

## **Procedimento Operacional Padrão N° 09**

### **ARMADILHAS OVITRAMPAS**

#### **1. Objetivo**

Data publicação - 08/04/2019

Monitorar o nível de infestação de ovos de vetores Culicidae, em áreas do município.

#### **2. Escopo**

Identificar pontos concentrados da população vetora, estimar a densidade relativa da população de fêmeas do mosquito, pela contagem de ovos, conseqüentemente, apontar áreas de alta prioridade para o controle (Apostol et al., 1994; Morato et al., 2005; Regis et al., 2008, 2013).

#### **3. Competência**

A atividade é de execução municipal e estadual.

#### **4. Indicação:**

- Avaliar presença e distribuição de vetores em regiões onde a pesquisa larvária não é positiva ou apresenta níveis muito baixos de infestação;
- Comparação de áreas com a possibilidade de se medir o impacto de alguma intervenção em uma das áreas;
- Avaliar o impacto de uma estratégia de vigilância e controle em uma determinada área;

No caso de comparação de áreas, com a informação gerada com a utilização das ovitrampas, a análise deve ter uma ponderação sobre o uso e interpretação dos dados:

- uma alta positividade pode significar pouca disponibilidade de criadouros na área;
- baixa positividade pode significar alto número de criadouros para competir com a ovitrampa.

#### **5. Distribuição das armadilhas no município**

A partir da delimitação de imóveis da área urbana (unidade amostral), selecionados por meio de uma grade no mínimo de 500x500 metros. O sistema SISAWEB tem um módulo para cadastro das armadilhas ovitrampas.

#### **6. Procedimentos:**

O método de coleta a ser empregado é o de armadilha de oviposição (Ovitrampa) desenvolvido por Fay & Eliason (1966).

## 6.1. Descrição da armadilha de oviposição

A armadilha de oviposição proposta por Fay & Eliason (1966) consiste de um frasco de vidro pintado externamente de preto com volume aproximado de 500 ml. No Brasil, vasos plásticos para cultivo de plantas ou mesmo potes plásticos de boca larga, de cor negra e igual volume são freqüentemente utilizados ao invés de frascos de vidro. Como substrato para a coleta de ovos utiliza-se um compensado de madeira, de 2,5 X 12,5 cm, tipo eucatex/duratex (palheta) que apresenta uma das superfícies rugosa (Figura 1). A palheta deverá ser fixada ao vaso com um grampo de metal (tipo "clips") na posição vertical, com a superfície rugosa exposta, ou seja, disponível para a postura de ovos. Um terço da palheta deverá estar imersa em água, para garantir faixa de umidade adequada à oviposição.

**Importante:** antes de utilizar as palhetas pela primeira vez, é necessário lavá-las para retirar goma existente, que interfere com a eclosão dos ovos. Para a lavagem não é necessário sabão, basta deixar as palhetas de molho, durante dois dias, com trocas diárias de água.

Para aumentar o rendimento da ovitampa-padrão na coleta de ovos recomenda-se a utilização de infusão de feno ou de gramíneas na água da armadilha. Segundo Reiter (1991) e Santos (2003), o uso da infusão atrai fêmeas para postura e aumenta o número de ovos coletados nas palhetas, sobretudo quando comparado à armadilha contendo apenas água.

Pode – se também utilizar uma solução de levedo de cerveja em concentração de 0,04%.(Manual fiocruz)

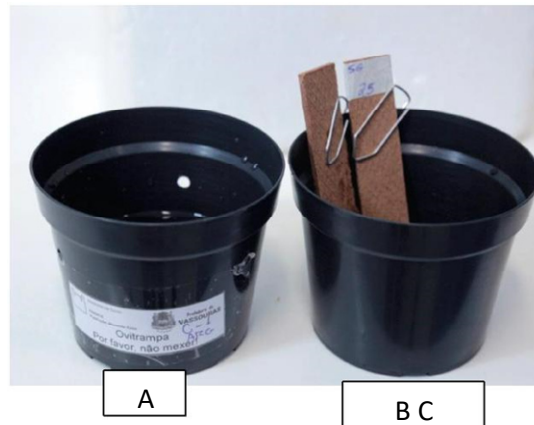


Figura 1. (A) Modelo de ovitrampa, (B) palheta - face rugosa da, (C) palheta - face lisa com identificação.

## 6.2. Procedimentos

A metodologia aqui sugerida foi baseada em Serpa et al. (2013).

– Infusão de feno: Na armadilha são vertidos 450mL de água de torneira acrescida de 50 mL do atrativo infusão de feno a 10% (Figura 1 e Figura 2).



Figura 2. Procedimento de preparação da armadilha com água de torneira e infusão de feno a 10%.

### 6.2.1. Preparo da Infusão de feno

O preparo da solução de feno deve seguir a concentração apresentada no Quadro 1, conforme volume desejado. Utiliza-se, para tanto, um recipiente onde serão adicionadas folhas secas de feno. O recipiente deve permanecer fechado durante 07 dias, preferencialmente exposto ao sol. Após este período,

a infusão dever ser coada e transferida para embalagens menores, visando facilitar o transporte para o campo (Reiter et al., 1991) (Figura 3). No caso em que se opta para o preparo de grandes volumes da solução, a mesma deve ser armazenada para uso posterior, porém por não mais de 30 dias.

Quadro 1. Proporção de folhas secas de feno e volume de água utilizado na preparação de solução atrativa.

FENO (gr)	ÁGUA (L)
1.000	120
500	60
250	30
125	15



Figura 3. Preparação da infusão de feno; (A e B) folhas de feno em recipiente com água; (C) processo de filtragem e armazenagem em galão de plástico.

### 6.2.2. Solução de levedo de cerveja em concentração de 0,04%.

Para o preparo colocar 6g de levedo de cerveja em um tubo falcon com capacidade para 50 ml, colocar água da torneira no tubo até que a solução

atinja a marca de 50 ml, misturando com auxílio de uma pipeta ou palito de madeira, evitando agitar para não formar espuma. Manter a solução em frasco fechado durante o transporte até o local da instalação da armadilha. (fonte metodologia para amostragem de *Aedes aegypti* por meios de armadilhas de postura (ovitrapas) -IOC <https://youtu.be/2w89kagSOKM>)

### **7. Local de instalação das armadilhas :**

As armadilhas devem ser instaladas no peridomicílio, próximo das paredes das residências, em lugares sombreados, ou semi sombreados, e protegidos da chuva, preferencialmente a uma altura de 1.0 a 1.5 metros do solo, em locais onde as armadilhas fiquem menos sujeitas a ação de pessoas e animais, de preferência próximos a criadouros domésticos potenciais (caixa d' água, vasos de planta, tanque, etc.), tomando cuidado para evitar a competição com a ovitrapas.

O período de exposição das ovitrapas deve ser de não mais de 07 dias. Caso seja observada exúvia na água nesse período deve-se reduzi-lo, de maneira a não se caracterizar como criadouro.

O processo de coleta se dá primeiramente pela retirada da palheta segurando-a pela extremidade seca, local de ausência de ovos seguida da remoção da armadilha, na tentativa de redução da possibilidade de eclosão de larvas dos ovos já embrionados. Todo o conteúdo líquido da armadilha deve ser eliminado no local e as armadilhas transportadas para o laboratório, para lavagem e reutilização. As palhetas devem ser acondicionadas individualmente, em grade, dentro de caixa térmica de isopor para transporte ao laboratório (Figura 4).

O material deve ser lavado com bucha em campo para evitar a permanência de ovos aderidos à superfície.



Figura 4. Etapas do trabalho em campo: (A) localização no mapa do quarteirão sorteado, (B) seleção do imóvel e instalação da armadilha, (C) coleta da palheta e da armadilha, (D) acondicionamento da palheta em caixa de isopor.

## 8. Procedimentos laboratoriais

No laboratório, as palhetas devem ser mantidas na caixa de transporte, sobre bancada, protegidas do acesso de formigas utilizando-se de uma armadilha com água, onde permanecem por 1 dia. No caso da viabilidade dos ovos deve permanecer por dois.

### 8.1. Contagem de ovos

Passados dois dias de secagem da palheta, as mesmas devem ser lidas quanto a presença de ovos, em microscópio estereoscópico (Figura 5).. Seus ovos devem ser contados com o auxílio de um contador manual e registrados em impresso próprio. boletim anexo



Figura 5. Leitura de ovos em palheta utilizando microscópio estereoscópico e contador manual.

Posteriormente, **não havendo necessidade de eclosão larval, podem ser descartadas. No entanto para utilizar** as palhetas, estas devem ser mergulhadas em água fervente, na intenção de danificar ovos presentes. Após o período mínimo de 15 minutos, as palhetas precisam ser lavadas em água corrente com esponja áspera e sabão de coco garantindo a remoção de ovos e possibilitando sua reutilização, antes verificar no microscópio. Em seguida colocá-las para secar sobre uma superfície revestida de papel toalha. As palhetas negativas vindas do campo são reutilizadas e para isso lavadas.

**Quando há a intenção de identificação e conhecimento da proporção das espécies**, as palhetas, após leitura de ovos, devem ser novamente acondicionadas nas grades da caixa térmica, onde permaneceram por período máximo de 05 dias, em temperatura e umidade relativa ambiente, na intenção de se promover completo desenvolvimento embrionário dos ovos, sendo que em média dois dias são suficientes.

## **8.2. Identificação das larvas**

Decorridos 5 dias, 100% das palhetas positivas serão individualmente imersas em recipiente plástico de capacidade máxima de 500 mL, preenchida com água de torneira a temperatura ambiente. Deve ser então adicionada

pequena porção de ração para peixes tropicais como estímulo para a eclosão larval e posterior alimentação (Figura 6).

Quando elas atingirem o terceiro ou quarto estágio devem ser mortas pelo uso de álcool 70%. Posteriormente, as larvas precisam ser identificadas em microscópio óptico (objetiva 10x) (Figura 6) pelo uso de chave taxonômica, para confirmação das espécies (Consoli & Lourenço-de-Oliveira, 1994).

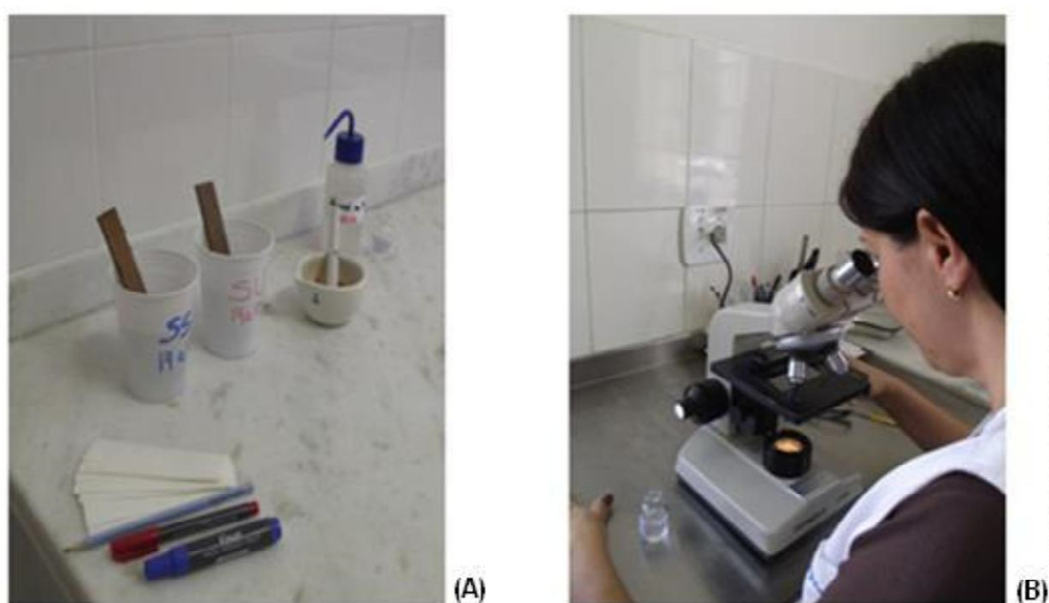


Figura 6. (A) imersão individual de palhetas com ovos, para eclosão larval. em laboratório. (B) Identificação das larvas em microscópio óptico.

### 9 – digitação dos dados

Digitar as informações no sisaweb. Boletim e instrução de preenchimento disponível no sisaweb

### 10 – indicadores

- número armadilha positiva ( presença de ovos) semanalmente/número de armadilhas instaladas semanalmente.
- média de ovos (semanal) – numero de ovos/armadilha da área;
- média de ovos em palhetas positivas (semanal).

## Referências

Apostol BL, William C. Black IV, Reiter P, Miller AR. Use of randomly amplified polymorphic DNA amplified by polymerase chain reaction markers to estimate the number of *Aedes aegypti* families at oviposition sites in San Juan, Puerto Rico. Am J Trop Med Hyg 1994; 5:89-97.

Morato VCG, Teixeira MG, Gomes AC, Bergamaschi DP, Barreto ML. Infestation of *Aedes aegypti* estimated by oviposition traps in Brazil. Rev Saúde Pública 2005; 39:553-8.

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.

Consoli RAGB & Lourenço-de-Oliveira R. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Rio de Janeiro: Fiocruz; 1

Metodologia de amostragem de *Aedes aegypti* por meio de armadilhas de postura (ovitrapas) REDE NACIONAL DE MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE *Aedes aegypti* A INSETICIDAS (MoReNAa) , METODOLOGIA DE AMOSTRAGEM, 2008

Apostila metodologia para amostragem de *Aedes aegypti* por meios de armadilhas de postura (ovitrapas) –IOC – Instituto Oswaldo Cruz

Video coleta de ovos no campo - IOC – Instituto Oswaldo Cruz

Elaboração e Publicação

São Paulo, 08 de abril de 2019.

Departamento de Controle de Vetores – DCV

Superintendência de Controle de Endemias

Revisão

São Paulo 09 de fevereiro de 2024

Coordenadoria de Controle de Doenças-CCD-SES-SP

Área de Vigilância e Controle de Vetores