

Vigilancia y control de los mosquitos *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus* en los Estados Unidos

Índice

Visión general	2
Ciclo de transmisión	2
Distribución global.....	3
Alcance estimado de los mosquitos <i>Aedes aegypti</i> (izquierda) y <i>Aedes albopictus</i> (derecha) en Estados Unidos, 2016*	3
Ciclo de vida.....	3
Prevención y control.....	4
Recomendaciones de control y vigilancia de vectores.....	4
Recolección de especímenes y tipos de trampas.....	6
Indicadores de vigilancia de mosquitos	8
Manejo de los mosquitos adultos recogidos en el campo	9
Limitaciones de la vigilancia de mosquitos	10
Control de vectores	10
Referencias	13

Dirigido a

Profesionales de control de vectores

Objetivos

El objetivo principal de este documento es ofrecer directrices para la vigilancia y el control de los mosquitos *Aedes aegypti* y *Aedes albopictus* en respuesta al riesgo de introducción de los virus del dengue, zika, chikunguña y fiebre amarilla en los Estados Unidos y sus territorios. Este documento está destinado a los funcionarios de salud pública locales y estatales, y a especialistas en control de vectores.



Mosquitos hembra de las especies *Aedes aegypti* (izquierda) y *Aedes albopictus* (derecha) en el proceso de extraer alimento compuesto por la sangre de sus organismos hospedadores humanos. Fotos cortesía de James Gathany/CDC.

Visión general

En los Estados Unidos, los mosquitos transmiten diferentes tipos de arbovirus (virus transmitidos por artrópodos). Este documento se limita a tratar los arbovirus transmitidos por las especies *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*, los vectores principales de los virus del dengue (VDEN-1, VDEN-2, VDEN-3, VDEN-4), chikunguña (VCHIK), fiebre amarilla (VFA), y del Zika (VZIK). De los siete arbovirus mencionados arriba, VZIK, VDEN, VFA y VCHIK causaron brotes en los Estados Unidos y en sus territorios en los últimos 110 años. Mientras que los virus del dengue son endémicos en Puerto Rico, en otros territorios como Samoa Americana, Guam, Islas Marianas del Norte y las Islas Vírgenes (EE.UU.) han ocurrido solo algunos brotes esporádicos de dengue. En el último tiempo se han producido brotes focalizados de dengue transmitido a nivel local en el territorio continental de los Estados Unidos, en Florida, Hawái y Texas.

En 2014 se reportaron 12 casos de infecciones por el VCHIK contraídas a nivel local en Florida, y en 2015 se reportó 1 caso de VCHIK de transmisión local en Texas. El VFA, que solía ser frecuente en los Estados Unidos, no ha causado brotes de transmisión local desde 1905. No obstante, circula en los bosques tropicales de América Latina y hay viajeros que suelen retornar infectados a los Estados Unidos. En 2015, por primera vez se reportaron brotes de VZIK en el hemisferio occidental, con casos de transmisión local en América del Sur y Central, el Caribe y México. En 2016 se reportaron casos de transmisión local del virus del Zika por primera vez en los Estados Unidos. La transmisión del VZIK se ha incrementado en la región, lo que produjo un aumento en la incidencia de la infección en viajeros que regresan y contribuyó a que se produjeran casos de transmisión local en los Estados Unidos.

Si bien ninguno de estos arbovirus circula de manera constante en el territorio continental de los Estados Unidos, se han producido y se seguirán produciendo brotes a nivel local como resultado de la importación del virus por parte de viajeros infectados virémicos. Cualquier viajero virémico que visite partes de los Estados Unidos con poblaciones establecidas de mosquitos *Ae. aegypti* o *Ae. albopictus*, o que regrese a ellas, puede iniciar el ciclo de transmisión local del virus.

Ciclo de transmisión



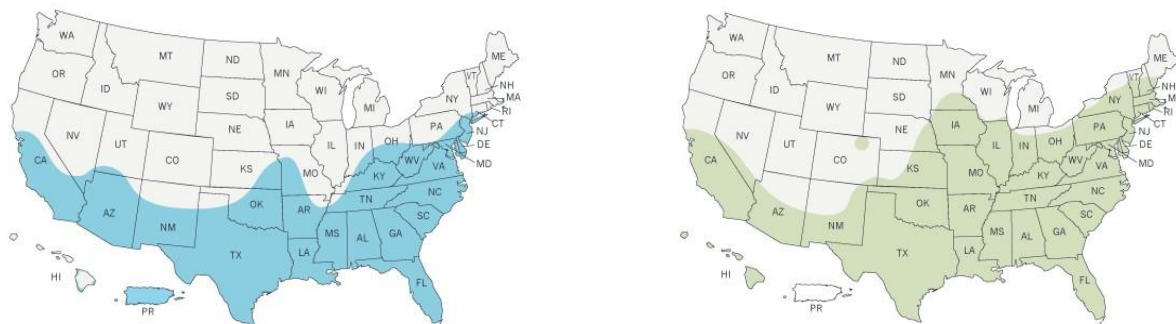
Los VCHIK, VDEN, VFA y VZIK se mantienen en ciclos de transmisión enzoótica en áreas forestales de África, Asia o Sudamérica. El VFA es endémico únicamente en África y Sudamérica. Sin embargo, en áreas urbanas y suburbanas, estos arbovirus se propagan entre las personas a través de la transmisión por los mosquitos de la especie *Aedes*, del subgénero *Stegomyia*, especialmente *Ae. aegypti* (el principal vector en el mundo) y probablemente *Ae. albopictus*.

Distribución global

Lo más probable es que los mosquitos *Aedes aegypti* se hayan originado en África. Desde entonces han sido transportados a todo el mundo, por las regiones tropicales, subtropicales y a veces templadas, a través del comercio global y de las actividades de envío (Powell and Trabachnick, 2013). Los mosquitos *Ae. aegypti* tienen una enorme capacidad vectorial (efectividad innata para transmitir virus) para el VDEN, el VCHIK, el VZIK y el VFA.

Los mosquitos *Aedes albopictus* provienen de Asia. Al igual que los *Ae. aegypti*, los *Ae. albopictus* fueron transportados por el mundo, a lo largo de regiones tropicales, subtropicales y templadas, principalmente a través del comercio internacional de neumáticos usados (Reiter and Sprenger, 1987, Hawley, 1988). Los mosquitos *Ae. albopictus* se adaptaron para sobrevivir en una amplitud térmica más grande y a temperaturas más bajas, lo que les permite persistir en climas más templados. Estos mosquitos viven cerca de la gente, pero menos que los *Ae. aegypti*.

Alcance estimado de los mosquitos *Aedes aegypti* (izquierda) y *Aedes albopictus* (derecha) en Estados Unidos, 2016*



*Estos mapas **NO** muestran:

- Las ubicaciones exactas ni la cantidad de mosquitos que viven en la zona
- El riesgo o la probabilidad de que estos mosquitos diseminen virus

Estos mapas muestran:

- La estimación más aproximada de los CDC del posible alcance de *Aedes aegypti* (izquierda) y *Aedes albopictus* (derecha) en los Estados Unidos
- Las regiones en las que hay o ha habido mosquitos

Ciclo de vida

Los mosquitos *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* ponen sus huevos en recipientes naturales o artificiales con agua estancada (como huecos en los árboles, neumáticos usados, recipientes de plástico, alcantarillas tapadas). Después de salir del huevo, las larvas crecen y se desarrollan para convertirse en pupas y luego en un mosquito adulto terrestre volador. Vea la [hoja informativa sobre el ciclo de vida del mosquito](http://www.cdc.gov/zika/pdfs/mosquitolifecycle.pdf) (<http://www.cdc.gov/zika/pdfs/mosquitolifecycle.pdf>).

Prevención y control

La prevención o disminución de la transmisión de los VDEN, VZIK y VCHIK (existe una vacuna segura y eficaz contra el VFA) depende totalmente del control de los mosquitos vectores y de limitar el contacto entre humanos y vectores. La vigilancia de mosquitos es un componente clave de cualquier programa de manejo de vectores integral a nivel local. El objetivo de la vigilancia de mosquitos es cuantificar el riesgo para los seres humanos a través de la determinación de la presencia y cantidad de vectores locales. Las funciones principales de los programas de vigilancia de mosquitos transmisores del VDEN, VCHIK y VZIK son:

- Determinar la presencia o ausencia de *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* en un área geográfica.
- Identificar qué tipos de recipientes producen la mayor cantidad de mosquitos, a fin de orientar allí los esfuerzos de control de vectores.
- Elaborar mapas detallados que permitan hacer un seguimiento de la presencia de larvas si se detectan *Ae. aegypti* o *Ae. albopictus* en un área.
- Recopilar información sobre poblaciones de mosquitos e identificar las áreas geográficas donde abundan (de alto riesgo).
- Monitorear la efectividad de los esfuerzos de control de vectores.
- Recoger datos sobre las tasas de infección en mosquitos durante los brotes para:
 - Identificar mosquitos vectores principales/secundarios
 - Establecer umbrales para la infección de seres humanos

La ecología de la transmisión arboviral varía según la región y las prácticas de vigilancia varían en los programas (p. ej., cantidad y tipo de trampas, frecuencia con la que se toman muestras, etc.) en función de los fondos, recursos y personal capacitado disponibles. No obstante, para poder identificar y mitigar rápidamente un brote de la enfermedad transmitida por mosquitos, resulta crítico crear y mantener un programa local de vigilancia de vectores.

Aunque la vigilancia de los mosquitos es el método de preferencia para monitorear y predecir brotes del virus del Nilo Occidental, no es el método de preferencia para monitorear o predecir brotes de VDEN, VCHIK, VFA y VZIK. Para estos arbovirus, el método más eficiente es detectar casos en gente. En los Estados Unidos, las enfermedades por el virus del dengue y de chikunguña son de notificación obligatoria. Como se trata de una enfermedad arboviral, el zika también es de notificación obligatoria a nivel nacional. Por consiguiente, los proveedores de atención médica tienen la obligación de reportar cualquier caso, confirmado o presunto, a los departamentos de salud estatales y locales. A su vez, los departamentos de salud deben notificar de inmediato a sus distritos o autoridades estatales o locales de control de vectores. La identificación y respuesta oportunas a brotes de enfermedades transmitidas por mosquitos como VDEN, VCHIK, VFA y VZIK exigen una comunicación permanente entre los proveedores de atención médica, los departamentos de salud pública estatales y locales y los especialistas en control de vectores.

Una prevención efectiva de VDEN, VCHIK, VFA y VZIK con base en sus vectores implica iniciar medidas de control como la reducción de fuentes (eliminación de recipientes) y el tratamiento con larvicidas antes del comienzo de la temporada de mosquitos, y medidas de reducción de adultos con tratamientos con adulticidas después de la detección de actividad de arbovirus en seres humanos. Las iniciativas de contención, a través de una combinación de procedimientos para prevenir la propagación de VDEN, VCHIK, VFA y VZIK, se puede comenzar en cualquier momento en que se detecte un caso confirmado o presunto, así sea importado o contraído a nivel local. Durante los brotes, se puede usar una combinación de contención y control de vectores a gran escala para reducir al mínimo el contacto entre vectores y seres humanos.

Recomendaciones de control y vigilancia de vectores

Antes de la temporada de mosquitos

- Llevar adelante campañas educativas orientadas a reducir o eliminar los hábitats de los mosquitos vectores *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*.

- Realizar encuestas para conocer los lugares donde abundan los recipientes y de qué tipo son. Los recipientes en grandes cantidades pueden traducirse en mosquitos en grandes cantidades y riesgo alto.
- Iniciar una campaña de reducción de fuentes de alcance comunitario: el objetivo de la campaña es motivar a la comunidad para que quite y deseche cualquier recipiente que acumula agua.
- Cubrir, tirar, modificar o tratar los recipientes grandes que acumulan agua con larvicidas de acción prolongada.
- Reducir los espacios donde se posan los mosquitos adultos podando la vegetación y cortando el césped alto.
- Elaborar materiales educativos acerca de los mosquitos *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* y las medidas de protección personal.

Cuando empieza la temporada de mosquitos

- Continuar con las campañas de educación pública orientadas a reducir o eliminar los hábitats de las larvas de los vectores *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*.
- Seguir distribuyendo materiales educativos acerca de los mosquitos *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* y de las medidas de protección personal.
- Realizar encuestas comunitarias sobre *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* para:
 - Determinar su presencia o ausencia
 - Estimar la cantidad relativa
 - Determinar su distribución
 - Elaborar mapas detallados de distribución de vectores
 - Evaluar la eficacia de las iniciativas de reducción de fuentes y de los tratamientos con larvicidas.
- Continuar/mantener los esfuerzos comunitarios de reducción de fuentes.
- Iniciar la toma de muestras de mosquitos adultos o confirmar las áreas donde hay mayor cantidad de mosquitos adultos.
- Iniciar el control preventivo de mosquitos adultos para reducir las poblaciones adultas, especialmente en áreas con gran cantidad de mosquitos.
- Concentrar los esfuerzos de control en los lugares con alta densidad de mosquitos.

Uno o varios casos, presuntos o confirmados, importados o contraídos a nivel local

- Iniciar campañas de educación pública sobre contención de mosquitos orientadas a prevenir o reducir al mínimo el contacto entre vectores y casos en seres humanos, presuntos o confirmados, especialmente durante la primera semana de la enfermedad, que es cuando una persona es virémica y puede infectar a los mosquitos y posiblemente desencadenar o contribuir a desencadenar un brote local.
 - Educar al público para que deseche siempre los recipientes con agua estancada para eliminar los hábitats de larvas. O, si los fondos son suficientes, organizar un programa comunitario voluntario para desechar desperdicios y ayudar a facilitar la eliminación de hábitats de larvas.
 - Tratar con larvicida de acción prolongada cualquier recipiente que acumule agua y no se pueda desechar, cubrir, descartar o modificar de alguna forma.
 - Eliminar los hábitats de larvas dentro de un radio de 100-200 yardas/metros alrededor de la casa de un caso.
- Implementar iniciativas de reducción de fuentes, contención de mosquitos adultos y casos para reducir al mínimo la propagación de mosquitos infectados.
- Informar al público acerca de los casos reportados de la enfermedad e instarlos a que usen:
 - Repelentes de insectos
 - Mallas en puertas y ventanas para evitar que los mosquitos entren a sus casas
 - Aire acondicionado

Control de mosquitos adultos

- Tratar con adulticida los espacios al aire libre en un radio de 100-200 yardas/metros alrededor de la casa de un caso.
- Ofrecer tratamiento insecticida para residuos y espacios al aire libre, repetir tanto como sea necesario para reducir las cantidades de vectores.

- Iniciar y mantener tareas de toma de muestras de mosquitos adultos para estimar la cantidad y evaluar la efectividad de los tratamientos con insecticidas.

Brote, conglomerados de casos presuntos o confirmados

- Dividir la región del brote en áreas de gestión operativa donde se puedan aplicar medidas de control de manera efectiva en unos pocos días. Repetir según sea necesario para reducir la densidad de la población de mosquitos.
- Llevar adelante inspecciones y control de mosquitos puerta a puerta en toda el área (alcanzar más del 90 % de cobertura del área de control en un período de una semana).
- Identificar y tratar, modificar o eliminar los recipientes donde pueden criarse mosquitos.
- Organizar campañas de limpieza comunitaria/por área orientadas a eliminar los recipientes desechables (reducción de fuentes), incluidos los objetos grandes de basura donde se acumula agua (lavadoras, refrigeradores, inodoros rotos) en edificios, lugares públicos, etc.
- Combinar fumigación espacial y residual al aire libre con iniciativas de reducción de fuentes y aplicación de larvicidas (incluida la fumigación residual de superficies de recipientes y lugares adyacentes donde habitan los mosquitos). No olvidar tratar desagües pluviales, canaletas y otras fuentes de acumulación de agua que suelen pasarse por alto.

Recolección de especímenes y tipos de trampas

Trampas de oviposición

Las trampas de oviposición son recipientes pequeños de metal, vidrio o plástico, por lo general de color oscuro, que contienen agua y un sustrato (madera, papel para germinar, tela, gel) donde ponen sus huevos las hembras de mosquitos. Las trampas de oviposición se pueden usar para detectar la presencia de *Ae. aegypti*, *Ae. albopictus* y otra enorme variedad de hembras en estado de gravidez de mosquitos *Aedes* (Fay and Eliason 1966, Mackay et al. 2013, Reiter et al., 1991). Las trampas de oviposición aprovechan el hecho de que las hembras grávidas de *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* ponen sus huevos en recipientes artificiales. Una toma de muestras adecuada requiere la colocación regular (semanal) de trampas en sitios fijos que sean representativos de los tipos de hábitats de la comunidad. Las trampas de oviposición no se deben desplegar en el campo por un período superior a una semana por vez, porque podrían convertirse en sitios donde se producen larvas y comenzar a producir mosquitos adultos. No obstante, existen algunas trampas de oviposición especialmente diseñadas para no producir mosquitos (Chan et al. 1977; Barrera et al. 2013).

Las trampas de oviposición tienen varias ventajas, incluidas que son económicas, se colocan fácilmente y no son invasivas. Por lo general es suficiente una pequeña cantidad de trampas de oviposición para determinar la presencia de vectores. Menos de 100 permiten estimar de manera confiable si hay cantidad excesiva en un vecindario urbano grande (Mogi et al., 1990). Por lo general se coloca una trampa de oviposición por manzana. Finalmente, los datos de las trampas de oviposición son fáciles de analizar, por lo general se expresan en términos del porcentaje de trampas de oviposición positivas (es decir, trampas de oviposición con huevos). La media de huevos por trampa de oviposición permite estimar la cantidad de mosquitos adultos.

Interpretar los datos de una trampa de oviposición requiere cierta cautela, ya que las trampas de oviposición compiten con hábitats naturales para las larvas y las estimaciones de las encuestas de oviposición pueden no reflejar con precisión si hay una cantidad abundante de hembras en estado de gravidez bajo determinadas condiciones. Por ejemplo, los índices de oviposición pueden resultar sesgados después de campañas de reducción de fuentes, ya que las hembras grávidas encuentran menos hábitats aptos y ponen una cantidad más grande de huevos en la trampa de oviposición, lo que puede incidir en la precisión de la evaluación de los esfuerzos de control (Focks 2003). Es posible que resulte necesario algún grado de capacitación en el uso de microscopios para poder contar los huevos con precisión, especialmente si hay desechos en las superficies de oviposición. Finalmente, es necesario dejar que los huevos recolectados sigan su curso, llevarlos al laboratorio e identificar las larvas y los adultos por especie, tarea que requiere personal capacitado.

Sondeos en etapa de inmadurez (larvas y pupas)

Como existe una gran variedad de tipos, tamaños y formas de recipientes que juntan agua, no hay equipos estándar para tomar muestras de los mosquitos que se crían en el recipiente en su etapa de inmadurez. Si el recipiente es suficientemente grande, como un barril de 55 galones, se puede usar una red como las que se usan para limpiar piscinas o pescar. No obstante, los recipientes más comunes son pequeñas latas, neumáticos, etc., y por lo general se vacía todo su contenido sobre una bandeja o fuente y se recogen las muestras con un cuentagotas. Las especies inmaduras por lo general se llevan al laboratorio para su clasificación.

Trampas para mosquitos adultos

No es posible capturar de manera eficaz los mosquitos *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* con las trampas para mosquitos más comunes, como la trampa de luz en miniatura de los CDC, la trampa para especies grávidas de los CDC o la trampa de luz estilo New Jersey. Existen varias trampas con ventilador diseñadas para capturar *Ae. aegypti* adultos, que aprovechan la propensión de esta especie a verse atraída a los objetos oscuros (Fay 1968, Fay and Prince 1970, Freier and Francy 1991, Wilton and Kloter 1985). La trampa de Fay-Prince ha sido la más utilizada, pero es pesada y ocupa lugar, lo que dificulta usarla en cantidades suficientes para obtener estimaciones confiables de las cantidades de mosquitos. En la actualidad, las trampas para *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* adultos de uso más común son las trampas BG Sentinel y una variedad de trampas para especies grávidas como la trampa autocidal de los CDC para hembras grávidas (CDC-AGO) (Mackay et al. 2013, Barrera et al. 2014a, b).

La trampa BG Sentinel: Las trampas BG Sentinel usan una combinación de señales visuales y olfativas atractivas. Tienen la ventaja de ser plegables y livianas. Las trampas BG-Sentinel son más efectivas para atrapar *Ae. aegypti* que las aspiradoras de mochila de los CDC, y además permiten recoger hembras adultas en todos los estados fisiológicos (Maciel-de-Freitas et al. 2006, Williams et al. 2006, Ball and Ritchie 2010). Estas trampas también son efectivas para recolectar *Ae. albopictus* (Meeraus et al. 2008, Bhalala y Arias 2009, Farajollahi et al. 2009, Obenauer et al. 2010). Se puede mejorar la eficacia de las trampas BG con un cebo (p. ej., CO₂, BG-Lure®).

Trampas para hembras grávidas: Hay una serie de trampas recién desarrolladas que usan principios similares de atracción a los de las trampas de oviposición, es decir, atraer y capturar hembras grávidas. Estas trampas se valen de embudos (Gomes et al. 2007, Eiras et al. 2014) o tableros adhesivos (Mackay et al. 2013, Chadee et al. 2010, Barrera et al. 2013) para evitar que escapen los mosquitos capturados. La ventaja de las trampas para hembras grávidas es que son considerablemente menos costosas y más fáciles de manejar que las trampas BG.

Aspiradores mecánicos: Se pueden utilizar varios dispositivos de aspiración para recolectar mosquitos que no están en vuelo. Recolectar mosquitos que no están en vuelo permite contar con una buena representación de la estructura de población de vectores, ya que se pueden tomar muestras de hembras sin alimentar, grávidas y alimentadas con sangre (además de machos) (Service 1992). Como las poblaciones que no están en vuelo por lo general permiten obtener muestras representativas de la población, también permiten obtener información más representativa de los índices de infección en las poblaciones. Se pueden usar los aspiradores manuales o mecánicos de mochila para levantar los mosquitos de su espacio de reposo natural o de estructuras artificiales (p. ej., cajas de madera, cajas rojas, recipientes de fibra y otros recipientes similares) (Service 1992). Los aspiradores son particularmente útiles para recolectar *Ae. aegypti* en espacios interiores. Los datos obtenidos a través de esta técnica de recolección ofrecen datos más representativos acerca de la cantidad de mosquitos por sector (p. ej., por casa, por dormitorio principal, etc.). Se puede estandarizar el sistema de toma de muestras en ambientes interiores. Por ejemplo, aspirar por 15 minutos por casa, etc., pero por lo general hay variaciones grandes en la cantidad de mosquitos que se obtiene por casa, así que esta técnica requiere tomar muestras en una gran cantidad de casas a lo largo de períodos cortos. (p. ej., 100- 200 casas por vecindario). Debido a la amplia variedad de lugares donde se posan los mosquitos y la baja densidad de mosquitos que no están en vuelo en la mayoría de los lugares, es difícil estandarizar la toma de muestras de poblaciones que no están en vuelo, especialmente al aire libre. Requiere mucho trabajo, personal capacitado y suele resultar difícil obtener muestras de un tamaño que resulte suficiente.

Recuento de comportamiento de posarse y picar: Se trata de una de las técnicas más antiguas pero que más trabajo exigen para detectar, capturar y cuantificar vectores mosquitos que pican en busca de organismos hospedadores, como *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*. No obstante, debido al potencial de riesgo para la salud del personal

de campo, especialmente en áreas con transmisión activa de arbovirus, los CDC no recomiendan esta técnica. Otra limitación de este método de recolección es la variación natural entre recolectores, tanto para atraer como para recoger especímenes. En el último tiempo se desarrolló una trampa tipo tienda que protege a los recolectores de las picaduras de mosquitos (Casas-Martinez et al., 2013).

Indicadores de vigilancia de mosquitos

Los datos obtenidos de la vigilancia de mosquitos permiten estimar principalmente la cantidad de mosquitos. Las estimaciones se usan para indicar los niveles de riesgo. Los índices derivados de dichos datos varían en el contenido de información, la capacidad de ser comparados en tiempo y espacio y la asociación con los niveles de transmisión de arbovirus y niveles de riesgo en humanos. Los indicadores usados comúnmente se pueden dividir de manera grosera en 1) índices de sondeos de especies inmaduras (larvas y pupas), 2) huevos por trampa de oviposición, por semana, 3) hembras de mosquito por trampa adhesiva para especies grávidas, por semana y 4) tasas de infección (IR, en inglés) en adultos.

Índices de sondeos de especies inmaduras

Búsqueda de larvas (índices de *Stegomyia*): La búsqueda de larvas suele implicar identificar todos o la mayoría de los mosquitos inmaduros que se encuentran en cada recipiente (o una muestra representativa de recipientes) en el área de estudio, hogar(es), comunidad, vecindario, etc. Se inspeccionan todos los recipientes que juntan agua y se los categoriza como positivos (si contienen larvas/pupas) o negativos (si no contienen larvas/pupas). El segundo método, menos usado, son las búsquedas de larvas únicas donde se identifica una sola larva en cada recipiente (Sheppard 1969). Los índices de recipientes a continuación se computan a partir de los datos de la búsqueda.

- Índice de viviendas (HI, en inglés: porcentaje de viviendas con al menos un recipiente positivo)
- Índice de recipientes (CI, en inglés: porcentaje de todos los recipientes con agua que son positivos para larvas/pupas) e
- Índice de Breteau (BI, en inglés: cantidad de recipientes positivos por cada 100 viviendas [Connor et al. 1923, WHO 2009]).

Cada programa de control de vectores local deberá determinar los umbrales de transmisión a través de mosquitos de VDEN, VCHIK, VFA y VZIK con índices de larvas en cada lugar. Se debe ser cauteloso al momento de determinar umbrales a nivel estatal o nacional. Se sugirió que un índice de viviendas del 5 % (Soper, 1967), un índice de recipientes del 10 % (Connor et al., 1923), o un índice de Breteau del 5 (Brown, 1977) contribuía a prevenir la transmisión de VFA, y que un HI del 1 % anulaba el riesgo de transmisión de VDEN (Pontes et al., 2000). Posiblemente dichos umbrales no sean aplicables a todos los lugares y a todos los tipos de arbovirus. En un estudio reciente en Taiwán se reportaron los siguientes valores como umbral de transmisión de VDEN por mosquitos *Aedes*: BI= 1,2, CI= 1,8 % y HI= 1 % (Chang et al. 2015).

Búsqueda de pupas: Las búsquedas de pupas (pupas por vivienda, por persona, por hectárea) se basan en la asunción de que la productividad de pupas es una mejor forma de estimar la población adulta que los índices tradicionales (HI, CI y BI) o los conteos de larvas (Focks 2003). Los sondeos de pupas también permiten identificar los tipos de recipientes que producen la mayoría de los mosquitos adultos, estos datos pueden contribuir a que los programas de control de vectores identifiquen los recipientes a los que deben orientar sus esfuerzos para mejorar la vigilancia y el control (Focks and Chadee 1997, Nathan and Focks 2006). Por lo general las búsquedas de pupas implican tomar muestras en una gran cantidad de viviendas y recipientes, para poder hacer estimaciones fiables (Reuben et al. 1978; Barrera et al. 2006a, b). No obstante, se han desarrollado varios métodos para orientar los requisitos de tamaño de las muestras en las búsquedas de pupas (Alexander et al. 2006, Barrera et al. 2006a, b, Barrera 2009).

Al igual que con las búsquedas de larvas, cada programa de control de vectores local deberá determinar los umbrales de transmisión de VDEN, VCHIK, VZIK y VFA a través de la búsqueda de pupas (índices de abundancia de pupas) en

cada lugar. En la actualidad no hay información sobre índices de transmisión de VCHIK y VZIK. No obstante, según algunos modelos, son necesarias entre 0,5 y 1,5 pupas de *Ae. aegypti* por persona para sostener la transmisión de VDEN, a 28 °C en una población humana con una inmunidad del 0 al 67 % (Focks et al. 2000).

Huevos por trampa de oviposición por semana. Si bien no se han establecido valores de umbrales específicos para cada arbovirus, se observó ausencia de casos de fiebre hemorrágica por dengue en Tailandia cuando las densidades de huevos de *Ae. aegypti* por trampa de oviposición por semana eran menos de dos (Mogi et al. 1990). También, si bien se usó una trampa de oviposición diferente, se observó que los casos de VDEN en Taiwán se producían cuando la densidad de huevos por vivienda (2 trampas de oviposición/vivienda) era de aproximadamente dos (Wu et al. 2013).

Hembras adultas por trampa adhesiva, por semana. Las trampas adhesivas para hembras grávidas que se usaron para la vigilancia de *Ae. aegypti* durante un brote de dengue en Australia indicaron que una densidad de dos o más hembras por trampa, por semana, se asociaban a casos de dengue, mientras que una densidad de menos de una hembra por trampa, por semana, era un nivel seguro (Ritchie et al. 2004). En un estudio reciente se observó la ausencia de transmisión local de VCHIK cuando la densidad de *Ae. aegypti* estaba por debajo de dos por trampa adhesiva, por semana, en Puerto Rico (CDC, trabajo no publicado).

Índices de infección en mosquitos adultos

En el pasado, los esfuerzos de vigilancias de *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* se apoyaban en gran medida en los índices de mosquitos inmaduros, porque hasta no hace mucho resultaba difícil monitorear las cantidades de mosquitos adultos. No obstante, la trampa BG Sentinel y una variedad de trampas para hembras grávidas permiten estimar con precisión la cantidad de mosquitos adultos y hacer un seguimiento de los mosquitos infectados. Tener un registro de los mosquitos adultos infectados también puede ayudar a establecer umbrales de índices de transmisión entomológica de la infección para VDEN, VCHIK, VZIK y VFA de manera similar a lo que se hizo con el virus del Nilo Occidental, el de St. Louis, y el de la encefalitis equina oriental (CDC 2013).

Los índices de infección utilizados son los mismos que para otros arbovirus: Índice mínimo de infección (MIR, por sus siglas en inglés), Índice de infección de cálculo máximo de probabilidades (MLE, por sus siglas en inglés) e Índice de vectores (VI, por sus siglas en inglés) (CDC 2013). Sin embargo, no es posible usar los índices de infección en mosquitos adultos para predecir brotes en los programas de vigilancia de VDEN, VCHIK, VZIK y VFA debido a la cantidad muy limitada de datos sobre índices de infección y prevalencia de infecciones en seres humanos. Según los datos obtenidos a través de los programas de vigilancia del VDEN, en algunos casos una elevación en los índices de infección de mosquitos precede brotes o un aumento en la transmisión, (Chow et al. 1998, Mendez et al 2006) pero en otros no (Chen et al., 2010). Estas diferencias en los resultados dificultan establecer un umbral de índices de infección de mosquitos para infecciones en seres humanos y brotes de VDEN. Sin embargo, se debe tener en cuenta que en estos estudios se usaron diferentes métodos de recolección de mosquitos. Existe posibilidad de que los datos obtenidos de las trampas BG Sentinel y de las trampas para hembras grávidas mejoren las estimaciones de índices de cantidad e infección y permitan evaluar el riesgo de manera oportuna.

Manejo de los mosquitos adultos recogidos en el campo

Como la vigilancia virológica depende de la identificación de VDEN, VCHIK, VZIK y VFA en los mosquitos recolectados a través de la detección de proteínas virales, ARN viral o virus vivo, se deben realizar esfuerzos para manejar y procesar los especímenes de manera tal que se reduzca al mínimo la exposición a condiciones (como calor, ciclos sucesivos de congelamiento-descongelamiento) que puedan degradar el virus. Se ha demostrado que se puede detectar ARN de VDEN y VCHIK a través de RT-PCR en mosquitos muertos expuestos en tarjetas adhesivas o secados a temperatura ambiente durante varias semanas (Bangs et al. 2001; Mavale et al. 2012).

- Las condiciones óptimas implican mantener la cadena de frío desde el momento en que se extraen los mosquitos de las trampas hasta el momento en que se entregan en el laboratorio que los procesará, y a lo largo de cualquier período corto de almacenamiento y procesamiento.

- Transporte los mosquitos desde el campo en una heladera, ya sea con hielo seco o con bolsas de frío. Clasifique e identifique los mosquitos por especie sobre una mesa fría o bandeja de hielo, si están disponibles.
- Si no se hace una evaluación para detectar arbovirus de inmediato después de la identificación y agrupamiento de los mosquitos, las muestras agrupadas se deben almacenar congeladas. La temperatura óptima es a -70 °C, pero las temperaturas por debajo de congelamiento pueden ser suficientes para guardarlos por un período corto.

Los mosquitos suelen analizarse en tandas de no más de 50 y en los programas de vigilancia de arbovirus de rutina se analizan solo las hembras de mosquitos. Se pueden detectar arbovirus en grupos de mosquitos mediante pruebas RT-PCR (Lanciotti et al. 1992, Lanciotti et al. 2007, Lanciotti et al. 2008, Laurent et al. 2007, Ummul Haninah et al. 2010, Santiago et al. 2013 Savage et al. 2015, Chow VTK et al. 1998, Shu et al. 2003, Chien et al. 2006, Santos et al. 2008, Chen et al. 2010, Balm et al. 2012, Faye et al. 2013, Dash et al. 2012).

Limitaciones de la vigilancia de mosquitos

- La información disponible en la actualidad sobre índices de infección en mosquitos adultos e índices de larvas/pupas pueden no ser suficientes para predecir el riesgo de infección en seres humanos.
- Es posible que en los sondeos de larvas/pupas se pasen por alto hábitats menos evidentes (como alcantarillas, pozos sépticos rotos, cabezales de rociadores, desagües pluviales, etc.) y en consecuencia no producir datos precisos acerca de la abundancia relativa de las especies vectoras.
- Los índices de larvas/pupas pueden no encontrar correlato en la cantidad de mosquitos adultos.
- Determinar umbrales útiles exige un esfuerzo constante para garantizar que los índices de vigilancia y su asociación al riesgo para seres humanos sean comparables a lo largo del tiempo. Es necesario recolectar datos de vigilancia de mosquitos e incidencia de enfermedades en seres humanos a lo largo de varias temporadas de transmisión para contar con indicadores predictivos útiles. Pero es un reto obtenerlos ya que los brotes de enfermedades arbovirales son esporádicos.

Control de vectores

Se han publicado directrices generales para el diagnóstico, tratamiento, la prevención y el control de VDENB y VCHIK (PAHO 2011; WHO 2009).

Control en etapas de inmadurez

Un paso importante en las operaciones de control de *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* es identificar los tipos y cantidades de recipientes que producen mosquitos, así como su productividad. Los diferentes recipientes requieren medidas de control específicas que dependen de la naturaleza del recipiente y cómo se utiliza. En términos generales existen cinco tipos de recipientes que producen *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus*:

- Fitotelmata (huecos en los troncos, axilas de hojas, etc.)
- Recipientes no esenciales o desechables (recipientes de comida y bebida, neumáticos, electrodomésticos rotos)
- Recipientes útiles (recipientes para guardar agua, macetas y trébedes, fuentes para que los animales tomen agua, bandejas de pintura, juguetes, cubetas, pozos sépticos)
- Cavidades en estructuras (postes de cercas, ladrillos, pisos y techos con imperfecciones, canaletas, bandejas de aire acondicionado)
- Estructuras subterráneas de exteriores (desagües pluviales, medidores de agua, pozos públicos, pozos sépticos)

Métodos de control más comunes

Iniciativas sanitarias ambientales: Se trata de la eliminación permanente de recipientes que producen *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* como instalar cañerías confiables para el agua corriente, programas de reciclaje a nivel municipal (para vidrio, metal, plástico), operaciones de reciclaje de neumáticos usados, reemplazo de pozos sépticos por sistemas de cloacas, etc.

Larvicidas: Es el uso de agentes químicos o biológicos para matar o evitar el desarrollo de mosquitos en su etapa inmadura. Hay una serie de agentes que se pueden usar para controlar la producción de mosquitos en recipientes:

- Larvicidas químicos (temefos)
- Larvicidas biológicos: incluyen productos que contienen *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (B.t.i.), spinosad, y reguladores del desarrollo de insectos (IGR, en inglés) como análogos de la hormona juvenil (metopreno, piriproxifen) e inhibidores de la síntesis de quitina (diflubenzuron, novaluron). Los larvicidas biológicos tienen un impacto muy bajo o nulo en otros organismos para los que no fueron creados, y no se acumulan en el medioambiente.
- Películas y aceites monomoleculares. Estos productos se dispersan en la superficie del agua y forman una película delgada que sofoca a los mosquitos inmaduros porque evita el intercambio de gases.

Se puede evaluar la efectividad del control de mosquitos antes de que alcancen su etapa adulta mediante la comparación de la presencia/ausencia y abundancia de mosquitos inmaduros en los recipientes tratados, antes y después del tratamiento, o mediante la comparación de las áreas tratadas y no tratadas. (Chadee 2009).

Control biológico: Se puede recurrir a una variedad de depredadores acuáticos, especialmente en los recipientes grandes. Estos incluyen copepodos carnívoros y peces larvívoros (*Gambusia affinis*). Sin embargo, quizá el control biológico no sea práctico, especialmente porque los mosquitos *Ae. aegypti* y *Ae. albopictus* suelen crecer en recipientes pequeños que pueden secarse por completo entre una lluvia y otra.

Control de mosquitos adultos

Control químico:

- El control químico de mosquitos adultos incluye la fumigación espacial, la fumigación residual, la fumigación de barrera y usar cebos tóxicos atractivos.
- El rociado de barrera de insecticidas de acción residual en las paredes exteriores de las viviendas y sobre la vegetación ha resultado eficaz para reducir la exposición a especies de mosquitos exofílicas (Anderson et al. 1991, Perich et al. 1993, Cilek 2008), entre las que se incluyen *Ae. albopictus* (Trout et al., 2007).
- Se han usado insecticidas de acción residual sobre superficies visitadas con frecuencia por mosquitos adultos, como paredes y techos, recipientes descartados, vegetación, cortinas, tapas de recipientes de agua, tiras letales de trampas de oviposición, etc. Hay evidencia de que la fumigación de acción residual en interiores (IRS, en inglés) es particularmente efectiva para controlar al *Ae. aegypti* (Chadee 1990, Vazquezp-Prokopec et al. 2010) principalmente debido a su comportamiento de posarse en ambientes interiores. Sin embargo, existen dudas acerca de las consecuencias que podría tener para los residentes la exposición continua a insecticidas. En los Estados Unidos, muchas casas tienen aire acondicionado o mallas en puertas y ventanas que evitan que el *Ae. aegypti* se instale adentro de las casas. En dichas estructuras no es necesario usar el sistema de fumigación de acción residual en interiores.
- La fumigación espacial de insecticidas se hace con equipos montados en una mochila, un camión o un avión.

El uso de insecticidas para controlar mosquitos debe ir siempre acompañado de un proceso de monitoreo y manejo de la resistencia. Se ha demostrado resistencia a casi todas las clases de insecticidas, incluidos los pesticidas microbianos y los IGR (Brogdon and McAllister 1998a). La resistencia a los insecticidas, que es hereditaria, suele desencadenar una reducción importante en la susceptibilidad de las poblaciones de insectos, lo que a su vez resta eficacia a los tratamientos con insecticidas. Se puede monitorear la resistencia a insecticidas a través de bioensayos en larvas y mosquitos adultos (OMS 2009, Brogdon y McAllister 1998b [PDF - 28 páginas; http://www.cdc.gov/malaria/resources/pdf/fsp/ir_manual/ir_cdc_bioassay_en.pdf]).

Control físico (trampas para mosquitos sin insecticida): Las hembras de mosquito grávidas se pueden atraer con cebos en un medio de trampa de oviposición y se las puede capturar con adhesivo cuando intentan poner sus huevos (Trampa de oviposición autocidal de los CDC, trampa AGO; Barrera et al. 2014a, b; Mackay et al. 2013). El uso de tres trampas AGO por vivienda en más del 85 % de las viviendas de los vecindarios del sur de Puerto Rico ha permitido lograr reducciones efectivas y sostenidas de las poblaciones de *Ae. aegypti* (80 %).

Protección personal

Repelentes: Los CDC recomiendan el uso de productos que contengan los ingredientes activos aprobados por la Agencia de Protección Ambiental de EE. UU. (EPA, por sus siglas en inglés) para usar como repelentes sobre la piel y la ropa. La aprobación de los ingredientes activos de un repelente por parte de la EPA indica que fueron revisados para evaluar su eficacia y seguridad para uso en seres humanos al aplicarse según las instrucciones de la etiqueta, y aprobados en consecuencia. Vea la [Hoja informativa sobre prevención de picaduras de mosquitos](http://www.cdc.gov/chikungunya/pdfs/fs_mosquito_bite_prevention_us.pdf) (http://www.cdc.gov/chikungunya/pdfs/fs_mosquito_bite_prevention_us.pdf) para obtener más información.

Referencias

- Alexander N, Lenhart AE, Romero-Vivas CME, Barbazan P, Morrison AC, Barrera R, Arredondo-Jimenez JI, Focks DA. 2006. Sample sizes for identifying the key types of container occupied by dengue-vector pupae: the use of entropy in analyses of compositional data. *Annals of Trópico MEDICAMENTOS and Parasitology* 100:S5-S16.
- Anderson AL, Apperson CS, Knake R. 1991. Effectiveness of mist-blower applications of malathion and permethrin to foliage as barrier sprays for salt marsh mosquitoes. *Journal of the American Mosquito Control Association* 7:116-117.
- Ball TS, Ritchie SR. 2010. Evaluation of BG-sentinel trap trapping efficacy for *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in a visually competitive environment. *Journal of Medical Entomology* 47:657-663.
- Balm MN, Lee CK, Lee HK, Chiu L, Koay ES, Tang JW. 2012. A diagnostic polymerase chain reaction assay for Zika virus. *Journal of Medical Virology* 84(9):1501-1505.
- Bangs MJ, Tan R., Listiyaningsih E., Kay BH, Porter KR. 2001. Detection of dengue viral RNA in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) exposed to sticky lures using reverse-Transcriptase Polymerase Chain Reaction. *Journal of Medical Entomology* 38:720-724.
- Barrera R, Amador M, Clark GG. 2006a. Sample-size requirements for developing strategies, based on the pupal/demographic survey, for the targeted control of dengue. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 100:S33-S43.
- Barrera R, Amador M, Clark GG. 2006b. Use of the pupal survey technique for measuring *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) productivity in Puerto Rico. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 74:290-302.
- Barrera R. 2009. Simplified pupal surveys of *Aedes aegypti* (L.) for entomologic surveillance and dengue control. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 81:100-107.
- Barrera R, Mackay AJ, Amador M. 2013. A novel autocidal ovitrap for the surveillance and control of *Aedes aegypti*. *Journal of the American Mosquito Control Association*. 29: 293-296.
- Barrera R, Amador M, Acevedo V, Hemme RR, Felix G. 2014a. Sustained, area-wide control of *Aedes aegypti* using CDC autocidal gravid ovitraps. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 91:1269-1276.
- Barrera R, Amador M, Acevedo V, Caban B, Felix G, Mackay A. 2014b. Use of the CDC Autocidal Gravid Ovitrap to Control and Prevent Outbreaks of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 51:145-154.
- Bhalala H, Arias JR. 2009. The Zumba mosquito trap and BG-Sentinel trap: novel surveillance tools for host-seeking mosquitoes. *Journal of the American Mosquito Control Association* 25:134-139.
- Brogdon WG, McAllister JC. 1998a. Insecticide resistance and vector control. *Emerging Infectious Diseases* 4:605- 613.
- Brogdon WG, McAllister JC. 1998b. Simplification of adult mosquito bioassays through use of time-mortality determinations in glass bottles. *Journal of the American Mosquito Control Association* 14:159-64.
- Brown AWA. 1977. Worldwide surveillance of *Aedes aegypti*. Proceedings of Annual Conference California Mosquito Control Association; NY, USA, *Academic Press*. p. 20-25.
- Casas-Martinez M, Orozco-Bonilla A, Munoz-Reyes M, Ulloa-Garcia A, Bond JG, Valle-Mora J, Weber M, Rojas JC. 2013. A new tent trap for monitoring the daily activity of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. *Journal of Vector Ecology* 38:277-288.
- CDC. 2013. Virus del Nilo Occidental en los Estados Unidos: Directrices para la Vigilancia, Prevención y Control. 2013. 4th Edition [PDF - 69 páginas; <http://www.cdc.gov/westnile/resources/pdfs/wnvGuidelines.pdf>].
- Chadee DD. 1990. Methods for evaluating *Aedes aegypti* populations and insecticide treatment in a town of Trinidad, West Indies. *Boletín Oficina Sanitaria Panamericana* 109:350-9.

- Chadee DD. 2009. Impact of pre-seasonal focal treatment on population densities of the mosquito *Aedes aegypti* in Trinidad, West Indies: A preliminary study. *Acta Tropica* 109:236-240.
- Chadee DD, Ritchie SA. 2010. Oviposition behaviour and parity rates of *Aedes aegypti* collected in sticky traps in Trinidad, West Indies. *Acta Tropica* 116:212-216.
- Chan KL, No SK, Tan KK. An autocidal ovitrap for the control and possible eradication of *Aedes aegypti*. *Southeast Asian J Trop Med Pub Hlth*. 1977; 8(1): 56-62.
- Chang FS, Tseng YT, Hsu PS, Chen CD, Lian IB, Chao DY. 2015. Re-assess vector indices threshold as an early warning tool for predicting dengue epidemic in a dengue non-endemic country. *PLoS Negl Trop Dis* 9(9): e0004043. doi:10.1371/journal.pntd.0004043.
- Chen CF, Shu PY, Teng HJ, Su CL, Wu JW, Wang JH, Lin TH, Huang JH, Wu HS. 2010. Screening of dengue virus in field-caught *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) by one-step SYBR green-based reverse transcriptase-polymerase chain reaction assay during 2004-2007 in Southern Taiwan. *Vector Borne and Zoonotic Diseases* 10:1017-1025.
- Chien LJ, Liao TL, Shu PY, Huang JH, Gubler DJ, Chang GJ. 2006. Development of real-time reverse transcriptase PCR assays to detect and serotype dengue viruses. *Journal of Clinical Microbiology* 44:1295-1304.
- Chow VTK, Chan YC, Yong R, Lee KM, Lim LK, Chung YK, Lam-Phua SG, Tan BT. 1998. Monitoring of dengue viruses in field-caught *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* mosquitoes by a type-specific polymerase chain reaction and cycle sequencing. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 58:578-586.
- Cilek JE. 2008. Application of insecticides to vegetation as barriers against host-seeking mosquitoes. *Journal of the American Mosquito Control Association* 24:172-176.
- Connor ME, Monroe WM. 1923. Stegomyia indices and their value in yellow fever control. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 3:9-19.
- Dash PK, Boutonnier A, Prina E, Sharma S, Reiter P. 2012. Development of a SYBR green I based RT-PCR assay for yellow fever virus: application in assessment of YFV infection in *Aedes aegypti*. *Virology Journal* 9:27.
- Eiras AE, Buhagiar TS, Ritchie SA. 2014. Development of the gravid *Aedes* trap for the capture of adult female container-exploiting mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 51:200-209.
- Farajollahi A, Kesavaraju B, Price DC, Williams GM, Healy SP, Gaugler R, Nelder MP. 2009. Field efficacy of BG- Sentinel and industry-standard traps for *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) and West Nile virus surveillance. *Journal of Medical Entomology* 46:919-925.
- Fay RW, Eliason DA. 1966. A preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. *Mosquito News* 26:531-535.
- Fay RW. 1968. A trap based on visual responses of adult mosquitoes. *Mosquito News* 28:1-7.
- Fay RW, Prince WH. 1970. A modified visual trap for *Aedes aegypti*. *Mosquito News* 30:20-23.
- Faye O, Faye O, Diallo D, Diallo M, Weidmann M, Sall AA. 2013. Quantitative real-time PCR detection of Zika virus and evaluation with field-caught mosquitoes. *Virology Journal* 10:311.
- Focks DA, Chadee DD. 1997. Pupal survey: An epidemiologically significant surveillance method for *Aedes aegypti*: An example using data from Trinidad. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 56:159-167.
- Focks DA, Brenner RJ, Hayes J, Daniels E. 2000. Transmission thresholds for dengue in terms of *Aedes aegypti* pupae per person with discussion of their utility in source reduction efforts. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62:11-18.
- Focks DA. 2003. A Review of Entomological Sampling Methods and Indicators for Dengue Vectors. Geneva, Switzerland.

- Freier JE, Francy DB. 1991. A duplex cone trap for the collection of adult *Aedes albopictus*. *Journal of the American Mosquito Control Association* 7:73-79.
- Gomes ADC, Da Silva NN, Bernal RTI, Leandro ADS, De Camargo NJ, Da Silva AM, Ferreira AC, Ogura LC, De Oliveira SJ, De Moura SM. 2007. Specificity of the Adultrap for capturing females of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). [En portugués]. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 40:216-219.
- Gratz NG. 2004. Critical review of the vector status of *Aedes albopictus*. *Medical and Veterinary Entomology* 18:215-27.
- Hawley WA. 1988. The biology of *Aedes albopictus*. *Journal of the American Mosquito Control Association Suppl* 1:1-39.
- Lanciotti RS, Calisher CH, Gubler DJ, Chang GJ, Vorndam AV. 1992. Rapid detection and typing of dengue viruses from clinical samples by using reverse transcriptase-polymerase chain reaction. *Journal of Clinical Microbiology*. 30:545-551
- Lanciotti RS, Kosoy OL, Laven JJ, Panella AJ, Velez JO, Lambert AJ, Campbell GL. 2007. Chikungunya virus in US travelers returning from India, 2006. *Emerging Infectious Diseases* 13: 764-767.
- Lanciotti RS, Kosoy OL, Laven JJ, Velez JO, Lambert AJ, Johnson AJ, Stanfield SM, Duffy MR. 2008. Genetic and serologic properties of zika virus associated with an epidemic, Yap State, Micronesia, 2007. 14:1232-1239.
- Laurent P, Le Roux K, Grivard P, Bertil G, Naze F, Picard M, Staikowsky F, Barau G, Schuffenecker I, Michault A. 2007. Development of a sensitive real-time reverse transcriptase PCR assay with an internal control to detect and quantify chikungunya virus. *Clinical Chemistry* 53:1408-14.
- Maciel-De-Freitas R, Eiras AE, Lourenco-De-Oliveira R. 2006. Field evaluation of effectiveness of the BG-Sentinel, a new trap for capturing adult *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 101:321- 325.
- Mackay A, Amador M, Barrera R. 2013. An improved autocidal gravid ovitrap for the control and surveillance of *Aedes aegypti*. *Parasites & Vectors* 6:225.
- Mavale M, Sudeep A, Gokhale M, Hundekar S, Parashar D, Ghodke Y, Arankalle V, Mishra AC. 2012. Versión breve: Persistence of viral RNA in chikungunya virus-infected *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) mosquitoes after prolonged storage at 28°C. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 86:178-180.
- Meeraus WH, Armistead JS, Arias JR. 2008. Field comparison of novel and gold standard traps for collecting *Aedes albopictus* in Northern Virginia. *Journal of the American Mosquito Control Association* 24:244-248.
- Mendez F, Barreto M, Arias JF, Rengifo G, Munoz J, Burbano ME, Parra B. 2006. Human and mosquito infections by dengue viruses during and after epidemics in a dengue-endemic region of Colombia. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 74:678-683.
- Mogi M, Choochote W, Khamboonruang C, Suwanpanit P. 1990. Applicability of presence-absence and sequential sampling for ovitrap surveillance of *Aedes* (Diptera: Culicidae) in Chiang Mai, Northern Thailand. *Journal of Medical Entomology* 27:509-514.
- Monath TP, Tsai TF. 1987. St. Louis Encephalitis: Lessons from the last decade. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 37(3) Suppl:40S-59S.
- Morris CD. 1988. Eastern equine encephalomyelitis. In: Monath, TP, ed. *The Arboviruses: Epidemiology and Ecology*. Boca Raton, FL: CRC Press: 1-20.
- Nathan MB, Focks DA. 2006. Pupal/demographic surveys to inform dengue-vector control. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 100:S1-S3.
- Obenauer PJ, Allan SA, Kaufman PE. 2010. *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) oviposition response to organic infusions from common flora of suburban Florida. *Journal of Vector Ecology* 35:301-306.

- Pan American Health Organization. 2011. [Preparedness and response for chikungunya virus introduction in the Americas](http://www.cdc.gov/chikungunya/resources/index.html) (PDF – 161 pages; <http://www.cdc.gov/chikungunya/resources/index.html>).
- Perich MJ, Tidwell MA, Dobson SE, Sardelis MR, Zaglul A, Williams DC. 1993. Barrier spraying to control the malaria vector *Anopheles albimanus*: laboratory and field evaluation in the Dominican Republic. *Medical and Veterinary Entomology* 7:363-368.
- Pontes RJS, Freeman J, Oliveira-Lima JW, Hodgson JC, Spielman A. 2000. Vector densities that potentiate Dengue outbreaks in a Brazilian city. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62:378-383.
- Powell JR, Tabachnick WJ. 2013. History of domestication and spread of *Aedes aegypti*—a review. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz Suppl* 1:11-17.
- Reiter P, Sprenger D. 1987. The used tire trade: a mechanism for the worldwide dispersal of container breeding mosquitoes. *Journal of the American Mosquito Control Association* 3:494-501.
- Reiter P, Amador MA, Colon N. 1991. Enhancement of the CDC ovitrap with hay infusions for daily monitoring of *Aedes aegypti* populations. *Journal of the American Mosquito Control Association* 7:52-55.
- Reuben R, Das PK, Samuel GD, Brooks GD. 1978. Estimation of daily emergence of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Sonapat, India. *Journal of Medical Entomology* 14:705-714.
- Ritchie SA, Long S, Smith G, Pyke A, Knox TB. 2004. Entomological investigations in a focus of dengue transmission in Cairns, Queensland, Australia, by using the sticky ovitraps. *Journal of Medical Entomology* 41:1-4.
- Service MW. 1992. Importance of ecology in *Aedes aegypti* control. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health* 23:681-90.
- Santiago GA, Vergne E, Quiles Y, Cosme J, Vazquez J, Medina JF, Medina F, Colon C, Margolis H, Munoz-Jordan JL. 2013. Analytical and clinical performance of the CDC real time RT-PCR assay for detection and typing of dengue virus. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 7:e2311.
- Santos HWGd, Poloni TRRS, Souza KP, et al. 2008. A simple one-step real-time RT-PCR for diagnosis of dengue virus infection. *Journal of Medical Virology* 80:1426–1433.
- Savage HM, Ledermann JP, Yug L, Burkhalter KL, Marfel M, Hancock WT. 2015. Incrimination of *Aedes (Stegomyia) hensilli* Farner as an epidemic vector of Chikungunya virus on Yap Island, Federated States of Micronesia, 2013. *Am J Trop Med Hyg* 92: 429-436.
- Sheppard PM, Macdonald WW, Tonn RJ. 1969. A new method of measuring the relative prevalence of *Aedes aegypti*. *Bulletin of the World Health Organization (WHO)* 40:467-468.
- Shu, PY, Chang, SF, Kuo, YC, Yueh, YY, et al. 2003. Development of group- and serotype-specific one-step SYBR Green I-based real-time reverse transcription-PCR assay for dengue virus. *Journal of Clinical Microbiology* 41:2408–2416.
- Soper FL. 1967. *Aedes aegypti* and yellow fever. *Bulletin of the World Health Organization* 36:521-527.
- Staples JE, Breiman RF, Powers AM. 2009. Chikungunya fever: an epidemiological review of a re-emerging infectious disease. *Clinical Infectious Diseases* 49:942-948.
- Trout RT, Brown GC, Potter MF, Hubbard JL. 2007. Efficacy of two pyrethroid insecticides applied as barrier treatments for managing mosquito (Diptera: Culicidae) populations in suburban residential properties. *Journal of Medical Entomology* 44:470-477.
- Ummul Haninah A, Vasan SS, Ravindran T, Chandru A, Lee HL, Shamala Devi S. 2010. Development and evaluation of a one-step SYBR-Green I-based real-time RT-PCR assay for the detection and quantification of Chikungunya virus in human, monkey and mosquito samples. *Tropical Biomedicine* 27:611-623.
- Vazquez-Prokopec GM, Kitron U, Montgomery B, Horne P, Ritchie SA (2010) Quantifying the Spatial Dimension of Dengue Virus Epidemic Spread within a Tropical Urban Environment. *PLoS Negl Trop Dis* 4(12): e920. doi:10.1371/journal.pntd.000920

Williams CR, Long SA, Russell RC, Ritchie SA. 2006. Field efficacy of the BG-Sentinel compared with CDC Backpack Aspirators and CO₂-baited EVS traps for collection of adult *Aedes aegypti* in Cairns, Queensland, Australia. *Journal of the American Mosquito Control Association* 22:296-300.

Wilton DP, Kloter KO. 1985. Preliminary evaluation of a black cylinder suction trap for *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 22:113-114.

Wu HH, Wang CY, Teng HJ, Lin C, Lu LC, Jian SW, et al. 2013. 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. *Journal of Medical Entomology* 50:261-269.

World Health Organization. 2009. Dengue guidelines for diagnosis, treatment, prevention and control: new edition. Geneva: World Health Organization.

Idioma inglés, versión accesible:

<http://www.cdc.gov/chikungunya/pdfs/surveillance-and-control-of-aedes-aegypti-and-aedes-albopictus-us.pdf>