

## REVISIÓN DE TEMA

# Recomendaciones para la vigilancia de *Aedes aegypti*

Roberto Barrera

Dengue Branch, Centers for Disease Control and Prevention (CDC), San Juan, Puerto Rico

La enfermedades causadas por arbovirus transmitidos por *Aedes aegypti*, como el dengue, el chikungunya y el zika, continúan aumentando en incidencia anual y expansión geográfica. Una limitación clave para el control de *A. aegypti* ha sido la ausencia de herramientas eficaces para vigilar su población y poder determinar las medidas de control que realmente funcionan. La vigilancia de *A. aegypti* se ha basado principalmente en la obtención de los índices aélicos, los cuales guardan poca relación con el número de hembras del mosquito, que son las responsables de la transmisión de los virus.

El reciente desarrollo de técnicas de muestreo de adultos de este vector promete facilitar las labores de vigilancia y control. En esta revisión se presentan las diversas técnicas de vigilancia del mosquito, así como una discusión sobre su utilidad, con recomendaciones para lograr una vigilancia entomológica más efectiva.

**Palabras clave:** *Aedes aegypti*, vectores de enfermedades, dengue, virus chikungunya, infección por el virus del zika.

doi: <http://dx.doi.org/10.7705/biomedica.v36i3.2892>

### Recommendations for the surveillance of *Aedes aegypti*

Diseases caused by arboviruses transmitted by *Aedes aegypti*, such as dengue, chikungunya and Zika, continue to rise in annual incidence and geographic expansion. A key limitation for achieving control of *A. aegypti* has been the lack of effective tools for monitoring its population, and thus determine what control measures actually work. Surveillance of *A. aegypti* has been based mainly on immature indexes, but they bear little relation to the number of mosquito females, which are the ones capable of transmitting the viruses.

The recent development of sampling techniques for adults of this vector species promises to facilitate surveillance and control activities. In this review, we present the various monitoring techniques for this mosquito, along with a discussion of their usefulness, and recommendations for improved entomological surveillance.

**Key words:** *Aedes aegypti*, disease vector, dengue, chikungunya virus, zika virus infection.

doi: <http://dx.doi.org/10.7705/biomedica.v36i3.2892>

Los avances recientes en las técnicas de captura de los mosquitos *Aedes aegypti* en fases adultas y el poco progreso alcanzado en su control y en el de los arbovirus que transmite, como el dengue, el chikungunya y el zika, justifican la revisión de los enfoques de vigilancia entomológica de este vector.

En la presente revisión se discuten las ventajas y las limitaciones de las técnicas de vigilancia de *A. aegypti* y se hacen recomendaciones.

La vigilancia de *A. aegypti* consiste en establecer cuántos mosquitos existen en un lugar y tiempo determinados, y en la captura de especímenes

para examinar sus propiedades (tamaño, condición fisiológica, sexo) y determinar el grado de resistencia a insecticidas, el origen de la sangre ingerida o la presencia de virus.

Una aplicación importante de dicho conocimiento es la evaluación del impacto de las actividades de control en la reducción de la población de mosquitos y el cálculo del umbral de la densidad de mosquitos requerido para la transmisión de arbovirus. Además, permite establecer si una nueva especie de vectores ha invadido un área (por ejemplo, *A. albopictus*).

Una de las posibles razones por las que ha sido tan difícil controlar *A. aegypti* es la falta de evaluación del impacto de las medidas de control. En general, el uso de la vigilancia entomológica en la evaluación del control de *A. aegypti* se ha visto limitada por la falta de indicadores entomológicos prácticos y confiables (1,2).

#### Correspondencia:

Roberto Barrera, Dengue Branch, Centers for Disease Control and Prevention (CDC), 1324 Calle Canadá, San Juan, Puerto Rico, 00920

Teléfonos: (1-787) 706 2467, (1-787) 706 2399

[rbarrera@cdc.gov](mailto:rbarrera@cdc.gov)

Recibido: 24/06/15; aceptado: 21/03/16

### Vigilancia de *Aedes aegypti*

Existen varios métodos para determinar la abundancia de *A. aegypti*:

1) los índices derivados de los datos sobre la presencia o ausencia del vector (índices larvarios como el de casas, el de recipientes y el de Breteau);

2) la estimación de la densidad absoluta (método de marcación, liberación y recaptura, aspiración de mosquitos dentro y fuera de las casas, muestreo de pupas), y

3) la estimación de la densidad relativa (ovitrampas, hembras atraídas con cebo humano, trampas para mosquitos adultos).

En cuanto a los índices larvarios, el índice de casas es el porcentaje de viviendas y otras edificaciones (comercios, iglesias, etc.) 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 recipientes es el porcentaje de recipientes positivos en relación con el número total de recipientes que contengan agua (con especímenes inmaduros y sin ellos). El índice de Breteau es el número de recipientes positivos por cada 100 casas investigadas. También se puede calcular un índice de Breteau para cada tipo de recipiente.

Dado que *A. aegypti* utiliza espacios urbanos que no son viviendas (solares abandonados, carreteras y riachuelos con acumulación de basura, etc.), los índices larvarios no proveen información sobre estos ambientes y, generalmente, se reportan por separado (3).

Otras limitaciones importantes radican en que estos índices guardan poca relación con la densidad de mosquitos adultos (4) y dependen de la localización visual de los recipientes, los cuales no reflejan la verdadera prevalencia de *A. aegypti* cuando existen criaderos crípticos (drenajes de lluvias en calles y viviendas, canaletas de recolección de agua de lluvias, tanques de agua elevados, depresiones en techos sombreados, pozos sépticos, contadores de agua, etc.). La presencia de criaderos crípticos y su efecto en las poblaciones de *A. aegypti* se pueden evidenciar comparando las poblaciones de mosquitos adultos antes y después de aplicar las medidas de control en los criaderos localizables visualmente. Se han documentado reducciones significativas de la producción de mosquitos en recipientes

(por ejemplo, de pupas), pero no en la población de mosquitos adultos, lo cual representa una oportunidad para revelar la presencia de criaderos crípticos importantes (5). En varios estudios se ha demostrado que estos pueden llegar a producir más *A. aegypti* que los recipientes que se pueden localizar visualmente (6-10).

Una ventaja del uso de índices larvarios es que el tamaño muestral requerido es relativamente pequeño (100 a 200 casas para inspeccionar) (11). Sin embargo, el uso de índices larvarios para hacerle seguimiento en el tiempo a los cambios en la prevalencia de *A. aegypti* requiere un gran esfuerzo de personal para inspeccionar un número suficiente de viviendas en un corto intervalo de tiempo. Si el muestreo tarda varias semanas, lo más probable es que el ambiente y las poblaciones de mosquitos cambien durante ese tiempo y no reflejen las condiciones específicas que existían durante el muestreo.

Con base en lo observado en la transmisión de la fiebre amarilla urbana, se ha propuesto que si los índices larvarios se encuentran por debajo de los siguientes umbrales, la transmisión de dengue no debe ocurrir: índice de casas menor de 5 %, índice de recipientes menor de 10 %, índice de Breteau menor de 5 (Brown AW. Worldwide surveillance of *Aedes aegypti*. Proceedings and papers of the Forty Second Annual Conference of the California Mosquito Control Association and the Thirtieth Annual Meeting of the American Mosquito Control Association. February, 1974) (12,13). En un reporte en Brasil se señalaba que no había transmisión cuando el índice de Breteau era menor de 1 % (14). Sin embargo, en una revisión reciente sobre el uso de los valores de los índices aélicos como umbrales de la transmisión de los virus del dengue, se señalaba que estos no eran indicadores confiables (15).

Además, se debe tener cuidado en la forma en que se reportan los índices larvarios, pues solo tienen valor para la localidad donde se hicieron las observaciones. Cuando los índices larvarios se promedian para una ciudad o país, se cambia totalmente su significado y normalmente se reportan valores menores de los que realmente existen a nivel local. Así, los umbrales de protección serían válidos solo a nivel de barrio o urbanización, que es la escala en la cual se obtienen los índices. Esta observación también aplica para otros índices de prevalencia o abundancia.

## Estimadores de densidad absoluta

### Muestreos de pupas

Se considera que el conteo de pupas refleja mejor el número de mosquitos adultos en una localidad que los índices larvarios o, incluso, el número de larvas, ya que la supervivencia en el estadio de pupa es relativamente alta (3,16). El número de pupas por recipiente y por casa da una idea de la cantidad total de mosquitos y es una medida de densidad absoluta (3). Por ejemplo, si una pupa dura dos días para emerger y se encuentran diez pupas (y se asume, además, que no ha habido mortalidad), se puede anticipar que se están produciendo unos cinco mosquitos por día en ese lugar. La densidad promedio por vivienda se puede extrapolar multiplicando por el número de viviendas en la localidad.

Los muestreos de pupas tienen las mismas limitaciones que los índices larvarios en el sentido de que dependen de la visita a las edificaciones y de la localización visual de los sitios de cría. Además, las pupas de *A. aegypti* deben diferenciarse de las de otras especies de mosquitos que se crían en recipientes (*A. albopictus*, *Culex quinquefasciatus*), lo cual requiere el uso de microscopios estereoscópicos y claves morfológicas (17). Al igual que con los muestreos larvarios, la estimación de la producción de mosquitos adultos se vería limitada si existen criaderos crípticos o desconocidos.

Una limitación importante de los muestreos de pupas es el gran número de muestras (por ejemplo, casas) que se requiere para lograr una estimación confiable (18,19), debido a la gran variación del número de pupas por recipiente y por casa. Se han desarrollado varios métodos para simplificar el muestreo de pupas, pero deben adaptarse a cada programa antes de su uso rutinario (20).

Al hacer un muestreo de pupas también se pueden obtener los índices larvarios, ya que es necesario visitar las casas y examinar cada recipiente. Los muestreos de pupas son indispensables para determinar los tipos de recipientes que producen la mayoría de adultos de *A. aegypti* y elaborar medidas de control ajustadas a cada situación (21-23).

Mediante modelado se han establecido los umbrales de densidad de la transmisión de los virus del dengue. Se ha sugerido, por ejemplo, que si el número de pupas por persona está entre 0,5 y 1,5, podría haber transmisión sostenida en una población con una inmunidad contra el dengue de

0 a 67 % a 28 °C (17). Infortunadamente, se ha avanzado muy poco en la validación en campo de los umbrales usando índices de pupas. Se ha explorado la relación entre su densidad, lo cual brinda una medida de densidad absoluta, y las capturas en trampas para adultos, las cuales proporcionan una medida de densidad relativa, para entender esta relación y poder simplificar la vigilancia de *A. aegypti* (24,25).

### Método de marcación, liberación y recaptura de mosquitos adultos

Este método tiene como objetivo principal estimar el número total de mosquitos adultos que se encuentran en una localidad determinada (26); con él también se pueden obtener las tasas de supervivencia diaria y el rango de vuelo de *A. aegypti*. El método consiste en marcar y liberar un lote de mosquitos adultos para luego intentar recapturarlos y determinar qué porcentaje de los individuos capturados tiene la marca. En un estudio en Australia se usó la infección con la bacteria *Wolbachia* para marcar los mosquitos liberados y así calcular la densidad absoluta y la supervivencia diaria de *A. aegypti* mediante esta técnica (27).

La proporción de individuos marcados que se logren recapturar en relación con el total de individuos marcados y liberados equivale a la proporción de individuos no marcados que se hayan capturado en relación con el total de individuos en la población. Los individuos que se marcan y liberan pueden provenir del sitio de estudio (adultos capturados directamente o criados a partir de la recolección de larvas y pupas) o ser introducidos (criados en el laboratorio).

Este método no se usa con frecuencia en los programas de control para estimar la densidad de mosquitos, ya que una de sus limitaciones es la liberación de hembras de *A. aegypti* que pueden participar en la transmisión local de virus a los habitantes.

### Recolección con aspiradores de mosquitos en reposo

Debido a que la mayoría de las hembras de *A. aegypti* tiende a reposar dentro de las casas, el uso de aspiradores bucales o electromecánicos permite efectuar una adecuada estimación de su población por unidad de área (vivienda). Si se aspira toda la vivienda, se puede extrapolar el número de mosquitos por casa al total de viviendas en la zona de estudio.

Este tipo de muestreo también puede emplearse como una medida de densidad relativa si se muestrean, por ejemplo, solo las habitaciones de la casa (mosquitos por habitación por casa). La densidad de adultos de *A. aegypti* recolectados por habitación en dos poblados del sur de Puerto Rico utilizando los aspiradores de mochila del CDC estuvo entre 1,4 y 3,6, con máximos de 34 y 234, respectivamente (5). Debido a la gran variación en el número de mosquitos por habitación o casa, es necesario muestrear muchas viviendas para lograr una estimación confiable (20 a 30 % de variación alrededor del promedio). En el estudio de la referencia anterior se estimó necesario muestrear unas 200 casas en cada localidad en una semana.

Los aspiradores de boca deben llevar un filtro (el llamado *High-Efficiency Particle Arresting*, HEPA) o debe usarse un aspirador de soplado para evitar la inhalación de partículas que podrían poner en peligro la salud de quien lo hace ([https://insects.tamu.edu/students/undergrad/ento489\\_field/DeviceSheetAspirator.pdf](https://insects.tamu.edu/students/undergrad/ento489_field/DeviceSheetAspirator.pdf)). Existen diversos tipos de aspiradores electromecánicos para mosquitos (28-30).

Entre las limitaciones del uso de la aspiración de mosquitos adultos de *A. aegypti* en reposo vale la pena destacar el hecho de que debe solicitarse permiso para aspirar la casa, así como la cantidad de trabajo y de personal requerido para obtener una estimación confiable del número de mosquitos por casa.

### **Estimadores de densidad relativa**

#### ***Trampas de oviposición***

Las jarras de oviposición comenzaron a utilizarse durante las campañas de erradicación de *A. aegypti* para detectar la presencia de hembras del mosquito (31). Estos dispositivos son envases pequeños de metal, plástico o vidrio, normalmente pintados de negro. Se les añade agua o infusión de heno como atrayente para las hembras grávidas y un sustrato para recibir los huevos (paleta de madera, tela, papel de germinación) (32). Las ovitrampas se examinan una vez por semana para evitar que se conviertan en criaderos de *A. aegypti*; deben ponerse en lugares sombreados y protegidos de la lluvia, de manera que los huevos no eclosionen antes de la recolección.

Las ovitrampas pueden tratarse con *Bacillus thuringiensis israelensis* para evitar que se desarrollen las larvas y emerjan adultos, lo cual permite, además, prolongar el tiempo de inspección de la trampa por más de una semana (33).

Algunas de las ventajas de las ovitrampas como método para evaluar la abundancia relativa de *A. aegypti* es su poco costo, la facilidad para colocarlas fuera de las casas, lo cual evita tener que entrar en ellas, y su fácil mantenimiento. Los datos que se derivan de este método son el número de huevos por ovitrampa y el porcentaje de trampas positivas (al menos un huevo por trampa). Las ovitrampas tratadas con *B. thuringiensis israelensis* se han usado para vigilar la abundancia de *A. aegypti* y para apoyar las acciones de control en algunas ciudades de Brasil (33,34). Dichos datos se manejan en un sistema de información geográfica (*Geographic Information System*, GIS), que permite elaborar mapas y hacer seguimiento a los resultados del control vectorial.

En las ovitrampas debe reflejarse el número de hembras grávidas en la población. Sin embargo, se cree que dan una estimación errónea, ya que compiten en forma desventajosa con los criaderos existentes, que pueden ser más atractivos (4). Además, si las fuentes de cría se reducen, es de esperar que las hembras grávidas concentren sus posturas en las ovitrampas y ello se reflejaría, de manera equivocada, en un aumento del número de mosquitos inmediatamente después del control.

Una desventaja del uso de ovitrampas es que se requiere hacer eclosionar los huevos para criar las larvas hasta el cuarto estadio, pupa o adulto, para poder identificar la especie del mosquito. También, es necesario usar microscopios estereoscópicos o lentes de aumento para contar los huevos.

Existe un método semiautomático que facilita el conteo de grandes cantidades de huevos (33), así como un método que permite extrapolar el número de huevos por ovitrampa a partir del porcentaje de ovitrampas positivas, pero dicha metodología debe adaptarse a cada programa (35).

El número de ovitrampas que se requiere para lograr estimaciones adecuadas de la oviposición varía entre 30 y 100, dependiendo del área de estudio. Algunos programas de control usan entre una y cuatro ovitrampas por manzana o cuadra (36). En los estudios de campo se han evidenciado relaciones significativas y positivas entre el número de huevos por ovitrampa y la incidencia del dengue (37,38). Todavía no existen umbrales bien definidos para saber cuál es el número mínimo de huevos por ovitrampa que indica que se debe prevenir la transmisión del dengue.

En Tailandia se encontró que no se reportaron casos de dengue hemorrágico cuando la densidad de huevos por trampa era menor de dos en trampas expuestas durante cinco días (35). En Malasia se reportó que el umbral requerido para iniciar el control vectorial correspondía a un porcentaje de ovitrampas positivas superior a 10 % por semana (39).

### **Hembras atraídas con cebo humano**

La captura de hembras de *A. aegypti* en el momento de intentar picar a un humano inmóvil –con sus piernas y brazos expuestos– es un método muy sensible que revela la presencia del mosquito en el lugar y proporciona una estimación de su densidad relativa. Normalmente, se establece un periodo fijo de observación (por ejemplo, 10 minutos) y se cuenta el número de mosquitos atraídos hacia el cebo humano durante ese tiempo.

Esta técnica no se usa con frecuencia debido a que requiere mucho personal, existe mucha variación en la atracción hacia cada persona y puede existir el riesgo de que quienes participan en la captura puedan contraer una infección. Recientemente, se desarrolló un dispositivo que parece permitir la captura de *A. aegypti* y proteger a los recolectores de sus picadas (40).

### **Trampas para mosquitos adultos**

*Trampas electromecánicas.* Existen varias trampas que usan un motor eléctrico y aspas para crear succión y atrapar mosquitos adultos atraídos por superficies de color oscuro o que usan sustancias químicas (CO<sub>2</sub>, ácido láctico, amoníaco o ácido caproico) como atrayentes para las hembras de *A. aegypti* (41-43). Entre estas trampas se destaca la trampa BG-Sentinel, ya que, a diferencia de las trampas inventadas con anterioridad, es más portátil y liviana y esto permite desplegar y usar suficientes trampas para obtener estimaciones confiables del número de mosquitos adultos por trampa.

Las trampas BG-Sentinel capturan hembras de *A. aegypti* en varios estadios fisiológicos, aunque principalmente son hembras en búsqueda de alimentación sanguínea (44). En este tipo de trampa también se pueden capturar numerosos machos de *A. aegypti* y algunas hembras que recientemente se hayan alimentado de sangre, y pueden emplearse en estudios para determinar las fuentes de sangre (45). En varios estudios sobre la dinámica poblacional de *A. aegypti* y su relación con el clima, se han usado estas trampas exitosamente (37,46).

Cuando tienen una cubierta de color negro, estas trampas atraen más *A. aegypti* que las que usan la cubierta blanca original (47). En Australia, se determinó que se necesitan unas 19 trampas BG-Sentinel para obtener una estimación confiable cuando la densidad de hembras de *A. aegypti* es de cinco por trampa en capturas de 24 horas, o de 35 trampas si las capturas se hacen en intervalos de 72 horas (48).

Las principales limitaciones de estas trampas son su alto costo, la necesidad de usar baterías o conexiones a la red eléctrica, las fallas frecuentes y el hecho de que no pueden dejarse sin protección, ya que frecuentemente son vandalizadas o robadas. Las mallas de captura de las trampas BG deben revisarse, en lo posible, cada 24 horas y los ejemplares recolectados deben llevarse al laboratorio a baja temperatura para luego ser contados e identificados. Si los ejemplares pasan mucho tiempo dentro de la bolsa de captura, pierden las escamas o partes del cuerpo debido a la corriente de aire y la turbulencia producida por las aspas de succión.

A pesar de estas limitaciones, la trampa BG-Sentinel es en la actualidad una herramienta que proporciona estimaciones adecuadas de la densidad relativa de *A. aegypti* cuando se usan en un número suficientemente representativo del área de estudio. No se ha determinado cuál es el umbral de la densidad de mosquitos *A. aegypti* capturados con este tipo de trampas que indica que se debe prevenir la transmisión del dengue. En un estudio en Puerto Rico se registró transmisión de dengue cuando la densidad en las trampas era de dos a tres hembras de *A. aegypti* por día, o mayor (37).

*Trampas pasivas.* Hay varias trampas que capturan hembras grávidas de *A. aegypti* en forma pasiva (sin electricidad), utilizando embudos, pegamento para insectos o insecticidas (49-56). En estas trampas se usa el agua o una infusión de heno como atrayente, en forma parecida a las ovitrampas.

La ventaja de estas trampas es que son económicas y se puede usar un número grande de ellas para obtener muestreos representativos. Otra ventaja es que capturan hembras grávidas de *A. aegypti*, las cuales son las que más probablemente transmiten los virus. Ello se debe a que para desarrollar los huevos, las hembras deben haberse alimentado de sangre, y en ese proceso pueden infectarse con virus y transmitirlos en la próxima alimentación sanguínea.

Existen variaciones importantes en las tasas de captura de las distintas trampas pasivas, las cuales dependen de varios factores: tamaño, color, tipo de atrayente, etc. Algunas de estas trampas son más sensibles para detectar la presencia de *A. aegypti* que las ovitrampas y muestran una correlación significativa con las capturas en las trampas BG-Sentinel (54,57).

Deben usarse unas 20 a 40 trampas por urbanización (200 a 300 casas) para tener una estimación confiable del número de hembras de *A. aegypti*. En un foco de transmisión de dengue en Australia, se documentó que una densidad de menos de una hembra de *A. aegypti* por trampa y por semana se asociaba a la ausencia de virus del dengue en los mosquitos (50). En Brasil, se reportó que una densidad mayor de 0,2 hembras de *A. aegypti* por trampa y por semana en la tres semanas previas era un factor de riesgo para la transmisión del virus del dengue (58). Los mosquitos capturados en trampas pegajosas pueden utilizarse para detectar los virus de dengue y chikungunya, ya que su ARN puede detectarse aun después de varios días expuestos al ambiente (50,59-61). En estudios llevados a cabo en Brasil, se ha demostrado la utilidad de las trampas pasivas como instrumento de vigilancia entomológica cuando su uso se complementa con un sistema de información geográfica para la toma de decisiones en el control de *A. aegypti* (58,62).

### Recomendaciones generales

#### **Vigilancia de las fases inmaduras**

Debe validarse o confirmarse si los índices larvarios reflejan la cría de *A. aegypti* en recipientes que puedan localizarse visualmente y descartarse la existencia de criaderos crípticos. En caso de que los haya, los índices larvarios resultantes no son fiables, ya que hay una subestimación de la prevalencia de mosquitos.

Cuando se descubran criaderos crípticos, debe establecerse la metodología adecuada para su muestreo (por ejemplo, con trampas de emergencia de adultos para criaderos subterráneos) (63) y determinarse su contribución relativa al número de adultos de *A. aegypti* (64).

La validación o confirmación del conocimiento sobre los lugares donde se está criando *A. aegypti* debe hacerse controlando la cría en los recipientes encontrados (remoción de recipientes y aplicación de larvicidas efectivos) y verificando si el número de mosquitos adultos se reduce proporcionalmente. Esta verificación puede ser muy útil en lugares

donde el control de los especímenes inmaduros ha fallado, pero no se conoce la razón. Preferiblemente, se deben vigilar las pupas y los adultos, antes y después, y diferenciar entre áreas de intervención y de no intervención. Se puede dar el caso de una reducción significativa del número de pupas, pero no así de los mosquitos adultos.

Los muestreos de mosquitos inmaduros, especialmente de pupas, son necesarios para establecer los tipos de recipientes que producen más *A. aegypti* y diseñar las medidas de control pertinentes. Por ejemplo, si la mayor producción de pupas ocurre en recipientes desechados en los patios, como llantas, envases de comida o bebida, utensilios rotos, etc., puede anticiparse que una campaña de limpieza y reciclaje podría aliviar el problema en forma significativa.

A menos que se implementen técnicas que simplifiquen el muestreo o reduzcan el tamaño de la muestra (número de casas), los muestreos de pupas o larvas no se recomiendan para hacer seguimiento de la población de *A. aegypti* en el tiempo, pues se necesitaría mucho personal entrenado para muestrear un número grande de casas en poco tiempo.

#### **Vigilancia de mosquitos adultos**

La vigilancia de la fase adulta de *A. aegypti* se puede hacer mediante capturas en el domicilio con aspiradores electromecánicos e, indirectamente, mediante el uso de ovitrampas o, preferiblemente, con trampas para mosquitos adultos.

Debe utilizarse un aspirador electromecánico de peso ligero para muestrear los mosquitos adultos de *A. aegypti* en reposo dentro de las viviendas, ya sea en toda la casa o solamente en sus habitaciones (27). La aspiración deben hacerla dos personas, una con el aspirador y la otra con una malla para complementar las capturas. También, es recomendable trabajar en parejas por razones de seguridad y de responsabilidad personal. El trabajo debe planificarse para muestrear unas 100 a 200 casas en el término de una semana, de manera que los valores sean representativos de un momento en particular.

Es necesario establecer la densidad mínima de adultos de *A. aegypti* por casa que indica que se debe prevenir la transmisión del dengue y usar este indicador como meta para el programa de control.

Las ovitrampas permiten hacer un seguimiento indirecto de la población de hembras grávidas de *A. aegypti*. Es un método económico que permite

desplegar un número adecuado de trampas para estimar el porcentaje de trampas positivas (con huevos) y el número de huevos por trampa (entre una y cuatro trampas por cuadra).

Las ovitrampas con infusión de heno son más atractivas que las que usan solo agua, y se les puede agregar, además, *B. thuringiensis israelensis* para evitar que se conviertan en criaderos de *A. aegypti* sin afectar su atracción para las hembras grávidas.

Los estudios longitudinales (temporales) en diversas localidades con distintos niveles de circulación del dengue pueden indicar el número mínimo de huevos por trampa o el porcentaje de trampas positivas que indica que se debe prevenir la transmisión del dengue.

La disponibilidad actual de varios tipos de trampas para capturar adultos de *A. aegypti* permite que los programas de control puedan implementar la vigilancia entomológica de forma más efectiva que en el pasado. Es importante vigilar los mosquitos adultos, pues en este estadio es cuando pueden transmitir los arbovirus.

Cualquier actividad de control debe incluir una evaluación de la variación en el número de adultos de *A. aegypti*.

Se deben usar las nuevas trampas de adultos para determinar las densidades mínimas (umbrales) de *A. aegypti* que indican que se debe prevenir la transmisión de arbovirus. Dichos umbrales deben usarse como guía para las labores de control de *A. aegypti* y la prevención de epidemias.

La elección del tipo de trampa de adultos de *A. aegypti* utilizada debe basarse en un análisis de costos y de su efectividad o precisión. En general, las trampas BG y de hembras grávidas son preferibles a las ovitrampas, ya que proporcionan datos más directos sobre el número relativo de hembras en la población de mosquitos.

### Agradecimientos

A los evaluadores anónimos y a los revisores editoriales de *Biomédica* por sus sugerencias y aportes al manuscrito.

### Financiación

*Centers for Disease Control and Prevention* de los Estados Unidos.

### Conflicto de intereses

El autor declara no tener conflictos de intereses en el desarrollo y la publicación de este trabajo.

## Referencias

1. **Scott TW, Morrison AC.** Vector dynamics and transmission of dengue virus: Implications for dengue surveillance and prevention strategies. En: Rothman AL, editor. *Current topics in microbiology and immunology*. Berlin: Springer-Verlag; 2010. p. 115-28.
2. **Scott T, Morrison A.** Longitudinal field studies will guide a paradigm shift in dengue prevention. En: Atkinson P, editor. *Vector biology, ecology and control*: London: Springer; 2010. p. 139-61.
3. **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. Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases. Geneva: World Health Organization; 2011.
4. **Focks D.** A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors. Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases. Geneva: World Health Organization; 2003.
5. **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.1365-2915.2008.00720.x>
6. **Arana-Guardia R, Baak-Baak CM, Lorono-Pino MA, Machain-Williams C, Beaty BJ, Eisen L, et al.** Stormwater drains and catch basins as sources for production of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus*. *Acta Trop*. 2014;134: 33-42. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2014.01.011>
7. **González R, Gamboa R, Perafán O, Suárez MF, Montoya J.** Experience of an entomological analysis of the breeding sites of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* in Cali, Colombia. *Rev Colomb Entomol*. 2007;33:148-56.
8. **Gustave J, Fouque F, Cassadou S, Leon L, Anicet G, Ramdini C, et al.** Increasing role of roof gutters as *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) breeding sites in Guadeloupe (French West Indies) and consequences on dengue transmission and vector control. *J Trop Med*. 2012;2012:249524. <http://dx.doi.org/10.1155/2012/249524>
9. **Kay BH, Ryan PA, Russell BM, Holt JS, Lyons SA, Foley PN.** The importance of subterranean mosquito habitat to arbovirus vector control strategies in north Queensland Australia. *J Med Entomol*. 2000;37:846-53. <http://dx.doi.org/10.1603/0022-2585-37.6.846>
10. **Pilger D, Lenhart A, Manrique-Saide P, Siqueira JB, da Rocha WT, Kroeger A.** Is routine dengue vector surveillance in central Brazil able to accurately monitor the *Aedes aegypti* population? Results from a pupal productivity survey. *Trop Med Int Health*. 2011;16:1143-50. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-3156.2011.02818.x>
11. **Organización Panamericana de la Salud.** Dengue y dengue hemorrágico en las Américas: guías para su prevención y control. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 1995. p. 109.
12. **Connor ME, Monroe WM.** *Stegomyia* indices and their value in yellow fever control. *Am J Trop Med Hyg*. 1923;3:9-19.
13. **Soper FL.** *Aedes aegypti* and yellow fever. *Bull World Health Organ*. 1967;36:521-7.

14. **Pontes RJ, Freeman J, Oliveira-Lima JW, Hodgson JC, Spielman A.** Vector densities that potentiate dengue outbreaks in a Brazilian city. *Am J Trop Med Hyg.* 2000;62:378-83.
15. **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>
16. **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.
17. **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)
18. **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.
19. **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>
20. **Barrera R.** Simplified pupal surveys of *Aedes aegypti* (L.) for entomologic surveillance and dengue control. *Am J Trop Med Hyg.* 2009;81:100-7.
21. **Barrera R.** Dinámica del dengue y *Aedes aegypti* in Puerto Rico. *Biomédica.* 2010;21:179-95.
22. **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.
23. **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.
24. **Williams CR, Johnson PH, Ball TS, Ritchie SA.** Productivity and population density estimates of the dengue vector mosquito *Aedes aegypti* (*Stegomyia aegypti*) in Australia. *Med Vet Entomol.* 2013;27:313-22. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2915.2012.01051.x>
25. **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/10.1179/2047773212Y.0000000063>
26. **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. *Parasit Vectors.* 2014;7:276. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-7-276>
27. **Ritchie SA, Montgomery BL, Hoffmann AA.** Novel estimates of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) population size and adult survival based on *Wolbachia* releases. *J Med Entomol.* 2013;50:624-31. <http://dx.doi.org/10.1603/ME12201>
28. **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.
29. **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>
30. **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>
31. **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>
32. **Reiter P, Amador MA, Colon N.** Enhancement of the CDC ovitrap with hay infusions for daily monitoring of *Aedes aegypti* populations. *J Am Mosq Control Assoc.* 1991;7:52-5.
33. **Regis LN, Acioli RV, Silveira JC Jr, de Melo-Santos MA, da Cunha MC, Souza F, et al.** Characterization of the spatial and temporal dynamics of the dengue vector population established in urban areas of Fernando de Noronha, a Brazilian oceanic island. *Acta Trop.* 2014;137:80-7. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2014.04.010>
34. **Regis L, Souza WV, Furtado AF, Fonseca CD, Silveira JC Jr, Ribeiro PJ Jr, et al.** An entomological surveillance system based on open spatial information for participative dengue control. *An Acad Bras Cienc.* 2009;81:655-62. <http://dx.doi.org/10.1590/S0001-37652009000400004>
35. **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>
36. **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>
37. **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>
38. **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>
39. **Lee HL.** Sequential sampling: Its application in ovitrap surveillance of *Aedes* (Diptera: Culicidae) in Selangor, Malaysia. *Trop Biomedicine.* 1992;9:29-34.
40. **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>



41. **Fay RW, Prince WH.** A modified visual trap for *Aedes aegypti*. Mosquito News. 1970;30:20-3. [http://dx.doi.org/10.2987/8756-971X\(2006\)22\[641:LAFAOS\]2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.2987/8756-971X(2006)22[641:LAFAOS]2.0.CO;2)
42. **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>
43. **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)
44. **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>
45. **Barrera R, Bingham AM, Hassan HK, Amador M, Mackay AJ, Unnasch TR.** Vertebrate hosts of *Aedes aegypti* and *Aedes mediiovittatus* (Diptera: Culicidae) in rural Puerto Rico. J Med Entomol. 2012;49:917-21. <http://dx.doi.org/10.1603/ME12046>
46. **Degener CM, Ázara TM, Roque RA, Codeço CT, Nobre AA, Ohly JJ, et al.** Temporal abundance of *Aedes aegypti* in Manaus, Brazil, measured by two trap types for adult mosquitoes. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2014;109:1030-40. <http://dx.doi.org/10.1590/0074-0276140234>
47. **Barrera R, Mackay AJ, Amador M.** An improved trap to capture adult container-inhabiting mosquitoes. J Am Mosq Control Assoc. 2013;29:358-68. <http://dx.doi.org/10.2987/13-6343.1>
48. **Williams CR, Long SA, Webb CE, Bitzhenner M, Geier M, Russell RC, et al.** *Aedes aegypti* population sampling using BG-Sentinel traps in North Queensland Australia: Statistical considerations for trap deployment and sampling strategy. J Med Entomol. 2007;44:345-50. <http://dx.doi.org/10.1093/jmedent/44.2.345>
49. **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.
50. **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>
51. **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.
52. **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>
53. **Gomes AD, Da Silva NN, Bernal RTI, Leandro AD, De Camargo NJ, Da Silva AM, et al.** Specificity of the adultrap for capturing females of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). Rev Soc Bras Med Trop. 2007;40:216-9. <http://dx.doi.org/10.1590/S0037-86822007000200014>
54. **Mackay A, Amador M, Barrera R.** An improved autocidal gravid ovitrap for the control and surveillance of *Aedes aegypti*. Parasit Vectors. 2013;6:225. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-6-225>
55. **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>
56. **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>
57. **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>
58. **Eiras AE, Resende MC.** Preliminary evaluation of the 'Dengue-MI' technology for *Aedes aegypti* monitoring and control. Cad Saúde Pública. 2009;25(Suppl.1):S45-58. <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-311X2009001300005>
59. **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>
60. **Bangs MJ, Tan R, Listiyanningsih E, Kay BH, Porter KR.** Detection of dengue viral RNA in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) exposed to sticky lures using reverse-transcriptase polymerase chain reaction. J Med Entomol. 2001;38:720-4. <http://dx.doi.org/10.1603/0022-2585-38.5.720>
61. **Mavale M, Sudeep A, Gokhale M, Hundekar S, Parashar D, Ghodke Y, et al.** Persistence of viral RNA in chikungunya 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>
62. **Pepin KM, Marques-Toledo C, Scherer L, Morais MM, Ellis B, Eiras AE, et al.** Cost-effectiveness of novel system of mosquito surveillance and control, Brazil. Emerg Infect Dis. 2013;19:542-50. <http://dx.doi.org/10.3201/eid1904.120117>
63. **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>
64. **Mackay AJ, Amador M, Díaz A, Smith J, Barrera R.** Dynamics of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* in septic tanks. J Am Mosq Control Assoc. 2009;25:409-16. <http://dx.doi.org/10.2987/09-5888.1>