Vigilância e controle do *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* nos Estados Unidos

Índice

Visão geral 2
Ciclo de transmissão 2
Distribuição global 3
Alcance estimado do *Aedes albopictus* (à esquerda) e *Aedes aegypti* (à direita) nos EUA em 2016* 3
Ciclo de vida 3
Prevenção e controle 4
Recomendações para vigilância e controle de vetores 4
Coleta de amostras e tipos de armadilhas 6
Indicadores de vigilância baseados em mosquitos 8
Manuseio de mosquitos adultos coletados no campo 9
Limitações para vigilância baseada em mosquito 10
Controle de vetores 10
Referências 12

Público-alvo

Profissionais de controle de vetores

Objetivos

O principal objetivo deste documento é fornecer orientação para vigilância e controle do *Aedes aegypti* e do *Aedes albopictus* em resposta ao risco de introdução dos vírus da dengue, chikungunya, zika e febre amarela nos Estados Unidos e seus territórios. Este documento destina-se a oficiais de saúde pública estadual e municipal e a especialistas em controle de vetores.

Um mosquito Aedes aegypti *fêmea (à esquerda) e* Aedes albopictus *fêmea (à direita) durante o processo de aquisição de uma refeição sanguínea de seu hospedeiro humano. Fotos cedidas por James Gathany/CDC.*

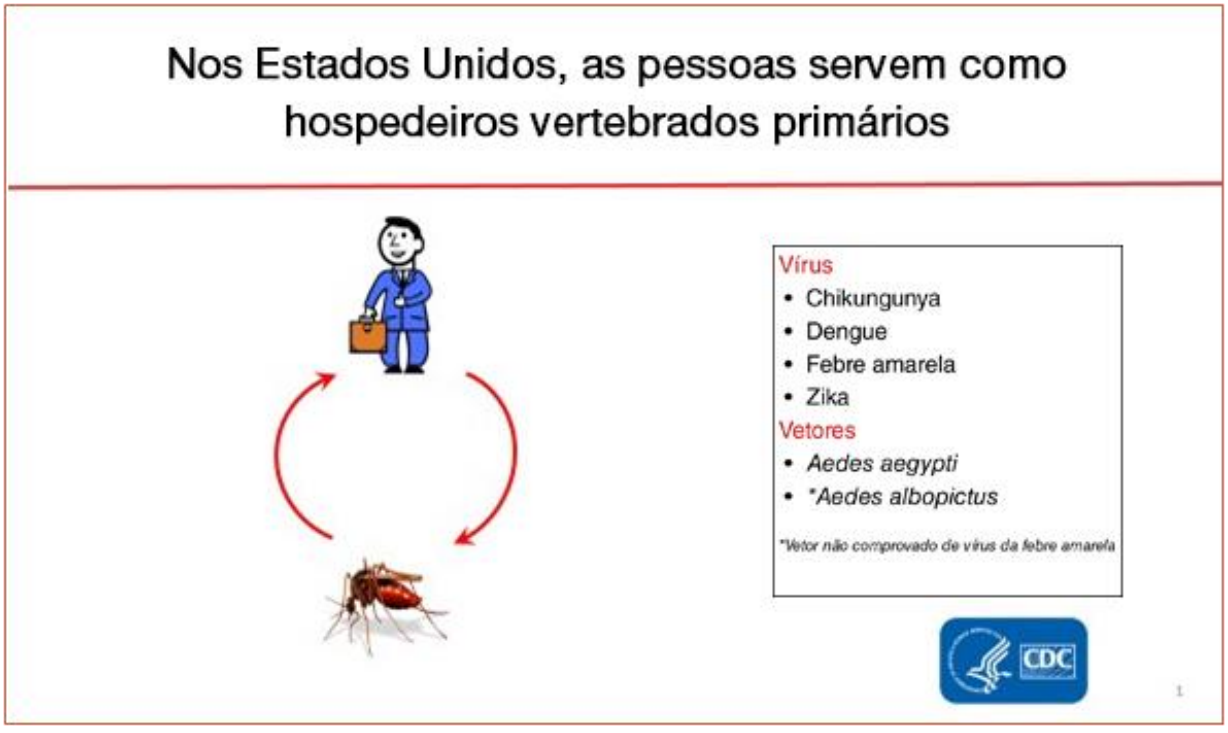
Visão geral

Nos Estados Unidos, os mosquitos transmitem uma variedade de arbovírus (vírus transmitidos por artrópode). Este documento limita-se a arbovírus transmitidos pelo *Ae*. *aegypti* e *Ae. albopictus*, os principais vetores dos vírus da dengue (DENV-1, DENV-2, DENV-3, DENV-4), chikungunya (CHIKV), febre amarela (YFV) e zika (ZIKV). Dos sete arbovírus acima, ZYKV, DENV, YFV e CHIKV causaram surtos dentro dos Estados Unidos e seus territórios nos últimos 110 anos. Embora os vírus da dengue sejam endêmicos em Porto Rico, em outros territórios, incluindo Samoa Americana, Guam, Ilhas Marianas Setentrionais e as Ilhas Virgens Americanas, somente ocorreram surtos esporádicos de dengue. Recentemente, surtos focais de dengue transmitida localmente ocorreram no território contíguo dos Estados Unidos, incluindo a Flórida, Havaí e Texas.

Em 2014, foram informados 12 casos de infecções por CHIKV contraídas localmente na Flórida e, em 2015, foi informado 1 caso de CHIKV contraído localmente no Texas. A febre amarela, antes comum nos Estados Unidos, não causa surtos de transmissão local desde 1905. Entretanto, circula nas florestas tropicais da América Latina, e viajantes infectados retornam periodicamente aos Estados Unidos. Em 2015, surtos do ZIKV foram reportados pela primeira vez no Hemisfério Ocidental, com ocorrência de transmissão local nas Américas Central e do Sul, no Caribe e no México. Em 2016, houve o primeiro relato de transmissão local do zika vírus nos Estados Unidos. A transmissão do zika vírus aumentou em toda a região, elevando a incidência de infecção em viajantes que retornaram de áreas com zika e contribuindo para a transmissão local nos Estados Unidos.

Embora nenhum desses arbovírus circule continuamente no território contíguo dos Estados Unidos, surtos locais ocorreram e continuarão a ocorrer como resultado de importação de vírus por viajantes virêmicos. Quaisquer viajantes virêmicos visitando ou retornando de partes dos Estados Unidos com populações estabelecidas de mosquitos *Ae. aegypti* ou *Ae. albopictus* podem iniciar a transmissão local do vírus.

Ciclo de transmissão



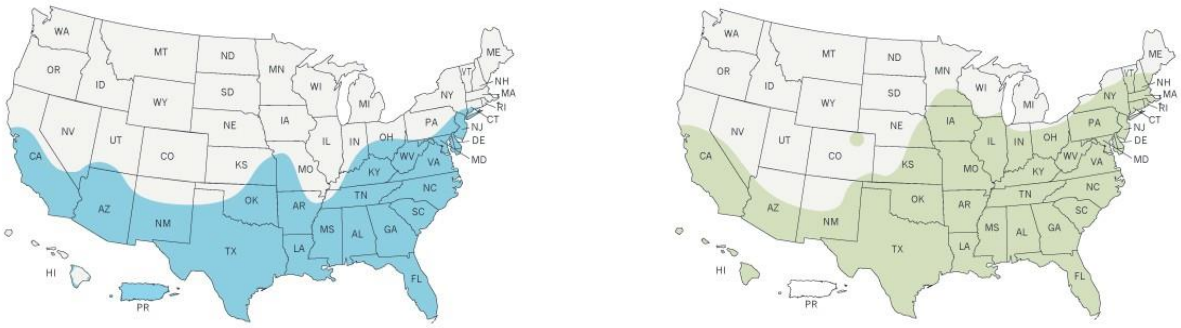
CHIKV, DENV, YFV e ZIKV são mantidos em ciclos de transmissão enzoóticos em áreas florestais da África, Ásia ou América do Sul. O vírus da febre amarela só é endêmico na África e na América do Sul. Em áreas urbanas e suburbanas, entretanto, esses arbovírus são transmitidos entre as pessoas pelos mosquitos *Aedes* no subgênero *Stegomyia,* especialmente *Ae. aegypti* (o principal vetor mundial) e potencialmente *Ae. albopictus.*

Distribuição global

Provavelmente, o *Aedes aegypti* teve origem na África; desde então, o mosquito tem sido transportado globalmente em todas as partes tropicais, subtropicais e temperadas do mundo, por meio de atividades de comércio e transporte global (Powell e Tabachnick 2013). Os mosquitos *Ae. aegypti* têm alta capacidade vetorial (eficácia de transmissão do vírus na natureza) para DENV, CHIKV, ZIKV e YFV.

O *Aedes albopictus* teve origem na Ásia. Assim como o *Ae. aegypti*, o *Ae. albopictus* foi transportado globalmente para todo o mundo tropical, subtropical e temperado, principalmente por meio de comércio internacional de pneus usados (Reiter and Sprenger 1987, Hawley 1988). Os mosquitos *Ae. albopictus* adaptou-se para sobreviver em uma faixa de temperatura mais ampla e em temperaturas mais frias, o que permite que ele persista em climas mais temperados. Esses mosquitos vivem próximo das pessoas, mas menos do que o *Ae. aegypti*.

Alcance estimado do *Aedes aegypti* (à esquerda) e do *Aedes albopictus* (à direita) nos Estados Unidos em 2016*



*Estes mapas **NÃO** mostram:

- Os locais ou números exatos dos mosquitos em uma região
- O risco ou possibilidade de que esses mosquitos transmitam vírus.

Esses mapas mostram:

- A melhor estimativa do CDC sobre o possível alcance do *Aedes aegypti* (à esquerda) e *Aedes albopictus* (à direita) nos Estados Unidos
- Áreas onde os mosquitos são ou foram encontrados anteriormente.

Ciclo de vida

O *Ae. aegypti* e o *Ae. albopictus* usam recipientes contendo água natural e artificial (ex. furos em árvores, pneus velhos, recipientes plásticos, calhas entupidas) para depositar seus ovos. Após a incubação, as larvas crescem e se transformam em pupas e, subsequentemente, em um mosquito terrestre adulto voador. Consulte a ficha técnica sobre o ciclo de vida do mosquito (http://www.cdc.gov/zika/pdfs/mosquitolifecycle.pdf).

Prevenção e controle

A prevenção ou redução de transmissão do DENV, ZIKV e do CHIKV (existe uma vacina segura e eficaz contra o YFV) depende totalmente do controle de vetores de mosquitos e da limitação do contato entre pessoas e mosquitos. A vigilância de mosquitos é um componente fundamental de qualquer programa local integrado de gestão de vetores. A meta da vigilância baseada em mosquito é quantificar o risco humano determinando a presença e a abundância de vetores locais. As principais funções dos programas de vigilância baseados em mosquitos que transmitem o DENV, CHIKV e o ZIKV são:

- Determinar presença ou ausência do *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* em uma região geográfica.
- Identificar quais tipos de recipientes estão produzindo mais mosquitos para trabalhos de controle de vetores.
- Desenvolver mapas detalhados para rastrear locais com larvas se o *Ae. aegypti* ou *Ae. albopictus* forem detectados em uma área.
- Coletar dados da população de mosquitos e identificar as regiões geográficas de grande abundância (alto risco).
- Monitorar a eficácia dos esforços de controle de vetores.
- Coletar dados sobre as taxas de infecção por mosquito durante surtos para:
    - Identificar vetores primários/secundários de mosquitos
    - Estabelecer limites nos quais os humanos são infectados.

A ecologia da transmissão por arbovírus varia de acordo com a região. As práticas de vigilância variam de um programa a outro (por exemplo, número e tipo de armadilhas, frequência de amostragem etc.) com base em financiamentos, recursos e pessoal treinado. Entretanto, para identificar rapidamente e reduzir um surto de doença transmitida por mosquito, é fundamental estabelecer e manter um programa local de vigilância de vetores.

Embora vigilância baseada em mosquito seja o método preferido de monitorar ou prever surtos do vírus do Nilo ocidental, não é o método preferido para monitorar ou prever surtos de DENV, CHIKV, YFV ou ZIKV. Para esses autovírus, é mais eficiente detectar casos em pessoas. Nos Estados Unidos, dengue e chikungunya são, ambas, condições que devem ser notificadas em âmbito nacional. Como doença causada por arbovírus, a zika é também uma condição que deve ser notificada em âmbito nacional. Portanto, os profissionais de saúde precisam reportar quaisquer casos confirmados ou suspeitos aos departamentos de saúde municipais e estaduais. Por sua vez, os departamentos de saúde devem notificar imediatamente os distritos ou autoridades estaduais ou locais de controle de vetores. A identificação e resposta tempestivas a surtos de doenças transmitidas por mosquitos como DENV, CHIKV, YFV e ZIKV requerem comunicação constante entre profissionais de saúde, departamentos de saúde pública locais e estaduais e especialistas em controle de vetores.

A prevenção eficaz baseada em vetores de DENV, CHIKV, YFV e ZIKV envolve tomar medidas de controle como redução do foco (eliminação de recipientes) e tratamentos com larvicidas antes do início da temporada de mosquitos, e medidas de redução de adultos como tratamentos com adulticidas após a detecção de atividade de arbovírus em humanos. Contenção, uma combinação de procedimentos para prevenir a transmissão de DENV, CHIKV, ZIKV e YFV, pode ser iniciada sempre que uma suspeita/confirmação de caso importado ou adquirido localmente é detectada. Durante surtos, uma combinação de contenção e controles de vetores em grande escala pode ser usada para minimizar o contato entre vetores e humanos.

Recomendações para vigilância e controle de vetores

Antes da temporada de mosquitos

- Realizar campanhas públicas de educação sobre mosquitos com enfoque na redução ou eliminação de habitats larvais para os vetores *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* .

- Realizar pesquisas para determinar a abundância, a distribuição e o tipo de recipientes; grandes números de recipientes podem significar grande abundância de mosquitos e alto risco.
- Iniciar uma campanha de redução de focos em toda a comunidade – o objetivo da campanha é motivar a comunidade para remover e descartar quaisquer recipientes contendo água.
- Cobrir, despejar, modificar ou tratar grandes recipientes contendo água com larvicida de ação prolongada.
- Reduzir os locais de repouso de mosquitos adultos mantendo a vegetação aparada e a grama cortada.
- Desenvolver materiais de educação sobre mosquitos para o *Ae*. *aegypti* e *Ae. albopictus* e medidas de proteção pessoal.

Início da temporada de mosquitos

- Continuar com as campanhas de educação pública com enfoque na redução ou eliminação de habitats larvais para os vetores *Ae*. *aegypti* e *Ae. albopictus*.
- Continuar a distribuir materiais de educação sobre mosquitos para o *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus*, e medidas de proteção pessoal.
- Iniciar pesquisas sobre o *Ae. aegypti* e o *Ae. albopictus* em toda a comunidade para:
    - Determinar presença ou ausência
    - Estimar a abundância relativa
    - Determinar a distribuição
    - Desenvolver mapas detalhados de distribuição de vetores
    - Avaliar a eficácia da redução de foco e do tratamento com larvicida.
- Continuar/manter esforços de redução do foco.
- Iniciar amostragem de adultos para identificar ou confirmar áreas com grande abundância de mosquitos adultos.
- Iniciar o controle preventivo de adultos para reduzir populações de adultos visando áreas de grande abundância de mosquitos.
- Concentrar os esforços de controle em locais com alta densidade de mosquitos.

Uma ou várias suspeitas/confirmações de casos importados/contraídos localmente

- Iniciar campanhas públicas de educação sobre a contenção de mosquitos visando a prevenção ou minimização o contato entre vetores e suspeitas ou confirmações de casos em humanos, especialmente durante a primeira semana da doença, quando a pessoa infectada está virêmica e pode infectar mosquitos, dando início ou contribuindo para um surto local.
    - Educar o público a descartar continuamente recipientes contendo água para eliminar habitats larvais. Ou, se os fundos permitirem, realizar um programa de descarte de resíduos/voluntários da comunidade para ajudar a facilitar a remoção de habitats larvais.
    - Tratar com larvicida de ação prolongada qualquer recipiente que contenha água que não possa ser despejado, coberto, descartado ou modificado.
    - Eliminar habitats larvais dentro de 100 a 200 jardas/metros ao redor de uma casa onde haja um caso.
- Estabelecer iniciativas de redução de foco, mosquitos adultos e contenção de casos na comunidade para minimizar a propagação de mosquitos infectados.
- Educar o público sobre casos reportados de doenças, e recomendar que usem:
    - Repelentes de insetos
    - Telas em portas e janelas para impedir a entrada de mosquitos na casa
    - Ar-condicionado.

Controle de mosquitos adultos

- Tratar com adulticida as áreas externas dentro de 100 a 200 jardas/metros ao redor de uma casa onde existe um caso.
- Fornecer tratamentos com inseticidas residuais e espaciais em áreas externas; repetir conforme necessário para reduzir a abundância de vetores.
- Iniciar/manter a amostragem de adultos para estimar a abundância de mosquitos e avaliar a eficácia de tratamentos com inseticida.

Surtos; grupos de suspeitas ou confirmações de casos

- Dividir a área do surto em áreas de gestão operacional onde medidas de controle podem ser eficazmente aplicadas dentro de alguns dias; repetir conforme necessário para reduzir a densidade de mosquitos.
- Realizar inspeções porta a porta e controle de mosquitos em toda uma área (atingir mais de 90 % de cobertura da área de controle dentro de uma semana).
- Identificar e tratar, modificar ou remover recipientes que produzam mosquitos.
- Organizar campanhas de limpeza na área/comunidade visando recipientes descartáveis (redução de foco), incluindo lixo de grande volume que acumule água (lavadoras, geladeiras, vasos sanitários quebrados) em edifícios, áreas públicas etc.
- Combinar pulverização externa espacial e residual com redução de foco e uso de larvicidas (inclusive pulverização residual de superfícies de recipientes e áreas de repouso de mosquitos adjacentes). Não se esqueça de tratar drenos pluviais, calhas de telhado e outras fontes de água crípticas geralmente negligenciadas.

Coleta de amostras e tipos de armadilhas

Ovitrampas

Ovitrampas são pequenos recipientes de metal, vidro ou plástico, geralmente de cor escura, contendo água e um substrato (madeira, papel para germinação de sementes, pano, gel de planta) onde os mosquitos fêmeas depositam seus ovos. As ovitrampas podem ser usadas para detectar a presença de fêmeas de mosquito *Ae. aegypti*, *Ae. albopictus* grávidas e uma grande variedade de outras fêmeas de mosquito *Aedes* grávidas (Fay e Eliason 1966, Mackay et al. 2013, Reiter et al., 1991). A vantagem das ovitrampas está no fato de que as fêmeas do mosquito *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* depositam seus ovos nesses recipientes artificiais. É necessário usar armadilhas regularmente (semanalmente) em locais fixos para obtenção de amostras representativas das espécies do habitat, presentes na comunidade. As ovitrampas não devem ser implantadas em campo por mais de uma semana por vez, pois podem se tornar locais onde as larvas se desenvolvem gerando mosquitos adultos, no entanto, algumas ovitrampas são projetadas especificamente para não produzir mosquitos (Chan et al. 1977; Barrera et al. 2013).

As ovitrampas têm diversas vantagens, incluindo serem baratas, facilmente implantadas, e não invasivas. Geralmente, um pequeno número de ovitrampas é suficiente para determinar a presença de vetores; menos de 100 ovitrampas pode estimar com confiabilidade sua abundância em um grande bairro urbano (Mogi et al., 1990). Normalmente, uma ovitrampa é colocada em cada quarteirão da cidade. Por fim, os dados das ovitrampas são fáceis de analisar; o que é normalmente expresso como a porcentagem de ovitrampas positivas (ovitrampas com ovos). A média da quantidade de ovos por ovitrampa pode ser usada para fazer uma estimativa da abundância de mosquitos adultos.

A interpretação dos dados da ovitrampa pode exigir cautela, pois as ovitrampas competem com os habitats de larvas que ocorrem de forma natural e as estimativas dos levantamentos de oviposição podem não refletir com precisão a abundância de fêmeas grávidas em algumas condições. Por exemplo, os índices de oviposição podem ser distorcidos, após campanhas de redução de focos quando as fêmeas grávidas encontram menos habitats adequados e põem uma proporção maior de ovos nas ovitrampas confundindo a avaliação dos esforços de controle (Focks 2003). Algum grau de treinamento em microscopia pode ser necessário para a contagem exata dos ovos, especialmente quando há detritos nas superfícies do local da oviposição. Por fim, os ovos recolhidos precisam ser chocados e criados em laboratório e as larvas ou adultos identificados com uma espécie, o que requer pessoal treinado.

Levantamentos no estágio imaturo (larvas e pupas)

Devido à grande variedade de tipos, tamanhos e formatos dos recipientes com água, não há um equipamento padrão para a coleta de amostras nos estágios imaturos dos mosquitos que são gerados no recipiente. Se o recipiente for suficientemente grande, como um barril de 55 galões, pode ser utilizada uma concha ou uma rede. No entanto, os recipientes mais comuns são pequenas latas, pneus, etc., e, geralmente, todo o conteúdo é despejado em uma bandeja ou uma panela e as amostras nos estágios imaturos são recolhidas com um conta-gotas. Os mosquitos nos estágios imaturos são geralmente criados em laboratório e identificados com a espécie.

Armadilhas para mosquitos adultos

Os mosquitos *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* não são capturados de forma eficiente pela maioria das armadilhas mais comumente usadas, como a armadilha leve em miniatura do CDC, armadilha para fêmeas grávidas do CDC ou a armadilha leve New Jersey. Há diversas armadilhas operadas por ventilador concebidas para a captura de mosquitos *Ae. aegypti* adultos, que aproveitam a propensão dessa espécie de ser atraída por objetos escuros (Fay 1968, Fay e Prince 1970, Freier e Francy 1991, Wilton e Kloter 1985). A armadilha Fay-Prince tem sido a mais amplamente usada, mas ela é pesada e volumosa, o que dificulta o seu uso em número suficiente para obtenção de estimativas confiáveis da abundância de mosquitos. Atualmente, as armadilhas para mosquitos adultos *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* mais comumente usadas são as armadilhas BG Sentinel e uma variedade de armadilhas para fêmeas grávidas como a ovitrampa de fêmea grávida (autocidal) do CDC (CDC-AGO) (Mackay et al. 2013, Barrera et al. 2014a, b).

A armadilha BG Sentinel: As armadilhas BG Sentinel usam uma combinação de iscas visuais e olfativas. Elas têm a vantagem de serem desmontáveis e leves. As armadilhas BG-Sentinel são mais eficazes na captura de mosquitos *Ae. aegypti* do que as mochilas aspiradoras do CDC e também coletam fêmeas adultas em todos os estágios fisiológicos (Maciel-de-Freitas et al. 2006, Williams et al. 2006, Ball e Ritchie 2010). Essas armadilhas também são eficazes para coletar mosquitos *Ae. albopictus* (Meeraus et al. 2008, Bhalala e Arias 2009, Farajollahi et al. 2009, Obenauer et al. 2010). A eficiência das armadilhas BG pode ser ampliada pelo uso de iscas (como CO_2, BG-Lure®).

Armadilhas para fêmeas grávidas: Há uma série de armadilhas desenvolvidas recentemente que usam princípios de atração semelhantes às ovitrampas; ou seja, atrair e capturar fêmeas grávidas. Essas armadilhas usam funis (Gomes et al. 2007, Eiras et al. 2014) ou painéis aderentes (Mackay et al. 2013, Chadee et al. 2010, Barrera et al. 2013) para evitar que os mosquitos capturados escapem. A vantagem das armadilhas para fêmeas grávidas é que elas são consideravelmente mais baratas e fáceis de usar quando comparadas com as armadilhas BG.

Aspiradores mecânicos: Diversos equipamentos aspiradores podem ser usados para coletar os mosquitos em repouso. A coleta de mosquitos em repouso proporciona uma boa representação da estrutura da população de vetores, uma vez que fêmeas não alimentadas, grávidas e alimentadas com sangue (bem como machos) podem ser coletadas (Service 1992). Como os mosquitos em repouso costumam oferecer amostras representativas da população, eles também oferecerão informações mais representativas sobre as taxas de infecção da população. Os aspiradores portáteis ou do tipo mochila podem ser usados para remover mosquitos dos refúgios naturais de repouso ou das estruturas artificiais de repouso (como caixas de madeira, caixas vermelhas, vasos de fibra e outros recipientes semelhantes) (Service 1992). Os aspiradores são particularmente úteis para a coleta de mosquitos *Ae. aegypti* em áreas internas. Os dados obtidos com esse método de coleta oferecem informações mais representativas sobre a abundância de mosquitos por área da unidade (por exemplo, por residência, quarto principal etc.). A coleta de amostras em áreas internas pode ser padronizada como aspiração durante 15 minutos por residência etc., mas frequentemente há grandes variações no número de mosquitos coletados numa casa, portanto, esse método requer a coleta de amostras em um grande número de casas em períodos curtos de tempo (por exemplo, de 100 a 200 casas por bairro). Devido à grande variedade de locais de repouso e à baixa densidade dos mosquitos em repouso na maioria dos locais, a coleta de amostra de populações em repouso especialmente ao ar livre torna-se de difícil padronização, e esse trabalho intenso requer pessoal treinado, também costuma ser difícil a obtenção de um tamanho adequado de amostragem.

Contagem de pousos e de picadas: Esta é uma das técnicas mais antigas e eficientes, porém é muito trabalhosa, sendo usada para detectar, capturar e quantificar os vetores de mosquito que picam na busca de hospedeiros como o *Ae. aegypti* e o *Ae. albopictus.* No entanto, devido aos potenciais riscos à saúde para o pessoal em campo, especialmente em áreas com transmissão de arbovírus em curso, o CDC não recomenda essa técnica. Outra limitação desse método de coleta é a variação inerente entre os coletores tanto na atração como na coleta de amostras. Uma armadilha em tenda foi desenvolvida recentemente, a qual pode oferecer proteção contra picadas de mosquito aos coletores (Casas-Martinez et al., 2013).

Indicadores de vigilância baseados em mosquitos

Os dados derivados da vigilância de mosquitos estimam principalmente a abundância de mosquitos; as estimativas são utilizadas para indicar os níveis de risco. Os índices derivados desses dados variam em conteúdo de informações, na capacidade de serem comparados ao longo do tempo e do espaço, e na associação com os níveis de transmissão de arbovírus e nos níveis de risco aos seres humanos. Os indicadores mais comumente usados podem ser divididos em termos gerais em 1) índices de levantamento do estágio imaturo (larvas e pupas), 2) ovos por semana por ovitrampa, 3) mosquitos fêmeas por armadilha aderente para grávidas por semana, e 4) taxas de infecção em adultos (IR).

Índices de levantamento em estágio imaturo

Levantamentos de larvas (índices *Stegomyia*): Os levantamentos costumam envolver todos ou a maioria dos mosquitos imaturos encontrados em cada recipiente (ou numa amostra representativa dos recipientes) na área determinada, condomínios de casas, bairros etc. Cada recipiente com água é inspecionado e categorizado como positivo (contém larvas/pupas) ou como negativo (sem larvas/pupas). O segundo método menos usado é o levantamento de larvas individuais, onde apenas uma larva é identificada a partir de cada recipiente (Sheppard 1969). Os índices do recipiente abaixo foram calculados a partir dos dados do levantamento.

- Índice da casa (HI; porcentagem das casas com pelo menos um recipiente positivo)
- Índice do recipiente (CI; porcentagem dos recipientes com água e presença de larvas e pupas), e
- Índice de Breteau (BI; número de recipientes positivos para cada 100 casas [Connor et al. 1923, WHO 2009]).

Os limites de mosquito para a transmissão de DENV, CHIKV, ZIKV e YFV usando os índices de larva devem ser determinados pelos programas locais de controle de vetor; os limites estaduais ou nacionais devem ser usados com cautela. Foi proposto que um Índice de Casa de 5 % (Soper, 1967), um Índice de Recipiente de 10 % (Connor et al., 1923), ou um Índice de Breteau de 5 (Brown, 1977) conseguiu prevenir a transmissão de YFV e que um Índice de Casa (HI) de 1 % suprimiu a transmissão de DENV (Pontes et al., 2000). Esses limites podem não se aplicar a todos os locais e a todos os arbovírus. Um estudo recente em Taiwan revelou os seguintes valores de limite para mosquitos *Aedes* por recipiente para a transmissão de DENV: BI= 1,2, CI= 1,8 % e HI= 1 % (Chang et al. 2015).

Levantamentos de pupa: os levantamentos de pupa (pupas por casa, pessoa e hectare) são baseados na suposição de que a produtividade de pupas é uma melhor estimativa da população adulta do que os índices tradicionais de contagem de larvas (HI, CI e BI) ou contagens de larva (Focks 2003). Os levantamentos de pupa também podem identificar os tipos de recipiente que produzem a maioria dos mosquitos adultos; esses dados podem ajudar os programas de controle de vetores a identificar os recipientes-alvo para um controle e vigilância aprimorados (Focks e Chadee 1997, Nathan e Focks 2006). Os levantamentos de pupas geralmente envolvem a coleta de amostras em um grande número de casas e recipientes para obtenção de estimativas confiáveis (Reuben et al. 1978, Barrera et al. 2006a, b). Porém, diversos métodos têm sido desenvolvidos para orientar os requisitos de tamanho das amostras para os levantamentos de pupas (Alexander et al. 2006, Barrera et al. 2006a, b, Barrera 2009).

Assim como nos levantamentos de larvas, os levantamentos de pupas para determinar os limites de transmissão de DENV, CHIKV, ZIKV e YFV (índices de abundância de pupas) devem ser estipulados pelo programa local de controle de vetores. Atualmente, não há informações sobre os índices de pupas sobre a transmissão de CHIKV e ZIKV, no entanto, alguns modelos revelam que é preciso de 0,5 a 1,5 pupas de *Ae. aegypti* por pessoa para sustentar a transmissão de DENV a 28 ^{0}C numa população de humanos com imunidade de 0 a 67 % (Focks et al. 2000).

Ovos por ovitrampa por semana. Embora nenhum valor de limite específico tenha sido estabelecido para cada arbovírus, foi observada a ausência de casos de febre hemorrágica por dengue na Tailândia quando a densidade de ovos de *Ae. aegypti* por ovitrampa por semana era menor que dois (Mogi et al. 1990). Além disso, apesar do uso de uma ovitrampa diferente, a transmissão de DENV ocorreu em Taiwan quando a densidade de ovos por residência (2 ovitrampas/casa) era de cerca de dois ovos (Wu et al. 2013).

Fêmeas adultas por armadilha aderente por semana. As armadilhas aderentes para fêmeas grávidas usadas para a vigilância de *Ae. aegypti* durante um surto de dengue na Austrália indicou que a densidade de duas ou mais fêmeas por armadilha por semana estava associada com casos de dengue, enquanto que uma densidade de fêmeas

menor do que uma fêmea por armadilha por semana foi considerado como um nível seguro (Ritchie et al. 2004). Um estudo recente revelou a ausência de transmissão local de CHIKV quando a densidade de *Ae. aegypti* era menor do que dois por armadilha aderente AGO por semana em Porto Rico (CDC, não publicado).

Taxas de infecção em adultos

No passado, a vigilância de mosquitos *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* dependia muito de índices imaturos, pois até recentemente era difícil monitorar a abundância de mosquitos adultos. No entanto, a armadilha BG Sentinel e uma variedade de armadilhas para fêmeas grávidas possibilita estimar com precisão a abundância de mosquitos adultos e monitorar mosquitos infectados. O monitoramento de mosquitos adultos infectados pode ajudar a estabelecer os limites da taxa de infecção entomológica para o risco de doenças em humanos para a transmissão de DENV, CHIKV, ZIKV e YFV de forma semelhante ao trabalho realizado para os vírus do Nilo Ocidental, St. Louis e encefalite equina oriental (CDC 2013).

Os índices de infecção usados são os mesmos que os usados para outros arbovírus: taxa mínima de infecção (MIR), estimativas de probabilidade máxima da taxa de infecção (MLE) e índice de vetores (VI) (CDC 2013). No entanto, as taxas de infecção em mosquitos adultos não podem ser usadas para prever surtos nos programas de vigilância de DENV, CHIKV, ZIKV e YFV, devido aos dados muito limitados sobre as taxas de infecção e a prevalência da infecção em humanos. Os dados obtidos nos programas de vigilância de DENV revelam que, em alguns casos, uma elevação nas taxas de infecção em mosquitos precede os surtos ou o aumento nas transmissões (Chow et al. 1998, Mendez et al 2006), mas não em outros casos (Chen et al., 2010). Esses resultados mistos dificultam estabelecer um limite para as taxas de infecção em mosquitos, infecções em humanos e surtos de DENV. Porém, esses estudos empregaram métodos diferentes de coleta de mosquitos. Há uma possibilidade de que os dados obtidos com as armadilhas BG Sentinel e armadilhas para fêmeas grávidas possam melhorar as estimativas da taxa de infecções e abundância e fornecer avaliações de risco em tempo.

Manuseio de mosquitos adultos coletados no campo

Como a vigilância virológica depende da identificação de DENV, CHIKV, ZIKV e YFV nos mosquitos coletados através da detecção de proteínas virais, ácido ribonucleico viral ou vírus vivos, devem ser realizados esforços para manusear e processar as amostras de uma maneira que minimize a exposição a condições (como calor, ciclos sucessivos de congelamento e descongelamento) que poderiam deteriorar o vírus. Foi demonstrado que o ácido ribonucleico viral DENV e CHIKV pode ser detectado pelo RT-PCR em mosquitos mortos expostos a painéis aderentes ou desidratados a temperatura ambiente por várias semanas (Bangs et al. 2001; Mavale et al. 2012).

- Idealmente, uma cadeia fria deve ser mantida a partir do momento em que os mosquitos são removidos das armadilhas até o momento em que são entregues para o laboratório de processamento e até passar por qualquer armazenamento e processamento de curto prazo.
- Transporte os mosquitos do campo em um refrigerador com bolsas de gelo ou gelo seco. Separe e identifique os mosquitos conforme as espécies em uma mesa refrigerada ou numa bandeja se tiver gelo disponível.
- Se a triagem de arbovírus não for feita imediatamente após a identificação e agrupamento dos mosquitos, as amostras agrupadas devem ser armazenadas congeladas, idealmente a -70 ^{o}C, mas temperaturas abaixo do ponto de congelamento podem ser suficientes para o armazenamento de curto prazo.

Geralmente os mosquitos são testados em agrupamentos não maiores que 50 e apenas os mosquitos fêmeas são testados nos programas de vigilância de rotina de arbovírus. Os arbovírus podem ser detectados nas combinações de mosquito com o uso de ensaios de 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).

Limitações para vigilância baseada em mosquito

- As informações atualmente disponíveis sobre as taxas de infecção em mosquitos adultos e os índices de larvas/pupas não podem prever o risco de infecções em humanos.
- Os levantamentos de larvas/pupas podem ignorar habitats ocultos, que costumam ser negligenciados (como calhas, fossas sépticas quebradas, cabeça/conjunto de aspersores, bueiros etc.) e a falha em fornecer dados precisos sobre a abundância relativa das espécies de vetor.
- Os índices de larvas/pupas não podem ser correlacionados com a abundância de mosquitos adultos.
- O desenvolvimento de limites úteis requer esforço consistente para assegurar que os índices de vigilância e sua associação com o risco aos humanos sejam comparáveis ao longo do tempo. Os dados sobre a vigilância de mosquitos e a incidência de doenças em humanos coletados durante diversas temporadas de transmissão são necessários para produzir indicadores preditivos úteis. No entanto, é difícil obter esses dados com os surtos esporádicos de arbovírus.

Controle de vetores

Foram publicadas orientações gerais para o diagnóstico, tratamento, prevenção e controle de DENV e CHIKV (PAHO 2011; WHO 2009).

Controle de estágios imaturos

Um passo importante nas operações de controle de mosquitos *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* é identificar os tipos e a abundância dos recipientes que produzem mosquitos e sua produtividade. Diferentes recipientes requerem medidas de controle específicas que dependem da natureza do recipiente e de como ele é usado. Há cinco tipos gerais de recipientes que produzem mosquitos *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus*:

- Fitotelmata (buracos em árvores, axilas foliares, etc.)
- Recipientes não essenciais ou descartáveis (recipientes de comida e bebida, pneus, utensílios quebrados)
- Recipientes úteis (vasilhas de armazenamento de água, tripés e vasos com planta, vasilhas com água para animais, bandejas de tinta, brinquedos, baldes, fossas sépticas)
- Cavidades em estruturas (postes de cerca, tijolos, pisos e telhados com desnível, calhas, bandejas de ar-condicionado)
- Estruturas subterrâneas em área aberta (bueiros, hidrômetros, poços públicos, fossas sépticas).

Métodos de controle mais usados

Saneamento ambiental: é a eliminação permanente dos recipientes que produzem *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* como o estabelecimento de fornecimento confiável de água encanada, programas municipais de reciclagem de lixo (vidro, metal e plástico), operações de reciclagem de pneus usados, substituição de fossas sépticas por sistemas de esgoto etc.

Larvicidas: é o uso de agentes químicos ou biológicos para matar ou prevenir o desenvolvimento dos estágios imaturos do mosquito. Há uma grande variedade de agentes que pode ser usada para controlar a produção de mosquitos em recipientes:

- Larvicidas químicos (temefós)
- Larvicidas biológicos: incluem produtos que contêm *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (B.t.i.), spinosad e reguladores de crescimento de insetos (IGR) como agentes análogos aos hormônios juvenis (metopreno, piriproxifeno) e inibidores de síntese de quitina (Diflubenzuron, Novaluron). Os larvicidas biológicos têm pouco ou nenhum impacto sobre organismos não visados e não se acumulam no meio ambiente.
- Películas e óleos monomoleculares. Esses produtos se espalham na superfície da água formando uma fina película que sufoca os mosquitos imaturos ao impedir o intercâmbio gasoso.

A avaliação da eficácia do controle de mosquitos pré-adultos pode ser realizada através da comparação da presença/ausência e abundância dos estágios imaturos em recipientes tratados antes e depois do tratamento ou pela comparação das áreas tratadas e não tratadas (Chadee 2009).

Controle biológico: uma variedade de predadores aquáticos pode ser usada, especialmente em recipientes grandes. Dentre esses se encontram os copépodes carnívoros e peixes larvívoros (como o *Gambusia affinis*). Porém, o controle biológico pode não ser possível em alguns casos, já que os mosquitos *Ae. aegypti* e *Ae. albopictus* costumam se desenvolver em pequenos recipientes que podem secar completamente entre uma chuva e outra.

Controle de mosquitos adultos

Controle por produtos químicos:

- O controle por produtos químicos de mosquitos adultos inclui a pulverização de espaços, pulverização residual, pulverização de barreira e o uso de iscas tóxicas atraentes.
- A pulverização de barra de inseticidas residuais em paredes externas das casas e em vegetação tem sido usada com eficiência para reduzir a exposição a espécies exofílicas de mosquitos (Anderson et al. 1991, Perich et al. 1993, Cilek 2008), inclusive *Ae. albopictus* (Trout et al., 2007).
- Os inseticidas residuais são usados sobre as superfícies que os mosquitos adultos visitam e pousam com frequência como nas paredes e tetos, recipientes descartados, vegetação, cortinas, tampas de vasilhas de armazenamento de água, fitas de oviposição de ovitrampas letais, etc. Há evidência de que a pulverização residual em espaços internos (IRS) seja particularmente eficiente para controlar o *Ae. aegypti* (Chadee 1990, Vazquezp-Prokopec et al. 2010) principalmente devido ao seu comportamento de permanência em áreas internas. Contudo, há uma preocupação quanto à exposição contínua a inseticidas para os residentes. No território contíguo dos Estados Unidos, muitas casas têm ar-condicionado ou telas que previnem o estabelecimento do *Ae. aegypti* em áreas internas. Nessas estruturas não há a necessidade de pulverização residual.
- A pulverização de inseticidas em espaços é realizada por equipamentos tipo mochila, montados em caminhões ou em aeronaves.

O uso de inseticidas para controlar mosquitos deve incluir sempre o monitoramento e a gestão de resistência a inseticidas. A resistência a inseticidas foi demonstrada em quase todas as categorias de inseticidas, inclusive em pesticidas microbianos e IGR (Brogdon e McAllister 1998a). A resistência a inseticidas, que é um traço hereditário, costuma resultar numa redução significativa na suscetibilidade das populações de insetos, o que acaba por tornar os tratamentos por inseticidas ineficazes. A resistência a inseticidas pode ser monitorada por bioensaios em larvas e mosquitos adultos (WHO 2009, Brogdon e McAllister 1998b [PDF - 28 páginas; http://www.cdc.gov/malaria/resources/pdf/fsp/ir_manual/ir_cdc_bioassay_en.pdf]).

Controle físico (armadilhas não inseticidas para mosquitos): as fêmeas grávidas do mosquito podem ser atraídas para as armadilhas com uma isca com um meio de oviposição e podem ser capturadas com cola aderente enquanto tentam pôr os ovos (CDC Autocidal Gravid Ovitrap, AGO trap; Barrera et al. 2014a, b; Mackay et al. 2013). O uso de três armadilhas AGO por residência em mais de 85% das casas em bairros do sul de Porto Rico demonstrou uma redução prolongada e eficiente nas populações de *Ae. aegypti* (80%).

Proteção pessoal

Repelentes: o CDC recomenda a utilização de produtos com ingredientes ativos que foram registrados pela Agência de Proteção Ambiental dos EUA (EPA) para o uso como repelentes aplicados à pele ou às roupas. O registro pela EPA dos ingredientes ativos do repelente indica que os materiais foram examinados e aprovados quanto a sua eficácia e a segurança para os humanos quando aplicados de acordo com as instruções no rótulo. Para obter mais detalhes, consulte a ficha técnica de Prevenção contra picada de mosquito (http://www.cdc.gov/chikungunya/pdfs/fs_mosquito_bite_prevention_us.pdf).

Referências

Alexander N, Lenhart AE, Romero-Vivas CME, Barbazan P, Morrison AC, Barrera R, Arredondo-Jimenez JI, Focks DA. 2006. Tamanhos das amostras para identificação dos principais tipos de recipientes ocupados por pupas dos vetores da dengue: o uso de entropia em análises de dados de composição. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 100:S5-S16.

Anderson AL, Apperson CS, Knake R. 1991. Eficiência das pulverizações de malation e permetrina na folhagem como pulverizadores barreiras para mosquitos de zonas salobras. *Journal of the American Mosquito Control Association* 7:116-117.

Ball TS, Ritchie SR. 2010. Avaliação da eficácia de armadilha BG-sentinel na captura do *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) em um ambiente visualmente competitivo. *Journal of Medical Entomology* 47:657-663.

Balm MN, Lee CK, Lee HK, Chiu L, Koay ES, Tang JW. 2012. Um teste de diagnóstico da reação em cadeia da polimerase para o zika vírus. *Journal of Medical Virology* 84(9):1501-1505.

Bangs MJ, Tan R., Listiyaningsih E., Kay BH, Porter KR. 2001. Detecção do RNA viral da dengue no *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) exposto a iscas aderentes utilizando a reação em cadeia da polimerase via transcriptase reversa. *Journal of Medical Entomology* 38:720-724.

Barrera R, Amador M, Clark GG. 2006a. Exigências de tamanho da amostra para desenvolvimento de estratégias, com base na pesquisa sobre a pupa/demografia para o controle direcionado da dengue. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 100:S33-S43.

Barrera R, Amador M, Clark GG. 2006b. Uso da técnica de levantamento de pupa para mensuração da produtividade do *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) em Porto Rico. *American Journal of Tropical Medicine and Hygien*e 74:290-302.

Barrera R. 2009. Pesquisas simplificadas da pupa do *Aedes aegypti* (L.) para vigilância entomológica e controle da dengue. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 81:100-107.

Barrera R, Mackay AJ, Amador M. 2013. Uma nova ovitrampa com infiltração de mosquito (autocidal) para vigilância e controle do *Aedes aegypti*. *Journal of the American Mosquito Control Association*. 29: 293-296.

Barrera R, Amador M, Acevedo V, Hemme RR, Felix G. 2014a. Controle sustentável do *Aedes aegypti* em área ampla usando ovitrampas de grávidas infiltradas (autocidal) do CDC. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 91:1269-1276.

Barrera R, Amador M, Acevedo V, Caban B, Felix G, Mackay A. 2014b. Uso da ovitrampa de fêmea grávida infiltrada (autocidal) do CDC para controlar e prevenir surtos do *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology* 51:145-154.

Bhalala H, Arias JR. 2009. As armadilhas de mosquito Zumba e BG-Sentinel: novas ferramentas de vigilância para mosquitos em busca de hospedeiro. *Journal of the American Mosquito Control Association* 25:134-139.

Brogdon WG, McAllister JC. 1998a. Resistência do inseticida e controle de vetores. *Emerging Infectious Diseases* 4:605-613.

Brogdon WG, McAllister JC. 1998b. Simplificação de bioensaios do mosquito adulto através do uso de determinações do tempo de mortalidade em recipientes de vidro. *Journal of the American Mosquito Control Association* 14:159-64.

Brown AWA. 1977. Vigilância mundial sobre o *Aedes aegypti*. Procedimentos da conferência anual da 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. Uma nova armadilha em tenda para monitorar a atividade diária do *Aedes aegypti* e do *Aedes albopictus*. *Journal of Vector Ecology* 38:277-288.

CDC. 2013. Vírus do Nilo Ocidental nos Estados Unidos: diretrizes para vigilância, prevenção e controle. 2013. 4ª edição [PDF - 69 páginas; http://www.cdc.gov/westnile/resources/pdfs/wnvGuidelines.pdf].

Chadee DD. 1990. Métodos para avaliação das populações de *Aedes aegypti* e tratamento inseticida em uma cidade de Trinidad, Índias Ocidentais. *Boletin Oficina Sanitaria Panamericana* 109:350-9.

Chadee DD. 2009. Impacto do tratamento focal pré-sazonal em densidades populacionais do mosquito *Aedes aegypti* em Trinidad, Índias Ocidentais: um estudo preliminar. *Acta Tropica* 109:236-240.

Chadee DD, Ritchie SA. 2010. Comportamento de oviposição e taxas de paridade do *Aedes aegypti* coletado em armadilhas aderentes em Trinidad, Índias Ocidentais. *Acta Tropica* 116:212-216.

Chan KL, No SK, Tan KK. Uma ovitrampa com infiltração de mosquito (autocidal) para controle e possível erradicação do *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. Reavaliação do limiar de índices do vetor como ferramenta de alerta antecipado para previsão de epidemia da dengue em um país não endêmico. *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. Classificação do vírus da dengue em *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* capturados em campo (Diptera: Culicidae) por meio de um ensaio de reação em cadeia da polimerase via transcriptase reversa de uma fase pelo sistema SYBR green, de 2004 a 2007, no sul de Taiwan. *Vector Borne and Zoonotic Diseases* 10:1017-1025.

Chien LJ, Liao TL, Shu PY, Huang JH, Gubler DJ, Chang GJ. 2006. Desenvolvimento de ensaios da PCR via transcriptase reversa em tempo real para detecção e sorotipo dos vírus da dengue. *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. Monitoramento dos vírus da dengue nos mosquitos *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* capturados em campo por reação em cadeia da polimerase de tipo específico e sequenciamento do ciclo. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 58:578-586.

Cilek JE. 2008. Aplicação de inseticidas na vegetação como barreiras contra mosquitos em busca de hospedeiro. *Journal of the American Mosquito Control Association* 24:172-176.

Connor ME, Monroe WM. 1923. Índices de estegomia e valores no controle da febre amarela. *American Journal of Tropical Medicine and Hygien*e 3:9-19.

Dash PK, Boutonnier A, Prina E, Sharma S, Reiter P. 2012. Desenvolvimento de um ensaio RT-PCR baseado no sistema SYBR green I para o vírus da febre amarela: aplicação na avaliação da infecção YFV no *Aedes aegypti*. *Virology Journal* 9:27.

Eiras AE, Buhagiar TS, Ritchie SA. 2014. Desenvolvimento de armadilha de *Aedes* grávida para captura de mosquitos fêmeas adultos explorados em recipiente (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomolog*y 51:200-209.

Farajollahi A, Kesavaraju B, Price DC, Williams GM, Healy SP, Gaugler R, Nelder MP. 2009. Eficácia em campo das armadilhas padrão no setor e BG-Sentinel para o *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) e vigilância do vírus do Nilo Ocidental. *Journal of Medical Entomology* 46:919-925.

Fay RW, Eliason DA. 1966. Um local de preferência de oviposição como método de vigilância para o *Aedes aegypti*. *Mosquito News* 26:531-535.

Fay RW. 1968. Uma armadilha baseada em respostas visuais de mosquitos adultos. *Mosquito News* 28:1-7.

Fay RW, Prince WH. 1970. Uma armadilha visual alterada para o *Aedes aegypti*. *Mosquito News* 30:20-23.

Faye O, Faye O, Diallo D, Diallo M, Weidmann M, Sall AA. 2013. Detecção de PCR quantitativo em tempo real do zika vírus e avaliação dos mosquitos capturados em campo. *Virology Journal* 10:311.

Focks DA, Chadee DD. 1997. Levantamento de pupa: um método de vigilância significativo em termos epidemiológicos para o *Aedes aegypti*: Um exemplo usando dados de Trinidad. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 56:159-167.

Focks DA, Brenner RJ, Hayes J, Daniels E. 2000. Limiares de transmissão da dengue em termos da pupa do *Aedes aegypti* por pessoa com discussão de sua utilidade nos esforços para redução do foco. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62:11-18.

Focks DA. 2003. Uma revisão dos métodos de amostra entomológica e indicadores para vetores da dengue. Genebra, Suíça.

Freier JE, Francy DB. 1991. Uma armadilha dúplice em cone para coleta do *Aedes albopictus* adulto. *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. Especificidade da armadilha para adultos para captura de *Aedes aegypti* fêmeas (Diptera: Culicidae). [Em português]. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 40:216-219.

Gratz NG. 2004. Análise crítica da condição de vetor do *Aedes albopictus*. *Medical and Veterinary Entomology* 18:215-27.

Hawley WA. 1988. A biologia do *Aedes albopictus*. *Journal of the American Mosquito Control Association Suppl* 1:1-39.

Lanciotti RS, Calisher CH, Gubler DJ, Chang GJ, Vorndam AV. 1992. Rápida detecção e tipologia de vírus da dengue a partir de amostras clínicas usando reação em cadeia da polimerase via transcriptase reversa. *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. Propriedades genéticas e serológicas do zika vírus associadas à epidemia, Yap State, Micronésia, 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. Desenvolvimento de um ensaio sensível da PCR via transcriptase reversa em tempo real com controle interno para detectar e quantificar o vírus chikungunya. *Clinical Chemistry* 53:1408-14.

Maciel-De-Freitas R, Eiras AE, Lourenco-De-Oliveira R. 2006. Avaliação de campo da eficiência da BG-Sentinel, uma nova armadilha para captura do *Aedes aegypti* adulto (Diptera: Culicidae). *Memórias 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. Breve relato: persistência de RNA viral em mosquitos *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) infectados pelo vírus chikungunya, após armazenamento prolongado a 28 °C. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 86:178–180.

Meeraus WH, Armistead JS, Arias JR. 2008. Comparação em campo das novas armadilhas e armadilhas de padrão gold na captura do *Aedes albopictus* no norte da Virgínia. *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. Infecções em humanos e mosquitos pelo vírus da dengue durante e após epidemias em uma região endêmica da dengue na Colômbia. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 74:678-683.

Mogi M, Choochote W, Khamboonruang C, Suwanpanit P. 1990. Aplicabilidade da presença-ausência e amostra sequencial para vigilância de ovitrampa do *Aedes* (Diptera: Culicidae) em Chiang Mai, norte da Tailândia. *Journal of Medical Entomology* 27:509-514.

Monath TP, Tsai TF. 1987. Encefalite de São Luís: Lições da última década. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 37(3) Suppl:40S–59S.

Morris CD. 1988. Encefalomielite equina oriental. In: Monath, TP, ed. *The Arboviruses: Epidemiology and Ecology*. Boca Raton, FL: CRC Press: 1–20.

Nathan MB, Focks DA. 2006. Levantamento de pupa/demográfico para informar controle de vetores da dengue. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 100:S1-S3.

Obenauer PJ, Allan SA, Kaufman PE. 2010. Resposta de oviposição do *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) a infusões orgânicas da flora comum ao subúrbio da Flórida. *Journal of Vector Ecology* 35:301-306.

Organização Pan-Americana de Saúde. 2011. Preparo e resposta para introdução do vírus chikungunya nas Américas (PDF – 161 páginas; http://www.cdc.gov/chikungunya/resources/index.html).

Perich MJ, Tidwell MA, Dobson SE, Sardelis MR, Zaglul A, Williams DC. 1993. Pulverização de barreira para controle do vetor da malária *Anopheles albimanus*: avaliação em laboratório e em campo na República Dominicana. *Medical and Veterinary Entomology* 7:363-368.

Pontes RJS, Freeman J, Oliveira-Lima JW, Hodgson JC, Spielman A. 2000. Densidades do vetor que potencializa surtos de dengue em uma cidade brasileira. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 62:378-383.

Powell JR, Tabachnick WJ. 2013. História da domesticação e disseminação do *Aedes aegypti*— uma revisão. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz Suppl* 1:11-17.

Reiter P, Sprenger D. 1987. A comercialização de pneu usado: um mecanismo para dispersão mundial dos locais de reprodução de mosquitos. *Journal of the American Mosquito Control Association* 3:494-501.

Reiter P, Amador MA, Colon N. 1991. Aperfeiçoamento da ovitrampa do CDC com infusões de feno para monitoramento diário de populações do *Aedes aegypti* . *Journal of the American Mosquito Control Association* 7:52-55.

Reuben R, Das PK, Samuel GD, Brooks GD. 1978. Estimativa de emergência diária do *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) em Sonepat, Índia. *Journal of Medical Entomology* 14:705-714.

Ritchie SA, Long S, Smith G, Pyke A, Knox TB. 2004. Investigações entomológicas em um foco de transmissão de dengue em Cairns, Queensland, Austrália, usando ovitrampas aderentes. *Journal of Medical Entomology* 41:1-4.

Service MW. 1992. A importância da ecologia no controle do *Aedes aegypti* . *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. Desempenho analítico e clínico do ensaio RT-PCR em tempo real do CDC para detecção e tipologia do vírus da dengue. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 7:e2311.

Santos HWGd, Poloni TRRS, Souza KP, et al. 2008. RT-PCR simples, em uma fase, em tempo real para diagnóstico da infecção causada pelo vírus da dengue. *Journal of Medical Virology* 80:1426–1433.

Savage HM, Ledermann JP, Yug L, Burkhalter KL, Marfel M, Hancock WT. 2015. Condenação do *Aedes* (*Stegomyia*) *hensilli* Farner como vetor epidêmico do vírus chikungunya na Ilha de Yap, Estados Federados da Micronésia, 2013. *Am J Trop Med Hyg* 92:429-436.

Sheppard PM, Macdonald WW, Tonn RJ. 1969. Um novo método para mensurar a prevalência do *Aedes aegypti*. *Bulletin of the World Health Organization (WHO)* 40:467-468.

Shu, PY, Chang, SF, Kuo, YC, Yueh, YY, et al. 2003. Desenvolvimento de ensaio de PCR via transcrição reversa em tempo real baseada no sistema SYBR Green I, em grupo e específico para sorotipo, em uma fase, para o vírus da dengue. J*ournal of Clinical Microbiology* 41:2408–2416.

Soper FL. 1967. *Aedes aegypti* e a febre amarela. *Bulletin of the World Health Organization* 36:521-527.

Staples JE, Breiman RF, Powers AM. 2009. Febre chikungunya: análise epidemiológica de uma doença infecciosa reemergente. *Clinical Infectious Diseases* 49:942-948.

Trout RT, Brown GC, Potter MF, Hubbard JL. 2007. Eficácia de dois inseticidas piretroides aplicados como tratamentos de barreira para controle de populações de mosquito (Diptera: Culicidae) em propriedades residenciais suburbanas. *Journal of Medical Entomology* 44:470-477.

Ummul Haninah A, Vasan SS, Ravindran T, Chandru A, Lee HL, Shamala Devi S. 2010. Desenvolvimento e avaliação de ensaio RT-PCR em tempo real baseado em SYBR-Green I, em uma fase, para detectar e qualificar o vírus chikungunya em amostras de humanos, macacos e mosquitos. *Tropical Biomedicine* 27:611-623.

Vazquez-Prokopec GM, Kitron U, Montgomery B, Horne P, Ritchie SA (2010), Quantificando a dimensão territorial da propagação da epidemia do vírus da dengue dentro de um ambiente urbano tropical. *PLoS Negl Trop Dis* 4(12): e920. doi:10.1371/journal.pntd.0000920

Williams CR, Long SA, Russell RC, Ritchie SA. 2006. Eficácia em campo da BG-Sentinel comparada às mochilas aspiradoras do CDC e armadilhas de CO2 EVS para captura do *Aedes aegypti* adulto em Cairns, Queensland, Austrália. *Journal of the American Mosquito Control Association* 22:296-300.

Wilton DP, Kloter KO. 1985. Avaliação preliminar da armadilha de sucção de cilindro preto para o *Aedes aegypti* e o *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. Vigilância de vetores da dengue pela população humana - levantamento de ovitrampa estratificada para *Aedes* (Diptera: Culicidae) adultos e coletas de ovos em áreas de alto risco de dengue em Taiwan. *Journal of Medical Entomology* 50:261-269.

Organização Mundial de Saúde. 2009. Diretrizes da dengue para diagnóstico, tratamento, prevenção e controle: nova edição. Geneva: Organização Mundial de Saúde.

Idioma inglês, versão acessível:

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