentaje de los individuos capturados tiene la marca. Este método no se usa con frecuencia ya que una de sus limitaciones es el riesgo de liberar hembras que pueden participar en la transmisión local de virus (63).

Recolección de mosquitos en reposo con aspiradores: La mayoría de las hembras de *Ae. aegypti* tiende a reposar dentro de las casas, especialmente en recámaras y lugares oscuros y tranquilos como armarios de ropa. Las capturas en reposo se basan en la búsqueda sistemática de adultos dentro de la vivienda usando diversos tipos de aspiradores electromecánicos con la ayuda de una linterna y redes manuales. Si se aspira toda la vivienda, se puede extrapolar el número de

mosquitos por casa al total de viviendas en la zona de estudio (hembras, machos o ambos, por habitación y por casa). Debido a la gran variabilidad en el número de mosquitos por habitación o casa, es necesario muestrear muchas viviendas para lograr una estimación confiable. Por ejemplo, la densidad de adultos de *Ae. aegypti* recolectados por habitación en dos poblados en Puerto Rico osciló entre 1,4 y 34 en uno de los poblados y entre 3,6 y 234 en el otro. En el estudio citado, en el cual solo se aspiraron las habitaciones (en lugar de toda la casa) fue necesario aspirar aproximadamente 200 viviendas. Cuando los niveles de infestación son bajos, algunas veces se usa el porcentaje de casas positivas para mosquitos adultos (64-67).

Capturas en el lugar donde se posan (tasa de contacto) y número de hembras atraídas con cebo humano: La captura de hembras de *Ae. aegypti* que intentan picar a una persona inmóvil es una forma sensible de detectar infestaciones, estudiar los hábitos de picadura y los sitios de atracción del huésped. Las tasas de captura se expresan en términos de mosquitos posados por hora y por persona. Estas técnicas no se usan con frecuencia debido a que requieren mucho personal, existe mucha variación en la atracción hacia cada persona y puede existir el riesgo de contraer una infección para quienes participan en la captura. Existe un dispositivo (carpa o tienda) que permite la captura de *Ae. aegypti* mientras se protege a los recolectores de sus picaduras (68).

Trampas para mosquitos adultos: Existen varias trampas electromecánicas para succionar y atrapar mosquitos adultos atraídos por superficies de color oscuro o sustancias químicas (CO<sub>2</sub>, ácido láctico, amoníaco o ácido caproico) (69-71). Las principales limitaciones de estas trampas son su alto costo, la necesidad de baterías

o una conexión a la red eléctrica, su mantenimiento, así como la necesidad de revisión de las mallas de captura cada 24 horas y de trasladar los ejemplares recolectados al laboratorio a baja temperatura para su conteo e identificación. La facilidad de transporte, bajo peso y precisión de algunas de estas trampas son atributos indispensables para obtener estimaciones confiables del número de *Ae. aegypti* adultos en varios estadios fisiológicos, principalmente, de hembras en búsqueda de alimentación o ya alimentadas (72, 73). Aún no se ha explorado exhaustivamente el umbral de densidad de ejemplares de *Ae. aegypti* capturados necesario para determinar el riesgo de transmisión. Algunos estudios realizados en Puerto Rico sugieren un umbral de una hembra de *Ae. aegypti* por trampa y día (74, 75).

Trampas pasivas y adhesivas: Hay varias trampas que capturan hembras grávidas de *Ae. aegypti* de forma pasiva (sin electricidad), utilizando embudos, pegamento para insectos o insecticidas (76-80). En estas trampas se puede usar la infusión de heno como atrayente, en forma parecida a las ovitrampas. La ventaja de estas trampas es que son económicas y se pueden usar varias para obtener muestreos representativos, aunque su número está condicionado por el tamaño de la localidad y la disponibilidad de recursos. Existen variaciones importantes en las tasas de captura de las distintas trampas pasivas que dependen de su tamaño, color, tipo de atrayente, etc. Algunas de estas trampas son más sensibles para detectar la presencia de *Ae. aegypti* que las ovitrampas (81-84). Debido a que estas trampas capturan hembras grávidas, existe mayor posibilidad de detectar arbovirus, ya que para poder desarrollar huevos las hembras deben alimentarse de sangre. Algunos estudios notificaron que un umbral de entre dos y tres hembras grávidas de *Ae. aegypti* por trampa

(AGO) y por semana previno la transmisión local de chikunguña y Zika (85, 86).

En resumen, existen desafíos importantes a la hora de estimar las densidades de los diferentes estadios del vector. El primer desafío es medir correctamente las poblaciones del

vector y el segunda es que dichas mediciones reflejen de manera precisa el umbral de riesgo entomológico que pueda vincularse al riesgo de transmisión. Las fotografías 1-3 muestran algunas de estas técnicas de muestreo e inspección de las poblaciones del vector.

### Cuadro 9. Métodos, herramientas e indicadores entomológicos por estadio del vector *Aedes aegypti*: ventajas y limitaciones

Estadio	Huevo	Larva	Pupa	Adulto
<b>Métodos</b>	Trampas de oviposición	Colección pasiva de larvas	Colección pasiva de pupas	Captura de adultos
<b>Herramienta</b>	Instalación de trampas en viviendas o por área (con o sin atrayentes)	Trampas de embudo o trampa flotante; conteo por recipiente	Conteo por recipiente; Trampas de embudo o flotantes	Trampas de atracción; aspiradores portátiles (dentro y fuera de la vivienda).
<b>Objetivo</b>	Monitorear la distribución espacial y temporal de abundancia de huevos	Monitorear la distribución espacial y temporal de estadios inmaduros en áreas determinando la tipología y productividad de los recipientes y viviendas	Monitorear la distribución espacial y temporal de pupas en áreas determinando la tipología y productividad de los recipientes y viviendas	Densidad, comportamiento y estructura del vector adulto (ciclo circadiano, edad y paridad); vigilancia entomoviológica
<b>Tipo de Medición</b>	Medición cualitativa (+/-) y cuantitativa (número de huevos por trampa)	Medición cualitativa (+/-) y cuantitativa (muestreo) por recipiente (tipología de recipientes productivos)	Medición cualitativa (+/-) y cuantitativa por recipiente (tipología de recipientes productivos)	Medición cuantitativa (número de hembras por vivienda)
<b>Indicadores</b>	No. promedio de huevos por ovitrampa y por área Porcentaje de ovitrampas positivas; Promedio de huevos por área	Presencia de larvas en recipientes y viviendas; por nivel de desarrollo (estadio larvario)	Conteo de pupas por casa; personas residentes en viviendas; por área determinada	Adultos (hembras) por vivienda; Trampa/hora
<b>Ventajas</b>	Mayor sensibilidad en bajas densidades que los indicadores tradicionales. Bajo costo operativo, respetuoso con el medio ambiente, aplicación en áreas extensas viable y no requiere de personal especializado; Determinar si los huevos contienen el virus, los serotipos y la frecuencia de infección transovárica (vertical)	Evaluar medidas de control sobre criaderos de <i>Aedes</i> en sitios inaccesibles. Costo aceptable sin personal especializado	Evaluar medidas de control sobre criaderos en sitios inaccesibles. Muestreo de pupas para monitoreo de la infección (competencia, transmisión vertical e infección con Wolbachia); Costo aceptable sin personal especializado	Fácil recolección para evaluar la tasa de sobrevivencia, longevidad y la tasa de paridad (métodos de Detinova y Polovodova), competencia vectorial (tasa de infección); Mide cambios en la estructura poblacional
<b>Limitaciones</b>	La abundancia comparativa del vector (variación estacional y espacial) entre áreas no es confiable; Relación débil con la población de adultos y la transmisión; No brinda información sobre los tipos de recipientes y su productividad	Limitada correlación entre el nivel de captura y el riesgo de transmisión; No hay relación entre la densidad de larvas y pupas y la abundancia del vector adulto.	Laborioso, requiere tiempo, variaciones de muestreo, muchas repeticiones para validar la correlación con poblaciones adultas; El umbral no es generalizable	Se aproximan al número total de adultos; se desconocen los umbrales de transmisión; requiere de estructura y capacidad técnica para determinar la edad y paridad de las hembras adultas (laboratorio de entomología)

## Fotografía 1.

Actividad de inspección de formas inmaduras de *Aedes aegypti*



Cortesía de Elizabeth Mendoza Lijeron; Municipio de Santa Cruz de la Sierra

## Fotografía 2.

Inspección de ovitrampas e instalación en el peridomicilio



Cortesía de Héctor Gómez Dantés; Instituto Nacional de Salud México

## Fotografía 3.

Captura de *Aedes aegypti* adultos mediante trampa de succión



Cortesía de Gonzalo Vázquez-Prokopec; Universidad Emory, Estados Unidos

## 2.2 Intervenciones para el control del *Aedes aegypti*

Las intervenciones disponibles pueden clasificarse según el estadio del vector al cual están dirigidas (huevo, larva, pupa o adulto), el tipo de control (físico, biológico, químico, conductual), el tipo de usuario (responsable) y el nivel de aplicación (individual, familiar, barrio, localidad, municipio).

Las sucesivas estrategias aplicadas para controlar el *Ae. aegypti* han demostrado que nos enfrentamos a un fenómeno complejo articulado por un vector competente que transmite varios tipos de virus de forma eficiente (dengue, chikunguña, Zika, fiebre amarilla), y que cuenta con una gran capa-



ciudad de adaptación a los entornos humanos y urbanos. El diseño de una estrategia efectiva de control se ve dificultado por la dinámica de transmisión establecida entre este vector y cada uno de los agentes patógenos. Dicha dinámica se caracteriza por la heterogeneidad de factores relativos al vector, el agente y el huésped, interactuando en contextos ecológicos y sociales muy diversos.

En primer lugar, el ciclo de vida del vector se compone de diversos estadios (huevo, larva, pupa y adulto) que se desarrollan en diferentes medios (agua y aire), en diferentes tipos de criaderos (naturales y artificiales), fabricados con distintos materiales (plástico, metal, cemento, etc.), con distinta capacidad

productiva (grandes y pequeños), de utilidad variable (desechable o controlable) y estabilidad cambiante en el medio (permanentes o estacionales). Esta variabilidad en la tipología de los criaderos del vector en su fase larvaria impone desafíos para su abordaje, ya sea esporádico (campañas de limpieza), continuo (uso de larvicidas, peces) o permanente (eliminación o control físico). No se puede emplear una única estrategia, sino que las características del contenedor requieren abordajes diferentes más eficaces para un control duradero y sostenible. A la hora de elegir el mejor abordaje, destacan la capacidad productiva del contenedor, su estabilidad temporal y el uso que tiene dentro del espacio doméstico (cuadro 10).

### Cuadro 10. Tipología de criaderos

Tipo de criadero	Material	Capacidad	Productividad	Ubicación y permanencia	Uso	Actividades de control
<b>Desechable</b>	Vidrio Metal Plástico	Irrelevante	Baja Media Alta	Exterior (estacional)	Nulo	Eliminación física (Esporádicas)
<b>Controlable</b>	Vidrio Metal Plástico Naturales	Pequeños Medianos Grandes	Baja Media Alta	Interior y exterior Crípticos Corta o larga	Ocasional Frecuente	Físicas, Biológicas Químicas Conductuales (continuas)

La diversidad de contenedores de agua existentes ha generado una gama muy extensa de herramientas para paliar su utilidad como criaderos, que van desde las medidas físicas (tapar, voltear, lavar o eliminar criaderos), las intervenciones biológicas (aplicación de peces, copépodos, bacterias, etc.), la aplicación de larvicidas químicos y las estrategias educativas (promoción de buenas prácticas, cambio de conductas), hasta las modificaciones ambientales (campañas de limpieza, ingeniería sanitaria básica). En el caso de las intervenciones dirigidas hacia la fase adulta (aérea), la aplicación de insecticidas letales

en diferentes formulaciones ha sido la intervención de primera elección para atacar al mosquito adulto cuando se encuentra en reposo, o en vuelo en el caso de las termonebulizaciones. No obstante, existen otras herramientas diseñadas para incidir sobre la oviposición (trampas), la emergencia a la fase adulta (poliestireno), para evitar el contacto con humanos (repelentes, mallas y cortinas), o para limitar su sobrevivencia (insecticidas). Todas ellas se ven fortalecidas cuando se acompañan de participación comunitaria y movilización social (cuadro 11).

## 2.2.1 Intervenciones disponibles para el control vectorial

### Manejo ambiental y movilización social

El manejo ambiental tiene como objetivo modificar el entorno donde se desarrolla y vive el mosquito *Aedes aegypti* (87-89). Las intervenciones se basan en la manipulación ambiental para reducir la densidad y el nivel de positividad de los criaderos (campañas de descacharrización o limpieza) y generalmente se acompañan de estrategias de participación comunitaria y campañas educativas para promover los cambios conductuales necesarios para modificar las prácticas domésticas de control (90-94). Un elemento que resulta importante en muchos países es sustentar dichas acciones con un marco legal que garantice su cumplimiento y facilite su aplicación.

### Protección personal

La prevención química del contacto del vector con la población humana puede lograrse mediante el empleo de repelentes de aplicación individual o espacial, de manera activa (p. ej., espirales o placas) o pasiva (en tiras de papel). El empleo de repelentes espaciales pasivos en combinación con ovitrampas letales y mosquiteros impregnados con insecticidas (MII) puede constituir una estrategia efectiva contra el contacto entre vector y humano, apoyado con el empleo racional de insecticidas (95-97).

### Control biológico (CB)

Este tipo de control incluye la introducción de organismos patógenos, parásitos, parasitoides o depredadores en los hábitats de cría de las etapas inmaduras del mosquito, con el objetivo de reducir sus poblaciones o incluso eliminarlas. Entre los agentes de control se encuentran los peces larvivoros *Gambusia*, *Poecilia* y *Tilapia spp.*, ciertas especies de copépodos depredadores (*Mesocyclops longisetus*), y hongos entomopatogénicos (98-101).

Las estrategias de manipulación genética y biológica de vectores (MMG/MBW) proponen que sea la propia dinámica reproductiva la que disperse la intervención de control a través de liberaciones repetidas que poco a poco vayan ocupando los espacios de las poblaciones silvestres hasta reemplazarlas o suprimirlas. La progenie (huevos, larvas y adultos) perpetúa la intervención de manera natural y la mantiene en la población que emerge de su linaje.

### Control químico de las fases inmaduras

El enfoque tradicional de control de las fases inmaduras de *Ae. aegypti* consiste en eliminar los criaderos del ambiente o tratarlos con un larvicida cuya aplicación requiere el recorrido de amplias zonas urbanas buscando recipientes y contenedores de agua donde aplicarlo independientemente de su tamaño, capacidad o potencial productivo, estabilidad estacional, y la aceptación de la comunidad. El uso de larvicidas en los depósitos de agua es un componente esencial de la gran mayoría de programas nacionales en la Región de las Américas. Un abordaje novedoso es centrar los esfuerzos en los criaderos más productivos, no solo de larvas, sino de los estadios más avanzados (pupas), dada su variación en tamaño, capacidad, permanencia, productividad y alternativas de control (102, 103).

**Ovicidas:** Desafortunadamente, no existen ovicidas comerciales registrados para el control de huevos de *Ae. aegypti*. Controlar los huevos de este mosquito es importante ya que pueden sobrevivir en aquellos recipientes que no se pueden eliminar durante meses (p. ej., recipientes de almacenamiento de agua). No existiría la necesidad de controlar los huevos si existiesen larvicidas cuyo efecto sobrepasase el período de sobrevivencia de los huevos, ya que las larvas que eclosionen de los huevos

se encontrarían con concentraciones letales del larvicida. Se ha demostrado que concentraciones 3-4:1 de blanqueador de cloro doméstico eliminan la mayoría de los huevos de *Ae. aegypti* en 24 horas (104).

**Larvicidas químicos:** Temephos (Abate) es un insecticida organofosforado que causa parálisis muscular y la muerte en larvas de mosquitos. Este larvicida se ha usado muy comúnmente debido a su bajo costo.

**Insecticidas bioracionales o biopesticidas:** Estos larvicidas tienen poco o ningún impacto en organismos que coexisten con las larvas de mosquitos y son útiles para manejar las poblaciones de *Ae. aegypti* que han desarrollado resistencia a temephos.

- *Bacillus thuringiensis var. israelensis* (B.t.i.): Es un larvicida bacteriano altamente efectivo para controlar larvas de mosquitos. Las delta-endotoxinas cristalinas de estas bacterias afectan a la membrana epitelial del tubo digestivo de la larva, provocando su muerte.
- Spinosad: Este biopesticida deriva del actinomiceto del suelo *Saccharopolyspora spinosa*, cuyos ingredientes activos spinosyn A y D causan contracciones musculares involuntarias que resultan en parálisis, fatiga y muerte de las larvas de mosquitos. Debido a su forma de acción novedosa es un componente importante como agente de control de mosquitos.
- Reguladores del crecimiento de insectos:

Estos insecticidas bioracionales interfieren con los procesos fisiológicos de crecimiento y desarrollo de las larvas (muda de piel, metamorfosis, etc.).

1. Análogos de la hormona juvenil: Estos productos actúan como la hormona juvenil que regula el crecimiento y diferenciación en las larvas y pupas de mosquitos. Un exceso de estas sustancias en el ambiente produce la inhibición parcial o total de la metamorfosis y la retención de estructuras epidérmicas en los próximos estadios. Su efecto se observa en la inhibición de la emergencia de adultos y no en la mortalidad de larvas. Algunos ejemplos de estos compuestos son el pyriproxifeno y el metopreno.
2. Inhibidores de la síntesis de quitina: Estos compuestos inhiben la deposición de la cutícula de la piel y la larva muere durante la muda o en estadio de pupa. Algunos ejemplos de estos inhibidores son el diflubenzuron y el novaluron.
3. Películas monomoleculares y aceites: Estos productos se esparcen uniformemente sobre la superficie del agua y previenen que las larvas y pupas puedan suspenderse mediante tensión superficial en la superficie del agua. Las películas monomoleculares son biodegradables y relativamente seguras para otros organismos invertebrados y vertebrados.

**Cuadro 11. Tipos de intervenciones de control de los diferentes estadios del *Aedes aegypti***

Tipo de intervención		Estadios larvarios			Mosquitos adultos					
		Ovipostura/huevo	Larva	Pupa	Densidad	Apareamiento y fecundidad	Reposo	Dispersión	Sobrevida	Tasa de picadura
Manejo ambiental (MA)	Infraestructura urbana y saneamiento básico	✓	✓	✓	✓					
	Eliminación de criaderos (descacharrización)	✓	✓	✓	✓					
Movilización social	Participación comunitaria	✓	✓	✓	✓					
	Legislación	✓	✓	✓	✓					
Conductual/educativa	Reduce, reusa y recicla; patio limpio; cloro	✓	✓	✓	✓					
Protección personal	Repelentes (DEET/Picardin), uniformes escolares con insecticida									✓
Barreras físicas	Tapas, redes y perlas de poliestireno en recipientes grandes	✓	✓	✓	✓					
	Mosquiteros, mallas y cortinas impregnados con insecticida (MII)						✓		✓	✓
Larvicidas químicos y naturales	Diflubenzuron				✓					
	Novaluron				✓					
	Spinosad		✓		✓					
	Temefos		✓		✓					
	Piriproxifeno (PPF)	✓	✓		✓					
Biológicas	<i>Bacillus Thuringiensis Israelensis</i> (Bti)		✓	✓	✓					
	Peces		✓		✓					
	Copépodos		✓		✓					
	<i>Wolbachia</i> *	✓	✓	✓	✓	✓				
Químicas	Trampas letales para adultos				✓	✓				✓
	Rociado intradomiciliar				✓	✓		✓	✓	✓
	Tratamiento perifocal				✓	✓		✓	✓	✓
	Nebulizaciones aéreas y terrestres				✓	✓		✓	✓	✓

\*En evaluación.

Las evaluaciones nos indican la necesidad de monitorear la efectividad práctica de las intervenciones químicas y biológicas dado que la manipulación doméstica puede disminuir su efectividad o duración. El uso indiscriminado de larvicidas también puede producir resistencia de las larvas al químico, mientras que en algunos países se ha notificado resistencia de los propios residentes al uso del larvicida en los depósitos de agua para consumo humano. Un efecto colateral no deseable es que la aplicación continua de químicos por parte del personal de control de vectores refuerza la percepción comunitaria de que el gobierno es responsable de todas las facetas del control de vectores y que los residentes tienen poca o ninguna responsabilidad (105).

### **Control de vectores adultos y prevención del contacto vector-humano**

La mayoría de los programas nacionales de prevención y control del dengue dependen del uso de diversos insecticidas para controlar las larvas y mosquitos adultos. Usualmente, la mayor parte de los fondos de los programas se destinan a los salarios del personal, la adquisición de químicos y la compra de equipo para aplicarlos. En un programa integrado de prevención y control del dengue, el uso de químicos tiene una función importante, aunque se debe evaluar cómo, cuándo y dónde se utiliza cada tipo de químico antes de emplearlo. Dados los costos elevados de adquisición de químicos y equipo, así como de mano de obra para aplicarlos, se debe evaluar la eficacia de operación de todos los tipos de fumigación ambiental y hacer cumplir las directrices para su uso apropiado. Además, el monitoreo rutinario de la susceptibilidad a los insecticidas debería formar parte de todas las actividades de control químico.

El control químico de adultos de *Aedes aegypti* se basa en el empleo de insecticidas con la finalidad de afectar, de manera inmediata, la

densidad y supervivencia de sus poblaciones y así detener la transmisión de los virus a través del contacto con los humanos. De esta manera se interrumpe la propagación del virus en nuevas generaciones de mosquitos. Los adulticidas se aplican generalmente de las siguientes maneras:

**Rociados espaciales:** con insecticidas no residuales a volumen ultrabajo en forma de neblina fría o nebulización térmica en espacios abiertos. Pueden aplicarse desde tierra, con equipos pesados montados en vehículos y motomochilas, o desde el aire con equipos montados en avionetas, helicópteros y drones. También pueden utilizarse motomochilas para el rociado rápido (RR) a bajo volumen (BV) en los interiores de las casas, edificios y locales cerrados, centrándose en los refugios naturales de los *Aedes*. Esta última forma de aplicación es más efectiva contra *Ae. aegypti* debido a que las aplicaciones espaciales desde el exterior limitan el contacto de las gotitas de insecticida con estos mosquitos, que principalmente reposan dentro de las casas.

**Tratamientos residuales:** Consiste en la aspersión de insecticidas de acción residual con 1) bombas de compresión manual para el rociado tradicional (RT), o 2) motomochilas para el rociado en las superficies (paredes y techos) de las viviendas y sus anexos. Estos insecticidas se aplican a superficies variadas como paredes, techos, superficies de recipientes, vegetación y sitios de reposo fuera de las casas, pinturas, cortinas, cubiertas para recipientes de almacenamiento de agua y en ovitrampas letales. Existen varios ejemplos de la aplicación de insecticidas residuales en ovitrampas con atrayentes (como una estrategia de “atracción fatal”) (106-108) y en MII (manualmente o desde su fabricación); Por ejemplo, en cortinas, puertas y ventanas (109), tapas de criaderos, y mosquiteros. La supervivencia de los adultos se ve

comprometida al producirse contacto con las superficies tratadas con insecticida. Se recomienda consultar las guías para la aplicación de adulticidas para el control residual de mosquitos (110), y la publicación de la OPS sobre rociado residual intradomiciliario en zonas urbanas (111).

### **Control físico con trampas para mosquitos**

**adultos:** Las hembras adultas de *Ae. aegypti* pueden ser atraídas a trampas con un medio para la oviposición y ser capturadas mediante un adhesivo especial al entrar en la trampa. Varios estudios han demostrado la efectividad del control de este mosquito instalando tres trampas por vivienda en 60-80% de las viviendas. La eliminación de las hembras grávidas de *Ae. aegypti* es importante porque son las portadoras de arbovirus y de esta manera se reduce la fertilidad de la población. Estudios recientes demuestran que la eliminación de entre un 20 y un 30% de las hembras grávidas causa una disminución del 60-80% de la población de adultos de *Ae. aegypti* (112, 113).

En su mayoría, las intervenciones de control de adultos se basan en la aplicación de insecticidas con equipo pesado montado en vehículos en espacios abiertos (114). El personal técnico y capacitado de los Ministerios de Salud es responsable de la aplicación en zonas residenciales (1-3 tratamientos). En la mayoría de los casos el efecto fue inmediato (24 horas), medido con diferentes indicadores entomológicos: Porcentaje de mortalidad de mosquitos en cajas intradomicilio y peridomicilio (24 horas); ovitrampas y colectas que indican la presencia y número de hembras en reposo dentro de las casas; así como indicadores entomológicos tradicionales como el índice de casa (IC), de recipiente (IR) y de Breteau (IB). Solamente los estudios más recientes emplearon indicadores pupales (115).

Las intervenciones basadas en el rociado manual a volumen ultrabajo, desde vehículos o aéreo, han tenido una muy alta efectividad (cercana al 100%) en bioensayos (116-120). Sin embargo, su eficacia disminuye considerablemente si se evalúa con indicadores entomológicos basados en colectas de campo, por ejemplo, la presencia y el número de huevos colectados con ovitrampas o el número de hembras en reposo dentro de las casas (109, 113, 115, 121). Varios estudios demostraron que la fumigación ambiental es relativamente ineficaz como estrategia de control rutinario (122), y que debería reservarse únicamente para uso en emergencias. Es imprescindible considerar que su efecto letal es transitorio y que las poblaciones de mosquitos suelen recuperarse en una o dos semanas. Esta práctica tiene una eficacia variable porque es posible que las gotitas de la sustancia en aerosol no penetren en los espacios interiores donde los mosquitos adultos están descansando; además, el procedimiento de aplicación es costoso (123).

Las intervenciones realizadas hasta ahora han tenido un efecto transitorio en el control de las poblaciones del vector (densidades larvares y poblaciones de hembras). Las limitaciones de cada una de las intervenciones guardan más relación con su forma de aplicación que con su eficacia. Esto quiere decir que la frecuencia, intensidad, secuencia, oportunidad y cobertura de aplicación no son las correctas ni adecuadas. La limitación más importante ha sido tratar de forma homogénea el problema (infestación, densidades larvares y de adultos) y asumir que cada población en cada lugar se comporta de la misma manera.

En primer lugar, no se cuenta con los recursos humanos y el equipamiento suficiente para afrontar el número tan amplio de localidades infestadas. En términos de cobertura geográ-

fica, no se alcanza a cubrir todas las áreas en riesgo y dentro de un centro urbano no se alcanza a cubrir toda la localidad.

En segundo lugar, independientemente del tamaño de las localidades afectadas, las estrategias de control planteadas no varían con las condiciones ecológicas, las densidades y los riesgos de transmisión en cada una de ellas.

En tercer lugar, la secuencia en la aplicación de las intervenciones (educación, promoción, control larvario y aplicación de insecticidas) es reactiva y responde más al incremento en las densidades larvianas o la notificación de casos que a una estrategia adecuada y oportuna.

En cuarto lugar, la intensidad y frecuencia de las intervenciones no es acorde a la situación

local, ya sea por falta de recursos o por la magnitud del problema.

En quinto lugar, la oportunidad de las intervenciones está condicionada por la falta de información precisa, tanto entomológica como epidemiológica, para decidir cuándo y dónde se deben aplicar las intervenciones más adecuadas.

Por último, la aplicación independiente o paralela de las intervenciones reduce la sinergia que podría optimizar y maximizar el efecto de cada una de ellas (124). El cuadro 12 resume los principales indicadores utilizados para evaluar las intervenciones realizadas para controlar este vector. Las fotografías 4-8 muestran algunas de estas intervenciones.

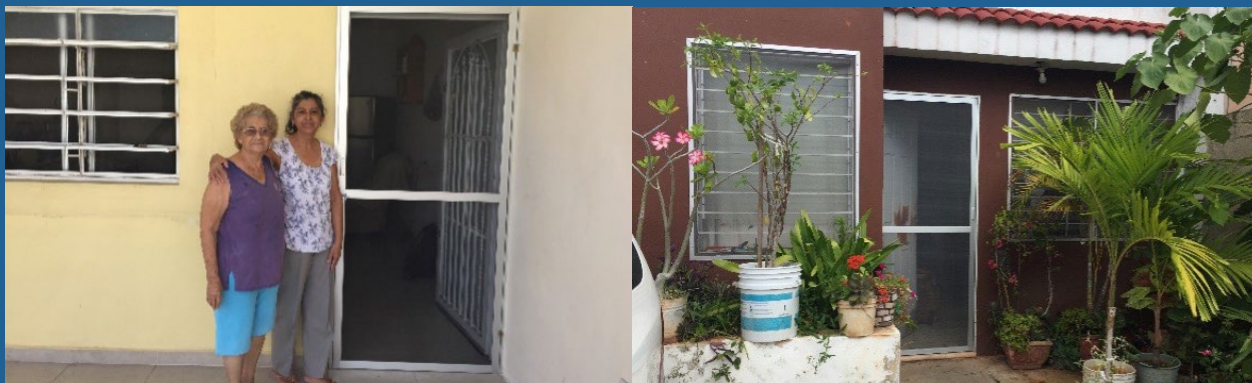
## Cuadro 12. Indicadores utilizados para evaluar las intervenciones de control del *Aedes aegypti*

**Indicadores entomológicos utilizados para medir el impacto sobre las densidades de población**

Tipo de intervención		Objetivos							
		Ovitrapas	Recipientes	Casa	IB	Pupas	Trampas	Cebo humano	Reposo
Físicas	Saneamiento básico	X	Xxx	xx	Xx				
	Promoción de la salud		Xx	xx	Xx				
	Barreras físicas: mosquiteros y cortinas						x	x	
Químicas	Temefos	X	X	x	X	Xx			
	Repelentes						Xxx		
	Rociado intradomiciliar	Xx	Xx	xxx	Xxx		xxx	Xxx	Xx
	Nebulizaciones	Xx	Xx	xxx	Xxx		xxx	Xxx	Xx
Combinadas con insecticida	Mallas/Cortinas						xx	Xx	Xx
	Ropa						x	Xxx	
Biológicas	Copépodos		X	x	X	Xx	xx		
	Bacillus Thuringiensis Israelensis		Xx	x	X	Xx	xx		
	Peces		X	x	X	Xx	x		
	Wolbachia	Xxxx	Xx	xx	Xx	Xxx	xxx	Xxx	Xxx
	Mosquitos modificados genéticamente (MMG)	Xxxx	Xx	xx	Xx	Xxx	xxx	Xxx	Xxx
	Mosquitos irradiados	Xxxx	Xx	xx	Xx	Xxx	xxx	Xxx	Xxx

## Fotografía 4.

Actividad de movilización de la población y uso de barreras físicas de control



Cortesía de Azael Che Mendoza; Universidad Autónoma de Yucatán

## Fotografía 5.

Control químico de criaderos de *Aedes aegypti*



Cortesía de Franz Mamami Callizaya; Municipalidad de La Asunta, Bolivia

## Fotografía 6.

Rociado residual de insecticidas en el domicilio



Cortesía de Gonzalo Vázquez-Prokopec; Universidad Emory, Estados Unidos

## Fotografía 8.

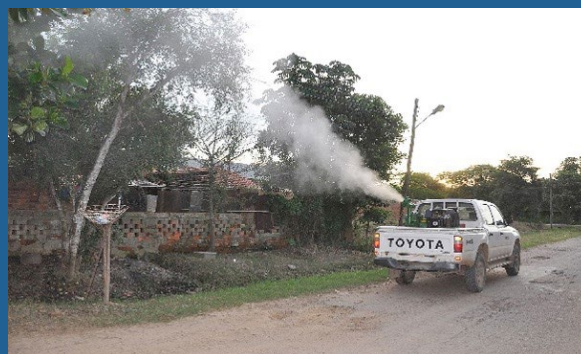
Rociado espacial extradomiciliario con motomochila



Cortesía de José Luis Laura Rivadeneira; Ministerio de Salud de Bolivia

## Fotografía 7.

Rociado espacial extradomiciliario con equipo montado en vehículo



Cortesía de José Luis Laura Rivadeneira; Ministerio de Salud de Bolivia





## 3. Malaria

La malaria es una enfermedad febril aguda que aparece entre 10 y 15 días después de la picadura del mosquito infectivo. Los síntomas característicos (fiebre, dolor de cabeza y escalofríos) de esta infección parasitaria pueden variar en intensidad, produciendo un cuadro clínico desde leve hasta grave, pudiendo causar la muerte, sobre todo en niños con síntomas como anemia grave. En mujeres embarazadas, las manifestaciones clínicas agudas incluyen trastornos respiratorios o la llamada malaria cerebral. La inmunidad a la infección es parcial, por lo que puede haber infecciones asintomáticas y recaídas, aunque estas también ayudan a reducir el riesgo de las formas graves. La malaria es causada por parásitos del género *Plasmodium* y transmitida por la picadura de hembras infectadas del género *Anopheles*. De las cinco especies de parásitos causantes de la malaria en humanos, *Plasmodium falciparum* y *Plasmodium vivax* son las más importantes. El *P. falciparum* es más prevalente en el continente africano y responsable de la mayoría de las muertes provocadas por la malaria en todo el mundo. *P. vivax* es el parásito dominante en la mayoría de los países de las Américas, aunque existen regiones del continente con un nivel importante de transmisión

de *P. falciparum*. El diagnóstico y tratamiento oportunos reducen la incidencia de la enfermedad, su letalidad, y contribuyen a prevenir su transmisión.

Los vectores de la malaria pertenecen a la familia Culicidae, subfamilia Anophelinae y a los géneros *Anopheles*, *Kerteszia* y *Nyssorhynchus*, entre otros, de los cuales se reconocen 15 especies como los principales vectores de la malaria. Las etapas inmaduras del vector muestran diferentes preferencias de hábitat y se desarrollan en cuerpos lénticos, que pueden habitar una amplia gama de sistemas acuáticos o humedales tales como pantanos, marismas, arrozales, lagunas temporales (charcos), zanjas, desagües, zanjas de drenaje, pozas de roca, recipientes para almacenamiento de agua, pisadas de animales, huellas de neumáticos, agujeros en árboles, axilas de plantas y márgenes de arroyos o ríos, lo cual diversifica los lugares de aplicación de medidas eficaces de control. La transmisión es principalmente estacional y depende de las condiciones climáticas (precipitación, temperatura y humedad), que pueden modificar el número y la disponibilidad de criaderos y la supervivencia de las poblaciones de mosquitos adultos.

Las hembras ovipositan sobre la superficie del agua donde prolifera la vegetación emergente o flotante, así como las algas verdes filamentosas (*An. pseudopunctipennis*), que estimulan la ovipostura, proveen la fuente de alimentación y brindan protección a las larvas frente a depredadores. Las hembras llegan a depositar un promedio de 75 a 150 huevos en cada ovipostura. A diferencia del *Aedes*, los huevos de *Anopheles* no resisten la desecación, excepto en contadas excepciones (*Anopheles aquasalis*). El período de desarrollo de la larva generalmente es de siete a 10 días,

dependiendo de la especie, la temperatura y la disponibilidad de alimento. Son vectores que combinan sus preferencias alimenticias entre animales y humanos; sus hábitos de picadura son generalmente nocturnos, y reposan dentro y fuera de las viviendas. En las Américas, los anofelinos son generalmente más exofágicos que endofágicos y la mayoría muestra tasas de picadura más altas fuera de las casas. Sin embargo, las hembras generalmente reposan primero sobre las paredes u otras superficies de las casas. Su grado de dispersión es variable (de 1 a 5 km) (cuadro 13).

**Cuadro 13. Vectores de malaria en las Américas**

Vector	Localización	Hábitats larvarios	Hábitos de picadura
<i>Anopheles albimanus</i>	México, Centroamérica (Colombia, Ecuador, Perú y República Bolivariana de Venezuela)	Abiertos, iluminados, naturales o artificiales con agua dulce o salobre, vegetación flotante o emergente (lagunas, huellas de animales, marismas, arrozales)	Exofilia, exofagia y zoofilia preferente; antropofilia facultativa
<i>Anopheles pseudopunctipennis</i>	Centroamérica, la región oriental del continente sudamericano y hasta el norte de Argentina. Altitudes elevadas (hasta 3.000 m)	Corrientes superficiales de agua dulce de ríos y estanques donde abundan las algas filamentosas	Picadura oportunista, en humanos y animales, dentro y fuera del domicilio; son principalmente exofílicos
<i>Anopheles albitarsis s.l. (complejo de especies)</i>	Norte, este, oeste y partes centrales de América del Sur, hasta el norte de Argentina	Pozas grandes e iluminadas por el sol, estanques, arrozales y marismas de agua dulce y clara con algas filamentosas, así como hábitats promovidos por la actividad minera (lagunas)	Exofílico, intra y peridomicilio, zoofilia y antropofilia
<i>Anopheles darlingi</i>	Desde el sur de México hasta el norte de Argentina. Principal vector de malaria en la cuenca Amazónica	Zonas bajas boscosas húmedas y sabanas tropicales de las zonas rurales y semirurales; márgenes de ríos en vegetación sumergida o flotante, bosques inundados, estanques de agua dulce, pantanos, lagunas y arrozales, hábitats promovidos por la actividad minera (lagunas) o económica (estanques de cría de peces)	Peridomicilio, grado de endofagia y antropofilia muy variable
<i>Anopheles nuneztovari (complejo de especies)</i>	Norte y centro de América del Sur; ausente de zonas costeras del este y oeste del continente	Estanques soleados de aguas limpias o turbias, huellas de neumáticos, pisadas de animales y charcos pequeñas de carácter temporal	Exofílicos, exofágicos y zoofílicos

**Fuente:** adaptado de Conn J.E., Quiñones M., Pova M., Phylogeography, Vector and Transmission in Latin America in *Anopheles* mosquitoes: New insights into malaria vectors INTECH, 2013, disponible en DOI:10.5772/55217

## 3.1 Vigilancia entomológica de *Anopheles* sp.

Los objetivos de la vigilancia entomológica en malaria incluyen (125, 126):

- ▶ Caracterizar la receptividad para guiar la estratificación y selección de las intervenciones (p. ej., especies de vectores presentes).
- ▶ Hacer un seguimiento de la densidad relativa de las especies portadoras de la malaria (y su bionomía) para determinar el carácter estacional de la transmisión y el momento óptimo de las intervenciones.
- ▶ Hacer un seguimiento de la susceptibilidad a los insecticidas como base para informar la selección de medidas de control vectorial, su frecuencia, intensidad y mecanismos de resistencia en vectores primarios.
- ▶ Determinar otras amenazas a la eficacia del control vectorial y manejo de la resistencia.
- ▶ Monitorear la cobertura y la calidad de las intervenciones de control vectorial para detectar deficiencias y oportunidades relativas a la cobertura, acceso, uso, aceptabilidad, calidad y eficacia de MTILD y RRI.

La vigilancia entomológica de la malaria comprende el estudio de los factores biológicos, de comportamiento y ecológicos que permiten identificar las especies de *Anopheles* responsables de la transmisión; estimar la densidad y las variaciones estacionales de los estadios larvarios y de adultos; así como la distribución y caracterización de los criaderos (bióticas y abióticas, condiciones geográficas, meteorológicas e hidrológicas). La caracterización entomológica de la localidad (más que de la vivienda) aporta un elemento adicional a la definición de riesgo entomológico. El elemento central de la vigilancia entomológica es el estudio del comportamiento de los *Anopheles*: sus hábitos de reposo (endo y exofílicos),

fuentes de alimentación (antropofagia y zoofagia) y hábitos de picadura (endo y exofagia, nocturnos o diurnos, etc.). Además, es muy relevante que, desde el inicio del estudio del *Anopheles* como vector de la malaria, estos hábitos se relacionan con el nivel de infección con el parásito a través de indicadores específicos como la paridad, la alimentación en humanos, la inoculación entomológica, etc. Los indicadores incluyen los cambios en la densidad de la población vectora, las tasas de infección, y los niveles de susceptibilidad y resistencia de los vectores a los insecticidas, tanto en superficies tratadas como en los mosquiteros impregnados. La entomología es fundamental para la planificación y el mejoramiento de la estrategia de control de la enfermedad.

La vigilancia comprende las siguientes herramientas e intervenciones:

- ▶ Encuestas preliminares o de punto de partida: estas encuestas iniciales, limitadas en el tiempo, se utilizan para recopilar datos sobre las especies de vectores presentes, hábitos de reposo y alimentación, cambios en la composición de especies, tipos de criaderos y susceptibilidad a los insecticidas. Estos datos se utilizan para planificar las medidas de control vectorial y para determinar los sitios de vigilancia centinela adecuados.
- ▶ Encuestas de vigilancia periódicas (rutinarias): se realizan con una frecuencia fija (por ejemplo, mensual, trimestral o anual), en ubicaciones específicas, para medir los cambios en densidad y composición de las especies de vector, su bionomía, susceptibilidad a los insecticidas y las tasas de infección, con el objetivo de informar la



respuesta adecuada de control vectorial. Todos los países donde la malaria es endémica deben establecer sitios de vigilancia entomológica centinela teniendo en cuenta diversos criterios. A medida que disminuye la transmisión y la malaria se vuelve más concentrada, debe ajustarse la ubicación de los sitios de vigilancia centinela para garantizar que los datos recopilados son aplicables a los focos de transmisión restantes.

- ▶ Verificaciones aleatorias: estas evaluaciones se llevan a cabo en ubicaciones seleccionadas como complemento a las observaciones periódicas siempre que se requiere información adicional para ajustar las medidas del programa de control. Este tipo de verificación puede considerarse en situaciones como: 1) sospecha sobre la calidad de aplicación de una intervención, 2) aumento previsto de la receptividad y vulnerabilidad, 3) presencia de grupos vulnerables debido a reasentamientos, migración o minería, y 4) aumento del riesgo de importación.
- ▶ Investigaciones de los focos: dirigidas a zonas de transmisión nueva, persistente o de reaparición de la malaria para determinar 1) si hay presencia de vectores que indique transmisión local en un nuevo foco, y 2) por qué las intervenciones que se están realizando ya no reducen la transmisión. Se trata de investigaciones epidemiológicas reactivas a corto plazo en ámbitos de eliminación o prevención del restablecimiento.

En el caso de la malaria, las encuestas de mosquitos se realizan en diferentes momentos y por distintas razones. Las encuestas entomológicas tradicionales se llevan a cabo para identificar las especies vectoras y los hábitats de las larvas; medir los cambios en su densidad; y conocer su comportamiento de reposo y alimentación, su longevidad (edad de individuos), las tasas de infección y la susceptibilidad a los insecticidas. Las encuestas longitudinales o encuestas operacionales de monitoreo se llevan a cabo de forma regular (p. ej., semanal o mensual) con el fin de evaluar el impacto de las medidas de control. Las encuestas aleatorias se realizan para proporcionar información adicional sobre el impacto de las intervenciones de control en localidades que no son los sitios fijos de monitoreo. Por último, las investigaciones de foco se realizan en áreas nuevas o persistentes de transmisión (focos calientes) de malaria para investigar las razones de la transmisión o la efectividad de las intervenciones de control.

### **Criterios generales para seleccionar los sitios de vigilancia entomológica**

La selección de sitios de vigilancia entomológica debe estar guiada por los ejercicios de estratificación (receptividad y vulnerabilidad), identificación de focos y microestratificación llevados a cabo por los programas de malaria para guiar las acciones de eliminación. La identificación de focos es un

elemento central de los programas de eliminación. Los criterios de selección de los sitios de vigilancia entomológica son:

- ▶ Sitios en los que se están aplicando intervenciones de control vectorial
- ▶ Sitios con presión de selección reciente o pasada por aplicación de insecticidas de uso agrícola
- ▶ Niveles previos de transmisión con antecedentes de epidemias
- ▶ Zonas con alto riesgo de importación de casos, vectores infectados o especies invasoras de vectores, como puertos, puestos fronterizos o paradas de descanso a lo largo de las principales rutas de transporte
- ▶ Ubicación y disponibilidad de recursos humanos e infraestructura (unidades básicas de entomología), incluido el personal capacitado (entomólogos, técnicos en control de vectores, etc.)
- ▶ Acceso a los sitios en los momentos planificados, así como períodos de alta precipitación
- ▶ El número de sitios para la vigilancia entomológica dependerá del tamaño y la diversidad epidemiológica y ecológica de un país.

### 3.1.1 Métodos de control de larvas:

**Colección pasiva:** Una vez realizada la caracterización de los criaderos o hábitats de los anofelinos, se procede a la realización de calados con cucharones, pipetas y redes a lo largo de los márgenes del cuerpo de agua (ríos, lagunas, esteros, herbazales, etc.). No existe una metodología estandarizada puesto que esta dependerá de la especie y del tipo de hábitat. No es lo mismo muestrear un margen de río que una laguna grande, un pantano herbáceo, un manglar o una pequeña laguna. Por lo general, lo ideal es hacer un muestreo preliminar en la zona de estudio, o bien labores de vigilancia que determinen cuántos calados producen el número de larvas establecido (curva de individuos recolectados por número

de calados). El muestreo larvario y el número de calados en cada criadero dependerá de la especie vectora y del promedio de larvas encontradas en los primeros 5 calados. Este proceso sistematizado de muestreo permite estimar el promedio de calados positivos, y con ello, construir un indicador de riesgo (nulo, bajo y alto), de acuerdo con los valores de referencia, tanto para el porcentaje de calados positivos como para el promedio de larvas por calado. Con los valores obtenidos para ambos indicadores larvarios, se estimará el índice de riesgo de transmisión existente en la localidad caracterizado por niveles de abundancia e infestación relativamente bajos (cuadro 14).

**Cuadro 14. Indicadores de riesgo para la transmisión de *Plasmodium***

% de calados (+)	Promedio de larvas por calado		
	Bajo (<1)	Medio (1 a 5)	Alto (>5)
<b>Nulo (0%)</b>	Nulo		
<b>Bajo (1-15%)</b>		Bajo	Medio
<b>Alto (&gt;15%)</b>		Medio	Alto

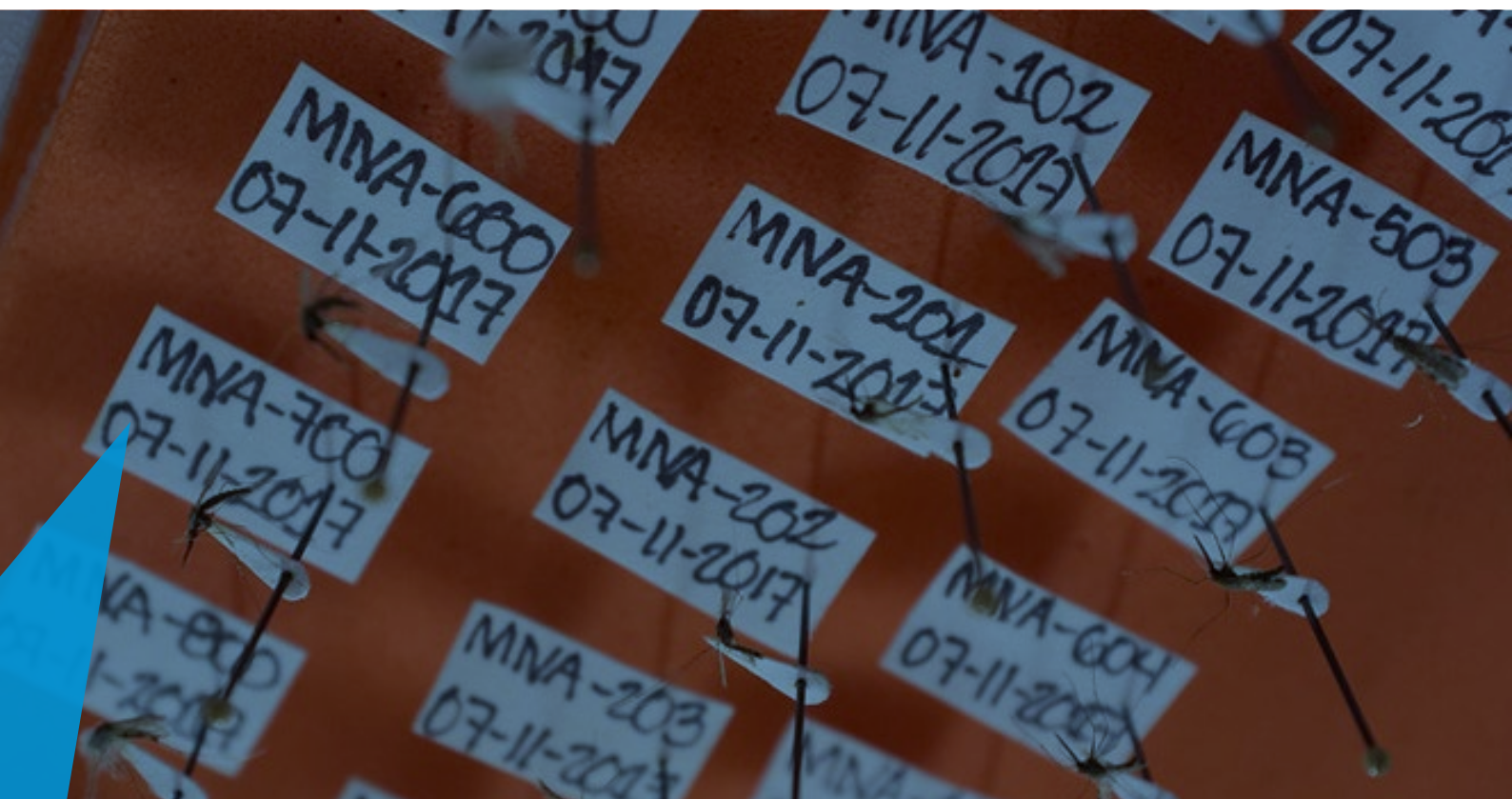
**Fuente:** adaptado de Instituto Nacional de Salud Pública, Manual para la vigilancia y el control del paludismo en Mesoamérica, 2008, Mario Henry Rodríguez, Armando Ulloa García, Janine M. Ramsey Willoquet Editores

### 3.1.2 Métodos de colecta de mosquitos adultos

Tradicionalmente, la colecta de mosquitos adultos se realiza mediante aspiradores bucales manuales o eléctricos, dentro y fuera de la vivienda. El método de captura de mosquitos que aterrizan sobre la persona colectora sigue siendo el más fiable, aunque su éxito depende de la especie. Algunas especies se pueden recolectar sobre animales como ganado, con trampas CDC o con atrayentes, aunque no se ha logrado establecer comparaciones replicables de estos métodos. El método más común es el uso de atrayentes humanos para la captura de adultos que van a picar, o anofelinos en reposo en superficies dentro del domicilio o en refugios naturales (peridomicilio). Las capturas dentro del domicilio pueden complementarse con el uso del método de barrido con cortinas y el rociado de insecticidas, que permiten recolectar los adultos que mueren por el rociado en una sábana colocada en el piso (este método no se utiliza en las Américas).

En el caso de la captura fuera del domicilio existen trampas de luz (con y sin atrayentes) o sin luz (“Mosquito Magnet”, “Mosquito Net”), trampas de salida, y de cortina con atrayente animal, que pueden hacer más eficiente la captura de hembras en busca de alimento, aunque su uso es poco factible en los programas regionales debido al costo.

Debido al comportamiento de las especies de *Anopheles sp.*, fue necesario desarrollar métodos de captura dentro y fuera del domicilio que permitieran estimar de forma más precisa dónde (endo o exofílicos) y cuándo se alimentan (horario de picadura), su fuente de alimentación principal (antropofagia o zoofagia) y dónde reposan (tipo de superficies y ubicación). Los estimadores resultantes son muy específicos, y nos acercan a la definición del escenario entomológico doméstico y peridoméstico con los siguientes indicadores, que pueden clasificarse en cinco grupos:



- ▶ Composición de los vectores adultos (presencia y densidad de las especies);
- ▶ Comportamiento de los vectores adultos (índice de antropofilia, tasa de picadura en humanos, horas de picadura, lugar de picadura, lugar de reposo)
- ▶ Resistencia a los insecticidas de los vectores adultos (frecuencia, situación, intensidad y mecanismos de resistencia) (127)
- ▶ Hábitats acuáticos de las formas inmaduras de los vectores (disponibilidad y ocupación del hábitat, densidad larvaria, etc.); e
- ▶ Indicadores indirectos de la transmisión (índice esporozoítico, tasa de inoculación entomológica, receptividad relativa).

### **Indicadores de adultos (hembras) de *Anopheles* sp. por sitio de captura:**

#### **Peridomicilio**

- ▶ **Porcentaje de refugios positivos (+):** son indicadores de la distribución y abundancia de sitios de reposo que se encuentran ocupados por hembras adultas.
- ▶ **Promedio de mosquitos por refugio:** este índice nos proporciona una estimación de la densidad o abundancia relativas de hembras adultas en sitios de reposo.
- ▶ **Índice exofágico:** indica qué proporción de hembras se alimentan en el peridomicilio (exofágicas) y la sangre nos indica en qué proporción se alimentan de animales o seres humanos [índice de sangre humana (ISH)]. Las trampas de cortina con atrayente animal pueden hacer más eficiente la captura.
- ▶ **Índice de mosquito por trampa por hora:** por medio del uso de trampas de captura se complementa la información sobre la densidad de adultos fuera del domicilio con el tiempo (hora del día), persona (habitantes), o espacios (habitación, casa).
- ▶ **Índices de picadura por hora-hombre (IP/HH):** cuantifica el número de hembras que se alimentan y son capturadas fuera del domicilio.

### **Dentro del domicilio (son los más utilizados)**

- ▶ **Índice de densidad intradomiciliar (ID):** indicador de densidad absoluta que describe la abundancia de hembras dentro de una vivienda encontradas durante varias noches de muestreo.
- ▶ **Hembras por habitación:** indicador de la densidad absoluta que describe la abundancia de hembras por habitación dentro de una vivienda. Conocido el número de habitantes por vivienda es más fácil relacionar la densidad de hembras con el riesgo de transmisión al contar con el parámetro poblacional del vector y la población en riesgo. No es un indicador ampliamente aceptado por su poca relevancia para el control.
- ▶ **Índice endofágico:** indica la proporción de hembras que se alimentan en el domicilio.
- ▶ **Índices de picadura por hora-hombre (IP/HH):** cuantifica al número de hembras que se alimentan y son capturadas dentro del domicilio.

### **Indicadores de riesgo de transmisión**

- ▶ **Índice de paridad:** este índice refleja el estado fisiológico de las hembras en cuanto al número de oviposaduras (núlparas o múltiparas). Se trata de un indicador de la edad de la población ya que las hembras más viejas tienen tasas de paridad más altas. El riesgo de transmisión estará definido por las poblaciones más viejas en lugar de las jóvenes debido a que necesitan sobrevivir el tiempo necesario para que el parásito se desarrolle dentro del mosquito (PIE) y tomar al menos dos ingestas de sangre para transmitir la enfermedad. Dependiendo del estado de la digestión de la sangre y del desarrollo de los huevos (i.e., el estado gonotrópico), el abdomen del mosquito asumirá cierta coloración y forma lo cual también funciona como indicador de riesgo al identificar a las poblaciones de acuerdo a su grado de alimentación (sin alimentar,

alimentadas recientemente, parcialmente grávida, y grávida).

- ▶ **Tasa de esporozoítos:** Este indicador es la expresión más directa de riesgo debido a que contabiliza el número y la proporción de hembras adultas infectadas y con potencial para transmitir el parásito.
- ▶ **Índice de sangre humana (ISH):** este índice refleja el potencial de transmisión dentro de la población, ya que indica el grado de antropofilia de la especie vectora y si prefiere alimentarse de humanos o de animales.
- ▶ **Índice de inoculación entomológica (EIR):** es el mejor indicador de riesgo de transmisión ya que describe la tasa de picaduras infectivas recibidas por persona por noche. Este indicador vincula la alimentación (tasa de picadura) con la infección en el vector (tasa de esporozoítos) y en esencia describe la tasa de infectividad de una población de vectores en un momento y lugar determinados.

Gracias a la disponibilidad de estos indicadores estamos en una mejor posición para estimar el riesgo entomológico y vincularlo al riesgo de transmisión. Contamos con parámetros que miden la presencia, abundancia y distribución de cada especie del mosquito; indicadores de los hábitos de alimentación y picadura (dónde y cuándo pica el mosquito y la fuente de ingesta sanguínea) y sabemos dónde reposan una vez alimentados. Además, podemos estimar la edad y paridad de la población de vectores, y el porcentaje de mosquitos que están infectados con esporozoítos. Con esta información entomológica es posible diseñar intervenciones de control muy específicas contra la fase larvaria para disminuir la producción de adultos, controlar a la hembra adulta en diferentes espacios de la vivienda, o intervenir en algunas facetas del desarrollo (cuadro 15). Las fotografías 9 y 10 ilustran algunas de estas técnicas.

## Fotografía 9.

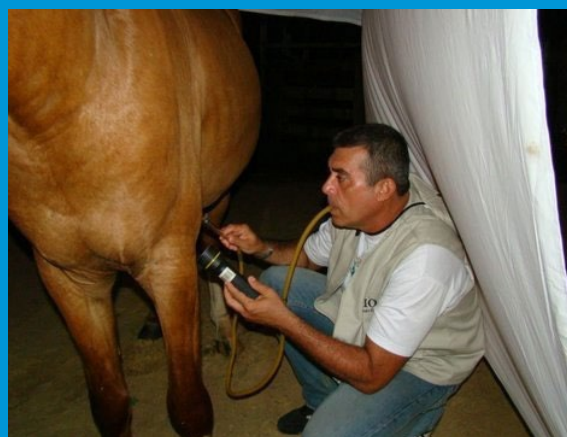
Colección de larvas con el uso del cucharón



Cortesía de Nildimar Honorio e Izabel Reis; Instituto Oswaldo Cruz, Brasil.

## Fotografía 10.

Captura de especímenes adultos en cebo animal



Cortesía de Izabel Reis y Mauro Meneses Muniz; Instituto Oswaldo Cruz, Brasil.



**Cuadro 15. Métodos, herramientas e indicadores entomológicos por estadio del vector: ventajas y limitaciones**

Estadio	Larva	Adulto (peridomiciliario)	Adulto (intradomiciliario)
<b>Método</b>	Colección pasiva de larvas	Captura de hembras en reposo en refugios naturales, peridomicilio	Atrayente humano (dentro y fuera de la vivienda); captura de adultos en reposo, en superficies del intradomicilio
<b>Herramienta</b>	Capturas de cucharón, con red, pipetas	Trampas de cortina con cebo animal, trampas de luz, de salida, CO2, aspiración bucal, mallas de barrera	Capturas de barrido con cortinas y uso de insecticida (piretro); captura en reposo con aspiración bucal; pruebas de pared; trampas de CO2 ( <i>mosquito magnet</i> )
<b>Objetivo</b>	Muestrear en cuerpos de agua grandes (cucharón) o pequeños (pipeta); identificar las especies vectoras, los criaderos activos preferidos y la distribución geográfica; evaluar las medidas antilarvarias	Muestrear mosquitos en sus sitios naturales de reposo; evaluar preferencia por tipo de huésped y el comportamiento alimentario; evaluar el impacto de las medidas antivectoriales	Evaluar las interacciones entre el vector y el huésped humano, patrones en la frecuencia de picadura, preferencia, sitios de picadura (endofágico o exofágico); estudiar las tasas de picadura en humanos intra y peridomicilio; estudiar la densidad, comportamiento y edad del adulto, así como su susceptibilidad a insecticidas; evaluar el efecto de una intervención (uso de mosquiteros impregnados)
<b>Tipo de medición</b>	Medición cualitativa (+/-) y cuantitativa [muestreo por cuerpo de agua: presencia, ausencia y densidad (nula, escasa, abundante)]	Medición cualitativa (+/-) y cuantitativa por vivienda o refugio	Medición cuantitativa (número de hembras por vivienda, horas-hombre, habitantes)
<b>Indicadores</b>	<p><b>Porcentaje de calados positivos:</b> No. de calados positivos / No. total de calados realizados X 100; Nulo (0%), bajo (1 -15%), alto (&gt;15%)</p> <p><b>Promedio de larvas por calado positivo:</b> Número de larvas capturadas/No. total de calados positivos; bajo (&lt;1), medio (1 a 5), alto (&gt;5).</p> <p>Índice larvario absoluto (ILA) Índice larvario de estadios juveniles I-II (ILEJ) Índice larvario de estadios maduros III, IV y pupa (ILEM)</p>	<p><b>Índice exofágico:</b> proporción de hembras que pican en el peridomicilio; <b>% de refugios (+):</b> No. de refugios positivos/ No. total de refugios revisados X 100 <b>Promedio de mosquitos:</b> No. de mosquitos capturados por refugio positivo / No. de refugios positivos. <b>Índice de mosquito por trampa por hora:</b> Mosquitos/trampa/hora = total de mosquitos/No. de trampas/total de horas <b>Mosquitos/trampa/noche</b> = total de mosquitos/No. de trampas/total de noches <b>Mosquitos/hombre/sitio</b> = total de mosquitos/No. de trampas/total de casas</p>	<p><b>Adultos por sitio de captura:</b> <b>Densidad relativa intradomiciliar (ID):</b> total de mosquitos hembra (que reposan en el interior) / número total de casas muestreadas /No. de noches <b>Índices de picadura por hora-hombre (IP/HH):</b> hembras capturadas <u>intradomicilio</u>/ horas-hombre (No. de humanos expuestos/No. de horas de exposición por captura) Índice endofágico: proporción de hembras que pican en el domicilio <b>Hembras por habitación (casa):</b> No. de hembras/No. de habitantes en la vivienda Índice de paridad (relación de multíparas y nulíparas (disección de ovarios, método Detinova) <b>Tasa de esporozoítos:</b> La tasa de esporozoítos es la proporción de mosquitos de una especie dada que llevan esporozoítos en las glándulas salivares. Se emplean la disección y la técnica de ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas para la proteína de superficie circumsporozoíta(CSP-ELISA), seguida de una PCR cuantitativa. Determina la prevalencia e intensidad de infección. <b>Índice de sangre humana (ISH):</b> proporción de hembras alimentadas con sangre humana ISH = No. de ingestas sanguíneas humanas / (No. total de ingestas (en humanos + No. ingestas en otros seres vivos) <b>Índice de inoculación entomológica (EIR)</b> es el número de picaduras infectivas recibidas por persona por noche. EIR = tasa de picadura x tasa de esporozoítos</p>
<b>Ventajas</b>	Evalúa los aspectos bioecológicos, así como el impacto de las medidas de control vectorial dirigidas a las fases inmaduras	Refleja si la transmisión ocurre fuera o dentro de las viviendas; permite evaluar las medidas de control; alto costo de operación por equipo, tiempo y personal	Medida indirecta de la densidad de picadura, curvas y picos de mayor actividad hematófaga del vector (especie)
<b>Limitaciones</b>	Requiere estandarización del muestreo  Limitada correlación entre el nivel de captura y el riesgo de transmisión.	Limitada correlación entre el nivel de captura y el riesgo de transmisión. No hay relación consistente de la densidad con la abundancia del adulto.	Es intrusiva, requiere permiso del dueño de la vivienda y mucho tiempo para la captura, recolecta y preparación de material; frecuencia de muestreo, aplicación de insecticida (barrido).

## 3.2 Componentes principales de un programa de control de malaria

El *Anopheles* es un vector ampliamente distribuido en ambientes rurales y semirurales de regiones tropicales y subtropicales, aunque ha demostrado una gran capacidad de adaptación ante los cambios ambientales, las prácticas agrícolas y proyectos de irrigación, la deforestación masiva, la explotación minera y los desplazamientos humanos. Ha habido numerosas iniciativas para controlar al vector de la malaria que se han ido adaptando a las circunstancias adversas que han limitado la erradicación, eliminación y el control en diferentes escenarios y momentos. El uso masivo de insecticidas residuales se frenó por la aparición de resistencias; los esquemas de tratamiento se han modificado para garan-

tizar la adherencia y evitar la resistencia a medicamentos de primera elección (cloroquina); el uso de mosquiteros requiere una mayor cobertura, y la detección oportuna de síndromes febriles requiere una participación más activa por parte de los colaboradores voluntarios.

Los programas de control de la malaria constan de tres componentes básicos:

Detección temprana y tratamiento efectivo de los casos de malaria

- ▶ Control del mosquito vector
- ▶ Educación comunitaria

### 3.2.1 Diagnóstico temprano y tratamiento efectivo de pacientes (quimioterapia)

El uso de medicamentos contra la malaria es la principal herramienta para reducir las poblaciones de parásitos. Además del tratamiento y la profilaxis, los antimaláricos gametocitocidas y esporonticidas afectan el desarrollo esporogónico en el mosquito y por lo tanto la transmisión de malaria. En la actualidad, la mayoría de los programas de control de la malaria han adoptado estrategias de

detección temprana y tratamiento oportuno de casos. Estas estrategias requieren centros de distribución de medicamentos y puestos de diagnóstico rápido en los centros de atención primaria de salud. Contar con personas capacitadas dentro de la comunidad (p. ej., colaboradores voluntarios) ayuda a identificar los casos de malaria y facilitar el acceso a un tratamiento efectivo y oportuno.

## 3.2.2 Control vectorial

El control vectorial continúa siendo la forma más efectiva de prevenir la transmisión de la malaria e incluye medidas para reducir el contacto entre el vector y los seres humanos (mediante mosquiteros impregnados), así como el número de mosquitos que se desarrollan hasta la etapa en la que pueden transmitir el parásito (mediante rociado de insecticidas). Los principales métodos de control vectorial se dirigen a las fases inmaduras (larvas) y a los mosquitos adultos. El control de las fases larvarias de los vectores de malaria es una estrategia de control complementaria muy efectiva cuando los criaderos o cuerpos de agua son estables, escasos (en número y extensión), permanentes (estables), accesibles y la población expuesta es suficiente para justificar el esfuerzo, el trabajo y los recursos. Se recomienda el control de fases larvarias cuando la especie vectora es preferentemente exofílica y exofágica, en áreas o puntos calientes (que por lo general son focos resistentes dentro de los programas de eliminación), y como complemento en aquellas áreas donde existe o puede presentarse resistencia a los insecticidas. Su aplicación puede fortalecer el control de otras ETV como el dengue y la filariasis. La ejecución de un programa de MFL es particularmente útil en localidades rurales endémicas donde se cuenta con participación comunitaria y cuando se desarrollan proyectos de infraestructura (carreteras, presas, etc.) o existen actividades mineras y agrícolas que pueden promover la proliferación de criaderos naturales (128) (cuadro 16). Las fotografías 11-14 ilustran la puesta en práctica de algunos de estos métodos de control vectorial de la malaria.

**Rociado residual intradomiciliario (IRS):** es una de las intervenciones consideradas como centrales por la OMS y la más adecuada cuando los vectores reposan y se alimentan dentro de la vivienda (endofílicos y endofágicos), las viviendas tienen materiales apropiados para la fijación del insecticida (paredes y techos), hay buena aceptación y participación por parte de la comunidad y existen recursos para mantener su aplicación y la vigilancia de su impacto. Consiste en rociar las paredes interiores de las viviendas con insecticidas de acción residual. Algunos de los insecticidas utilizados para el IRS también son capaces de repeler los mosquitos, lo cual reduce el número de vectores que entran en las habitaciones rociadas.

**Mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración (MTILD):** El mosquitero proporciona una barrera física efectiva entre la persona y el mosquito vector, reduciendo el contacto y la posibilidad de picadura e infección. El insecticida impregnado también actúa matando y repeliendo a los vectores susceptibles que reposan en el mosquitero. En la actualidad, se utilizan MTILD con una vida útil de entre 2 y 3 años. Esta intervención debe ejecutarse buscando la cobertura completa del foco o la localidad definidos. Sin embargo, se ha demostrado que una cobertura de 80% o más de la población en riesgo en el área de operación proporcionaría un efecto comunitario significativo.

**Cuadro 16. Intervenciones sobre el vector *Anopheles* y estadios afectados**

Tipo de intervención		Larvas	Mosquitos Adultos		
			Reposo	Tasa de contacto	Sobrevida
Manejo ambiental (MA)	Infraestructura urbana y saneamiento del peridomicilio	✓			
	Eliminación de criaderos (MFL)	✓		✓	
Movilización social	Participación comunitaria	✓			
Protección personal	Repelentes, ropa protectora			✓	
Barreras físicas	Mosquiteros, mallas y cortinas impregnados con insecticida (MII)		✓	✓	✓
Larvicidas químicos o naturales	Temefos, aceite	✓			
Biológica	Bacillus Thuringiensis Israelensis	✓			
	Peces <i>Gambusia affinis</i> y el "guppy" ( <i>Poecilia reticulata</i> ).	✓			
	Toxinas, reguladores del crecimiento	✓			
Química	Rociado intradomiciliar		✓	✓	✓
	Rociado espacial		✓	✓	✓
	Nebulizaciones espaciales		✓	✓	✓

**Cuadro 17. Encuestas entomológicas por estrato de riesgo y nivel de prioridad**

Indicador	Estrato de riesgo					
	Estrato 1	Estratos 2 y 3	Estrato 4A	Estrato 4B		
	No receptivos	Prevención del restablecimiento	Transmisión muy baja y focos residuales	Transmisión Baja	Moderada	Alta
Presencia	n. a.	Alta	Alta	Alta	Alta	Alta
Densidad	n. a.	Baja	Moderada	Moderada	Moderada	Moderada
Tasa de picadura en humanos	n. a.	Baja	Moderada	Moderada	Moderada	Moderada
Índice de antropofilia	n. a.	Baja	Baja	Moderada	Moderada	Moderada
Horas de picadura	n. a.	Baja	Moderada	Moderada	Moderada	Moderada
Lugar de picadura	n. a.	Moderada	Moderada	Alta	Alta	Alta
Lugares de reposo	n. a.	Moderada	Moderada	Alta	Alta	Alta
Resistencia a insecticidas						
Frecuencia	n. a.	Moderada	Alta	Alta	Alta	Alta
Estado	n. a.	Moderada	Alta	Alta	Alta	Alta
Intensidad	n. a.	Baja	Moderada	Alta	Alta	Alta
Mecanismos	n. a.	Baja	Moderada	Moderada	Moderada	Moderada
Disponibilidad de hábitats y densidad larvaria	n. a.	Moderada	Moderada	Moderada	Moderada	Moderada

Transmisión alta: Pf/PR ≥ 35% o IPA ≥ aproximadamente 450 por 1000  
 Transmisión moderada: Pf/PR de 10-35% o IPA de 250-450 por 1000  
 Transmisión baja: Pf/PR de 1-10% o IPA < aproximadamente 250 por 1000 y más de 3 casos por semana  
 Transmisión muy baja\*: menos de 3 casos por semana por equipo de investigación  
 n. a.: no es aplicable

Las estrategias de control de la malaria deberían basarse en estudios epidemiológicos y entomológicos que aporten información de calidad respecto a los determinantes de la carga local de la enfermedad y el nivel de riesgo. La clasificación adoptada por la OPS y los países endémicos en las Américas establece cuatro estratos según el nivel de riesgo de transmisión de la malaria: Estrato 1: no recep-

tivos; Estrato 2: áreas receptoras con bajo riesgo de importación; Estrato 3: áreas receptoras con alto riesgo de importación; Estrato 4: transmisión activa o focos residuales; Estrato 4-A: menos de tres casos por semana por equipo de vigilancia o focos residuales sin transmisión en el último año, y Estrato 4-B: transmisión activa y más de tres casos por semana por equipo de vigilancia (cuadro 17).

## Fotografía 11.

Movilización de la comunidad y uso de mosquiteros tratados con insecticidas de larga duración (MTILD)



(Izq.) Cortesía de Marcos Blank; Secretaría Municipal de Salud de Iranduba, Brasil  
(Der.) Cortesía de Elder Figueira; Fundación de Vigilancia en Salud del Amazonas, Brasil

## Fotografía 12.

Uso de barreras físicas para la protección de viviendas



Cortesía de Elder Figueira; Fundación de Vigilancia en Salud del Amazonas, Brasil

## Fotografía 13.

Panel de entrenamiento para aplicación del rociado residual para control del *Anopheles*



Cortesía de Messias Silva Borges; Secretaría de Salud Municipio de Cruzeiro do Sul, Brasil

## Fotografía 14.

Preparación de equipo y rociado residual para control del *Anopheles*



(Izq.) Cortesía de Messias Silva Borges; Secretaría de Salud Municipio de Cruzeiro do Sul, Brasil  
(Der.) Cortesía de la Fundación de Vigilancia en Salud del Amazonas, Brasil

## 4. Enfermedad de Chagas

La enfermedad de Chagas es una zoonosis que emerge como una entidad nosológica y epidemiológica muy distinta al resto de las ETV. Su vía de transmisión no es hematofaga directa, ya que la toma de sangre a través de la picadura no introduce el parásito, sino que es mecánica, a través del contacto de las heces infectadas depositadas sobre la piel cerca de la picadura y el rascado subsiguiente, que introduce el patógeno en el torrente sanguíneo. Además, el parásito (*Trypanosoma*) tiene otros mecanismos de transmisión: transmisión transplacentaria (congénita), hemática (transfusión), oral (alimentos contaminados) y a través de trasplantes (129, 130). Al tratarse de una infección eminentemente rural (silvestre), el vector fue encontrando formas de dispersarse, colonizar y anidar en zonas periurbanas y urbanas de las zonas endémicas de la Región. Actualmente, la enfermedad de Chagas se encuentra entre las ETV parasitarias más importantes junto con la malaria, a pesar de contar con serias adversidades biológicas para transmitirse de manera eficiente y condiciones epidemiológicas poco propicias para afectar a grandes poblaciones. En cuanto al control vectorial, la prevalencia de infestación doméstica por triatomíneos los convierte en un blanco perfecto para el rociado residual; sin embargo, la dispersión de las viviendas y las localidades afectadas hace muy complicado lograr una cobertura efectiva de las áreas en riesgo.

Respecto a la enfermedad, el cuadro clínico tiene una etapa aguda asintomática o con manifestaciones clínicas “discretas” (chagoma y signo de Romaña); una etapa intermedia que se caracteriza por la latencia de los signos y síntomas; y la tercera etapa, caracterizada por la gravedad de las manifestaciones crónicas (cardiopatía y megavisceras). El diagnóstico clínico de la etapa aguda debe ser oportuno para que el tratamiento sea efectivo; sin embargo, dado que las manifestaciones clínicas generalmente pasan inadvertidas o se diagnostican tardíamente, la enfermedad se identifica en fases avanzadas, cuando los cuidados ya solo pueden ser paliativos. Las técnicas diagnósticas de laboratorio tienen una sensibilidad variable (no se cuenta con un estándar de oro); los medicamentos tienen efectos secundarios tras un uso prolongado y son poco efectivos para las formas crónicas, y no existen vacunas (cuadro 1).

El descubrimiento del vector y del *trypanosoma* por Carlos Chagas en 1909 desencadenó la identificación de otras 147 especies de triatomíneos, de las cuales al menos 20 especies selváticas y domésticas pueden funcionar como vectores, aunque con distinta competencia vectorial y eficiencia para transmitir los parásitos (131). *Triatoma infestans* es responsable de más de la mitad de las infecciones humanas por *T. cruzi* en América Latina. Otro

vector importante del género *Rhodnius* es el *R. prolixus*, responsable de la enfermedad de Chagas en el norte de América del Sur (República Bolivariana de Venezuela, Colombia) y Centroamérica. El tercer vector de importancia es el *Triatoma dimidiata*, que se extiende a lo largo de Centroamérica desde México hasta Perú, y es menos competente que *T. infestans* o *R. prolixus*. El género *Panstrongylus* tiene una gran dispersión en América Latina y pertenece a la primera especie identificada por Carlos Chagas como vector de *T. cruzi* (*P. megistus*). Además, existen otros vectores secundarios que son relevantes en cuanto a la transmisión local (132).

Para comprender la dinámica poblacional de los vectores de la enfermedad de Chagas, así como su interacción con las poblaciones

humanas, es indispensable describir los entornos donde se desarrolla. El hábitat (ecotopo) donde se ubica puede ser rural, periurbano o urbano; el entorno donde se desarrolla puede ser silvestre (selvático), periférico, peridomiciliar o domiciliario; por su naturaleza puede ser nativo o introducido, en fases de invasión accidental, introducción, anidación (inestable) o colonización (estable) (133). Existe una diversidad muy amplia de triatominos, que pueden ser desde exclusivamente silvestres hasta estrictamente domiciliarios, aunque por lo general pueden compartir diferentes entornos (cuadro 18). Estas condiciones definen inicialmente su potencial como vectores competentes y su potencial para tener tasas de infección altas, moderadas o bajas según su nivel de antropofilia.

**Cuadro 18. Especies de Triatominos vectores por tipo de adaptación al hábitat humano**

Hábitat dominante y entorno	Especies y principales vectores	Ubicación geográfica
Estrictamente domiciliaria	<b>Triatoma:</b> <i>T. infestans</i> , <b>Rhodnius:</b> <i>R. prolixus</i>	Cono Sur (Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, Paraguay, Uruguay) Colombia
Ecotopos silvestres y colonias domiciliarias	<b>Rhodnius:</b> <i>R. prolixus</i> , <i>R. pallescens</i> , <b>Panstrongylus megistus</b> , <b>Triatoma:</b> <i>T. dimidiata</i> , <i>T. barbieri</i> , <i>T. brasiliensis</i> , <i>T. maculata</i> , <i>T. mexicana</i> , <i>T. longipennis</i> , <i>T. pseudomaculata</i> , <i>T. phyllosoma</i> , <i>T. sórdida</i> , <i>T. guasayona</i>	México, Centroamérica, Colombia, República Bolivariana de Venezuela, Ecuador, norte de Perú, Guyana, Brasil
Predominantemente silvestres, capturadas en domicilios	<b>Triatoma:</b> <i>T. rubrovaria</i> , <i>T. vitticeps</i> , <i>T. lecticularia</i> , <i>T. maculata</i> , <i>T. venosa</i> <b>Panstrongylus lutzi</b> , <i>P. geniculatus</i> <b>Rhodnius:</b> <i>R. ecuadorensis</i> , <i>R. nasutus</i> , <i>R. neglectus</i> , <i>R. pictipes</i>	Brasil
Silvestres con adultos en domicilios (intrusiones)	<b>Triatoma:</b> <i>T. protracta</i> , <i>T. tibiamaculata</i> , <i>T. malanocephala</i> , <i>T. circummaculata</i> , <i>T. pallidipennis</i> , <i>T. mazzottii</i> , <i>T. carrion</i> , <i>T. breyeri</i> , <i>T. platensis</i> , <i>T. guazú</i> , <i>T. sanguisuga</i> , <i>T. patagónica</i> , <i>T. venosa</i> , <i>T. maculata</i> , <i>T. dimidiata</i> (Caribe colombiano) <b>Rhodnius:</b> <i>R. robustus</i> , <i>R. domesticus</i> . <b>Panstrongylus</b> <i>P. diasi</i> , <i>P. geniculatus</i> <b>Psamolestes careodes</b>	México República Bolivariana de Venezuela Colombia
Exclusivamente silvestres	<i>Alberprosenia</i> sp., <i>Belminus</i> sp., <i>Boldodera</i> sp., <i>Dipetalogaster</i> sp., <i>parabelminus</i> sp., <i>Cavernicola</i>	México, Colombia, República Bolivariana de Venezuela

**Nota:** Vinchuca (de Ecuador a Patagonia), chipo (República Bolivariana de Venezuela), pito (Colombia), chirimacha (en Perú), barbeiro “Palaça” (Brasil), Chinche negra (en Paraguay), chinche gaucha (en Argentina), chinche besucona (México), chinchorro (en Ecuador).

**Fuente:** extraído de Silveira CA., Rojas A., Segura E., Guillen G., Russomando G., Schenone H., Pinto Dias JC., et al., El control de la enfermedad de Chagas en los países del Cono Sur de América: Historia de una iniciativa internacional, 1991-2001, OPS (2002).

Entre las principales características de los triatominos se encuentran 1) la diversidad de especies; 2) su amplia y muy particular distribución geográfica y grado de dispersión; 3) un ciclo de vida más prolongado o lento que el de los mosquitos con los diferentes estadios de desarrollo presentes en un mismo ecotopo; 4) la estabilidad de las poblaciones, con un reemplazo poblacional lento y un bajo repertorio genético que limita su capacidad de generar resistencia a los insecticidas, y 5) la variabilidad de preferencias alimenticias, tanto de humanos como de animales, con una picadura única y una toma de sangre lenta y prolongada. Estas características, junto con su reducida movilidad, les exigen desplazarse, invadir, infestar y colonizar (con diferente grado de éxito y velocidad) nichos o ecotopos silvestres, rurales, periurbanos y urbanos (134).

Los factores que promueven la infestación domiciliar por triatominos están ligados a la precariedad de las viviendas rurales y periurbanas; a la presencia de paredes no revocadas, paredes de bajareque o adobe, piso de tierra, y techos de lámina de cartón, teja y palma; a la presencia de gallineros, perros y gatos; a la acumulación de rocas y presencia de palmas, así como a su ubicación periférica (135-138). Los sitios de cría y reposo en huecos de paredes, techos y pisos dentro de las viviendas (*T. infestans*) o las palmas del exterior del domicilio (*R. prolixus*, *R. pallens*, *T. dimidiata*), su hábito de alimentación nocturna y baja dispersión los convierte en blancos para intervenciones de control como el rociado residual y el mejoramiento de las viviendas. También se debe tener en cuenta el efecto antrópico (deforestación), que fomenta la infestación domiciliar por diferentes especies de triatominos.

Es fundamental estudiar la biología, diversidad, distribución geográfica, colonización de diferentes nichos silvestres y domésticos

(rurales y urbanos), y las tasas de infección de los diferentes triatominos (localizados entre México y el Cono Sur) para definir el potencial transmisor de cada especie. También es muy importante conocer sus patrones de comportamiento, de búsqueda de huéspedes humanos y animales, y su actividad, a la hora de seleccionar ecotopos. La gran variabilidad en su comportamiento junto con la distribución geográfica y estacional del vector define retos singulares para el control efectivo de un vector que es muy dinámico en su conducta, movilidad y competencia vectorial (139). Una característica particular del *Triatoma dimidiata* es su capacidad de adaptación y movilidad para ocupar ecotopos silvestres y domésticos, así como su gran capacidad para invadir las viviendas en áreas urbanas de Centroamérica, Colombia y Ecuador (140-143). La abundancia domiciliar y peridomiciliar del *T. dimidiata*, por ejemplo, varía regionalmente y es mayor en las épocas más cálidas y secas del año (144). La distribución espacial de las hembras y los estadios ninfales es mayor en la periferia de las localidades infestadas, aunque las hembras infectadas tienden a concentrarse más en las partes centrales y su densidad de población sirve como indicador de la colonización de nuevas áreas (145).

La dinámica de transmisión indica una gran variabilidad entre especies e incluso en una misma especie que ocupa nichos ecológicos diferentes en cuanto a las densidades de este vector dentro y fuera del domicilio, las tasas de infección en el vector y la alimentación en humanos. La sangre humana es la más comúnmente hallada en los insectos recolectados en el domicilio (87,5%) en comparación con los que se recolectan en el peridomicilio (25%). Y, si las condiciones del refugio lo permiten, los perros y las gallinas son las fuentes de alimentación más frecuentes (146).



Gracias a un mecanismo de transmisión poco efectivo y a las diferencias (taxonómicas, ecológicas, conductuales) entre especies locales, la prevalencia de infección en humanos, reservorios y vectores es muy heterogénea, al igual que las probabilidades de contacto infeccioso, por lo que se requiere un estudio entomológico específico para enfrentar cada situación epidemiológica (147). Así lo sugieren los estudios de infección en triatominos, que revelan que las especies de Centroamérica tienden a infectarse por *T. cruzi* o *T. rangeli*; el *Rhodnius pallescens* en Panamá puede infectarse con ambos parásitos en diversas proporciones, mientras que el *T. dimidiata* en Panamá y Honduras solo se infecta con *T. cruzi*. Estas diferencias se trasladan a las tasas de infección en humanos, pues también difieren en su habilidad o eficiencia para transmitir *T. cruzi*.

En Guatemala, las zonas con *R. prolixus* tienen seroprevalencias mayores (38.8%) que en las poblaciones donde predomina el *T. dimidiata* (8.9%), y lo mismo sucede en Honduras con seroprevalencias de 40% y 15%, respectivamente (148).

Por otro lado, es muy difícil definir umbrales de riesgo que garanticen la interrupción de la transmisión. Estos son generalmente muy bajos (<5%) e inestables, por lo que es muy fácil que se recuperen las poblaciones y se instaure el riesgo de transmisión con bajas densidades. Esto se observa en toda la región, en situaciones de baja densidad de triatomas por vivienda, porcentajes variables de alimentación en humanos y prevalencias de infección en el vector muy diferentes.

## 4.1 Vigilancia entomológica

La vigilancia entomológica de los triatominos se enfrenta a desafíos técnicos y operativos muy importantes. La dispersión del universo de viviendas en zonas endémicas hace poco viable un muestreo representativo de la zona, mientras que la búsqueda de especies dentro y fuera del domicilio se convierte en una tarea complicada dados los hábitos de alimentación (nocturnos) y reposo de los triatomas. Las poblaciones domésticas raramente son numerosas; y las del peridomicilio (corrales de animales, palmas, aglomeración de rocas) son difíciles de inspeccionar. Si bien lo ideal sería realizar muestreos representativos con levantamientos entomológicos por cobertura integral o censo, normalmente se asume un levantamiento no probabilístico de muestreo por competencia y por conveniencia, considerando el tiempo y los costos asociados al

levantamiento. La unidad de muestreo es la localidad, que es un conglomerado de domicilios o de unidades domiciliarias.

Debido a la destrucción de los ecotopos naturales, los triatominos se ven obligados a colonizar ambientes alternativos como las viviendas humanas, donde encuentran refugio y alimento permanente. Por este motivo, la vigilancia entomológica de la enfermedad de Chagas se basa prioritariamente en la detección de los cambios de comportamiento y abundancia de los vectores triatominos y a través del estudio de la distribución en el domicilio y extradomicilio. Para el caso de vectores visitantes (intrusiones) cuyo ciclo es enzoótico, el panorama es diferente pues no hay una manera objetiva y responsable con el medio ambiente de intervenir medios naturales.

Cada país que lleva a cabo el proceso de vigilancia entomológica de triatominos debe definir los escenarios de transmisión vectorial. Para ello, desde el punto de vista entomológico, en cada territorio o región biogeográfica (dependiendo de las especies de triatominos presentes, sus características ecobiológicas y su capacidad vectorial) se configuran diferentes escenarios epidemiológicos que es necesario definir en el marco de la tipología del evento.

Desde el inicio de los esfuerzos de vigilancia y control vectorial, deben considerarse las especies presentes o las especies que intervienen en la transmisión de la infección en el ambiente domiciliario, así como su grado de vulnerabilidad a las medidas de control. Las especies son más vulnerables cuando están más adaptadas a la vivienda humana. La eliminación de un vector de un área determinada depende de si la especie es invasiva o introducida y, como tal, estrictamente domiciliada.

En este sentido, conocer las especies vectoras presentes, su procedencia y el grado de adaptación a la vivienda es un elemento prioritario para definir las estrategias de intervención. Para los efectos de este protocolo, y acorde con la endemicidad de los triatominos, se definen tres escenarios de transmisión:

1. Población de vectores **estrictamente domiciliados (introducidos)** sin evidencia de poblaciones silvestres locales.
2. Población de vectores **autóctonos domiciliados**.
3. Poblaciones **silvestres** (autóctonos no domiciliados).

En un contexto más amplio, herramientas como la información serológica preliminar de una zona permiten determinar el nivel de

transmisión activa de la enfermedad, clasificada en cuatro patrones de transmisión:

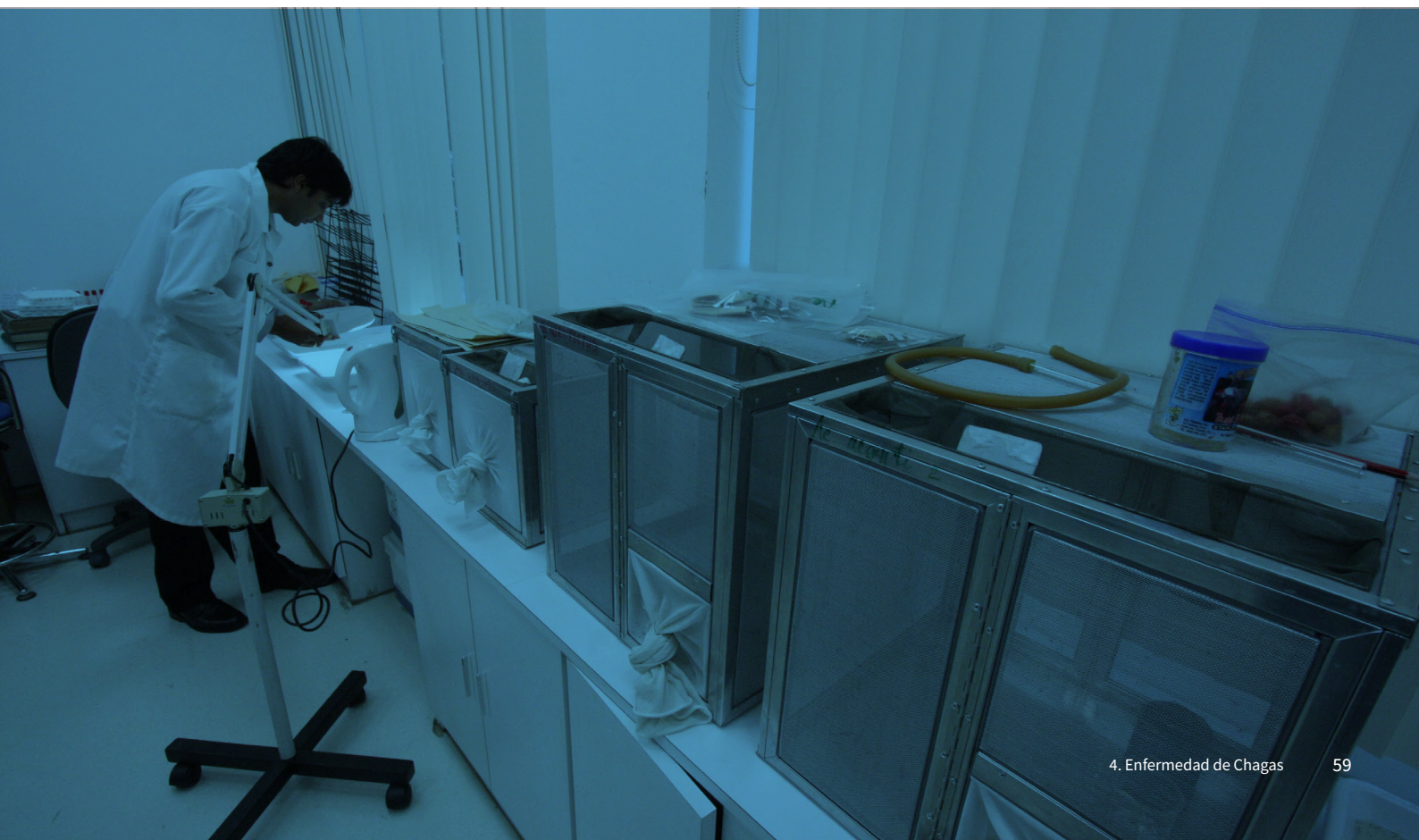
1. Emergente: aparición de la enfermedad en zonas donde nunca antes se había notificado (casos autóctonos)
2. Hipoendémico: Seroprevalencia para detección de *T. cruzi* en menores de 5 años inferior a 1%
3. Hiperendémico: Seroprevalencia para detección de *T. cruzi* en menores de 5 años superior a 1%
4. Sin transmisión pero con riesgo

La vigilancia entomológica de las diferentes especies vectoras del *T. cruzi* se basa en el levantamiento de una encuesta a nivel de la vivienda y el peridomicilio para la identificación de la presencia y abundancia de las chinches, dependiendo del nivel de domiciliación. La domiciliación de los triatominos se puede evidenciar por métodos activos (búsqueda por miembros de la familia o personal técnico) (149) o pasivos (hojas de papel, cajas sensoras fijas en las paredes de dormitorios o recolección de chinches noqueadas) tras la aplicación de insecticida en la vivienda. La inspección puede requerir hasta un mes para recoger huevos, materia fecal, chinches o exuvias. Un problema importante es que no se cuenta con métodos 100% efectivos ni herramientas de monitoreo entomológico con la sensibilidad necesaria para detectar densidades bajas de triatominos en las casas, sobre todo tras el rociado. Esto dificulta la evaluación del nivel de eliminación logrado por las intervenciones de control. En general, las cajas sensoras y la vigilancia por parte de los residentes de las viviendas son los métodos más sensibles para detectar infestación domiciliaria, aunque esta última es poco confiable en densidades bajas (150-152). El cuadro 19 resume los principales métodos e indicadores entomológicos utilizados.

## Cuadro 19. Métodos, herramientas e indicadores entomológicos por estadio del vector: ventajas y limitaciones

Estadio	Adulto (extradomiciliario)	Adulto (intradomiciliario)
<b>Métodos</b>	Captura en refugios naturales, peridomicilio	Captura de adultos en reposo
<b>Herramienta</b>	Capturas por personal técnico mediante unidades en refugios	Capturas por miembros de la comunidad mediante papeles fijos y cajas sensoras en paredes
<b>Objetivo</b>	Muestrear triatominos en sus sitios naturales de reposo; evaluar preferencia por tipo de huésped, hábitos de alimentación y nivel de colonización	Evaluar las interacciones entre el vector y el huésped humano, patrón de picadura, preferencia de huésped, sitios de picadura (endo-exo); Estudiar tasas de picadura en humanos dentro de la vivienda y en el peridomicilio; Evaluar la densidad y susceptibilidad a insecticidas
<b>Tipo de medición</b>	Medición cualitativa (+/-) y cuantitativa por vivienda o refugio	Medición cuantitativa (número de triatominos por vivienda y habitante)
<b>Indicadores</b>	Para el extradomicilio es preferible utilizar el número de trampas positivas/número de refugios inspeccionados	Índice de infestación domiciliar (IID): número de UD con captura domiciliar de triatominos/UD encuestadas (<1%)* Índice de densidad: número de triatominos capturados/No. de UD inspeccionadas Índice de colonización (intradomicilio): número de UD con captura domiciliar de ninfas de triatominos/UD inspeccionadas Índice de infección natural: Número de triatominos infectados con <i>T. cruzi</i> /No. de triatominos examinados Índice de dispersión (ID): número de localidades con captura domiciliar de triatominos/ localidades encuestadas Incidencia: 0 casos agudos en 3 años* *certificar eliminación
<b>Ventajas</b>	Reflejan mejor si la infestación ocurre fuera o dentro de las viviendas	Permiten evaluar las medidas de control; pueden ser costoefectivos gracias a la participación de la comunidad
<b>Limitaciones</b>	Diseñados para la eliminación No hay correlación con la abundancia ni el nivel de colonización Poca sensibilidad	Diseñados para la eliminación No son indicadores de abundancia sensibles, sobre todo cuando las densidades son bajas No hay correlación del nivel de captura y el riesgo de transmisión; sensibilidad variable

**Fuente:** adaptado de Silveira A.C., Sanches O., Guía para muestreo en actividades de vigilancia y control vectorial de la enfermedad de Chagas, dic 2003, OPS/DPC/CD/276/03 Iniciativa de Salud del Cono Sur (INCOSUR)



Para abordar el proceso de vigilancia entomológica hay que determinar tanto los escenarios de transmisión vectorial como las formas de transmisión primaria de la enfermedad frente a los niveles esperados y alcanzables de control. Independientemente del escenario, es necesario tener o establecer una línea de base entomológica.

A la hora de priorizar las localidades a intervenir, han de identificarse las áreas, municipios o localidades con mayor densidad de vectores así como la prevalencia de la enfermedad. Dicha

información es la base para tomar cualquier decisión de intervención de control de la transmisión natural de la enfermedad de Chagas.

Debe priorizarse la realización de encuestas entomológicas en aquellas localidades con un mayor número de casos positivos, según la información serológica disponible. También se debe realizar vigilancia entomológica para identificar de forma oportuna la introducción, infestación o reinfestación de los vectores en las zonas priorizadas. La información entomológica básica es la siguiente:

- ▶ Identificar las especies de triatominos presentes en las zonas priorizadas mediante el establecimiento de una línea de base entomológica basada en los datos existentes.
- ▶ Determinar el nivel de infestación y la distribución de los vectores en las áreas identificadas dentro de las zonas biogeográficas definidas.
- ▶ Identificar los factores de riesgo entomológico en las áreas de transmisión de la enfermedad.
- ▶ Comprobar el papel de los vectores involucrados en los brotes de la enfermedad de Chagas por infección oral.
- ▶ Aplicar y evaluar las medidas de control vectorial más costoefectivas en las áreas identificadas dentro de las zonas biogeográficas definidas.
- ▶ En casos de persistencia de infestación, determinar sus causas. Esto incluye el monitoreo de la susceptibilidad de los vectores a los insecticidas empleados para el control.
- ▶ Evaluar la residualidad de las acciones de control químico domiciliarias.
- ▶ Monitorear la infección de los vectores con el parásito en las áreas de riesgo dentro de las zonas biogeográficas definidas (según la capacidad operativa para la vigilancia regular, pero como prioridad en casos de brotes).

De acuerdo con lo anterior, y usando la tipificación del evento como herramienta para definir acciones de vigilancia y control, las estrategias para la vigilancia entomológica se ajustarán a los siguiente escenarios epidemiológicos y patrones de transmisión:

Escenario de poblaciones estrictamente domiciliadas (introducidas) sin evidencia

de poblaciones silvestres locales: En caso patrón hiperendémico, la estrategia consistirá en la vigilancia activa siguiendo la guía de instalación de puestos de recolección de triatominos comunitaria. Se utilizarán los indicadores entomológicos comunes: dispersión, infestación domiciliar, colonización, infección natural y densidad. En caso de patrón hipoendémico, se realizará vigilancia

activa con levantamiento entomológico de indicadores comunes seguida de una vigilancia pasiva comunitaria, sin instalación de puestos de recolección de triatominos.

Escenario de poblaciones autóctonas domiciliadas: En caso de patrón hiperendémico, la estrategia consistirá en la vigilancia activa de indicadores entomológicos comunes. En caso de patrón hipoendémico, se realizará vigilancia pasiva con instalación de puestos de recolección de triatominos comunitaria y vigilancia activa ante datos recurrentes de notificación de triatominos o evidencia de domiciliación.

Escenario de poblaciones silvestres con intrusiones, pero sin evidencia de domiciliación local: La vigilancia rutinaria en casos de patrones emergentes, hipoendémicos o hiperendémicos será pasiva comunitaria, sin instalación de puestos de recolección de triatominos comunitaria. Adicionalmente, en aquellas zonas donde se han detectado intrusiones se aplicará el índice de visitación como herramienta para definir especies y las implicaciones entomoepidemiológicas relativas a su hallazgo, además del resto de la información epidemiológica recolectada.

Las fotografías 15-17 ilustran algunos de los métodos de vigilancia aplicados durante la recolección de información sobre poblaciones de triatominos.

### Fotografía 15.

Búsqueda de triatominos adultos y sus rastros en el intradomicilio



Cortesía de Hector Coto; OPS.

### Fotografía 16.

Búsqueda de triatominos adultos y sus rastros en el peridomicilio



Cortesía de Hector Coto; OPS.

### Fotografía 17.

Vigilancia comunitaria e institucional para la detección oportuna de triatominos



Cortesía de Hector Coto; OPS.

## 4.2 Métodos de control de triatominos

Las metas del control vectorial son reducir la prevalencia e incidencia de la infección y la enfermedad; disminuir la mortalidad; eliminar las principales especies o mitigar su participación en la transmisión, y mantener la vigilancia para monitorear una posible reinfestación. El control efectivo de un vector con amplios espacios para su desarrollo (rurales, periurbanos y urbanos) y con diversas preferencias de reposo y alimentación (peridomicilio e intradomiciliar) es limitado. El modelo convencional de control vectorial se compone de etapas sucesivas de operación, cuyo inicio, alcance y tiempo de ejecución dependen de la información obtenida durante la fase anterior de preparación, ataque y vigilancia.

- ▶ La fase preparatoria consiste en el reconocimiento geográfico de la zona y el establecimiento de líneas de base entomológicas (casa por casa) y, a veces, serológicas.
- ▶ La fase de ataque consiste en el rociado masivo con insecticidas de acción residual, más o menos selectivo de localidades o unidades domiciliarias infestadas.
- ▶ La fase de vigilancia consiste en la detección de focos residuales de infestación a través de la búsqueda activa por muestreo, por notificación de la población, o por ambas.

El control vectorial de los triatominos se ve afectado por la variedad de vectores y reservorios que sirven de fuentes de infección potenciales, así como de los ciclos enzoótico y domiciliario de la transmisión (el riesgo de infección y la eficacia de las intervenciones de control varían mucho entre uno y otro ciclo).

La enfermedad de Chagas no se puede erradicar, y el control de las especies de triato-

minos domiciliadas depende de su grado de vulnerabilidad a las medidas de control. Una limitación inicial del control de la enfermedad de Chagas es su carácter enzoótico, debido al cual la circulación de *T. cruzi* entre reservorios y humanos seguirá ocurriendo con la participación de diversos vectores. Las especies serán más vulnerables al control cuanto mayor sea su grado de adaptación a la vivienda humana. Esto depende fundamentalmente de que la especie sea autóctona o introducida y, como tal, estrictamente domiciliada. En el caso de vectores autóctonos que tienen poblaciones selváticas, es importante distinguir las especies que colonizan de las que no colonizan la vivienda, y su grado de antropofilia (un factor determinante en la formación de colonias intradomiciliarias). Las especies autóctonas no se pueden eliminar, pero sí se puede lograr una supresión duradera de las colonias intradomiciliarias atacando su capacidad de invadir y colonizar reiteradamente el domicilio desde el ambiente silvestre próximo. Esto significa que las especies introducidas y totalmente domiciliadas son potencialmente eliminables, mientras que las autóctonas no. El grado máximo de control vectorial que se puede lograr en el caso de las especies introducidas es la extinción de colonias intradomiciliarias por medio del tratamiento químico con insecticidas. En el caso de vectores que invaden con mayor o menor frecuencia el domicilio, sólo se podrán reducir las posibilidades de invasión por medio de la protección física de las viviendas. En el cuadro 20 se categorizan las especies de vectores según su grado de domiciliación, importancia epidemiológica, vulnerabilidad y grado de control máximo al que se podría pretender con la tecnología disponible.

## Cuadro 20. Vulnerabilidad, extensión y grado máximo de control de triatominos

Categorización de los vectores de la enfermedad de Chagas, según la especie, tipo, vulnerabilidad y grado máximo de control						
Tipo de vector	Género y especie	Vulnerabilidad al control químico (eficacia)	Grado máximo de control	Extensión del rociado inicial (fase de ataque)	Control físico: Nivel de control esperado	Control físico: aplicación
Introducido	<i>Triatoma infestans</i> (Cono Sur). <i>Rhodnius prolixus</i> (Centroamérica y norte de Sudamérica)	Plena	Eliminación	Selectivo por localidad (idealmente doble, con un intervalo de seis meses a un año)	Eliminación	Imprescindible complementar en área de infestación persistente
Autóctono, con capacidad vectorial comprobada (colonizan frecuentemente el interior de los domicilios)	<i>Triatoma dimidiata</i> (Centroamérica, Colombia, Ecuador y Perú)	Parcial	Agotamiento de la colonización intradomiciliaria.	Selectivo por localidad	Eliminar la colonización intradomiciliaria	Complementar en áreas de reinfestación persistente
Con capacidad vectorial limitada (predominantemente peridomiciliares, aunque esporádicamente colonizan el interior de los domicilios)	<i>Triatoma sordida</i> , <i>T. maculata</i> , <i>T. venosa</i> , <i>R. pallescens</i>	Parcial	Impedimento de la colonización intradomiciliaria.	Selectivo por unidad domiciliaria	Evitar la colonización intradomiciliaria	Complementar en áreas de infestación reiterada
Con capacidad vectorial muy limitada (hallazgo eventual en el ambiente domiciliar, sin colonización)	Varios	Limitada	Impedimento o restricción de las posibilidades de ingreso al domicilio	Ninguno (a menos que se compruebe colonización domiciliaria incipiente, se recomienda el tratamiento selectivo por unidad domiciliaria colonizada)	Mínimo	Imprescindible

**Fuente:** adaptado de Silveira CA, Transmisión vectorial de *Trypanosoma cruzi* y su control; en: Programa regional para el control de la enfermedad de Chagas en América Latina; Iniciativa de bienes públicos regionales; pp. 242

En el caso del rociado, los productos que han sido debidamente probados y que llevan más tiempo en uso son: deltametrina, 25mg/m<sup>2</sup>; lambda-cialotrina, 30mg/m<sup>2</sup>; ciflutrina, 50mg/m<sup>2</sup>; cipermetrina, 125mg/m<sup>2</sup>; beta-ciflutrina, 25 mg/m<sup>2</sup>, y alfacipermetrina: 50 mg/m<sup>2</sup>. Las formulaciones recomendadas son el polvo diluido en agua, microcápsulas o suspensión concentrada, dado que su acción residual es más duradera o porque presentan ventajas operativas.

La periodicidad de las intervenciones y su cobertura dependen de los objetivos de la estrategia de control. Se acepta como norma que se realicen por lo menos dos ciclos integrales de rociado por localidad infestada. Para los ciclos subsiguientes se pueden adoptar diversas vías: 1) el tratamiento selectivo por unidad domiciliaria infestada, lo cual sirve también para verificar los resultados; 2) tratamiento de las unidades domiciliarias infestadas y sus vecinas; 3) tratamiento de las unidades domiciliarias positivas a vectores y de aquellas que se encuentren en un radio

determinado (en metros), o 4) tratamiento de las viviendas infestadas y de aquellas más vulnerables a la infestación o reinfestación (153). En el caso de infestaciones mixtas por especies introducidas y autóctonas, deberá seleccionarse un rociado más amplio. Es imprescindible tomar en cuenta la infestación en la localidad, el tipo de vivienda predominante y su distribución espacial.

En el cuadro 21 figuran las diferentes combinaciones de estas variables para determinar el alcance que debería tener el rociado.

**Cuadro 21. Alcance del rociado teniendo como meta la eliminación**

Alcance del rociado con infestación focal por especies vectoras introducidas, teniendo como meta su eliminación			
Infestación (en la localidad)	Tipo de vivienda predominante	Distribución espacial de las viviendas	Priorización del rociado
Baja	Vulnerables	Dispersas	Selectivo por unidad domiciliaria
		Concentradas	Selectivo por unidad domiciliaria y unidades domiciliarias vulnerables
	Refractarias		Selectivo por unidad domiciliaria
Media	Vulnerables	Dispersas	Selectivo por unidad domiciliaria y unidades domiciliarias vulnerables
		Concentradas	Toda la localidad
	Refractarias		Selectivo por unidad domiciliaria
Alta	Vulnerables	Dispersas	Toda la localidad
		Concentradas	Toda la localidad
	Refractarias		Selectivo por unidad domiciliaria y unidades domiciliarias vulnerables

El rociado para el control de la enfermedad de Chagas debe observar rigurosamente el alcance establecido, pues debe abarcar toda unidad domiciliaria (dentro y fuera de la vivienda) blanco y cubrir todos los sitios de refugio potencial de los vectores; También debe respetar la intensidad de rociado establecida, incluyendo los escondites preferidos y las grietas en las paredes.

Mejoramiento de la vivienda: Aunque el mejoramiento de la vivienda podría considerarse una estrategia preferencial, ya que supondría

un cambio duradero de los factores que condicionan la transmisión domiciliaria, su adopción universal como medida de control tiene restricciones de naturaleza económica, dada la extensión del área de riesgo y la magnitud de los recursos requeridos.

El mejoramiento de la vivienda debe incluir el peridomicilio. El control físico es una medida de promoción o de protección específica, según el alcance y los propósitos con que se aplique. Las mejoras localizadas de la vivienda comprenden el reemplazo de los techos para



el control de especies del género *Rhodnius*; la colocación de pisos de cemento allí donde existan especies que se pueden mimetizar con el suelo (*Triatoma dimidiata*), o la sustitución de cercas de palo o caña en corrales (*Triatoma brasiliensis* y otros). Otras medidas de control incluyen el arreglo del peridomicilio limpiando y cambiando la disposición de anexos, alejándolos de la casa, y creando “entornos saludables”.

El control físico se lleva a cabo creando barreras mecánicas que evitan el ingreso de triatomíneos (p. ej., mallas, cortinas) o arreglando el ambiente domiciliario (p. ej., eliminando nidos de aves situando adecuadamente las cosechas; aislando a los animales domésticos, o distanciando anexos como gallineros, corrales y otros). Es importante determinar qué tipo de abordaje se debe usar para el control físico cuando:

- a) el patrón de transmisión es habitual y la colonización domiciliaria es un producto del contacto reiterado de las personas con el vector, lo cual produce un riesgo de transmisión permanente, o
- b) cuando la transmisión ocurre sin colonización, a través de visitas recurrentes o episódicas de ejemplares adultos del vector a la casa (intrusión).
- c) Siempre que el vector esté instalado en las habitaciones y establezca colonias domiciliarias se recomienda su eliminación por medio de insecticidas, dada su acción rápida y menor costo.

De la misma forma en que se plantea la determinación del alcance del rociado categorizando a los vectores y su vulnerabilidad al control químico, se podrían definir las aplica-

ciones y prioridades para el control físico. Si se trata de especies introducidas y estrictamente domiciliarias, hay fundamentos técnicos y experiencia adquirida en la lucha contra las especies *Rhodnius prolixus* en Centroamérica y el norte de Sudamérica (Colombia y República Bolivariana de Venezuela) y *Triatoma infestans* en el Cono Sur, que indican que en las áreas infestadas se puede lograr la interrupción de la transmisión e incluso la eliminación completa de los vectores, a corto o medio plazo, mediante el control químico sistemático. El control físico en estos casos estaría destinado a aquellas áreas donde se demuestre la persistencia de la infestación, incluso después de aplicar insecticidas. Por otra parte, no todas las causas de persistencia de los focos de infestación requieren intervenciones de control físico. Por ejemplo, cuando se comprueba que el vector es resistente al insecticida, puede sustituirse el producto o volverse a tratar el área con los ajustes necesarios.

Dependiendo de la capacidad vectorial de una especie autóctona, se debe evaluar la necesidad y conveniencia de realizar grandes cambios estructurales en la vivienda, ya que podrían no estar justificados si el riesgo de transmisión es muy bajo. En el caso de especies visitantes que no colonizan la vivienda ni el peridomicilio, se recomienda utilizar como indicadores primarios de su importancia epidemiológica la tasa de visita; la frecuencia del ingreso del vector a la vivienda; las tasas de infección natural de los vectores; la densidad de los focos naturales de proveniencia, y su proximidad a las casas; la permeabilidad o vulnerabilidad de las viviendas de la zona, y la viabilidad de instalar barreras físicas que impidan la entrada del vector.

## 4.2.1 Control vectorial

La lucha contra los triatominos empezó cuando Chagas observó que la modificación de las condiciones de las viviendas podía disminuir significativamente el nivel de infestación. Sin embargo, la prevención de la transmisión de *T. cruzi* se sustenta desde la década de 1940 en la aplicación intradomiciliar de insecticidas residuales. Esta se ha convertido en la herramienta fundamental para el éxito de las iniciativas regionales de control de los principales vectores domésticos y de la eliminación o reducción significativa de la transmisión.

Las estrategias de control podrían aplicarse siguiendo el propio camino natural de infestación de las localidades, desde la periferia hacia el centro. El rociado residual de viviendas al principio de la época de infestación (154) y el uso de barreras físicas como las mallas mosquiteras pueden reducir hasta en 80% la abundancia vectorial, si la cobertura es completa, y en 40% si solo se aplica

a las viviendas de la periferia (155). Puede reducirse aún más la infestación con el uso de cortinas impregnadas con insecticidas de larga duración, que redujeron la abundancia de *T. infestans* en más de 87% durante dos años en Argentina y de *R. prolixus* en 60% en República Bolivariana de Venezuela (156). El uso combinado de insecticidas y mallas mosquiteras en las zonas periféricas de las localidades puede incidir en el control de las infestaciones en las zonas más céntricas al interrumpir la infestación de las zonas silvestres periféricas y controlar las especies peridomiciliarias. La limpieza del peridomicilio en las zonas céntricas puede aumentar el impacto de esta intervención (157). Los abordajes ecobiosociales sustentados en el trabajo comunitario y el manejo ambiental del peridomicilio pueden contribuir a reducir la infestación en 50% de forma más duradera y mejorar el impacto sobre otras ETV (cuadro 22) (158, 159).

**Cuadro 22. Principales intervenciones de control contra el triatoma**

Tipo de intervención		Triatominos adultos			
		Infestación del peridomicilio	Infestación del domicilio	Tasa de contacto	Infección
Manejo ambiental (MA)	Saneamiento del peridomicilio	✓	✓		
Movilización social	Participación comunitaria (voluntarios)		✓		
Barreras físicas	Mosquiteros, mallas y cortinas impregnadas con insecticida (MII)		✓	✓	✓
Trampas letales				✓	
Química	Rociado intradomiciliar residual		✓	✓	✓
Manipulación genética					✓
Tamizaje de bancos de sangre	Control de la transfusión				✓
Tratamiento de pacientes	Detección y tratamiento oportunos				✓

La dependencia de rociados regulares para evitar la reinfestación pone en riesgo las metas de eliminación y erradicación de esta zoonosis, además de suponer un riesgo de desarrollo de resistencia por el uso continuo, tal como sucede en Argentina y Bolivia.

Entre 1950 y 1970 se produjeron esfuerzos de control irregulares, con una cobertura limitada y poco sistematizada. Los esfuerzos institucionales se iniciaron en República Bolivariana de Venezuela (década de 1960) y Sao Paulo cuando se demostró la factibilidad de eliminar la infestación doméstica de *T. infestans* en las viviendas rurales mediante la aplicación masiva de insecticidas residuales (160). En 1983 se declaró el objetivo de eliminar esta ETV en Brasil y para 1986 se había eliminado de 80% de los territorios endémicos. El progreso en la prevención de Chagas a gran escala comienza con la Iniciativa del Cono en 1991, cuyo objetivo era eliminar las poblaciones domésticas y peridomésticas de *Triatoma infestans* (responsable de casi dos terceras partes de los casos humanos de *T. cruzi* en América Latina) y con el inicio del tamizaje de sangre en el año 2000 (161, 162). Esta iniciativa regional tuvo un impacto importante en la reducción de las tasas de infestación (entre 90 y 96%) y transmisión (entre 81 y 98%) en diferentes países de la Región y permitió controlar la infección transfusional hasta un 70% en los primeros años tras su lanzamiento (1980-1997) (163). Otras iniciativas en la región andina (1997), en Centroamérica (1997) y en la región amazónica (2004) redujeron la distribución geográfica y la prevalencia de infestación de los principales triatominos y llevaron a la interrupción de la transmisión por *T. infestans* en Uruguay (1997), Chile (1999), Brasil (2006), Paraguay y Guatemala (2008), así algunas provincias de Argentina, además de resultar en importantes mejoras en el sur de Perú (164, 165). En Centroamérica, las infestaciones de *Triatoma dimidiata* se redujeron drásticamente, con

excepción de Costa Rica, y se logró la eliminación de *R. prolixus* en la mayoría de las áreas endémicas en la región como resultado de su ubicación doméstica (166).

Una de las primeras decisiones de cualquier estrategia de control es si el objetivo son las especies nativas o introducidas (invasoras), y si estas son silvestres, peridomiciliarias o domiciliarias. De ahí que sea necesario adecuar los objetivos, metas e indicadores operativos a la especie predominante en la transmisión (167). Se cuenta con soluciones parciales que pueden incrementar el impacto si se usan de forma integrada o coordinada. Un asunto esencial es que todas las estrategias de control deben aplicarse a gran escala geográfica (desde pequeños poblados a regiones completas), pero siempre considerando las particularidades locales (168).

En Guatemala, el rociado residual con un 98% de cobertura de las viviendas disminuyó la infestación por *R. prolixus* de 0.9% a 0.4% en el primer ciclo de rociado y hasta 0.1% en el segundo ciclo. La infestación de pueblos se redujo de 317 a dos entre 2003 y 2008. El impacto en la seroprevalencia en población infantil (menores de 6 años) pasó de 5.3% en 1999 a 1.3% en 2006 (169). En el caso del *T. infestans*, se demostró que después de 2 ciclos hubo una reducción importante en las tasas de dispersión e infestación, mientras que para otras especies tuvo un impacto sobre la infestación, pero no sobre la dispersión. La interrupción del rociado fue seguida por la recolonización o reinfestación por distintas especies nativas según la densidad del vector en el peridomicilio, la receptividad del ecotopo, y la disponibilidad de alimento. El rociado residual “continuo” produce un desgaste en la infección natural de las colonias a medida que progresa la eliminación, aunque este efecto también depende de la especie involucrada (170).

La dependencia del uso de insecticidas no es una limitación exclusiva del control de la enfermedad de Chagas, pero sí es una gran debilidad de los programas debido a que es la única alternativa para el ataque efectivo contra vectores domésticos (aunque no es tan exitosa en el peridomicilio o en vectores silvestres). El caso del *T. infestans* y su dominancia doméstica ha permitido su eliminación, pero estos resultados no se pueden extrapolar a otros vectores que habitan ecotopos silvestres o peridomiciliarios (171). Los vectores domésticos también mantienen ciclos selváticos o silvestres que promueven la reinfestación continua de las áreas intervenidas. Esto ha sido particularmente importante en algunas zonas de Argentina donde la transmisión se recrudesció tan pronto como disminuyó la intensidad o frecuencia del rociado, o bien en otras zonas con presencia de especies con focos predominantemente silvestres, por ejemplo, *R. prolixus* **en República Bolivariana de Venezuela**, *Triatoma brasiliensis* y *Triatoma pseudomaculata* **en Brasil**, *Triatoma mexicana* **en México**, y *Triatoma dimidiata* **en Yucatán y Belice**, que tiende a invadir o colonizar hábitats domésticos (172-179).

Como alternativa al control con insecticidas, se incluyen las intervenciones de mejora de la vivienda, uso de barreras físicas y limpieza del peridomicilio a través de abordajes ecobiosociales (180). Dichas modificaciones incluyen el reemplazo de elementos estructurales de deficiente calidad por materiales suaves y planos que no se conviertan en potenciales refugios de los insectos (181). La limpieza del peridomicilio puede disminuir hasta en 62% la abundancia de chinches durante un año, pero es ineficaz en la periferia contra vectores selváticos o silvestres. El uso de trampas letales y la mejora de la vivienda (pinturas con insecticidas) también son útiles (182). Algunas de estas estrategias han sido exitosas y han logrado reducir las tasas de infestación hasta

en 96,4%, mientras que las intervenciones combinadas de aspersión con insecticidas piretroides y modificaciones en las viviendas han logrado reducciones de hasta 100% (183, 184). La mejora de las viviendas puede reducir la transmisión vectorial pero los costos asociados de entre \$200 y \$2.000 la hacen poco viable como estrategia regional (185).

El manejo biológico o genético de algunas especies de triatomas emerge como una estrategia alternativa e innovadora para controlar la infección natural usando simbiosis de bacterias o genes que al expresarse promueven una reducción en el número de tripanosomas o su eliminación del tubo digestivo del *R. prolixus*. Sin embargo, todavía no existe evidencia de que estos vectores modificados genéticamente puedan interactuar y diseminarse entre las especies silvestres (186, 187).

Los métodos y estrategias de control vigentes tienen limitaciones. El primer reto, independientemente de la efectividad de la intervención, es la dispersión y el número de viviendas que se deben controlar (cobertura), así como la diversidad de hábitats endémicos. Las limitaciones adicionales incluyen la limitada efectividad de los insecticidas contra las especies del peridomicilio o silvestres; los cambios ambientales y la movilidad humana; la urbanización del *T. infestans* junto con la transmisión de *T. cruzi* en las periferias de las ciudades en países endémicos; Los aspectos demográficos, los patrones de infectividad y transmisión y las resistencias pueden resultar en la aparición de focos de infestación “calientes o fríos” que varían por región y especie vectora independientemente de las particularidades de cada área. Sin embargo, la estrategia de control se despliega de forma homogénea en todos los lugares. La falta de reconocimiento de estas limitaciones resulta en repetición de rociados, incremento en los costos y mayor frustración al no alcanzar las metas (188, 189).

Los problemas asociados al fracaso de los programas son muy diversos y van desde la inestabilidad social y política hasta aumentos en los niveles de pobreza, movilidad del personal en los programas de control, descentralización de los programas, falta de apoyo gubernamental y de coordinación, resistencia

a los insecticidas, y cambios en las prioridades por la aparición de otras ETV que desplazan la atención y los recursos.

Las fotografías 18 y 19 ilustran algunos de los métodos de control vectorial empleados contra el triatoma.

## Fotografía 18.

Manejo ambiental con mejoras del saneamiento en el peridomicilio



*Cortesía de Hector Coto; OPS.*

## Fotografía 19.

Rociado residual en el peridomicilio para el control de triatominos



*Cortesía de Hector Coto; OPS.*



## 5. Leishmaniasis

Las leishmaniasis son un grupo de enfermedades zoonóticas causadas por parásitos que pertenecen a la familia *Trypanosomatidae*, género *Leishmania*, y que infectan a los insectos flebótomos vectores de la enfermedad. Las leishmaniasis forman un grupo de enfermedades sistémicas que se caracterizan por presentar un amplio espectro de manifestaciones cutáneas (LC), mucosas (LM) y viscerales (LV), y que son producidas por un grupo muy diverso de especies de *Leishmania*. El cuadro clínico y la gravedad de la infección dependen de una compleja interacción entre el parásito, el huésped, el ambiente y la especie del insecto transmisor (190, 191). Las manifestaciones de la enfermedad van desde úlceras cutáneas localizadas, que en algunos casos pueden evolucionar con cicatrización espontánea, hasta formas más graves como la cutánea difusa y mucosa, que pueden causar deformidades, y formas fatales como la leishmaniasis visceral, que causa fiebre, hepatosplenomegalia, linfadenopatías, pérdida de peso, infecciones y sangrados. El período de incubación varía de 10 días a dos años, con una media de dos a cuatro meses, lo que dificulta su detección temprana y el tratamiento oportuno. Sin tratamiento, la LV puede ser letal en hasta 90% de los casos (cuadro 1) (192).

En las Américas, se conocen cerca de 540 especies de flebótomos, agrupadas en tres

géneros, y la mayoría están distribuidas en zonas tropicales y subtropicales. Las especies que representan riesgo sanitario pertenecen al género *Lutzomyia*, según la clasificación de Lewis revisada por Young (la más utilizada a nivel programático); sin embargo, en la clasificación más reciente de Galati, de mayor uso en el ámbito académico, se reconocen 23 géneros. La clasificación taxonómica de los flebótomos de Young & Duncan (1994) tiene en cuenta el enfoque morfológico y la distribución geográfica, siendo la más antigua y conservadora de las propuestas. Galati (2003) aporta un enfoque evolutivo al aspecto morfológico del estudio filogenético, siendo el más moderno y actual. La variedad de especies en la región parece acomodarse a un repertorio parasitario igual de diverso y amplio (cuadro 23). Más que una amplia distribución geográfica, hay existe una extensa variedad local de vectores y parásitos (193, 194).

Los flebotomíneos son insectos hematófagos nocturnos, de pequeño tamaño (entre 2 y 4 mm), que se crían en tierra húmeda, rica en materia orgánica con hojarasca, frutos, guano y desechos de animales domésticos. La mayor exposición a los vectores de LC se produce en zonas con deficiencias en el saneamiento ambiental (disposición inadecuada de excretas y basura) y viviendas precarias ubicadas en zonas selváticas, rurales,

periurbanas e incluso urbanas colindantes con áreas arboladas producto de la urbanización rápida y desorganizada. Los cambios ambientales (deforestación, climáticos) y los patrones culturales de manejo de la fauna doméstica también influyen en el riesgo de exposición al vector. En relación con la LV

urbana en las Américas, el principal reservorio es el perro doméstico, y las condiciones óptimas de hábitat para el vector son también aquellas que le dan refugio: accesibilidad a vertebrados como fuente de alimentación, y sitios con tierra y materia orgánica para su reproducción (195, 196).

### Cuadro 23. Principales especies de *Leishmania* y de vectores\* de las leishmaniasis por forma clínica\*\* en las Américas

País	<i>Leishmania</i> spp.	Forma clínica	Vector
Argentina	<i>L. guyanensis</i>	LC	Desconocido
	<i>L. amazonensis</i>	LC	Desconocido
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. whitmani</i> (Ny. whitmani), <i>Lu. neivai</i> (Ny. neivai), <i>Lu. migonei</i> (Mg. (Mig.) migonei)
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis)
Belice	<i>L. braziliensis</i>	LC	<i>Lu. ovallesi</i> (Pi. (Pif.) ovallesi)
	<i>L. mexicana</i>	LC	<i>Lu. olmeca olmeca</i> (Bi. olmeca olmeca)
Bolivia	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. nuneztovari anglesi</i> (Pi. (Pif.) nuneztovari anglesi), <i>Lu. carrerai</i> (Ps. carrerai carrerai), <i>Lu. llanosmartinsi</i> (Ps. llanosmartinsi), <i>Lu. shawi</i> (Ny. shawi), <i>Lu. ayrozai</i> (Ps. ayrozai), <i>Lu. yucumensis</i> (Ps. yucumensis)
	<i>L. amazonensis</i>	LC, LCD	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata)
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. cruzi</i> (Lu. (Lut.) cruzi)
	<i>L. guyanensis</i>	LC	<i>Lu. shawi</i> (Ny. shawi)
Brasil	<i>L. guyanensis</i>	LC	<i>Lu. umbratilis</i> (Ny. umbratilis), <i>Lu. anduzei</i> (Ny. anduzei), <i>Lu. whitmani</i> (Ny. whitmani).
	<i>L. amazonensis</i>	LC	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata), <i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis).
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. whitmani</i> (Ny. whitmani), <i>Lu. intermedia</i> (Ny. intermedia), <i>Lu. wellcomei</i> (Ps. wellcomei), <i>Lu. complexa</i> (Ps. complexus), <i>Lu. neivai</i> (Ny. neivai), <i>Lu. edwardsi</i> (Ev. edwardsi), <i>Lu. migonei</i> (Mg. (Mig.) migonei)
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. cruzi</i> (Lu. (Lut.) cruzi).
Colombia	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. spinicrassa</i> (Pi. (Pif.) spinicrassa), <i>Lu. columbiana</i> (Pi. (Pif.) columbiana), <i>Lu. pia</i> (Pi. (Pif.) pia), <i>Lu. towsendi</i> (Pi. (Pif.) towsendi).
	<i>L. panamensis</i>	LC, LM	<i>Lu. trapidoi</i> (Ny. Trapidoi), <i>Lu. gomezi</i> (Lu. (Trl.)gomezi), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis), <i>Lu. yuilli</i> (Ny. yuilli yuilli)
	<i>L. guyanensis</i>	LC, LM	<i>Lu. umbratilis</i> (Ny. umbratilis), <i>Lu. longiflocosa</i> (Pi. (Pif.) longiflocosa)
	<i>L. amazonensis</i>	LC, LCD	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata)
	<i>L. mexicana</i>	LC	<i>Lu. columbiana</i> (Pi. (Pif.) columbiana)
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> (Pi. (Pif.) evansi)
Costa Rica	<i>L. panamensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor), <i>Lu. trapidoi</i> (Ny. trapidoi)
	<i>L. mexicana</i>	LC, LM,	<i>Lu. olmeca olmeca</i> (Bi. olmeca olmeca), <i>Lu. olmeca bicolor</i> (Bi. olmeca bicolor)
	<i>L. braziliensis</i>	LCD	<i>Lu. youngi</i> (Pi. (Pif.) youngi)
	<i>L. infantum</i>	LC LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> (Pi. (Pif.) evansi)
República Dominicana	<i>L. mexicana</i>	LCD	Desconocido
Ecuador	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	Desconocido
	<i>L. panamensis</i>	LC	<i>Lu. trapidoi</i> (Ny. Trapidoi), <i>Lu. hartmanni</i> (Lu. (Hel.) hartmanni), <i>Lu. gomezi</i> (Lu. (Trl.) gomezi)
	<i>L. guyanensis</i>	LC	Desconocido
	<i>L. amazonensis</i>	LC, LCD	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata).
	<i>L. mexicana</i>	LC, LCD	<i>Lu. ayacuchensis</i> (Lu. (Hel.) ayacuchensis)
El Salvador	<i>L. infantum</i>	LV, LC	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> (Pi. (Pif.) evansi)

País	Leishmania spp.	Forma clínica	Vector
Guyana Francesa	<i>L. guyanensis</i>	LC	<i>Lu. umbratilis</i> (Ny. umbratilis).
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. wellcomei</i> (Ps. wellcomei), <i>Lu. intermedia</i> (Ny. intermedia)
	<i>L. amazonensis</i>	LC	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata)
Guatemala	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> Pi. (Pif.) evansi)
	<i>L. panamensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis), <i>Lu. trapidoi</i> (Ny. trapidoi).
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ovallesi</i> (Pi. (Pif.) ovallesi), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis), <i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor)
	<i>L. mexicana</i>	LC, LCD	<i>Lu. olmeca olmeca</i> (Bi. olmeca olmeca)
Guyana	<i>L. guyanensis</i>	LC	<i>Lu. umbratilis</i> (Ny. umbratilis), <i>Lu. anduzei</i> (Ny. anduzei).
Honduras	<i>L. infantum</i>	LV, LC	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis),
	<i>L. panamensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis), <i>Lu. trapidoi</i> (Ny. trapidoi).
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ovallesi</i> (Pi. (Pif.) ovallesi), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis), <i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor)
México	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ovallesi</i> (Pi. (Pif.) ovallesi), <i>Lu. cruciata</i> (Lu. (Trl.) cruciata).
	<i>L. mexicana</i>	LC, LM, LCD	<i>Lu. olmeca olmeca</i> (Bi. olmeca olmeca), <i>Lu. cruciata</i> (Lu. (Trl.) cruciata), <i>Lu. shannoni</i> (Pa. (Psa.) shannoni), (Pa. (Psa.) bigeniculata)
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> Pi. (Pif.) evansi)
Nicaragua	<i>L. infantum</i>	LV, LC	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> Pi. (Pif.) evansi)
	<i>L. panamensis</i>	LC	<i>Lu. trapidoi</i> (Ny. trapidoi), <i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor), <i>Lu. cruciata</i> (Lu. (Trl.) cruciata), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis).
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis).
Panamá	<i>L. panamensis</i>	LC, LM	<i>Lu. trapidoi</i> (Ny. trapidoi), <i>Lu. ylephiletor</i> (Ny. ylephiletor), <i>Lu. sanguinaria</i> (Lu. (Hel.) sanguinaria), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis), <i>Lu. gomezi</i> (Lu. (Trl.) gomezi).
	<i>L. braziliensis</i>	LC	<i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis).
Paraguay	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. whitmani</i> (Ny. whitmani), <i>Lu. migonei</i> (Mg. (Mig.) (migonei), <i>Lu. intermedia</i> (Ny. intermedia).
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis),
Perú	<i>L. amazonensis</i>	LC	Desconocido
	<i>L. guyanensis</i>	LC, LM	Desconocido
	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM, LCD	<i>Lu. tejadai</i> (Lu. (Hel.) tejadai), <i>Lu. pescei</i> (Lu. (Hel.) pescei).
Suriname	<i>L. guyanensis</i>	LC	<i>Lu. umbratilis</i> (Ny. umbratilis), <i>Lu. anduzei</i> (Ny. anduzei),
	<i>L. amazonensis</i>	LC	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata).
República Bolivariana de Venezuela	<i>L. braziliensis</i>	LC, LM	<i>Lu. ovallesi</i> Pi. (Pif.) ovallesi), <i>Lu. trinidadensis</i> (Mi. (Sau. trinidadensis), <i>Lu. spinicrassa</i> Pi. (Pif.) spinicrassa), <i>Lu. panamensis</i> (Ps. panamensis).
	<i>L. amazonensis</i>	LC, LCD	<i>Lu. flaviscutellata</i> (Bi. flaviscutellata), <i>Lu. reducta</i> (Bi. reducta),
	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis), <i>Lu. evansi</i> Pi. (Pif.) evansi, <i>Lu. pseudolongipalpis</i> (Lu. (Lut.) pseudolongipalpis).
	<i>L. guyanensis</i>	LC	Desconocido
Uruguay	<i>L. infantum</i>	LV	<i>Lu. longipalpis</i> (Lu. (Lut.) longipalpis).

**\*Vectores:** la clave utilizada para la taxonomía de los flebotomos es la de Young & Duncan, y en paréntesis se presenta su equivalencia con la Clave de Galati, 2018 (197)

**\*\*Formas clínicas de leishmaniasis:** LC (leishmaniasis cutánea), LCD (leishmaniasis cutánea difusa), LM (leishmaniasis mucosa) y LV (leishmaniasis visceral).

**Fuente:** Organización Mundial de la Salud. Control de las leishmaniasis: informe de una reunión del Comité de Expertos de la OMS sobre el Control de las leishmaniasis; Ginebra: OMS; 2010



## 5.1 Vigilancia

La vigilancia de las leishmaniasis consiste en la recogida y el análisis de información relativa al ciclo de transmisión como el sitio de transmisión, los casos humanos (forma clínica, parásitos, grupo de edad, etc.), vectores y reservorios caninos (en áreas de LV). Esta información guía la toma de decisiones, de cara a optimizar los recursos invertidos en la prevención y

control de esas enfermedades adecuando las acciones al contexto epidemiológico local.

Para fines epidemiológicos y operacionales es necesario identificar y clasificar las áreas según su riesgo de transmisión para dirigir las acciones de vigilancia y control de las leishmaniasis (difieren para las formas cutánea y visceral).

### Clasificación epidemiológica de la leishmaniasis cutánea

De acuerdo con las características ecoepidemiológicas de la leishmaniasis cutánea, podemos identificar los siguientes ambientes:

- ▶ **Ambiente selvático primario:** territorio con vegetación densa sin modificación significativa del ambiente por parte del ser humano.
- ▶ **Ambiente selvático intervenido:** territorio con vegetación densa pero con intervención significativa en el ambiente por parte del humano.
- ▶ **Ambiente rural:** territorio con vegetación de densidad media a baja y baja densidad poblacional, utilizado para actividades agropecuarias, agroindustriales, extractivas, de silvicultura, u otras.
- ▶ **Ambiente periurbano:** territorio de densidad poblacional baja a media, periférico a las ciudades, con poca densidad poblacional, donde se realizan actividades rurales de escala familiar.

De acuerdo con la situación epidemiológica de la leishmaniasis cutánea, las áreas están clasificadas en:

**Áreas sin transmisión o de transmisión silenciosa:** áreas sin registro de casos autóctonos. Estas áreas son clasificadas según la vulnerabilidad y la receptividad al vector en:

- ▶ **Áreas vulnerables:** son aquellas *a)* sin transmisión o con transmisión silenciosa contiguas a áreas con transmisión; *b)* con biomas favorables a la presencia del vector, o *c)* que han sufrido o sufren modificaciones ambientales (deforestación, nuevos asentamientos, etc.).
- ▶ **Áreas no vulnerables:** áreas sin transmisión o con transmisión silenciosa que no cumplen los criterios de vulnerabilidad.
- ▶ **Áreas receptivas:** áreas vulnerables o no vulnerables con presencia registrada del vector.
- ▶ **Áreas no receptivas:** áreas vulnerables o no vulnerables donde no hay presencia registrada del vector. Para caracterizar un área como no receptiva se debe contar con el estudio entomológico correspondiente.

**Áreas con transmisión:** áreas con al menos un caso autóctono registrado. Estas áreas son a su vez clasificadas según la ocurrencia de brotes:

- ▶ **Áreas endémicas:** áreas con casos humanos autóctonos registrados en los últimos diez años.
- ▶ **Ocurrencia de brote:** presencia de casos en un área sin transmisión o silenciosa, o incremento de casos respecto al número esperado según el canal endémico en áreas con transmisión o endémicas.

## Clasificación epidemiológica de la leishmaniasis visceral

De acuerdo con la situación epidemiológica de la leishmaniasis visceral, las áreas están clasificadas en:

**Áreas sin transmisión o de transmisión silenciosa:** áreas sin casos autóctonos registrados. Estas áreas son clasificadas según la vulnerabilidad y la receptividad al vector en:

- ▶ **Áreas vulnerables:** áreas sin transmisión o con transmisión silenciosa que cumplen al menos uno de los siguientes criterios: *a)* contiguas a áreas con transmisión; *b)* con biomas favorables a la presencia del vector, o *c)* que han sufrido o sufren modificaciones ambientales (deforestación, nuevos asentamientos, etc.).
- ▶ **Áreas no vulnerables:** áreas sin transmisión o con transmisión silenciosa que no cumplen los criterios de vulnerabilidad.
- ▶ **Áreas receptivas:** áreas vulnerables o no vulnerables con presencia registrada del vector.

▶ **Áreas no receptivas:** áreas vulnerables o no vulnerables donde no hay presencia registrada del vector. Para caracterizar un área como no receptiva se debe contar con el estudio entomológico correspondiente.

**Áreas con transmisión:** áreas con al menos un caso autóctono de LV humana o canina registrado. Estas áreas son a su vez clasificadas según la ocurrencia de brotes:

- ▶ En un área sin transmisión, cuando se produce el primer caso humano o canino.
- ▶ En un área con transmisión canina, cuando se produce el primer caso humano.
- ▶ En un área con transmisión, cuando aumenta el número de casos humanos en relación con el número de casos esperado.

A continuación, se presentan las acciones de vigilancia entomológica y control vectorial para las leishmaniasis cutánea y visceral (198).

## 5.2 Vigilancia entomológica

La complejidad de la vigilancia de los vectores está determinada por la diversidad de especies y el rango de nichos ecológicos silvestres, rurales, periurbanos y urbanos que ocupan; por su comportamiento como vectores primarios o secundarios (199); por las dinámicas e interacciones con las poblaciones humanas en el ámbito silvestre, doméstico y peridoméstico; por los diferentes grados de competencia (200) y capacidad vectorial, y por su gran adaptabilidad a cambios del medio ambiente en distintos escenarios ecoepidemiológicos.

La interacción de los factores enumerados en el párrafo anterior, en cada contexto epidemiológico y para cada especie de vector,

genera una diversidad de escenarios de dinámica y distribución de los vectores. Por ejemplo, pueden existir casos de especies que se “derraman” del nicho selvático al urbano en muy poco tiempo (201, 202), o especies con una marcada tendencia al agrupamiento urbano o silvestre siguiendo una dinámica metapoblacional (203, 204). Por ello, a la hora de definir el riesgo de transmisión, es esencial caracterizar adecuadamente los escenarios epidemiológicos derivados de las interacciones a microescala en el sitio preciso de monitoreo y su entorno inmediato, y a macroescala a nivel de hábitat, áreas propicias al vector y estratos ambientales (205). La dificultad para precisar los sitios de cría también dificulta

la definición de indicadores entomológicos que reflejen correctamente la distribución de abundancia espacial a microescala. Esto a su vez impide estimar el riesgo entomológico de transmisión, pues los adultos pueden provenir de diferentes poblaciones atraídos por la misma fuente de alimento. En consecuencia, la vigilancia entomológica de las leishmaniasis tiende a identificar los escenarios donde se transmite la infección a partir de su vulnerabilidad ecológica ante la presencia del vector y la ocurrencia de casos (cuadro 24) (206).

El objetivo de la vigilancia entomológica de vectores de las leishmaniasis es conocer las especies vectoras, su bioecología, distribución y abundancia; confirmar la transmisión autóctona y estimar los sitios probables de transmisión, y, finalmente, orientar y evaluar las acciones de control. A diferencia de otras ETV, la vigilancia se limita a la búsqueda de los estadios adultos y los métodos entomológicos incluyen la investigación de focos, relevamiento o monitoreo, dependiendo del estatus epidemiológico definido por la estratificación de riesgo. Las metodologías utilizadas para la colecta de vectores se basan en la colocación

de trampas de luz, la captura manual a través de tubos de succión motorizado o manual y trampas de Shannon (cuadro 25).

Las metodologías de control vectorial elegidas deben cumplir una serie de características, a fin de optimizar la posibilidad de hallazgo del vector. Entre los criterios utilizados para los sitios de muestreo se encuentran ser representativos de los paisajes o nichos ecológicos; ser húmedos, sombreados (arbolados) y con materia orgánica, y estar próximos a animales (perros, gallinas o cerdos). Toda la información relativa al sitio de muestreo y la metodología utilizada debe ser registrada en formato estandarizado, con datos de temperatura, humedad relativa y precipitación correspondientes a cada día de muestreo. Estos datos deben analizarse para cada una de las especies vectoras presentes, y así generar indicadores entomológicos específicos clasificados por metodología y sitio de colecta (cuadro 26).

Las fotografías 20-22 ilustran algunos de los métodos de vigilancia y control vectorial aplicados al control de las leishmaniasis.

## Cuadro 24. Objetivos e indicaciones de vigilancia entomológica para la Leishmaniasis cutánea y visceral según el patrón de transmisión y la situación epidemiológica

Vigilancia y control en áreas de riesgo		Leishmaniasis cutánea		
Objetivos		<ul style="list-style-type: none"> <li>• Confirmar autoctonía de los casos de LC (investigación de foco)</li> <li>• Estimar los sitios más probables de transmisión (relevamiento)</li> <li>• Conocer las especies de vectores presentes (investigación de foco o relevamiento)</li> <li>• Orientar las acciones de prevención y control colectivas e individuales (investigación de foco o relevamiento)</li> </ul>		
Indicaciones para vigilancia entomológica y control en áreas de transmisión	Ambiente selvático primario	No se realizan acciones de vigilancia		
	Ambiente selvático intervenido, rural o periurbano	<u>Casos o brotes de LC en áreas sin antecedentes de transmisión</u> : realizar <b>investigación de foco</b>		
		<u>Brotos de LC en área de baja transmisión</u> : realizar <b>investigación de foco</b>		
		<u>Transmisión endémica media, alta, intensa o muy intensa</u> : realizar <b>relevamiento</b>		
Vigilancia y control en áreas de riesgo		Leishmaniasis visceral		
Objetivos		<ul style="list-style-type: none"> <li>• Determinar la presencia de vectores y el riesgo de transmisión local</li> <li>• Definir el riesgo de transmisión en el lugar de residencia para hacer la intervención focal</li> <li>• Precisar la abundancia de vectores para orientar las acciones de encuesta canina y de control de la transmisión</li> </ul>		
Indicaciones para vigilancia entomológica y control en áreas de transmisión	Ambiente rural, situación de brote	<u>Casos de LV humana o canina en área sin antecedentes de transmisión</u> : realizar <b>investigación de foco</b>		
		<u>Incremento de casos de LV humana en áreas con transmisión conocida</u> : realizar <b>relevamiento entomológico</b>		
	Ambiente periurbano o urbano	Situación de brote	<u>Primer caso de LV humana o canina en área sin transmisión</u> : realizar <b>investigación de foco</b>	
			<u>Primer caso de LV humana en áreas con transmisión canina ya establecida</u> : realizar <b>relevamiento entomológico</b>	
			<u>Incremento de casos humanos de LV respecto al número esperado</u> : realizar <b>relevamiento entomológico</b>	
		Áreas con baja transmisión	<b>NO</b> se recomiendan acciones de vigilancia entomológica	
Áreas con transmisión media-alta, intensa o muy intensa	Realizar <b>monitoreo y relevamiento estacional o anual</b>			

**Cuadro 25. Métodos, objetivos y actividades para la vigilancia de los vectores de las leishmaniasis según la situación epidemiológica**

Métodos entomológicos	Situación epidemiológica	Objetivos	Actividades	Notas
Investigación de foco	Primer caso de leishmaniasis en área sin transmisión previa	- Identificar las especies de vectores en los sitios probables de infección	<p><b>Trampa tipo CDC:</b> realizar captura como mínimo en la residencia del caso y en los sitios probables de transmisión.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Poner tres trampas en cada sitio: intradomicilio, peridomicilio y extradomicilio (al borde de la vegetación)</li> <li>• Deben funcionar durante 12 horas (empezar al inicio del atardecer)</li> <li>• Repetir el proceso tres noches consecutivas</li> </ul> <p><b>Captura manual con tubo de succión motorizado o manual:</b> realizar captura como mínimo en la residencia del caso y en los sitios probables de transmisión.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Realizar captura en el domicilio y peridomicilio</li> <li>• Realizar captura una noche como mínimo</li> <li>• Realizar en un período comprendido entre el anochecer y las 22:00 o 23:00</li> <li>• Tiempo de captura mínimo de 30 minutos por persona</li> </ul> <p><b>Trampa Shannon:</b> actividad complementaria a las trampas CDC si hay capacidad operativa, tanto en la residencia del caso como en los sitios de transmisión probable</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• En cada sitio poner una trampa en el peridomicilio o extradomicilio (al borde de la vegetación)</li> <li>• Realizar captura desde el anochecer hasta las 22:00 o 23:00</li> <li>• Una noche como mínimo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Durante los días de muestreo se deben registrar la temperatura, humedad relativa y precipitación</li> <li>• Si la investigación de foco ha resultado <b>negativa</b>, debe repetirse de forma mensual durante seis meses</li> <li>• Vigilancia entomológica periódica</li> <li>• El resultado es considerado <b>positivo</b> cuando se encuentra al menos una especie considerada de importancia médica a través de uno o más de los métodos de colecta</li> </ul>
	Áreas de brote	- Orientar acciones de control químico, si es factible		
	Áreas con transmisión media, alta, intensa o muy intensa	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Conocer la distribución espacial de abundancia del vector</li> <li>- Orientar acciones de prevención y control químico</li> <li>- Evaluar el impacto del control químico</li> </ul>	<p><b>Trampa tipo CDC:</b> realizar captura como mínimo en 10 sitios donde residan casos recientes y sitios probables de transmisión</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• En cada sitio poner tres trampas: intradomicilio, peridomicilio y extradomicilio (al borde de la vegetación)</li> <li>• Deben funcionar durante 12 horas (empezar al inicio del atardecer)</li> <li>• Repetir el proceso tres noches consecutivas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Durante los días de muestreo se deben registrar la temperatura, humedad relativa y precipitación</li> <li>• Repetir el proceso siempre que haya una situación de aumento de casos o una modificación ambiental</li> </ul>
Monitoreo	Áreas con transmisión media, alta, intensa o muy intensa	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Conocer la bioecología y la distribución anual de abundancia del vector</li> <li>- Orientar acciones de prevención y control químico</li> </ul>	<p><b>Trampa tipo CDC:</b> realizar captura como mínimo en 10 sitios donde residan casos recientes y sitios probables de transmisión.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• En cada sitio poner tres trampas: intradomicilio, peridomicilio y extradomicilio (al borde de la vegetación)</li> <li>• Deben funcionar durante 12 horas (empezar al inicio del atardecer)</li> <li>• Repetir el proceso tres noches consecutivas al mes</li> <li>• Este proceso se debe repetir durante un período de 2 años, de preferencia en la misma semana o fase lunar de cada mes</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Durante los días de muestreo se deben registrar la temperatura, humedad relativa y precipitación</li> </ul>

## Fotografía 20.

Vigilancia entomológica de flebotomíneos mediante el uso de la trampa CDC



*Cortesía de Ima Braga; Consultora independiente, Brasil.*

## Fotografía 21.

Trampa Shannon para captura de flebotomíneos



*Cortesía de Mauricio Vilela; Instituto Oswaldo Cruz, Brasil.*

## Fotografía 22.

Captura de flebotomíneos con equipo de succión manual



*Cortesía de Mauricio Vilela; Instituto Oswaldo Cruz, Brasil.*

## 5.3 Estrategias de control

El control de los flebotomos presenta enormes desafíos debido a las escasas opciones disponibles contra estos vectores principalmente exofágicos y exofílicos. El contacto del vector con la población humana se produce de forma aleatoria, por motivos ocupacionales (deforestadores, agricultores, etc.) y en condiciones de pobreza que impiden contar con viviendas adecuadas que permitan otras medidas más

efectivas. De hecho, hay muy poca evidencia disponible para evaluar el impacto de las medidas de control (207).

La gama de intervenciones disponibles se ve condicionada por las características del vector, los espacios abiertos donde se reproduce, reposa y se alimenta, y la dinámica que se establece entre el vector y las poblaciones en riesgo.

## Cuadro 26. Metodologías e indicadores para la vigilancia de vectores de las leishmaniasis

Metodología	Indicadores	Objetivo	Utilidad	Fórmula
Trampa CDC	Promedio por punto de colecta para trampas luminosas tipo CDC	Estimar y comparar la abundancia promedio de vectores por sitio de captura y por ambiente (domicilio, peridomicilio y extradomicilio)	<ul style="list-style-type: none"> <li>Orientar las acciones de prevención y control de acuerdo con la abundancia absoluta y relativa del vector;</li> <li>Evaluar el impacto de las acciones de control</li> </ul>	Intradomicilio/peridomicilio/ extradomicilio = $\Sigma$ No. de ejemplares por especie capturados en el sitio de captura / No. de días trabajados (promedio mensual)
Trampa Shannon	Promedio mensual por especie y sitio de captura para trampas Shannon	Estimar la abundancia promedio de especies de vectores antropofílicas en el peridomicilio	<ul style="list-style-type: none"> <li>Orientar las acciones de prevención y control de acuerdo con la abundancia absoluta y relativa entre trampas CDC y Shannon en el mismo sitio;</li> <li>Evaluar el impacto de las acciones de control</li> </ul>	Peridomicilio = $\Sigma$ No. de ejemplares capturados por especie en la trampa / No. de capturadores por día de captura
Captura manual	Promedio mensual por especie y por sitio de captura manual	Aumentar la probabilidad de hallazgo de especies de vectores antropofílicas en los ambientes domésticos y peridomésticos con la trampa CDC, para complementar la investigación de foco	<ul style="list-style-type: none"> <li>Contribuir a la caracterización de la transmisión autóctona;</li> <li>Orientar las acciones de prevención y control</li> </ul>	Intradomicilio/peridomicilio = $\Sigma$ No. de ejemplares capturados por especie en el sitio de captura / No. de capturadores

En vista de la dificultad para monitorear y estimar los estadios inmaduros, el detonante de la vigilancia entomológica es la detección de casos en la zona y la necesidad de proteger a las poblaciones en riesgo de los vectores infectados. Existen algunas herramientas de control que, al igual que en las otras ETV, pueden complementar las acciones de bloqueo químico con insecticidas residuales.

Rociado residual (IRS): El rociado intradomiciliario con  $\lambda$ -cihalotrina cada cinco meses, y el doméstico con  $\alpha$ -cipermetrina cada cuatro meses redujeron significativamente la abundancia del vector durante hasta tres meses, mientras que el fumigado peridoméstico con fenitrotión a volumen ultrabajo tuvo poco efecto (208). El rociado de domicilios con  $\lambda$ -cihalotrina contra *Lu. ovallesi* en República Bolivariana de Venezuela disminuyó su abundancia durante entre 7 y 11 semanas y también tuvo un impacto sobre la incidencia de LC transcurridos cinco meses (209). La fotografía 23 ilustra el uso de rociado residual para el control de la leishmaniasis visceral en áreas urbanas.

Mosquiteros impregnados: En el Amazonas, el uso de mosquiteros impregnados con deltametrina redujo el posado sobre humanos en 80%, y aumentó en 98% la mortalidad inmediata de los vectores. Sin embargo, la efectividad de esta estrategia está supeditada a la aceptabilidad por parte de la población, su cobertura y la racionalidad en función del contacto efectivo con el vector. Los mosquiteros impregnados con deltametrina disminuyeron la densidad del vector durante los 12 meses siguientes a la intervención (210-212).

Cortinas impregnadas: en República Bolivariana de Venezuela se demostró un descenso en el número promedio de flebotomos por casa y por noche hasta tres meses tras la intervención, así como en el número de casos de LC durante un año. En el caso de Brasil, el efecto fue limitado. Las telas impregnadas con permetrina, con el uso combinado de repelentes, manejo ambiental y programas de educación para la salud en Colombia lograron reducir un 58% la densidad del vector.

La modificación ambiental (p. ej., cubrir huecos en paredes) no tiene efectos importantes. Cuando se hicieron intervenciones combinadas (MII, repelentes, pintar troncos de árboles con cal y promoción de la salud) tampoco se observaron efectos protectores significativos. En Brasil, las barreras físicas en ventanas, el manejo del ambiente peridoméstico y el rociado con alfacipermetrina no fueron efectivos, ya que la captura de vectores por hora aumentó durante las intervenciones, si bien es cierto que el 85% se encontraron en la barrera zoo-profiláctica (gallineros), por lo que el número de vectores dentro del domicilio se había reducido (213, 214).

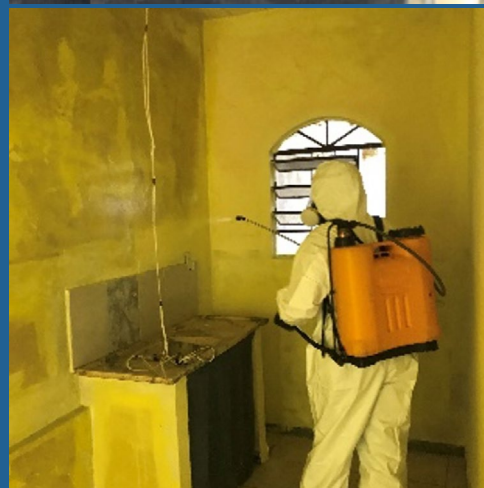
El control biológico o molecular con microsporidios, nemátodos y *Wolbachia* se encuentra en estado preliminar de exploración. Se han evaluado también biocidas en heces de huéspedes, y el efecto de azadiractina en la dieta de las larvas, pero el sitio de cría de los flebótomos es desconocido o muy disperso, lo cual dificulta lograr una cobertura muy extensa (215-217).

La capacidad vectorial de los flebótomos varía con la edad y la dieta, además de verse modulada en parte por la variación en la composición y concentración de las proteínas salivales. A su vez, el huésped expuesto repetidamente a dichas proteínas a través de picaduras no infectivas (saliva) de *Phlebotominae* puede generar cierta inmunidad contra la infección por *Leishmania*, y su sangre reduce la fecundidad y longevidad de las hembras del vector. Ante esta realidad, se ha propuesto utilizar los componentes salivales como inmunógenos en vacunas experimentales, aunque la preexposición a saliva también puede aumentar la infección o la gravedad del cuadro clínico (218).

Los resultados de las evaluaciones de un sitio particular no pueden extrapolarse a otros

## Fotografía 23.

Rociado residual en el intradomicilio y peridomicilio para el control de leishmaniasis visceral en área urbana



Cortesía de la Secretaría Municipal de Salud de Belo Horizonte, Brasil

debido a las diferentes especies de parásitos y vectores involucrados en los estudios, los diferentes patrones de comportamiento (ocupación y descanso) de los habitantes, y los cambios estacionales en los criaderos y hábitos de los vectores. El sitio estudiado y la forma de evaluación pueden incidir sobre el resultado. Además, se han realizado muy pocos estudios y la evaluación de intervenciones en una patología de tan baja incidencia es compleja.



### 5.3.1. Control de vectores en áreas de transmisión de leishmaniasis cutánea

La realización de acciones de control vectorial en áreas con transmisión de LC está indicada en algunas situaciones específicas, siempre de acuerdo a las características del ambiente, la situación epidemiológica y la presencia de vectores en el peridomicilio o intradomicilio.

Características del ambiente	Indicaciones para el control del vector
Ambiente selvático primario	No se realizan acciones de vigilancia y control vectorial
Ambiente selvático intervenido, rural o periurbano	<u>Casos o brotes de LC en áreas sin antecedentes de transmisión:</u> realizar bloqueo químico de foco y prevención. Una vez la investigación del foco confirme la autoctonía, llevar a cabo manejo ambiental.
	<u>Brotes de LC en áreas de baja transmisión:</u> realizar bloqueo químico del área donde se concentran los casos, proporcionar recomendaciones de prevención y llevar a cabo manejo ambiental cuando la investigación del foco confirme que existe transmisión domiciliar o peridomiciliaria.
	<u>Transmisión endémica media, alta, intensa o muy intensa:</u> se recomienda el control químico con índices de transmisión en niños y mujeres superiores a la media, y cuando el relevamiento entomológico indique alta abundancia de vectores en el peridomicilio.

### 5.3.2. Control de vectores en áreas de transmisión de leishmaniasis visceral

Características del ambiente	Indicaciones para el control del vector
Ambiente rural, situación de brote	<u>Casos de LV humana o canina en áreas sin antecedentes de transmisión:</u> realizar investigación de foco y aplicar bloqueo químico. Llevar a cabo manejo ambiental cuando la investigación del foco confirme la autoctonía.
	<u>Incremento de casos de LV humana en áreas con transmisión conocida:</u> realizar relevamiento y aplicar bloqueo químico si hay concentración de casos y presencia de vectores. Posteriormente, evaluar el impacto del control químico.
Ambiente periurbano y urbano	<u>Situación de brote</u> <u>Primer caso de LV humana o canina en áreas sin transmisión:</u> realizar investigación de foco y bloqueo químico, así como manejo ambiental cuando la investigación del foco confirme la autoctonía
	<u>Primer caso de LV humana en áreas con transmisión canina ya establecida:</u> realizar relevamiento entomológico; se debe evaluar la pertinencia de una intervención química.
	<u>Incremento de casos humanos de LV con relación al número esperado:</u> realizar relevamiento entomológico; se debe evaluar la pertinencia de una intervención química.
	<u>Áreas con baja transmisión</u> No se recomiendan acciones de vigilancia entomológica o control específicas más allá de las recomendaciones de prevención y manejo ambiental.
<u>Áreas con transmisión media-alta, intensa o muy intensa</u> Realizar monitoreo y relevamiento estacional o anual; se recomienda intensificar las acciones de prevención, manejo ambiental y acciones de vigilancia y control de reservorios, debido a la falta de evidencia del impacto del control químico y a la baja efectividad o residualidad de los insecticidas en uso en la actualidad.	



## 6. Filariasis linfática

La filariasis linfática es considerada como una enfermedad potencialmente erradicable, cuyo agente infeccioso (*Wuchereria bancrofti*) es transmitido por un mosquito vector cosmopolita que se alimenta tanto de aves y mamíferos como de sangre humana cuando las fuentes de alimentación se ven limitadas. En 1997, la OMS adoptó la resolución de eliminar la filariasis linfática como problema de salud global, y en 2000 puso en marcha su Programa mundial para eliminar la filariasis linfática (GPELF, por sus siglas en inglés). Su objetivo era eliminar la enfermedad para 2020 mediante tratamientos masivos con medicamentos durante un período de 4 a 6 años (219). Se trata de una infección contra la que se lleva luchando mucho tiempo, y aunque ha sido eliminada de diferentes regiones del mundo, prevalece como una carga importante de discapacidad en varios continentes. En las Américas, las experiencias de éxito se remontan a la década de 1950, en Brasil, y hoy su transmisión se restringe a cuatro países (220).

La filariasis linfática (FL) es una infección producida por un nemátodo (*Wuchereria bancrofti*, la única especie de filaria en las Américas) transmitido por mosquitos del género *Culex* (*Culex pipiens*). La especie tropical y subtropical, el *C. quinquefasciatus* (mosquito doméstico sureño),

funciona como el vector principal de las filarias en las Américas, aunque también participa como vector de otras arbovirosis como la fiebre del Nilo Occidental y la encefalitis de San Luis (SLE) en el resto del continente. Si bien se reconoce que existen condiciones ambientales para una mayor distribución de la FL en la Región de las Américas, debido a la amplia distribución del vector *C. quinquefasciatus*, la transmisión se reduce a escenarios urbanos con condiciones de vida precarias en Brasil (estado de Pernambuco), República Dominicana, Guyana y Haití (221).

La *W. bancrofti* tiene un huésped definitivo (hombre) y no hay reservorios animales. La filariasis linfática se transmite por las larvas de tercera fase (L3) depositadas sobre la piel, que penetran por la lesión provocada por la picadura. Migran hacia el sistema linfático hasta convertirse en filarias adultas (1 año). Las hembras adultas liberan las microfilarias al torrente sanguíneo entre las 22:00 y las 2:00 (periodicidad nocturna), y al ser ingeridas por otro mosquito vector se convierten en larvas L3, cerrando el ciclo de vida del parásito. El período prepatogénico (intervalo entre la entrada de las larvas L3 y la aparición de microfilaremia detectable) puede durar varios meses y ser asintomático, con manifestaciones clínicas que aparecen meses e incluso años después de la infección.

Las manifestaciones clínicas agudas incluyen fiebres recurrentes con linfadenopatía dolorosa. La afectación del tracto genital masculino produce orquiepididimitis (inflamación del testículo y el epidídimo), funiculitis (inflamación del cordón espermático) y obstrucción de los vasos linfáticos espermáticos, causando acumulación de líquido en el escroto (hidrocele). Estos episodios agudos duran pocos días y se atribuyen a la presencia o muerte de las filarias adultas o a la respuesta inmunológica. Las manifestaciones crónicas se derivan de la obstrucción progresiva de los conductos linfáticos, con linfedema de brazos y piernas (elefantiasis), que es una causa de discapacidad importante, además del estigma y la exclusión social asociados. El cuadro clínico sugestivo de la enfermedad (linfedema) y un recuento alto de eosinófilos pueden orientar el diagnóstico. La técnica de laboratorio más utilizada es la

identificación directa de microfilarias en el frotis de gota gruesa. Existen pruebas basadas en inmunocromatografía que detectan los antígenos de filarias en la sangre capilar.

El tratamiento preventivo para la filariasis linfática en las Américas consiste en la combinación de dietilcarbamazina (DEC) y albendazol (ALB) en administración única. Este tratamiento reduce significativamente la carga de microfilarias hasta por un año, razón por la cual la OMS recomienda como estrategia de eliminación la administración masiva de medicamentos (AMM) con dosis anuales a todas las personas en una zona endémica con prevalencia de microfilaremia igual o superior a 1%. Son necesarias al menos cinco rondas anuales de tratamiento para interrumpir la transmisión, y esta meta puede acelerarse con la aplicación adicional de medidas de lucha antivectorial.

## 6.1 El vector

El *Culex pipiens* es el mosquito con mayor distribución en el mundo y es transmisor de diversos agentes infecciosos como el Virus del Nilo Occidental, la encefalitis japonesa (EJ), la encefalitis de San Luis (SLE), la fiebre del Valle del Rift (FVR), y la filariasis linfática (FL). La especie *C. quinquefasciatus* (1823)

es la especie predominante en las regiones tropicales y subtropicales (urbanas y periurbanas). En EUA actúa como vector de la SLE y el Virus del Nilo Occidental (VNO), mientras que en el trópico americano es el principal vector de la FL (cuadro 27) (222).

**Cuadro 27. Principales vectores de filariasis en las Américas**

Especie	Localización	Enfermedad
<i>Cx. Pipiens</i> <i>Cx. pipiens pipiens</i> <i>Cx. P. pipiens molestus</i> <i>Cx. p. pallens</i>	América Norte de Europa, Sudáfrica Japón, Corea y Australia Asia	Fiebre del Nilo Occidental Encefalitis de San Luis (SLE) Malaria aviar
<i>Cx. quinquefasciatus</i>	Áreas tropicales y subtropicales de América, Asia, Australia y África	Filariasis linfática, Malaria aviar y vector secundario de Encefalitis japonesa (EJ), Zika, y fiebre del Valle del Rift
<i>Cx. australicus</i>	Sur de Australia	
<i>Cx. Globocoxitus</i>	Australia	

Estos vectores se desarrollan en cuerpos de agua con abundante materia orgánica (drenajes, letrinas, pozos, charcos, pozas, riachuelos, canales, estanques) y en recipientes artificiales con agua estancada. Es un vector con una gran capacidad de adaptación a los diferentes entornos y hábitats urbanos y suburbanos (223), donde suele compartir y competir por algunos sitios de cría con el *Aedes aegypti*, aunque existe cierta segregación de sus hábitats. Su densidad poblacional es estacional aunque su presencia es muy notable durante todo el año (224-228).

Su flexibilidad para alimentarse de diferentes fuentes los convierte en vectores “puente” de múltiples agentes infecciosos que se transmiten de reservorios a huéspedes amplificadores asentados en diferentes zonas ecológicas (rural, periurbana y urbana). Dependiendo de la disponibilidad del huésped y la predilección alimenticia,

predomina la transmisión particular de ciertos agentes infecciosos. Por ejemplo, la alimentación preferencial en humanos favorece la transmisión de filariasis; la preferencia por aves produce la malaria aviar, y la alimentación mixta promueve la transmisión del VNO (229). Al maximizar la transmisión del VNO por antropofilia y antropofagia preferentes, puede disminuir el balance de la infección en aves, ya que dejan de alimentarse en ellas. Por otro lado, también puede amplificar la infección en humanos y favorecer la transmisión de otras infecciones como la FL. Otro elemento que se debe considerar es la competencia que cada especie de vector tiene para infectarse y transmitir cada uno de los agentes infecciosos, ya que esta puede variar en tiempo y espacio (230). En el caso de la FL, existe tendencia a la agregación de la infección en ciertos grupos poblacionales (puntos calientes), por lo que su identificación es crucial para lograr la eliminación de la transmisión (231).

### 6.1.1 Monitoreo entomológico

Monitoreo larvario: La flexibilidad de adaptación y competencia del *Culex quinquefasciatus* en hábitats urbanos, suburbanos y silvestres facilita el monitoreo entomológico de este vector, ya que la mayor parte de los criaderos larvarios de esta especie son relativamente fáciles de encontrar e identificar (fosas sépticas, drenajes e alcantarillas). También pueden reproducirse en criaderos crípticos; en estos casos, se recomienda el monitoreo mediante captura de fases adultas en sus sitios de reposo (en general lugares protegidos y sombreados). Las encuestas larvarias en criaderos utilizan la técnica de calado, que consiste en sumergir un cucharón de aluminio, de 12 cm de diámetro y aproximadamente 250 ml de volumen justo debajo de la superficie del agua de cría para capturar las larvas presentes. Inmediatamente después

de extraer el cucharón, se realizan los procedimientos de captura e identificación de larvas en los cuerpos de agua. En general, los cuerpos de agua contaminada son colonizados casi exclusivamente por *Culex quinquefasciatus*, y no es necesario un gran esfuerzo por parte de los entomólogos para identificar las especies presentes. De hecho, esta tarea la puede realizar el propio equipo de campo cuando ya tiene experiencia. En esencia, el uso del cucharón es un método muy valioso que puede usarse para comparar la densidad y abundancia de larvas entre diferentes sitios de reproducción.

Debido a la gran abundancia de larvas encontradas en algunos sitios de reproducción (pueden alcanzar centenares) con el uso de la técnica del cucharón, se puede usar un indi-

cador cualitativo de los niveles de infestación control. El cuadro 28 muestra un indicador con el fin de definir el orden de prioridad o fácil de aplicar. establecer la frecuencia de las medidas de

### **Cuadro 28. Indicador cualitativo del nivel de infestación por mosquitos *Culex quinquefasciatus* en criaderos naturales y artificiales utilizando la técnica del cucharón**

Nivel de infestación	Pictograma	Número de larvas
Nulo	-	0
Bajo	+	de 1 a 10
Medio	++	de 10 a 50
Alto	+++	más de 50

**Fuente:** Programa de Vigilância e Controle de *Culex* sp. do Município de São Paulo

Para el monitoreo adecuado de los criaderos, es apropiado definir puntos de muestreo en relación con su área de superficie total. Para pequeños criaderos de hasta 20 metros cuadrados, es suficiente con 2 a 5 puntos de muestreo. En estos casos, se puede usar como estándar un punto de muestreo por cada 2 a 4 m<sup>2</sup>. Es importante señalar que, debido a los hábitos de las larvas de *Culex quinquefasciatus*, los puntos de muestreo deben ubicarse cerca de los márgenes de los criaderos, a no más de un metro de ellos en el cuerpo de agua. Para los criaderos de más de 20 m<sup>2</sup>, los puntos de muestreo pueden espaciarse a medida que aumenta el área del criadero, hasta un límite de mil metros entre un punto y otro. Para criaderos de tamaño mediano (entre 20 y 100 m<sup>2</sup>), se deben usar entre 10 y 20 puntos de muestreo. Para criaderos grandes (mayores de 100 m<sup>2</sup>), se deben usar al menos 20 puntos de muestreo (cuadro 29). La elección de cada punto debe tener en cuenta las características ambientales del lugar, optando por aquellas áreas del criadero que son más propicias a la colonización por el vector *Culex quinquefasciatus*, como los remansos y meandros de ríos y arroyos y áreas con una mayor acumulación de vegetación u otros materiales en la superficie del agua. La elección de estos puntos es

especialmente importante en el monitoreo de grandes cuerpos de agua (ambientes lóticos), porque elegir la ubicación incorrecta puede conducir a una gran subestimación de los niveles de infestación. Otras consideraciones importantes son: a) para cada punto de muestreo, proceder con tres cucharones consecutivos y calcular el número promedio de larvas entre ellos para definir el nivel de infestación; b) evitar perturbar el lugar del criadero en el momento del uso del cucharón, ya que esto puede hacer que las larvas se alejen del punto a muestrear, resultando en una subestimación de la infestación en ese punto, y c) los puntos de muestreo se deben distribuir en toda el área de reproducción, con al menos dos puntos en cada uno de sus márgenes. Las fotografías 24 y 25 ilustran algunos de estos métodos de captura y vigilancia vectorial.

El monitoreo debe ser semanal y se deben tomar medidas de control para mantener la infestación al nivel más bajo posible. Se recomienda que, al menos una vez al año, se realice una búsqueda activa en el territorio para registrar nuevos criaderos. Los posibles criaderos sin infestación en el momento del registro pueden monitorearse cada cinco años o mensualmente, según sus características.

## Cuadro 29. Número de puntos de muestreo y muestras por punto según las dimensiones de los criaderos del *Culex quinquefasciatus* utilizando la técnica del cucharón para el monitoreo de larvas

Criadero	Área (m <sup>2</sup> )	Puntos de muestreo	Muestras por punto	Técnica de muestreo
Pequeño	≤20	2 a 5	3	Cucharón
Mediano	>20 a ≤100	10 a 20	3	Cucharón
Grande	> 100	≥20	3	Cucharón

En resumen, el monitoreo de larvas de *Culex quinquefasciatus* se puede realizar siguiendo estos pasos:

1. Identificar en cada territorio los lugares con características para la cría de mosquitos *Culex quinquefasciatus*.
2. Inspeccionar todos estos sitios y definir aquellos con características ambientales favorables a la proliferación de *Culex quinquefasciatus*.
3. Registrar los sitios favorables para la proliferación de *Culex quinquefasciatus* como áreas de vigilancia y monitoreo de larvas;
4. En cada sitio registrado, definir el número y la localización de los puntos de muestreo de acuerdo con las dimensiones y características de la ubicación.
5. Llevar a cabo un monitoreo periódico (semanal, quincenal o mensual), mediante una encuesta larval, utilizando la técnica del cucharón. Tomar tres muestras en cada punto de muestreo para definir los niveles de infestación y dirigir los tipos y la periodicidad de las medidas de control.
6. Establecer una rutina de control periódico (semanal, quincenal o mensual) para mantener la infestación al nivel más bajo posible.
7. Mantener un registro de datos de monitoreo y control.

El monitoreo de larvas es una herramienta importante para la vigilancia entomológica

de *Culex quinquefasciatus*, ya que nos permite conocer la diversidad de criaderos (naturales y artificiales) de este vector, su capacidad de colonización, su dispersión geográfica y los focos de infestación. Además, permite calcular indicadores de abundancia, densidad y productividad larvaria, que pueden ayudar a identificar umbrales de riesgo entomológico o de transmisión. Sin embargo, el monitoreo de larvas no es suficiente para dimensionar el riesgo de transmisión de enfermedades, por lo que la vigilancia entomológica de *Culex quinquefasciatus* se complementa con la captura de adultos por medio de diferentes métodos que producen resultados variables (cuadro 30).

Monitoreo de adultos: Un elemento central en la captura de adultos es estimar la tasa de infección en las hembras. Para ello, se cuenta con trampas de luz, trampas cebadas con CO<sub>2</sub>, cajas rojas de reposo y trampas grávidas. Estos métodos tienden a capturar una mayor proporción de *Culex quinquefasciatus* (95%) que otras especies de *Culex* (232). Las trampas cebadas con CO<sub>2</sub> capturan más hembras que machos, mientras que las cajas de reposo tienden a capturar más machos en zonas rurales que urbanas; y la mayoría (70-79%) de las hembras capturadas son nulíparas, lo cual complica su utilización para estimar tasas de infección en mosquitos que nunca se han alimentado. Las tasas de captura por trampa también son muy variables dependiendo de la densidad de viviendas (zonas rurales o urbanas). Por ejemplo, la eficiencia de las

trampas cebadas con CO<sup>2</sup> difiere en zonas de alta o baja densidad de viviendas mientras que las trampas grávidas no muestran diferencias por zona (232). Otro método muy eficiente para capturar mosquitos adultos del género *Culex* es el uso de aspiradores entomológicos. Este es un método activo de captura que produce altas tasas de captura de *Culex quinquefasciatus* en relación con otras especies (> 95%) gracias a que las capturas se realizan en lugares específicos con características adecuadas para el refugio y aterrizaje de esta especie (p. ej., la vegetación en los márgenes de los criaderos y dentro de las

casas). Las capturas realizadas en vegetación marginal de los criaderos generalmente producen frecuencias similares de ejemplares macho y hembra. Las capturas realizadas en los domicilios, debido a los hábitos endófilos de la especie, producen altas frecuencias de hembras (> 80%).

En relación con el uso de trampas, la captura por aspiración supone una gran ventaja, ya que permite tener mosquitos vivos para evaluar la infectividad. Esto es particularmente importante para el estudio de los arbovirus.

## Fotografía 24.

Colecta de larvas de *Culex* sp mediante el uso del cucharón



Cortesía de Eduardo de Masi; Secretaría Municipal de Salud de São Paulo, Brasil

## Fotografía 25.

Colecta diurna de ejemplares adultos de *Culex* sp por aspiración



Cortesía de Eduardo de Masi; Secretaría Municipal de Salud de São Paulo, Brasil

**Cuadro 30. Principales indicadores y medidas de control vectorial del *Culex quinquefasciatus***

Estadio	<i>Culex quinquefasciatus</i>			
Métodos	Larvas	Mosquitos libres	Mosquitos en reposo	Mosquitos posándose
<b>Herramienta</b>	Cucharón No. 12, con extensión de cable de 2 a 3 metros de longitud; tamiz, pipeta y cubeta para investigación larval	Trampas de luz, trampas cebadas con CO <sup>2</sup> , cajas rojas de reposo, trampas grávidas y trampas centinela (pollos)	Aspiradores mecánicos utilizados en colectas diurnas o nocturnas	Captura manual con tubo de succión con voluntarios
<b>Objetivo</b>	Estimar la abundancia y densidad de larvas por punto de muestreo	Estimar la abundancia promedio de vectores por sitio de captura y por ambiente (urbano o rural).	Aumentar la probabilidad de hallazgo de especies de vectores antropofílicas en los ambientes domésticos (endofilia o endofagia) y peridomésticos	Estimar la abundancia promedio de especies antropofílicas en los ambientes domésticos (endofilia y/o endofagia) y peridomésticos
<b>Tipo de medición</b>	Cualitativa (presencia o ausencia y niveles de infestación) Cuantitativa (densidad de larvas)	Cualitativa (presencia o ausencia) ¿Cuantitativa?	Cualitativa (presencia o ausencia) ¿Cuantitativa?	Cualitativa (presencia/ ausencia) ¿Cuantitativa?
<b>Indicadores</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Niveles de infestación:</b> número promedio de larvas por cucharón</li> <li>• <b>Índice larvario:</b> No. de puntos con larvas / puntos muestreados</li> <li>• <b>Densidad de larvas:</b> No. de larvas / área de superficie del sitio de reproducción marginal (rango de un metro desde el margen)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Índice del vector:</b> No. de hembras infectadas por trampa por noche (predice el riesgo)</li> <li>• <b>Promedio de hembras por sitio de colecta</b> (rural, urbano): No. de ejemplares capturados por especie en el sitio de captura / No. de trampas (promedio mensual)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Abundancia:</b> No. hembras por capturador por casa</li> <li>• <b>Promedio por hora:</b> No. de ejemplares capturados por captura manual / No. de capturadores por noche de captura</li> <li>• <b>Tasa de infección por cada 1000 hembras:</b> No. de mosquitos infectados en cualquier estadio de desarrollo (Mf, L1,2,3)</li> <li>• <b>Tasa de infectividad:</b> Porcentaje de mosquitos positivos en L3</li> <li>• <b>Índice de intensidad de transmisión (TII):</b> (No. de hembras por hora-hombre) x (proporción de hembras con L3) x (promedio de L3/hembras con L3) &lt;0,5</li> <li>• <b>Tasa potencial de transmisión anual (ATP)</b></li> </ul>	
<b>Ventajas</b>	Permite orientar las acciones de prevención y control de acuerdo con la abundancia absoluta y relativa del vector entre ambientes (indicador de sitio probable de transmisión) Indicador de fácil ejecución, resultado inmediato y monitoreo sencillo	Permite orientar las acciones de prevención y control de acuerdo con la abundancia absoluta y relativa del vector entre ambientes (indicador de sitio probable de transmisión)	Contribuye a la caracterización de la transmisión Permite orientar las acciones de prevención y control en el sitio probable de transmisión Permite evaluar el impacto de las intervenciones de control	
<b>Limitaciones</b>	No permite estimar la densidad de las poblaciones (riesgo entomológico) ni el riesgo de transmisión; se limita a los posibles puntos de muestreo	No permite estimar la densidad de las poblaciones (riesgo entomológico) ni el riesgo de transmisión	Es un proceso laborioso que requiere cierta habilidad por parte de la persona responsable de la captura	



## 6.2 Control vectorial

**Manejo ambiental:** Esta es, sin duda, la principal forma de control para *Culex quinquefasciatus*. Las principales medidas de gestión ambiental son:

- ▶ Drenar cuerpos de agua;
- ▶ Limpiar, despojar y cortar vegetación marginal y flotante en estanques y arroyos;
- ▶ Repoblar cuerpos de agua con especies nativas de peces con hábitos larvofágicos;
- ▶ Establecer sistemas adecuados de recolección, remoción y tratamiento de aguas residuales y pluviales;
- ▶ Limpiar y dar mantenimiento de forma periódica a los desagües pluviales y galerías;
- ▶ Establecer un sistema eficiente para la recolección y tratamiento de residuos sólidos, incluidos materiales inservibles, evitando que lleguen a los cuerpos de agua;
- ▶ Prestar servicios de limpieza y barrido en vías públicas para evitar que los desechos depositados allí alcancen los cuerpos de agua;
- ▶ Realizar acciones permanentes de educación ambiental y de salud, especialmente para las poblaciones más vulnerables.

**Manejo domiciliario (individual):** se compone de las prácticas que podría adoptar cada residente para evitar la reproducción e instalación de *Culex quinquefasciatus* en su hogar, entre ellas:

- ▶ Mantener siempre bien cerradas las tapas de alcantarillas, depósitos de agua de lluvia y cajas de inspección de fosas sépticas. Si no es posible cerrarlas, como medida alternativa se pueden colocar bolitas de espuma de poliestireno en la superficie del agua para crear una barrera física que dificulta la oviposición de las hembras y la aparición de adultos;

- ▶ Reparar cualquier tubería con fugas que producen acumulación de agua en los patios y la tierra;
- ▶ Mantener todo el circuito de recolección y eliminación de aguas residuales en un sistema cerrado y sin fugas;
- ▶ Proteger las puertas y ventanas con mosquiteros (malla de 1,6 mm, No. 14) y mantenerlos cerrados desde el final de la tarde y durante toda la noche (a partir de las 17:00).
- ▶ En caso de notar la presencia de mosquitos en las habitaciones, mantener los ventiladores encendidos. Esto dificulta su vuelo y reduce el nivel de perturbación y la incidencia de picaduras.
- ▶ En hogares con aire acondicionado, mantenerlo encendido a temperaturas inferiores a 21°C por la noche.
- ▶ En áreas de alta densidad de *Culex quinquefasciatus*, y en aquellas endémicas para filariasis, instalar mosquiteros sobre camas, cunas y hamacas.
- ▶ Cerrar las puertas y ventanas antes del anochecer, para evitar la entrada de mosquitos.
- ▶ Mantener la vegetación del suelo limpia y podada. En áreas endémicas de filariasis, evitar escalar vegetación.
- ▶ Renovar habitaciones mal ventiladas, mal iluminadas y húmedas. Estos son excelentes refugios para las formas adultas de los mosquitos.

**Control larvario:** El método más sencillo para controlar al *Cx. quinquefasciatus* es la reducción de las fuentes larvarias (sitios de cría). La mayoría de los hábitats domésticos se pueden eliminar o modificar, mientras que los peridomésticos pueden modificarse o tratarse para reducir su productividad. Con este fin, se han utilizado aceite, petróleo, DDT, organo-

clorados y organofosforados, incluyendo el temefos. El uso de bolitas de poliestireno en fosa sépticas puede ser una alternativa para criaderos tipo fosas, letrinas o tanques (233).

En general, el tratamiento de criaderos de *Culex* con insecticidas es un método eficiente de control poblacional, siempre que el método y el producto utilizados se ajusten a la diversidad, distribución y tamaño de los sitios de cría. De manera simplificada, los criaderos pequeños pueden tratarse con temefos y los sitios de reproducción de mayor área con insecticidas biológicos como *Bacillus sphaericus*, cuyo uso se ha convertido en una tendencia mundial debido a su mayor efectividad, seguridad ambiental y salud humana.

**Control químico:** Actualmente, existen varias opciones de larvicidas disponibles, desde organofosforados como temefos y Pirimifos-Metil, hasta reguladores de crecimiento (IGR) que pueden actuar como inhibidores de la síntesis de quitina (Triflumuron, Diflubensuron, Novaluron) y análogos de hormonas juveniles (Metopreno, Piriproxifeno).

**Control biológico:** La utilización de estrategias de bajo impacto ambiental, entre ellas el uso de predadores autoreproducibles como los peces (*Poecilia reticulata*), los copépodos (*Macrocyclus albidus*), microsporidia, hongos, nemátodos y bacterias como el *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti) y el *Bacillus sphaericus*, han dado muestras de éxito para el control de *Cx. quinquefasciatus* en diversos criaderos en África, India y el Sudeste asiático (234, 235), aunque su efecto es parcial debido a la competencia por la materia orgánica en los criaderos más atractivos para el *C. quinquefasciatus*. De estas intervenciones, la más efectiva para su uso a gran escala es *Bacillus sphaericus*. Este insecticida se ha utilizado con éxito durante más de 10 años en el control de *Cx. quinquefasciatus* en el canal del río Pinheiros, en São Paulo, Brasil, que es un gran

criadero de aguas contaminadas, y más de 23 kilómetros de longitud que constituye un área de más de un millón de metros cuadrados. Otro insecticida biológico prometedor para el control de *Cx. quinquefasciatus*, pero aún poco probado, es el Espinosade, un ingrediente activo derivado de la fermentación de *Saccharopolyspora spinosa*, una bacteria del suelo.

**Control de adultos:** Hay varios métodos disponibles para controlar los ejemplares adultos de *Culex quinquefasciatus*. Los más eficientes y factibles todavía se basan en el uso de insecticidas químicos con aplicaciones espaciales o residuales cerca de criaderos o áreas habitadas por población humana.

**Aplicación de insecticidas a volumen ultrabajo:** el método más eficiente para controlar la población adulta del vector es el uso de insecticidas en aplicaciones espaciales a un volumen ultrabajo. Deben seleccionarse productos para los cuales la población de control no tiene resistencia, y tratar de trabajar rotando los ingredientes activos con el tiempo. El mejor momento para este tipo de aplicaciones de volumen ultrabajo es el crepúsculo vespertino y temprano en la noche, cuando las hembras generalmente abandonan los refugios cerca de los sitios de reproducción para dirigirse hacia las casas. En áreas densamente pobladas, las aplicaciones nocturnas pueden no producir los efectos deseados debido a que las puertas y ventanas están cerradas y la niebla insecticida no penetra en los lugares de aterrizaje y refugio de *Cx. quinquefasciatus*. En áreas abiertas, como las orillas de ríos y arroyos, y áreas rurales, la aplicación de productos insecticidas en este horario tiende a ser más efectiva dado que hay menos obstáculos. Durante las aplicaciones espaciales, es esencial asegurarse de que las condiciones climáticas sean favorables para el desplazamiento de la niebla insecticida. En este sentido, los períodos de inversión térmica son óptimos. El ajuste periódico del equipo

de nebulización para proporcionar el flujo y el espectro de gotas correcto para este tipo de aplicación también es esencial para un control exitoso. En las nebulizaciones espaciales, lo deseable es que más de 80% de las gotas producidas tengan un diámetro igual o inferior a 20 micras, con un diámetro medio (DMV) del orden de 15 a 20 micras. El caudal debe ajustarse a la dosis de insecticida aplicada.

**Rociado con insecticidas:** El uso de rociado con insecticidas residuales ha sido una herramienta fundamental en la estrategia de control vectorial de la filariasis linfática. El rociado intradomiciliario desplegado durante la campaña de erradicación de la malaria (1974-1977) tuvo un efecto colateral al disminuir la prevalencia de microfilarias de 22% a 0% sin el uso de medicamentos (236).

**Mosquiteros impregnados:** El uso de mosquiteros impregnados con insecticida (MII) es otra herramienta clave en el control de la transmisión debido a que la fiebre y microfilaremia nocturna atraen al vector para su alimentación. Tras la intervención con MII, el potencial de transmisión disminuye, al desaparecer las larvas inoculadas por persona por año (237). Esta estrategia ha resultado más útil cuando coexiste transmisión de malaria en la zona (238).

**Manipulación biológica o genética:** *El Culex quinquefasciatus* también ha sido blanco de las estrategias de manipulación biológica con *Wolbachia* (incompatibilidad citoplasmática) y de manipulación genética usando mosquitos macho estériles. Estas técnicas ofrecen la oportunidad de ampliar las estrategias de control (cuadro 31) (239, 240).

**Cuadro 31. Principales intervenciones de control para la filariasis linfática y nivel de impacto directo**

Tipo de intervención		Nivel de impacto directo			
		Larvas	Mosquitos adultos		
			Abundancia	Tasa de contacto	Transmisión
Manejo ambiental (MA)	Saneamiento ambiental	Alto	Alto	Bajo	Alto
	Saneamiento del peridomicilio	Alto	Medio	Bajo	Bajo
	Eliminación de criaderos	Alto	Medio	Bajo	Bajo
Movilización social	Participación comunitaria	Bajo	Bajo	Bajo	Bajo
Barreras físicas	Telas mosquiteras	Bajo	Bajo	Alto	Medio
Química	Volumen ultrabajo	Bajo	Alto	Bajo	Medio
	Larvicidas químicos	Alto	Alto	Bajo	Medio
	Mosquiteros impregnados con insecticida (MII)	Bajo	Medio	Alto	Alto
	Rociado residual intradomiciliario				
Biológica	Larvicidas biológicos	Alto	Alto	Bajo	Alto
	Peces, microsporidios, hongos, copépodos	Medio	Bajo	Bajo	Bajo
Manipulación genética y biológica	<i>Wolbachia</i>	Requieren mejor evaluación			
	Mosquitos estériles				
Trampas	Trampas de luz: se pueden colocar en las habitaciones de la casa	Bajo	Bajo	Medio	Medio
Tratamiento médico	Administración masiva de medicamentos (AMM)	-	=	Alto	Alto

## 6.3 Administración masiva de medicamentos

El centro de la estrategia de control se sustenta en el tratamiento oportuno y masivo de la infección por medio de la combinación de albendazol con ivermectina o dietilcarbamacina (DEC), que son medicamentos que reducen las microfilarias responsables de la transmisión, aunque tienen un efecto limitado sobre las filarias adultas (241). El Programa mundial para eliminar la filariasis linfática, lanzado en 2000, incorporó la administración masiva de medicamentos a su estrategia, que logró prevenir o curar alrededor de 96,7 millones de casos de FL, incluyendo 79 millones de portadores de microfilarias, 18,7 millones de casos de hidrocele y por lo menos 5,5 millones de casos de linfedema entre 2000 y 2012. Esto representó un descenso de 59% en la prevalencia mundial de FL (242). Después de seis tratamientos masivos, con coberturas de entre 54 y 75%, la infección del vector y las tasas de infectividad disminuyeron alrededor de 80%, y la carga de filarias por mosquito disminuyó alrededor de 85% (243). Como se ha observado, incrementar la cobertura de tratamiento de 65 a 89% de la población tiene un efecto similar a proporcionar dos tratamientos anuales con 65% de cobertura. Sin embargo, el nivel de agregación puede mitigar el impacto de la intervención sino se alcanza a las poblaciones en mayor riesgo.

Con miras a la eliminación, es necesario definir estrategias óptimas que cubran las áreas endémicas con diferentes prevalencias y

etapas de control. Para lograr la eliminación se debe conocer cuál es el rol del vector; dónde se concentra la agregación de parásitos en ciertos grupos; cómo garantizar la cobertura y adherencia al medicamento; cuál debe ser la frecuencia de los esquemas (dobles o triples) de tratamiento masivo en escenarios de prevalencia baja, moderada o alta (244), y cómo combinar las estrategias de control vectorial (245, 246). Es crucial lograr una cobertura efectiva de poblaciones de difícil acceso, realizar vigilancia incluso en niveles bajos de infección y obtener el compromiso de las agencias donantes de medicamentos para no amplificar la transmisión y comprometer las metas de eliminación para el 2020 (247, 248). El reto es alcanzar y mantener una cobertura de al menos 80% de la población en riesgo (249). Sin embargo, dada la enorme heterogeneidad y agregación de la transmisión, esta población no es fácil de identificar, es muy móvil (250), no tiene acceso a los servicios de salud, y además existen restricciones presupuestarias que resultan en la dependencia de donaciones de los medicamentos necesarios para lograr la cobertura deseada durante al menos 5 años (251). Este es el motivo por el que se incluye el control vectorial (rociado intradomiciliario y uso de mosquiteros impregnados con insecticidas) como estrategia complementaria para garantizar la eliminación (252).

# 7. Fiebre del Nilo Occidental

La fiebre del Nilo Occidental es una enfermedad relativamente nueva en las Américas, por lo menos en su forma epidémica. Los primeros casos detectados en humanos aparecieron en Nueva York (1999) (253), las Islas Caimán y los Cayos de Florida (2001), seguidos de la detección de casos en aves sanas (2002), caballos, pollos y aves de corral en Guadalupe, República Dominicana y México. En 2003, el virus se dispersó dentro de México, Centroamérica, Bahamas, Puerto Rico y Cuba. Fue en 2004 cuando se detectaron anticuerpos contra el Virus del Nilo Occidental (VNO) en animales domésticos en Colombia (254). En Brasil, en 2011, se confirmó por primera vez la presencia de caballos con un diagnóstico serológico positivo para el VNO, sin haber salido del país. Posteriormente, en 2014, se confirmaba el primer caso humano: un hombre que vivía en una zona rural del estado de Piauí. En 2019 se publicó el primer aislamiento de VNO en caballos con síntomas neurológicos en Brasil, en el estado de Espírito Santo. Todos estos hallazgos fueron posibles gracias a la vigilancia activa del VNO, que buscaba evidencia de la infección en humanos, pájaros, caballos y mosquitos.

Respecto a su cuadro clínico, se trata de una enfermedad febril autolimitada (de 2 a 7 días) causada por el VNO (flavivirus), que aparece entre dos y 15 días después de la infección

o picadura del vector. Las principales manifestaciones son fiebre, cefalea, mialgias, artralgias y fatiga, acompañadas de exantema maculopapular y adenopatías (<20%). Algunas arbovirosis producen alteraciones del sistema nervioso central (SNC), con manifestaciones clínicas que incluyen cefalea, meningitis y encefalitis. Los cuadros de meningitis se caracterizan por fiebre, dolor de cabeza, rigidez de nuca y pleocitosis en líquido cefalorraquídeo (LCR); mientras que el cuadro de encefalitis se acompaña de alteraciones del estado mental, confusión o coma y signos de disfunción cerebral (paresias o parálisis, déficits sensoriales, reflejos anómalos, convulsiones y movimientos anormales). El diagnóstico de laboratorio se puede hacer por medio de pruebas serológicas (IgM e IgG) y aislamiento viral del LCR o la sangre. Es muy importante recordar que pueden existir reacciones cruzadas a otras arbovirosis (SLE, dengue) por lo que es relevante considerar la estacionalidad y el lugar donde se detecta el caso (255).

En términos de su dinámica de transmisión, existe una gran heterogeneidad en la forma en que se trasmite la infección tanto en el reservorio (aves) como en el huésped, si bien es cierto que esta tiende a agregarse en unos pocos individuos que son responsables de amplificar y diseminar la infección (súperdiseminadores) (256).

## 7.1 El Vector

*Culex pipiens* es el principal vector de VNO en Norteamérica debido a su dispersión geográfica, abundancia estacional, su competencia vectorial para este virus y a las altas tasas de infección detectadas en esta especie. A diferencia del *C. quinquefasciatus*, esta especie sí tiene diapausa. La amplificación viral dentro del huésped aviar y su transmisión epidémica en humanos (vector puente) varía entre regiones (ambiente urbano o rural) debido a la preferencia de alimentación del vector en aves o humanos. Como resultado, *Culex pipiens* puede actuar como vector primario, secundario u oportunista del VNO (257). Por otro lado, el *Culex tarsalis* también se ha identificado en laboratorio como vector eficiente, y preocupa su posible rol en la transmisión de VNO por su amplia dispersión, capacidad de vuelo, preferencia de alimentación en humanos y las tasas de infección encontradas.

Como no existe un sistema universal de vigilancia de las arbovirosis, cada estrategia debe adecuarse a las características específicas de la enfermedad, sus vectores de transmisión y a los recursos disponibles. La existencia de varias arbovirosis en una región obliga a ir incorporando nuevos métodos de detección para fortalecer los programas de detección de posibles introducciones de otras arbovirosis como la fiebre del VNO. Deben integrarse los sistemas de vigilancia de aves, larvas, adultos y adultos infectados, incluido el monitoreo de aves muertas o vivas (258), el establecimiento de sitios centinela (aves en jaulas), la recolección de mosquitos para verificar la infección (anticuerpos y virus), y la vigilancia en equinos y humanos enfermos. El sistema de vigilancia entomológica se diversifica y complica en la medida en que se amplían los escenarios donde coexisten los reservorios y los huéspedes de la infección.

En el caso de la vigilancia de *Culex*, se pueden realizar encuestas larvianas en sitios específicos para identificar especies y criaderos, y como complemento a la captura de adultos. En este caso, la gran dispersión y la extensión de los espacios de reproducción obliga a concentrar la vigilancia en la etapa adulta, a través de diversos métodos de captura (cuadro 32). La vigilancia de las larvas se puede realizar aspirando agua, investigando en pequeños sitios de reproducción, o mediante la técnica del cucharón en grandes sitios de reproducción como lagos, ríos y arroyos.

**Vigilancia de aves:** Consiste en la identificación de la infección en aves muertas o bien la instalación de jaulas centinela con aves vivas que sean poco competentes para la amplificación de la infección (p. ej., pollos o palomas). Este método es muy laborioso, pero detecta infecciones asintomáticas y refleja el riesgo de infección local a diferencia de la búsqueda de aves muertas, donde el sitio de infección es desconocido.

**Vigilancia de mosquitos libres:** Uno de los métodos de muestreo más comunes es la captura de hembras grávidas infectadas mediante la instalación de trampas de luz, trampas cebadas con CO<sup>2</sup> o trampas grávidas colocadas en exteriores (259,260), que nos pueden ayudar a medir la abundancia, búsqueda de huéspedes, el nivel de oviposición o la presencia de la infección. La colocación de las trampas para monitorear un radio de 5 km, y la densidad del vector estimada por este tipo de captura no reflejan el riesgo de contacto con el huésped ni el riesgo de transmisión (261). Se trata de una estimación de la presencia y abundancia de hembras en búsqueda de sitios para la oviposición o emergentes de sus criaderos (262). La detección de

hembras infectadas también se puede hacer a través de la captura mediante aspiradores mecánicos en colectas diurnas y nocturnas, o la captura manual con tubos de succión. Estos métodos son muy útiles para estimar la presencia de especies antropofílicas en el espacio peridoméstico y cuantificar su grado de infección. La captura de mosquitos adultos, sobre todo de hembras grávidas, se puede

utilizar para la vigilancia entomoviroológica del VNO, a través de la detección de partículas virales por PCR-RT o incluso a través del aislamiento viral a través de cultivos virales de mosquitos capturados vivos, aunque este último método es más laborioso y requiere el uso de nitrógeno líquido para la conservación de los mosquitos y la preservación de los virus.



**Cuadro 32. Métodos de monitoreo entomológico e indicadores de vigilancia vectorial**

Estadio	Vigilancia ecológica		Mosquitos adultos		
Métodos	Larvas	Mortalidad y morbilidad en aves	Mosquitos libres	Mosquitos infectados	
<b>Herramienta</b>	Encuestas larvarias (calados) por hábitat y fuentes	Monitoreo de aves (muertas y vivas) Métodos cautivos (pollos y palomas en jaulas) de huéspedes poco competentes para amplificar la infección	Trampas de luz (abundancia), trampas cebadas con CO <sup>2</sup> , cajas rojas de reposo (búsqueda de hospederos), trampas grávidas (oviposición), y trampas centinela (pollos) que detectan la infección	Mosquito en reposo (aspiradores mecánicos); colectas diurnas y nocturnas	Mosquitos posándose; captura manual mediante tubo de succión (voluntarios)
<b>Objetivo</b>	Identificar sitios de cría, complementar la vigilancia, mejorar el control	Detección temprana de virus en aves muertas, libres o cautivas (vigilancia centinela) Detectar el nivel de transmisión local y medir el riesgo de infección en humanos	Estimar la abundancia de vectores por sitio de captura y por ambiente (urbano o rural); cuantificar la infección y nivel de transmisión por áreas de riesgo; evaluar el impacto de las acciones de control	Aumentar la probabilidad de hallazgo de especies de vectores antropofílicas en los ambientes domésticos (endofilia o endofagia) y peridomésticos	Estimar la abundancia promedio de especies antropofílicas de vectores en el peridomicilio
<b>Tipo de medición</b>	Cualitativa Cuantitativa	Cualitativa Cuantitativa	Cualitativa (presencia o ausencia) Cuantitativa: prevalencia de infección	Cualitativa (presencia o ausencia), cuantitativa: prevalencia de infección	Cualitativa (presencia o ausencia), cuantitativa: prevalencia de infección
<b>Indicadores</b>	<b>Porcentaje de sitios positivos</b> <b>Abundancia de especies</b> <b>Densidad de especies</b>	PCR-RT, seroconversión en aves (IgM ELISA) <b>Tasa de infección</b> en aves muestreadas	<b>Índice del vector:</b> No. de hembras infectadas por trampa por noche (predictora de riesgo) <b>Promedio de hembras por sitio de colecta:</b> No. de ejemplares capturados en el sitio de captura / No. de trampas (promedio mensual) <b>Razón de contacto vector-huésped (VHC):</b> No. de mosquitos por estación (trampa) / población en un radio de 5 km	<b>Abundancia:</b> No. de hembras por capturador por casa o por habitación <b>Tasa de infección por cada 1.000 hembras:</b> No. de lotes de mosquitos infectados por cada 1.000 mosquitos	<b>Promedio por hora:</b> No. de ejemplares capturados mediante captura manual / No. de capturadores por noche de captura
<b>Ventajas</b>	Ejecución fácil; Puede orientar las acciones de control y medidas de gestión ambiental	Sensibles con aves muertas; Los pollos cautivos, fuentes de alimentación de <i>Culex</i> , son fáciles de manipular; es un método barato, flexible y escalable	Flexibles, fácil distribución, monitoreo regular y amplio, precede a la infección en humanos, predice brotes incluso con bajas densidades de la población del vector, y proporciona información basal para la evaluación de las intervenciones de control	Orientar las acciones de prevención y control en el sitio probable de transmisión	
<b>Limitaciones</b>	Poca correlación con la abundancia de adultos	Se detectan aves aisladas no parvadas o asintomáticas; no son comparables entre regiones; la infección y muerte pueden ocurrir a gran distancia; elevado mantenimiento por su extensión geográfica Es laboriosa, requiere participación comunitaria y equipos capacitados	Son laboriosas y requieren el manejo de muestras No proporcionan una estimación de la densidad de las poblaciones (riesgo entomológico); requieren muchos puntos de muestreo y fuentes de energía	Son laboriosas y suponen un riesgo para el capturador	Riesgo para el capturador



La selección de las áreas de vigilancia debe hacerse con cuidado. Algunos puntos favorables para la entrada silenciosa del VNO incluyen lugares de paso, aterrizaje o descanso para las aves migratorias, así como las granjas, establos, y lugares con presencia de caballos. En estas áreas, y en aquellas con presencia comprobada de animales infectados o con anticuerpos contra el VNO, se debe realizar un escrutinio riguroso para capturar e identificar toda la diversidad de la fauna culicida presente. Para ello, debe usarse una amplia gama de métodos de monitoreo: la investigación de larvas en criaderos grandes y pequeños; instalación de trampas de luz y trampas cebadas con CO<sup>2</sup> durante el día y la noche; aspiración entomológica de vegetación marginal en los cuerpos de agua, corrales, puestos y otros refugios de animales,

casas, cabañas y lugares de alojamiento y descanso de personas; búsquedas nocturnas con la tienda de Shannon, etc. Todos los mosquitos recolectados deben identificarse a nivel taxonómico de la especie y agruparse en grupos de especies y lugares de captura para la investigación viral, a fin de identificar el vector probable del área. Cuando se encuentra más de una especie sospechosa, se pueden realizar estudios de competencia y capacidad vectorial para clasificar las especies según su eficiencia vectorial.

Todas estas alternativas de vigilancia son costosas, laboriosas y requieren equipos bien capacitados que puedan realizarlas de forma continua, intensiva (estacional) y a menudo durante la noche.

## 7.2 Estrategias de control

El control vectorial del VNO debe hacerse de una forma integral, que incluya el saneamiento del peridomicilio y el manejo ambiental de los principales criaderos en zonas urbanas (alcantarillas, drenajes, charcos y canales). Esto puede verse complicado en áreas donde los sistemas de irrigación ofrecen múltiples opciones de reproducción. El uso de medidas de protección física dentro de las viviendas también es una intervención efectiva y, al igual que en otras ETV, la participación de la comunidad debe ser un componente central de cualquier estrategia de control efectiva. Prácticamente todas las medidas de control vectorial de la filariasis linfática descritas para *Culex quinquefasciatus* se aplican a los vectores del Virus del Nilo Occidental. En situaciones con transmisión autóctona demostrada, se puede hacer especial hincapié en la aplicación de insecticidas a volumen ultrabajo, consi-

derada como la primera herramienta para reducir rápidamente la densidad del vector y bloquear la transmisión. Esta herramienta debe emplearse junto con el tratamiento espacial, la gestión ambiental y las acciones de control de larvas, además de aislar las posibles fuentes de infección. La aplicación de insecticidas debe hacerse durante la noche para favorecer su impacto y debe tenerse en cuenta la extensión del área a proteger (cuadro 33).

El control biológico con peces, toxinas, hongos y depredadores naturales (copépodos), además del uso de larvicidas tipo temefos y *Bacillus sphaericus* o *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti), es viable en ciertos tipos de criaderos estables y de gran capacidad. El control de las larvas mediante la aplicación de insecticidas siempre debe ir acompañado de un monitoreo rutinario de los criaderos.

Actualmente, existen insecticidas formulados para aplicaciones muy diversas, desde pequeños criaderos hasta grandes depósitos de agua. La elección del producto y la técnica de aplicación más adecuados es fundamental para el éxito del control y para minimizar el impacto ambiental en especies no objetivo. En áreas rurales y silvestres, el uso de barreras físicas como puertas y ventanas con mosquiteros puede ser una medida importante para reducir la tasa de contacto y, en consecuencia, el riesgo de infección.

**Cuadro 33. Principales intervenciones de control vectorial del Virus del Nilo Occidental y nivel de impacto directo**

Tipo de intervención		Nivel de impacto directo			
		Larvas	Mosquitos adultos		
			Abundancia	Tasa de contacto	Transmisión
Manejo ambiental (MA)	Saneamiento ambiental (alcantarillas, drenajes, charcos, canales, etc.) Proyectos de irrigación (rotación de inundaciones)	Alto	Alto	Bajo	Alto
	Saneamiento del peridomicilio: eliminación de criaderos	Alto	Medio	Bajo	Bajo
Movilización social	Participación comunitaria	Bajo	Bajo	Bajo	Bajo
Barreras físicas	Mallas mosquiteras en el domicilio, en gallineros y en sitios de refugio nocturno de animales	Bajo	Bajo	Alto	Medio
Química	Volumen ultrabajo	Bajo	Alto	Bajo	Alto
	Larvicidas químicos	Alto	Alto	Bajo	Medio
	Mosquiteros impregnados con insecticida (MII)	Bajo	Medio	Alto	Medio
	Rociado residual intradomiciliar				
Biológica	Larvicidas biológicos	Alto	Alto	Bajo	Medio
	Peces, microsporidios, hongos, copépodos	Medio	Bajo	Bajo	Bajo
Manipulación genética y biológica	Wolbachia	Requieren mejor evaluación			
	Mosquitos estériles				
Trampas	Trampas de atracción por luz colocadas dentro de la casa, bajo caballos, en gallineros y en otros refugios de animales	Bajo	Bajo	Medio	Medio

# Referencias

1. World Health Organization. Working to overcome the global impact of neglected tropical diseases: first WHO report on neglected tropical diseases. Ginebra: OMS, 2010 ([http://www.who.int/neglected\\_diseases/Third\\_report\\_2015/](http://www.who.int/neglected_diseases/Third_report_2015/))
2. Molyneux D.H., Vector-borne parasitic diseases an overview of recent changes, *International Journal for Parasitology* 28 (1998)927-934.
3. Martcheva M., Prosper O., Unstable Dynamics of Vector-Borne Diseases: Modeling Through Delay-Differential Equations, 2013, 43-75, in V. Sree Hari Rao and R. Durvasula (eds.), *Dynamic Models of Infectious Diseases: 43 Volume 1: Vector-Borne Diseases*, DOI 10.1007/978-1-4614-3961-5\_2
4. José-Luis Barnay, André Cabie, Fabrice Simon, A novel framework for the treatment of arboviral diseases, *The Lancet Infectious Dis.* 18 (11), 2018:1178-1179
5. Morrison AC, Zielinski-Gutierrez E, Scott TW, Rosenberg R. Defining challenges and proposing solutions for control of the virus vector *Aedes aegypti*. *PLoS Med* 2008; 5: e68.
6. Griffing SM, Villegas L, Udhayakumar V. Malaria control and elimination, Venezuela, 1800s -1970s. *Emerging Infectious Diseases*. 2014;20(10):1697-1704
7. Organización Panamericana de la Salud. Acabando con las enfermedades transmisibles en la Región de las Américas; Washington, D.C.: OPS, 2020. Disponible en: [https://www.paho.org/es/documentos/folleto-destino-final-eliminacion-acabando-con-enfermedades-transmisibles-region?fbclid=IwAR2ki\\_M-5TyExt4LrPmlAWObuBSAmSK9u4pvxWRdxG0H5xRrqPJYpm5zQc](https://www.paho.org/es/documentos/folleto-destino-final-eliminacion-acabando-con-enfermedades-transmisibles-region?fbclid=IwAR2ki_M-5TyExt4LrPmlAWObuBSAmSK9u4pvxWRdxG0H5xRrqPJYpm5zQc)
8. Pruss-Ustun A, Wolf J, Corvalan C, Bos R, Neira M. Preventing disease through health environments: a global assessment of the burden of disease from environmental risks. Ginebra: OMS, 2016. ([http://www.who.int/quantifying\\_ehimpacts/publications/preventing-disease/](http://www.who.int/quantifying_ehimpacts/publications/preventing-disease/)).
9. Kauffman B. E., Kramer D.L., Zika Virus Mosquito Vectors: Competence, Biology, and Vector Control, *Journal of Infectious Diseases* 2017;216(S10):S976-90., Descargado de [https://academic.oup.com/jid/article-abstract/216/suppl\\_10/S976/4753670](https://academic.oup.com/jid/article-abstract/216/suppl_10/S976/4753670), 16 de julio del 2018
10. Hammond SN, Gordon AL, Lugo EdC, et al. Characterization of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) production sites in Urban Nicaragua. *J Med Entomol* 2007; 44:851-60
11. Scott TW, Morrison AC. Vector dynamics and transmission of dengue virus: implications for dengue surveillance and prevention strategies. En: *Dengue virus*. Springer; 2010. p. 115-128.
12. Mawlouth Diallo, Ibrahima Dia, Diawo Diallo, Cheikh Tidiane Diagne, Yamar Ba, and Sergio Yactayo, Perspectives and Challenges in Entomological Risk Assessment and Vector Control of chikunguña, *Journal of Infectious Diseases*, 2016;214(S5):S459-65 DOI: 10.1093/infdis/jiw397, Descargado de: [https://academic.oup.com/jid/article-abstract/214/suppl\\_5/S459/2632644](https://academic.oup.com/jid/article-abstract/214/suppl_5/S459/2632644) el 16 de julio del 2018
13. Thomas W. Scott, Amy C. Morrison, Longitudinal Field Studies will Guide a Paradigm Shift in Dengue Prevention; en *Vector-Borne Diseases: Understanding the Environmental, Human Health, and Ecological Connections*, 2008: 132- 149, Workshop Summary (Forum on Microbial Threats) <http://www.nap.edu/catalog/11950.html>
14. Amy C. Morrison, Kenneth Gray, Arthur Getis, Helvio Astete, Moises Sihuincha, Dana Focks, Douglas Watts, Jeffrey D. Stancil, James G. Olson, Patrick Blair, And Thomas W. Scott, Temporal and Geographic Patterns of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) Production in Iquitos, Peru, *Journal of Medical Entomology* Vol. 41, no. 6, noviembre del 2004, 1123-1142.
15. Fillinger U et al. A tool box for operational mosquito larval control: preliminary results and early lessons from the Urban Malaria Control Program in Dar es Salaam, Tanzania. *Malaria Journal*, 2008, 7:e20.
16. World Health Organization. Larval source management: a supplementary measure for malaria vector control: an operational manual. Ginebra: OMS, 2013.
17. World Health Organization. Phillips M, Mills A, Dye C. *Guidelines for cost-effectiveness analysis of vector control*. Ginebra: OMS, 1993. Disponible en: [https://www.who.int/malaria/publications/atoz/who\\_cds\\_93\\_4/en/](https://www.who.int/malaria/publications/atoz/who_cds_93_4/en/)
18. Utzinger J, Tozan Y, Singer BH. Efficacy and cost-effectiveness of environmental management for malaria control. *Tropical Medicine and International Health*, 2001, 6:677-687
19. Keiser J, Singer BH, Utzinger J. Reducing the burden of malaria in different ecoepidemiological settings with environmental management: a systematic review. *Lancet Infect. Dis* 2005 Nov;5(11):695-708. doi: 10.1016/S1473-3099(05)70268-1
20. Perich MJ, Kardec A, Braga IA et al (2003) Field evaluation of a lethal ovitrap against dengue vectors in Brazil. *Med Vet Entomol* 17:205-210
21. Lok CK, Kiat NS, Koh TK (1977) An autocidal ovitrap for the control and possible eradication of *Aedes aegypti*. *Southeast Asian J Trop Med Public Health* 8:56-62
22. Brian J. Johnson, Scott A. Ritchie, Dina M. Fonseca, The State of the Art of Lethal Oviposition Trap-Based Mass Interventions for Arboviral Control, *Insects* 2017, 8, 5; doi:10.3390/insects8010005
23. Nayar JK, Ali A. A review of monomolecular surface films as larvicides and pupicides of mosquitoes. *Journal of Vector Ecology*, 2003, 28:190-199.
24. World Health Organization. Rozendaal JA. *Vector Control: methods for use by individuals and communities*. Ginebra: OMS, 1997. Disponible en: [http://www.who.int/whopes/resources/vector\\_rozendaal/en/](http://www.who.int/whopes/resources/vector_rozendaal/en/)

25. World Health Organization. Department of Control of Neglected Tropical Diseases and WHO Pesticide Evaluation Scheme. Pesticides and their application for the control of vectors and pests of public health importance. Ginebra: OMS, 2006. Disponible en: [http://whqlibdoc.who.int/hq/2006/WHO\\_CDS\\_NTD\\_WHOPES](http://whqlibdoc.who.int/hq/2006/WHO_CDS_NTD_WHOPES)
26. WHOPES: plan OMS de evaluación de plaguicidas. *WHOPES-recommended compounds and formulations for control of mosquito larvae*. Ginebra: OMS, 2011. Disponible en: <http://www.who.int/whopes/en/>
27. Fillinger U, Knols BGJ, Becker N. Efficacy and efficiency of new *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* formulations against Afrotropical anophelines in Western Kenya. *Tropical Medicine and International Health*, 2003, 8:37-47.
28. Duchet C et al. Population-level effects of spinosad and *Bacillus thuringiensis israelensis* in *Daphnia pulex* and *Daphnia magna*: comparison of laboratory and field microcosm exposure conditions. *Ecotoxicology*, 2010, 19:1224-1237.
29. Yapabandara AM et al. Control of malaria vectors with the insect growth regulator pyriproxyfen in a gem-mining area in Sri Lanka. *Acta Tropica*, 2001, 80:265-276.
30. Yapabandara AM, Curtis CF. Control of vectors and incidence of malaria in an irrigated settlement scheme in Sri Lanka by using the insect growth regulator pyriproxyfen. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 2004, 20:395-400.
31. Paul Reiter, Oviposition, dispersal, and survival in *Aedes aegypti*: Implications for the efficacy of control strategies; *Vector-borne and Zoonotic Diseases*, Volume 7, number 2, 2007; doi: 10.1089/vbz.2006.0630
32. Organización Panamericana de la Salud. Organización Mundial de la Salud. Dengue: Guías para el diagnóstico, tratamiento, prevención y control. La Paz, Bolivia: OPS/OMS, 2010
33. Barrera R, Recomendaciones para la vigilancia de *Aedes aegypti*, *Biomédica* 2016;36:454-62 doi: <http://dx.doi.org/10.7705/biomedica.v36i3.2892>
34. Chan KL. Methods and indices used in the surveillance of dengue vectors. *Mosq Borne Dis Bull* 1985; 1: 79-88.
35. Bowman LR, Runge-Ranzinger S, McCall PJ. Assessing the relationship between vector indices and dengue transmission: A systematic review of the evidence. *PLoS Negl Trop Dis*. 2014;8:8:e2848. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0002848>
36. Focks DA, Brenner RJ, Hayes J, Daniels E. Transmission thresholds for dengue in terms of *Aedes aegypti* pupae per person with discussion of their utility in source reduction efforts. *Am J Trop Med Hyg*. 2000;62:11-8.
37. Chadee DD. Key premises, a guide to *Aedes aegypti* (Diptera: culicidae) surveillance and control. *Bull Entomol Res* 2004; 94: 201-7.
38. Gionar YR et al. Use of a funnel trap for collecting immature *Aedes aegypti* and copepods from deep wells in Yogyakarta, Indonesia. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 1999, 15(4):576-580.
39. Russell BM, Kay BH. Calibrated funnel trap for quantifying mosquito (Diptera: Culicidae) abundance in wells. *Journal of Medical Entomology*, 1999, 36(6):851-855(5).
40. Fay RW, Eliason DA. A preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. *Mosquito News*. 1966;26:531-5. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2915.2003.00455.x>
41. Focks D. A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors. Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases. Ginebra: OMS; 2003.
42. Hernández-Ávila J, Rodríguez M-H, Sánchez-Castañeda V, Román-Pérez S, Rodríguez M-H, Santos-Luna R, et al. Nation-wide, web-based, geographic information system for the integrated surveillance and control of dengue fever in México. *PLoS ONE*. 2013;8:e70231. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0070231>
43. Barrera R, Amador M, MacKay AJ. Population dynamics of *Aedes aegypti* and dengue as influenced by weather and human behavior in San Juan, Puerto Rico. *PLoS Negl Trop Dis*. 2011;5:e1378. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0001378>
44. Barrera R, Acevedo V, Félix G, Hemme, RR, Vazquez J, Munoz, JL, and M Amador. 2017. Impact of autocidal gravid ovitraps on chikunguña virus incidence in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in areas with and without traps. *Journal of Medical Entomology*.doi:10.1093/jme/tjw187
45. Mogi M, Choochote W, Khamboonruang C, Suwanpanit P. Applicability of presence - absence and sequential sampling for ovitrap surveillance of *Aedes* (Diptera: Culicidae) in Chiang-Mai, northern Thailand. *J Med Entomol*. 1990;27:509-4. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/27.4.509>
46. Wu HH, Wang CY, Teng HJ, Lin C, Lu LC, Jian SW, et al. A dengue vector surveillance by human population stratified ovitrap survey for *Aedes* (Diptera: Culicidae) adult and egg collections in high dengue-risk areas of Taiwan. *J Med Entomol*. 2013;50:261-9. <http://dx.doi.org/10.1603/ME11263>
47. Lee HL. Sequential sampling: Its application in ovitrap surveillance of *Aedes* (Diptera: Culicidae) in Selangor, Malaysia. *Trop Biomedicine*. 1992;9:29-34.
48. Barrera R, Amador M, Clark GG. Use of the pupal survey technique for measuring *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) productivity in Puerto Rico. *Am J Trop Med Hyg*. 2006;74:290-302.
49. Focks DA, Chadee DD. Pupal survey: An epidemiologically significant surveillance method for *Aedes aegypti*: An example using data from Trinidad. *Am J Trop Med Hyg*. 1997;56:159-67.
50. Focks DA, Alexander N. Multicountry study of *Aedes aegypti* pupal productivity survey methodology: findings and recommendations. Ginebra: OMS, Programa Especial para la Investigación y Capacitación de Enfermedades Tropicales, 2006 (Document TDR/IRM/Den/06.1).
51. Arredondo-Jimenez JI, Valdez-Delgado KM. *Aedes aegypti* pupal/demographic surveys in southern Mexico: consistency and practicality. *Ann Trop Med Parasitol* 2006; 100 (Suppl1): 17-32.

52. Barrera R. Simplified *Aedes aegypti*'s pupal-surveys for entomological surveillance and dengue control. *Am J Trop Med Hyg* 2009; 81: 100-7.
53. Barbazan P et al. Assessment of a new strategy, based on *Aedes aegypti* (L.) pupal productivity, for the surveillance and control of dengue transmission in Thailand. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 2008, 102(2):161-171.
54. Bangs MJ, Focks DA. Abridged pupa identification key to the common container-breeding mosquitoes in urban Southeast Asia. *J Am Mosq Control Assoc.* 2006;22:565-72. [http://dx.doi.org/10.2987/8756-971X\(2006\)22\[565:APIKTT\]2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.2987/8756-971X(2006)22[565:APIKTT]2.0.CO;2)
55. Nathan MB, Focks DA, Kroeger A. Pupal/demographic surveys to inform dengue vector control. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 2006, 100(Suppl):1S1-1S3.
56. Barrera R, Amador M, Clark GG. Sample-size requirements for developing strategies, based on the pupal/demographic survey, for the targeted control of dengue. *Ann Trop Med Parasitol.* 2006;100(Suppl.1):S33-43.
57. Reuben R, Das PK, Samuel D, Brooks GD. Estimation of daily emergence of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Sonapat, India. *J Med Entomol.* 1978;14:705-14. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/14.6.705>
58. Barrera R. Simplified pupal surveys of *Aedes aegypti* (L.) for entomologic surveillance and dengue control. *Am J Trop Med Hyg.* 2009;81:100-7.
59. Koenraadt CJM, Aldstadt J, Kijchalao U, Sithiprasasna R, Getis A, Jones JW, et al. Spatial and temporal patterns in pupal and adult production of the dengue vector *Aedes aegypti* in Kamphaeng Phet, Thailand. *Am J Trop Med Hyg* 2008; 79:230-8.
60. Wai KT, Arunachalam N, Tana S, Espino F, Kittayapong P, Abeyewickreme W, et al. Estimating dengue vector abundance in the wet and dry season: Implications for targeted vector control in urban and peri-urban Asia. *Pathog Glob Health.* 2012;106:436-45. <http://dx.doi.org/10.1179/204773212Y.0000000063>
61. Manrique-Saide P, Che-Mendoza A, Rizzo N, Arana B, Pilger D, Lenhart A, et al. Operational guide for assessing the productivity of *Aedes aegypti* breeding sites. Programa Especial para la Investigación y Capacitación de Enfermedades Tropicales. Ginebra: OMS; 2011.
62. Focks DA, Brenner RJ, Hayes J, Daniels E. Transmission thresholds for dengue in terms of *Aedes aegypti* pupae per person with discussion of their utility in source reduction efforts. *Am J Trop Med Hyg.* 2000;62:11-8.
63. Guerra CA, Reiner RC Jr, Perkins TA, Lindsay SW, Midega JT, Brady OJ, et al. A global assembly of adult female mosquito mark-release-recapture data to inform the control of mosquito-borne pathogens. *Parasites & Vectors.* 2014;7:276. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-7-276>
64. Clark GG, Seda H, Gubler DJ. Use of the "CDC backpack aspirator" for surveillance of *Aedes aegypti* in San Juan, Puerto Rico. *J Am Mosq Control Assoc.* 1994;10:119-24.
65. Hapairai LK, Cheong Sang MA, Bossin HC. Comparison of the Centers for Disease Control and Prevention backpack and insectazooka aspirators for sampling *Aedes polynesiensis* in French Polynesia. *J Am Mosq Control Assoc.* 2014;30:126-9. <http://dx.doi.org/10.2987/13-6362.1>
66. Vázquez-Prokopec GM, Galvin WA, Kelly R, Kitron U. A new, cost-effective, battery-powered aspirator for adult mosquito collections. *J Med Entomol.* 2009;46:1256-9. <http://dx.doi.org/10.1603/033.046.0602>
67. Barrera R, Amador M, Díaz A, Smith J, Muñoz-Jordán JL, Rosario Y. Unusual productivity of *Aedes aegypti* in septic tanks and its implications for dengue control. *Med Vet Entomol.* 2008;22:62-9. <http://dx.doi.org/10.1111/j.13652915.2008.00720.x>
68. Casas-Martínez M, Orozco-Bonilla A, Muñoz-Reyes M, Ulloa-García A, Bond JG, Valle-Mora J, et al. A new tent trap for monitoring the daily activity of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. *J Vector Ecol.* 2013;38:277-88. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1948-7134.2013.12041.x>
69. Krockel U, Rose A, Eiras AE, Geier M. New tools for surveillance of adult yellow fever mosquitoes: Comparison of trap catches with human landing rates in an urban environment. *J Am Mosq Control Assoc.* 2006;22:229-38. [http://dx.doi.org/10.2987/8756-971X\(2006\)22\[229:NTFSOA\]2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.2987/8756-971X(2006)22[229:NTFSOA]2.0.CO;2)
70. Wilton DP, Kloter KO. Preliminary evaluation of a black cylinder suction trap for *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). *J Med Entomol.* 1985;22:113-4. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/22.1.113>
71. Li et al. Comparative evaluation of the efficiency of the BG-Sentinel trap, CDC light trap and Mosquito-oviposition trap for the surveillance of vector mosquitoes, *Parasites & Vectors* (2016) 9:446, DOI 10.1186/s13071-016-1724-x
72. Favaro EA, Dibo MR, Mondini A, Ferreira AC, Barbosa AAC, Eiras AE, et al. Physiological state of *Aedes (Stegomyia) aegypti* mosquitoes captured with MosquiTRAPs (TM) in Mirassol, Sao Paulo, Brazil. *J Vector Ecol.* 2006;31:285-91.
73. Ball TS, Ritchie SR. Sampling biases of the BG-sentinel trap with respect to physiology, age, and body size of adult *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *J Med Entomol.* 2010;47:649-56. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/47.4.649>
74. Barrera R, Amador M, MacKay AJ. Population dynamics of *Aedes aegypti* and dengue as influenced by weather and human behavior in San Juan, Puerto Rico. *PLoS Negl Trop Dis.* 2011;5:e1378. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0001378>
75. Barrera R, Acevedo V, Félix G, Hemme, RR, Vazquez J, Munoz, JL, and M Amador. 2017. Impact of autocidal gravid ovitraps on chikunguña virus incidence in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in areas with and without traps. *Journal of Medical Entomology.* doi:10.1093/jme/tjw187
76. Ordóñez-González JG, Mercado-Hernández R, Flores-Suárez AE, Fernández-Salas I. The use of sticky ovitraps to estimate dispersal of *Aedes aegypti* in northeastern México. *J Am Mosq Control Assoc.* 2001;17:93-7.
77. Resende MC, Azara TM, Costa IO, Heringer LC, Andrade MR, Acebal JL, et al. Field optimization of MosquiTRAP sampling for monitoring *Aedes aegypti* Linnaeus (Diptera: Culicidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 2012;107:294-302. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02762012000300002>
78. Eiras AE, Buhagiar TS, Ritchie SA. Development of the gravid *Aedes* trap for the capture of adult female container-exploiting mosquitoes (Diptera: Culicidae). *J Med Entomol.* 2014;51:200-9. <http://dx.doi.org/10.1603/ME13104>

79. Facchinelli L, Valerio L, Pombi M, Reiter P, Costantini C, Della Torre A. Development of a novel sticky trap for container-breeding mosquitoes and evaluation of its sampling properties to monitor urban populations of *Aedes albopictus*. *Med Vet Entomol*. 2007;21:183-95. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2915.2007.00680.x>
80. Burke RL, Barrera R, Kluchinsky T, Lewis M, Claborn DM. Examination of a miniaturized funnel trap for *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) larval sampling. *J Med Entomol*. 2010;47:1231-4. <http://dx.doi.org/10.1603/ME10112>
81. Mackay A, Amador M, Barrera R. An improved autocidal gravid ovitrap for the control and surveillance of *Aedes aegypti*. *Parasites & Vectors*. 2013;6:225. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-6-225>
82. Barrera R, Amador M, Acevedo V, Caban B, Félix G, Mackay A. Use of the CDC Autocidal Gravid Ovitrap to control and prevent outbreaks of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *J Med Entomol*. 2014;51:145-54. <http://dx.doi.org/10.1603/ME13096>
83. Ritchie SA, Long S, Smith G, Pyke A, Knox TB. Entomological investigations in a focus of dengue transmission in Cairns, Queensland, Australia, by using the sticky ovitraps. *J Med Entomol*. 2004;41:1-4. <http://dx.doi.org/10.1603/0022-2585-41.1.1>
84. Bangs MJ, Pudiantari R, Gionar YR. Persistence of dengue virus RNA in dried *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) exposed to natural tropical conditions. *J Med Entomol*. 2007;44:163-7. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/41.5.163>
85. Mavale M, Sudeep A, Gokhale M, Hundekar S, Parashar D, Ghodke Y, et al. Persistence of viral RNA in chikunguña virus-infected *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) mosquitoes after prolonged storage at 28 degrees C. *Am J Trop Med Hyg*. 2012;86:178-80. <http://dx.doi.org/10.4269/ajtmh.2012.11-0236>
86. Barrera R, Amador M, Acevedo V, Beltran M, Muñoz JL. 2019. A comparison of mosquito densities, weather and infection rates of *Aedes aegypti* during the first epidemics of Chikunguña (2014) and Zika (2016) in areas with and without vector control in Puerto Rico. *Medical and Veterinary Entomology*. doi: 10.1111/mve.12338.
87. Pan American Health Organization. *Dengue and dengue hemorrhagic fever in the Americas: guidelines for prevention and control*. PAHO (Scientific publication no. 548), Washington D.C.: OPS, 1994
88. World Health Organization. *Manual on Environmental Management for Mosquito Control with special emphasis on malaria vectors*. Ginebra: OMS, 1982.
89. Erlanger T., Keiser J., Utzinger J. (2008) Effect of dengue vector control interventions on entomological parameters in developing countries: a systematic review and meta-analysis. *Medical and Veterinary Entomology*, 22: 203-221.
90. Leontsini E., Gil E., Kendall C., Clark G. (1993) Effect of a community-based *Aedes aegypti* control programme on mosquito larval production sites in El Progreso, Honduras. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 87:267-271.
91. Fernández E., Leontsini E., Sherman C. Chan A., Reyes C., Lezano R., Fuentes B., Nichter M., Winch P. (1998) Trial of a community-based intervention to decrease infestation of *Aedes aegypti* mosquitoes in cement washbasins in El Progreso, Honduras. *Acta Tropica*, 70: 171-183.
92. De Caires P. (1947) *Aedes aegypti* control in the absence of a piped water potable water supply. *American Journal of Tropical Medicine*, 27: 733-743.
93. Winch P., Leontsini E., Rigau-Pérez J., Ruiz-Pérez M., Clark G., Gubler D. (2002) Community-based dengue prevention programs in Puerto Rico: impact on knowledge, behaviour, and residential mosquito infestation. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 67:363-370.
94. Sánchez L., Perez D., Pérez T., Sosa T., Cruz G., Kouri G., Boelaert M., Van der Stuyft Pet al., (2005)
95. Intersectoral coordination in *Aedes aegypti* control. A pilot project in Havana City, Cuba. *Tropical Medicine and International Health*, 10: 82-91.
96. Katz T., Miller J., Hebert A. (2008) Insect repellents: Historical perspectives and new developments. *Journal of the American Academy of Dermatology*, 58: 865-871.
97. Kawada H., Yen N., Hoa N., Sang T., Dan N. et al. (2005a) Field evaluation of spatial repellency of metofluthrin impregnated plastic strips against mosquitoes in Hai Phong City, Vietnam. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 73: 350-353.
98. Kawada H., Maekawa Y., Takagi M. (2005b) Field trial on the spatial repellency of metofluthrin impregnated plastic strips for mosquitoes in shelters without walls (beruga) in Lombok, Indonesia. *Journal of Vector Ecology*, 30: 181-185.
99. Gorrochotegui-Escalante N., Fernandez-Salas I., Gomez-Dantes H. (1998) Field evaluation of *Mesocyclops longisetus* (Copepoda: Cyclopoidea) for the control of larval *Aedes aegypti* (Diptera Culicidae) in northeastern Mexico. *Journal of Medical Entomology*, 35:699-703.
100. Martínez-Ibarra J., Guillén Y., Arredondo-Jiménez J.I., Rodríguez-López M.H. (2002) Indigenous fish species for the control of *Aedes aegypti* in water storage tanks in southern Mexico. *Biocontrol*, 47:481-486.
101. Suárez-Rubio M., Suárez M. (2004) The use of the copepod *Mesocyclops longisetus* as a biological control agent for *Aedes aegypti* in Cali, Colombia. *J American Mosquito Control Association*, 20:401-404.
102. Knols BG, Bukhari T, Farenhorst M. Entomopathogenic fungi as the next-generation control agents against malaria mosquitoes. *Future Microbiol*. 2010 Mar;5(3):339-41
103. Romero-Vivas C., Wheeler J., Falconar A. (2002) An inexpensive intervention for the control of larval *Aedes aegypti* assessed by an improved method of surveillance and analysis. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 18:40-46.
104. Tun Lin W, Lenhart A, Vu Sinh Nam, Rebollar-Tellez E, Morrison A, Barbazan P, Cote M, Midega J., Sanchez F, Manrique-Saide P., Kroeger A, Nathan M, F. Meheus, Petzold M. (2009) Reducing costs and operational constraints of dengue vector control by targeting productive breeding places: a multi-country non-inferiority randomized trial. *Tropical Medicine & International Health*, 14(9): 1143-1153.

105. Mackay AJ, Amador M, Felix G, Acevedo V, Barrera R. (2015). Evaluation of household bleach as an ovicide for the control of *Aedes aegypti*. *Journal of the American Mosquito Control Association* 31: 77-84
106. J. Spiegel, S. Bennett, L. Hattersley, M. Hayden, P. Kittayapong, S. Nalim, D. Wang, E. Zielinski-Gutiérrez, D. Gubler, Barriers and Bridges to Prevention and Control of Dengue: The Need for a Social-Ecological Approach, *EcoHealth*, Vol.2 (4), 2005:273-290
107. Williams C., Ritchie S., Long S., Dennison N., Russell R. (2007) Impact of a bifenthrin treated lethal ovitrap on *Aedes aegypti* oviposition and mortality in north Queensland, Australia. *Journal of Medical Entomology*, 44: 256-262.
108. McCall P., Kittayapong P. (2007) *Control of Dengue Vectors: Tools and Strategies*. Report of the Scientific Working Group Meeting on Dengue, Geneva, 1-5 October 2006. Pp. 110-119.
109. Morrison A., Zielinski-Gutierrez E., Scott T., Rosenberg R. (2008) Defining Challenges and Proposing Solutions for Control of the Virus Vector *Aedes aegypti*. *PLoS Medicine*, 5: e68 doi:10.1371/journal.pmed.0050068.
110. Kroeger A., Lenhart A., Ochoa M., Villegas E., Levy M., Alexander N., McCall P.J. (2006) Effective control of dengue vectors with curtains and water container covers treated with insecticide in Mexico and Venezuela: cluster randomized trials. *BMJ*, 332 (7552):1247-1250.
111. World Health Organization. Guidelines for testing mosquito adulticides for indoor residual spraying and treatment of mosquito nets. Ginebra: OMS; 2006
112. Organización Panamericana de la Salud. Manual para aplicar rociado residual intradomiciliario en zonas urbanas para el control de *Aedes aegypti*. Washington, D.C.: OPS; 2019
113. Lega J, Brown HE, Barrera R. 2020. A 70 Percent Reduction in Mosquito Populations Does Not Require Removal of 70 Percent of Mosquitoes. *Journal of Medical Entomology*. doi: 10.1093/jme/tjaa066
114. Barrera R, Harris A, Hemme RR, Felix G, Nazario N, Muñoz-Jordan JL, Rodriguez D, Miranda J, Soto E, Martinez S, Ryff K, Perez C, Acevedo V, Amador M, Waterman S. 2019. Citywide control of *Aedes aegypti* during the 2016 Zika epidemic by integrating community awareness, education, source reduction, larvicides, and mass mosquito trapping. *Journal of Medical Entomology*. doi: 10.1093/jme/tjz009
115. Hudson J. (1986) The emergency ultra-low-volume spray campaign against *Aedes aegypti* adults in Paramaribo, Suriname, 1982. *Boletín de la Organización Panamericana de la Salud*, 20:292-301.
116. Manrique-Saide P., Coleman P., Davies C., Rebollar-Téllez E., Che-Mendoza A., Dzul-Manzanilla F. (2007) Entomological evaluation of ground-vehicle-mounted ULV spraying on *Ae. aegypti* in residential areas of Merida, Mexico. The 73rd Annual Meeting of the American Mosquito Control Association, Orlando, Florida, E.U.A: del 1 al 5 de Abril de 2007.
117. Echevers G., Moura-Lima M., Miranda-Franco R., Calheiros, L. (1975) Results of spraying with ultra-low-volume malathion at ground level in Panama City. *Boletín de la Organización Panamericana de la Salud*, 9(3):232-237.
118. Uribe L., Garrido G., Nelson M., Tinker M., Moquillaza J. (1984) Experimental aerial spraying with ultra-low-volume (ULV) malathion to control *Aedes aegypti* in Buga, Colombia. *Boletín de la Organización Panamericana de la Salud*, 18: 43-57.
119. Perich M., Rocha O., Castro L., Alfaro W., Platt K., Solano T., Rowley W. (2003) Evaluation of the efficacy of lambda-cyhalothrin applied by three spray application methods for emergency control of *Aedes aegypti* in Costa Rica. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 19(1):58-62.
120. Arredondo-Jiménez J., Arvizu H. (2007). New technique of space treatments with the use of mist blowers for the control of *Aedes aegypti* in Mexico. The 73rd Annual Meeting of the American Mosquito Control Association, Orlando, Florida, E.U.A: del 1 al 5 de Abril de 2007.
121. Arredondo-Jiménez J., Rivero N. (2006) Space treatments of insecticide for control of dengue virus vector *Aedes aegypti* in southern Mexico. I. Baseline penetration trials in open field and houses. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 22(2):301-305.
122. Newton E.A.C., Reiter P., A model of the transmission of dengue fever with the evaluation of the impact of ultra-low volume (ULV) insecticide applications on dengue epidemics, *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 47, 1992: 709-720
123. Perich M., Tidwell M., Williams D., Sardelis M., Pena C., Mandeville D., Boobar L. (1990) Comparison of ground and aerial ultra-low volume applications of malathion against *Aedes aegypti* in Santo Domingo, Dominican Republic. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 6(1):1-6.
124. Gubler D. 2005. The emergence of epidemic dengue fever and dengue hemorrhagic fever in the Americas: a case of failed public health policy. *Rev Panam Salud Publica*. 17:221-4.
125. Olliaro P, Fouque F, Kroeger A, Bowman L, Velayudhan R, Santelli AC, et al. (2018) Improved tools and strategies for the prevention and control of arboviral diseases: A research-to-policy forum. *PLoS Negl Trop Dis* 12(2): e0005967. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005967>
126. Jacob Williams, João Pinto, Manual de Capacitación en Entomología de la Malaria Para Técnicos en Entomología y Control Vectorial (Nivel Básico), Agencia de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional por RTI International., 2012. Disponible en: <https://www.paho.org/hq/dmdocuments/2012/2012-cha-manual-capacitacion-entomologia-malaria.pdf>
127. Instituto Nacional de Salud Pública, Manual para la vigilancia y el control del paludismo en Mesoamérica, 2008, Mario Henry Rodríguez, Armando Ulloa García, Janine M. Ramsey Willoquet Editores, ISBN 978-607-7530-13-8
128. World Health Organization. Test procedures for insecticide resistance monitoring in malaria vector mosquitoes: Second edition. *World Health Organization Technical Report Series*, 22. Ginebra: OMS, 2018; <https://doi.org/10.1021/jp052915b>

129. Chioma Amajoh, Peter DeChant, Uli Fillinger, William Jany, Hmooda Toto Kafy, Gerry Killeen Steve Lindsay, Michael Macdonald, Charles Mbogo, Shiva Murugasampillay, Rose Peter, Lucy Tusting, Egon Weinmueller, John Lucas, Larval source management: a supplementary measure for malaria vector control: an operational manual; Ginebra: OMS, 2013
130. Coura JR, Junqueira A, Fernandes O, Valente A, Miles MA 2002. Emerging Chagas disease in the Amazonian Brazil. *Trends Parasitol* 18: 171-176.
131. Martins-Melo FR, Lima MS, Ramos NA Jr, Alencar CH, Heukelbach J. Prevalence of Chagas disease in pregnant women and congenital transmission of *Trypanosoma cruzi* in Brazil: a systematic review and meta-analysis. *Trop Med Int Health* 2014; 19:943-957. PMID:24815954
132. Costa J., Marcelo Lorenzo M., Biology, diversity and strategies for the monitoring and control of triatomines - Chagas disease vectors Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 104(Suppl. I): 46-51, 2009
133. Silveira CA., Rojas A., Segura E., Guillen G., Russomando G., Schenone H., Pinto Dias JC., et al., El Control de la Enfermedad de Chagas en los Países del Cono Sur: Historia de una iniciativa internacional, 1991-2001. Washington, D.C.: OPS, 2002.
134. Zeledón R, Montenegro VM, Zeledón O. Evidence of colonization of man-made ecotopes by *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811) in Costa Rica. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2001;96:659-60. <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02762001000500012>
135. Rabinovich JE., Kitron UD., Obed Y., Yoshioka M., Gottdenker N., Chaves LF., Ecological patterns of blood-feeding by kissing-bugs (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae), Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 106(4): 479-494, junio del 2011
136. Dumonteil E, Nouvellet P, Rosecrans K, Ramírez-Sierra MJ, Gamboa-León R, Cruz-Chan V, et al. Eco-bio-social determinants for house infestation by non-domiciliated *Triatoma dimidiata* in the Yucatán Peninsula, México. *PLoS Negl Trop Dis*. 2013;7:e2466. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0002466>
137. Parra-Henao G, Cardona AS, Quirós-Gómez O, Angulo V, Alexander N. House-level risk factors for *Triatoma dimidiata* infestation in Colombia. *Am J Trop Med Hyg*. 2015;92:193-200. <http://dx.doi.org/10.4269/ajtmh.14-0273>
138. Bustamante DM, Monroy C, Pineda S, Rodas A, Castro X, Ayala V, et al. Risk factors for intradomiciliary infestation by the Chagas disease vector *Triatoma dimidiata* in Jutiapa, Guatemala. *Cad Saúde Pública*. 2009;25(Suppl.1):S83-92. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-311X2009001300008>
139. Medina-Torres I, Vázquez-Chagoyán JC, Rodríguez-Vivas RI, de Oca-Jiménez RM. Risk factors associated with triatomines and its infection with *Trypanosoma cruzi* in rural communities from the southern region of the State of México, México. *Am J Trop Med Hyg*. 2010;82:49-54. <http://dx.doi.org/10.4269/ajtmh.2010.08-0624>
140. Sarquis O, Carvalho-Costa FA, Toma HK, Georg I, Burgoa MR, Lima MM. Eco-epidemiology of Chagas disease in northeastern Brazil: *Triatoma brasiliensis*, *T. pseudomaculata* and *Rhodnius nasutus* in the sylvatic, peridomestic and domestic environments. *Parasit Res* 2012; 110:1481-1485.
141. Monroy MC, Bustamante DM, Rodas AG, Enríquez ME, Rosales RG. Hábitats, dispersión and invasion of sylvatic *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) in Petén, Guatemala. *J Med Entomol*. 2003;40:800-6. <http://dx.doi.org/10.1603/0022-2585-40.6.800>
142. Zeledón R, Calvo N, Montenegro VM, Lorosa ES, Arévalo C. A survey on *Triatoma dimidiata* in an urban area of the province of Heredia, Costa Rica. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2005;100:507-12. <http://dx.doi.org/S0074-02762005000600002>
143. Guzmán-Tapia Y, Ramírez-Sierra MJ, Dumonteil E., Urban infestation by *Triatoma dimidiata* in the city of Mérida, Yucatán, México. *Vector Borne Zoonotic Dis*. 2007;7:597-606. <http://dx.doi.org/10.1089/vbz.2007.0133>
144. Bustamante DM, Monroy C, Pineda S, Rodas A, Castro X, Ayala V, et al. Risk factors for intradomiciliary infestation by the Chagas disease vector *Triatoma dimidiata* in Jutiapa, Guatemala. *Cad Saúde Pública*. 2009;25(Suppl.1):S83-92. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-311X2009001300008>
145. Eric Dumonteil, Sebastien Gourbière, Mario Barrera-Pérez, Eugenia Rodríguez-Félix, Hugo Ruiz-Piña, Othón Baños-Lopez, et al., Geographic Distribution of *Triatoma dimidiata* and Transmission Dynamics of *Trypanosoma cruzi* in the Yucatan Peninsula of Mexico, *Am.J.Trop.Med.Hyg.*, 67(2), 2002, pp. 176-183
146. Dumonteil E, Gourbiere S., (2004) Predicting *Triatoma dimidiata* abundance and infection rate: A risk map for natural transmission of Chagas disease in the Yucatan peninsula of Mexico. *Am J Trop Med Hyg* 70: 514-519.
147. Zeledón R, Solano G, Zúñiga A, Swartzwelder JC. Biology and ethology of *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811). Hábitat and blood sources. *J Med Entomol*. 1973;10:363-70. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/10.4.363>
148. Nouvellet P, Dumonteil E, Gourbière S (2013) The Improbable Transmission of *Trypanosoma cruzi* to Human: The Missing Link in the Dynamics and Control of Chagas Disease. *PLoS Negl Trop Dis* 7(11): e2505. doi:10.1371/journal.pntd.0002505
149. Monroy C, Rodas A, Mejía M, Rosales R, Tabaru Y (2003) Epidemiology of Chagas disease in Guatemala: infection rate of *Triatoma dimidiata*, *Triatoma nitida* and *Rhodnius prolixus* (Hemiptera, Reduviidae) with *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma rangeli* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 98,305-310.
150. Parente CC, Bezerra FSM, Parente PI, Dias-Neto RV, Xavier SCC, Ramos AN Jr, et al. (2017) Community-Based Entomological Surveillance Reveals Urban Foci of Chagas Disease Vectors in Sobral, State of Ceará, Northeastern Brazil. *PLoS ONE* 12(1): e0170278. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0170278>
151. R.E. Gürtler, R. Chuit, M.C. Cecere, M.B. Castañera, Detecting domestic vectors of Chagas disease: a comparative trial of six methods in north-west Argentina, *Boletín de la Organización Mundial de la Salud*, 1995, 73 (4): 487-494
152. Gürtler RE, Cecere MC, Canale DM, Castañera MB, Chuit R, Cohen JE., Monitoring house reinfestation by vectors of Chagas disease: a comparative trial of detection methods during a four-year follow-up. *Acta Trop*. 1999 Mar 15;72(2):213-34.



153. Abad-Franch F, Vega MC, Rolo ´n MS, Santos WS, Rojas de Arias A (2011) Community Participation in Chagas Disease Vector Surveillance: Systematic Review. *PLoS Negl Trop Dis* 5(6): e1207. doi:10.1371/journal.pntd.0001207
154. Organización Panamericana de la Salud. I Reunión de la Comisión Intergubernamental del Cono Sur para la Eliminación de *T. infestans* y la Interrupción de la Transmisión de la Tripanosomiasis Americana Transfusional. Ed. OPS, OPS/HCP/HCT/PNSP/92.18, Buenos Aires, 1992.
155. Barbu C, Dumonteil E, Gourbière S (2009) Optimization of control strategies for non-domiciliated *Triatoma dimidiata*, Chagas disease vector in the Yucatán peninsula, Mexico. *PLoS Negl Trop Dis* 3(4): e416
156. Ferral J, Chavez-Nuñez L, Euan-Garcia M, Ramirez-Sierra MJ, Najera-Vasquez MR, et al. (2010) Comparative field trial of alternative vector control strategies for non-domiciliated *Triatoma dimidiata* in the Yucatan peninsula, Mexico. *Am J Trop Med Hyg* 82: 60-66.
157. Herber O, Kroeger A, 2003. Pyrethroid-impregnated curtains for Chagas' disease control in Venezuela. *Acta Trop* 88: 33-38.
158. Barbu C, Dumonteil E, Gourbiere S (2011) Evaluation of Spatially Targeted Strategies to Control Non-Domiciliated *Triatoma dimidiata* Vector of Chagas Disease. *PLoS Negl Trop Dis* 5(5): e1045. doi:10.1371/journal.pntd.0001045
159. Boischio A, Sanchez A, Orosz Z, Charron D, 2009. Health and sustainable development: challenges and opportunities of ecosystem approaches in the prevention and control of dengue and Chagas disease. *Cad Saude Publica* 25 (Suppl 1): S149-S154.
160. Zeledon R, Rojas JC, Urbina A, Cordero M, Gamboa SH, Lorosa ES, Alfaro S, 2008. Ecological control of *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811): five years after a Costa Rican pilot project. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 103: 619-621.
161. Dias E, Pellegrino J 1948. Alguns ensaios com o gammexane no combate aos transmissores da doença de Chagas. *Bras Med* 62: 185-191.
162. Schofield CJ, Dias JCP: The Southern Cone Initiative against Chagas disease. *Adv Parasitol* 1999, 42:1-27.
163. Pinto Dias JC., Southern Cone Initiative for the elimination of domestic populations of *Triatoma infestans* and the interruption of transfusional Chagas disease. Historical aspects, present situation, and perspectives, *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 102(Suppl. I): 11-18, 2007 11*
164. Moncayo A., Progreso en la Interrupción de la Transmisión de la Enfermedad de Chagas en los Países del Cono Sur, *Medicina (Buenos Aires)* 1999; 59 (Supl. II): 120-124
165. Dias JCP, Silveira AC, Schofield CJ: The impact of Chagas disease control in Latin America. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2002, 97:603-612.
166. Schofield CJ, Jannin J, Salvatella R: The future of Chagas disease control. *Trends Parasitol* 2006, 21(12):583-588.
167. Yamagata Y, Nakagawa J: Control of Chagas disease. *Adv Parasitol* 2006, 61:129-165.
168. Costa J., Lorenzo M., Biology, diversity and strategies for the monitoring and control of triatomines - Chagas disease vectors, *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 104(Suppl. I): 46-51, 2009*
169. Gürtler R., Sustainability of vector control strategies in the Gran Chaco Region: current challenges and possible approaches *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 104(Suppl. I): 52-59, 2009*
170. Ken Hashimoto, Hugo Álvarez, Jun Nakagawa, Jaime Juarez, Carlota Monroy, Celia Córdón-Rosales, Enrique Gil, Vector control intervention towards interruption of transmission of Chagas disease by *Rhodnius prolixus*, main vector in Guatemala, *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 107(7): 877-887, November 2012*
171. AC Silveira, MC Vinhaes, 1999. Elimination of Vector-borne Transmission of Chagas Disease, *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 94, Suppl. I: 405-411*
172. Gürtler RE, Cecere MC, Fernández MdP, Vazquez-Prokopec GM, Ceballos LA, et al. (2014) Key Source Habitats and Potential Dispersal of *Triatoma infestans* Populations in Northwestern Argentina: Implications for Vector Control. *PLoS Negl Trop Dis* 8(10): e3238. doi:10.1371/journal.pntd.0003238
173. Vazquez-Prokopec GM, Ceballos LA, Kitron U, Gürtler RE (2004) Active dispersal of natural populations of *T. infestans* (Hemiptera: Reduviidae) in rural northwestern Argentina. *J Med Entomol* 41: 614-621.
174. Sanchez-Martin MJ, Feliciangeli MD, Campbell-Lendrum D, Davies CR, 2006. Could the Chagas disease elimination program in Venezuela be compromised by reinvasion of houses by sylvatic *Rhodnius prolixus* bug populations? *Trop Med Int Health* 11: 1585-1593.
175. Carbajal de la Fuente AL, Minoli SA, Lopes CM, Noireau F, Lazzari CR, Lorenzo MG, 2007. Flight dispersal of the Chagas disease vectors *Triatoma brasiliensis* and *Triatoma pseudomaculata* in northeastern Brazil. *Acta Trop* 101: 115-119.
176. Salazar Schettino PM, Rosales Pina JS, Rojas Wastavino G, Cabrera Bravo M, Vences Blanco M, Lopez Cardenas J, 2007. *Triatoma mexicana* (Hemiptera: Reduviidae) in Guanajuato, Mexico: house infestation and seasonal variation. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 102: 803-807.
177. Dumonteil E, Gourbière S, Barrera-Perez M, Rodriguez-Felix E, Ruiz-Piña H, Baños-Lopez O, Ramirez-Sierra MJ, Menu F, Rabinovich JE, 2002. Geographic distribution of *Triatoma dimidiata* and transmission dynamics of *Trypanosoma cruzi* in the Yucatan peninsula of Mexico. *Am J Trop Med Hyg* 67: 176-183.
178. Polonio R, Ramirez-Sierra MJ, Dumonteil E, 2009. Dynamics and distribution of house infestation by *Triatoma dimidiata* in central and southern Belize. *Vector Borne Zoonotic Dis* 9: 19-24.
179. Dumonteil E, Ruiz-Piña H, Rodríguez-Félix E, Barrera-Pérez M, Ramírez-Sierra MJ, Rabinovich JE, et al. Re-infestation of houses by *Triatoma dimidiata* after intradomicile insecticide application in the Yucatán peninsula, México. *Mem Inst Oswaldo Cruz. 2004;99:253-6. DOI: 10.1590/s0074-02762004000300002*

180. Miles MA, Feliciangeli MD, Rojas de Arias A, 2003. American trypanosomiasis (Chagas' disease) and the role of molecular epidemiology in guiding control strategy. *BMJ* 326: 1444-1448.
181. Gürtler RE, Yadón ZE. Eco-bio-social research on community-based approaches for Chagas disease vector control in Latin America. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 2015;109:91-8. <http://dx.doi.org/10.1093/trstmh/tru203>
182. Lima MM, Carvalho-Costa FA, Toma HK, Borges-Pereira J, Oliveira TG, Sarquis O. Chagas disease and housing improvement in northeastern Brazil: a cross-sectional survey. *Parasitol Res* 2015; 114:1687-1692. pmid:25673077
183. Barbu C, Dumonteil E, Gourbie`re S (2011) Evaluation of Spatially Targeted Strategies to Control Non-Domiciliated *Triatoma dimidiata* Vector of Chagas Disease. *PLoS Negl Trop Dis* 5(5): e1045. doi:10.1371/journal.pntd.0001045
184. Rojas de Arias A, Ferro EA, Ferreira ME, Simancas LC. Chagas disease vector control through different intervention modalities in endemic localities of Paraguay. *Boletín de la Organización Mundial de la Salud.* 1999;77:331-9.
185. [Cecere MC](#), [Gürtler RE](#), [Canale DM](#), [Chuit R](#), [Cohen JE](#)., Effects of partial housing improvement and insecticide spraying on the reinfestation dynamics of *Triatoma infestans* in rural northwestern Argentina. *Acta Trop.* 2002 Nov;84(2):101-16.
186. Tarleton RL, Reithinger R, Urbina JA, Kitron U, Gürtler RE (2007) The challenges of Chagas disease— Grim outlook or glimmer of hope? *PLoS Med* 4(12): e332. doi:10.1371/journal.pmed.0040332
187. Dotson EM, Plikaytis B, Shinnick TM, Durvasula RV, Beard CB 2003. Transformation of *Rhodococcus rhodnii*, a symbiont of the Chagas disease vector *Rhodnius prolixus*, with integrative elements of the L1 mycobacteriophage. *Infect Genet Evol* 3: 103-109
188. Beard CB, Cordon-Rosales C, Durvasula RV 2002. Bacterial symbionts of the Triatominae and their potential use in control of Chagas disease transmission. *Ann Rev Entomol* 47: 123-141.
189. Gürtler, E.R., Sustainability of vector control strategies in the Gran Chaco Region: current challenges and possible approaches, *Mem Inst Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, Vol. 104(Suppl. I): 52-59, 2009
190. Schofield JC., John P Kabayo PJ., Trypanosomiasis vector control in Africa and Latin America, *Parasites & Vectors* 2008, 1:24 doi:10.1186/1756-3305-1-24
191. Gomes R, Teixeira C, Teixeira MJ, Oliveira F, Menezes MJ, Silva C, de Oliveira CI, Miranda JC, Elnaiem DE, Kamhawi S, Valenzuela JG, Brodskyn CI. Immunity to a salivary protein of a sand fly vector protects against the fatal outcome of visceral leishmaniasis in a hamster model. *Proc Natl Acad Sci USA* 105: 7845-7850, 2008.
192. de Moura TR, Oliveira F, Novais FO, Miranda JC, Clarêncio J, Follador I, Carvalho EM, Valenzuela JG, Barral-Netto M, Barral A, Brodskyn C, de Oliveira CI. Enhanced *Leishmania braziliensis* Infection Following Pre-Exposure to Sandfly Saliva. *PLoS Negl Trop Dis* 1: e84, 2007.
193. Pierre Cattand, Phillippe Desjeux, M. G. Guzmán, Jean Jannin, A. Kroeger, André Médiçi, Philip Musgrove, Mike B. Nathan, Alexandra Shaw, and C. J. Schofield, Tropical Diseases Lacking Adequate Control Measures: Dengue, Leishmaniasis, and African Trypanosomiasis en Disease Control Priorities in Developing Countries, 451-466.
194. Young DC, Duncan NA. Guide to the identification and geographic distribution of *Lutzomyia* sandflies in México, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae). *Memories of the American Entomological Institute* 54: 1-881, 1994.
195. RANGEL, E. F. & SHAW, J. J. Brazilian Sand Flies. In.: Capítulo 2 Phlebotominae (DIPTERA, Psychodidae): Classification, Morphology and Terminology os Adults and Identification of American Taxa. (Eunice Aparecida Bianchi Galati). Cham, Suiza: Springer Nature, 09-212p, 2018.
196. Margonari C, Freitas CR, Ribeiro RC, Moura AC, Timbo M, Gripp AH, Pessanha JE, Dias ES. Epidemiology of visceral leishmaniasis through spatial analysis, in Belo Horizonte municipality, state of Minas Gerais, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 10: 31-38, 2006.
197. Michalsky EM, França-Silva JC, Barata RA, Lara e Silva Fde O, Loureiro AM, Fortes-Dias CL, Dias ES. Phlebotominae distribution in Janaúba, an area of transmission for visceral leishmaniasis in Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 104:56-61, 2009.
198. GALATI, EAB. 2018. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) Classificação, Morfologia, terminologia e identificação de Adultos. Disponible en:<http://www.fsp.usp.br/egalati/>
199. Organización Panamericana de la Salud. Manual de procedimientos para vigilancia y control de las leishmaniasis en las Américas. Washington, D.C.: OPS; 2019.
200. Chaves LF, Añez N., Species co-occurrence and feeding behavior in sand fly transmission of American cutaneous leishmaniasis in western Venezuela. *Acta Trop* 92: 219-224, 2004.
201. Afonso MM, Gomes AC, Meneses CR, Rangel EF. Studies on the feeding habits of *Lutzomyia (N.) intermedia* (Diptera, Psychodidae), vector of cutaneous leishmaniasis in Brazil. *Cad Saúde Pública* 21: 1816-1820, 2005.
202. Meneses CR, Cupolillo E, Monteiro F, Rangel EF. Microgeographical variation among male populations of the sandfly, *Lutzomyia (Nyssomyia) intermedia*, from an endemic area of American cutaneous leishmaniasis in the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Med Vet Entomol* 19: 38-47, 2005
203. Shaw J. The leishmaniasis—survival and expansion in a changing world. A mini-review. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 102: 541-547, 2007.
204. de Souza Rocha L, Falqueto A, dos Santos CB, Grimaldi G Jr, Cupolillo E. Genetic structure of *Lutzomyia (Nyssomyia) intermedia* populations from two ecologic regions in Brazil where transmission of *Leishmania (Viannia) braziliensis* reflects distinct eco-epidemiologic features. *Am J Trop Med Hyg* 76:559-565, 2007.

205. Andrade Filho JD, Galati EA, Falcão AL. *Nyssomyia intermedia* (Lutz & Neiva, 1912) and *Nyssomyia neivai* (Pinto, 1926) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) geographical distribution and epidemiological importance. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 102: 481-487, 2007
206. Santini MS, Utgés ME, Berrozpe P, Manteca Acosta M, Casas N, Heuer P, et al. (2015) *Lutzomyia longipalpis* Presence and Abundance Distribution at Different Micro-spatial Scales in an Urban Scenario. *PLoS Negl Trop Dis* 9(8): e0003951. doi:10.1371/journal.pntd.0003951
207. González U, Pinart M, Sinclair D, Firooz A, Enk C, Vélez ID, Esterhuizen TM, Tristan M, Alvar J. Vector and reservoir control for preventing leishmaniasis. *Cochrane Database of Systematic Reviews* 2015, Issue 8. Art. No.: CD008736. DOI: 10.1002/14651858.CD008736.pub2.
208. Feliciangeli MD, Mazzarri MB, Blas SS, Zerpa O. Control trial of *Lutzomyia longipalpis* s.l. in the Island of Margarita, Venezuela. *Trop Med Int Health* 8:1131-1136, 2003.
209. Feliciangeli MD, Mazzarri MB, Campbell-Lendrum D, Maroli M, Maingon R. Cutaneous leishmaniasis vector control perspectives using lambda-cyhalothrin residual house spraying in El Ingenio, Miranda State, Venezuela. *Trans R Soc Trop Med Hyg* 97:641-646, 2003.
210. Courtenay O, Gillingwater K, Gomes PA, Garcez LM, Davies CR. Deltamethrin-impregnated bednets reduce human landing rates of sandfly vector *Lutzomyia longipalpis* in Amazon households. *Med Vet Entomol* 21: 168-176, 2007.
211. E, Canales J. Spraying houses in the Peruvian Andes with lambda-cyhalothrin protects residents against cutaneous leishmaniasis. *Trans R Soc Trop Med Hyg* 94: 631-636, 2000.
212. Wilson AL, Dhiman RC, Kitron U, Scott TW, van den Berg H, Lindsay SW. Benefit of insecticide-treated nets, curtains and screening on vector borne diseases, excluding malaria: a systematic review and meta-analysis. *PLoS Negl Trop Dis*. 2014;8(10):e3228. Publicado el 9 de octubre del 2014. doi:10.1371/journal.pntd.0003228
213. Teodoro U, dos Santos DR, dos Santos AR, Oliveira O, dos Santos ES, Neitzke HC, Monteiro WM, Rossi RM, Lonardoní MV, Silveira TG. Avaliação de medidas de controle de flebotomíneos no Município de Lobato, Estado do Paraná, Sul do Brasil. *Cad Saúde Pública* 22: 451-455, 2006.
214. Teodoro U, Santos DR, Santos AR, Oliveira O, Poiani LP, Kühl JB, Lonardoní MV, Silveira TG, Monteiro WM, Neitzke HC. Avaliação de medidas de controle de flebotomíneos no norte do Estado do Paraná, Brasil. *Cad Saúde Pública*. 23: 2597- 2604, 2007.
215. Matos E, Mendonca I, Azevedo C. *Vavraia lutzomyiae* n. sp. (Phylum Microspora) infecting the sandfly *Lutzomyia longipalpis* (Psychodidae, Phlebotominae), a vector of human visceral leishmaniasis. *Eur J Protistol* 42: 21-28, 2006
216. Maciel M V., Morais SM, Bevilaqua CML, Silva RA, Barros RS, Sousa RN, Sousa LC, Brito ES, Souza-Neto MA. Chemical composition of Eucalyptus spp. essential oils and their insecticidal effects on *Lutzomyia longipalpis*. *Vet. Parasitol.* 2010a; 167: 1-7.
217. Andrade Coelho CA, de Souza NA, Feder MD, da Silva CE, Garcia Ede S, Azambuja P, Gonzalez MS, Rangel EF. Effects of azadirachtin on the development and mortality of *Lutzomyia longipalpis* larvae (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). *J Med Entomol* 43: 262-266, 2006
218. Giunchetti RC, Corrêa-Oliveira R, Martins-Filho OA, Teixeira-Carvalho A, Roatt BM, de Oliveira Aguiar-Soares RD, Coura-Vital W, de Abreu RT, Malaquias LC, Gontijo NF, Brodskyn C, de Oliveira CI, Costa DJ, de Lana M, Reis AB. A killed *Leishmania* vaccine with sand fly saliva extract and saponin adjuvant displays immunogenicity in dogs. *Vaccine* 26: 623-638, 2007.
219. Fontes G., Anderson Brandão Leite A., Vasconcelos de Lima AR., Freitas H., Ehrenberg JP., Rocha E., Lymphatic filariasis in Brazil: epidemiological situation and outlook for elimination, *Parasites & Vectors* 2012, 5:272 <http://www.parasitesandvectors.com/content/5/1/272>
220. World Health Organization; Global Programme to Eliminate Lymphatic Filariasis: progress report 2000–2009 and strategic plan 2010–2020. 2010. [http://www.searo.who.int/entity/vector\\_borne\\_tropical\\_diseases/topics/lymphatic\\_filariasis/LFREP.pdf](http://www.searo.who.int/entity/vector_borne_tropical_diseases/topics/lymphatic_filariasis/LFREP.pdf) (fecha de último acceso: 18 de noviembre del 2016).
221. Cano et al. The global distribution and transmission limits of lymphatic filariasis: past and present *Parasites & Vectors* 2014, 7:466 <http://www.parasitesandvectors.com/content/7/1/466>
222. Samy AM, Elaagip AH, Kenawy MA, Ayres CFJ, Peterson AT, Soliman DE (2016) Climate Change Influences on the Global Potential Distribution of the Mosquito *Culex quinquefasciatus*, Vector of West Nile Virus and Lymphatic Filariasis. *PLoS ONE* 11(10): e0163863. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0163863>
223. Mariana Rocha Davidl Gabriel Sylvestre RibeiroII Rafael Maciel de Freitas, Bionomics of *Culex quinquefasciatus* within urban areas of Rio de Janeiro, Southeastern Brazil, *Rev Saúde Pública* 2012;46(5):858-65
224. Burke R., Barrera R., Lewis M., Kluchinsky T., Claborn D. Septic tanks as larval habitats for the mosquitoes *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* in Playa-Playita, Puerto Rico. *Med. Vet. Entomol.* 2010;24:117-123. doi: 10.1111/j.1365-2915.2010.00864.x.
225. Obando R.G., Gamboa F., Perefán O., Suarez M.F., Lerma J.M. Experiencia de un análisis entomológico de criaderos de *Aedes aegypti* y *Culex quinquefasciatus* en Cali, Colombia. *Rev. Colomb. Entomol.* 2007;33:148-156.
226. Maureen Leyva, María del Carmen Marquetti, Domingo Montada, Segregación de nicho de *Aedes aegypti* y *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) en condiciones de laboratorio, *Revista Cubana de Medicina Tropical.* 2012;64(2):206-211
227. Juan C. Santana-Martínez, Jorge Molina, Jenny Dussán, Asymmetrical Competition between *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) Coexisting in Breeding Sites, *Insects.* 2017 Dec; 8(4): 111. doi:10.3390/insects8040111

228. Aigbodion F. I., Uyi, O. O., Akintelu O. H. and Salau L. A., Studies on some aspects of the ecology of *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) in relation to filarial infection in Benin City, Nigeria, *European Journal of Experimental Biology*, 2011, 1 (4):173-180
229. Garcia-Rejon, J.E.,B.J. Blitvich,J.A. Farfan-Ale,M.A. Loroño-Pino,W.A. Chi Chim,L.F. Flores-Flores,E. Rosado-Paredes,C. BaakBaak,J. Perez-Mutul,V. Suarez-Solis,I. Fernandez-Salas, andB.J. Beaty.2010.Host-feeding preference of the mosquito,*Culex quinquefasciatus*, in Yucatan State, Mexico.*J. Insect Sci.* 10:1-12.
230. Sajal Bhattacharya, Probal Basu, The Southern House Mosquito, *Culex quinquefasciatus*: profile of a smart vector, *Journal of Entomology and Zoology Studies* 2016; 4(2): 73-81
231. Irvine et al. Modelling strategies to break transmission of lymphatic filariasis - aggregation, adherence and vector competence greatly alter elimination, *Parasites & Vectors* (2015) 8:547 DOI 10.1186/s13071-015-1152-3
232. Unlu I,Roy AF,Yates M,Garrett D,Bell H,Harden T,Foil LD., Evaluation of surveillance methods for detection of West Nile virus activity in East Baton Rouge Parish, Louisiana, 2004-2006, *J Am Mosq Control Assoc.*2009 Jun;25(2):126-33.
233. Reisen WK, Pfuntner AR, Effectiveness of five methods for sampling adult *Culex* mosquitoes in rural and urban habitats in San Bernardino County, California, *Journal of the American Mosquito Control Association*01 Dec 1987, 3(4):601-606
234. Curtis CF, Malecela-Lazaro M, Reuben R, Maxwell CA., Use of floating layers of polystyrene beads to control populations of the filaria vector *Culex quinquefasciatus*. *Ann Trop Med Parasitol.*2002 Dec;96 Suppl 2:S97-104.
235. Chandra G,Bhattacharjee I,Chatterjee SN,Ghosh A., Mosquito control by larvivorous fish, *Indian J Med Res.*2008 Jan;127(1):13-27
236. Gerald G.Marten, Janet W. Reid, Cyclopoid Copepods, *Journal of the American Mosquito Control Association*Jul 2007: Vol. 23, Issue sp2, pg(s) 65- 92, [https://doi.org/10.2987/8756-971X\(2007\)23\[65:CC\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2987/8756-971X(2007)23[65:CC]2.0.CO;2)
237. Webber RH. Eradication of *Wuchereria bancrofti* infection through vector control. *Trans R Soc Trop Med Hyg* 1979; 73:722-4
238. Lisa J. Reimer., Edward K. Thomsen., Daniel J. Tisch, Insecticidal Bed Nets and Filariasis Transmission in Papua New Guinea *N Engl J Med* 2013;369:745-53. DOI: 10.1056/NEJMoa1207594
239. Van den Berg H, Kelly-Hope LA, Lindsay SW. Malaria and lymphatic filariasis: the case for integrated vector management. *Lancet Infect Dis* 2013;13:89-94.
240. Atyame CM, Pasteur N, Dumas E, Tortosa P, Tantely ML, et al. (2011) Cytoplasmic Incompatibility as a Means of Controlling *Culex pipiens quinquefasciatus* Mosquito in the Islands of the South-Western Indian Ocean. *PLoS Negl Trop Dis* 5(12): e1440. doi:10.1371/journal.pntd.0001440
241. Atyame CM, Cattel J, Lebon C, Flores O, Dehecq J-S, Weill M, et al. (2015)*Wolbachia*-Based Population Control Strategy Targeting *Culex quinquefasciatus* Mosquitoes Proves Efficient under Semi-Field Conditions. *PLoS ONE* 10(3): e0119288. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0119288>
242. Thomsen EK, Sanuku N, Baea M, et al. Efficacy, safety, and pharmacokinetics of coadministered diethylcarbamazine, albendazole, and ivermectin for treatment of bancroftian filariasis. *Clin Infect Dis* 2016; 62: 334-41.
243. Ramaiah KD, Ottesen EA. Progress and impact of 13 years of the global programme to eliminate lymphatic filariasis on reducing the burden of filarial disease. *PLoS Negl Trop Dis* 2014; 8: e3319.
244. K. D. Ramaiah, P. K. Das, P. Vanamail, S. P. Pani, The impact of six rounds of single-dose mass administration of diethylcarbamazine or ivermectin on the transmission of *Wuchereria bancrofti* by *Culex quinquefasciatus* and its implications for lymphatic filariasis elimination programmes, *Trop Med Int Health.*2003 Dec;8(12):1082-92.
245. Thomsen EK, Sanuku N, Baea M, et al. Efficacy, safety, and pharmacokinetics of coadministered diethylcarbamazine, albendazole, and ivermectin for treatment of bancroftian filariasis. *Clin Infect Dis* 2016; 62: 334-41.
246. Stone CM, Kastner R, Steinmann P, Chitnis N, Tanner M, Tediosi F. Modelling the health impact and cost-effectiveness of lymphatic filariasis eradication under varying levels of mass drug administration scale-up and geographic coverage. *BMJ Glob Health* 2016; 1: e000021.
247. Rebollo MP, Bockarie MJ. Can lymphatic filariasis be eliminated by 2020? *Trends Parasitol* 2016; DOI:10.1016/j.pt.2016.09.009.
248. Gambhir, M. et al. Geographic and ecologic heterogeneity in elimination thresholds for the major vector-borne helminthic disease, lymphatic filariasis. *BMC Biology* 8, 1 (2010).
249. K.D. Ramaiah, P.K. Das, Vijai Dhandu, Estimation of permissible levels of transmission of bancroftian filariasis based on some entomological and parasitological results of a 5-year vector control programme, *Acta Tropica*, 56(1994)89-96
250. Kastner RJ, Stone CM, Steinmann P, Tanner M, Tediosi F. What is needed to eradicate lymphatic filariasis? A model-based assessment on the impact of scaling up mass drug administration programs. *PLoS Negl Trop Dis* 2015; 9: e0004147.
251. Sunish IP,Rajendran R,Mani TR,Gajanana A,Reuben R,Satyanarayana K., Long-term population migration: an important aspect to be considered during mass drug administration for elimination of lymphatic filariasis, *Trop Med Int Health.*2003 Apr;8(4):316-21.
252. Gambhir M, Michael E. Complex ecological dynamics and eradicability of the vector borne macroparasitic disease, lymphatic filariasis. *PLoS One* 2008;(8)3: e2874.
253. Michael E, Malecela-Lazaro MN, Simonsen PE, Pedersen EM, Barker G, Kumar A, Kazura JW., Mathematical modelling and the control of lymphatic filariasis, *Lancet Infect Dis.*2004 Apr;4(4):223-34.
254. Lanciotti et al. Origin of the West Nile virus responsible for an outbreak of encephalitis in the northeastern U.S. *Science*, 1999, 286:2333-337.

255. Komar N, Clark GG. West Nile Virus activity in Latin America and the Caribbean. *Rev Panam Salud Pública*. 2006;19(2):112-7.
256. Centers for Disease Control and Prevention Epidemic/Epizootic West Nile Virus in the United States: Guidelines for Surveillance, Prevention, and Control, 3rd Revision 2003; disponible en [http://www.westnile.state.pa.us/action/wnv\\_guidelines\\_aug\\_2003.pdf](http://www.westnile.state.pa.us/action/wnv_guidelines_aug_2003.pdf)
257. A. Marm Kilpatrick, Peter Daszak, Matthew J. Jones, Peter P. Marra, Laura D. Kramer, Host heterogeneity dominates West Nile virus transmission, *Proc. R. Soc. B* (2006) 273, 2327-2333 doi:10.1098/rspb.2006.3575
258. [Andreadis TG](#), The contribution of *Culex pipiens* complex mosquitoes to transmission and persistence of West Nile virus in North America, *J Am Mosq Control Assoc*.2012 Dec;28(4 Suppl):137-51. DOI:[10.2987/8756-971X-28.4s.137](https://doi.org/10.2987/8756-971X-28.4s.137)
259. Swetnam D, Widen SG, Wood TG, Reyna M, Wilkerson L, Debboun M, et al. Terrestrial Bird Migration and West Nile Virus Circulation, United States. *Emerg Infect Dis*. 2018;24(12):2184-2194. <https://dx.doi.org/10.3201/eid2412.180382>
260. Darsie R.F., Ward R.A. Identification and Geographical Distribution of the Mosquitos of North America, North of Mexico. University Press of Florida; Gainesville, FL, USA: 2005.
261. Marvin S. Godsey Jr, Roger Nasci, Harry M. Savage, Stephen Aspen, Raymond King, Ann M. Powers, Kristen Burkhalter, Leah Colton, Dawn Charnetzky, Sarah Lasater, Viki Taylor, and Charles T. Palmisano, West Nile Virus-infected Mosquitoes, Louisiana, 2002, *Emerging Infectious Diseases* Vol. 11, No. 9, September 2005:1399-1404.
262. Sallam M.F., Xue R.D., Pereira R.M., Koehler P.G. Ecological niche modeling of mosquito vectors of West Nile virus in St. John's County, Florida, USA. *Parasites & Vectors*. 2016;9:371. doi: 10.1186/s13071-016-1646-7.
263. Mohamed F. Sallam,[Sarah R. Michaels](#),[Claudia Riegel](#),[Roberto M. Pereira](#),[Wayne Zipperer](#),[B. Graeme Lockaby](#), and Philip G. Koehler, Spatio-Temporal Distribution of Vector-Host Contact (VHC) Ratios and Ecological Niche Modeling of the West Nile Virus Mosquito Vector, *Culex quinquefasciatus*, in the City of New Orleans, LA, USA, *Int J Environ Res Public Health*. 2017 Aug; 14(8): 892. doi:[10.3390/ijerph14080892](https://doi.org/10.3390/ijerph14080892)

# Glosario

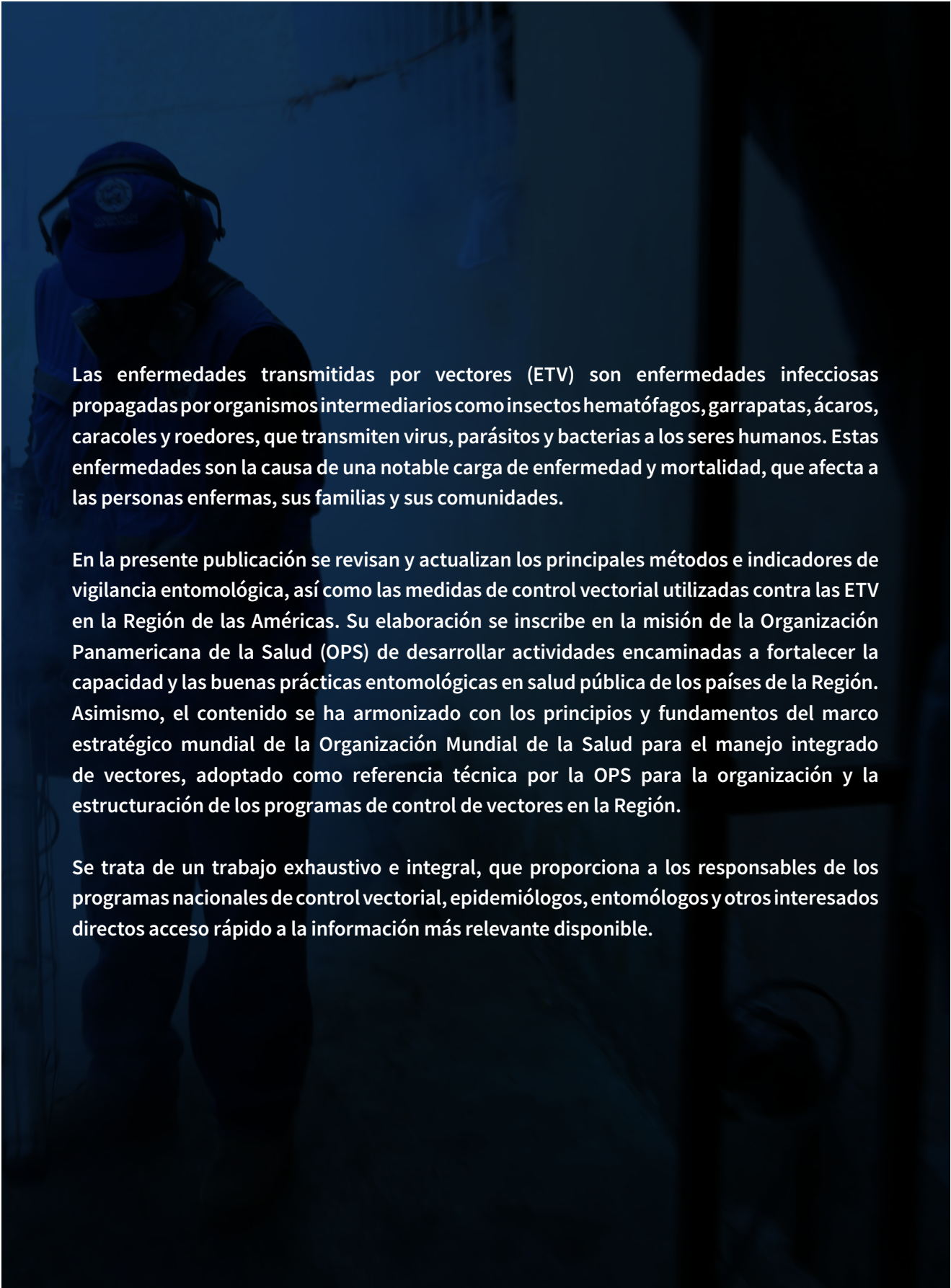
- **Aedes (Ae.):** género de la clase Insecta, del orden Diptera de la familia Culicidae, subfamilia Culicinae, tribu Aedini, con 80 géneros y 2 grupos inciertos. Actualmente las especies transmisoras del virus del dengue, chikunguña, fiebre amarilla, y otros flavivirus y alfavirus se clasifican dentro del género *Stegomyia*, es decir *Stegomyia aegypti* y *St. albopictus*. No obstante, para evitar confusiones y por costumbre se seguirá denominando a las especies anteriores como miembros del género *Aedes*.
- **Agente infeccioso o patógeno:** microorganismo capaz de causar una enfermedad si se reúnen las condiciones para ello; los más importantes para la salud son: 1) virus; 2) bacterias; 3) hongos, y 4) parásitos.
- **Aljibe o cisterna:** depósito típicamente subterráneo construido con diferentes materiales para coleccionar, almacenar y distribuir el agua.
- **Ambiente:** conjunto de elementos naturales y artificiales o inducidos por el hombre que hacen posible la existencia y desarrollo de los seres humanos y demás organismos vivos que interactúan en un espacio y tiempo determinados.
- **Anopheles (An.):** género de la clase Insecta, orden Diptera, de la familia Culicidae, subfamilia Anophelinae. El género tiene un total de 464 especies formalmente reconocidas y más de 50 miembros de complejos de especies aún sin nombre. Las especies formalmente reconocidas se dividen en 7 subgéneros: *Anopheles* (189 especies), *Baimaia* (1), *Cellia* (217), *Kerteszia* (12), *Lophopodomyia* (6), *Nyssorhynchus* (31) y *Stethomyia* (5). Las especies más importantes por ser vectores de plasmodios causantes del paludismo son: *An. pseudopunctipennis*, *An. albimanus*, *An. vestitipennis* y *An. Darlingi*.
- **Arbovirus:** virus patógenos para los vertebrados, transmitidos por artrópodos (géneros *Flavivirus* y *Alfavirus*). El término tiene su origen en el inglés, en la contracción de “arthropod-borne virus”.
- **Artrópodo (Phylum Arthropoda):** animal multicelular con simetría bilateral cuyo cuerpo está formado por tres regiones (cabeza, tórax y abdomen) con segmentos modificados en cada región, con forma y función específicos, recubierto por una capa dura compuesta de quitina que funciona como esqueleto externo, y con patas articuladas y crecimiento discontinuo por medio de mudas.
- **Asperjar:** acción de rociar un líquido en gotas de tamaño entre cien y cuatrocientas micras.
- **Barrido:** forma de aplicación de medidas antivectoriales para el control de las enfermedades transmitidas por vectores. Consiste en cubrir el 100% de la localidad a tratar, realizando la eliminación de criaderos, y aplicando larvicidas y adulticidas en un plazo de 4 a 6 semanas como máximo.
- **Cacharro:** artículo en desuso, que puede contener agua y convertirse en criadero de vectores.
- **Control biológico:** utilización de organismos patógenos, parásitos, parasitoides o depredadores, enemigos naturales de las especies biológicas plaga o vectores de enfermedades, para mantener sus poblaciones a niveles inferiores de lo que estarían en su ausencia. Entre los agentes de control biológico se encuentran los peces larvívoros como *Gambusia affinis*, *Poecilia sp.* y *Tilapia spp.*, entre otros.
- **Control físico:** procedimiento para disminuir o evitar el riesgo del contacto vector-humano, realizando modificaciones en el ambiente para eliminar permanentemente (modificación) o de forma temporal (manipulación) el hábitat de los transmisores de enfermedades.
- **Control químico:** procedimiento aplicado contra los vectores en estadios larvarios o inmaduros y de imago o adultos, utilizando plaguicidas derivados de un proceso de síntesis química con efecto insecticida, acaricida o nematocida.
- **Criadero:** lugar donde el vector hembra pone sus huevos para que se desarrollen posteriormente los estados inmaduros o juveniles, es decir, ninfas en los insectos terrestres como chinches o garrapatas y larvas y pupas en los insectos con una fase acuática en su ciclo de vida, como los mosquitos.
- **Culex:** género de mosquitos de la familia Culicidae, algunos de los cuales suponen un problema de salud pública, como *Cx. quinquefasciatus* y vectores de enfermedades como la fiebre del Nilo Occidental (con varias especies vectoras como *Cx. tarsalis* y otras).
- **Culicidae:** familia de la clase Insecta, orden Diptera, suborden Pterygota. Se trata de un extenso grupo que se encuentra en todas las latitudes. Incluye 3.525 especies divididas en 2 subfamilias (*Anophelinae* y *Culicinae*) y 113 géneros. La subfamilia *Anophelinae* tiene 3 géneros y *Culicinae* tiene 110 géneros divididos en 11 tribus, en las que se encuentran todos los mosquitos vectores de enfermedades.
- **Chapear:** acción de quitar la hierba crecida alrededor de las viviendas para reducir sitios de reposo de diferentes estadios de artrópodos vectores.
- **Dengue:** enfermedad producida por el virus dengue (DENV), perteneciente a la familia *Flaviviridae*, género *Flavivirus*, conformado por cuatro serotipos (DENV1-DENV4). El virus es transmitido por la picadura de mosquitos hembra de las especies *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*. La enfermedad es importante porque produce brotes explosivos de fiebre, así como brotes de fiebre hemorrágica o, con menos frecuencia, de choque grave.
- **Diapausa:** es un estado fisiológico de inactividad con factores desencadenantes y terminantes bien definidos. Se usa a menudo para sobrevivir condiciones ambientales desfavorables y predecibles, tales como temperaturas extremas, sequía o ausencia de alimento.

- **Efecto residual:** respuesta biológica a una intervención de control vectorial que sigue al llamado efecto agudo (hasta 48 horas después de la aplicación), medida por la mortalidad en bioensayos específicos de la formulación, tipo de aplicación e insecto blanco. Se puede medir en días, semanas, meses o años, según el tipo de producto, su formulación y la eficacia deseada.
- **Efectividad biológica:** capacidad de un fármaco o plaguicida para generar una respuesta terapéutica o tóxica en los organismos blanco.
- **Enfermedad de Chagas o Tripanosomiasis americana:** enfermedad parasitaria exclusiva del continente americano cuyo agente etiológico es el protozoo flagelado *Trypanosoma cruzi* (*T. cruzi*), el cual es transmitido de forma horizontal entre una persona enferma y una sana, por medio del contacto con materia fecal infectada de chinches reduvidos triatomínicos (especies del género *Triatoma sp.*, *T. dimidiata*, *T. longipennis*, *T. pallidipennis*, *T. barberi*, además de *Rhodnius prolixus*).
- **Enfermedades transmitidas por vectores (ETV):** infecciones cuyo agente causal o infeccioso requiere la participación de un artrópodo como huésped o transmisor para completar su ciclo de vida y mantener su población en huéspedes vertebrados susceptibles. Incluyen el paludismo, dengue, leishmaniasis, oncocercosis, tripanosomiasis, rickettsiosis, fiebre del Nilo Occidental, chikunguña, y otras arbovirosis, erliquiosis y anaplasmosis.
- **Epidemiología:** estudio de la frecuencia y características de la distribución de enfermedades, así como de los factores que las determinan, condicionan o modifican, siempre en relación con una población, un área geográfica y un período determinados. Proporciona información esencial para la prevención y el control de enfermedades.
- **Equipo de aspersión:** aparatos, generalmente bombas, diseñados para rociar los insecticidas al aire o sobre una superficie.
- **Evaluación de eficacia y seguridad:** prueba estandarizada con protocolos recomendados por la OMS, realizada al menos por dos instituciones de educación superior.
- **Fauna nociva:** animales vertebrados o invertebrados, domésticos o silvestres que pueden ser reservorios de vectores o de agentes causales de enfermedades.
- **Formulación de insecticida:** mezcla de ingrediente activo y vehículo, coadyuvantes o sinergistas que le confieren utilidad para el tipo aplicación y eficacia biológica contra el insecto blanco.
- **Hábitat:** todos los componentes físicos, químicos, biológicos y sociales del área o espacio donde los seres vivos encuentran condiciones propicias para vivir y reproducirse.
- **Huésped:** persona o animal vivo que, en circunstancias naturales, permite la subsistencia o el alojamiento de un agente infeccioso o un ectoparásito.
- **Imago:** insecto en su última etapa de desarrollo y que es sexualmente maduro o adulto.
- **Insecto:** artrópodo de la Clase Hexápoda o Insecta que se caracteriza por tener tres pares de patas, un par de antenas y un cuerpo dividido en tres regiones bien diferenciadas: cabeza, tórax y abdomen.
- **Insecticida:** plaguicida de origen químico, bioquímico, microbiano, botánico o misceláneo, que elimina a los insectos vectores o evita el contacto con el humano, y que está dirigido a cualquiera de los estadios de desarrollo (huevo, larva, pupa o imago) del vector.
- **Instar:** etapas de desarrollo de las larvas (desde el primer hasta el cuarto estadio larvario)
- **Larva, pupa y ninfa:** estadios juveniles de los artrópodos. Ninfa se aplica a los artrópodos con desarrollo inmaduro sin metamorfosis o con metamorfosis parcial (hemimetábolos). Larva y pupa son etapas sucesivas en insectos con metamorfosis completa (holometábolos).
- **Larvicida:** insecticida que mata larvas de los insectos.
- **Leishmaniasis:** enfermedad zoonótica con afectaciones dérmicas cutáneas o viscerales causada por protozoarios del género *Leishmania*, de las especies *L. mexicana*, *L. brasiliensis* y *L. infantum* (antes chagasi), transmitidos de una persona infectada a una sana mediante la picadura de insectos hematófagos del género *Lutzomyia*.
- **Lutzomyia:** género de la familia Psychodidae, de la subfamilia Phlebotominae, cuyas especies manifiestan conducta hematofágica. Las especies en territorio nacional confirmadas como vectores (*L. olmeca*, *L. diabolica* y *L. cruciata*) están vinculadas con la presentación cutánea, mientras que *L. evansi* se ha asociado con Leishmaniasis visceral en Chiapas.
- **Malla o pabellón:** red protectora hecha de algodón, tela plástica o metal con un número determinado de orificios por pulgada cuadrada, que evita el contacto de los insectos con el humano y se coloca alrededor de la cama o en ventanas y puertas.
- **Materiales impregnados con insecticida de larga duración (MIILD):** malla, pabellón de cama o cortina construida con material sintético en el que, durante el proceso de fabricación, se incorpora a las fibras el insecticida, con vida útil superior a los cuatro años y efecto residual después de 20 lavados.
- **Medidas de manejo integrado:** aplicación de todas las técnicas disponibles para combatir las plagas y disminuir su desarrollo posterior, manteniendo el empleo de plaguicidas y otras intervenciones que reducen al mínimo los riesgos para la salud humana y el ambiente.
- **Mortalidad aguda:** cálculo de mortalidad en bioensayos con insectos o ácaros, medida hasta 24 o 48 horas después de la exposición a insecticidas químicos, microbianos, misceláneos o botánicos.
- **Nebulización térmica (NT):** tratamiento de un área con aerosoles calientes, por medio de generadores de niebla que transforman una solución de baja concentración en una nube espesa de humo, que lleva suspendidas las gotas del insecticida.
- **Nebulización a volumen ultrabajo:** procedimiento para la aplicación espacial con niebla fría de los insecticidas con equipos pesados montados en vehículos o motomochilas, en formulaciones que puedan generar gotas fraccionadas cuyo diámetro óptimo debe fluctuar entre 15 y 25 micras.

- **Notificante promotor:** la persona elegida por la comunidad, que organiza y coordina los trabajos de eliminación de criaderos de moscos vectores del paludismo y promueve la limpieza del peridomicilio en su localidad.
- **Notificante voluntario:** la persona de la comunidad, o personal de salud que voluntariamente toma muestras de sangre a un enfermo, para confirmar o descartar paludismo y, en su caso, dar tratamiento inicial, en coordinación con los servicios médicos oficiales.
- ***Onchocerca volvulus*:** especie de gusano redondo de la clase Nemátoda que es el agente causal de la oncocercosis humana.
- **Oncocercosis:** enfermedad infecciosa, crónica, de carácter degenerativo, no mortal, causada por un helminto de la familia Filariidae, *Onchocerca volvulus* y cuya consecuencia más grave es la condición denominada ceguera de los ríos.
- **Ovipostura:** proceso de puesta de los huevos en un sitio adecuado para su eclosión, desarrollo larvario y emergencia hasta llegar a adulto. Consiste en una fase de preoviposición, que comprende la localización del sitio de oviposición y una fase final, la oviposición, la cual consiste en la colocación de los huevos sobre el sustrato. La localización y selección de los sitios de ovipostura es el resultado de una red de interacciones de factores físicos y químicos, que involucra respuestas olfativas, visuales y táctiles en los mosquitos.
- **Ovitrapa:** dispositivo hecho de un bote plástico de color negro de un litro de capacidad, llenado a partes de volumen y recubierto sobre el borde de agua con una tira de papel pellón. Se usa para coleccionar huevos de vectores de dengue y fiebre chikunguña como *Ae. aegypti* o *Ae. albopictus* y es la medida de elección para monitorear poblaciones y medir riesgos entomológicos de transmisión.
- **Paludismo:** enfermedad humana causada por protozoarios del género *Plasmodium* que son transmitidos de un huésped infectado a otro sano mediante la picadura de hembras de mosquito del género *Anopheles*. Existen cuatro especies del parásito: *P. vivax*, *P. falciparum*, *P. malariae* y *P. ovale*. Actualmente casi todos los casos corresponden a *P. vivax*, agente causal de la fiebre terciana benigna, y muy pocos casos se deben a *P. falciparum*, causante de la fiebre terciana maligna, la cual es potencialmente letal.
- **Parásito:** organismo vivo que crece y se desarrolla dentro o sobre un huésped del cual depende metabólicamente para su supervivencia, pudiéndole causar daño en diferentes grados, incluyendo afectación de tejidos en contacto a largo plazo, o la muerte, dependiendo de la especie de parásito.
- **Participación social:** proceso que permite involucrar a la población, autoridades locales, instituciones públicas y a los sectores social y privado en la planificación, programación, ejecución y evaluación de los programas y acciones de salud, con el propósito de lograr un mayor impacto y fortalecer al Sistema Nacional de Salud.
- **Piretroides:** insecticidas de origen natural (piretrinas) o sintético que tienen como núcleo químico los grupos funcionales ciclopropano carboxilato y cuyo modo de acción (similar al de los organoclorados) es el de afectar el transporte de iones sodio a través de la membrana del axón nervioso.
- **Plaguicida misceláneo:** aquel que no posee propiedades fisicoquímicas y toxicológicas plaguicidas, pero que presenta características que permiten el control de plagas.
- **Prueba de susceptibilidad:** ensayos estandarizados para detectar la aparición de resistencia a los insecticidas utilizados para el control de los insectos vectores de enfermedades. Estos ensayos siguen las Instrucciones para la Evaluación de la Resistencia a Insecticidas en Vectores mediante el Ensayo Biológico de la Botella de los CDC.
- **Prueba de tira reactiva:** ensayo estandarizado para el diagnóstico rápido de algunas ETV, entre ellas el paludismo, dengue, enfermedad de Chagas y leishmaniasis. También hay tiras reactivas para confirmar la infección por estas enfermedades en los vectores que las transmiten.
- **Recaída:** reaparición de la infección sanguínea con o sin sintomatología, debido a la activación del desarrollo intrahepático de hipnozoítos del parásito del paludismo *P. vivax* y *P. ovale*, que ocurre principalmente dentro de las 4-50 semanas después de la infección primaria, y en algunos casos excepcionales, años después.
- **Recipientes desechables:** aquellos susceptibles de eliminarse mediante una acción de limpieza o descacharrización. La comunidad debe identificarlos como eliminables y son parte integral de la estrategia de patio limpio.
- **Resistencia:** capacidad adquirida por una población de insectos para tolerar la dosis de un tóxico que sería letal para la mayoría de los individuos de una población normal de una misma especie. Se habla de resistencia manifiesta cuando la mortalidad en insectos expuestos en ensayos convencionales (larvicidas o adulticidas) es menor al 90%. Cuando la mortalidad está entre 90 y 97% se puede hablar de resistencia incipiente, mientras que si la mortalidad es igual o superior al 98%, se habla de una población susceptible al insecticida bajo estudio. Otra forma de evaluar la resistencia es mediante la diferencia en la razón de resistencia, al comparar la población de insectos de campo con una población susceptible de referencia de laboratorio. Cuando la razón de resistencia (Dosis letal 50 en la población de campo/Dosis letal 50 en población de referencia) es menor a 5, se habla de población sensible; cuando la razón de resistencia es igual a 5, se habla de resistencia incipiente, y cuando la razón de resistencia es superior a 10, entonces se habla de resistencia manifiesta.
- **Riesgo entomológico:** presencia y abundancia de insectos vectores de alguna enfermedad en un lugar determinado. Es fundamental en la toma de decisiones para la aplicación de medidas preventivas y de control.
- **Rociado espacial:** aplicación de insecticida en formulación no residual a volumen ultrabajo en exteriores, o en zonas habitadas y naturales inundadas, mediante aplicaciones en tierra con equipos pesados montados en vehículos, motocicletas o desde el aire en equipos montados en avionetas o helicópteros.
- **Saneamiento básico:** la tecnología de menor costo que permite eliminar higiénicamente las excretas y aguas residuales y tener un medio ambiente limpio y sano tanto en la vivienda como en las proximidades de los habitantes.



- **Simulium:** género de la familia Simuliidae, del orden Diptera, de la clase Insecta, cuyas hembras infectadas con las microfilarias de *Onchocerca volvulus* transmiten la oncocercosis de una persona a otra. *Simulium ochraceum* es un vector principal de oncocercosis.
- **Síndrome de Guillain-Barré:** produce la destrucción aguda de mielina que recubre los axones de las fibras nerviosas periféricas y es de naturaleza autoinmune. Afecta al sistema nervioso periférico y algunas veces al sistema nervioso central, y comienza como resultado de un proceso infeccioso agudo que desencadena un descontrol del sistema inmune.
- **Tamizaje:** examen o prueba inicial para el diagnóstico de alguna patología.
- **Tratamiento de cura radical:** concepto aplicado en el tratamiento del paludismo, cuyo objetivo es eliminar todos los parásitos hepáticos y eritrocíticos del enfermo.
- **Tratamiento profiláctico:** suministro de medicamentos a grupos de población o individuos en riesgo de contraer una enfermedad por residir en o trasladarse hacia áreas endémicas. Estos tratamientos tienen la finalidad de evitar las infecciones o mitigar las manifestaciones clínicas de la enfermedad, además de eliminar el agente infeccioso.
- **Vector:** organismo vivo que puede transmitir enfermedades infecciosas entre personas, o de animales a personas.
- **Vigilancia entomológica:** monitoreo de los vectores a lo largo del tiempo a fin de detectar cambios en la abundancia y composición de especies en un lugar determinado.
- **Virus chikunguña:** virus de la Familia Alphaviridae transmitido por la picadura de mosquitos de las especies *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*. La sintomatología inicia con una fuerte fiebre seguida de un eritema y dolores fuertes en las articulaciones, los cuales pueden permanecer o reaparecer hasta varios meses después del inicio de la enfermedad.
- **Virus del Nilo Occidental (VNO):** virus de la Familia Flaviviridae transmitido por la picadura de mosquitos que comúnmente afecta a diversas aves y accidentalmente a mamíferos, entre ellos, caballos e incluso seres humanos. En humanos, la enfermedad puede tener curso asintomático, condición febril moderada o enfermedad neuroinvasiva como meningitis o encefalitis.
- **Xenodiagnóstico:** estudio de laboratorio que se realiza para demostrar la presencia del agente etiológico a través de la alimentación del insecto vector no infectado y criado en condiciones de laboratorio, con sangre del individuo sospechoso.
- **Zoonosis:** enfermedad transmitida por vectores entre animales domésticos o silvestres, de la cual el ser humano puede ser huésped accidental (enfermedad de Chagas, leishmaniasis, VNO, peste y Rickettsiosis, entre otras).



Las enfermedades transmitidas por vectores (ETV) son enfermedades infecciosas propagadas por organismos intermediarios como insectos hematófagos, garrapatas, ácaros, caracoles y roedores, que transmiten virus, parásitos y bacterias a los seres humanos. Estas enfermedades son la causa de una notable carga de enfermedad y mortalidad, que afecta a las personas enfermas, sus familias y sus comunidades.

En la presente publicación se revisan y actualizan los principales métodos e indicadores de vigilancia entomológica, así como las medidas de control vectorial utilizadas contra las ETV en la Región de las Américas. Su elaboración se inscribe en la misión de la Organización Panamericana de la Salud (OPS) de desarrollar actividades encaminadas a fortalecer la capacidad y las buenas prácticas entomológicas en salud pública de los países de la Región. Asimismo, el contenido se ha armonizado con los principios y fundamentos del marco estratégico mundial de la Organización Mundial de la Salud para el manejo integrado de vectores, adoptado como referencia técnica por la OPS para la organización y la estructuración de los programas de control de vectores en la Región.

Se trata de un trabajo exhaustivo e integral, que proporciona a los responsables de los programas nacionales de control vectorial, epidemiólogos, entomólogos y otros interesados acceso rápido a la información más relevante disponible.