



Published in final edited form as:

Biomedica. ; 36(3): 454–462. doi:10.7705/biomedica.v36i3.2892.

Recommendations for the surveillance of *Aedes aegypti*

Roberto Barrera

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

Abstract

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 *Ae. aegypti* has been the lack of effective tools for monitoring its population, and thus determine what control measures actually work. Surveillance of *Ae. 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, the various monitoring techniques for this mosquito are presented, along with a discussion of their usefulness, and recommendations for improved entomological surveillance.

Abstract

Las enfermedades causadas por arbovirus transmitidos por *Aedes aegypti* como el dengue, chikungunya y Zika continúan aumentando en incidencia anual y expansión geográfica. Una limitación clave para el control de *Ae. aegypti* ha sido la ausencia de herramientas eficaces para monitorear su población y así poder determinar qué medidas de control realmente funcionan. El monitoreo de *Ae. 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 que transmiten los virus. El reciente desarrollo de técnicas de muestreo de adultos de esta especie vectora promete facilitar las labores de monitoreo y control. En esta revisión se presentan las diversas técnicas de monitoreo de este mosquito, junto a una discusión de su utilidad, y se ofrecen recomendaciones para lograr una vigilancia entomológica más efectiva.

Keywords

Aedes aegypti; disease vector; dengue; chikungunya virus; zika virus infection

Keywords

Aedes aegypti; vectores de enfermedades; dengue; virus chikungunya; infección por el virus Zika

Correspondencia: Roberto Barrera, Dengue Branch, Centers for Disease Control and Prevention (CDC), 1324 Calle Canada, San Juan, Puerto Rico 00920., Tel: 787-706-2467, 787-706-2399; fax: 787-706-2496, rbarrera@cdc.gov.

Conflicto de intereses

El autor declara que no existen conflictos de intereses en desarrollo y la publicación de este trabajo..

Avances recientes en las técnicas de captura de las fases adultas del *Aedes aegypti* y el relativo poco progreso en el control de este mosquito y de los arbovirus que éste transmite, como dengue, chikungunya y Zika, motivan una revisión de los enfoques de vigilancia entomológica de este vector. Los objetivos de esta revisión consisten en discutir las ventajas y limitaciones de las técnicas de vigilancia de *Ae. aegypti* y hacer recomendaciones. La vigilancia o monitoreo de *Ae. aegypti* consiste en determinar cuántos mosquitos existen en un lugar y tiempo determinado, así como la obtención de especímenes para examinar sus propiedades (ej. tamaño, condición fisiológica, sexo), grado de resistencia a insecticidas, identificar el origen de la sangre ingerida o la presencia de virus. Una aplicación importante de este conocimiento es el poder evaluar cuál es el impacto de las labores de control en la reducción de la población de mosquitos y determinar la densidad umbral de mosquitos requeridos para la transmisión de arbovirus. Otra aplicación importante es establecer si una nueva especie vectora ha invadido un área (ej. *Aedes albopictus*). Una de las posibles razones por la que ha sido tan difícil controlar al *Ae. 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 *Ae. aegypti* ha estado limitado por la falta de indicadores entomológicos prácticos y confiables (1,2).

Vigilancia de *Ae. aegypti*

Existen varios métodos para determinar la abundancia de *Ae. aegypti*: 1- Índices derivados de datos de presencia o ausencia como los índices larvarios (Índices de Casas, Recipientes, y Breteau), 2- Estimación de la densidad absoluta (método de marcaje, liberación y recaptura, aspiración de mosquitos dentro y fuera de las casas, muestreo pupal) y 3- Estimación de la densidad relativa (ovitrampas, hembras atraídas a cebo humano, trampas para mosquitos adultos).

A- Índices larvarios.

El Índice de Casas (IC) es el porcentaje de viviendas y otras edificaciones (comercios, iglesias, etc.) donde se encontró al menos un recipiente con fases inmaduras (recipientes positivos) en relación al número total de casas visitadas (positivas y negativas). El Índice de Recipientes (IR) es el porcentaje de recipientes positivos en relación con el número total de recipientes que tenían agua (con y sin inmaduros). El Índice de Breteau (IB) es el número de recipientes positivos por cada 100 casas investigadas. También se puede calcular un Índice de Breteau para cada tipo de recipiente. Debido a que *Ae. aegypti* utiliza espacios urbanos que no son viviendas (solares abandonados, acumulaciones de basura en carreteras y riachuelos, etc.), los índices larvarios no proveen información acerca de estos ambientes y generalmente se reportan por separado (3). Otras limitaciones importantes son que estos índices guardan una pobre 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 *Ae. 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 *Ae. aegypti* se pueden evidenciar comparando las poblaciones de mosquitos adultos antes y después de aplicar medidas de control en los

criaderos que se pueden localizar visualmente. Se han documentado reducciones significativas de la producción de mosquitos en recipientes (ej. pupas) pero no en la población de mosquitos adultos, dando la oportunidad de revelar la presencia de criaderos crípticos importantes (5). Varios estudios demuestran que los criaderos crípticos pueden llegar a producir más *Ae. aegypti* que los recipientes que se pueden localizar visualmente (6–10).

Una ventaja del uso de índices larvarios es el relativo pequeño tamaño muestral requerido (100 – 200 casas a inspeccionar) (11). Sin embargo, el uso de índices larvarios para monitorear cambios en la prevalencia de *Ae. aegypti* en el tiempo requiere de 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 hayan cambiado durante ese tiempo y no reflejen las condiciones específicas que existían durante el muestreo. Basado en observaciones de la transmisión de la fiebre amarilla urbana, se ha propuesto que si los índices larvarios se encuentran por debajo de los siguientes valores umbrales no debe ocurrir transmisión de dengue: IC < 5%, IR < 10%, IB < 5 (12–14). Un reporte en Brasil indica ausencia de transmisión cuando el IB < 1% (15). Sin embargo, una revisión reciente sobre el uso de los índices aédicos como valores umbrales para la transmisión de los virus dengue señala que no son indicadores confiables (16). Adicionalmente, se debe tener cuidado en la forma como se reportan los índices larvarios. Estos índices solo tienen valor en referencia a la localidad donde se hicieron las observaciones. Cuando se promedian y reportan los índices larvarios para una ciudad o país se cambia totalmente su significado, normalmente apuntando a valores menores de los que realmente existen a nivel local. De esta forma, los niveles umbrales de protección serían solo válidos a nivel de barrio o urbanización, que es la escala a la cual se obtienen los índices. Esta observación es válida también para otros índices de prevalencia o abundancia.

B- Estimadores de densidad absoluta:

Muestreos pupales.—El conteo de pupas se considera que refleja mejor el número de mosquitos adultos en una localidad que los índices larvarios o incluso el número de larvas, ya que la sobrevivencia en el estado pupal es relativamente alta (3,17). El conocer el número de pupas por recipiente y por casa nos 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 encontramos 10 pupas (suponiendo ausencia de 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 pupales 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. Adicionalmente, las pupas de *Ae. aegypti* deben diferenciarse de las de otras especies de mosquitos que se crían en recipientes (ej., *Ae. albopictus*, *Culex quinquefasciatus*). Ello requiere el uso de microscopios estereoscópicos y claves morfológicas (18). En forma similar a 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 pupales es el gran número de muestras (ej. casas) que se requiere para lograr una

estimación confiable (19,20). La razón para ello es la alta variabilidad en el número de pupas por recipiente y por casa. Existen varios métodos que se han desarrollado para simplificar el muestreo pupal, aunque ellos deben ser adaptados a cada programa antes de poder ser usados rutinariamente (21). Al realizar un muestreo pupal también se pueden obtener los índices larvarios, ya que se requiere visitar las casas y examinar cada recipiente. Los muestreos pupales son indispensables para determinar cuáles tipos de recipientes producen la mayoría de adultos de *Ae. aegypti* y elaborar medidas de control ajustadas a cada situación (22–24). Mediante el modelaje se han establecido densidades umbrales para la transmisión de los virus del dengue. Por ejemplo, se ha sugerido 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 entre 0 y 67% a 28°C (17). Desafortunadamente, se ha avanzado muy poco en la validación de campo de los niveles umbrales usando índices pupales. La relación entre la densidad pupal, que provee una medida de densidad absoluta, y capturas en trampas para adultos, que proporciona una medida de densidad relativa, fue explorada para entender esta relación y poder simplificar la vigilancia de *Ae. aegypti* (25, 26).

a. Métodos de marcaje, liberación y recaptura (MLR) de mosquitos adultos.

—Estos métodos tienen como objetivo principal estimar el número total de mosquitos adultos que se encuentran en una localidad determinada (27). Las tasas de sobrevivencia diaria y el rango de vuelo de *Ae. aegypti* también se pueden obtener. Este método consiste en marcar y liberar un lote de mosquitos adultos para luego intentar recapturarlos y determinar qué porcentaje de los individuos capturados tenían la marca. En un estudio en Australia se usó la infección con la bacteria *Wolbachia* como marcador de los mosquitos liberados y así calcular la densidad absoluta y sobrevivencia diaria de *Ae. aegypti* mediante la técnica de MLR (28). La proporción de individuos marcados que fueron recapturados en relación al total de individuos marcados y liberados es equivalente a la proporción de individuos no marcados capturados en relación al 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). El método de MLR no es usado con frecuencia en los programas de control para estimar la densidad de mosquitos. Una de las limitaciones en el uso de esta técnica es la liberación de hembras de *Ae. aegypti* que pudieran participar en la transmisión local de virus a los habitantes.

b. Colecta de mosquitos en reposo con aspiradores.—Debido a que la mayoría de las hembras de *Ae. aegypti* tienden a reposar dentro de las casas en muchos países, el uso de aspiradores bucales o electromecánicos permite efectuar una adecuada estimación de la población de hembras de este mosquito 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 se puede usar como una medida de densidad relativa si se muestrea, por ejemplo, solo las habitaciones de la casa (mosquitos/habitación/casa). La densidad de adultos de *Ae. aegypti* por habitación en dos poblados del sur de Puerto Rico utilizando los aspiradores de mochila del CDC fueron entre 1,4 y 3,6, con máximos de 34 y 234 respectivamente (5). La gran variación en el número de mosquitos por

habitación o casa determina que se tenga que muestrear muchas viviendas para lograr una estimación confiable (ej., 20–30% de variación alrededor del promedio). Por ejemplo, en el estudio referido anteriormente se estimó necesario muestrear unas 200 casas en cada localidad en una semana.

Los aspiradores de boca deben llevar un filtro (HEPA “high-efficiency particle arresting”) o usar un aspirador de soplado para evitar inhalar partículas que podrían poner en peligro la salud (https://insects.tamu.edu/students/undergrad/ento489_field/DeviceSheetAspirator.pdf). Existen diversos tipos de aspiradores electromecánicos para mosquitos (29–31). Entre las limitaciones para el uso de la aspiración de mosquitos adultos de *Ae. aegypti* en reposo están el tener que solicitar permiso para aspirar la casa y la cantidad de trabajo o personal involucrado para obtener una estimación confiable del número de mosquitos por casa.

C- Estimadores de densidad relativa:

a. Trampas de oviposición.—Las jarras de oviposición se comenzaron a utilizar durante la campaña de erradicación del *Ae. aegypti* con la finalidad de detectar la presencia de hembras de este mosquito (32). Estos dispositivos son envases de pequeño tamaño que pueden ser de metal, plástico o vidrio, normalmente pintadas 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) (33). Las ovitrampas se chequean una vez a la semana para evitar que se conviertan en criaderos de *Ae. aegypti* y se colocan protegidas de la lluvia y en lugares sombreados para evitar que los huevos eclosionen antes de ser colectados. Las ovitrampas pueden ser tratadas con *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) para evitar que se desarrollen las larvas y emerjan adultos; permitiendo también alargar el tiempo de inspección de la trampa a más de una semana (34). Las ventajas de las ovitrampas como un método para evaluar la abundancia relativa de *Ae. aegypti* es que son baratas, se pueden colocar fuera de las casas sin tener que entrar a ellas y son fáciles de mantener. 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). Ovitrapas tratadas con *Bti* se han usado para vigilar la abundancia de *Ae. aegypti* y guiar acciones de control en algunas ciudades en Brasil (34,35). Los datos se manejan en un Sistema de Información Geográfica (GIS) que permite elaborar mapas y llevar un seguimiento de los resultados del control vectorial.

Las ovitrampas deben reflejar el número de hembras grávidas en la población. Sin embargo, se cree que las ovitrampas dan una estimación errónea ya que compiten en forma desventajosa con los criaderos existentes que pudiesen ser más atractivos (4). Además, si se realiza una reducción de fuentes de cría se espera que las hembras grávidas concentren sus posturas en las ovitrampas, reflejando incorrectamente un aumento en el número de mosquitos inmediatamente después del control. Una desventaja del uso de ovitrampas es que se requiere poner a eclosionar los huevos para criar las larvas hasta cuarto estadio, pupa o adulto y así poder identificar la especie de mosquito. También es requerido el uso de microscopios estereoscópicos o lentes con magnificación para contar los huevos. Existe un método semiautomático que facilita el conteo de grandes cantidades de huevos (34). También se desarrolló un método que permite extrapolar el número de huevos por ovitrampa

a partir del porcentaje de ovitrampas positivas, pero la metodología debe adaptarse a cada programa (36). 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 (37). Estudios de campo han mostrado relaciones significativas y positivas entre el número de huevos por ovitrampa y la incidencia de dengue (38,39). Todavía no existen umbrales bien definidos que indiquen cual es el número mínimo de huevos por ovitrampa para 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 por cinco días (36). En Malasia se reportó un nivel umbral para iniciar control vectorial cuando el porcentaje de ovitrampas positivas superaba el 10% por semana (40).

b. Hembras atraídas a cebo humano.—La captura de hembras de *Ae. aegypti* intentando picar a un humano inmóvil, con sus piernas y brazos expuestos es un método altamente sensitivo (que revela la presencia del mosquito en ese lugar) y proporciona una estimación de la densidad relativa de esta especie. Normalmente se establece un periodo fijo de observación (ej., 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 alta variabilidad en la atracción hacia cada persona y puede existir el riesgo de que las personas que participan en la captura puedan contraer una infección. Recientemente se desarrolló un dispositivo que parece permitir la captura de *Ae. aegypti* y proteger a los colectores de sus picadas (41).

c. Trampas para mosquitos adultos:

i. Trampas electromecánicas.: Existen varias trampas que usan un motor eléctrico y aspas para crear succión y atrapar mosquitos adultos atraídos a superficies de color oscuro o que usan sustancias químicas (ej., CO₂, ácido láctico, amoniaco y ácido caproico) como atrayentes para las hembras de *Ae. aegypti* (42–44). Entre estas trampas se destaca la trampa BG-centinela, ya que a diferencia de las trampas inventadas con anterioridad es más portátil y liviana, lo que permite desplegar y usar suficientes trampas para obtener estimaciones confiables del número de mosquitos adultos por trampa. Las trampas BG-centinela capturan hembras de *Ae. aegypti* en varios estados fisiológicos, aunque principalmente son hembras en búsqueda de una alimentación sanguínea (45). Esta trampa también colecta numerosos machos de *Ae. aegypti*. Las trampas BG capturan algunas hembras que recientemente se han alimentado de sangre y pueden ser usadas para estudios de identificación de las fuentes sanguíneas (46). Varios estudios de la dinámica poblacional de *Ae. aegypti* y su relación con el clima han usado estas trampas exitosamente (38,47).

Las trampas BG-centinela con una cubierta de color negro atraen más *Ae. aegypti* que las que usan la cubierta blanca original (48). En Australia se determinó que se necesitan unas 19 trampas BG para obtener una estimación confiable cuando la densidad de hembras de *Ae. aegypti* es de cinco por trampa en capturas de 24 horas o de 35 trampas si las capturas son por intervalos de 72 horas (49). Las principales limitaciones de las trampas BG-centinela son su alto costo, la necesidad de usar baterías o conexiones a la red eléctrica, las fallas frecuentes, y que no pueden dejarse sin protección ya que son frecuentemente vandalizadas

o robadas. Las mallas de captura de la trampa BG deben revisarse preferiblemente cada 24 horas y los ejemplares colectados son llevados al laboratorio a baja temperatura para luego ser contados e identificados. Si los ejemplares pasan mucho tiempo dentro de la bolsa de captura, éstos 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-centinela es en la actualidad una herramienta que proporciona estimaciones adecuadas de la densidad relativa de *Ae. aegypti* cuando se usan en un número suficiente para representar el área de estudio. No se ha determinado cuales son las densidades umbrales de *Ae. aegypti* capturadas en trampas BG para prevenir la transmisión del dengue. En un estudio realizado en Puerto Rico se observó transmisión de dengue cuando la densidad en las trampas era de 2–3 hembras de *Ae. aegypti* por día o mayor (38).

ii. Trampas pasivas.: Existen varias trampas que capturan hembras grávidas de *Ae. aegypti* en forma pasiva (sin electricidad), utilizando embudos, pegamento para insectos o insecticidas (50–57). Estas trampas usan como atrayente agua o una infusión de heno, 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 *Ae. aegypti* que son las que más probablemente transmitan los virus. Ello se debe a que para poder desarrollar los huevos, las hembras deben haberse alimentado de sangre y en ese proceso se pudieron haber infectado y estar en capacidad de transmitirlo en la próxima alimentación sanguínea.

Existen variaciones importantes en las tasas de captura de distintas trampas pasivas que depende de varios factores, como su tamaño, color, tipo de atrayente, etc. Algunas de estas trampas son más sensibles para detectar la presencia de *Ae. aegypti* que las ovitrampas y muestran una correlación significativa con las capturas en las trampas BG-centinela (55,58).

Se requiere usar unas 20–40 trampas por urbanización (200 – 300 casas) para proveer un estimado confiable del número de hembras de *Ae. aegypti*. En un foco de transmisión de dengue en Australia se documentó que una densidad de menos de una hembra de *Ae. aegypti* por trampa por semana estaba asociada a la ausencia de virus del dengue en los mosquitos (51). En Brasil se reportó que una densidad mayor a 0,2 hembras de *Ae. aegypti* por trampa por semana en la tres semanas previas era un factor de riesgo para la transmisión de virus de dengue (59). Los mosquitos atrapados en trampas pegajosas pueden utilizarse para detectar los virus de dengue y chikungunya ya que su ARN (ácido ribonucleico) puede detectarse luego de varios días expuestos al ambiente (51,60–62). Estudios conducidos en Brasil demuestran la utilidad de las trampas pasivas como instrumento de vigilancia entomológica cuando se integran a un GIS para la toma de decisiones en el control de *Ae. aegypti* (59,63).

Recomendaciones generales

A- Monitoreo de fases inmaduras:

1. Validar o confirmar si los índices larvarios reflejan la cría de *Ae. aegypti* en recipientes que se pueden localizar visualmente y que no existan criaderos crípticos. En caso de existir criaderos crípticos, los índices larvarios no son recomendados ya que darán una subestimación de la prevalencia de mosquitos.

2. Al descubrirse criaderos crípticos, se debe establecer la metodología adecuada para su muestreo (ej., trampas de emergencia de adultos para criaderos subterráneos) (64) y determinar su contribución relativa al número de adultos de *Ae. aegypti* (65).
3. La validación o confirmación de nuestro conocimiento sobre los lugares donde se está criando *Ae. aegypti* se realiza controlando la cría en los recipientes encontrados (remoción de recipientes, aplicación de larvicidas efectivos) y examinando si el número de mosquitos adultos se reduce proporcionalmente. Esta verificación puede ser muy útil en lugares donde el control de inmaduros está fallando pero no se conoce la razón. Preferiblemente se deben monitorear las pupas y los adultos, antes y después, y entre áreas de intervención y no intervención. Se puede dar el caso en el que se observe una reducción significativa del número de pupas pero no así de los mosquitos adultos.
4. Los muestreos de mosquitos inmaduros, en particular, los muestreos pupales son necesarios para establecer cuáles son los tipos de recipientes que producen más *Ae. aegypti* y así poder diseñar medidas de control ajustadas. 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., entonces se puede anticipar que una campaña de limpieza y reciclaje podría aliviar el problema en forma significativa.
5. A menos que se implementen técnicas que simplifiquen o reduzcan el tamaño de muestra (número de casas), los muestreos pupales o larvales no son recomendados para monitorear la población de *Ae. aegypti* en el tiempo. Ello se debe a que se necesitaría mucho personal entrenado para muestrear un número grande de casas en poco tiempo.

B- Monitoreo de mosquitos adultos:

1. El monitoreo de la fase adulta de *Ae. aegypti* se puede realizar utilizando colectas intra-domiciliarias con aspiradores electro-mecánicos, indirectamente mediante el uso de ovitrampas o preferiblemente, empleando trampas para mosquitos adultos.
2. Utilizar un aspirador electromecánico de peso ligero para muestrear los mosquitos adultos de *Ae. aegypti* en reposo dentro de las viviendas, bien muestreando toda la casa o solamente las habitaciones de cada casa (28). La aspiración es realizada por dos personas, una con el aspirador y la otra con una malla que pueda complementar las capturas. También es recomendable trabajar en parejas por razones de seguridad y de responsabilidad personal. El trabajo y el personal deben planificarse para muestrear unas 100 – 200 casas en el término de una semana para que los valores sean representativos de un instante del tiempo en particular.
3. Es necesario establecer cuál es la densidad mínima de adultos de *Ae. aegypti* por casa para prevenir la transmisión del dengue y usar este indicador como meta para el programa de control.

4. Las ovitrampas permiten realizar un seguimiento indirecto de la población de hembras grávidas de *Ae. 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).
5. Las ovitrampas con infusión de heno son más atractivas que las que usan solo agua y se les puede agregar *Bti* para evitar que se conviertan en criaderos de *Ae. aegypti* sin afectar su atracción a las hembras grávidas.
6. Estudios longitudinales (temporales) en diversas localidades con distintos niveles de circulación de dengue pueden informar cual es el número mínimo de huevos por trampa o el porcentaje de trampas positivas para evitar la transmisión del dengue.
7. La disponibilidad actual de varios tipos de trampas para capturar adultos de *Ae. aegypti* permite que los programas de control puedan realizar una vigilancia entomológica más efectiva que en el pasado. Es importante monitorear los mosquitos adultos ya que este es el estadio que puede transmitir los arbovirus.
8. Cualquier actividad de control debe incluir una evaluación de la variación en el número de adultos de *Ae. aegypti*.
9. Se deben usar las nuevas trampas de adultos para determinar cuáles son las densidades mínimas (umbrales) de *Ae. aegypti* que previenen la transmisión de arbovirus. Estos valores umbrales se deben usar como guía para las labores de control de *Ae. aegypti* y la prevención de epidemias.
10. La elección del tipo de trampa de adultos de *Ae. aegypti* a ser utilizada debe basarse en un análisis de costos y de 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

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

Financiación

Este trabajo fue financiado por los Centros de Control y Prevención de Enfermedades de los Estados Unidos.

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. Geneva: Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases. World Health Organization; 2011.
4. Focks D A review of entomological sampling methods and indicators for dengue vectors. Geneva: Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases. World Health Organization; 2003.
5. Barrera R, Amador M, Diaz A, Smith J, Munoz-Jordan JL, Rosario Y. Unusual productivity of *Aedes aegypti* in septic tanks and its implications for dengue control. *Med Vet Entomol.* 2008; 22: 62–9. [PubMed: 18380655]
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 Tropica.* 2014;134: 33–42. [PubMed: 24582840]
7. Gonzalez R, Gamboa R, Perafan O, Suarez 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; 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. [PubMed: 11126539]
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. [PubMed: 21702871]
11. OPS. Dengue y dengue hemorrágico en las Américas: guías para su prevención y control. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 1995 109 p.
12. Brown AWA. World wide 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, 2 1974.
13. Connor ME, Monroe WM. *Stegomyia* indices and their value in yellow fever control. *Am J Trop Med Hyg.* 1923; 3: 9–19.
14. Soper FL. *Aedes aegypti* and yellow fever. *Bull World Health Organ.* 1967; 36: 521–27. [PubMed: 5299444]
15. Pontes RJS, 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. [PubMed: 11037781]
16. 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. doi: 10.1371/journal.pntd.0002848. [PubMed: 24810901]
17. 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. [PubMed: 10761719]
18. 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. [PubMed: 17067066]
19. 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–S43. [PubMed: 16630389]
20. Reuben R, Das PK, Samuel D, Brooks GD. Estimation of daily emergence of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Sonepat, India. *J Med Entomol.* 1978;14:705–14.
21. Barrera R Simplified pupal surveys of *Aedes aegypti* (L.) for entomologic surveillance and dengue control. *Am J Trop Med Hyg.* 2009; 81:100–7. [PubMed: 19556574]
22. Barrera R Dinamica del dengue y *Aedes aegypti* in Puerto Rico. *Rev Biomedica.* 2010; 21:179–95.

23. 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. [PubMed: 9080874]
24. 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. [PubMed: 16474086]
25. 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. [PubMed: 23205694]
26. 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. [PubMed: 23318235]
27. 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. doi: 10.1186/1756-3305-7-276. [PubMed: 24946878]
28. 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. [PubMed: 23802459]
29. 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. [PubMed: 8014622]
30. 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. [PubMed: 25102597]
31. Vazquez-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. [PubMed: 19960668]
32. Fay RW, Eliason DA. A preferred oviposition site as a surveillance method for *Aedes aegypti*. *Mosquito News.* 1966; 26: 531–5.
33. 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. [PubMed: 2045808]
34. 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. doi: 10.1016/j.actatropica.2014.04.010. [PubMed: 24832009]
35. 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. [PubMed: 19893891]
36. 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. [PubMed: 2388225]
37. Hernandez-Avila J, Rodriguez M-H, Sanchez Castaneda V, Roman Perez S, Rodriguez M-H, Santos Luna R, et al. Nation-wide, web-based, geographic information system for the integrated surveillance and control of dengue fever in Mexico. *PLoS ONE.* 2013; ;8:e70231. doi: 10.1371/journal.pone.0070231. [PubMed: 23936394]
38. 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. doi: 10.1371/journal.pntd.0001378. [PubMed: 22206021]
39. 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. [PubMed: 23540112]
40. Lee HL. Sequential sampling: its application in ovitrap surveillance of *Aedes* (Diptera: Culicidae) in Selangor, Malaysia. *Trop Biomedicine.* 1992; 9: 29–34.

41. Casas-Martinez M, Orozco-Bonilla A, Munoz-Reyes M, Ulloa-Garcia 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. [PubMed: 24581356]
42. Fay RW, Prince WH. A modified visual trap for *Aedes aegypti*. *Mosquito News.* 1970; 30: 20–23.
43. 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.
44. 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. [PubMed: 17019768]
45. 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. [PubMed: 20695281]
46. 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. [PubMed: 22897052]
47. Degener CM, Ázara TM, Roque RA, Codeço CT, Nobre AA, Ohly JJ, et al. 2014 Temporal abundance of *Aedes aegypti* in Manaus, Brazil, measured by two trap types for adult mosquitoes. *Mem Inst Oswaldo Cruz,* 109:1030–40. [PubMed: 25494470]
48. Barrera R, Mackay AJ, Amador M. An improved trap to capture adult container-inhabiting mosquitoes. *J Am Mosq Control Assoc.* 2013; 29: 358–68. [PubMed: 24551969]
49. 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. [PubMed: 17427707]
50. 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 Mexico. *J Am Mosq Control Assoc.* 2001; 17: 93–7. [PubMed: 11480827]
51. 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. [PubMed: 14989339]
52. 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. [PubMed: 17249346]
53. 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. [PubMed: 17550438]
54. Gomes ADC, Da Silva NN, Bernal RTI, Leandro ADS, 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. [PubMed: 17568892]
55. Mackay A, Amador M, Barrera R. An improved autocidal gravid ovitrap for the control and surveillance of *Aedes aegypti*. *Parasit Vectors.* 2013; 6:225. doi: 10.1186/1756-3305-6-225. [PubMed: 23919568]
56. Resende MC, Azara TM, Costa IO, Heringer LC, Andrade MR, Acebal JL, et al., Field optimisation of MosquiTRAP sampling for monitoring *Aedes aegypti* Linnaeus (Diptera:Culicidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 2012;107: 294–302. [PubMed: 22510823]
57. 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. [PubMed: 24605470]
58. Barrera R, Amador M, Acevedo V, Caban B, Felix 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. [PubMed: 24605464]
59. Eiras AE, Resende MC. Preliminary evaluation of the ‘Dengue-MI’ technology for *Aedes aegypti* monitoring and control. *Cad Saude Publica.* 25 Suppl 1: S45–S58.

60. 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. [PubMed: 17294936]
61. Bangs MJ, Tan R, Listiyaningsih 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. [PubMed: 11580045]
62. 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. [PubMed: 22232470]
63. 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. [PubMed: 23628282]
64. 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. [PubMed: 21175077]
65. Mackay AJ, Amador M, Diaz A, Smith J, Barrera R. Dynamics of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus* in septic tanks. *J Am Mosq Control Assoc.* 2009; 25: 409–16. [PubMed: 20099586]