



Procedimento Operacional Entomológico

Malária

**Documento orientador para a coleta
de formas imaturas e adultas de mosquitos
anofelinos (Diptera: Culicidae), envolvidos
na transmissão da malária.**

Procedimento Operacional Entomológico

**Documento orientador para a coleta
de formas imaturas e adultas de mosquitos
anofelinos (Diptera: Culicidae), envolvidos
na transmissão da malária.**

159 Instituto Oswaldo Cruz

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

Bibliografia: p. 94-98
Modo de acesso: World Wide Web
ISBN: 978-65-87717-07-4

1. Malária. 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

Maycon Sebastião Alberto Santos Neves - IOC/Fiocruz

Revisão Técnica-científica:

Teresa Fernandes Silva do Nascimento - 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 Malária	13
2. Breve contextualização dos mosquitos vetores de Malária	19
3. Principais métodos e armadilhas para coleta de formas imaturas e adultas de anofelinos	30
3.1 Método de coleta de formas imaturas que se desenvolvem em recipientes naturais	31
3.1.1 Sugador de água de bromélia	31
3.1.2 Concha entomológica	34
3.2 Método de captura de formas adultas de anofelinos.....	35
3.2.1 Capturador de Castro.....	35
3.3 Armadilhas para captura de formas adultas de anofelinos.....	37
3.3.1 Barraca de Shannon.....	37
4. Procedimento de coleta de formas imaturas	40
4.1 Método de coleta de formas imaturas - anofelinos.....	42
4.1.1 Sugador de água de bromélia	42
4.1.2 Concha entomológica	52
5. Procedimento de captura de formas adultas de anofelinos	62
5.1 Métodos de captura de formas adultas de anofelinos.....	63
5.1.1 Capturador de Castro	63
5.2 Armadilha para captura de formas adultas de anofelinos.....	72

5.2.1 Barraca de Shannon.....	72
6. Materiais utilizados para as coletas de formas imaturas e adultas de anofelinos que devem ser levados para o campo	82
7. Recomendações para as atividades de campo	86
8. Bibliografia	90
9. Anexos	96

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 Malária - Documento orientador para a coleta e captura de formas imaturas e adultas de mosquitos anofelinos com ênfase em vetores da malária 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 do 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 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, parablenho 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 incluem-se as 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 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 anofelinos envolvidos na transmissão de malária 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 Malária**

A malária é uma doença infecciosa, febril aguda, causada por protozoários do gênero *Plasmodium* e transmitidos através da picada de fêmeas infectadas de mosquitos do gênero *Anopheles* (Oliveira-Ferreira *et al.* 2010; Brasil 2016). Apesar da importante diminuição do número de casos de malária, essa doença continua sendo a endemia parasitária mais prevalente do mundo, afetando cerca de 212 milhões de pessoas e presente em mais de 95 países. Em 2020, estima-se que ocorreram aproximadamente 241 milhões de casos de malária, com 627 mil óbitos notificados (Pina-Costa *et al.* 2010; OPAS 2017; OMS 2021).

No Brasil existem três espécies de *Plasmodium* que afetam o homem – *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax* e *Plasmodium malariae* – sendo o *Anopheles (Nyssorhynchus) darlingi* o vetor primário da malária no Brasil. Entretanto, na região Extra-Amazônica, *Anopheles (Kerteszia) cruzii* é um dos principais vetores, tanto da malária humana quanto da simiana (Primatas Não Humanos, ex: macacos, bugios, etc) (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Hiwat & Bretas 2011).

O homem é o principal reservatório de importância epidemiológica, por ser o portador do gametócito. O gametócito, conforme melhor descrito mais adiante no ciclo biológico, é a forma sexuada do *Plasmodium*. Uma vez ingeridos pelos mosquitos fêmeas durante o repasto sanguíneo no homem infectado, as mesmas se fundem e geram posteriormente, os esporozoítos, que podem infectar novos humanos, quando picados (Brasil 2006; 2010).

Embora a região Amazônica concentre aproximadamente 99% dos casos de malária do país, a região Extra-Amazônica apresenta uma letalidade 70 vezes maior (Miguel *et al.* 2014). Isto porque, embora a

manifestação clínica da doença seja a tríade clássica, com calafrios, febre intermitente e cefaleia em padrões cíclicos, os sintomas em sua fase inicial são inespecíficos (mal estar, náuseas, tonturas, febres contínuas, sudorese, entre outros) e comuns a diversas síndromes febris agudas. O que pode não só confundir os profissionais de saúde, como retardar o diagnóstico e culminar na forma grave e complicada da doença e no óbito (Brasil 2005; 2010; Pina-Costa *et al.* 2010). Somando-se a isso, temos o manejo clínico inadequado dos casos esporádicos, importados ou autóctones¹.

Desta maneira, o diagnóstico precoce e o tratamento correto e oportuno são primordiais para reduzir a gravidade e letalidade por malária. O quadro clínico da doença é variável, desde casos assintomáticos até a malária grave e letal. Além disso, a imunidade natural adquirida após uma infecção não é protetora total e sim parcial, ocorrendo apenas em indivíduos que tiveram inúmeros episódios de malária com quadro subclínico, assintomático ou oligossintomático², ou seja, a maioria das pessoas são suscetíveis e sujeitas a novas infecções (Brasil 2005; 2019).

Ademais, o plasmódio não é transmitido diretamente de pessoa a pessoa e, apesar de raras, há outras formas de transmissão a não ser vetorial, a saber, transfusão sanguínea (sangue contaminado com plasmódio), compartilhamento de seringas, acidentes com agulhas e/ou lancetas contaminadas e transmissão congênita (Brasil 2005; Brasil 2019).

¹ Caso autóctone: caso de malária contraído pelo enfermo na localidade ou município onde foi feito o diagnóstico (Brasil 2006).

² Oligossintomático: Que apresenta poucos sintomas de uma determinada doença.
Fonte: <<https://pt.mimi.hu/medicina/oligossintomatico.html>>

Existem variáveis que podem impactar diretamente na dinâmica da doença e que aumentam a probabilidade de surgimento de novos casos, na gravidade dos sintomas ou óbito pela doença. Estes fatores de risco, segundo o Ministério da Saúde (Brasil 2006), podem ser classificados em biológicos, ambientais, econômicos, socioculturais e de infraestrutura dos serviços de saúde. Desta forma, temos desde a susceptibilidade da população, presença do vetor e espécie do plasmódio (biológicos), alterações do meio ambiente, precipitação, temperatura e tipos de criadouros (ambientais), às questões relacionadas ao emprego e trabalho (econômico), situações que envolvem educação, hábitos e culturas (socioculturais) até a insuficiência do serviço (infraestrutura de serviço de saúde). Conhecer estas características é essencial para traçar estratégias de vigilância e controle (Brasil 2006). Exemplificando, mesmo na região onde a doença é endêmica, sua dinâmica é variável, seja na velocidade ou intensidade de transmissão.

Ciclo Biológico do Plasmódio

A transmissão para um hospedeiro vertebrado ocorre durante o repasto sanguíneo de mosquitos fêmeas, infectadas com plasmódios presentes em suas glândulas salivares. A forma infectante desses plasmódios são os esporozoítos, liberados junto com a saliva do mosquito durante o repasto sanguíneo. Os esporozoítos migram pela corrente sanguínea do hospedeiro vertebrado até chegar ao fígado, onde se multiplicarão e darão origem a milhares de novos parasitos, que são chamados de merozoítos. Essa fase é denominada de Esquizogonia Extraeritrocítica. Os merozoítos rompem os hepatócitos onde se multiplicaram, caem na corrente sanguínea, invadem e multiplicam-se novamente nas hemácias

e iniciam a segunda fase do ciclo, a Esquizogonia Eritrocítica (Brasil 2006; 2010; CDC 2019).

É nesta fase que o indivíduo picado apresentará os sintomas. Vale ressaltar que o período médio de desenvolvimento do parasito nos hepatócitos varia de acordo com a espécie. Em média, são seis dias para *P. falciparum*, oito dias para *P. vivax* e de 12 a 15 dias para *P. malariae*. Entretanto, no caso do *P. vivax* alguns parasitos podem ficar em período de latência (dormência), recebendo o nome de hipnozoítos (do grego: hypnos=sono). Estas formas são as responsáveis pelas recaídas da doença, que podem acometer o indivíduo após o período considerado de incubação ou até mesmo anos depois (Brasil 2005; 2006; 2019).

Na segunda fase, os merozoítos rompem as hemácias onde se multiplicaram, invadem novas hemácias, multiplicam-se novamente e retomam o ciclo, que se repete a cada 48 horas nas infecções por *P. vivax* e *P. falciparum* (terçã) e a cada 72 horas nas infecções por *P. malariae* (quartã). Após algumas gerações, parte destes merozoítos se diferenciam nas formas sexuadas femininas (macrogametas) e masculinas (microgametas). Estas formas não se dividem no interior das hemácias, porém são as formas infectantes para os mosquitos fêmea e, quando ingeridos, fecundam-se e dão início ao ciclo sexuado do parasito (Brasil 2005; 2006; 2019).

A fecundação dos gametas ocorre no estômago do vetor, quando os microgametas sofrem um processo chamado exflagelação e fecundam os macrogametas, formando os zigotos. Estes tornam-se móveis e alongados, sendo chamados de oocinetos; atravessam o epitélio do intestino médio do mosquito, alojando-se na lâmina basal deste epitélio, voltada para

a hemocele, e diferenciam-se em oocistos. Após o amadurecimento, os oocistos se rompem e liberam novos esporozoítos, que são as formas infectantes para o hospedeiro vertebrado, os quais alcançam a glândula salivar do mosquito, recomeçando um novo ciclo da malária (Brasil 2006; 2010; CDC 2019) (Figura. 1).

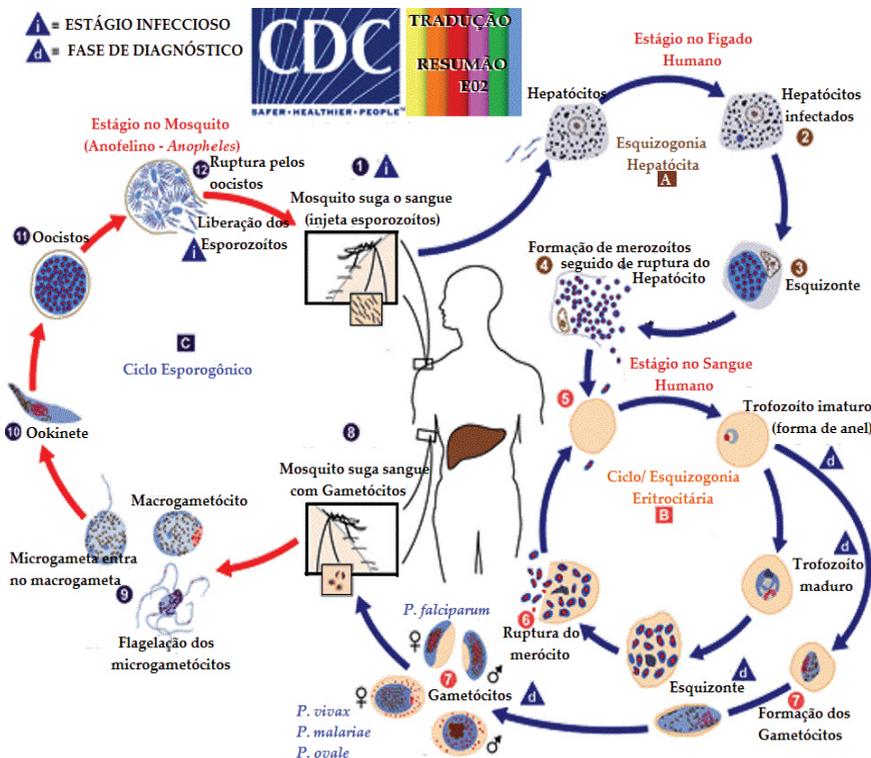


Figura 1: Representação esquemática do ciclo de vida do plasmódio. Fonte: Adaptado do Centers for Disease Control and Prevention - CDC. Disponível em: <<http://resumao-e02.blogspot.com/2011/08/malaria.html>>.

A large, stylized number '2' in a dark orange color, serving as a background for the text.

**Breve
contextualização
dos mosquitos
vetores de Malária**

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 malária, como também dengue, filariose, febre amarela, entre outros (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994).

Aspectos da bioecologia de mosquitos vetores da malária

A família Culicidae está subdividida em duas subfamílias, a Anophelinae e Culicinae, ambas de importância médica. A subfamília Anophelinae compreende três gêneros: *Anopheles*, *Chagasia* e *Bironella* e 11 subgêneros (*Anopheles*, *Baimaia*, *Cellia*, *Chrystia*, *Kerteszia*, *Lophopodomyia*, *Nyssorhynchus*, *Stethomyia*, *Bironella*, *Brugella* e *Neobironella*) (Harbach 2007; Reidenbach *et al.* 2009; Foster *et al.* 2017). No Brasil, podemos encontrar mosquitos anofelinos dos dois primeiros gêneros, sendo o último encontrado apenas na região Australasiana (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Foster *et al.* 2017). Ainda no Brasil, os principais vetores de transmissão

do plasmódio humano e simiano (primatas não-humanos) pertencem a dois subgêneros do gênero *Anopheles*: *Nyssorhynchus* e *Kerteszia*.

As fêmeas de *Anopheles* fazem o repasto sanguíneo após o acasalamento. Tendem a fazer novos repastos a cada dois ou três dias antes de nova postura. Os anofelinos podem realizar de 1 a 7 posturas durante seu tempo de vida, em torno de quatro semanas. Os locais de postura podem variar desde pequenos volumes de água, pegadas de animais, poças de chuva a grandes volumes como charcos, alagados, açudes, rios, entre outros. Cada espécie apresenta um determinado tipo de criadouro ou habitat para postura (OMS 2015). Depositam cerca de 100-150 ovos na superfície da água e seus ovos apresentam característica peculiar: possuem flutuadores, como mostra a Figura 2 (OPAS 2012; OMS 2015).

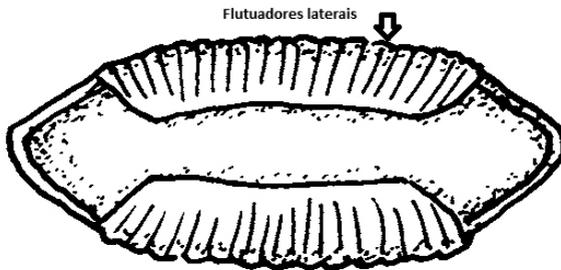


Figura 2: Representação esquemática de um ovo de anofelino; a seta indica a estrutura denominada flutuador. Fonte: adaptado de Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994.

As larvas de anofelinos não possuem uma estrutura chamada de sifão para respirar como outros mosquitos culicíneos (*Aedes*, *Culex*, *Haemagogus*, etc). Observa-se que as larvas ficam paralelas às superfícies de água, onde seus espiráculos se abrem para o processo respiratório (Fig. 3a e b). Destaca-se ainda que o pouso dos adultos também é diferente dos

culicíneos, porque eles pousam com o corpo e a probóscide em linha reta, quase verticalmente em relação ao substrato (Fig. 3c) (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; OPAS 2012). A maioria dos anofelinos possuem hábito noturno, entretanto alguns podem picar após o pôr do sol e são chamados de crepusculares (OMS 2015).

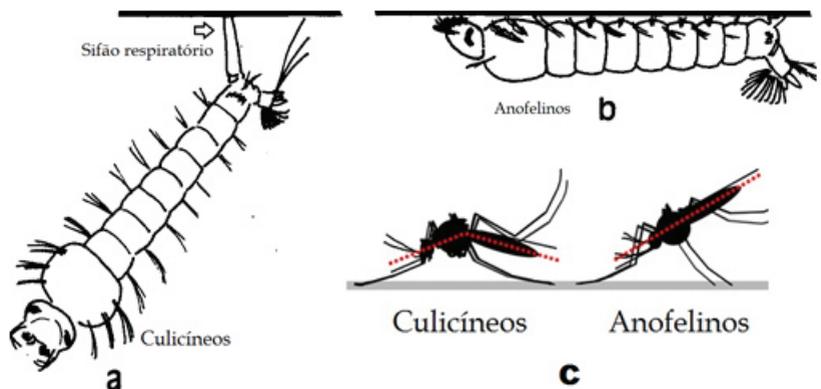


Figura 3: Representação esquemática de larvas e mosquitos evidenciando as diferenças entre culicíneos e anofelinos; a) Posição da larva de culicíneos com relação à superfície da água; a seta indica o sifão respiratório; b) Posição paralela da larva de anofelinos em relação à superfície da água; c) Diferença de pouso dos mosquitos culicíneos e anofelinos. Fonte: a-b: Adaptado de Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; c: Adaptado de Forattini 2002.

Subgênero *Nyssorhynchus*

Algumas espécies como *Anopheles darlingi*, *Anopheles aquasalis*, *Anopheles albitarsis*, *Anopheles braziliensis* e *Anopheles oswaldoi*, dentre outros, pertencem a este subgênero. Eles são pequenos ou de médio porte e suas formas imaturas podem ser encontradas desde pequenas coleções líquidas ao nível do solo a grandes volumes de água. Vale ressaltar que algumas espécies podem invadir as habitações humanas, porém não permanecem neste ambiente. Entretanto, é raríssimo encontrar os

machos no intradomicílio, ou seja, no interior das residências (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 2002).

Subgênero *Kerteszia*

O subgênero *Kerteszia* distribui-se nas Américas Central e Sul. Espécies como *Anopheles cruzii* e *Anopheles bellator*, dentre outras, pertencem a este subgênero. As formas imaturas deste subgênero desenvolvem-se em criadouros naturais, predominantemente em bromeliáceas. Estas espécies são de grande importância epidemiológica, principalmente na região litorânea, sobretudo no Sudeste. Já foram incriminadas como vetores primários em epidemias nestas regiões (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Forattini 2002).

Enquanto *Anopheles (Nys.) darlingi* tem destaque epidemiológico no interior e na Região Amazônica do país, *Anopheles (Ker.) cruzii* se destaca nas regiões que compreendem a Serra do Mar e *Anopheles (Nys.) aquasalis* na faixa litorânea (Forattini *et al.* 1968; Portes *et al.* 2010).

Principais espécies de anofelinos no território brasileiro

Anopheles (Nys.) darlingi

Anopheles (Nys.) darlingi é considerado o principal vetor da transmissão de malária no Brasil e está vastamente distribuído na América do Sul (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994). Apresenta hábito alimentar predominantemente antropofílico e endofágico (dentro das habitações), ampla dispersão e uma grande capacidade de adaptar-se às mudanças ambientais. Esta espécie tem preferência por criadouros de águas

claras, grande volume, pouco turva, ensolarada ou com certo grau de sombreamento e com vegetação emergente e flutuante, por exemplo, lagos, grandes rios, represas, entre outros. Em algumas regiões do Brasil essa espécie tem apresentado diferenças genéticas e comportamentais, o que pode indicar se tratar de um complexo de espécies, implicando em diferenças na capacidade vetorial de algumas populações (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Portes *et al.* 2010; Motoki 2012).



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

Anopheles (Nys.) aquasalis

Anopheles (Nys.) aquasalis é encontrado principalmente na faixa litorânea no Brasil. Observa-se que mesmo em regiões distantes desta faixa, é encontrado em criadouros onde o solo é rico em cloretos, por exemplo, no sertão nordestino ou quando o terreno sofre os efeitos das

marés, daí advém seu nome “*aquasalis*”. Desta forma, seus criadouros preferenciais são coleções de água salobra, de variados tamanhos, tanto transitórias quanto semipermanentes, ensolaradas ou com certo grau de sombreamento. Uma característica importante observada nesta espécie são os criadouros formados por terrenos inundados pelas marés ou as poças em períodos de chuvas. Ou seja, as precipitações impactam na densidade desta espécie (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994).

Sobre seu comportamento, é considerado zoofílico, porém observa-se uma variedade de comportamentos em diferentes regiões, onde constata-se a invasão em domicílios principalmente quando há escassez de animais para o repasto sanguíneo. Tende a não repousar e se abrigar dentro das habitações, preferindo troncos de árvores e folhas caídas no solo; no entanto, as fêmeas tendem a ficar no interior das moitas após o repasto sanguíneo (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994).



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

Complexo *Anopheles albitarsis*

Anopheles (Nys.) albitarsis é um complexo de espécies crípticas¹ que inclui seis espécies: *Anopheles albitarsis*, *Anopheles oryzalimnetes*, *Anopheles marajoara*, *Anopheles deaneorum*, *Anopheles janconnae* e *Anopheles albitarsis* F (Motoki *et al.* 2009). Ressalta-se que apenas *An. deaneorum* é distinguível pela morfologia (Rosa-Freitas 1989; Rosa-Freitas & Deane 1989; Póvoa *et al.* 2006; Motoki *et al.* 2009). Desta forma, discorrer sobre a ecologia e a relação destes vetores com a transmissão da malária é complexo. Para fins de estudo, utilizamos a descrição abordada por Consoli & Lourenço-de-Oliveira (1994).

Comumente esta espécie é encontrada em regiões de planície, baixada e planalto, sendo raros em terrenos com altos declives ou que avançam para o interior das florestas. Apesar do ecletismo de seus hábitos e da variedade de criadouros que podem utilizar, têm preferência por coleções líquidas (naturais ou artificiais) permanentes ou transitórias, expostas ou não à luz. Entretanto, observa-se que as larvas são mais abundantes nos campos ou pastagens, nos alagadiços com borda de vegetação flutuante que se formam nestas regiões. Áreas como plantações de arroz irrigadas artificialmente revestem-se de importância devido às características preferenciais (Secretaria Estadual de Saúde de São Paulo 2019). É encontrado picando durante todo o ano; entretanto, no período de chuvas é mais abundante devido à maior oferta de criadouros.

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. ISBN 978-85-98203-09-6. Available from SciELO Books . Disponível em: <<http://books.scielo.org/id/mw58j/pdf/galvao-9788598203096-14.pdf>>



Figura 6: Foto de *Anopheles (Nyssorhynchus) albitarsis* - Um exemplar do Complexo de espécies crípticas alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

Anopheles (Ker.) cruzii* e *Anopheles (Ker.) bellator

São espécies de mosquitos que se distribuem na faixa litorânea da Mata Atlântica e em matas de galeria do Sul. Criam-se em recipientes naturais, principalmente nas águas que se acumulam nas bromélias. *Anopheles (Ker.) cruzii* cria-se em bromélias sombreadas, encontradas no solo ou no alto das árvores (Fig. 7). Por outro lado, *An. (Ker.) bellator* prefere bromélias expostas ao sol, como aquelas que ocorrem nas restingas e que são rupestres (sob as rochas) ou que se encontram ao nível do solo. Considerados oportunistas, de hábito exofílico (fora das residências) e ecléticos quanto ao hospedeiro, atacam o homem, outros mamíferos e aves (Fig.8). *An. (Ker.) cruzii* e *An. (Ker.) bellator* na região Extra-

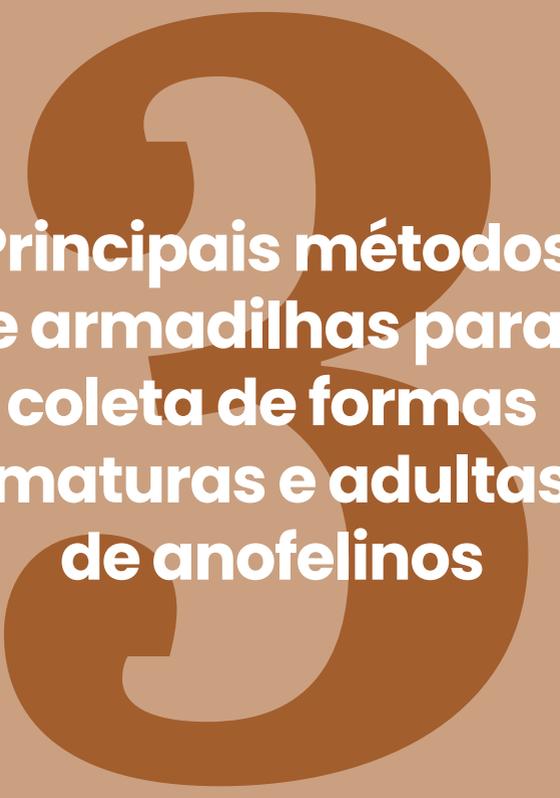
Amazônica possuem importância epidemiológica e podem ocasionar surtos da doença em áreas de florestas fragmentadas. São consideradas as principais espécies vetoras de malária, também chamada de “Malária de Bromélias” (Forattini *et al.* 1968; Forattini *et al.* 1993; Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994; Oliveira-Ferreira *et al.* 2010).



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



Figura 8: Foto do *Anopheles (Kerteszia) bellator* alfinetado. Fonte: Imagem cedida gentilmente pela Coleção de Culicidae (CCULI) do Instituto Oswaldo Cruz-IOC/Fiocruz.

A large, stylized number '3' in a dark brown color, centered on the page. The number is composed of two thick, rounded strokes. The top stroke forms the upper curve, and the bottom stroke forms the lower curve, with a central vertical gap. The number is positioned behind the main text.

Principais métodos e armadilhas para coleta de formas imaturas e adultas de anofelinos

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

3.1.1 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 9 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.9 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 9: 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 mangueira fixando-o com abraçadeira de plástico para biossegurança do operador (Fig. 10).



Figura 10: 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.

3.1.2 Concha entomológica

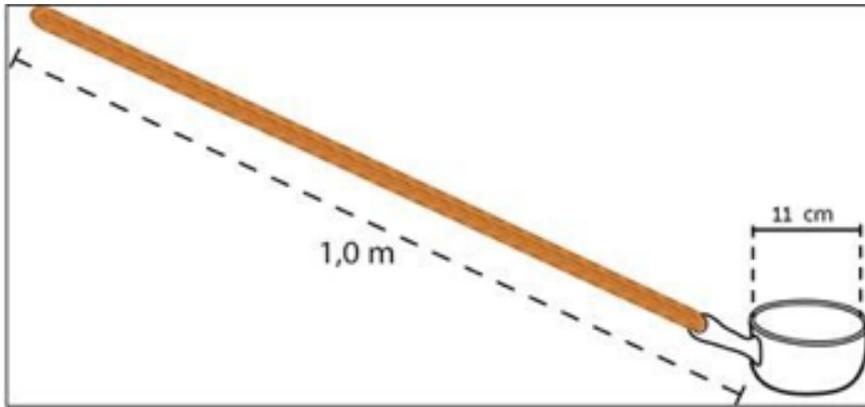


Figura 11: Representação esquemática da concha entomológica e suas dimensões, de acordo com a Nota Técnica nº 12 (MS 2007). Fonte: MS 2007.

Este instrumento de coleta, conhecido como ‘concha entomológica’, é utilizado para coleta de formas imaturas de mosquitos em corpos d’ água (açudes, alagados, charcos, igarapés e afins). Atualmente, podemos encontrar à venda diversos modelos de conchas entomológicas, de variados tamanhos e materiais. No entanto, recomenda-se que as conchas sejam de plástico e brancas, para facilitar a visualização das formas imaturas. De acordo com a Nota Técnica nº 12 (MS 2007), para fins de padronização e comparação, as conchas deverão ter a mesma capacidade volumétrica, de 350 mL, 11 cm de diâmetro de abertura e cabo de aproximadamente 1,0 metro (Fig. 11). Na impossibilidade da compra deste material, pode-se adaptar uma concha de cozinha com cabo longo de madeira ou plástico, de capacidade idêntica, ou seja, 350 mL.

3.2 Método de captura de formas adultas de anofelinos

3.2.1 Capturador de Castro

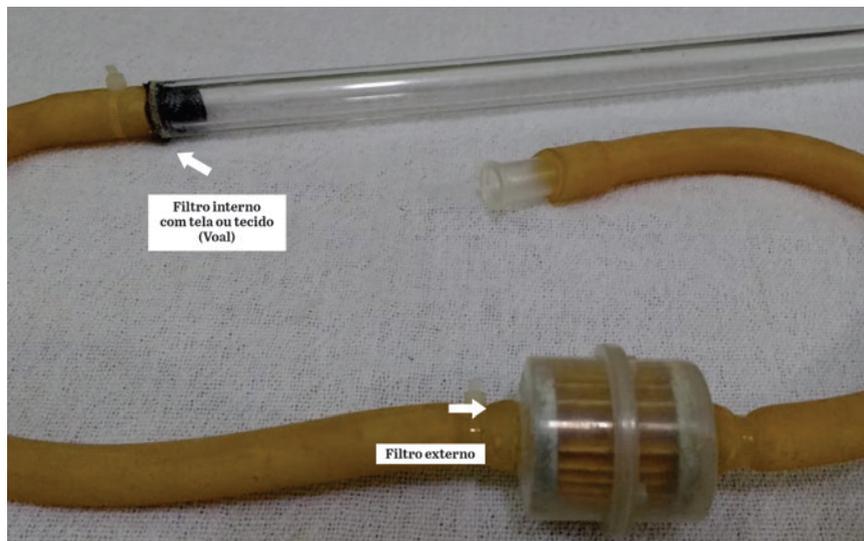


Figura 12: Foto do capturador de Castro; as setas indicam as partes acopladas para biossegurança do operador. Fonte: Mariana Machado, CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz.

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 12.



FIQUE ATENTO:

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

3.3 Armadilhas para captura de formas adultas de anofelinos

3.3.1 Barraca de Shannon



Figura 13: Foto de uma barraca de Shannon com as duas abas laterais. Fonte: Horst Armadilhas. Disponível em: <<http://www.horstarmadilhas.com.br>>.

Esta armadilha foi proposta inicialmente por Shannon (1939) e já sofreu inúmeras alterações em suas medidas por diferentes autores (Consoli & Lourenço-de-Oliveira 1994). É constituída por uma tenda de tecido branco com 1,3 m de largura, 3,0 m de comprimento, 2,0 m de altura e duas abas laterais de 0,6 m de largura, 3,0 m de comprimento e 1,0 m de altura (SES/Rio Grande do Sul 2009).

Podemos encontrar armadilhas com diferentes dimensões e até mesmo sem as duas abas laterais, como uma tenda de tecido branco (Fig. 14).

Esta tenda é um modelo simples e pode ser feito de forma artesanal. No mercado de artigos entomológicos podemos encontrar esta armadilha nas seguintes dimensões: 2,40 m de comprimento, 1,20 m de largura, 1,65 m de altura e duas abas laterais de 48 cm de comprimento e 46 cm de altura.



Figura 14: Foto da barraca de Shannon sem as abas laterais sendo montada. Fonte: Marcelino Rocha (CEVAS/Macaé).

A barraca pode ser usada para coletas diurnas ou noturnas, dependendo do hábito do mosquito que se quer coletar. A eliminação de suor e liberação de CO₂ pelos integrantes da equipe de campo, que ficam dentro da barraca, serve como atrativo para os mosquitos fêmeas que estão em busca de hospedeiro para o repasto sanguíneo. Sua utilização em coletas noturnas requer também uma fonte luminosa para atração

dos vetores de interesse. Atualmente vários tipos portáteis de fontes luminosas, inclusive em LED, podem ser utilizadas. Na falta destas fontes luminosas, pode-se usar uma lanterna. Os mosquitos são atraídos e pousam nas paredes internas ou externas da barraca, onde são coletados pelos integrantes da equipe com o auxílio do capturador de Castro.

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 vai coletar os mosquitos adultos. As larvas coletadas podem ser identificadas diretamente ou criadas até que atinjam a forma alada.

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. 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. Os machos criados em laboratório 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 Método de coleta de formas imaturas - anofelinos

4.1.1 Sugador de água de bromélia

OBSERVAÇÕES:

Cuidado ao realizar o procedimento, principalmente se for verificar em locais que podem servir de abrigo para 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.

Espécie Alvo:

Neste caso o foco são principalmente mosquitos anofelinos do subgênero *Kerteszia*, envolvidos na transmissão de malária humana e simiana, e algumas espécies de *Culex*, do subgênero *Microculex*. Também podem ser coletados mosquitos silvestres da tribo Aedini e outros da tribo Sabethini, envolvidos na transmissão de febre amarela silvestre.

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 anofelinos, fazendo um levantamento da fauna desse grupo na área estudada, e inferir 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 malária, conhecer as características da região geográfica é primordial, pois a distribuição das espécies varia bastante, assim como seus possíveis criadouros. Na região de Mata Atlântica do Brasil, por exemplo, as bromélias são consideradas um dos principais criadouros. Um critério para seleção da área a ser trabalhada poderia ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de malária, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI nos casos confirmados de malária. Deve-se ainda ter em vista o fluxo de pessoas que podem circular de uma área endêmica para outra livre do agravo.

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 aparelho GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (sugestão no anexo 1) as informações obtidas. Faça anotações, descreva o local e as condições do ambiente (animais observados, local sombreado, se é epífita, entre outros) e registre a coleta com várias fotos.

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 aspire moderadamente a água remexendo-a para que as formas imaturas (larvas e pupas) fiquem dispersas (Fig. 15).

2. Novamente leve a mangueira em direção à boca e aspire a água. Verifique se o frasco está 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 para o armazenamento de larvas ou em tubito (Fig. 16 a e b).

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

Local, localidade, ponto, data e modalidade da bromélia

Exemplo: Macaé, Sana, 1, 12/03/2019, brom. epífita



FIQUE ATENTO:

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



Figura 15: 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 16: (a) Foto da operadora despejando a água do sugador de água de bromélia em uma bacia plástica para observar as formas imaturas; (b) Foto do saco plástico próprio para larvas. 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 *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.
2. 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. 17).



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. Não ultrapasse o número de 100 larvas por bacia.



Figura 17: Foto de bacias contendo amostras com “tela de proteção”, neste caso, uma touca descartável. Fonte: Claulimara Moreira (CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz).

3. Para alimentação das larvas, coloque uma pitada de ração de peixe esfarelada sobre a superfície líquida da bacia plástica usando uma pinça média como medidor (Fig. 18). Essa ração deverá ser muito bem triturada e depois passada em uma peneira fina (de preferência em um pedaço de tecido de Voal). Isso por causa da peculiaridade alimentar desses mosquitos, que consomem o alimento pulverizado que fica boiando na superfície da água. Pulverize a ração por toda superfície da água. A troca de água deverá ser feita diariamente, sempre observando as condições da água.

OBSERVAÇÕES:

A alimentação das larvas também deverá ser diária, após a troca de água, repetindo sempre a quantidade descrita acima.

4. À medida que surgirem as pupas, retire-as, coloque-as em um copinho de café e armazene-as dentro de uma gaiola (Fig. 19). 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).

5. 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.

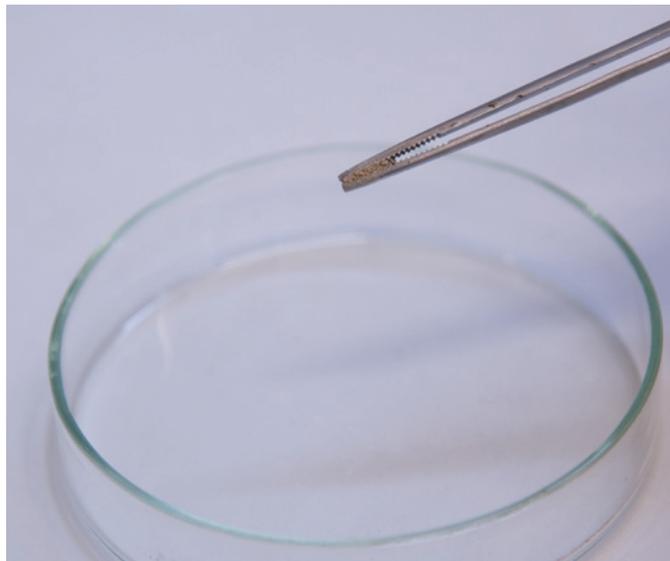


Figura 18: Foto da pinça sendo usada como medidor. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 19: 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).

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo a identificação da bromélia e da 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 malária 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.

4.1.2 Concha entomológica

Espécie Alvo:

Mosquitos da subfamília Anophelinae.

Finalidade

A concha entomológica é um instrumento que tem como objetivo coletar água de corpos d'água (açudes, alagados, charcos, igarapés e afins) que possam ter formas imaturas de mosquitos. A utilização deste instrumento de coleta permite detectar a presença e densidade de larvas e pupas em um criadouro, fazendo levantamento da fauna deste grupo e inferindo sua distribuição espacial e temporal. 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

Os locais de coleta poderão ser os alagados, açudes, charcos, tanques de piscicultura ou afins que tenham condições para o desenvolvimento de formas imaturas de anofelinos. Faça uma investigação na área e um mapeamento, georreferenciando os pontos de interesse, de acordo com os possíveis criadouros de importância epidemiológica do local. Pode-se utilizar o Google Earth previamente para mapear os possíveis pontos de coleta. Outro critério de seleção poderá ser baseado em áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de malária, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser

considerado o Local Provável de Infecção-LPI e, ainda, o fluxo de pessoas que podem circular de uma área endêmica para outra livre do agravo.

OBSERVAÇÕES:

É interessante também procurar, para a área que se pretende estudar, dados já estabelecidos por outros órgãos (Instituições de pesquisa da área, universidades ou secretarias municipais, estaduais e federais) sobre a existência de coleções líquidas que comportem características de criadouros de anofelinos.

Seleção de locais de coleta

1. Qualquer alagado, charco, margem de rio, riacho, açude ou criadouro, natural ou artificial, que contenha água.
2. No local escolhido, com o auxílio do aparelho GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (sugestão no anexo 1) as informações obtidas. Faça anotações, registre a coleta com várias fotos, descreva o local e as condições do ambiente (tipo de vegetação, exposição à luz solar, qualidade da água, entorno, grau de sombreamento, presença de vegetação de borda do criadouro etc.) e o horário da coleta.

Procedimento de coleta de acordo com a nota técnica nº 12 (MS 2007, anexo 3)

1. Dirija-se à margem do criadouro com extremo cuidado para não perturbar as formas imaturas (larvas e pupas) e evitar que as mesmas nadem para o fundo. Pegue a concha entomológica, estique o braço

e mergulhe-a com um ângulo de 45° rente à borda, à sua esquerda, e deixe a água entrar na concha (Fig. 20).

2. Levante a concha com água lentamente e despeje seu conteúdo em uma bacia plástica de cor branca, para facilitar a visualização das larvas. Tente não derramar a água neste processo para minimizar a perturbação da superfície líquida do criadouro. Observe se há formas imaturas de anofelinos; caso positivo, separe com auxílio de uma pipeta e coloque-as em saco plástico próprio para armazenar larvas, contendo água de preferência do próprio criadouro. (Figs. 21 e 22).



Figura 20: Operador utilizando a concha entomológica, coletando próximo a borda. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 21: Foto do operador despejando a água da concha na bacia plástica para observação e coleta das formas imaturas. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 22: Foto de uma integrante da equipe realizando triagem das formas imaturas de mosquitos. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).

3. Anote o número da conchada e a quantidade de anofelinos coletados na planilha ou ficha de campo. Recomenda-se que um integrante da equipe colete e o outro trie o material e registre as informações.
4. Repita mais duas vezes esse procedimento na esquerda da sua posição inicial. Após, sem sair do lugar, realize o mesmo procedimento três vezes a sua frente e três vezes a sua direita, ou seja, cada ponto de coleta deverá ter nove conchadas.



FIQUE ATENTO:

Recomendamos coletar as nove conchadas por ponto de coleta sempre próximo à borda. Caso o corpo d'água apresente vegetação de borda, explore por baixo desta vegetação, uma vez que este local pode servir de abrigo para as formas imaturas de algumas espécies de anofelinos.

5. Ao terminar as nove conchadas, os operadores das conchas deverão caminhar cinco metros e repetir todo o procedimento e assim sucessivamente até contornar todo o criadouro. No entanto, se o criadouro tiver mais de 100 metros ou não der para contornar o criadouro, recomenda-se amostrar no mínimo 20 pontos de coleta, realizando o critério anterior, um ponto a cada cinco metros.

OBSERVAÇÕES:

Não esqueça de anotar todos os números de conchadas e a quantidade de anofelinos coletados em cada conchada na ficha de campo.

Triagem das larvas

Com auxílio da pipeta, separe as larvas nos estádios 1, 2 e 3 e deposite em um recipiente e, em outro recipiente, o 4º estágio larvar e as pupas. As formas imaturas devem ser acondicionadas em sacos plásticos próprios ou em tubitos diferentes. Não esqueça de etiquetar estes recipientes com as seguintes informações:

Local, localidade, ponto, data e o nº do alagado

Ex: Macaé, Sana, Lagoa do Morro do Alto,

12/03/2018, alagado nº 1

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, de 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.
2. 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. 17).



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.

3. Para alimentação das larvas, coloque uma pitada de ração de peixe esfarelada sobre a superfície líquida da bacia plástica, usando uma pinça média como medidor (Fig. 18). Essa ração deverá ser muito bem triturada e depois passada em uma peneira fina (de preferência em um pedaço de tecido de Voal). Isso por causa da peculiaridade alimentar desses mosquitos, que consomem o alimento pulverizado que fica boiando na superfície da água. Pulverize a ração por toda superfície da água. A troca de água deverá ser feita diariamente, sempre observando as condições da água.

OBSERVAÇÕES:

A alimentação das larvas deverá ser diária, após a troca de água, repetindo sempre a quantidade descrita acima.

4. À medida que surgirem as pupas, retire-as, coloque-as em um copinho de café e armazene-as dentro de uma gaiola (Fig. 19). 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).

5. 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.

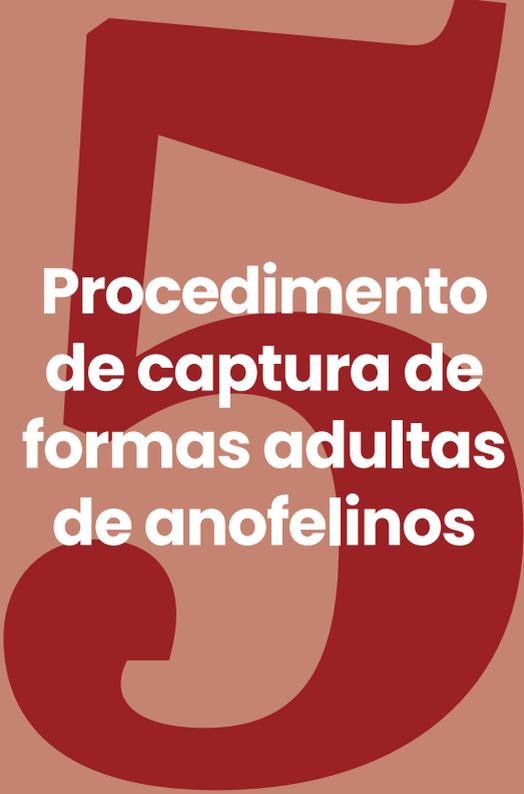
Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo espécie de mosquito por ponto de coleta. Com estas informações, é possível tabular o levantamento e/ ou o monitoramento das espécies de interesse para vigilância da malária, bem como sua distribuição espacial e temporal. Este procedimento também permite mapear as áreas de maior risco de transmissão e identificar que criadouros naturais são preferenciais para cada espécie de anofelinos. Caso seja possível, registre as condições de temperatura da água, salinidade, pH e umidade relativa do ar durante as coletas, pois estes dados podem inferir sobre a relação dessas condições com a presença de determinadas espécies.

Limitações

A irregularidade da borda ou a impossibilidade de contornar o criadouro são algumas das limitações, seja pela geografia do local ou dificuldade

de acesso. Outro fator limitante é a necessidade de um grande esforço amostral para conseguir um número de anofelinos na região de Mata Atlântica. A morte das larvas durante o trajeto do campo até o laboratório, ou durante sua criação no laboratório, também pode ser considerada um fator limitante.

A large, stylized, dark red number '5' is centered on the page. The number is thick and has a slightly irregular, hand-drawn appearance. It is positioned behind the main text.

Procedimiento de captura de formas adultas de anofelinos

5.1 Métodos de captura de formas adultas de anofelinos

OBSERVAÇÕES:

Cuidado ao realizar o procedimento, principalmente se for verificar em locais que podem servir de abrigo para 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:

Mosquitos da subfamília Anophelinae.

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 machos também podem ser capturados eventualmente, sendo de grande importância para identificação de espécies crípticas. 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, neste caso, de anofelinos. Para se utilizar a técnica de atração por humano protegido (TAHP) pode-se usar o “Guia para o Planejamento das Ações de Captura de Anofelinos pela Técnica de Atração por Humano Protegido (TAHP) e Acompanhamento dos Riscos à Saúde do Profissional Capturador” como referência (Brasil 2019 a).

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da malária deverão ser escolhidos o interior ou borda da mata ou o intra, peri¹ e extradomicílio² de ambientes periurbanos, rurais ou silvestres. Outro critério é a seleção de áreas que registraram casos suspeitos e/ou confirmados de malária, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, deve ser considerado o Local Provável de Infecção-LPI e é preciso ainda ter em vista o fluxo de pessoas que podem circular de uma área endêmica para outra livre do agravo.

Seleção de locais de coleta

O local de captura dos insetos alvo poderá ser tanto no interior e/ou borda da mata, domicílio, peri e extradomicílio de habitações, entre outros. Recomenda-se que as coletas noturnas de 12 horas sejam feitas entre 18h e 06h. No entanto, vale ressaltar que o horário depende do objetivo da coleta. Diante das dificuldades de coleta neste horário, recomenda-se realizar, no mínimo, 2 a 3 horas de coleta sem interrupção

1 Peridomicílio: 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/>>

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

no período de 18:00h às 20h ou 18h às 21h. É também interessante manter os mosquitos coletados a cada 1 hora separados em gaiolas diferentes. Com isso é possível ter noção mais detalhada do horário preferencial de hematofagia por espécie.

Procedimento de coleta na borda ou interior da mata - diurno

1. No local escolhido, com o auxílio de aparelho 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.
2. Recomenda-se ao menos quatro integrantes de 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. 23a e b). Introduza o tubo transparente do capturador no interior da gaiola de transporte, através da abertura própria (Fig. 24) 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 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,
05h às 06h, borda da mata nº27 e Marcelino**

OBSERVAÇÕES:

Todos os cuidados quanto à saúde do profissional capturador devem ser considerados. Desta forma, antes de atividades para a captura de anofelinos é importante seguir as orientações do “Guia para o Planejamento das Ações de Captura de Anofelinos pela Técnica de Atração por Humano Protegido (TAHP) e Acompanhamento dos Riscos à Saúde do Profissional Capturador” como referência (Brasil 2019 a).



Figura 23a: 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 23b: Destaque para os mosquitos aspirados e alojados no capturador de Castro. Fonte: Ricardo Schmidt (IOC/Fiocruz).



Figura 24: 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).

Mosquitos em repouso no intra e peridomicílio

1. Procure os mosquitos em repouso com auxílio da lanterna. Observe os locais que podem servir de abrigo para os mosquitos (atrás dos quadros, cortinas, armários, entre outros) e não se esqueça de inspecionar as paredes dos quartos, sala, banheiro e dos demais cômodos da casa.
2. Aspire os mosquitos em repouso como descrito anteriormente. Repita a operação quantas vezes forem necessárias durante 1 hora de inspeção na residência. Findado este tempo, 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, 18h às 19h,
peridomicílio nº 28 e Rosinei**

OBSERVAÇÕES:

Verifique todos os cômodos, comece pela entrada e siga os cômodos pela esquerda e no sentido horário conforme guia de Entomologia do Paludismo e Controle de Vetores (OMS 2015).

3. Enquanto um integrante da equipe de campo realiza a coleta no intradomicílio, o outro coleta no peridomicílio durante o período de 1 hora, seguindo as instruções descritas acima.
4. Ao inspecionar o peridomicílio com auxílio da lanterna, tenha cuidado, principalmente se for verificar em locais que possam servir de abrigo para animais peçonhentos. Verifique também nas paredes externas de estábulos de cavalos ou gado ou outro abrigo de animais.



FIQUE ATENTO:

Este procedimento também poderá ser feito no horário da manhã. Peça que os moradores mantenham a janela fechada e repita o procedimento descrito anteriormente. Esta técnica diurna é bastante utilizada para coletas de anofelinos para fins de estudo sobre bioensaios de suscetibilidade dos anofelinos a inseticidas, seja em residências com mosquiteiros impregnados ou em paredes que tenham recebido inseticidas (OMS 2015).

Insetos ingurgitados também são utilizados para testes de alimentação sanguínea, por meio de prova de precipitina ou PCR. Caso seja de interesse da Secretaria Municipal de Saúde, poderá ser feita parceria com laboratório de pesquisa para estes ensaios. Neste caso, o material é encaminhado para o laboratório, podendo ser inferido, inclusive a zoofilia ou antropofilia das espécies alvo.

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 Figura 25. 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 25: 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

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

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 malária e sua distribuição espacial e temporal. Além disso, é possível obter informação sobre ocorrência e abundância de cada espécie por localidade (intra, peri e extradomicílio), comportamento vetorial (endofílico e exofílico) e hábito alimentar (endofagia e exofagia).

Limitações

Este método depende do esforço amostral de cada integrante da equipe de campo durante as coletas. No entanto, algumas das principais limitações operacionais são o horário noturno de coleta, o risco de contrair a malária ou de ser alvo de acidentes com animais peçonhentos. Em função disso é de grande importância o uso de EPI (Equipamento de Proteção Individual), como roupas de manga longa e calças grossas, botas, perneiras, etc (Brasil 2019 a).

5.2 Armadilha para captura de formas adultas de anofelinos

5.2.1 Barraca de Shannon

Espécie Alvo:

Mosquitos da subfamília Anophelinae.

Finalidade

Esta armadilha tem como objetivo atrair insetos para realizar a captura de mosquitos adultos. Normalmente os mosquitos são atraídos pela fonte luminosa ou em busca de repasto sanguíneo (isca animal ou atração por humano protegido). É uma armadilha que pode ser utilizada para a realização de coletas para levantamento da população adulta, comportamento e hábitos das espécies de anofelinos, entre outros.

Seleção da área

Para fins de monitoramento, investigação ou levantamento entomológico da malária, deverão ser selecionados o interior e/ ou borda da mata e/ou o peri e extradomicílio de ambientes periurbanos, rurais ou silvestres. Outro critério é a seleção de áreas que tenham registrado casos suspeitos e/ou confirmados de malária, seja em humanos ou em primatas não-humanos. Além disso, devem ser considerados o Local Provável de Infecção-LPI e ainda o fluxo de pessoas que podem circular de uma área endêmica para outra livre do agravo.

Local de instalação

1. O local de instalação poderá ser tanto no interior quanto na borda da mata, ou ainda no extradomicílio de habitações, entre outros. Recomenda-se que as coletas noturnas de 12 horas sejam realizadas entre 18h e 06h. No entanto, diante das dificuldades de coleta neste horário, recomenda-se realizar, no mínimo, 2 a 3 horas de coleta sem interrupção no período de 18h às 20h ou 21h.
2. Procure uma área nivelada e de fácil acesso para a montagem da barraca.
3. No local escolhido, com o auxílio de aparelho GPS (Sistema de Posicionamento Global), obtenha as coordenadas e registre na ficha de campo (Sugestão no anexo 1) as informações obtidas. Faça anotações, registre a coleta com diversas fotos, descreva o local e as condições do ambiente.

Montagem da armadilha

A barraca deverá ser montada antes das 18h, enquanto o dia ainda está claro. Para facilitar o andamento da coleta, reserve aproximadamente 30 a 40 minutos antes, para montar a barraca e para deixar todas as etiquetas prontas com caneta permanente com as seguintes informações:

**Local, localidade, data, Shannon,
horário inicial e final, ponto, coletor
Ex: Macaé, Sana, 13/08/2019, Shannon,
18h às 19h, nº 26, Izabel**

Instalação da armadilha

1. Abra a barraca de Shannon e estique-a. Observe em quais galhos ou troncos de árvore um dos integrantes da equipe de campo deverá amarrar as quatro cordas da barraca (Fig. 26). A barraca deve ser montada a uma distância de 20 a 30 cm acima do nível do solo.
2. Caso não seja fácil encontrar os quatro pontos de amarração, pegue o fitilho plástico ou nylon e lance sobre o galho que melhor se ajusta na amarração, como uma “marimba”. Após conseguir laçar o galho, puxe até a medida necessária para alcançar a corda da barraca e faça um nó. Tente deixar a barraca o mais esticada possível (Fig. 27).
3. Depois de amarrar os quatro pontos superiores armando a barraca, finque quatro estacas de madeira ou metal no solo, na direção de cada ponta inferior da barraca. Amarre cada ponta inferior da barraca nas estacas fincadas (Fig. 28).
4. Verifique se a barraca de Shannon está firme e bem esticada. Em seguida, adapte uma fonte luminosa no interior da barraca.

OBSERVAÇÕES:

Há coletas que utilizam animais como iscas, por exemplo, cavalos. Em alguns casos, pode-se instalar a barraca de Shannon próxima aos currais ou abrigos de animais, pois eles também acabam atraindo os mosquitos.



Figura 26: Foto da barraca de Shannon amarrada em quatro pontos. Observe o integrante da equipe de campo amarrando a corda superior no tronco de uma árvore. Fonte: Mariana Machado (CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz).



Figura 27: Foto da barraca de Shannon bem esticada, amarrada, 30 cm acima do solo. Fonte: Claudimara Moreira (CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz).



Figura 28: Foto do integrante da equipe de campo amarrando a corda inferior da barraca de Shannon em uma estaca de madeira fincada no solo. Fonte: Mariana Machado (CEVAS/Macaé & IOC/Fiocruz).

Procedimento de coleta

1. Quando começar a escurecer, ligue a fonte luminosa e anote o horário de início de coleta. Nesse momento, integrantes da equipe de campo, cada um deles portando lanterna, gaiola e capturador de Castro, devem entrar e permanecer no interior da barraca a espera da aproximação dos mosquitos. Recomenda-se o uso da lanterna de cabeça.
2. Os mosquitos tendem a pousar nas paredes brancas do tecido da barraca de Shannon, momento em que serão capturados.
3. Quando o mosquito pousar na parede da barraca, aspire-o utilizando o capturador de Castro (Fig. 29).

4. Continue sugando o mosquito suavemente. Uma vez dentro do tubo, tape a abertura do capturador de Castro com o dedo, evitando que o espécime escape (Vide Fig. 24). Introduza o tubo de vidro no interior da gaiola de transporte (Vide Fig. 23), pela abertura própria, e sobre cuidadosamente a mangueira do capturador de Castro para que o mosquito saia do tubo e se aloje na gaiola.

OBSERVAÇÕES:

Todos os cuidados quanto à saúde do profissional capturador devem ser considerados. Desta forma, antes de atividades para a captura de anofelinos é importante seguir as orientações do “Guia para o Planejamento das Ações de Captura de Anofelinos pela Técnica de Atração por Humano Protegido (TAHP) e Acompanhamento dos Riscos à Saúde do Profissional Capturador” como referência (Brasil 2019 a).



Figura 29: Foto de um integrante da equipe de campo capturando anofelinos utilizando o capturador de Castro no interior da barraca de Shannon. Fonte: Marcelino da Rocha (CEVAS/Macaé).



FIQUE ATENTO:

Deixe a gaiola em mãos e com acesso fácil, ou no bolso da jaqueta de campo. Com a prática, o tempo entre captura e colocação do mosquito na gaiola de transporte passa a ser mais rápido. Nunca assopre com violência para ser mais rápido, pois isso pode matar o mosquito ou danificá-lo a ponto de não se conseguir mais identificá-lo. É importante levar gaiolas de transporte extras, pois poderá haver um grande número de mosquitos.

5. Inspeccione toda a barraca, inclusive na parte externa. Repita a operação quantas vezes forem necessárias durante 1 hora. Ao término, cole a etiqueta na gaiola. Recomenda-se a troca de gaiolas a cada hora.

Desinstalação da armadilha

1. Findado o tempo de coleta, inspeccione as partes interna e externa da barraca de Shannon, porque pode haver algum mosquito ou inseto abrigado.
2. Remova a fonte luminosa; porém, mantenha-a ligada para auxiliar no campo até o término da coleta.
3. Desamarre as cordas de tecido e/ou o fitilho e remova as estacas de madeira do solo.
4. Após desmontar, agite levemente a barraca de Shannon. Este procedimento propiciará o desprendimento de algum inseto ali abrigado. Ao término, dobre-a para guardar.

Acondicionamento e transporte

Acondicione as gaiolas com os mosquitos em caixa térmica (*cooler* ou caixa térmica), umedeça chumaços de algodão com solução açucarada a 10% (sem excesso) e disponha-os sobre cada gaiola, como mostrado na Figura 25. 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 gaiola 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

1. Ao receber o material de campo, registre todos os dados contidos no material adequadamente em uma planilha, principalmente o ponto de coleta. 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 faça o registro destes dados.
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:

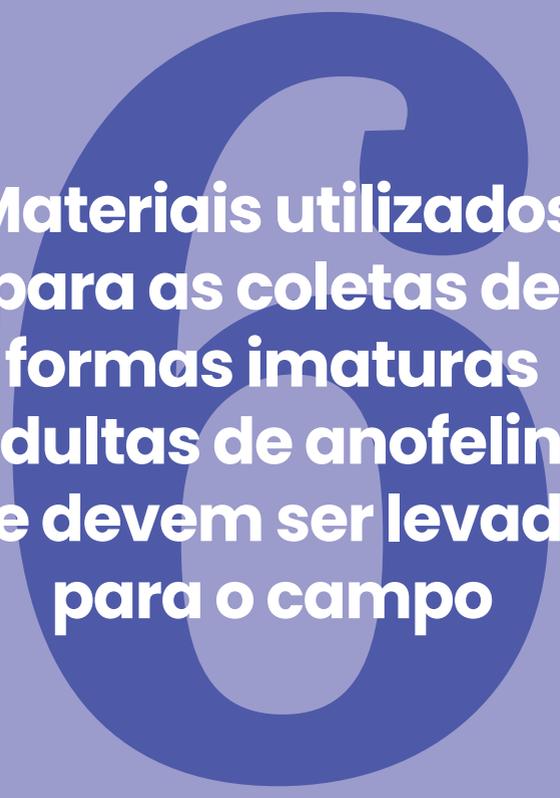
Registre os dados durante todas as etapas.

Principais resultados esperados

Espera-se construir uma planilha com todos os dados de coleta, incluindo o período, horário 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 malária e sua distribuição espacial e temporal. Além disso, é possível obter a ocorrência e abundância de cada espécie por localidade (peri e extradomicílio), comportamento vetorial (horário de pico), entre outros.

Limitações

Este método depende do esforço amostral de cada integrante da equipe de campo durante as coletas. No entanto, algumas das principais limitações operacionais são o horário noturno de coleta, o risco de contrair a malária ou de ser alvo de acidentes com animais peçonhentos. Em função disso é de grande importância o uso de EPI (Equipamento de Proteção Individual), como roupas de manga longa e calças grossas, botas, perneiras etc (Brasil 2019 a).



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

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

Armadilhas e instrumentos de coleta
Formas Imaturas
Concha entomológica
Sugador de água de bromélia
Formas Adultas
Capturador de Castro
Barraca de Shannon
Acessórios e materiais de coleta
Equipamento GPS
Gaiolas
Lanterna de mão e de cabeça com pilhas ou recarregador
Álcool a 70%
Bacia de cor branca
Pipeta plástica
Sacos próprios para transporte de formas imaturas ou outro recipiente para acondicionamento
Luvas
Fitalho plástico ou linha de nylon
Caixa térmica (<i>cooler</i>) ou isopor
Tesoura
Algodão
Papel filtro

Fita adesiva transparente

Papel + prancheta

Caneta permanente e esferográfica

Lápis

Etiqueta

Esparadrapo ou fita adesiva branca

Clipes metálicos

Solução açucarada a 10%

Sacos de lixo

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

Protetor solar

Calça comprida, de preferência de brim

Camisa de manga comprida

Sapato fechado, de preferência galochas de cano longo

Meiões pretos (maior atratividade) para a TAHP

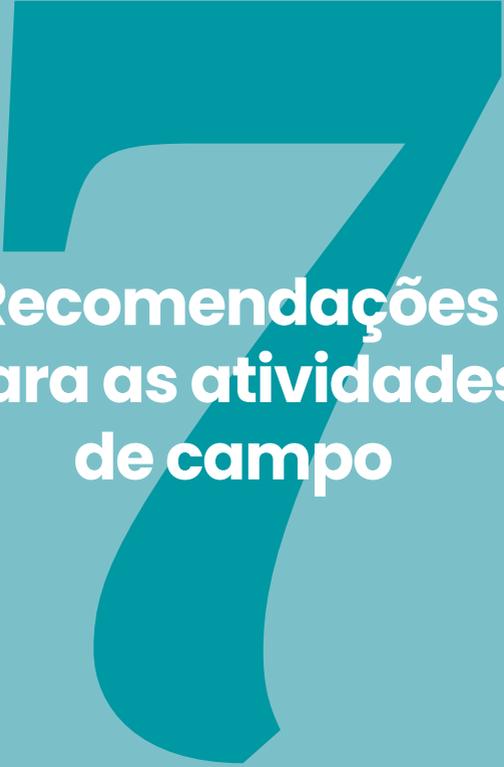
Perneiras de couro

Boné ou chapéu

Mochila/bolsa

Capa de chuva

Colete salva-vidas para coleta em rios, lagos e alagados



**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 capturador deverá realizar tanto o acompanhamento clínico, como o laboratorial em relação à malária;
- 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;
- Capacitar os profissionais candidatos a capturadores pela técnica de atração por humano protegido (TAPH);
- 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 em casos de acidentes 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;
- Não consumir bebidas alcoólicas ou substâncias que possam alterar o estado de consciência;
- Fazer refeições leves;
- 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



Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Manual de diagnóstico laboratorial da malária. Série A. Normas e Manuais Técnicos. Brasília: Ministério da Saúde. 2005.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Ações de controle da malária: manual para profissionais de saúde na atenção básica. Brasília: Ministério da Saúde, 52 p., 2006.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Guia Prático de tratamento da malária no Brasil. Brasília Ministério da Saúde, 36p., 2010.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Guia de Vigilância em Saúde. 1ª atual. ed. Brasília, Ministério da Saúde, 2016.

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.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. “Guia para o Planejamento das Ações de Captura de Anofelinos pela Técnica de Atração por Humano Protegido (TAHP) e Acompanhamento dos Riscos à Saúde do Profissional. 1ª. ed., Brasília, Ministério da Saúde, 2019 a.

CDC, Centers for Disease Control and Prevention. Malaria, maio 2006. Disponível em:< <https://www.cdc.gov/malaria/about/biology/index.html>> Acesso em 10 de outubro de 2019.

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

Forattini OP, *et al.* Investigações sobre o comportamento de formas adultas de mosquitos Silvestres no Estado de São Paulo, Brasil. *Revista de Saúde Pública*, 2(2), p. 111-173, 1968.

Forattini OP, *et al.* Studies on mosquitoes (Diptera: Culicidae) and anthropic environment. I -Parity of blood seeking *Anopheles (Kerteszia)* in south-eastern Brazil. *Rev. Saúde Pública*, 27: p. 1-8, 1993.

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.

Foster PG, *et al.* "Phylogeny of Anophelinae using mitochondrial protein coding genes." *Royal Society open science*, vol. 4,11 170758. 8 Nov. 2017.

Harbach R.E. The Culicidae (Diptera): a review of taxonomy, classification and phylogeny. *Zootax*, a 1668: p. 591-638, 2007.

Hiwat H; Bretas, G. Ecology of *Anopheles darlingi* Root with respect to vector importance: a review. *Parasites & Vector*, :177, 2011.

Miguel RB, *et al.* Malaria in the state of Rio de Janeiro, Brazil, na Atlantic Forest area: an assessment using the health surveillance service. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v. 109 (5), p. 634-640, agosto 2014.

Ministério da Saúde (MS). Brasil. Secretaria de Vigilância em Saúde. Nota Técnica 12/2007. Brasília: MS, 2007.

Motoki MT, et al. The *Anopheles albitarsis* complex with the recognition of *Anopheles oryzalimnetes* Wilkerson and Motoki, n. sp. and *Anopheles janconnae* Wilkerson and Sallum, n. sp. (Diptera: Culicidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2009.

Motoki MT. Caracterização de populações de *Anopheles darlingi* (Diptera:Culicidae) do Brasil por estruturas de morfologia externa dos ovos, das asas e por sequência gênicas [tese]. São Paulo: Faculdade de Saúde Pública, 2012.

Oliveira- Ferreira J, et al. Malaria in Brazil: an overview. *Malaria Journal*, Apr 30:9: 115, 2010.

OMS-Organização Mundial de Saúde. Entomologia do paludismo e controle dos vetores: Guia do participante. Genebra, 2015. Disponível em: <https://www.afro.who.int/sites/default/files/2017-06/9789248505812_por.pdf>https://www.afro.who.int/sites/default/files/2017-06/9789248505812_por.pdf>. Acesso em 10 de junho de 2018.

OMS-Organização Mundial de Saúde. Malária, 2021. Disponível em: <<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/malaria>>. Acesso em 10 de janeiro de 2022.

OPAS-Organización Panamericana de la Salud / Agência dos Estados Unidos para o Desenvolvimento Internacional (USAID). Manual de Entomologia da Malária: Para técnicos de entomologia e controle de vetores, 2012. Disponível em: <https://www.paho.org/hq/dmdocuments/2012/2012_manual_entomologia-malaria-port.pdf>. Acesso em 10 de junho de 2018.

OPAS-Organización Panamericana de la Salud. Malária, 2017. Disponível em: <<http://www.paho.org/bra/index.php>>. Acesso em 20 de abril de 2018.

Pina-Costa, *et al.* Diagnóstico tardio de malária em área endêmica de dengue na extra Amazônia brasileira: experiência recente de uma unidade sentinela no Estado do Rio de Janeiro. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, p. 571-574, set-out 2010.

Portes MGT, *et al.* Anofelinos de Santa Catarina (Diptera: Culicidae), Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop*, vol.43, n.2, p.156-160, 2010.

Póvoa MM *et al.* The importance of *Anopheles albitarsis* e and *An. darlingi* in human malaria transmission in Boa Vista, state of Roraima, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 101, n. 2, p. 163-168, 2006.

Reidenbach K.R.; Cook S.; Bertone M.A. *et al.* Phylogenetic analysis and temporal diversification of mosquitoes (Diptera: Culicidae) based on nuclear genes and morphology. *BMC Evol Biol* 9, 298, 2009.

Rosa-Freitas MG. *Anopheles (Nyssorhynchus) deaneorum*: a new species in the *Albitarsis* Complex (Diptera: Culicidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 84: p. 535-543, 1989.

Rosa-Freitas MG; Deane LM. The neotype of *Anopheles albitarsis* (Diptera: culicidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro , v. 84, n. 3, p. 289-302, Sept. 1989.

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

Secretaria Estadual de Saúde. São Paulo. Superintendência de Controle de Endemias- SUCEN. Vetores. Disponível em:<<http://www.saude.sp.gov.br/sucen-superintendencia-de-controle-de-endemias/programas/malaria/vetores>>. Acesso em 13 de outubro de 2019.

Shannon, RC. Methods for collecting and feeding mosquitoes in jungle yellow fever studies. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 19: 131140, 1939.

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:	<input type="checkbox"/> Permanente	<input type="checkbox"/> Pastagem
	<input type="checkbox"/> Natural	<input type="checkbox"/> Artificial

Característica da área:	<input type="checkbox"/> Alagado	<input type="checkbox"/> Tanque de Piscicultura
	<input type="checkbox"/> Lagoa	<input type="checkbox"/> Represa
	<input type="checkbox"/> Poça	<input type="checkbox"/> Canal
	<input type="checkbox"/> Açude	<input type="checkbox"/> Outro _____

Descrição do criadouro:	
Corrente:	<input type="checkbox"/> Forte <input type="checkbox"/> Moderada <input type="checkbox"/> Fraca <input type="checkbox"/> S/ corrente
Exposição à luz:	<input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não <input type="checkbox"/> Parcial
Tamanho aproximado: _____	
Profundidade: _____	
	Natureza da água: <input type="checkbox"/> Limpida <input type="checkbox"/> Turva <input type="checkbox"/> Poluída <input type="checkbox"/> Outro
	Vegetação: <input type="checkbox"/> Borda <input type="checkbox"/> Submersa <input type="checkbox"/> Flutuante <input type="checkbox"/> Outro

Observações (se possível, pH da água, temperatura, umidade relativa do ar, entre outros): _____

Resumo da coleta larvária	
Total de conchadas: _____	Positivas: _____
Nº de larvas: Estádios I e II _____	III, IV e pupas _____
Contornou o criadouro:	<input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não
Coletores: _____	

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
() Sugador de água de bromélia (Sifão)			
() Pipetão			
() Capturador de Castro			
() Aspirador movido a bateria			
() Ovitampa			
() Sapucaia			
() Armadilha de bambu			
() CDC			
() Barraca de Shannon			
() 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: () Sim () Não

Coleta de mosquitos adultos () Sim () Não

Armadilhas positivas () Sim () Não Quais?

Coletores: _____

Anexo 2

Sugestões de Chaves Dicotômicas:

- Larvas e adultos de anofelinos 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>>

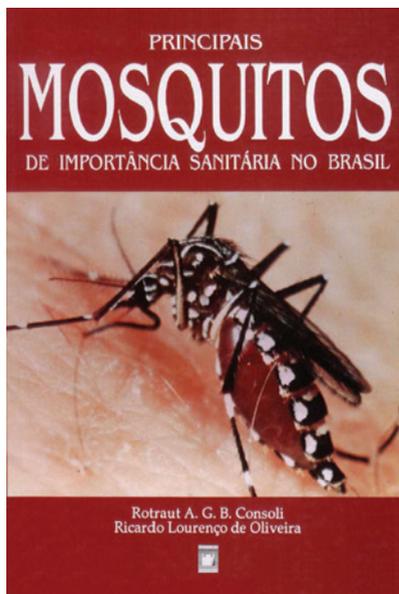


Figura 30: Capa do livro “*Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil*”. Fonte: Disponível em: <<https://www.arca.fiocruz.br/handle/icict/2708>>

- Anofelinos (sem ilustrações):

Livro: Culicidologia Médica.vol. 2.

Autor: Forattini, Oswaldo P

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

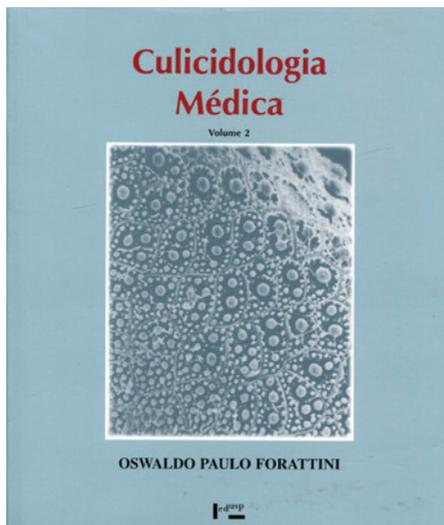


Figura 31: Capa do livro “Culicidologia Médica.vol. 2.”. Fonte: <https://www.edusp.com.br/livros/culicidologia-medica-2/>

Anexo 3

Nota técnica 12/2007

SIPAR - Ministério da Saúde

Registro Número:

25000. 088097/2007-80



MINISTÉRIO DA SAÚDE
SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE
Esplanada dos Ministérios, Edifício Sede,
1º andar, Ala Norte - CEP 70.058-900
Tel. (61) 3448 8272

NOTA TÉCNICA Nº. 012 - CGPNCM/DIGES/SVS/MS

Assunto: Padronização dos métodos utilizados em pesquisa larvária de *Anopheles* na rotina dos laboratórios de entomologia.

O levantamento dos indicadores entomológicos de malária é fundamental ao bom planejamento das ações de controle vetorial de anofelinos. Além de comporem uma importante ferramenta de avaliação da eficiência e do impacto das atividades de controle das populações do mosquito. Existem duas metodologias básicas para a aquisição dos referidos indicadores, são elas: a captura de alados e pesquisa larvária por meio de concha entomológica.

Não existe, entretanto, uma padronização dessas atividades de forma a tornar comparáveis os resultados obtidos por diferentes equipes de campo. Essa standardização se faz ainda mais necessária com o advento do sistema de informação de vetores de malária, o Vetores_malaria, pois os relatórios do sistema não têm como levar em conta as particularidades dos métodos utilizados por cada grupo que realiza a captura em campo.

Nesse contexto, o presente documento tem como objetivo padronizar a metodologia de pesquisa larvária.

Pesquisa larvária

Utiliza-se a concha entomológica (fig. 01) como instrumento para pesquisa larvária. Para que as medidas de densidade sejam comparáveis é, antes de tudo, necessário que os instrumentos de coleta usados pelas diferentes equipes tenham a mesma capacidade volumétrica (aproximadamente 350 mililitros), diâmetro de abertura (de 11,0 cm). O cabo de manuseio deve ser de aproximadamente 1,0 metro. A concha deve, preferencialmente, ser branca para facilitar a visualização dos imaturos.

A metodologia a ser aplicada em cada ponto de coleta está representada na figura 02. As pegadas (1) representam a posição do agente capturador em relação à margem do criadouro. A partir dessa posição, devem ser efetuadas três “conchadas” em cada posição apresentada na figura, totalizando nove “conchadas” por ponto. Este procedimento permite uma amostragem menos pontual do criadouro.

Entre cada um dos pontos, o agente deve andar cinco metros, até cobrir todo o perímetro do criadouro, caso o criadouro tenha até 100 metros de margem. Criadouros com mais de 100 metros, devem ser amostrados por, no mínimo, 20 pontos (uma a cada cinco metros).

A cada “conchada”, deve-se contar o número de imaturos de anofelino, separando-os por estágio (I, II, III, IV e pupa). As larvas de I e II estádios devem ser levadas ao laboratório para serem criadas e, posteriormente, identificadas. As de III, IV instares podem ser identificadas diretamente e as pupas devem ser levadas para emergir em laboratório dentro de copos entomológicos com água do próprio criadouro ou água não clorada.

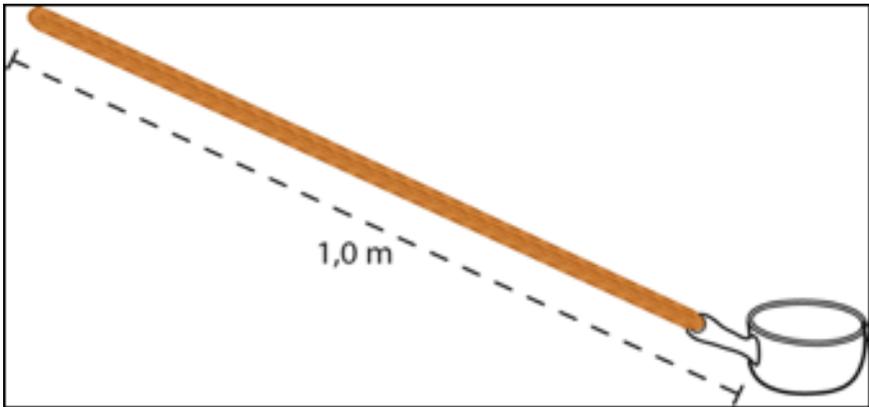


Figura 32: representação esquemática da concha entomológica para captura de imaturos. (d): diâmetro de abertura.

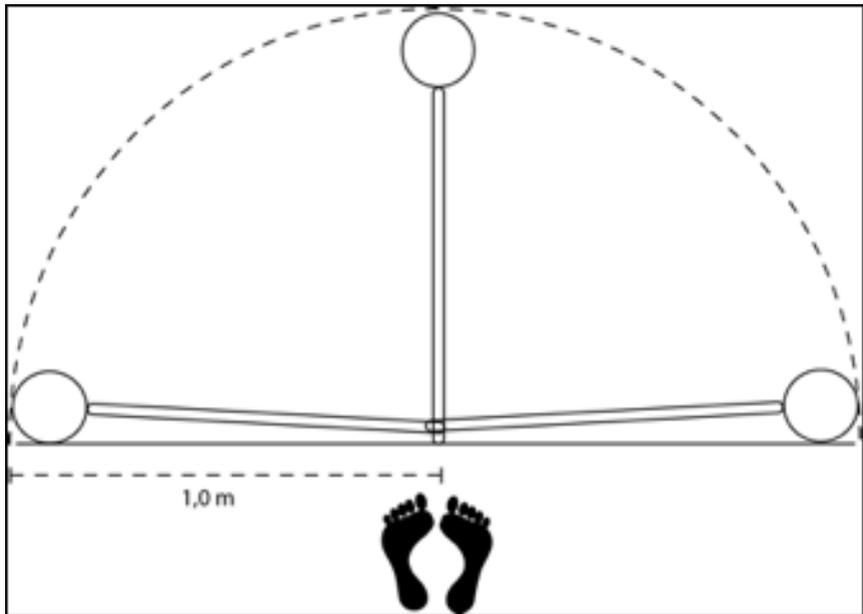


Figura 33: representação esquemática do procedimento para o levantamento de imaturos em cada ponto de coleta. A linha cheia marca a margem do criadouro. (1) Concha entomológica; (2) posição do capturador em relação à margem do criadouro

Brasília, 04 de Junho de 2007.

APOIO



MUNICÍPIO MUNICIPAL
MACAÉ
SACOS



NOSMOVE

Núcleo Operacional Sentinelas de Mosquitos Vetores
DIRAC - IOC - VIRAAPS



FINANCIAMENTO



FAPERJ

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

GOVERNO FEDERAL
BRASIL
UNIÃO E RECONSTRUÇÃO