



Procedimento Operacional Entomológico

Febre Amarela

Documento orientador para a coleta de formas imaturas e adultas de mosquitos silvestres (Diptera: Culicidae) envolvidos na transmissão da febre amarela silvestre.

Procedimento Operacional Entomológico

Documento orientador para a coleta de formas imaturas e adultas de mosquitos silvestres (Diptera: Culicidae) envolvidos na transmissão da febre amarela silvestre.

159 Instituto Oswaldo Cruz

Procedimento Operacional Entomológico [recurso eletrônico]:
Documento orientador para a coleta de formas imaturas e adultas de
mosquitos silvestres (Diptera: Culicidae) envolvidos na transmissão de
febre amarela silvestre / Instituto Oswaldo Cruz, Fundação Oswaldo
Cruz. – 1. ed. atual. rev. – Rio de Janeiro: Fiocruz, 2023.
150 p. ; il. color.

Bibliografia: p. 136-140
Modo de acesso: World Wide Web
ISBN: 978-65-87717-06-7

1. Febre Amarela. 2. Culicomorfos. 3. Guia. I. Instituto Oswaldo Cruz.
II. Fundação Oswaldo Cruz. III. Título.

CDD 595.771

Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca de Manguinhos/Icict/Fiocruz,
sob a responsabilidade de Igor Falce Dias de Lima – CRB-7/6930.

Todos os direitos reservados. É proibida a reprodução total ou parcial de qualquer forma, ou por qualquer meio, sem autorização da Fiocruz. A violação dos direitos do autor (Lei 9.610/98) é crime estabelecido pelo artigo 184 do Código Penal.

1ª edição atualizada e revista - 2023

Tiragem: 100 exemplares

Elaboração, distribuição e informações:

FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ - FIOCRUZ

Presidência

Vice-Presidência de Ambiente, Atenção e Promoção à Saúde - VPAAPS

Instituto Oswaldo Cruz - IOC

Programa de Pós-Graduação *Stricto sensu* em Vigilância e Controle de Vetores

Núcleo Operacional Sentinela de Mosquitos Vetores - Nosmove/Fiocruz

Av. Brasil, 4365 - Manguinhos

Rio de Janeiro - RJ CEP 21040-360

Coordenação Editorial:

Nildimar Honório - IOC/Fiocruz & Nosmove/Fiocruz

Claulimara Lopes Moreira - IOC/Fiocruz & Coordenadoria Especial de Vigilância Ambiental em Saúde/ Macaé (CEVAS)

Equipe Técnica:

Nildimar Honório - IOC/Fiocruz & Nosmove/Fiocruz

Claulimara Lopes Moreira - IOC/Fiocruz & CEVAS/Macaé

Izabel Cristina dos Reis - IOC/Fiocruz & Nosmove/Fiocruz

Mariana Dionizio Machado - IOC/Fiocruz & CEVAS/Macaé

Agostinho Cardoso Nascimento Pereira - IOC/Fiocruz & Universidade Federal do Maranhão (UFMA)/ Laboratório de Entomologia e Vetores (LEV)

Daniel Cardoso Portela Câmara - IOC/Fiocruz & Nosmove/Fiocruz

Paulino Siqueira Ribeiro - IOC/Fiocruz

Revisão Técnica-científica:

Monique de Albuquerque Motta - IOC/Fiocruz

Denise Valle - IOC/Fiocruz

Colaboradores:

Alexandre Bezerra - Coordenador do Parque Natural Municipal do Atalaia - Macaé/RJ

Gláucio Rocha Pereira - Nosmove/Fiocruz

Célio da Silva Pinel - Nosmove/Fiocruz

Marcelino da Rocha Carvalho - CEVAS/Macaé

Maria Ignez Lima Bersot - IOC/Fiocruz

Rosinei Batista Dias da Costa - CEVAS/Macaé

Projeto gráfico e Capa:

Ronieri Gomes

Diagramação e Arte-final:

Andréa Vieira

Colaboração Capa:

Heloísa Diniz - IOC/Fiocruz

Produção Fotográfica:

Ricardo Schmidt - IOC/Fiocruz

Agradecimento aos profissionais da Secretaria Municipal de Saúde do município de Macaé que contribuíram com o POE:

Flávio de Souza Paschoal - Coordenador da Coordenadoria Especial de Proteção e Saúde Animal e Controle de Zoonoses (2015-2020)

Sabrina Nunes Dias da Silva Barbosa - Coordenadora do Núcleo de Educação Permanente em Saúde e do Planejamento da Saúde - (2019-2021)

Flávio Lúcio Estefano Muniz - Coordenador do CEVAS/Macaé

Agentes de Combate às Endemias (ACE) -CEVAS/Macaé:

Adriano Mota da Silva

Janaina Pereira Gomes

Alair Pereira Braga

Jorge Roberto Thomaz Cabral

Alcimar Moraes

José Jobênio Braga

Amair Rafael Jordão Fortuna

Katia Meiga Souza de Jesus Santos

Andreia Reid Aguiar

Leonardo Bocopagni da Silva

Ary José Suhett Volotão (*in memoriam*)

Loana da Silva Prestes

Carlos Henrique Lemos Moreira

Luciano Viana Miranda

Cláudia Márcia Sá Freire

Marcelo Casanova de Abreu (*in memoriam*)

Diego Franco Machado

Marcial José Vieira Soares

Fernando Mancebo de Azevedo

Natalia Amorim dos Santos

Gilberto Rosindo

Otávio Carlos Claudino da Silva

Hudson Gomes de Moraes Barbosa

Paulo César Gomes de Araújo (*in memoriam*)

Jana Freitas Esteves

Parte deste Procedimento Operacional Entomológico teve apoio financeiro da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro - FAPERJ. Também contou com o suporte da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - CAPES, sendo produto de uma dissertação de mestrado do Programa de Pós-graduação *Scripto sensu* em Vigilância e Controle de Vetores do Instituto Oswaldo Cruz.

Contato:

Núcleo Operacional Sentinela de Mosquitos Vetores - Nosmove/Fiocruz

Telefones: (21) 2562-1060 - 2209-2191

Email: nosmove@fiocruz.br

Sumario

Apresentação 1	8
Apresentação 2	10
1. Breve contextualização da Febre Amarela	13
2. Breve contextualização dos mosquitos vetores de Febre Amarela	18
3. Principais métodos e armadilhas para coleta de formas imaturas e adultas de mosquitos silvestres	29
3.1 Armadilhas para coleta de formas imaturas	30
3.1.1 Ovitampas	30
3.1.2 Armadilha de bambu	33
3.1.3 Sapucaia	35
3.2 Método de coleta de formas imaturas que se desenvolvem em recipientes naturais	38
3.2.1 Sugador de água de bromélia	38
3.3 Métodos de captura de formas adultas	41
3.3.1 Capturador de Castro	41
3.3.2 Aspirador movido a bateria	43
3.4 Armadilhas para captura de formas adultas de mosquitos silvestres	45
3.4.1 Armadilha luminosa do tipo CDC	45
4. Procedimento de coleta de formas imaturas	48
4.1 Armadilhas para coleta de formas imaturas	50
4.1.1 Ovitampa	50
4.1.2 Armadilha de bambu	66
4.1.3 Sapucaia	76

4.2 Método de coleta de formas imaturas	84
4.2.1 Sugador de água de bromélia.....	84
5. Procedimento de captura de formas adultas de mosquitos silvestres	92
5.1. Método de captura de mosquitos nas formas adultas	93
5.1.1 Capturador de Castro	93
5.1.2 Aspirador movido a bateria	103
5.2 Armadilha para captura de formas adultas de mosquitos silvestres	112
5.2.1 Armadilha luminosa do tipo CDC com CO ₂	112
6. Materiais utilizados para as coletas de formas imaturas e adultas de mosquitos silvestres que devem ser levados para o campo	122
7. Recomendações para as atividades de campo	126
8. Bibliografia	130
9. Anexos	136

Apresentação 1

É com enorme alegria e satisfação que recebi o convite para apresentar o trabalho absolutamente fora de série da Mestre Claulimara Lopes Moreira e da Doutora Nildimar Honório, intitulado “Procedimento Operacional Entomológico Febre Amarela - Documento orientador para a coleta e captura de formas imaturas e adultas de mosquitos silvestres envolvidos na transmissão de febre amarela no município de Macaé, Rio de Janeiro”. Esse documento é um dos produtos resultantes da excelente dissertação de Mestrado defendida com louvor por Claulimara no nosso Programa de Pós-graduação em Vigilância e Controle de Vetores, no Instituto Oswaldo Cruz, com o tema “Diagnóstico situacional entomoepidemiológico e abordagens operacionais para a vigilância da febre amarela silvestre e malária no município de Macaé, Rio de Janeiro”.

O Programa de Pós-graduação em Vigilância e Controle de Vetores foi criado em 2016, em resposta a uma demanda direta do Ministério da Saúde, como forma de responder e preparar profissionais para o enfrentamento de epidemias ressurgentes ou novas como a febre Zika, Emergência de Saúde Pública que preocupava o país à época. Apesar da urgência daquele momento, o Instituto Oswaldo Cruz, através dos seus admiráveis quadros nos campos da Entomologia e Malacologia, soube perceber os sinais e vontades da sociedade e construir uma proposta que atende a uma necessidade básica do Brasil com uma grande perspectiva e visão de futuro.

O controle de vetores, assim como a convivência com patógenos e invertebrados responsáveis por inúmeras doenças que assolam a nossa população, se confunde com a própria História do Brasil. Não há dúvidas de que, enquanto o país não souber lidar com as “doenças do passado”, terá

enorme dificuldade em lidar com as “doenças do futuro”. Especialmente por que o enfrentamento dessas doenças envolve questões ambientais, sociais, econômicas e políticas que, se não forem consideradas em conjunto, impedirão qualquer progresso sustentável e consistente.

Para enfrentar em parte esse cenário, tomamos a iniciativa de criar um programa que propõe um novo recorte epistemológico, buscando a formação de agentes de campo em uma abordagem ampla, complexa e multifatorial. Não faltam aos profissionais que dedicam sua vida ao tema coragem e competência, como reforça claramente a iniciativa aqui presente. É com muito orgulho que vejo que a missão de nosso programa, criando produtos para a sociedade e instrumentalizando melhorias para a saúde pública, está sendo cumprida com excelência, pelos alunos e docentes, aqui exemplarmente representados pela Mestre Claulimara Lopes Moreira e pela Doutora Nildimar Honório. Que nosso trabalho tenha como resultado, a longo prazo, a implementação de políticas públicas de saúde efetivas, com base em evidências e racionalidade científica, das quais a presente iniciativa dá exemplos cabais. Agradeço a oportunidade e, em nome de todos os colaboradores de nosso Programa, parablenizo mais uma vez pela conquista acadêmica tão brilhantemente alcançada. A gratidão, sem dúvida, também virá dos colegas e do povo, que se beneficiarão do uso desse Procedimento Operacional Entomológico.

Com os mais reiterados protestos de estima e consideração,

Dr. Fernando Ariel Genta

Coordenador do Programa de Pós-graduação e Vigilância e Controle de Vetores - Instituto Oswaldo Cruz - Fiocruz (2016-2020)

Apresentação 2

Desde a criação do Sistema Único de Saúde/SUS (Lei 8.080/1990), foi estabelecida a descentralização de atribuições governamentais, que se constituiu no *“processo de transferência de responsabilidades de gestão para os municípios, atendendo às determinações constitucionais e legais que embasam o SUS, definidor de atribuições comuns e competências específicas à União, aos estados, ao Distrito Federal e aos municípios”*, dentre as quais se incluem aquelas destinadas ao controle de doenças.

Portanto, é primordial destacar que até o final da década de 90 do século passado, as ações de vigilância e controle das doenças transmitidas por vetores, como malária, febre amarela, esquistossomose, doença de chagas, entre outras, ocorriam de forma verticalizada, sob a responsabilidade direta do governo federal, que atuava em diferentes estados, conforme a necessidade, fosse ela pontual ou permanente, com o objetivo de reduzir o impacto dessas doenças sobre a população local.

Porém, é importante destacar também que a transferência de responsabilidades pelas ações a partir de então culminou na descentralização dos profissionais que executavam as ações e que mantinham vínculo empregatício com uma instituição federal. Para resumir a questão, o processo de transferência da gestão desses trabalhadores não foi um processo simples. Havia, nas entrelinhas do texto da Lei, a orientação de que a transferência deveria ser precedida, ou complementada, por um processo de capacitação, sob responsabilidade do ente federal, para que a gestão municipal pudesse se apropriar desse

importante recurso, que seria fundamental para o cumprimento de suas novas atribuições. O fato é que isso não ocorreu a contento, apesar de uma iniciativa ter sido implantada no início dos anos 2000, com o Programa de Formação de Agentes Locais de Vigilância em Saúde (PROFORMAR).

Assim, abriu-se uma importante lacuna deixada pelo processo de descentralização, que foi, aos poucos, sendo preenchida por iniciativas locais, com apoio dos estados e da própria União, garantindo a realização de atividades voltadas para a qualificação desses trabalhadores, bem como de outros que foram se incorporando às equipes cedidas pela União, para formar um grande contingente que, hoje, é responsável pelas ações de vigilância e controle de vetores nos municípios.

Nesse contexto, o Mestrado Profissional de Vigilância e Controle de Vetores do Instituto Oswaldo Cruz/Fiocruz-RJ, incorpora um valor inestimável às ações desenvolvidas pelos municípios, haja vista sua perspectiva de instrumentalizar técnicos que atuam diretamente nas ações, tanto no nível de gestão quanto no nível operacional, estimulando-os ao exercício do senso crítico sobre as diferentes ferramentas de vigilância e controle disponíveis, levando-os a uma reflexão sobre possibilidades criativas, aplicadas ao contexto do seu território de atuação.

Este documento intitulado “Procedimento Operacional Entomológico-POE”, destinado a orientar a coleta e captura de formas imaturas e adultas de mosquitos silvestres envolvidos na transmissão de febre amarela no município de Macaé, Rio de Janeiro, incorpora-se a outros instrumentos normativos disponibilizados pelo SUS e apresenta-se com elevado potencial instrutivo, que irá subsidiar as ações no nível local,

não só naquela cidade, como em todos os municípios do país, sobretudo preenchendo lacunas no âmbito dos programas municipais de vigilância e controle de vetores, valorizando e facilitando sobremaneira o trabalho dos profissionais que atuam nas ações de vigilância entomológica.

Concluo esta apresentação, parabenizando a Mestra Claulimara Lopes Moreira e a Doutora Nildimar Honório, pelo brilhante, oportuno e relevante trabalho na produção deste documento, que irá, sem dúvida, projetar-se como importante ferramenta de vigilância entomológica para os anais do SUS.

Com cordiais cumprimentos,

Mário Sérgio Ribeiro

Superintendente de Vigilância Epidemiológica e Ambiental
Subsecretaria de Vigilância e Atenção Primária
Secretaria de Estado de Saúde do Rio de Janeiro



**Breve
contextualização
da Febre Amarela**

A febre amarela é uma doença infecciosa febril aguda, não contagiosa, imunoprevenível, de evolução abrupta, gravidade variável, com elevada letalidade nas suas formas graves e endêmica nas regiões tropicais da África e das Américas. É causada por um arbovírus do gênero *Flavivirus* e transmitida por mosquitos fêmea infectados (Pinheiro & Moraes 1978; Westaway *et al.* 1985; Vasconcelos 2003; Brasil 2004; Couto-Lima *et al.* 2017; Brasil 2019).

Esta arbovirose apresenta-se sob duas formas, do ponto de vista epidemiológico: a febre amarela urbana (FAU) e a febre amarela silvestre (FAS) (Figura 1). Ambas as formas da doença apresentam-se indiferentes no que diz respeito ao agente etiológico, na manifestação clínica ou fisiopatológica, e diferem-se entre si devido aos vetores transmissores, hospedeiros, local de ocorrência e determinantes socioambientais (Vasconcelos 2003; Brasil 2005; Tauil 2010; Possas *et al.* 2018).

O ciclo de transmissão da FAS é mais complexo quando comparado ao ciclo urbano pela sua natureza zoonótica¹ (Vasconcelos 2003; Brasil 2009). Os Primatas Não-Humanos (PNH) são considerados os principais hospedeiros e amplificadores do vírus e a participação acidental do homem neste ciclo ocorre quando há exposição humana às fêmeas infectadas de mosquitos (Vasconcelos 2003; 2010; Possas *et al.* 2018).

Geralmente, o contato com o vírus ocorre durante uma expedição à mata, seja em uma atividade recreativa ou ocupacional (Monath 2001). Nas Américas, os principais mosquitos vetores envolvidos no ciclo de

1 Relativo a zoonose, segundo a Organização Mundial de Saúde: “Doenças ou infecções naturalmente transmissíveis entre animais vertebrados e seres humanos” (OMS 2016). Neste caso, a principal fonte de vírus na natureza são os primatas não-humanos (PNH) infectados e os vetores, que são os mosquitos dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*, não sendo possível ser erradicado.

transmissão da FAS são os mosquitos silvestres dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes* (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 2002; Vasconcelos 2003; Possas *et al.* 2018). Ressalta-se que os vetores também se configuram como reservatório do vírus pois, uma vez infectados, assim permanecem durante todo seu ciclo de vida; diferente dos PNHs e dos humanos que, ao se curarem da doença, ficam imunes para sempre (Vasconcelos 2010; Possas *et al.* 2018).

No ciclo urbano, a transmissão é do tipo homem-mosquito-homem, sendo o homem o amplificador e disseminador do vírus na população em seu período de viremia (presença de vírus no sangue do homem). Neste ciclo, os principais vetores são do gênero *Aedes*, com destaque para o mosquito *Aedes (Stegomyia) aegypti*. Ainda não se reconhece animais de importância epidemiológica que atuem como reservatórios neste ciclo (Vasconcelos 2003; Cavalcante & Tauil 2016; Couto-Lima *et al.* 2017).

Vale ressaltar que o último registro da FAU no Brasil ocorreu em 1942 no município de Sena Madureira, estado do Acre (Brasil 2004; Tauil 2010). Desde 1986, com a introdução de *Aedes (Stegomyia) albopictus* no país, há preocupação de que este vetor atue como “ponte” entre os dois ciclos de transmissão; primeiramente, por ser susceptível à infecção pelo vírus amarelo e também devido a sua bioecologia, uma vez que coloniza criadouros naturais e artificiais do ambiente urbano/periurbano, silvestre ou rural. Soma-se a isso, sua ampla distribuição nos biomas de Mata Atlântica (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Gomes *et al.* 2010; Brasil 2017).

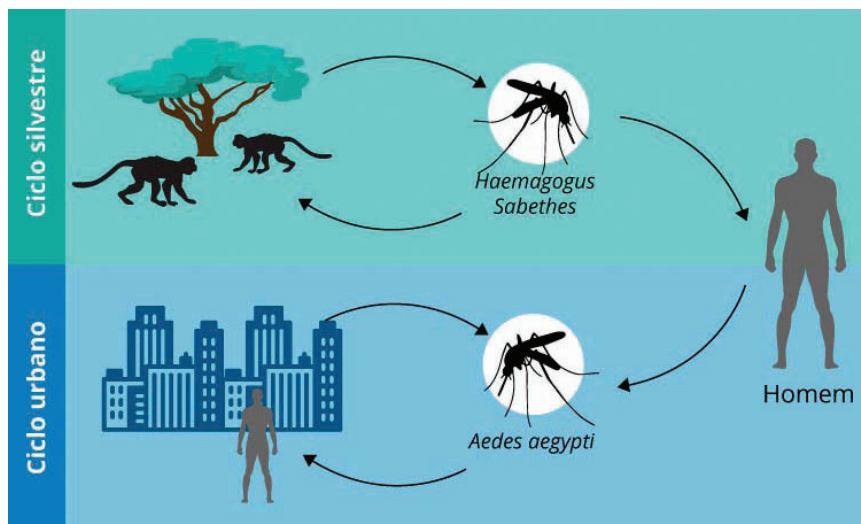


Figura 1: Representação esquemática dos ciclos de transmissão da febre amarela. Fonte: Site do Ministério da Saúde 2019. Disponível em: <<https://www.saude.gov.br/saude-de-a-z/febre-amarela-sintomas-transmissao-e-prevencao>>.

A atual reemergência de FA, iniciada em 2014, causou inúmeros impactos em diversos estados do país. Durante o período de monitoramento de dezembro de 2016 a julho de 2017 foram registrados 3.564 casos no Brasil. Destes, 777 casos foram confirmados e 261 evoluíram a óbito (SVS 2017). Posteriormente, entre julho de 2017 e junho de 2018, foram confirmados 1.376 casos de FAS e 483 mortes (SVS 2018). Este cenário epidemiológico foi apontado como o pior surto da doença silvestre nos últimos 80 anos no Brasil.

Some-se a isso uma expansão histórica da área de circulação viral, que durante o surto de 2016-2018, atingiu em menos de um ano os estados brasileiros mais populosos, a saber, Minas Gerais, São Paulo, Rio de Janeiro e Espírito Santo (OPAS 2018; Possas *et al.* 2018).

Durante o período de monitoramento de 2018/2019, o vírus seguiu do Vale do Ribeira/SP e alcançou o estado do Paraná em janeiro de 2019 e Santa Catarina em março do mesmo ano, pelo litoral, ocasionando surtos de menor magnitude ao compararmos com os anos anteriores (SVS 2020).

A large, dark teal, stylized number '2' is centered on the page. The number has a thick, rounded font style. The text is overlaid on the number.

**Breve
contextualização
dos mosquitos
vetores de
Febre Amarela**

Os insetos pertencentes a Família Culicidae, da ordem Diptera, são popularmente conhecidos como mosquitos, pernilongos, muriçocas ou carapanãs (Consoli & Lourenco-de-Oliveira 1994; Forattini 1996). O ciclo de vida é composto por quatro fases de desenvolvimento: ovo, quatro estádios larvais (L1, L2, L3 e L4), pupa e adulto. As três primeiras compreendem a fase aquática (ovo, larva e pupa), enquanto nesta última, também chamada de alada, são terrestres e possuem três pares de pernas, um par de asas e antenas longas (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 1996). A maioria das espécies apresenta dimorfismo sexual. Somente as fêmeas são hematófagas, isto é, se alimentam de sangue para o amadurecimento dos seus ovos. Fato este que pode implicar na transmissão de agentes etiológicos constituindo, portanto, um importante papel epidemiológico no ciclo de várias doenças, não só a febre amarela, como também dengue, filariose, malária, entre outros (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994).

Aspectos da bioecologia de mosquitos vetores da Febre Amarela

A família Culicidae está subdividida em duas subfamílias, a Anophelinae e Culicinae, ambas de importância médica. Nas Américas, os principais mosquitos envolvidos no ciclo de transmissão da febre amarela silvestre são mosquitos dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes* (Vasconcelos 2003; Brasil 2017), ambas pertencentes à subfamília Culicinae. No ciclo urbano, o mosquito *Ae. aegypti* é considerado o principal vetor e o homem é o único hospedeiro de importância epidemiológica do vírus (Tauil 2010).

Gênero *Haemagogus*

Mosquitos do gênero *Haemagogus* possuem hábito essencialmente diurno e são silvestres. Depositam seus ovos, resistentes à dessecação, isoladamente nas paredes internas e úmidas de criadouros naturais, principalmente em buracos de árvores, internódios de bambus, plantas que acumulam água, entre outros (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994). As larvas eclodem em contato com a água, porém diferentes espécies parecem ter respostas distintas a estímulos externos, ou seja, dependem de distintos números de contato com a água para eclosão. Isso impacta diretamente na densidade populacional, pois apesar de ter seu pico em períodos chuvosos, temos mosquitos em variadas épocas do ano (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994), o que favorece a permanência do gênero no ambiente por um longo período. Em condições de laboratório, por exemplo, observa-se que para esgotar a eclosão das posturas, são realizadas no mínimo 10 imersões das palhetas às quais os ovos estão aderidos (Marcondes & Alencar 2010).

Os mosquitos adultos deste gênero são acrodendrófilo, ou seja, suas atividades e abrigo são preferencialmente na copa das árvores e descem ao solo eventualmente. No entanto, a intensidade e o comportamento das espécies desses mosquitos são diferentes entre as espécies e regiões conforme descrito adiante (Brasil 2017; Possas *et al.* 2018).

Gênero *Sabethes*

São considerados os mais belos mosquitos devido a sua coloração metálica e variada (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994). Possuem hábito essencialmente silvestre, são diurnos e os mosquitos fêmea apresentam comportamento pouco agressivo, sendo considerados “tímidos” em comparação com os demais gêneros (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 2002). Sobrevoam os hospedeiros inúmeras vezes antes de pousarem e buscam principalmente as áreas da face (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 2002). As fêmeas depositam seus ovos, que são sensíveis à dessecação, isoladamente e diretamente na água de criadouros naturais, como ocos de árvores e internódios de bambus, cujos orifícios são normalmente pequenos, o que os protege da evaporação. O mecanismo de oviposição dos mosquitos varia entre as espécies, por exemplo, *Sabethes (Sabethes) albiprivus* em pleno voo, as fêmeas atiram um ovo por vez pela pequena abertura do criadouro, combinando incríveis movimentos do corpo e pernas. O ovo antes de ser lançado está preso na ponta do abdômen do mosquito fêmea, que após ser arremessado com vigor pela abertura, vai para o fundo do criadouro (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994, Vieira *et al.* 2020).

Principais espécies de vetores da Febre Amarela no território brasileiro

Haemagogus (Haemagogus) janthinomys

Haemagogus (Haemagogus) janthinomys é uma espécie silvestre da região Neotropical e encontrada em vários biomas brasileiros, desde a Amazônia até a Mata Atlântica (Forattini 2002). Habitam,

preferencialmente, as matas úmidas e preservadas, onde se criam em água acumulada de criadouros naturais, como bambus e ocos de árvore (Fig. 2). Apesar de serem acrodendrófilos, podem realizar a hematofagia ao nível do solo, em áreas que sofreram desmatamentos (Marcondes & Alencar 2010). Normalmente, no período da tarde, ocorrem picos de atividade dos mosquitos fêmea em busca de hospedeiros para hematofagia em variados grupos de mamíferos ou aves (Alencar *et al.* 2005). Podem ser encontrados tanto nas florestas, nas bordas das matas e/ou em descampados e chegam a percorrer até 11 km (Hervé *et al.* 1985). São considerados os principais transmissores do vírus da febre amarela silvestre no Brasil (Arnell 1973; Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Gomes *et al.* 2010; Couto-Lima *et al.* 2017). Estudos recentes reafirmam o importante papel epidemiológico desta espécie no surto atual (2016-2018) de FAS no Sudeste do Brasil, devido a sua abundância, densidade, ampla distribuição, além de elevadas taxas de infecção natural dos mosquitos encontrados durante o surto ou eventos de epizootias¹ (Abreu *et al.* 2019).

¹ Epizootia: É um conceito utilizado na saúde pública veterinária para qualificar a ocorrência de um determinado evento em um número de animais ao mesmo tempo e na mesma região, podendo levar ou não a morte. SVS 2016. Disponível em: <<http://www.portalsinan.saude.gov.br/epizootia>>



Figura 2: Foto de *Haemagogus (Haemagogus) janthinomys* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de *Culicidae* (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

Haemagogus (Conopostegus) leucocelaenus

Haemagogus (Conopostegus) leucocelaenus está presente em todo território brasileiro (Forattini 2002), possui extrema plasticidade aos diferentes ambientes silvestres e alimentação sanguínea, e tende a picar nos estratos florestais mais baixos (Fig.3). Esta espécie adapta-se tanto na mata secundária como em ambientes com notáveis alterações antrópicas, podendo se dispersar por até 6 km (Hervé *et al.* 1985; Gomes *et al.* 2010). Durante décadas foi considerado vetor secundário na transmissão do vírus da FAS. Entretanto, no último grande surto de febre amarela silvestre (2016-2018) no Brasil, esta espécie foi incriminada como possível

vetora primária em função da sua abundância, ampla distribuição e elevadas taxas de infecção. Somando-se a isso, também foi encontrado naturalmente infectado em regiões de surtos em que mosquitos *Hg. janthinomys* não foram coletados (Abreu *et al.* 2019).



Figura 3: Foto de *Haemagogus (Conopostegus) leucocelaenus* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

Sabethes (Sabethoides) chloropterus

Sabethes (Sabethoides) chloropterus se distribui na Região Neotropical e está presente em todo território brasileiro (Forattini 2002; Brasil 2017) (Fig. 4). As formas imaturas dessa espécie se desenvolvem em criadouros naturais, tais como internódios de bambu e ocos de árvore e, diferente dos ovos dos mosquitos do gênero *Haemagogus*, não são resistentes à dessecação. Apresenta comportamento essencialmente silvestre,

diurno, acrodendrófilo, e eclético quanto aos hospedeiros, porém, possui um relacionamento mais estreito com animais arborícolas (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Brasil 2017). É considerado vetor secundário da FAS possuindo, portanto, destaque epidemiológico. Estudo recente sugere que apresenta baixa capacidade adaptativa em áreas com grandes impactos antrópicos (Gomes *et al.* 2010).

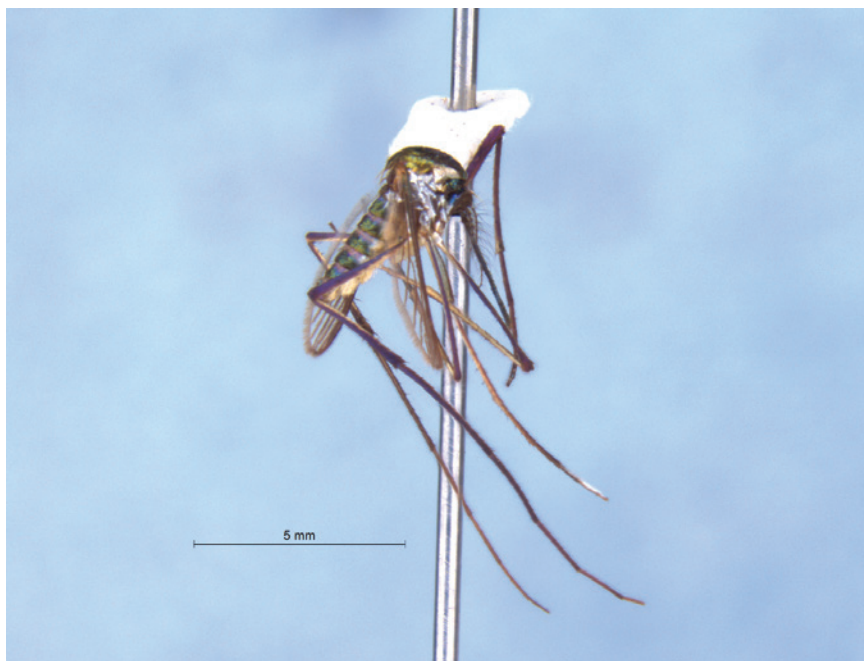


Figura 4: Foto de *Sabethes (Sabethoides) chloropterus* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

Sabethes (Sabethes) albiprivus* e *Sabethes (Sabethoides) glaucodaemon

Apesar de serem espécies encontradas predominantemente nos focos epizooticos do vírus da febre amarela e possuírem destacada antropofilia,

pouco se sabe sobre sua participação na transmissão e/ou manutenção do ciclo, devido à escassez de estudos (Gomes *et al.* 2010; Brasil 2017) (Figs. 5 e 6). Resultados experimentais de estudo recente confirmam o papel do *Sa. albiprivus* como vetor primário da FAS em áreas enzoóticas², e apontam que o mesmo já foi encontrado naturalmente infectado com o vírus na Argentina (Couto-Lima *et al.* 2017).



Figura 5: Foto de *Sabethes (Sabethes) albiprivus* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

² Enzoótica - “Área onde o vírus da febre amarela circula entre os hospedeiros naturais (principalmente primatas) e está presente na população culicidiana vetora”. Fonte: Brasil 2004. Disponível em: <https://bvsms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/manual_vigilancia_epid_febre_amarela.pdf>

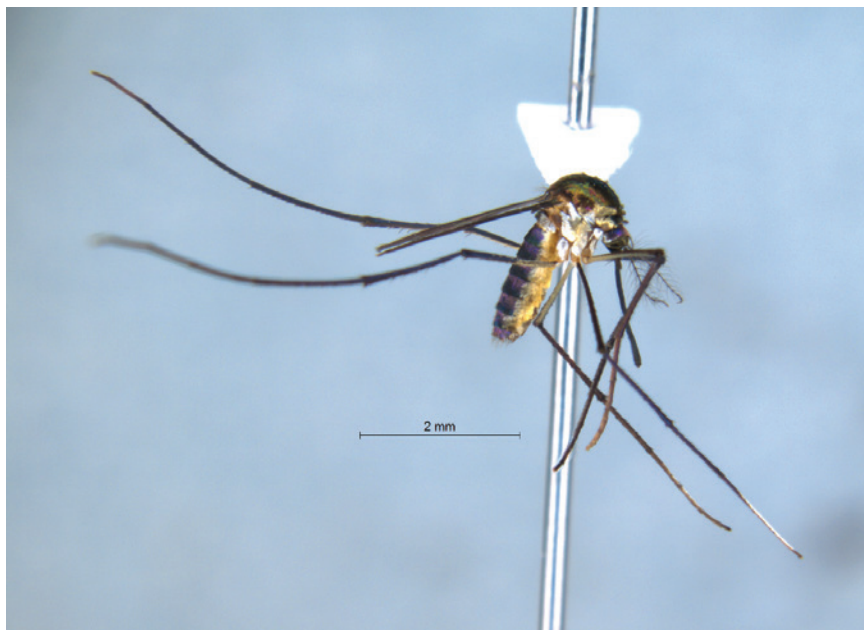


Figura 6: Foto de *Sabethes (Sabethoides) glaucodaemon* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

Outras espécies de interesse médico

Espécies distintas podem ser consideradas potenciais transmissoras da FAS: *Aedes (Ochlerotatus) serratus*, *Aedes (Ochlerotatus) scapularis* e *Psorophora (Janthinosoma) ferox*, que já foram encontradas infectadas com o vírus em eventos epizoóticos (Gomes *et al.* 2010; Brasil 2017). Além deste, destaca-se *Aedes (Stg.) albopictus* (Fig. 7) conforme mencionado anteriormente.

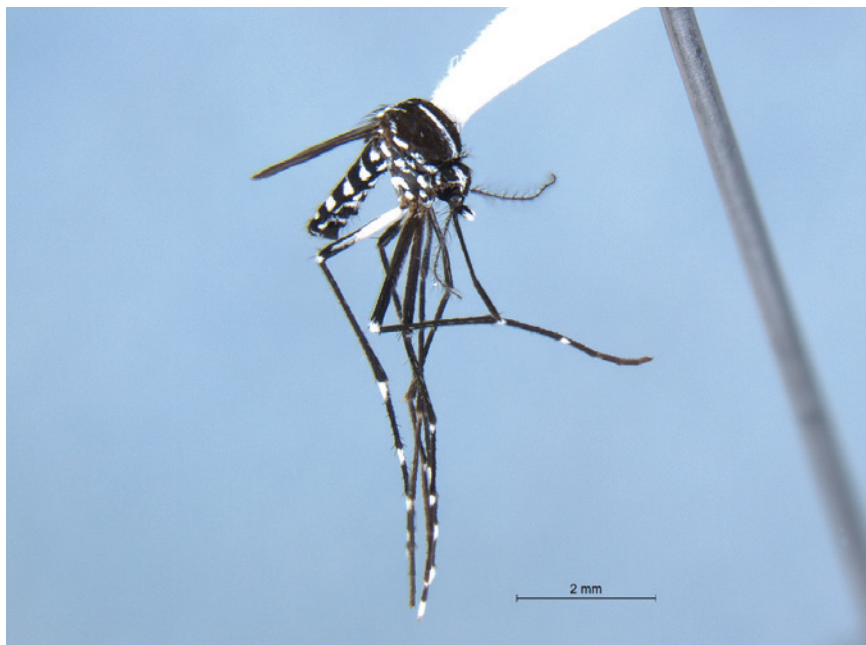
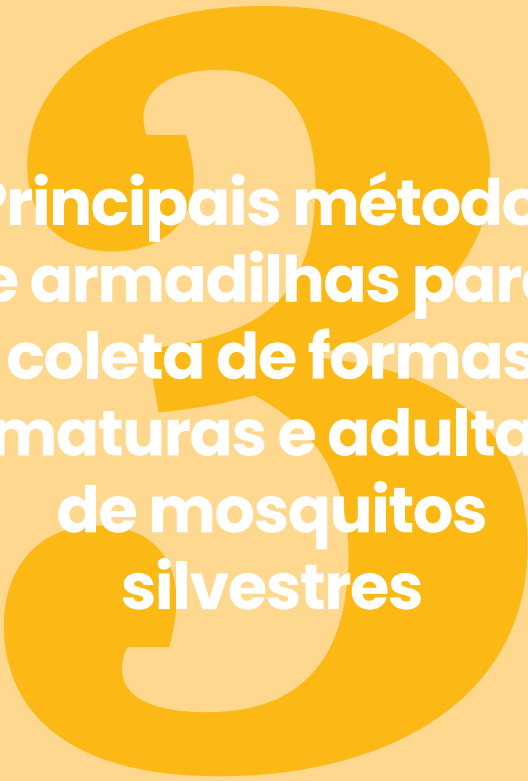


Figura 7: Foto de *Aedes (Stegomyia) albopictus* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.



**Principais métodos
e armadilhas para
coleta de formas
imaturas e adultas
de mosquitos
silvestres**

3.1 Armadilhas para coleta de formas imaturas

3.1.1 Ovitrapas



A ovitrapa foi proposta inicialmente por Fay e Perry (1965) para detectar a presença de *Aedes aegypti*. Esta armadilha é composta por um recipiente de plástico preto (podendo ser um vaso para plantas, sem furos no fundo, com capacidade entre 500 mL e 1 L), uma ou até quatro palhetas (tiras de compensado tipo “Eucatex”), cliques metálicos (do tipo borboleta para fixar as palhetas no recipiente) e uma alça (feita com fitilho plástico ou linha de nylon), para fins de coleta em ambientes silvestres. O volume do recipiente, assim como a quantidade de palhetas e demais itens necessários, podem variar de acordo com o objetivo da coleta e autor a ser consultado. Salientamos que a descrição aqui abordada

são para fins de coleta de mosquitos silvestres. As palhetas possuem 5 mm de espessura, 12,5 cm de comprimento e 2,5 cm de largura e são posicionadas verticalmente no interior do recipiente; sua face rugosa serve como local de postura dos ovos, ficando voltada para o centro do recipiente (Fig. 8). No interior do recipiente, além das palhetas presas com cliques, deve conter também água e algumas folhas secas do chão da mata (serapilheira) trituradas. Desta forma, tem-se um ambiente ideal para que a fêmea faça postura dos seus ovos. Alencar e colaboradores (2016) utilizaram com sucesso ovitrampas com capacidade de 1 L e quatro palhetas na coleta de mosquitos do gênero *Haemagogus*.

Montagem antes de ir a campo:

Os recipientes devem ter dois furos nas bordas, para que a água em excesso (chuva) extravase, funcionando assim como um “ladrão”, não permitindo que os ovos que porventura estejam ali, sejam completamente submersos em água. Após, deve-se fazer igualmente dois furos onde será amarrada a alça. A alça deve ser curta (10 cm em média) para evitar que balance muito ao ser pendurada. Não se deve esquecer de cortar as palhetas conforme o tamanho descrito acima, em número igual ao triplo da quantidade de ovitrampas a serem instaladas, considerando que cada armadilha utiliza três palhetas. Com auxílio de uma caneta permanente, enumere as palhetas de um a três. Determine uma numeração ou código para a ovitrampa e também o escreva na palheta.

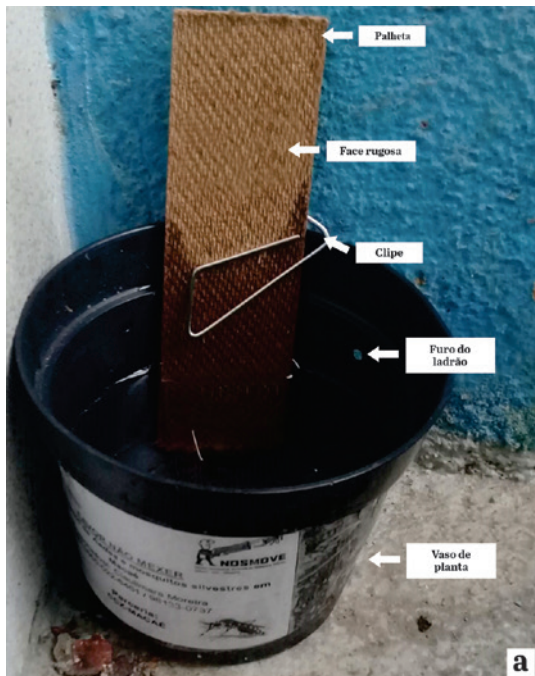


Figura 8: Fotos de ovitrampas; as setas em (a) indicam o vaso de planta utilizado como recipiente preto e o furo lateral, denominado de “ladrão” e em detalhes as partes que compõem uma ovitrampa, as setas indicam a palheta do tipo “Eucatex”, a face rugosa onde as fêmeas fazem a postura e o clipe metalizado que serve para fixar as palhetas; (b) ovitrampa completa montada com as três palhetas para uso silvestre. Fonte (a): Marcelino Rocha (CEVAS/Macaé); (b): Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

3.1.2 Armadilha de bambu



A ‘armadilha de bambu’ é simples, natural, de fácil construção e uso, praticamente “sem custo”. É feita a partir de um internódio (colmo) de bambu cortado próximo ao “nó”, de modo que uma das extremidades fique aberta e a outra fechada com o próprio “nó” do bambu, formando uma espécie de copo. O interior da armadilha deve conter água limpa, ou água desclorada, e algumas folhas secas do chão da mata (serapilheira) trituradas. Próximo à extremidade

aberta da armadilha, que será vedada com fita, são feitos pequenos furos, onde o mosquito fêmea, em busca de um criadouro ideal, pode realizar a postura dos seus ovos. O tamanho da armadilha varia de acordo com internódio do bambu, porém, recomenda-se que tenha entre 15 cm e 20 cm de comprimento. Esta armadilha pode ter uma alça adaptada para ser pendurada, geralmente feita de arame galvanizado, ou simplesmente ser amarrada verticalmente em galhos firmes ou troncos no local de instalação.

Recomendação:

Recomenda-se a hidratação prévia da armadilha, por imersão em água desclorada, durante alguns dias antes da instalação no campo.

Modo de Fazer:

Corte um internódio de bambu (recomenda-se aproximadamente 15 cm a 20 cm de comprimento), de maneira que apenas uma extremidade fique aberta, semelhante a um copo. Faça dois furos pequenos em lados opostos na borda da extremidade aberta do bambu e passe por eles um pedaço de arame galvanizado, adaptando uma alça. Também próximo à extremidade aberta do bambu, faça três furos de, aproximadamente, 3 mm de diâmetro ou pode-se fazer vários furos pequenos (três fileiras com cinco furos menores, aproximadamente 2 mm de diâmetro, conforme a Figura 9.



Figura 9: Foto da ‘armadilha de bambu’; em (a) a seta indica uma sugestão de espessura para o furo do bambu; em (b) as setas indicam abertura, furos, a alça de arame galvanizado e o nó do bambu; em (c) as setas indicam uma sugestão de furos e a abertura vedada, como a armadilha deve ser usada. Fonte (a): Mariana Dionizio (CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz); (b e c): Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

3.1.3 Sapucaia



A “sapucaia” é uma armadilha simples, natural, de fácil construção e uso, praticamente “sem custo”; sendo utilizada de forma exitosa para a coleta de mosquitos da tribo Sabethini. Foi desenvolvida pelo Laboratório de Mosquitos Transmissores de Hematozoários – LATHEMA, do Instituto Oswaldo Cruz - IOC (Vieira *et al.* 2020). É construída a partir do fruto seco, também chamado de cumbuca, da espécie *Lecythis pisonis* Cambess, da

árvore conhecida popularmente como sapucaia; adaptado com uma alça de arame galvanizado, conforme a Fig. 10.

O período de frutificação da árvore *Lecythis pisonis* Cambess ocorre anualmente entre junho e setembro. Seus frutos podem chegar até 20 cm e apresentam casca muito dura. Quando maduro, o opérculo (estrutura que serve como tampa) se abre, liberando as sementes, dispersas no ambiente (Braga *et al.* 2007). Tanto o opérculo quanto o fruto caído são usados para a montagem da armadilha.

Modo de Fazer:

Após obtido o fruto seco da sapucaia completo, na borda do fruto seco, faça uma abertura no formato de “U”, de aproximadamente 1 cm x 2 cm. Na borda da tampa (opérculo) também é necessário fazer uma abertura no formato de “Ω” de aproximadamente 1 cm x 0,5 cm (Figura 10 a). A tampa deve ser amarrada no fruto, para isso, faça um furo na tampa e outro no fruto que permitam passar por eles um pedaço de arame galvanizado, unindo as partes e, possibilitando a abertura e fechamento da armadilha (Fig. 10 b). Observe na Fig. 10 a que as aberturas feitas no fruto e na tampa devem ficar paralelas. Próximo a borda do fruto, faça dois furos em lados opostos e passe por eles um pedaço de arame galvanizado de forma que crie uma alça na sapucaia (Fig. 10).

OBSERVAÇÕES:

Esta pequena abertura, assim como a irregularidade do fechamento da tampa, permite a oviposição dos mosquitos fêmeas. Adapte uma alça com arame galvanizado e passe cola quente em toda a superfície basal externa do fruto impermeabilizando-o, diminuindo a perda de água, assim como aumenta o tempo útil de vida da armadilha (Fig. 10 b).

Recomendação:

Recomenda-se a hidratação prévia da armadilha, por imersão em água desclorada, durante alguns dias antes da instalação no campo.

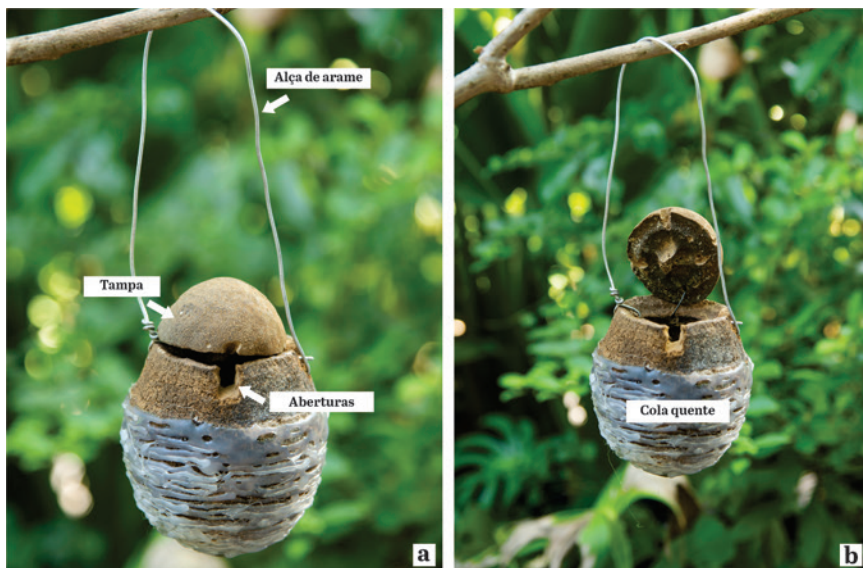


Figura 10: (a)Foto da ‘sapucaia’; as setas indicam as aberturas, a tampa e a alça de arame galvanizado; Em (b) destaque para a cola quente externa do fruto para impermeabilizar o fruto da sapucaia. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

3.2 Método de coleta de formas imaturas que se desenvolvem em recipientes naturais

3.2.1 Sugador de água de bromélia



O instrumento de coleta conhecido como ‘sugador de água de bromélia’ é utilizado para aspirar oralmente água de criadouros naturais ou artificiais onde podem estar presentes formas imaturas de mosquitos. É feito a partir de um recipiente cilíndrico de vidro ou plástico, vedado com borracha ou cortiça e contendo duas mangueiras flexíveis, as quais são transpassadas e fixadas com cola quente e abraçadeira plástica na borracha, conforme a Figura 11 a. Uma mangueira é utilizada para a sucção pelo operador (mangueira de sucção) e a segunda mangueira é utilizada para aspirar a água do criadouro (mangueira do criadouro) (Fig. 11 b). O sugador funciona como um sifão, onde o ar, contido no recipiente vedado, é sugado pela mangueira de sucção fazendo com que a água entre pela mangueira do criadouro preenchendo o recipiente.



Figura 11: Foto do ‘sugador de água de bromélia’; as setas em (a) indicam a mangueira de látex usada como mangueira de sucção, mangueira de criadouro e os materiais utilizados como abraçadeira e borracha; em (b) a operadora utilizando o sugador de água de bromélia. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



FIQUE ATENTO:

Quando possível, um filtro de combustível de moto universal pode ser adaptado na extremidade da mangueira fixando-o com abraçadeira de plástico para biossegurança do operador (Fig. 12).



Figura 12: Foto do filtro de combustível de moto universal que pode ser acoplado no ‘sugador de água de bromélia’ para biossegurança do operador.
Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Materiais Alternativos:

Como materiais alternativos à confecção do sugador de água de bromélia podem ser utilizados mangueiras de nível (comuns na construção civil) e/ ou mangueiras de látex. Pode-se ainda utilizar apenas mangueira de nível e um recipiente plástico na confecção do sugador de água de bromélia, de acordo com os materiais disponíveis.

3.3 Métodos de captura de formas adultas

3.3.1 Capturador de Castro



Aspiradores de diferentes tipos são utilizados para captura de mosquitos e outros insetos pequenos e delicados. O ‘capturador de Castro’ pode ser feito a partir de um tubo de vidro ou acrílico transparente, acoplado a uma mangueira flexível. Para unir o tubo transparente à mangueira, utiliza-se outro tubo mais estreito que o primeiro e a mangueira, revestido por uma tela ou pedaço de tecido (Voal) que formará um filtro interno. Este será fixado na mangueira, por abraçadeira de plástico, e encaixado no tubo transparente, unindo as duas partes, conforme a Figura 13.



FIQUE ATENTO:

Quando possível, um filtro de combustível de moto universal pode ser adaptado na extremidade da mangueira fixando-o com abraçadeira de plástico para biossegurança do operador (vide Fig. 13).

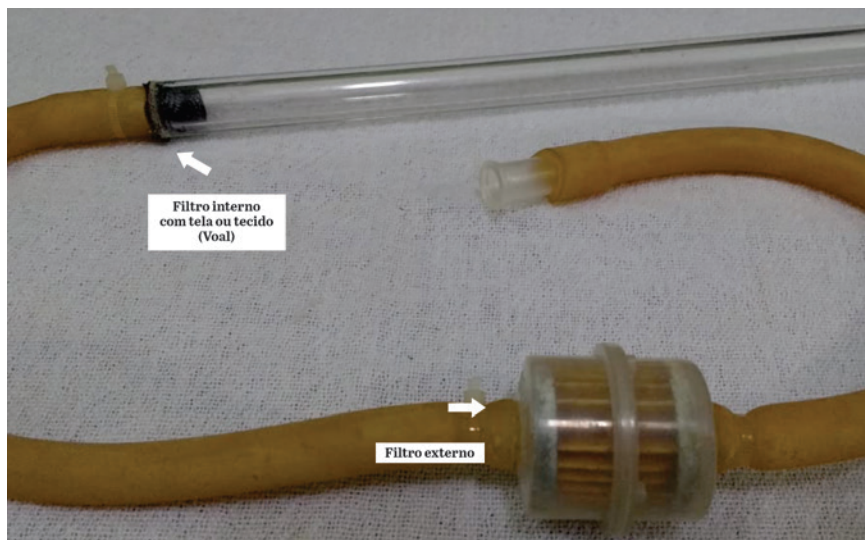


Figura 13: Foto do capturador de Castro; as setas indicam as partes acopladas para biossegurança do operador. Fonte: Mariana Dionisio (CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz).

3.3.2 Aspirador movido a bateria



Existem diferentes tipos de aspiradores movidos a bateria utilizados para aspirar mosquitos adultos e outros insetos. O ‘aspirador movido a bateria’ é constituído por um tubo cilíndrico de PVC revestido de alumínio (medindo 90 cm), alças laterais, um saco de tecido fino também conhecido como filó ou Voal (tipo puçá) e uma hélice que é movida a bateria de 12 volts recarregável (SES/Rio Grande do Sul 2009). Pode ser utilizado em coletas para captura de mosquitos adultos que estão em repouso e/ou abrigados, ou mesmo aqueles percebidos em voo, seja em ambientes silvestres ou urbanos (Fig.14).

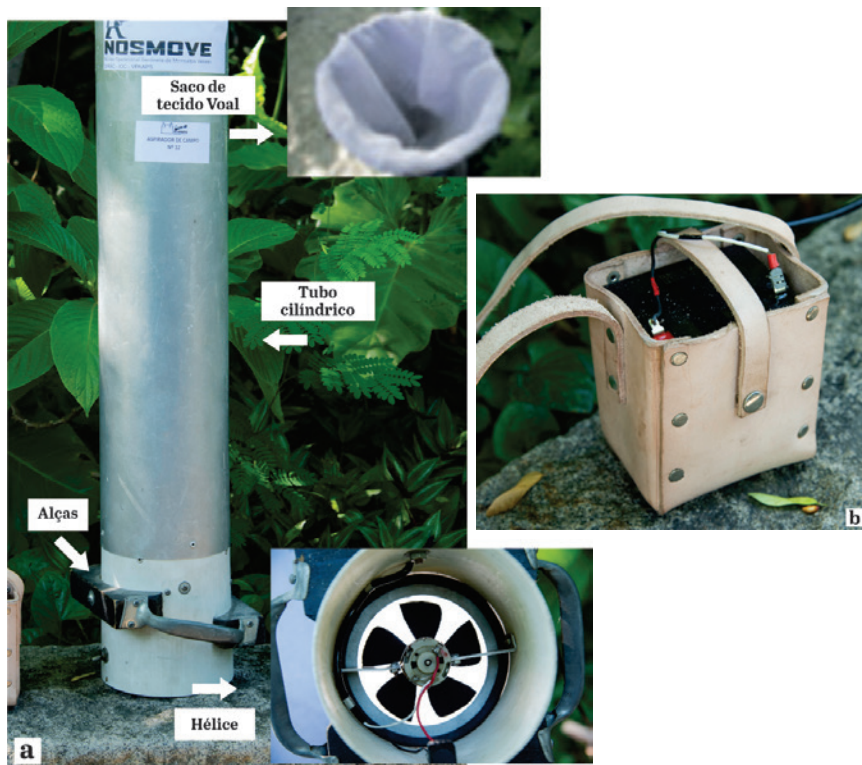


Figura 14: Fotos do ‘aspirador movido a bateria’; partes que compõem o aspirador (a), as setas indicam tubo cilíndrico, as alças, uma hélice e um saco de tecido do tipo filó ou Voal; em (b) bateria de 12v recarregável em uma alça de couro. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

3.4 Armadilhas para captura de formas adultas de mosquitos silvestres

3.4.1 Armadilha luminosa do tipo CDC



A armadilha do tipo CDC (Centers for Disease Control and Prevention) foi desenvolvida por Sudia & Chamberlain (1962) e posteriormente adaptada no Brasil por Gomes *et al.* (1985). É uma armadilha automática constituída por uma argola que sustenta um pino rosqueável que une um protetor contra a chuva, de forma circular e feito de plástico ou alumínio, a um suporte metálico e a uma fonte luminosa. Ao suporte metálico estão acoplados a bateria da armadilha (na parte mais externa), que alimenta a fonte luminosa quando a armadilha está acionada, e um cilindro de PVC (na parte central). A abertura do cilindro, que fica voltada para o protetor contra a chuva (parte superior), possui uma

trama de alumínio que protege o seu interior. No interior do cilindro encontra-se um pequeno motor ligado à bateria da armadilha que lhe fornece energia para mover a hélice quando a armadilha está acionada. Na abertura do cilindro oposta à localização da trama de alumínio (parte inferior) amarra-se um saco coletor por meio de uma corda de amarração. O saco coletor, feito em tecido do tipo Voal, possui dois compartimentos, sendo um mais estreito (em forma de gargalo), onde se encontra a abertura, e um bem mais largo (lembrando uma gaiola). No compartimento mais estreito existem duas cordas para amarração, uma na abertura do saco como já citado, e outra na parte mediana desse compartimento (Fig. 15). Quando a armadilha está ligada, a sua fonte luminosa atrai os insetos que são sugados pela corrente de ar formada pelo movimento da hélice para dentro do saco coletor. Ainda pode-se acoplar ao suporte metálico um pequeno pote contendo gelo seco, que exala CO₂, intensificando, assim, a atração das fêmeas de mosquitos.



FIQUE ATENTO:

Esta armadilha é desmontável e seu motor pode ser acionado por quatro pilhas do tipo AA, ou por bateria recarregável (SES/Rio Grande do Sul 2009). Uma de suas vantagens é que a mesma reduz a chance de contato entre o operador e os mosquitos, diminuindo as chances de contrair alguma doença. Normalmente, a CDC é utilizada para coleta de mosquitos noturnos. Porém, adaptações com atrativos à base de CO₂, utilizando gelo seco ou outra fonte de emissão vêm sendo utilizadas para aumentar a sensibilidade da coleta e captura de espécies de mosquitos de hábito diurno.

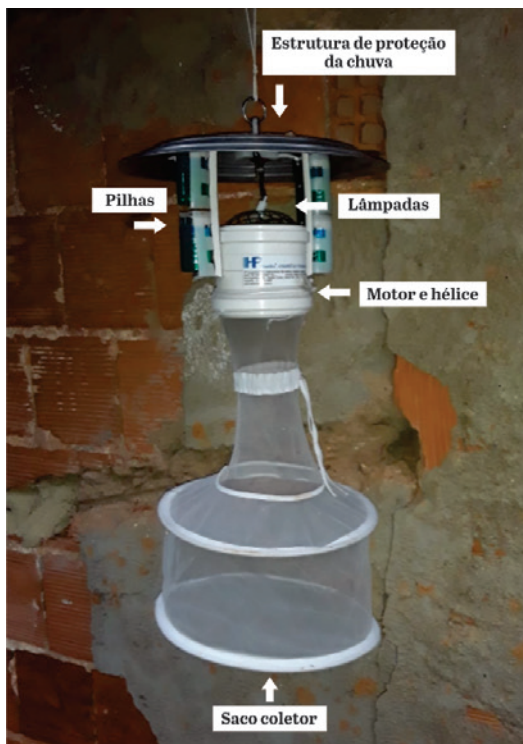


Figura 15: Foto da armadilha do tipo CDC (Centers for Disease Control and Prevention), da marca HP Biomédica); as setas indicam a estrutura de proteção da chuva, o cilindro de PVC contendo o motor e a hélice, as pilhas, a lâmpada e o saco coletor que abriga os mosquitos capturados. Fonte: Marcelino Rocha (CEVAS/ Macaé).

4

Procedimento de coleta de formas imaturas

Durante uma investigação entomológica, sempre que possível e dependendo do objetivo do trabalho, as formas imaturas devem ser coletadas em qualquer tipo de criadouro nas redondezas de onde se vão coletar os mosquitos adultos. As larvas coletadas podem ser identificadas diretamente ou criadas até que atinjam a forma alada.

A coleta de imaturos permite a obtenção de amostra de mosquitos machos e fêmeas, pois não há distinção entre os sexos em se tratando do desenvolvimento dos mosquitos na fase larval, ambos podendo ocorrer nos mesmos tipos de criadouro. As formas imaturas coletadas podem ser criadas em laboratório até que atinjam a forma adulta.

Coletar machos facilita conhecer a fauna de culicídeos existente na área estudada, pois algumas espécies de mosquitos, principalmente as silvestres, são de difícil identificação apenas com base na morfologia das fêmeas. As fêmeas, buscando indivíduos para realizarem o repasto sanguíneo, são atraídas naturalmente pelos integrantes da equipe que está no campo e, com isso, mais comumente capturadas; ao contrário dos machos, indiferentes à atração humana e pouco capturados na forma adulta pela maioria das técnicas. Os machos criados em laboratórios podem ser dissecados e, a partir da genitália masculina, órgão de importância sistemática, é possível se chegar ao nível de espécie na identificação. Portanto, as coletas de imaturos dão um bom suporte para a investigação entomológica. Estas amostras podem ser confrontadas com os adultos coletados diretamente, por meio dos tipos de coleta acima descritos.

4.1 Armadilhas para coleta de formas imaturas

OBSERVAÇÕES:

Cuidado ao realizar o procedimento, principalmente se for verificar em locais que podem servir de abrigo de animais peçonhentos. É altamente recomendado o uso de Equipamento de Proteção Individual (EPI), tais como botas, chapéu e perneira. Siga as recomendações de campo descritas no Capítulo 8. Em caso de chuvas ou ventos a coleta não deverá ser feita; remarque quando as condições climáticas forem favoráveis.

4.1.1 Ovitrapa

Espécie alvo:

Principalmente os mosquitos da tribo Aedini, gêneros *Haemagogus* e *Aedes*. Também podem ser coletadas, eventualmente, formas imaturas de mosquitos silvestres da tribo Sabethini e algumas espécies do gênero *Culex* que acabam fazendo postura em superfícies úmidas.

Finalidade

A ovitrapa tem como objetivo atrair mosquitos fêmea que estão em busca de lugares para postura de seus ovos em recipientes artificiais, em superfície úmida. A utilização desta armadilha permite detectar a

presença de mosquitos silvestres ou mesmo avaliar sua densidade, neste caso por meio da contagem de seus ovos. Com ovitrampas é possível fazer levantamento da fauna desse grupo na área estudada e inferir sobre sua distribuição.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias e/ou domicílio, peri ou extradomicílio de habitações de áreas rurais ou silvestres. Um outro critério do local a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI, acrescido de 200 m o raio de investigação (Brasil 2017).

Local de implantação

Preferencialmente a ovitrampa deverá ser instalada em diferentes pontos da mata, como borda, interior e em diferentes alturas dos estratos arbóreos (por exemplo, ao nível do solo, a 3 m de altura, 6 m, dentre outras), de acordo com o objetivo da coleta. No entanto, caso coloque apenas uma ovitrampa por ponto, dê preferência à altura de 2 a 3 m ao nível do solo ou próximo às copas das árvores.

1. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (sugestão no anexo 1) as informações obtidas.

Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local e as condições do ambiente, o número da ovitrapa instalada e a modalidade (copa, altura, borda, interior etc.).

2. Pegue a ovitrapa e faça uma alça curta (10 cm). Corte um pedaço de nylon (usado na construção civil) ou fitilho plástico de 4 m a 5 m ou o dobro do tamanho do galho da árvore que você escolheu para pendurar a armadilha, e amarre na alça. Etiquete a ovitrapa e as palhetas (face lisa) com as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data e nº da ovitrapa

Ex: Macaé, Sana, 1 (clareira), 12/03/2018, ov. 1

Instalação da armadilha

1. Procure na mata um pedaço de madeira ou galho pequeno e amarre na ponta do nylon ou fitilho de plástico como uma “marimba”, conforme a Fig.16. Na árvore escolhida, visualize qual dentre os galhos possui a altura desejada (aproximadamente de 2 m a 3 m ou perto da copa), que seja de fácil instalação e segurança para a armadilha e o operador.

2. Selecione o galho alvo e jogue o pedaço de madeira (“marimba”) por cima do mesmo. Desça a madeira até o nível do solo e a substitua pela alça da ovitrapa amarrando-a na ponta da linha de nylon (Fig.17). Adicione água na ovitrapa, usando uma garrafa de água de 500 mL como medida. Procure folhas secas do solo da mata (serapilheira ou serragem) e triture-as. Após, deposite as folhas no interior da ovitrapa. Se possível, coloque umas “pedrinhas” para dar mais estabilidade à ovitrapa.



Fique Atento:

Não se esqueça que, para coleta de formas imaturas de mosquitos silvestres utilizando ovitrampas, o ideal é o uso de recipientes plásticos com volume entre 750 mL a 1L, com três ou quatro palhetas. Além de realizar o furo na lateral do pote da ovitrampa, próximo a borda, ou seja, o “ladrão”. Estes furos são importantes na eliminação do excesso de água da armadilha em caso de chuva, além de servirem como marcadores de limite de água, utilizada como base pelo operador durante sua instalação.



Figura 16: Foto de um pedaço de madeira amarrado com fitilho plástico (o ideal é linha de nylon), como uma “marimba”. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 17: Operadores instalando a ovitrampa pelo método de “marimba”.
Fonte: Marcelino Rocha (CEVAS/Macaé).

3. Lentamente e com cuidado para que a água não derrame, puxe a outra extremidade (rolo do nylon) para baixo até que a ovitrampa seja elevada até a altura desejada. Tente deixar a armadilha o mais estável possível, de preferência encostada no tronco da árvore, e em local de pouca visibilidade.
4. Com a armadilha no alto, deixe uma margem de mais 2 metros de nylon do rolo, corte e amarre em tronco ou galho da própria árvore ou de outra próxima, facilitando a retirada posterior da ovitrampa, conforme a Fig. 18.



Figura 18: Foto da amarração do fitilho plástico (o ideal é a linha de nylon) no tronco da árvore para remoção futura. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Fique Atento:

Lembre-se de amarrar uma fita sinalizadora ou retalhos de pano colorido na árvore para sinalizar o local onde estão as ovitrampas. Isto irá auxiliar na localização da armadilha no momento do seu recolhimento e/ou monitoramento.

Coleta e monitoramento da armadilha

1. Recomenda-se que a troca das palhetas da ovitrampa seja feita a cada 15 dias. O tempo estimado para a conclusão do trabalho e a desinstalação das armadilhas vai depender do estudo ou do objetivo da coleta.

2. Procure a linha amarrada ao galho, solte o laço e desça cuidadosamente a armadilha. Caso a ovitampa fique presa no alto, use a outra linha que está amarrada na alça e dê um leve puxão, o que facilitará seu desprendimento.
3. Uma vez que a armadilha esteja acessível, segure a palheta pela extremidade e retire os cliques. Coloque as palhetas em um saco plástico próprio para larvas, porém, tomando cuidado para que as mesmas não sejam armazenadas com as partes rugosas viradas uma de frente para outra.
4. Retiradas as palhetas, observe se na água contida na ovitampa existem formas imaturas (larvas e pupas). Caso positivo, colete-as com auxílio da pipeta e recolha uma parte da água do recipiente. Armazene tanto a água como as formas imaturas em sacos plásticos próprios para larvas, devidamente etiquetados ou em outro recipiente disponível, conforme Fig. 19.
5. Etiquete os sacos com as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data da coleta e nº ovitampa.

6. Limpe a ovitampa com uma bucha e água. Em seguida, coloque as novas palhetas devidamente identificadas e acrescente água “nova” conforme instrução anterior. Puxe a linha de nylon, suspendendo a armadilha até a altura onde ela se encontrava anteriormente.



Figura 19: Foto do saco próprio para larvas (hermético) contendo água e formas imaturas. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Desinstalação da armadilha

Quando necessário, repita o processo de coleta e monitoramento e remova a armadilha do campo. Não esqueça de recolher toda a linha de nylon e a fita sinalizadora.

Acondicionamento e transporte

Palhetas

As palhetas devem ser acondicionadas em recipientes sem água, como por exemplo, caixas de transporte ou sacos, que serão levados ao laboratório.

Água da ovitrampa e formas imaturas

Coloque os sacos plásticos ou os recipientes utilizados na coleta dentro de uma caixa térmica (*cooler* ou isopor). Esta é a maneira ideal para transportar as amostras. A caixa térmica deverá ter o mínimo de agitação possível durante o transporte, diminuindo o risco de abertura acidental dos sacos plásticos ou recipientes contendo as amostras e, em consequência, da perda do material biológico coletado.



Fique Atento:

É importante observar se os sacos plásticos ou outros recipientes utilizados para o armazenamento do material apresentam espaço mínimo de 2 cm entre a lâmina de água e a borda do saco ou a tampa do recipiente. Isto é importante para que ocorra oxigenação, necessária à respiração das formas imaturas. Acondicione os sacos bem apertados uns contra os outros, de modo a impedir movimentos bruscos. Se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.

Ressalta-se também a importância de retirar dos sacos plásticos ou dos recipientes utilizados para armazenamento, artrópodes aquáticos ou outras larvas predadoras, uma vez que podem se alimentar das larvas de mosquitos de interesse. Exemplos de predadores: ninfa de odonata ou larvas *Toxorhynchites*.

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

Palhetas

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente a quantidade de palhetas e os pontos de coleta. Se houver alguma perda, é necessário anotar tal ocorrido. As palhetas deverão ser colocadas horizontalmente por aproximadamente 10 dias em câmara úmida (vasilha de plástico forrada com algodão embebido em água e papel toalha ou filtro) para completar o período de desenvolvimento embrionário das amostras em uma secagem gradual das palhetas. Depois deverá ser realizada a contagem dos ovos com auxílio de uma lupa estereomicroscópio (Fig. 20). Ressalta-se a importância de registrar todos os dados.
2. Após o período de armazenamento em câmara úmida, as palhetas deverão ser imersas em bacias plásticas brancas contendo água desclorada. Coloque quantidade de água suficiente para que as palhetas sejam cobertas (em torno de 3 cm). É importante separar as palhetas por ponto de coleta, podendo colocar as três palhetas da mesma ovitrampa em uma única bacia plástica.



Fique Atento:

A obtenção de água desclorada pode ser possível armazenando água da torneira dentro de um recipiente no laboratório durante 24 horas. Para fins de cálculo do volume de água utilizada, utilizamos 1 L de água para vasilhas plásticas com medida de 285 x 214 x 57 mm. Não ultrapasse o número de 100 larvas por bacia.



Figura 20: Foto de câmara úmida contendo palhetas. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 21: Foto da bacia com “tela de proteção”, neste caso, uma touca descartável. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

3. Na criação de espécimes do gênero *Haemagogus*, recomenda-se acrescentar nas bandejas uma folha seca de árvore na água, pois os mesmos gostam de se abrigar embaixo das folhas. Feito isso, cubra as bacias com filó ou outro tecido que sirva de “tela de proteção” (Voal). Uma sugestão é o uso de toucas descartáveis não plásticas (Fig.21).

4. Para a alimentação das larvas, divida um comprimido de levedo de cerveja (*Saccharomyces cerevisiae* Meyen) de 500 mg em quatro partes iguais. Serão utilizadas duas destas partes (meio comprimido). Coloque uma parte sobre a superfície líquida da bacia plástica (extremidade) e a outra embaixo da folha seca. A troca de água poderá ser realizada em dias intercalados, sempre observando em quais condições a água se encontra na bandeja. Este comprimido é um suplemento alimentar, logo pode ser encontrado em lojas de produtos naturais ou farmácias.

OBSERVAÇÃO:

Tem sido observado na rotina laboratorial que as larvas do gênero *Haemagogus* desenvolvem-se melhor sem troca de água. No entanto, observe as condições da água e a presença de fungos. Neste caso, é necessário não só a troca de água, como a lavagem da bacia. A alimentação das larvas também deverá ser feita em dias intercalados, repetindo sempre a quantidade descrita acima. Esta quantidade é calculada tendo como base 100 larvas por bacia.

5. Devido à bioecologia do *Haemagogus*, é importante repetir a imersão das palhetas no mínimo três vezes. No intervalo entre cada imersão, recomenda-se a secagem das palhetas em câmara úmida.

Água e recipiente com larvas

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente o ponto de coleta e o número da ovitrampa. Anote também esses dados em uma etiqueta e a cole na parte externa de uma bacia plástica branca, identificando o recipiente. Será preciso uma bacia para cada amostra. Despeje a amostra dentro da bacia identificada. Caso seja necessário completar o volume de água, por ter vindo pouca água do campo, utilize água desclorada. Cubra as bacias com tela ou outro tecido que sirva de “tela de proteção” (Voal). Uma sugestão é o uso de toucas descartáveis (Fig.21).



Fique Atento:

A obtenção de água desclorada pode ser possível armazenando água da torneira dentro de um recipiente no laboratório durante 24 horas. Para fins de cálculo do volume de água utilizada, utilizamos 1 L de água para vasilha plástica branca redonda de 1,5 L. Lembre-se: até 100 larvas por bacia.

2. Para a alimentação das larvas, divida o comprimido de levedo de cerveja (*Saccharomyces cerevisiae* Meyen) de 500 mg em quatro partes iguais. Serão utilizadas duas destas partes (meio comprimido). Coloque uma parte sobre a superfície líquida da bacia plástica (extremidade) e a outra embaixo da folha seca. A troca de água poderá ser realizada em dias intercalados, sempre observando em quais condições a água se encontra na bandeja. Este comprimido é um suplemento alimentar, logo pode ser encontrado em lojas de produtos naturais ou farmácias.

OBSERVAÇÃO:

Tem sido observado na rotina laboratorial que as larvas do gênero *Haemagogus* desenvolvem-se melhor sem troca de água. No entanto, observe as condições da água e a presença de fungos. Neste caso, é necessário não só a troca de água, como a lavagem da bacia. A alimentação das larvas também deverá ser feita em dias intercalados, repetindo sempre a quantidade descrita acima. Esta quantidade é calculada tendo como base 100 larvas por bacia.

3. À medida que surgirem as pupas, retire-as, coloque-as em um copinho de café e armazene-as dentro de uma gaiola (Fig. 22). Após a emergência dos adultos, retire-os com auxílio do capturador de Castro, deposite em outra gaiola e deixe-os no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente).
4. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.



Figura 22: Foto da gaiola contendo um becker (pode-se utilizar um copo de café de 50 mL) com pupas em seu interior. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

OBSERVAÇÃO:

Registre os dados durante todas as etapas.

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados da coleta, incluindo espécies de mosquito por ponto de coleta, período e altura. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela bem como sua distribuição espacial e temporal.

Pode-se calcular alguns indicadores entomológicos baseando-se no método da contagem de ovos. Esta metodologia permite calcular o Índice de Positividade da Ovitrapa (IPO - definido pelo número de armadilhas positivas dividido pelo número de armadilhas examinadas, multiplicado por 100) e o Índice de Densidade de Ovos (IDO - definido pelo número total de ovos dividido pelo número de armadilhas positivas). Desta forma, obtém-se a distribuição espacial da infestação, através dos resultados do IPO, e o período de maior ou menor reprodução das fêmeas, a partir do IDO (Gomes 2002).

Se possível, registre as condições de temperatura e umidade relativa do ar durante as coletas, pois estes dados podem estar relacionados com a presença de determinadas espécies.

Limitações

A ovitrapa pode sofrer perda de material biológico devido ao excesso de chuvas, fortes ventos ou extravio no campo. Uma das principais limitações operacionais é o tempo gasto no laboratório com a contagem dos ovos presentes nas palhetas de Eucatex, imersão das palhetas e posterior identificação taxonômica dos espécimes.

4.1.2 Armadilha de bambu

Espécie Alvo:

Principalmente mosquitos da tribo Sabethini; algumas espécies do gênero *Culex* também podem ser coletados.

Finalidade

A armadilha de bambu tem como objetivo atrair mosquitos fêmea em busca de criadouros naturais para a realização da postura de seus ovos. A utilização desta armadilha permite detectar a presença de mosquitos silvestres, fazendo um levantamento da fauna desse grupo na área estudada, e inferindo sobre sua distribuição. Para tal, as larvas assim coletadas devem ser criadas até o 4º estágio larvar ou até a fase adulta, quando poderão ser devidamente identificadas ao nível de espécie.

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias e/ou peri ou extradomicílio de habitações de áreas rurais ou silvestres. Um outro critério para escolha do local a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI, acrescido de 200 m o raio de investigação (Brasil 2017).

Local de implantação

1. Preferencialmente, a armadilha de bambu deverá ser instalada em diferentes pontos da mata como borda, interior, e em diferentes alturas dos extratos arbóreos (por exemplo, ao nível do solo, a 3 m de altura, 6 m, dentre outros), de acordo com o objetivo da coleta. No entanto, caso coloque apenas uma armadilha por ponto, dê preferência à altura de 1,5 m a 2 m do nível do solo ou até o alcance do operador.
2. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (sugestão no anexo 1) as informações obtidas. Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local e as condições do ambiente, o número da armadilha de bambu, a modalidade (copa, altura, borda, interior etc).

Montagem da armadilha

1. Pegue a armadilha de bambu, etiquete-a utilizando esparadrapo ou fita adesiva branca e cole na alça da armadilha (Fig. 23). Escreva na etiqueta com caneta permanente as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data e nº da armadilha de bambu

Ex: Macaé, Parque Atalaia, 2 (Clareira- Figueira),

12/03/2018, bmb. 2

2. Acrescente água na armadilha. O volume de água vai depender do tamanho e do diâmetro do bambu, mas a quantidade máxima deve ser 500 mL. Utilize uma garrafa plástica de 500 mL como medida.

Coloque água suficiente para que transborde pelo furo que, aliás, marca o limite máximo de água.

3. Colete folhas do solo na mata (serapilheira ou serragem) secas, triture-as com as mãos e deposite-as no interior da armadilha de bambu conforme a Fig. 24 a. Por fim, utilize uma fita adesiva branca para vedar a extremidade aberta (boca do “copo”) conforme a Fig. 24 b.



Figura 23: Foto da armadilha de bambu, com destaque a etiqueta de identificação na alça. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

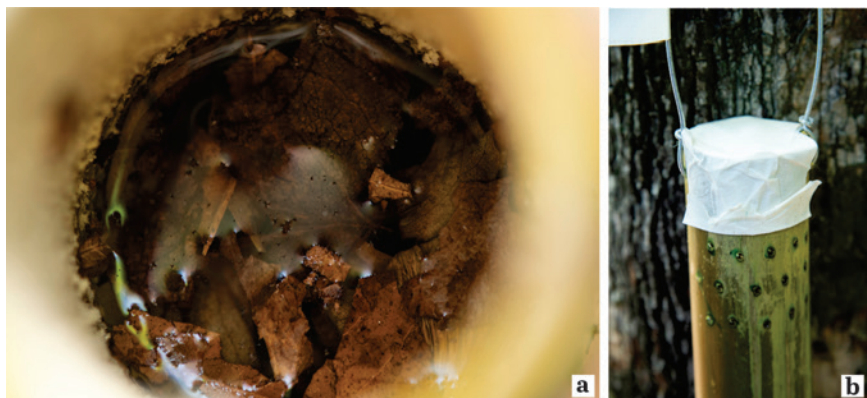


Figura 24: Fotos da armadilha de bambu com água e folha seca (serrapilheira) trituradas (a); Em (b) armadilha vedada com fita adesiva branca. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Instalação da armadilha

1. A instalação da armadilha poderá ser feita de três maneiras: amarrada, pendurada ou com as duas técnicas combinadas. Desta forma, se a sua armadilha não tiver alça, também será possível instalá-la. Caso opte pelo método de amarração, escolha o tronco de uma árvore e faça duas amarrações, uma na base e outra na extremidade com a linha de nylon para garantir a firmeza conforme a Fig. 25 a.
2. Na forma pendurada basta selecionar o galho de uma árvore e pendurar pela alça da armadilha de bambu (Fig 25 b). A terceira opção de instalação é realizada pendurando a armadilha e amarrando-a com linha de nylon, combinando as duas técnicas anteriores, para manter a armadilha bem fixada.



Figura 25: Fotos de diferentes tipos de instalação da armadilha de bambu com fitilho de plástico, opte pela linha de nylon; amarrada (a); Em (b) pendurada. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



FIQUE ATENTO:

Lembre-se de amarrar uma fita sinalizadora ou retalhos de pano colorido na árvore, para sinalizar o local onde estão as armadilhas de bambu. Isto irá auxiliar na localização da armadilha no momento do seu recolhimento e/ou monitoramento.

Coleta e monitoramento da armadilha

1. Recomenda-se que a troca de água na armadilha seja feita a cada 15 dias. O tempo estimado para a conclusão do trabalho e a desinstalação das armadilhas vai depender do estudo ou do objetivo da coleta.

2. Procure a árvore sinalizada e retire a armadilha sem cortar a linha. Caso não consiga, corte-a com a tesoura. Retirada a armadilha, remova a fita adesiva e despeje a água em um saco plástico próprio para larvas ou outros recipientes que possam acondicionar a amostra (Vide Fig. 19).

3. Acrescente um pouco de água “nova” na armadilha, agite calmamente fazendo movimentos circulares e despeje o conteúdo em um novo saco plástico, outros recipientes, ou no mesmo saco, se houver espaço. Isto facilita o desprendimento de algumas larvas e pupas que podem eventualmente ficar aderidas no fundo ou nas laterais do recipiente.



FIQUE ATENTO:

Caso haja acesso à abertura da armadilha de bambu e também a um sugador de água de bromélia ou pipetão, pode-se retirar a fita adesiva e sugar toda água da armadilha, sem a necessidade de tirar a armadilha do lugar.

4. Mesmo se não houver larvas, é necessário recolher a água da armadilha. Uma vez que podem conter ovos de mosquitos na água. Não esqueça de etiquetar os sacos plásticos com as seguintes informações:

***Local, localidade, ponto, data da coleta
e nº do armadilha de bambu.***

5. Acrescente água “nova” na armadilha e reinstale-a, conforme a instrução anterior.

Desinstalação da armadilha

Quando necessário, repita o processo de coleta e monitoramento e remova a armadilha do campo. Não esqueça de recolher toda a linha de nylon e a fita sinalizadora.

Acondicionamento e transporte

Coloque os sacos plásticos ou os recipientes utilizados na coleta dentro de uma caixa térmica (*cooler* ou isopor). Esta é a maneira ideal para transportar as amostras. A caixa térmica deverá ter o mínimo de agitação possível durante o transporte, diminuindo o risco de abertura acidental dos sacos plásticos ou recipientes contendo as amostras e, em consequência, da perda do material biológico coletado.



FIQUE ATENTO:

É importante observar se os sacos plásticos ou outros recipientes utilizados para o armazenamento do material apresentam espaço mínimo de 2 cm entre a lâmina de água e a borda do saco ou a tampa do recipiente. Isto é importante para que ocorra oxigenação, necessária à respiração das formas imaturas. Acondicione os sacos bem apertados uns contra os outros, de modo a impedir movimentos bruscos. Se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.

Ressalta-se também a importância de retirar dos sacos plásticos

ou dos recipientes utilizados para armazenamento, artrópodes aquáticos ou outras larvas predadoras, uma vez que podem se alimentar das larvas de mosquitos de interesse. Exemplos de predadores: ninfa de odonata ou larvas *Toxorhynchites*.

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

1. Ao receber o material de campo, não esqueça de conferir todos os dados registrados, principalmente o ponto de coleta e o número da armadilha, registrando esses dados adequadamente em uma planilha. Coloque as amostras de água coletadas com as formas imaturas em bacias plásticas brancas e identifique os recipientes. Caso seja necessário completar o volume de água, por ter vindo pouca água do campo, utilize água desclorada. Cubra as bacias com tela ou outro tecido que sirva de “tela de proteção” (Voal) (Vide Fig. 21).



FIQUE ATENTO:

A obtenção de água desclorada pode ser possível armazenando água da torneira dentro de um recipiente no laboratório durante 24 horas. Para fins de cálculo do volume de água utilizada, utilizamos 1 L de água para vasilha plástica branca redonda de 1,5 L. Lembre-se: até 100 larvas por bacia.

2. Para a alimentação das larvas, divida um comprimido de levedo de cerveja (*Saccharomyces cerevisiae* Meyen) de 500 mg em quatro partes

iguais. Serão utilizadas apenas duas partes deste comprimido (meio comprimido). Coloque uma parte sobre a superfície líquida da bacia plástica em cada extremidade. A troca de água poderá ser realizada em dias intercalados, sempre observando em quais condições a água se encontra na bandeja. Este comprimido é um suplemento alimentar, logo pode ser encontrado em lojas de produtos naturais ou farmácias.

OBSERVAÇÃO:

A alimentação das larvas também deverá ser feita em dias intercalados, repetindo sempre a quantidade descrita acima. Esta quantidade é calculada tendo como base 100 larvas por bacia.

3. À medida que surgirem as pupas, retire-as, coloque-as em um copinho de café e armazene-as dentro de uma gaiola (Vide Fig.22). Após a emergência dos adultos, retire-os com auxílio do capturador de Castro, deposite em outra gaiola e deixe os no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente).

4. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.

OBSERVAÇÃO:

Registre os dados durante todas as etapas.

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo espécie de mosquito por ponto de coleta, altura e período. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela silvestre bem como sua distribuição espacial e temporal. Se possível, registre as condições de temperatura e umidade relativa do ar durante as coletas, pois estes dados podem estar relacionados com a presença de determinadas espécies.

Limitações

A armadilha de bambu pode sofrer perda de material biológico devido a fortes chuvas, ventos ou extravio no campo. Uma das principais limitações operacionais é a morte das larvas durante o trajeto do campo até o laboratório, ou sua criação no laboratório.

4.1.3 Sapucaia

Espécie Alvo:

Neste caso, o foco são principalmente os mosquitos da tribo Sabethini, gênero *Sabethes*.

Finalidade

A sapucaia tem como objetivo atrair mosquitos fêmea em busca de criadouros naturais para a realização da postura de seus ovos. A utilização desta armadilha permite detectar a presença de mosquitos silvestres, fazendo um levantamento da fauna desse grupo na área estudada e inferindo sobre sua distribuição. Para tal, as larvas assim coletadas devem ser criadas até o 4º estágio larvar ou até a fase adulta, quando poderão ser devidamente identificadas ao nível de espécie.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias e/ou no entorno de habitações de áreas rurais ou silvestres (extra e peridomicílio). Um outro critério para a escolha do local a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI, acrescido de 200m o raio de investigação (Brasil 2017).

Local de implantação

1. A sapucaia deverá ser instalada em locais com vegetação mais preservada e preferencialmente na copa das árvores ou na altura mais alta que o coletor conseguir instalar.
2. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre as informações obtidas na ficha de campo (sugestão no anexo 1). Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local e as condições do ambiente, o número da sapucaia instalada e a modalidade (copa, altura, borda, interior etc.).

Montagem da armadilha

1. Cole a etiqueta (esparadrapo ou fita adesiva branca) na alça da armadilha. Escreva com caneta permanente as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data e nº da sapucaia

Ex: Macaé, Sana, 2, 12/03/2018, SAP. 3

Instalação da armadilha

1. Procure na mata um pedaço de madeira ou galho pequeno e amarre na ponta do nylon como uma “marimba”, conforme a Fig.16. Na árvore escolhida, visualize qual dentre os galhos possui a altura desejada (aproximadamente de 2 m a 3 m ou perto da copa), que seja de fácil instalação e segurança para a armadilha e o operador.
2. Selecione o galho alvo e jogue o pedaço de madeira (“marimba”) por cima. Desça a madeira até o nível do solo e substitua-a pela alça da sapucaia amarrando-a na ponta da linha de nylon. Adicione

água usando uma garrafa de água de 500 mL como medida. Procure folhas secas do solo da mata (serapilheira ou serragem), triture-as e deposite no interior da armadilha conforme a Fig. 26.

3. Lentamente e com cuidado para que a água não derrame, puxe a outra extremidade (rolo do nylon) para baixo até que a armadilha seja elevada até a altura desejada. Tente deixar a armadilha o mais estável possível, de preferência encostada no tronco da árvore, e em local de pouca visibilidade.

4. Com a armadilha no alto, deixe uma margem de mais 2 metros de nylon do rolo, corte e amarre em tronco ou galho da própria árvore ou de outra próxima, facilitando a retirada posterior da armadilha, conforme a Fig. 18.



Figura 26: Foto da sapucaia com água e folha seca (serapilheira) trituradas.
Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



FIQUE ATENTO:

Lembre-se de amarrar uma fita sinalizadora ou retalhos de pano colorido na árvore para sinalizar o local onde estão as sapucaias. Isto irá auxiliar na localização da armadilha no momento do seu recolhimento e/ou monitoramento.

Coleta e monitoramento da armadilha

1. Recomenda-se que a troca da água da armadilha seja feita a cada 15 dias. O tempo estimado para a conclusão do trabalho e a desinstalação das armadilhas vai depender do estudo ou do objetivo da coleta.
2. Procure a linha amarrada ao galho, solte o laço e desça cuidadosamente a armadilha. Caso a armadilha fique presa no alto, dê um leve puxão, o que facilitará o desprendimento. Retirada a armadilha, abra a tampa e despeje a água em um saco plástico próprio para larvas ou outros recipientes que possam acondicionar a amostra (Vide Fig. 19).
3. Acrescente um pouco de água “nova” na armadilha, agite calmamente fazendo movimentos circulares e despeje o conteúdo em um novo saco plástico próprio para larvas, outros recipientes, ou no mesmo saco, se houver espaço. Isto facilita o desprendimento de algumas larvas e pupas que podem eventualmente ficar aderidas no fundo ou nas laterais do recipiente.
4. Mesmo se não houver larvas, é necessário recolher a água da

armadilha, uma vez que a água pode conter ovos de mosquitos. Não esqueça de etiquetar os sacos plásticos com as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data da coleta e nº da sapucaia.

5. Acrescente água “nova” na armadilha e reinstale-a, conforme a instrução anterior.

Desinstalação da armadilha

Quando necessário, repita o processo de coleta e monitoramento e remova a armadilha do campo. Não esqueça de recolher toda a linha de nylon e a fita sinalizadora.

Acondicionamento e transporte

Coloque os sacos plásticos ou os recipientes utilizados na coleta dentro de uma caixa térmica (*cooler* ou isopor). Esta é a maneira ideal para transportar as amostras. A caixa térmica deverá ter o mínimo de agitação possível durante o transporte, diminuindo o risco de abertura acidental dos sacos plásticos ou recipientes contendo as amostras e, em consequência, da perda do material biológico coletado.



FIQUE ATENTO:

É importante observar se os sacos plásticos ou outros recipientes utilizados para o armazenamento do material apresentam espaço mínimo de 2 cm entre a lâmina de água e a borda do saco ou a tampa do recipiente. Isto é importante para que ocorra oxigenação, necessária à respiração das formas imaturas. Acondicione os sacos bem apertados uns contra os

outros, de modo a impedir movimentos bruscos. Se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.

Ressalta-se também a importância de retirar dos sacos plásticos ou dos recipientes utilizados para armazenamento, artrópodes aquáticos ou outras larvas predadoras, uma vez que podem se alimentar das larvas de mosquitos de interesse. Exemplos de predadores: ninfa de odonata ou larvas *Toxorhynchites*.

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente o ponto de coleta e o número da armadilha. Anote também esses dados em uma etiqueta e cole-a na parte externa de uma bacia plástica branca, identificando o recipiente. Será preciso uma bacia para cada amostra. Despeje a amostra dentro da bacia identificada. Caso seja necessário completar o volume de água, por ter vindo pouca água do campo, utilize água desclorada. Cubra as bacias com tela ou outro tecido que sirva de “tela de proteção” (Voal). Uma sugestão é o uso de toucas descartáveis (Vide Fig. 21).



FIQUE ATENTO:

A obtenção de água desclorada pode ser possível armazenando água da torneira dentro de um recipiente no laboratório durante 24 horas. Para fins de cálculo do volume de água utilizada, utilizamos 1 L de água para vasilha plástica branca redonda de 1,5 L. Para larvas do gênero *Sabethes* são até 60 larvas por bacia.

2. Para a alimentação das larvas, divida um comprimido de levedo de cerveja (*Saccharomyces cerevisiae* Meyen) de 500 mg em quatro partes iguais. Será utilizada apenas uma parte deste comprimido (1/4). Coloque uma parte sobre a superfície líquida da bacia plástica. A troca de água poderá ser realizada em dias intercalados, sempre observando em quais condições a água se encontra na bandeja. Este comprimido é um suplemento alimentar, logo pode ser encontrado em lojas de produtos naturais ou farmácias.

OBSERVAÇÕES:

A alimentação das larvas também deverá ser feita em dias intercalados, repetindo sempre a quantidade descrita acima. Esta quantidade é calculada tendo como base 60 larvas por bacia.

3. À medida que surgirem as pupas, retire-as, coloque-as em um copinho de café e armazene-as dentro de uma gaiola (Vide Fig. 22). Após a emergência dos adultos, retire-os com auxílio do capturador de Castro, deposite em outra gaiola e deixe os

no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente).

4. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.

OBSERVAÇÕES:

Registre os dados durante todas as etapas.

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo espécie de mosquito por ponto de coleta, local, período e altura. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela silvestre, bem como sua distribuição espacial, temporal e vertical. Se possível, registre as condições de temperatura e umidade relativa do ar durante as coletas, pois estes dados podem estar relacionados com a presença de determinadas espécies.

Limitações

A sapucaia pode sofrer perdas de material biológico devido a fortes chuvas, ventos ou extravio no campo. Uma das principais limitações operacionais é a morte das larvas durante o trajeto do campo até o laboratório, ou sua criação no laboratório.

4.2 Método de coleta de formas imaturas

4.2.1 Sugador de água de bromélia

Espécie Alvo:

Neste caso, o foco são principalmente mosquitos da subfamília Culicinae, envolvidos na transmissão do vírus da febre amarela silvestre. Algumas espécies do gênero *Culex*, do subgênero *Microculex* ou anofelinos do subgênero *Kerteszia*, envolvidos na transmissão de malária humana e simiana, também podem ser coletados eventualmente.

Finalidade

O sugador de água de bromélia permite a coleta de formas imaturas de mosquitos contidas na água acumulada no tanque central destas plantas e suas axilas (entre as folhas). Seu formato e constituição possibilitam também a coleta de água retida em ocos de árvores, de bambus, e em outros criadouros naturais e/ou artificiais. A utilização deste instrumento de coleta permite detectar a presença de mosquitos silvestres, fazendo um levantamento da fauna desse grupo na área estudada e inferindo sobre sua distribuição. Para tal, as larvas assim coletadas devem ser criadas até o 4º estágio larvar ou até a fase adulta, quando poderão ser devidamente identificadas ao nível de espécie.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico

da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias e/ou peridomicílio de áreas rurais ou silvestres. Um outro critério para escolha do local a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI, acrescido de 200 m o raio de investigação (Brasil 2017).

Seleção de locais de coleta

1. Escolha ocos de árvores ou bromélias de diferentes extratos e modalidades, ao nível do solo e aquelas que estão localizadas na parte superior, ou seja, na condição de epífitas às quais os operadores possam ter acesso.
2. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre as informações obtidas na ficha de campo (sugestão no anexo 1). Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local e as condições do ambiente (animais observados, local sombreado, se é epífita, entre outros).

Procedimento de coleta

1. Com o sugador de água de bromélia montado, coloque a mangueira flexível no tanque central da bromélia ou em criadouro natural com água do qual se deseja coletar as formas imaturas. Leve a outra mangueira em direção à boca e assopre moderadamente a água

remexendo-a para que as formas imaturas (larvas e pupas) fiquem dispersas (Fig. 27).

2. Novamente leve a mangueira em direção à boca e aspire a água. Verifique se o frasco está se enchendo.

3. Repita a operação até encher o frasco do sugador de bromélia (em casos de entupimento do sugador, devido ao excesso de matéria orgânica do criadouro, sobre a mangueira fora do criadouro até que o tubo esteja desentupido).

4. Retire a tampa do sugador de bromélia, despeje o conteúdo em uma bacia de plástico de cor branca, para melhor visualização do conteúdo e, com auxílio de pipeta, colete as larvas e pupas, colocando-as no saco plástico próprio de larvas ou em tubito (Fig. 28).

5. Identifique o saco plástico contendo larvas e pupas, ou o tubito, com as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data e modalidade da bromélia

Ex: Macaé, Sana, 2, 12/03/2019, brom. Epífita



FIQUE ATENTO:

Nunca deixe o sugador de bromélias transbordar,
pois há risco de ingerir água.



Figura 27: Foto da operadora utilizando o ‘sugador de água de bromélia’, as setas indicam a mangueira no interior da bromélia (axila da bromélia) e a mangueira que vai em direção à boca. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 28: Foto da operadora despejando a água do ‘sugador de água de bromélia’ em uma bacia para observar as formas imaturas. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Acondicionamento e transporte

Coloque os sacos plásticos ou os recipientes utilizados na coleta dentro de uma caixa térmica (*cooler* ou isopor). Esta é a maneira ideal para transportar as amostras. A caixa térmica deverá ter o mínimo de agitação possível durante o transporte, diminuindo o risco de abertura acidental dos sacos plásticos ou recipientes contendo as amostras e, em consequência, da perda do material biológico coletado.



FIQUE ATENTO:

É importante observar se os sacos plásticos ou outros recipientes utilizados para o armazenamento do material apresentam espaço mínimo de 2 cm entre a lâmina de água e a borda do saco ou a tampa do recipiente. Isto é importante para que ocorra oxigenação, necessária à respiração das formas imaturas. Acondicione os sacos bem apertados uns contra os outros, de modo a impedir movimentos bruscos. Se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.

Ressalta-se também a importância de retirar dos sacos plásticos, ou dos recipientes utilizados para armazenamento, artrópodes aquáticos ou outras larvas predadoras, uma vez que podem se alimentar das larvas de mosquitos de interesse. Exemplos de predadores: ninfa de odonata ou larvas *Toxorhynchitse*.

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente o ponto de coleta e o número da armadilha. Anote também esses dados em uma etiqueta e cole-a na parte externa de uma bacia plástica branca, identificando o recipiente. Será preciso uma bacia para cada amostra. Despeje a amostra dentro da bacia identificada. Caso seja necessário completar o volume de água, por ter vindo pouca água do campo, utilize água desclorada. Cubra as bacias com tela ou outro tecido que sirva de “tela de proteção” (Voal). Uma sugestão é o uso de toucas descartáveis (Vide Fig. 21).



FIQUE ATENTO:

A obtenção de água desclorada pode ser possível armazenando água da torneira dentro de um recipiente no laboratório durante 24 horas. Para fins de cálculo do volume de água utilizada, utilizamos 1 L de água para vasilha plástica branca redonda de 1,5 L. Lembre-se: até 100 larvas por bacia.

2. Para a alimentação das larvas, divida um comprimido de levedo de cerveja (*Saccharomyces cerevisiae* Meyen) de 500 mg em quatro partes iguais. Serão utilizadas apenas duas partes deste comprimido (meio comprimido). Coloque uma parte sobre a superfície líquida da bacia plástica em cada extremidade. A troca de água poderá ser realizada

em dias intercalados, sempre observando em quais condições a água se encontra na bandeja. Este comprimido é um suplemento alimentar, logo pode ser encontrado em lojas de produtos naturais ou farmácias.

OBSERVAÇÕES:

A alimentação das larvas também deverá ser feita em dias intercalados, repetindo sempre a quantidade descrita acima. Esta quantidade é calculada tendo como base 100 larvas por bacia.

3. À medida que surgirem as pupas, retire-as, coloque-as em um copinho de café e armazene-as dentro de uma gaiola (Vide Fig.22). Após a emergência dos adultos, retire-os com auxílio do capturador de Castro, deposite em outra gaiola e deixe os no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente).

4. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.

OBSERVAÇÕES:

Registre os dados durante todas as etapas.

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo modalidade da bromélia e espécie de mosquito por ponto de coleta. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela silvestre bem como a sua distribuição espacial e temporal. Se possível, registre as condições de temperatura e umidade relativa do ar durante as coletas, pois estes dados podem estar relacionados com a presença de determinadas espécies.

Limitações

A utilidade deste método vai depender do encontro de criadouros naturais com água e de fácil acesso. Uma das principais limitações operacionais é a morte das larvas durante o trajeto do campo até o laboratório, ou sua criação no laboratório.



**Procedimiento de
captura de formas
adultas de mosquitos
silvestres**

5.1. Método de captura de mosquitos nas formas adultas

OBSERVAÇÕES:

Cuidado ao realizar o procedimento, principalmente se for verificar em locais que podem servir de abrigo de animais peçonhentos. É altamente recomendado o uso de Equipamento de Proteção Individual (EPI), tais como botas, chapéu e perneira. Siga as recomendações de campo descritas no Capítulo 8. Em caso de chuvas ou ventos a coleta não deverá ser feita; remarque quando as condições climáticas forem favoráveis.

5.1.1 Capturador de Castro

Espécie Alvo:

Neste caso o foco são mosquitos da subfamília Culicinae envolvidos na transmissão do vírus da febre amarela silvestre.

Finalidade

Este método tem como objetivo capturar mosquitos adultos. Normalmente são capturadas as fêmeas que estão em busca de hospedeiro para a realização de repasto sanguíneo. No entanto, também podem ser capturados mosquitos encontrados em repouso. Desse modo, os mosquitos macho também podem ser capturados eventualmente, sendo de grande

importância para identificação de espécies crípticas¹. É um método usado normalmente conjugado com outros métodos ou armadilhas. Sendo utilizado para auxiliar nas coletas para o levantamento e/ou monitoramento da população adulta de culicídeos e para investigação e isolamento viral.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias ou peridomicílio² de áreas rurais ou silvestres. Um outro critério de local a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI nos casos confirmados de febre amarela, acrescido de 200 m o raio de investigação (Brasil 2017).

Seleção de locais de coleta

O local de captura dos insetos alvo poderá ser no interior, borda da mata, e/ou no peri e extradomicílio³ de habitações, entre outros. Recomenda-se que as coletas sejam feitas entre 9h e 16h. É recomendado ainda

1 Espécies crípticas: linhagens dentro de um gênero geneticamente muito distintas, porém morfológicamente tão similares que não podem ser visualmente distinguíveis usando características superficiais. Fonte: GALVÃO, C., org. Glossário. In: Vetores da doença de chagas no Brasil [online]. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014, pp. 261-265. Zoologia: guias e manuais de identificação series.

2 Peri domicílio: Compreende toda a área em um raio de até 50 metros em torno do domicílio. Fonte: Dicionário informal. Disponível em: <<https://www.dicionarioinformal.com.br/peridomiciliar/>>

3 Extra domicílio: Neste caso, fica compreendido toda a área em um raio acima de 50 metros em torno do domicílio ou área florestal próximo à residência.

que as coletas sejam realizadas em pelo menos três dias consecutivos, garantindo uma amostragem de espécimes suficientes que impliquem em maiores chances de resultado positivo da testagem viral e uma amostra da fauna representativa do local (coleta para fins de investigação e isolamento viral, vide o Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela - Brasil 2017).

Procedimento de coleta

1. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (sugestão no anexo 1) as informações obtidas. Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local, as condições do ambiente e modalidade (peridomicílio, intradomicílio, extradomicílio).
2. Recomenda-se ao menos quatro integrantes na equipe, separados em duas duplas. Cada dupla deverá seguir em direções opostas do ponto de partida, caminhar por 5 minutos e anotar o início da captura.
3. Ao observar um mosquito em pouso, o operador do capturador de Castro deverá cuidadosamente aspirar o mosquito.
4. Continue sugando o mosquito suavemente. Uma vez dentro do tubo, tape a abertura do capturador de Castro com o dedo, para evitar que o espécime escape (Fig. 29 e 30). Introduza o tubo transparente do capturador no interior da gaiola de transporte, através da abertura própria (Fig. 31) e sobre cuidadosamente a mangueira do capturador de Castro para que o mosquito saia do tubo e se aloje na gaiola.

5. Repita a operação quantas vezes forem necessárias durante 15 minutos. Caminhe cerca de 5 minutos e repita a operação. Ao término do tempo de 1 hora, etiquete a gaiola com as seguintes informações:

**Local, localidade, data, atração humana protegida,
horário inicial e final, ponto e nome do coletor**
**Ex: Macaé, Sana, 13/08/2019, atração humana protegida,
05h às 06h, borda da mata nº27 e Marcelino**



Figura 29: Foto do operador tapando a abertura do capturador de Castro com o dedo para evitar que o mosquito escape antes de colocá-lo na gaiola. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 30: Destaque para o mosquito aspirado e alojado no capturador de Castro. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 31: Foto do operador inserindo o tubo transparente do capturador de Castro na abertura da gaiola de transporte para alojamento do mosquito. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Fique Atento:

Quando for capturar os mosquitos, selecione as principais espécies de importância epidemiológica da FAS, principalmente dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*.

Não é recomendado coletar, como rotina da vigilância, ao nível das copas dos extratos arbóreos ou em plataformas instaladas na copa das árvores, pois esta é uma prática perigosa que requer profissionais treinados e com habilidades. Deste modo, coletas nestes locais só deverão ser feitas por profissionais habilitados que se adequem a este perfil.

Acondicionamento e transporte

Acondicione as gaiolas com os mosquitos em caixa térmica (*cooler* ou isopor), umedeça um chumaço de algodão com solução açucarada a 10% (sem excesso) e disponha sobre cada gaiola, como indicado na Fig. 32. Isto garante a alimentação dos mosquitos e os mantém vivos até o destino final. Coloque uma pequena toalha úmida no interior da caixa térmica. A caixa deverá ter o mínimo de agitação durante o transporte para evitar perda (morte) dos mosquitos. As gaiolas devem estar bem unidas umas às outras para evitar movimentos bruscos, o que pode ser feito pressionando uma contra a outra ou colocando papel toalha para preencher os espaços entre elas; se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.



Figura 32: Foto de diversas gaiolas de transporte com mosquitos e algodão com solução açucarada a 10% dentro de uma caixa de transporte. Fonte: Marcelino Rocha (CEVAS/Macaé).

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

Monitoramento e levantamento entomológico

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente as informações da gaiola. Retire o algodão e coloque as gaiolas no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente). Contabilize os espécimes das gaiolas e registre os dados na planilha.
2. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-

de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.

OBSERVAÇÕES:

Registre os dados durante todas as etapas.

Investigação e detecção viral entomológico

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente as informações da gaiola e preencha a ficha de investigação entomológica de Febre Amarela do Ministério da Saúde (Anexo 3).
2. Caso o município disponha de gelo seco ou nitrogênio líquido e queira realizar este procedimento, é importante seguir as instruções do Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela (Brasil 2017) e encaminhar as amostras ao Laboratório Central de Saúde Pública – LACEN ou ao Laboratório de Pesquisa de Referência.

OBSERVAÇÕES:

Sugerimos que, nas atividades para fins de investigação entomológica e detecção viral, o responsável pela equipe de entomologia do município entre em contato com o LACEN ou com outro laboratório de pesquisa de referência previamente e acorde todos os procedimentos necessários para que as amostras biológicas cheguem viáveis. Antes de realizar qualquer procedimento de detecção viral, entre em

contato com o LACEN e sane suas dúvidas, inclusive se é possível encaminhar diretamente ao laboratório de referência. Desta forma, é possível viabilizar o fluxograma correto das ações, além de aumentar as chances de diagnóstico.



Fique Atento:

Nos casos de parceria com algum laboratório de pesquisa de referência, é necessário entrar em contato com o pesquisador responsável e acordar a possibilidade de envio das amostras ainda vivas, como descrito anteriormente, principalmente na falta de gelo seco ou nitrogênio líquido. Esses laboratórios poderão ficar responsáveis pelo armazenamento a frio e posteriormente pela detecção viral. Solicite uma devolutiva dos resultados laboratoriais, de preferência, formalize a devolutiva; uma vez que os resultados deverão ser repassados à Secretaria Estadual de Saúde, seguindo todos os protocolos e fluxos estabelecidos.

Principais resultados esperados

Monitoramento e levantamento entomológico

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo espécie de mosquito por localidade, horário e por ponto de coleta. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela silvestre e sua distribuição espacial e temporal. Além disso,

é possível obter informação sobre ocorrência e abundância de cada espécie por localidade.

Investigação e detecção viral entomológico

Quando o objetivo for o isolamento viral, não compete ao laboratório de entomologia, seja municipal ou estadual, a identificação dos espécimes coletados, pois a prioridade é o processamento e diagnóstico viral do material, visto que poderá haver perda de material genético viral nos mosquitos durante o período de identificação da espécie dos mosquitos. Desta forma, espera-se a confirmação ou não da circulação viral na área de amostragem (Brasil 2017).

OBSERVAÇÕES:

Os laboratórios de referência que dispõem de “mesa fria” e que colaboram com o município deverão ter adesão oficial à rede de laboratórios de entomologia ligados ao Ministério da Saúde (GT-Arboviroses). Somente com esta adesão é que os laboratórios poderão realizar a identificação taxonômica do material coletado, conforme consta no Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela (Brasil 2017). Ao final deste procedimento será obtida uma planilha com as espécies identificadas e em quais foram constatadas a positividade viral.

Limitações

Este método depende do esforço amostral de cada integrante da equipe de campo durante as coletas. No entanto, uma limitação operacional

significativa para a detecção viral é o acondicionamento dos espécimes vivos a frio, devido à dificuldade de obtenção de gelo seco ou de nitrogênio líquido.

5.1.2 Aspirador movido a bateria

Espécie Alvo:

Neste caso, o foco são mosquitos da subfamília Culicinae envolvidos na transmissão do vírus da febre amarela silvestre.

Finalidade

Este método tem como objetivo capturar mosquitos adultos. Normalmente são capturadas as fêmeas que estão em busca de hospedeiro para a realização de repasto sanguíneo. No entanto, também podem ser capturados mosquitos encontrados em repouso ou em voo, por terem sido perturbados em seu ambiente. Desse modo, os mosquitos machos também podem ser capturados eventualmente, sendo de grande importância para a identificação de espécies crípticas. É um método que pode ser utilizado para a realização da coleta para o levantamento e/ou monitoramento da população adulta de culicídeos e para investigação e detecção viral.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias e/ou peridomicílio

de áreas rurais ou silvestres. Um outro critério para a escolha do local a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI nos casos confirmados de febre amarela, acrescido de 200 m o raio de investigação (Brasil 2017).

Seleção de locais de coleta

O local de captura dos insetos alvo poderá ser no interior, borda da mata, no peri e/ou extradomicílio de habitações, entre outros. Recomenda-se que as coletas sejam feitas entre 9h e 16h. É recomendado ainda que as coletas sejam realizadas em pelo menos três dias consecutivos, garantindo uma amostragem de espécimes suficientes que impliquem em maiores chances de resultado positivo da testagem viral (coleta para fins de investigação e isolamento viral, vide o Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela - Brasil 2017).

Procedimento de coleta

1. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre as informações obtidas na ficha de campo (Sugestão no anexo 1). Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local, as condições do ambiente (peridomicílio, intradomicílio, extradomicílio).
2. Recomenda-se ao menos quatro integrantes na equipe, separados em duas duplas. Cada dupla deverá seguir em direções opostas do ponto de partida, caminhar por 5 minutos e anotar o início da captura.

3. Coloque a alça da bateria no ombro, segure firme o aspirador, e ligue-o. Ao perceber a aproximação dos mosquitos, um operador deverá aproximar-se lentamente com a “boca” do aspirador e aspirar o mosquito. Aspire também os mosquitos que estejam sobrevoando. É possível ainda desalojar aqueles em repouso batendo levemente em folhas, galhos, bromélias, entre outros, para sua posterior aspiração (Fig. 33).
4. Após aspirar os mosquitos, incline o aspirador ainda ligado e utilize o captador de Castro para capturar os mosquitos que estão retidos no filó (Fig. 34), dispendo-os em seguida nas gaiolas de transporte.
5. Repita a operação, quantas vezes forem necessárias, durante 20 minutos. Caminhe cerca de 5 minutos e repita a operação. Ao término de 1 hora, etiquete a gaiola com as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data, aspirador, horário inicial e final, modalidade, nome do coletor

Ex: Macaé, Sana, 3, 12/03/2018, Aspirador, 10h a 11h, peridomicílio, Ana Caroline



Fique Atento:

Quando for capturar os mosquitos, selecione as principais espécies de importância epidemiológica da FAS, principalmente dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*.



Figura 33: Foto da operadora utilizando o ‘aspirador movido a bateria’.
Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 34: Foto da operadora capturando os mosquitos com o capturador de Castro retidos no ‘aspirador movido a bateria’. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Não é recomendado coletar, como rotina da vigilância, ao nível das copas dos extratos arbóreos ou em plataformas instaladas na copa das árvores, pois esta é uma prática perigosa que requer profissionais treinados e com habilidades. Deste modo, coletas nestes locais só deverão ser feitas por profissionais habilitados que se adequem a este perfil.

Acondicionamento e transporte

Acondicione as gaiolas com os mosquitos em caixa térmica (*cooler* ou isopor), umedeça um chumaço de algodão com solução açucarada a 10% (sem excesso) e disponha sobre cada gaiola, como indicado na Fig. 32. Isto garante a alimentação dos mosquitos e os mantém vivos até o destino final. Coloque uma pequena toalha úmida no interior da caixa térmica. A caixa deverá ter o mínimo de agitação durante o transporte para evitar perda (morte) dos mosquitos. As gaiolas devem estar bem unidas umas às outras para evitar movimentos bruscos, o que pode ser feito pressionando uma contra a outra ou colocando papel toalha para preencher os espaços entre elas; se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

Monitoramento e levantamento entomológico

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente as

informações da gaiola. Retire o algodão e coloque as gaiolas no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente). Contabilize os espécimes das gaiolas e registre os dados na planilha.

2. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.

OBSERVAÇÕES:

Registre os dados durante todas as etapas.

Investigação e detecção viral entomológico

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente as informações da gaiola e preencha a ficha de investigação entomológica de Febre Amarela do Ministério da Saúde (Anexo 3).

2. Caso o município disponha de gelo seco ou nitrogênio líquido e queira realizar este procedimento, é importante seguir as instruções do Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela (Brasil 2017) e encaminhar as amostras ao Laboratório Central de Saúde Pública - LACEN ou a Laboratório de Pesquisa de Referência.

OBSERVAÇÕES:

Sugerimos que, nas atividades para fins de investigação entomológica e detecção viral, o responsável pela equipe de entomologia do município entre em contato com o LACEN ou com outro laboratório de pesquisa de referência previamente e acorde todos os procedimentos necessários para que as amostras biológicas cheguem viáveis. Antes de realizar qualquer procedimento de detecção, entre em contato com o LACEN e sane suas dúvidas, inclusive se é possível encaminhar diretamente ao laboratório de referência. Desta forma, é possível viabilizar o fluxograma correto das ações, além de aumentar as chances de diagnóstico.



Fique Atento:

Nos casos de parceria com algum laboratório de pesquisa de referência, é necessário entrar em contato com o pesquisador responsável e acordar a possibilidade de envio das amostras ainda vivas, como descrito anteriormente, principalmente na falta de gelo seco ou nitrogênio líquido. Esses laboratórios poderão ficar responsáveis pelo armazenamento a frio e posteriormente pela detecção viral. Solicite uma devolutiva dos resultados laboratoriais, de preferência, formalize a devolutiva; uma vez que os resultados deverão ser repassados à Secretaria Estadual de Saúde, seguindo todos os protocolos e fluxos estabelecidos.

Principais resultados esperados

Monitoramento e levantamento entomológico

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo espécie de mosquito por localidade, horário e por ponto de coleta. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela silvestre e sua distribuição espacial e temporal. Além disso, é possível obter informação sobre ocorrência e abundância de cada espécie por localidade.

Investigação e detecção viral entomológico

Quando o objetivo for a detecção viral, não compete ao laboratório de entomologia, seja municipal ou estadual, a identificação dos espécimes coletados, pois a prioridade é o processamento e diagnóstico viral do material, visto que poderá haver perda de material genético viral nos mosquitos durante o período de identificação da espécie dos mosquitos. Desta forma, espera-se a confirmação ou não da circulação viral na área de amostragem (Brasil 2017).

OBSERVAÇÕES:

Os laboratórios de referência que dispõem de “mesa fria” e que colaboram com o município deverão ter adesão oficial à rede de laboratórios de entomologia ligados ao Ministério da Saúde (GT-Arboviroses). Somente com esta adesão é que os laboratórios poderão realizar a identificação taxonômica do material coletado, conforme

consta no Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela (Brasil 2017). Ao final deste procedimento será obtida uma planilha com as espécies identificadas e em quais foram constatadas a positividade viral.

Limitações

Este método depende do esforço amostral de cada integrante da equipe de campo durante as coletas. Além da eficiência e bom funcionamento da bateria ou pilha utilizada. No entanto, uma limitação operacional significativa para a detecção viral é o acondicionamento dos espécimes vivos a frio, devido à dificuldade de obtenção de gelo seco ou de nitrogênio líquido.

5.2 Armadilha para captura de formas adultas de mosquitos silvestres

5.2.1 Armadilha luminosa do tipo CDC com CO₂

Espécie Alvo:

Mosquitos da Subfamília Culicinae. No entanto, outras espécies de mosquitos e flebotomíneos podem ser capturados, sendo estes últimos de importância epidemiológica para a transmissão das leishmanioses.

Finalidade

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela, armadilha do tipo CDC pode ser modificada através do acoplamento de um recipiente contendo gelo seco, que libera CO₂ e aumenta a efetividade da captura de mosquitos diurnos. Desta forma, fêmeas de mosquitos em busca de repasto sanguíneo podem ser capturadas, uma vez que o CO₂ é um atrativo que simula os odores eliminados pelo homem. É um método que pode ser utilizado para levantamento e/ou monitoramento da população adulta de Culicídeos.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da febre amarela silvestre, deverão ser escolhidas áreas de floresta com baixo impacto antrópico, matas secundárias e /ou peridomicílio de áreas rurais ou silvestres. Um outro critério para a escolha do local

a ser trabalhado poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de febre amarela, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI nos casos confirmados de febre amarela, acrescido de 200 m o raio de investigação (Brasil 2017).

Local de implantação

1. Deve-se instalar a armadilha no interior da mata, borda da mata e/ ou peri e extradomicílio de habitações. No entanto, a instalação dessas armadilhas deve ser em locais abrigados de ventos e chuvas.
2. No local escolhido, com o auxílio de equipamento GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (sugestão no anexo 1) as informações obtidas. Faça anotações, registre o local com várias fotos, descreva o local, as condições do ambiente, o número da CDC e a modalidade (mata, borda, peridomicílio, etc.).

Montagem da armadilha

1. Desenrosque o pino que, inicialmente, une a fonte luminosa ao suporte metálico. Junte a eles o protetor contra a chuva rosqueando bem o pino, de modo que agora a fonte luminosa, o suporte metálico e o protetor contra a chuva fiquem unidos (Fig. 35).
2. Amarre o saco coletor na parte inferior do cilindro (Fig. 36). Verifique se todo o tecido do saco coletor está íntegro durante a montagem (sem presença de furos), para não comprometer a coleta com a fuga dos mosquitos.

3. Observe se o saco coletor possui nó ou laço, o que impediria a entrada dos mosquitos para o seu interior. Caso possua, desfaça-o (Fig. 37).

OBSERVAÇÕES:

Manter o compartimento do meio do saco coletor o mais aberto possível para garantir a passagem dos mosquitos que estão sendo atraídos pela fonte luminosa e direcionados ao interior do saco coletor pela corrente de ar.

4. Conecte quatro pilhas recarregáveis no local adequado do suporte metálico ou acople a bateria, conforme o modelo da armadilha utilizada.

5. Cole uma etiqueta de identificação (esparadrapo ou fita adesiva branca) na sobra da corda de amarração do saco coletor (preferencialmente), no protetor contra a chuva ou no suporte metálico da CDC. Escreva na etiqueta com caneta permanente as seguintes informações:

***Local, localidade, ponto, data, nº da CDC,
horário inicial e final, modalidade
Ex: Macaé, Sana, 3, 12/03/2019, CDC 2,
08h às 20h, domicílio***



Figura 35: Armadilha do tipo CDC da marca HP com protetor contra a chuva em alumínio. Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 36: Foto do operador amarrando o saco coletor na armadilha do tipo CDC da marca HP. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 37: Foto do operador desfazendo o nó do saco coletor da armadilha do tipo CDC da marca HP. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Instalação da armadilha

1. Verifique o melhor local para pendurar a CDC. Quando em área de mata, selecione um galho entre 1 m e 2 m do nível do solo. Pendure a armadilha do tipo CDC pela argola (Fig. 38). Na ausência da argola, utilize nylon ou fitilho plástico para a amarração.
2. Ligue a armadilha e observe se a luz e a hélice do motor estão funcionando corretamente.
3. Acople um pote plástico (sugere-se utilizar uma gaiola) com gelo seco no suporte metálico da armadilha, o que pode ser feito amarrando-o com o auxílio do fitilho plástico, arame ou abraçadeira plástica, conforme a figura 39.



Figura 38: Foto da armadilha do Tipo CDC da marca HP. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 39: Foto da adaptação do gelo seco (no interior da gaiola, à esquerda na imagem) à armadilha do Tipo CDC da marca HP. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

Coleta e monitoramento da armadilha

A armadilha CDC com CO₂ deverá ficar ligada por, no mínimo, 8 horas. Recomenda-se os horários mais quentes do dia: entre 10h e 16h. Verifique se a armadilha está ligada, diminuindo a possibilidade de perda de material biológico. A adaptação do gelo seco pode ser melhorada, para ampliar seu tempo de uso durante este período que a armadilha ficará ligada (de 8 e 12 horas), se revestirmos a gaiola com isopor e envolver com papéis isolante e jornal, aumentando consideravelmente o tempo útil do gelo seco.

Retirada da armadilha

1. Verifique se existem mosquitos voando, no compartimento mais estreito do saco coletor, acima da corda do meio. Neste caso, com a mão, vá direcionando-os lentamente para baixo.
2. Puxe a corda do meio do saco coletor fechando o compartimento. Somente após este fechamento, a armadilha deverá ser desligada, diminuindo o risco de perda de material.
3. Retire da armadilha o pote de plástico com o gelo seco. Desamarre o saco coletor do cilindro desacoplando-o da armadilha. Remova as pilhas ou baterias recarregáveis. Duspendure o restante da armadilha.
4. Com extremo cuidado, segure o saco coletor pela extremidade de cima e o leve até um local seguro para retirar dele os mosquitos com auxílio do capturador de Castro.

Acondicionamento e transporte

1. Ainda em campo, em um local propício, remova os mosquitos do saco coletor com extremo cuidado. Recomenda-se a participação de dois integrantes da equipe, sendo um operador para controlar a abertura e fechamento do saco coletor da armadilha com os mosquitos e o outro para aspirar os mosquitos utilizando o capturador de Castro e inserí-los na gaiola.
2. Repita cuidadosamente esse procedimento até retirar todos os mosquitos de interesse do saco coletor.
3. Etiquete a gaiola com as seguintes informações:

***Local, localidade, ponto, data, nº da CDC,
horário inicial e final e modalidade***

Ex: Macaé, Sana, 3, 12/03/2019, CDC 2, 08h às 20h, domicílio

4. Acondicione as gaiolas com os mosquitos em caixa térmica (*cooler* ou *isopor*), umedeça um chumaço de algodão com solução açucarada a 10% (sem excesso) e disponha sobre cada gaiola, como indicado na Fig. 32. Isto garante a alimentação dos mosquitos e os mantém vivos até o destino final. Coloque uma pequena toalha úmida no interior da caixa térmica.
5. A caixa deverá ter o mínimo de agitação durante o transporte para evitar perda (morte) dos mosquitos. As gaiolas devem estar bem unidas umas às outras para evitar movimentos bruscos, o que pode ser feito pressionando uma contra a outra ou colocando papel toalha para preencher os espaços entre elas; se possível, no veículo que irá transportá-los, acondicione a caixa sobre as pernas de um integrante

da equipe de campo, em vez de no piso ou sobre o banco do veículo, para melhor amortecimento das agitações durante o transporte.

Processamento das amostras no laboratório com a finalidade de identificação

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente as informações da gaiola. Retire o algodão e coloque as gaiolas no congelador por pelo menos 10 minutos, até que estejam mortos (pode-se colocar a gaiola com os mosquitos adultos no congelador ou deixar morrer naturalmente). Contabilize os espécimes das gaiolas e registre os dados na planilha.
2. Faça a montagem do material em alfinete entomológico e/ou lâminas de genitálias de machos, seguindo a instrução de Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994). A identificação taxonômica pode ser realizada utilizando chaves de identificação, conforme sugestões no anexo 2.

OBSERVAÇÕES:

Registre os dados durante todas as etapas.

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo espécie de mosquito por localidade, horário e por ponto de coleta. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/

ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da febre amarela silvestre e sua distribuição espacial e temporal. Além disso, é possível obter informação sobre ocorrência e abundância de cada espécie por localidade.

Limitações

Uma das principais limitações operacionais com o uso da CDC é a perda de material, seja em decorrência do desligamento da armadilha ou de ventos e chuvas. Além disso, a captura muito baixa ou quase nula de mosquitos vetores de febre amarela silvestre deve ser considerada.

**Materiais utilizados para
as coletas de formas
imaturas e adultas de
mosquitos silvestres que
devem ser levados para
o campo**

Quadro 1: Lista de materiais para as coletas de formas imaturas e captura de adultos que devem ser levados para o campo.

Armadilhas e instrumentos de coleta
Formas Imaturas
Ovitrapa
Armadilha de bambu
Sapucaia
Sugador de água de bromélia ou sifão
Formas Adultas
Capturador de Castro
Aspirador Movido a Bateria
Armadilha do tipo CDC
Acessórios e materiais de coleta
Equipamento GPS
Palhetas de Eucatex
Clipes metálicos
Bateria do aspirador + carregador+ alça da bateria
Bateria da CDC ou pilhas AA
Gaiolas
Lanterna de mão com pilhas ou recarregadas
Bacia de cor branca
Pipeta plástica
Sacos próprios para transporte de formas imaturas ou outro recipiente para acondicionamento

Álcool a 70%

Luvas

Fitilho plástico ou linha de nylon

Caixa térmica (*cooler*) ou isopor

Tesoura

Algodão

Papel filtro

Fita adesiva transparente

Papel + prancheta

Caneta permanente e esferográfica

Lápis

Etiqueta

Esparrapado ou fita adesiva branca

Garrafa de 500 mL vazia como medidor

Solução açucarada a 10%

Sacos para lixo

Fita sinalizadora ou retalho de tecido colorido

Outros materiais

Máquina fotográfica ou celular

Fichas de campo

Facão com bainha

Canivete ou faca pequena

Isqueiros ou fósforos

Cantil de água ou garrafa de água

Vestuário e/ou Equipamento de Proteção Individual

Apito de emergência

Calça comprida, de preferência de brim

Camisa de manga comprida

Sapato fechado, de preferência galochas de cano longo

Perneiras de couro

Boné ou chapéu

Protetor solar

Mochila/bolsa

Capa de chuva

A large, dark green, stylized number '7' is centered on the page. The number has a thick, blocky appearance with a slight curve at the bottom. The text 'Recomendações para as atividades de campo' is overlaid on the number in white, bold, sans-serif font.

Recomendações para as atividades de campo

Medidas de biossegurança que devem ser tomadas pelos integrantes da equipe de campo, conforme orientações do Ministério da Saúde (Brasil 2017;2019 a) e da Secretaria Estadual de Saúde do Rio Grande do Sul (2009):

- A equipe de entomologia deverá estar com o calendário de vacinação em dia (febre amarela, tétano, raiva e hepatite B);
- O planejamento da coleta, o controle e a preparação dos materiais necessários a serem utilizados, bem como o planejamento do cronograma de atividades, deverão ser organizados com antecedência;
- Os meios de transporte deverão ser vistoriados antecipadamente, verificando as condições do carro;
- O uso do Equipamento de Proteção Individual (EPI) é imprescindível, conforme visto no Quadro 1 do Item 7;
- Levar kits de primeiros socorros e orientações sobre os locais de tratamento para o caso de acidente com animais peçonhentos;
- A coleta nunca deverá ser realizada por apenas um membro da equipe. Assim como toda atividade, deverá ser comunicada ao responsável da equipe de entomologia ou aos chefes imediatos;
- Portar meios de comunicação como rádio comunicador, celular e GPS.

Outras recomendações para as atividades de campo

- É importante conhecer previamente a bioecologia das espécies e os métodos de coleta que se pretende utilizar na captura dos mosquitos. Esse conhecimento facilita as atividades e preserva a qualidade das amostras coletadas;
- Não esquecer de descrever e anotar os pontos de coleta e as informações a lápis. Isto evita que os dados obtidos sejam perdidos ou rasurados por acidentes, como em caso de chuva; se possível, faça um caderno de campo;
- Registre a coleta com diversas fotos;
- Utilize roupas claras, pois ajudam contra a exposição solar e a visualizar animais peçonhentos ou outros vetores hematófagos;
- Levar água e lanches leves ao campo, pois as coletas poderão ser prolongadas;
- Mantenha-se sempre hidratado;
- Observar bem por onde a equipe se desloca ou instala as armadilhas, procurando sempre locais seguros;
- Em caso de chuvas, ventos fortes, ou condições climáticas adversas, remarcar as coletas, ficando atento às condições climáticas;
- Proteger da chuva, com plástico, o mapa da localidade, ou GPS para se orientar na mata;
- Sempre informe aos integrantes da sua equipe quando irá se afastar, indique sua localização;

- Tente sempre se deslocar pelas trilhas ou faça marcações ao longo do percurso;
- Fique atento à presença de animais peçonhentos;
- Todo material utilizado, descartado ou lixo deve ser armazenado em sacos de lixo e posteriormente descartado, ao sair da mata;
- Observe qualquer sintoma de febre, dor no corpo, mal estar, calafrios etc. durante o período de 15 dias após a coleta; apresentando qualquer destes sintomas, procure ajuda médica e informe que fez atividade de campo.



Bibliografia



Abreu FVS, *et al.* *Haemagogus leucocelaenus* and *Haemagogus janthinomys* are the primary vectors in the major yellow fever outbreak in Brazil, 2016-2018. *Emerging Microbes & Infections*, 8:1, p. 218-231, 2019.

Alencar J, *et al.* Feeding patterns of *Haemagogus janthinomys* (Diptera: Culicidae) in different regions of Brazil. *J. Med. Entomol.*, v. 42, n. 6, p. 981-985, 2005.

Alencar J, *et al.* Diversity of yellow fever mosquito vectors in the Atlantic Forest of Rio de Janeiro, Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop*, v. 49(3), p. 351-356, May-June, 2016.

Arnell JH. Mosquito studies (Diptera, Culicidae). XXXII. A revision of the genus *Haemagogus*. *Contributions of the American Entomological Institute*, 10, p. 1-174, 1973.

Braga FL, *et al.* Caracterização morfológica de sementes de castanha de sapucaia (*Lecythis pisonis* CAMBESS - LECYTHIDACEAE). *Revista de Ciências Agro-Ambientais*, Alta Floresta, v.5, n.1, p.111-116, 2007.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Manual de vigilância epidemiológica da febre amarela. Brasília: Ministério da Saúde, 2004.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Febre amarela. Guia de vigilância epidemiológica. 6. ed. Brasília: Ministério da Saúde, 2005.

Brasil. Ministério da Saúde. Guia de vigilância epidemiológica. 7.ed. Brasília: Ministério da Saúde, 2009.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Guia de vigilância de epizootias em primatas não-humanos e entomologia aplicada à vigilância da febre amarela. 2ª. ed. atualizada. Brasília: Ministério da Saúde, 2017.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Guia de Vigilância em Saúde : volume único, 3ª. ed., Brasília, Ministério da Saúde, 2019.

Cavalcante KRLJ, Tauil PL. Características epidemiológicas da febre amarela no Brasil, 2000-2012. *Epidemiologia e Serviços de Saúde*, 25(1), p. 11-20, 2016.

Consoli RAGB, Oliveira, RL. *Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*. Rio de Janeiro, Fiocruz, 228 p., 1994.

Couto-Lima, *et al.* Potential risk of re-emergence of urban transmission of Yellow Fever virus in Brazil facilitated by competent *Aedes* populations. *Scientific Reports*, v. 7, n. 1, p. 1-12, 2017.

Fay RW, Perry AS. Laboratory studies of ovipositional preferences of *Aedes aegypti*. *Mosquito News*, 25: p. 276-281, 1965.

Forattini OP. *Culicidologia Médica: princípios gerais, morfologia, glossário taxonômico*. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo, v. 01, 1996.

Forattini OP. *Culicidologia médica: identificação, biologia, epidemiologia*. São Paulo: Universidade de São Paulo, v. 02, 2002.

Gomes AC *et al.* Uma nova câmara coletora para armadilha CDC-miniatura. *Rev. Saúde Pública*, São Paulo, v. 19, n. 2, p. 190-191, Apr. 1985.

Gomes AC. Vigilância entomológica. Informe Epidemiológico do SUS, v. 11, n. 2, p. 79-90, 2002.

Gomes AC *et al.* Ecologia de *Haemagogus* e *Sabethes* (Diptera: Culicidae) em áreas epizoóticas do vírus da febre amarela, Rio Grande do Sul. *Epidemiol. Serv. Saúde*, Brasília, v. 19, n. 2, p. 101-113, jun. 2010.

Hervé JP, Dégallier N, Travassos da Rosa APA, Sá Filho GC. A Febre amarela silvestre no Brasil e os riscos de propagação urbana. *Hiléia Médica*, 7(1), p. 31-40, 1985.

Marcondes C B, Alencar J. Revisão de mosquitos *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) do Brasil. *Rev Biomed*, v. 21 (3), p. 221-238, 2010.

Monath TP. Yellow fever: an update. *The Lancet Infectious Diseases*, v. 1, aug 2001.

Organização Mundial de Saúde/ World Health Organization(OMS). Zoonoses, 29 July 2020, Whashington, D.C. 2020. Disponível em: <<http://www.who.int/topics/zoonoses/en/>>. Acesso em 04/04/2021

Organización Panamericana de la Salud / Organización Mundial de la Salud. Actualización Epidemiológica: Fiebre amarilla, 7 de diciembre de 2018, Washington, D.C. OPAS/OMS. 2018. Disponível em: <https://www.paho.org/hq/index.php?option=com_docman&view=download&slug=7-de-diciembre-de-2018-fiebre-amarilla-alerta-epidemiologica&Itemid=270&lang=es>. Acesso em 03/08/2019

Pinheiro FP, Moraes MAP. Febre amarela. *In*: Neves J (ed.) Diagnóstico e tratamento das doenças infectuosas e parasitárias, 1ª ed, Editora Guanabara-Koogan, Rio de Janeiro, p. 240-250,1978.

Possas C. *et al.* Yellow fever outbreak in Brazil: the puzzle of rapid viral spread and challenges for immunisation. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v. 113, n. 10, 2018

Rio Grande do Sul. Secretaria Estadual da Saúde. Centro Estadual de Vigilância em Saúde. Vigilância entomológica de mosquitos (Diptera, Culicidae) Porto Alegre: CEVS, 2009.

Secretaria de Vigilância em Saúde- SVS (2017). Informe nº 43/2017 sobre o monitoramento dos casos e óbitos de febre amarela no Brasil. Disponível em: <<http://portalarquivos.saude.gov.br>>. Acesso em 12/10/2017.

Secretaria de Vigilância em Saúde- SVS (2018). Informe nº21/2018 sobre o monitoramento do período sazonal da febre amarela Brasil-2017/2018. Disponível em: <<http://portalarquivos2.saude.gov.br>>. Acesso em 11/06/2019.

Secretaria de Vigilância em Saúde- SVS (2020). Situação epidemiológica da febre amarela no monitoramento 2019/2020. Disponível em: <<https://antigo.saude.gov.br/images/pdf/2020/janeiro/15/Boletim-epidemiologico-SVS-01.pdf>>. Acesso em 05/04/2021.

Sistema de Informação de Agravos de Notificação- SINAN (2016). Epizootia, 08 de março de 2016. Disponível em: <<http://www.portalsinan.saude.gov.br/epizootia>>. Acesso em 05/04/2021.

Sudia WD, Chamberlain RW. Battery operated light trap, an improved model. *Mosquito News*, 22:126-9, 1962.

Tauil PL. Aspectos críticos do controle. *Rev Saúde Pública*, v. 44(3), p. 555-558, 2010.

Vasconcelos PFDC. Febre amarela. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v. 36, n. 2, p. 275-293, 2003.

Vasconcelos PFDC. Yellow fever in Brazil: thoughts and hypothesis on the emergence in previously free areas. *Revista de Saúde Pública*, v. 44, n. 6, p. 1144-1149, 2010.

Vieira G. *et al.* High Speed Video Documentation of the Mosquito *Sabethes albiprivus* Egg-Catapulting Oviposition Behavior (Diptera: Culicidae). *Neotropical Entomology*, 24, 49(5), p. 662-667, Jun 2020.

Westaway EG *et al.* Flaviviridae. *Intervirology* 24: p. 183-192, 1985.

Westheide W, Hass-Cordes E. Molecular taxonomy description of a cryptic *Petitia* species (Polychaeta: Syllidae) from the island of Mahé (Seychelles, Indian Ocean) using RAPD markers and ITS2 sequences. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, 39, p. 103-111, 2001.

9

Anexos



Anexo 1

Modelo de Ficha de Campo - Pesquisa Larvária e Adultos		Nº da ficha: _____
Município: _____	Localidade: _____	
Ponto de coleta: _____	Data: _____	
Horário de coleta: _____	Tempo de coleta: _____	
Coordenadas geográficas (GPS): Longitude: _____		Latitude: _____

Característica da área: Urbano Periurbano Pastagem Silvestre (borda)
 Silvestre (vegetação preservada) Outro: _____

Descrição: _____

Armadilhas ou métodos utilizados			
Armadilha/Instrumento	Qtde. instalada	Nº da armadilha	Tempo de coleta
<input type="checkbox"/> Sugador de água de bromélia (Sifão)			
<input type="checkbox"/> Pipetão			
<input type="checkbox"/> Capturador de Castro			
<input type="checkbox"/> Aspirador movido a bateria			
<input type="checkbox"/> Ovitampa			
<input type="checkbox"/> Sapucaia			
<input type="checkbox"/> Armadilha de bambu			
<input type="checkbox"/> CDC			
<input type="checkbox"/> Barraca de Shannon			
<input type="checkbox"/> Outro _____			

Coleta em criadouros: Permanente Temporário Especificar: _____
 Natural Artificial Especificar: _____
 Bromélia Outro: _____

Coleta em residência: Intradomiciliar Peridomiciliar Extradomiciliar

Observações (descrição sobre as condições climáticas, condições do vento, do céu, entre outros):

Resumo da coleta	
Coleta de larvas:	<input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não
Coleta de mosquitos adultos	<input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não
Armadilhas positivas	<input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não Quais?
Coletores: _____	

Anexo 2

Sugestões de Chaves Dicotômicas:

- Larvas e adultos de culicídeos com ilustrações:

Livro: Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil

Autores: Consoli, Rotraut A. G. B.

Oliveira, Ricardo Lourenço de

Referência: Consoli, Rotraut A.G.B.; Oliveira, Ricardo Lourenço de. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, 1994. 228p.

Link para download: <<https://www.arca.fiocruz.br/handle/icict/2708>>

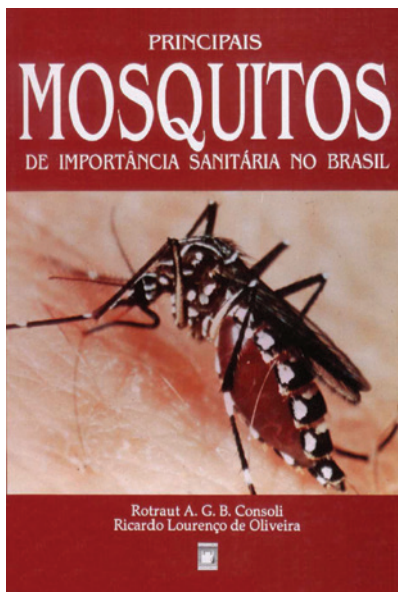


Figura 40: Capa do livro “Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil”. Fonte: Disponível em: <<https://www.arca.fiocruz.br/handle/icict/2708>>

- *Haemagogus* (*Haemagogus*):

Artigo: Mosquito studies (Diptera, Culicidae).

XXXII. A revision of the genus *Haemagogus*

Autor: Arnell, J. Hal

Referência: Arnell, J.H. (1973) Mosquito studies (Diptera, Culicidae). XXXII. A revision of the genus *Haemagogus*. Contributions of the American Entomological Institute, 10, 1–174.

Link para download: <<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/sites/mosquito-taxonomic-inventory.info/files/Arnell%201973.pdf>>

Contributions
of the
American Entomological Institute

Volume 10, Number 2, 1973



MOSQUITO STUDIES (Diptera, Culicidae)

XXXII. A revision of the genus *Haemagogus*
By J. Hal Arnell

Figura 41: Capa do Artigo “Mosquito studies (Diptera, Culicidae). XXXII. A revision of the genus *Haemagogus*”. Fonte: Disponível em: <<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/sites/mosquito-taxonomic-inventory.info/files/Arnell%201973.pdf>>

- Gênero *Haemagogus*

Livro: Culicidologia Médica.vol. 2.

Autor: Forattini, Oswaldo P

Referência: Forattini, O.P. (2002) Culicidologia Médica.vol. 2. EDUSP, São Paulo, 860 p.



Figura 45: Capa do livro “Culicidologia Médica.vol. 2.”. Fonte: <https://www.edusp.com.br/livros/culicidologia-medica-2/>

Artigo: Clave fotográfica para hembras de *Haemagogus* Williston 1896 (Diptera: Culicidae) de Venezuela, con nuevo registro para el país

Autores: Liria, Jonathan
Navarro, Juan-Carlos

Referência: Liria, J, Navarro, J-C. Clave fotográfica para hembras de *Haemagogus* Williston 1896 (Diptera: Culicidae) de Venezuela, con nuevo registro para el país. Bol Mal Salud Amb [Internet]

Link para download: <http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-46482009000200010>



Figura 43: Capa do artigo “Clave fotográfica para hembras de *Haemagogus* Williston 1896 (Diptera: Culicidae) de Venezuela, con nuevo registro para el país”. Fonte: Disponível em: <http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-46482009000200010>

Artigo: Revisão de mosquitos *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) do Brasil

Autores: Marcondes, Carlos Brisola
Alencar, Jeronimo

Referência: Marcondes CB, Alencar J. Revisão de mosquitos *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) do Brasil. Rev Biomed. 2010;21:221-38

Link para download: <<https://www.medigraphic.com/pdfs/revbio/bio-2010/bio103j.pdf>>

221

Rev Biomed 2010; 21:221-238

Revisión

Revisão de mosquitos *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) do Brasil

Carlos Brisola Marcondes¹, Jeronimo Alencar²

¹ Professor Associado III do Departamento de Microbiologia, Imunologia e Parasitologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Santa Catarina, Brasil. ² Laboratório de Diptera, Instituto Oswaldo Cruz, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil

RESUMO

O gênero *Haemagogus* (Diptera: Culicidae) contém 28 espécies e mais quatro formas não descritas e nominadas formalmente, com ampla distribuição no continente americano, e várias das espécies têm importância na transmissão de vírus de febre amarela e outros. As nove espécies já encontradas no Brasil são revisadas quanto a distribuição geográfica, biologia de adultos e de formas imaturas e importância médica, ressaltando seu envolvimento com febre amarela e outras arboviroses e o possível papel das espécies do gênero na transmissão de vírus de dengue. Foi preparada chave para identificação das espécies do Brasil e é ressaltada a necessidade de pesquisas no gênero neste vasto país, que devem ampliar o número de espécies e o conhecimento sobre a biologia e a importância médica.

Palavras-chave: *Haemagogus*, *Conopostegus*, Brasil, febre amarela, dengue, arbovírus

RESUMEN

importancia médica debido a estar involucradas en la transmisión del virus que causa la fiebre amarilla y de otros virus. La distribución, biología de los adultos y formas inmaduras e importancia médica de nueve especies registradas para Brasil son revisadas, con énfasis en su participación en la transmisión de fiebre amarilla y otras arbovirosis, así como la posible participación de *Haemagogus* en la transmisión del virus del Dengue. Una clave de identificación de las especies presentes en Brasil es suministrada y se hace énfasis en la necesidad de estudios sobre este género en este extenso país, lo cual probablemente incrementará el número de especies, así como el conocimiento de su biología e importancia en salud pública.

Palabras clave: *Haemagogus*, *Conopostegus*, Brasil, fiebre amarilla, dengue, arbovírus

ABSTRACT

A review of *Haemagogus* Williston mosquitoes (Diptera: Culicidae) of Brazil

Figura 44: Capa do artigo “Revisão de mosquitos *Haemagogus* Williston (Diptera: Culicidae) do Brasil”. Fonte: Disponível em: <<https://www.medigraphic.com/pdfs/revbio/bio-2010/bio103j.pdf>>

- Gênero *Sabethes*

Livro: Culicidologia Médica.vol. 2.

Autor: Forattini, Oswaldo P

Referência: Forattini, O.P. (2002) Culicidologia Médica.vol. 2. EDUSP, São Paulo, 860 p.

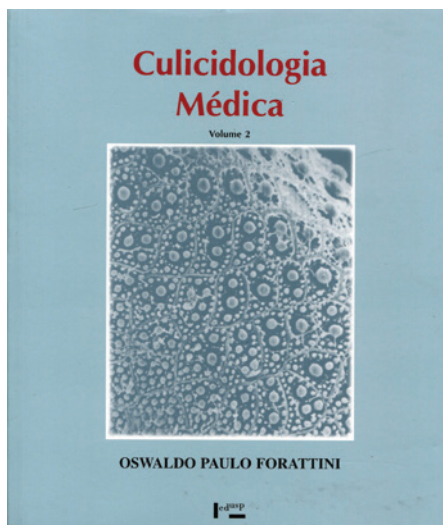


Figura 45: Capa do livro “Culicidologia Médica.vol. 2.”. Fonte: Disponível em: <https://www.edusp.com.br/livros/culicidologia-medica-2/>

INSTRUÇÕES

As amostras deverão ser acondicionadas em criolubos (resistentes a ultrabaixa temperatura), devidamente identificados, e armazenados em nitrogênio líquido ou gelo seco até a chegada ao LACEN.

No LACEN, as amostras deverão ser armazenadas em nitrogênio líquido ou em freezer a -70°C, até o envio ao Laboratório de Referência.

O transporte das amostras deverá ser feito em isopor contendo gelo seco, acompanhadas das respectivas Fichas de Investigação Entomológica de Febre Amarela e ofício de encaminhamento.

Deve-se atentar para o dia da semana em que o material biológico será enviado, reduzindo as chances de que chegue ao Laboratório de Referência durante o fim de semana.

A equipe de investigação de campo compete:

- * Assegurar o armazenamento e transporte adequados das amostras coletadas até o LACEN;
- * Preencher corretamente a Ficha de Investigação Entomológica de Febre Amarela e, em caso de dúvidas, consultar o GT-Arboviroses/SVS sobre o seu preenchimento correto;
- * Notificar o GT-Arboviroses/SVS sobre a realização da atividade de investigação entomológica, bem como o evento que motivou a investigação (SINAN);
- * Notificar a saída do material biológico do LACEN e sua chegada no Laboratório de Referência em condições adequadas.

A equipe do LACEN compete:

- * O recebimento e armazenamento adequados da amostra enquanto estas estiverem sob sua custódia;
- * O envio adequado das amostras ao Laboratório de Referência, informando à equipe de investigação de campo a data de envio do material;
- * Notificar a CGLAB/SVS sobre o envio de material para diagnóstico e rastrear-lo até a chegada ao Laboratório de Referência;

É responsabilidade das equipes de investigação e do LACEN assegurar que as amostras cheguem em condições adequadas até o Laboratório de Referência.

INSTRUTIVO PARA PREENCHIMENTO

Nº. Deverá ser informada a sigla da UF, da onde as amostras são provenientes, seguida do número da investigação e do número da Ficha. Assim, a primeira investigação concluída no ano corrente no Distrito Federal, e cujas atividades gerarem 3 Fichas, serão identificadas como DF-01/01, DF-01/02 e DF-01/03.

1. Meio da captura: especificar se a coleta de vetores está vinculada a investigação de evento notificado no SINAN (preencher número da notificação) ou se está relacionada a outras atividades;

2 e 3. Município e UF da captura: município e UF onde foi realizada a atividade de investigação/pesquisa/etc;

4. Zona: definir a classificação da localidade onde ocorreu o evento (Local Provável de Infecção - LPI), e consequentemente onde está sendo realizada a investigação ou outra atividade;

5 e 6. Endereço e bairro: preencher corretamente os dados do LPI;

7. Localidade da coleta, descrever o nome da comunidade, fazenda, etc que constitui o LPI do evento investigado;

8, 9, 10 e 11: Preencher os dados referentes ao responsável pela investigação entomológica em campo (capturador/investigador);

TABELA:

ID: número de identificação da amostra; cada amostra corresponde aos mosquitos capturados na mesma data, horário e local, utilizando o mesmo método e modalidade de captura;

Data: cada boletim poderá ter informações de vários dias;

Horário: intervalo de captura dos mosquitos; pode ser dividido de hora em hora (9h-10h, 10h-11h, etc) ou por período (manhã e tarde: 9h-12h e 12h-15h);

Local: definir local onde foi realizada a captura (mata, quintal, galinheiro, curral, etc);

Método: definir método utilizado para a captura dos mosquitos (puçá + capturador de Castro, CDC, Shamon, etc);

Modalidade: definir a modalidade de captura (solo, copa, intradomicílio, peridomicílio, etc);

Número de tubos: cada amostra (ID) poderá ser acondicionada em mais de um criolubo, sendo que este deverá ser preenchido até 3/4 da capacidade;

Latitude e Longitude: a localização geográfica dos locais de captura deverá ser obtida com aparelho GPS, no formato "graus, minutos, segundos" (gg mm'ss.s'') e datum SAD89;

Temp. (mm, max) e U.R.A. (mm, max): as temperaturas e umidades relativas do ar mínimas e máximas deverão ser aferidas utilizando termômetro digital, e deverão ser obtidas para cada amostra (ID).

APOIO



NOSMOVE

Núcleo Operacional Sentinela de Mosquitos Vetores
DIRAC - IOC - VIRAAPS



FINANCIAMENTO



Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo
à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro

REALIZAÇÃO

IOC
Instituto Oswaldo Cruz



Ministério da Saúde
FIOCRUZ
Fundação Oswaldo Cruz



MINISTÉRIO DA
SAÚDE

