



**GUIA DE VIGILÂNCIA DE EPIZOOTIAS EM
PRIMATAS NÃO HUMANOS E ENTOMOLOGIA
APLICADA À VIGILÂNCIA DA FEBRE AMARELA**

2ª edição

Brasília – DF
2014



**GUIA DE VIGILÂNCIA DE EPIZOOTIAS EM
PRIMATAS NÃO HUMANOS E ENTOMOLOGIA
APLICADA À VIGILÂNCIA DA FEBRE AMARELA**

página intencionalmente branca

MINISTÉRIO DA SAÚDE
Secretaria de Vigilância em Saúde
Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis

GUIA DE VIGILÂNCIA DE EPIZOOTIAS EM PRIMATAS NÃO HUMANOS E ENTOMOLOGIA APLICADA À VIGILÂNCIA DA FEBRE AMARELA

2ª edição



Brasília • DF • 2014

© 2005 Ministério da Saúde.

Todos os direitos reservados. É permitida a reprodução parcial ou total desta obra, desde que citada a fonte e que não seja para venda ou qualquer fim comercial. Venda proibida. Distribuição gratuita. A responsabilidade pelos direitos autorais de textos e imagens desta obra é da área técnica. A coleção institucional do Ministério da Saúde pode ser acessada, na íntegra, na Biblioteca Virtual em Saúde do Ministério da Saúde: <www.saude.gov.br/bvs>.

Tiragem: 1ª edição – 2005
2ª edição – 2014 – 1.000 exemplares

Elaboração, distribuição e informações:

MINISTÉRIO DA SAÚDE
Secretaria de Vigilância em Saúde
Departamento de Vigilância das Doenças
Transmissíveis
Coordenação-Geral de Doenças Transmissíveis
SCS Quadra 4, bloco A, Edifício Principal, 4º andar
CEP: 70304-000 – Brasília/DF
Site: www.saude.gov.br/svs
E-mail: svs@saude.gov.br

Produção:

Núcleo de Comunicação/GAB/SVS

Capa e diagramação:

Fred Lobo – Nucom/GAB/SVS

Normalização:

Delano de Aquino Silva – Editora MS/CGDI

Revisão:

Eveline de Assis – Editora MS/CGDI
Khamila Silva – Editora MS/CGDI

Impresso no Brasil / Printed in Brazil

Ficha Catalográfica

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis.

Guia de vigilância de epizootias em primatas não humanos e entomologia aplicada à vigilância da febre amarela / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis. –

2. ed. – Brasília : Ministério da Saúde, 2014.

100 p. : il.

ISBN 978-85-334-2102-8

1. Epizootia. 2. Entomologia. 3. Febre amarela. 4. Vigilância epidemiológica. I. Título.

CDU 639.1.091

Catalogação na fonte – Coordenação-Geral de Documentação e Informação – Editora MS – OS 2014/0078

Títulos para indexação:

Em inglês: Guide to epizootics surveillance in non-human primates and entomology applied to the yellow fever surveillance

Em espanhol: Guía de vigilancia de epizootias en primates no humanos y entomología aplicada a la vigilancia de la fiebre amarilla

Sumário

Apresentação	7
1 Introdução	9
2 Sistema de Vigilância de Epizootias em Primatas Não Humanos	10
2.1 Descrição	10
2.2 Objetivos	11
2.3 Conceitos e definições	11
2.4 Tipos de vigilância	12
2.4.1 Vigilância passiva	12
2.4.2 Vigilância ativa	13
2.5 Formulários de notificação e de registro de dados	14
2.6 Roteiro básico de investigação de morte de PNH	15
3 Biossegurança em atividades de campo	16
3.1 Considerações gerais	16
3.2 Níveis de biossegurança	17
3.3 Vias de contaminação e tipos de riscos	18
3.4 Precauções para o manejo de animais silvestres	18
3.5 Condutas em caso de acidentes	19
3.6 Equipamentos de proteção individual – EPI	19
3.7 Segurança respiratória	20
3.8 Procedimentos operacionais em trabalhos de campo	20
3.9 Precauções no manuseio de produtos químicos	21
3.10 Desinfetantes	21
3.11 Limpeza e descontaminação de materiais e do local de trabalho	22
3.12 Destinação final de resíduos	23
4 Características dos primatas não humanos	24
4.1 Enfermidades comuns em primatas não humanos	29
4.2 Eutanásia	30
5 Técnicas de captura e manejo de primatas	32
5.1 Considerações gerais para captura de PNH	32
5.2 Protocolo de captura: preparativos	32
5.3 Captura de PNH de pequeno e médio portes	33
5.4 Captura de PNH de grande porte	37
5.5 Contenção de PNH	44
5.6 Manejo dos animais e coleta de amostras biológicas	47

6 Procedimentos de necropsia e de coleta de amostras para diagnóstico de febre amarela	50
6.1 Necropsia	50
6.2 Coleta de amostras	56
6.3 Transporte de amostras	60
7 Entomologia aplicada à vigilância da febre amarela	61
7.1 Aspectos bioecológicos dos vetores do vírus amarelo	62
7.2 Captura de vetores do vírus amarelo	66
7.3 Biossegurança na captura de vetores	73
Referências	75
Anexos	81
Equipe técnica	98

Apresentação

O *Guia de Vigilância de Epizootias em Primatas Não Humanos e Entomologia Aplicada à Vigilância da Febre Amarela*, da Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS), Ministério da Saúde (MS), apresenta, nesta edição, revisada e ampliada, as novas recomendações técnicas para o desenvolvimento, a estruturação e a consolidação da vigilância entomológica e da vigilância de epizootias em primatas não humanos como alerta para o risco de ocorrência de febre amarela silvestre visando, primordialmente, prevenir a ocorrência de casos humanos com vistas à redução da morbimortalidade, por meio da ampla investigação das epizootias suspeitas e da pesquisa de vírus da febre amarela em primatas não humanos e vetores.

As ações propostas são baseadas na experiência de mais de dez anos dessa atividade no Brasil, considerando as ações desenvolvidas, a organização, as atividades e outras iniciativas que visam à detecção precoce da circulação do vírus em primatas não humanos, bem como em seus potenciais vetores.

Sua elaboração visa informar, atualizar e orientar profissionais de saúde e de outros setores quanto aos aspectos epidemiológicos da febre amarela, características bioecológicas e distribuição dos primatas não humanos e potenciais vetores no Brasil, noções básicas de biossegurança em ações de campo, realização de necropsia, coleta de material biológico para diagnóstico laboratorial, além de definir as diretrizes para a vigilância entomológica e de epizootias em primatas não humanos.

Assim, constitui material de referência para a estruturação das ações de vigilância entomológica e de epizootias nas secretarias estaduais e municipais de Saúde, como ferramentas para a vigilância da febre amarela, visando monitorar as áreas de ocorrência e subsidiar a definição de áreas de risco e áreas com recomendação de vacina contra febre amarela.

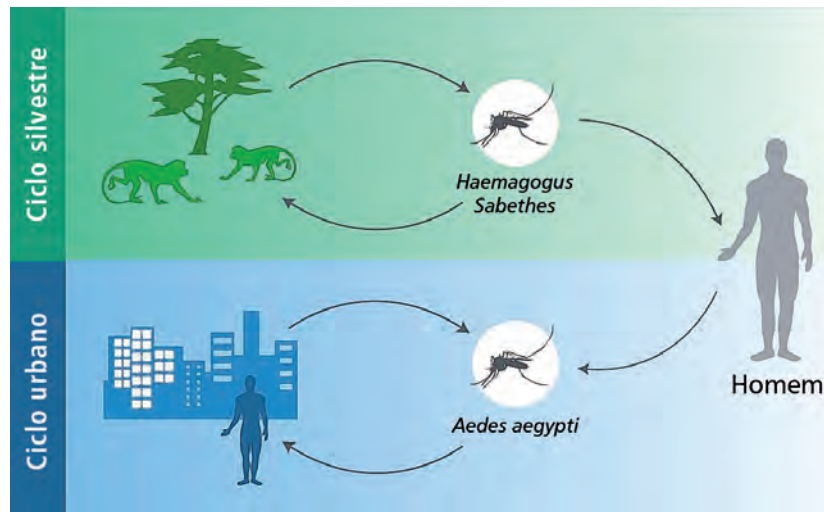
página intencionalmente branca

1 Introdução

A febre amarela (FA) é uma doença infecciosa febril aguda, não contagiosa, causada por um arbovírus do gênero *Flavivirus*, família *Flaviviridae*. A doença mantém-se endêmica e enzoótica em diversas regiões tropicais das Américas e da África e, de modo esporádico, são registrados surtos e epidemias de magnitude variável (Brasil, 2009).

Atualmente, são conhecidos dois ciclos de transmissão do vírus da FA: um urbano, do tipo homem-mosquito-homem, no qual o *Aedes aegypti* é o principal vetor; e outro silvestre, complexo, no qual diferentes espécies de mosquitos (e.g., *Haemagogus* spp. e *Sabethes* spp.) atuam como vetores e primatas não humanos (PNH) participam como hospedeiros, amplificando o vírus durante a fase virêmica (Figura 1) (Brasil, 2009).

Figura 1 – Ciclos epidemiológicos da febre amarela



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

Tendo em vista que o ciclo silvestre de transmissão do vírus não é passível de eliminação, estratégias que visam à detecção precoce da circulação viral devem ser adotadas, a fim de monitorar as áreas de risco e de aplicar oportunamente medidas de prevenção e controle, cujo objetivo é evitar a ocorrência de casos na população residente e visitante, reduzindo as chances de dispersão do vírus para áreas receptivas e/ou vulneráveis.

2 Sistema de Vigilância de Epizootias em Primatas Não Humanos

2.1 Descrição

O Sistema de Vigilância de Epizootias em PNH tem como marco inicial o ano de 1999, após período de intensa transmissão na Região Centro-Oeste brasileira, onde a ocorrência de epizootias em PNH precedeu e acompanhou a ocorrência de casos humanos de febre amarela silvestre (FAS). A partir de então, o Ministério da Saúde passou a incentivar iniciativas regionais para detectar a circulação do vírus ainda em seu ciclo enzoótico.

O Programa de Vigilância, Prevenção e Controle da Febre Amarela atua de forma articulada com diferentes áreas, como vigilância de casos humanos suspeitos, vigilância de síndromes febris íctero-hemorrágicas, imunização, vigilância de eventos adversos pós-vacinais (EAPV) graves, vigilância entomológica (vetores urbanos e silvestres), vigilância ambiental (ecoepidemiologia), além de ações de informação, de educação e de comunicação. Assim, as vigilâncias entomológica e de epizootia em PNH constituem eixos de atuação ecoepidemiológica do Programa no Brasil (Figura 2).

Figura 2 – Áreas de atuação do Programa de Vigilância, Prevenção e Controle da Febre Amarela



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

A vigilância de epizootias em PNH consiste essencialmente em captar informações, oportunamente, sobre adoecimento ou morte de PNH e investigar adequadamente esses eventos, com a finalidade de subsidiar a tomada de decisão para a adoção de medidas de prevenção e de controle e para reduzir a morbimortalidade da doença na população humana, em áreas afetadas (com transmissão ativa) e ampliadas (áreas adjacentes).

2.2 Objetivos

Geral

- Prevenir a ocorrência de casos humanos de febre amarela.

Específicos

- Detectar precocemente a circulação do vírus, ainda no ciclo enzoótico (entre vetores e primatas não humanos).
- Desencadear, oportunamente, medidas de prevenção e de controle da febre amarela.
- Evitar casos humanos e surtos de febre amarela.

2.3 Conceitos e definições

Para efeito de vigilância, de notificação e de investigação, devem ser consideradas as seguintes definições:

Definição de caso suspeito

Primata não humano de qualquer espécie, encontrado morto (incluindo ossadas) ou doente, em qualquer local do território nacional.

Todo caso suspeito deve ser notificado. Com base nas características levantadas, a partir dos achados da investigação, as epizootias notificadas devem ser classificadas em:

- **Morte de macaco**

- » Rumor do adoecimento ou morte de macaco, com histórico consistente, sem coleta de amostras para diagnóstico laboratorial.
- » Incluem-se nessa classificação aqueles eventos em que a investigação epidemiológica não reuniu amostras (diretas ou indiretas) para a investigação da causa da epizootia.

- **Epizootia de primata “em investigação”**

- » Morte de macaco, constatada em investigação local, com coleta de amostras do animal objeto da notificação ou com coletas de amostras secundárias na investigação. Por exemplo: amostras de primatas remanescentes da área, contactantes do animal doente ou morto.
- » Adicionalmente, a investigação no local provável de infecção (LPI) pode reunir amostras indiretas que podem contribuir na investigação, tais como: vetores para pesquisa de vírus, casos humanos sintomáticos ou indivíduos assintomáticos não vacinados, identificados na busca ativa.

- **Epizootia confirmada para febre amarela**

- » *Por laboratório*: epizootia de primata cujo resultado laboratorial foi conclusivo para a febre amarela em pelo menos um animal do LPI.
- » *Por vínculo epidemiológico*: epizootia de primata, associada à detecção viral em vetores, outros primatas ou em humanos no LPI. Devem ser considerados o tempo e a área de detecção, avaliando caso a caso, em conjunto com a Secretaria Estadual de Saúde (SES) e a Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS).

- **Epizootia descartada para febre amarela**

- » Epizootia de primata com resultado laboratorial negativo e conclusivo para febre amarela.

Obs.: Considera-se PNH doente o animal que apresenta comportamento anormal como: depressão, movimentação lenta (mesmo quando perseguido), ausência de instinto de fuga, segregação do grupo ou imobilidade no solo; e/ou perda de apetite, desnutrição, desidratação, presença de lesões cutâneas, secreções nasais ou oculares e diarreia, entre outros sinais ou sintomas.

2.4 Tipos de vigilância

2.4.1 Vigilância passiva

A vigilância de epizootias, por meio da captação de informações sobre adoecimento ou morte de PNH como evento sentinela que representa risco para a saúde pública, está incluída na lista de eventos de relevância epidemiológica, constante na Portaria MS/GM nº 104 de 25 de janeiro de 2011, que trata das doenças, dos agravos e dos eventos em saúde pública de notificação compulsória no Brasil.

O foco da vigilância passiva consiste em identificar, nas diferentes regiões e localidades do País, grupos sociais e profissionais que, por advento das atividades que desenvolvem, possam observar adoecimento ou morte de PNH e informar às autoridades de saúde locais para investigação oportuna e avaliação do risco potencial de ocorrência de casos humanos de FAS na região.

Todas as instituições ligadas ao meio ambiente, à proteção ambiental, à conservação animal, aos produtores rurais, aos agricultores, aos zoológicos, aos parques, às instituições de ensino e pesquisa e à população devem ser considerados fontes potenciais de informação.

A população animal de interesse é prioritariamente a de PNH, podendo ser: animais de vida livre, de ambientes rurais ou silvestres; e animais mantidos em cativeiro, como criadouros conservacionistas, parques e zoológicos, ou domesticados, ainda que inadvertidamente.

A área de abrangência para a vigilância de epizootias em PNH compreende todo o território nacional, inclusive aquelas áreas consideradas sem risco para a febre amarela (áreas sem recomendação de vacina – ASRV), devido a aspectos de vulnerabilidade e/ou receptividade.

A notificação da morte de PNH, ou mesmo de animais doentes, à unidade local da Secretaria Municipal de Saúde (SMS) pode ser realizada por qualquer indivíduo, e deve ser feita o mais brevemente possível. Entende-se como oportuna a notificação em até 24 horas, seguida da investigação no mesmo período de tempo, conforme especificado na Portaria nº 104/2011.

Toda a Rede de Vigilância em Saúde deve ser comunicada pela via mais rápida, de acordo com o fluxograma estabelecido para a vigilância de epizootias em PNH (Anexo A). A notificação deve ser registrada no Sistema de Informação de Agravos de Notificação (Sinan), em ficha padronizada para esse fim (Anexo B; disponível em <www.saude.gov.br/sinanweb>).

A unidade de vigilância local deverá adotar as medidas de prevenção e de controle adequadas, atendendo às normas técnicas do Programa de Vigilância, Prevenção e Controle da Febre Amarela. Toda atividade de investigação deverá considerar o potencial de resposta dos cinco componentes de vigilância epidemiológica da febre amarela: vigilância de casos humanos; imunização, vigilância de coberturas vacinais e de eventos adversos; vigilância de epizootias em PNH; vigilância entomológica e controle vetorial; e informação, educação e comunicação.

Figura 3 – Vigilância passiva de epizootias em PNH: informação, notificação, investigação e resposta dos serviços de saúde pública



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

2.4.2 Vigilância ativa

A vigilância ativa do ciclo enzoótico de transmissão do vírus da FA, em virtude de sua complexidade e da necessidade de recursos materiais e humanos habilitados, é considerada atualmente uma atividade complementar. O objetivo dessa estratégia é avaliar e/ou monitorar elementos de importância epidemiológica, como áreas com presença de populações de primatas e/ou de vetores silvestres, para identificar áreas com circulação viral, as espécies envolvidas, além de outros aspectos ecoepidemiológicos.

Essa ação visa caracterizar aspectos geográficos e ambientais das áreas de monitoramento, e coleccionar dados de ocorrência, de comportamento, e de distribuição de PNH, além de avaliar sua sanidade a partir da sorologia dos animais amostrados, de vida livre ou cativa.

Essa atividade reforça as ações de detecção precoce da circulação viral e predição de risco, na medida em que o adoecimento ou morte de primatas poderá ser observado durante a realização da atividade, antes mesmo do alerta decorrente da vigilância passiva. Por ser uma atividade que pode assumir caráter de pesquisa aplicada ao serviço, recomenda-se submeter previamente a proposta de vigilância ativa com atividades de captura e de manejo de primatas de vida livre aos órgãos competentes para licenciamento ambiental, sempre que a atividade não for relacionada com investigação de epizootias em curso suspeitas de FA (vigilância passiva) ou de outro risco à saúde pública.

2.5 Formulários de notificação e de registro de dados

Instrumentos para registro de informações

Os instrumentos para registro de dados são destinados a orientar a investigação e registrar informações importantes para a vigilância. Cada atividade conta com um instrumento padronizado, disponível como anexo neste Guia.

Para a formalização da ocorrência de evento envolvendo adoecimento ou morte de PNH, utiliza-se a Ficha de Notificação/Investigação de Epizootia (Anexo B), que deve ser complementada com informações sobre a investigação e o LPI, como contextualização do evento, histórico de morte de PNH em outras épocas, descrição do local, número e tipo de amostras obtidas. O relatório visa agregar dados que favoreçam a interpretação do evento e a avaliação do risco implicado pelos profissionais da rede, e orientar a tomada de decisão articulada entre as diferentes esferas de gestão do SUS, no que se refere à aplicação de medidas preventivas e de controle.

Além deste, outros instrumentos para registro de dados criados por atividades relacionadas à vigilância de epizootias estão disponíveis, tais como a Ficha Clínica e de Necropsia em Primatas (Anexo C), utilizada para animais encontrados mortos ou eutanasiados e a Ficha de Identificação de Primatas (Anexo D), utilizada na amostragem de material biológico de animais vivos, como, por exemplo, em atividades de vigilância ativa ou de amostragem de animais contactantes daqueles encontrados mortos.

Registro das coordenadas geográficas

O uso de Sistemas de Informações Geográficas (SIG) na investigação de epizootias em PNH tem contribuído para o melhor entendimento da epidemiologia da FA. Para o desenvolvimento de análises espaciais, é fundamental georreferenciar os locais de investigação utilizando aparelho GPS (*Global Positioning System*). Com as coordenadas geográficas dos locais de investigação, é possível cruzar informações a respeito do clima, da cobertura vegetal, da hidrografia, do uso do solo, e outras que possam indicar padrões de transmissão ou aspectos ambientais e ecológicos favoráveis à emergência da doença.

Em função da importância do uso de ferramentas de análise espacial para a compreensão dos processos de transmissão investigados, é imperativa a necessidade de padronizarem-se as unidades de medidas e formatos das coordenadas geográficas aferidas e as configurações do aparelho, visando estabelecer uma rotina de análise e facilitar a troca de informações entre diferentes atores. Assim, recomenda-se utilizar o mesmo formato das coordenadas geográficas aferidas com aparelho GPS na ocasião da investigação de mortes de PNH e outras atividades de investigação de campo como necropsia, amostragem de animais vivos (sentinelas) e investigação entomológica, além dos locais prováveis de infecção (LPIs) de casos humanos suspeitos de FA.

Deve-se obter o dado pontual no seguinte formato:

Sistema de Projeção: **LatLong**.

Datum: **SAD69** (sistema geodésico regional para a América do Sul);

Formato das coordenadas geográficas:

- **graus, minutos, segundos** (geralmente expresso como *gg^omm'ss.s"*). Nesse formato, deve-se indicar, no valor de cada coordenada, o hemisfério a que ela pertence. Ex.: 27°59'30.7"S (latitude); 51°29'09.9"W (longitude);
- **graus decimais** (expresso como *gg.gggggg^o*). A indicação do hemisfério a que cada coordenada pertence é representada pelos sinais positivo e negativo Ex.: -27.991861 (latitude); -51.486083 (longitude).

*Todo o território brasileiro localiza-se no Hemisfério Oeste, de modo que as longitudes são representadas com a letra W ou com sinal negativo. Contudo, as latitudes podem estar inseridas nos hemisférios Sul (S ou sinal negativo) ou Norte (N ou sinal positivo).

2.6 Roteiro básico de investigação de morte de PNH

Diante de uma informação de morte de macaco, as autoridades de saúde locais (Secretaria Municipal de Saúde – SMS – ou Unidade Regional da Secretaria Estadual de Saúde – SES) devem imediatamente (até 24 horas) proceder à notificação do evento às esferas do SUS (níveis estadual e federal) e iniciar a investigação no período de 24 horas após a notificação.

Síntese das orientações básicas para investigação

- Verificar no local qualquer rumor de morte de PNH para determinar se realmente existem animais mortos.
- Realizar busca detalhada de informações, verificando a extensão da área afetada com registro fotográfico.
- Observar e consultar a população local sobre a presença de PNH e mosquitos na mata.
- Levantar o histórico vacinal dos moradores de áreas próximas e realizar a busca ativa de casos humanos suspeitos de febre amarela.
- Obter com os moradores informações sobre ocorrência anterior e atual de PNH (vivos ou mortos) e data das mortes.
- Constatada a existência de PNH mortos e/ou doentes, a equipe de investigação deve preencher a Ficha de Notificação/Investigação de Epizootia (Anexo B), adicionando detalhes relevantes no campo “observações” ou em relatório complementar.
- Marcar a localização geográfica com o aparelho GPS, conforme recomendações deste Guia. Quando não disponível, a localização deve ser determinada por pontos de referência ou distância aproximada e direção a partir do ponto central do município.
- Existindo animal morto, coletar amostras para diagnóstico e avaliar as condições e indicações para a captura de vetores, podendo consultar e definir a estratégia de investigação em conjunto com as demais esferas de gestão do SUS (SES/SVS).
- Encaminhar as amostras, via Laboratório Central de Saúde Pública (Lacen), aos laboratórios de referência regional ou nacional, de acordo com o fluxo de encaminhamento definido.
- Avaliar, em conjunto com as diferentes esferas de gestão, a necessidade de ações adicionais de intensificação da vigilância, da vacinação, da comunicação e do controle vetorial.

3 Biossegurança em atividades de campo

3.1 Considerações gerais

Biossegurança é o conjunto de ações e procedimentos que visam evitar, reduzir e controlar riscos provocados pelo manuseio de agentes químicos, físicos, radioativos e biológicos para humanos, animais e o meio ambiente.

Em programas de biossegurança, são utilizados níveis de contenção ou barreira (contenção primária e secundária) e níveis de biossegurança (NB-1, 2, 3 e 4), que são determinados a partir do grupo de risco ao qual o agente infeccioso investigado se insere.

O termo “contenção” refere-se à utilização de métodos seguros e equipamentos apropriados para o manejo de agentes infecciosos em ambiente onde é realizado o trabalho com risco.

O objetivo principal do programa de biossegurança é reduzir a exposição dos profissionais e de outras pessoas a agentes infecciosos, bem como prevenir sua disseminação no ambiente. Portanto, boas práticas e técnicas de trabalho realizadas por profissionais capacitados, como o uso de equipamentos de biossegurança apropriados e em instalações adequadas, devem ser adotadas para a realização das atividades.

Contenção ou barreira primária

Contenção primária é a proteção pessoal e do ambiente de trabalho contra a exposição a agentes infecciosos, que pode ser proporcionada pelo uso de equipamentos de segurança adequados. Um exemplo de contenção primária é o simples hábito de lavar as mãos, que fornece um elevado nível de proteção pessoal, haja vista a possibilidade de contaminação durante a realização do trabalho.

Os equipamentos de proteção individual, como luvas, aventais, macacões, botas, respiradores, máscaras e óculos de proteção também são medidas de contenção ou barreira primária.

Contenção ou barreira secundária

A contenção secundária é a proteção do ambiente externo ao laboratório de campo, contra a exposição a materiais contaminados. Essa prática está relacionada à combinação de aspectos que se referem à infraestrutura do ambiente e às práticas ou procedimentos operacionais.

Para a escolha do local para a instalação do laboratório de campo, deve-se considerar:

- Locais de acesso restrito aos profissionais que estarão executando o trabalho.
- Locais distantes de ambientes frequentados por pessoas ou animais domésticos.
- Locais distantes de cursos d'água, com baixa incidência de radiação solar e boa ventilação.
- Locais de fácil acesso à água e à energia.
- Sinalizado: “Área de Acesso Restrito – Risco Biológico”.

Figura 4 – Laboratório de campo para a obtenção de amostras de PNH durante investigação de epizootia suspeita de febre amarela



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

3.2 Níveis de biossegurança

Os níveis de biossegurança são subdivididos em categorias, determinadas a partir do grau de risco que um agente pode significar à saúde de quem os manipula ou esteja no mesmo ambiente de trabalho.

Existem quatro níveis de biossegurança relacionados aos requisitos crescentes de segurança para o manuseio dos agentes biológicos, terminando no maior grau de contenção e complexidade do nível de proteção.

O trabalho de investigação de campo para FA, que envolve a morte de PNH com manipulação e transporte de amostras de material biológico de animais silvestres provenientes da natureza ou de ambientes com comprovada circulação de patógenos, torna obrigatório o uso de equipamentos de proteção individual (EPI) considerando o nível máximo de biossegurança para todos os profissionais presentes no local durante a investigação/coleta da amostra. Vale considerar que, mesmo que a investigação esteja direcionada para um determinado agente (por exemplo, vírus da febre amarela), a causa da morte do animal somente será comprovada após o resultado do diagnóstico laboratorial.

Cabe aos profissionais que realizam a captura, a coleta e o processamento de amostras de animais silvestres considerarem que todo animal (incluindo fluidos e tecidos) pode estar infectado por algum agente patogênico. A execução do trabalho deve ocorrer sem falhas para não elevar o risco de infecção por agentes eventualmente presentes.

Boas práticas de biossegurança para profissionais que atuam diretamente no manejo de espécies silvestres incluem ações de **nível de biossegurança 3**, considerando-se o maior risco de transmissão (via respiratória). Nesse nível de biossegurança, é enfatizada a utilização de barreiras primárias e secundárias, eficientes para a proteção dos profissionais contra uma possível infecção por qualquer agente que possa estar circulando no ambiente.

Adicionalmente, devem ser considerados os riscos físicos, químicos e biológicos e as respectivas medidas de proteção individual e ambiental para profissionais que pretendem trabalhar em investigações ecoepidemiológicas envolvendo captura, coleta e processamento de amostras de animais silvestres.

Recomenda-se adotar todas as medidas necessárias para reduzir os riscos de infecção por agentes patogênicos no contato com PNH ou qualquer outra espécie animal silvestre, considerando agentes patogênicos conhecidos ou não.

3.3 Vias de contaminação e tipos de riscos

As principais vias de contaminação ou penetração de patógenos para os profissionais nas atividades de campo são: nasal (aerossóis, gotículas de excreções e secreções; mãos contaminadas levadas ao nariz); cutânea (mucosa íntegra, picada com agulha contaminada, perfuração por vidraria quebrada, picada de artrópodes); ocular (gotículas ou aerossóis, mãos contaminadas levadas aos olhos) e oral (gotículas ou aerossóis, ingestão de alimentos líquidos ou sólidos contaminados, mãos contaminadas levadas à boca).

O risco não se refere somente à possibilidade de se infectar por um agente biológico. Diversos tipos de perigos estão associados à realização de investigações ecoepidemiológicas. Dessa forma, devem ser considerados todos os tipos de risco, como:

- **Riscos biológicos** – Consideram-se como agentes de risco biológico as bactérias, os vírus, os fungos, os parasitos, entre outros.
- **Riscos químicos** – Consideram-se agentes de risco químico as substâncias, os compostos ou produtos que possam penetrar no organismo do trabalhador pela via respiratória, nas formas de poeiras, fumos, gases, neblinas, névoas ou vapores, ou que, pela natureza da atividade de exposição, possam ter contato ou serem absorvidos pelo organismo por meio da pele ou por ingestão.
- **Riscos físicos** – Consideram-se agentes de risco físico as diversas formas de energia a que possam estar expostos os trabalhadores, tais como: ruído, calor, frio, pressão, umidade, radiações ionizantes e não ionizantes, vibração etc.
- **Riscos ergonômicos** – Qualquer fator que coloque o trabalhador em situação vulnerável e possa afetar sua integridade, e seu bem-estar físico e psíquico. São exemplos de risco de acidente: o uso de máquinas e equipamentos sem proteção, as atividades com possibilidade de incêndio e explosão, o arranjo físico inadequado, o armazenamento inadequado de produtos químicos, biológicos, equipamentos etc.

3.4 Precauções para o manejo de animais silvestres

Em geral, as ações de investigação em decorrência de uma epizootia em PNH são caracterizadas como urgentes, o que pode levar a um planejamento débil com condições operacionais frágeis. Entre os problemas mais comuns, estão: falta de (ou pouca) informação sobre o que investigar; falta de EPI adequados; negligência dos riscos das atividades a serem desenvolvidas (por excesso de confiança), desconhecimento do local de investigação e dos agravos endêmicos na área, entre outros.

O conhecimento sobre a endemicidade de zoonoses em animais silvestres no Brasil é bastante limitado e, portanto, todos são considerados como fontes potenciais de infecção.

Os profissionais de campo envolvidos na captura, no manejo, na coleta e no processamento de material biológico de animais silvestres devem ter conhecimento sobre os tipos de riscos a que estarão expostos, as formas de exposição, as medidas de prevenção e de proteção individual e coletiva.

Profissionais que apresentarem fatores facilitadores de infecção (por exemplo, cortes, arranhaduras e queimaduras de pele ou de mucosa; debilidade física ou imunodeprimidos) não devem participar de operações de campo, até que esses fatores estejam controlados ou eliminados.

É necessário que os profissionais que atuam em investigações ecoepidemiológicas façam o controle de suas vacinas, sendo imprescindíveis as vacinas contra a febre amarela, o tétano e a hepatite B, além do esquema profilático antirrábico de pré-exposição, para o qual se torna obrigatória a avaliação sorológica, anualmente.

A prevenção de riscos em operações de campo demanda disciplina e conhecimento, sempre observando os padrões de comportamento e de atitudes que não comprometam a segurança individual e/ou da própria equipe.

3.5 Condutas em caso de acidentes

Ocorrendo qualquer acidente durante as atividades de captura, transporte ou processamento de amostras deve-se, imediatamente, de acordo com o tipo de acidente:

- Interromper o trabalho, deixar a área de processamento o mais rápido possível, lavar as luvas com desinfetante adequado, retirá-las e, por fim, lavar cuidadosamente o local do ferimento/lesão com detergente e álcool a 70%.
- Notificar imediatamente o acidente a uma unidade de saúde, alertando sobre a possibilidade de infecção, e recomendar a observação para a possibilidade de aparecimento de sinais ou de sintomas compatíveis com alguma zoonose.
- Caso venha a apresentar febre com quadro clínico inespecífico ou qualquer quadro sintomático em período de até 60 dias após a investigação, deve-se imediatamente buscar assistência médica, relatando a história de deslocamento e do tipo de trabalho de campo desenvolvido.

3.6 Equipamentos de proteção individual – EPI

Os EPIs para trabalho de campo com animais silvestres são aqueles compatíveis com biossegurança de nível 3 (NB-3), que incluem obrigatoriamente o uso de aventais descartáveis, botas de borracha laváveis, luvas cirúrgicas descartáveis, luvas de borracha laváveis, óculos protetores laváveis e máscaras faciais ou semifaciais de pressão negativa com filtro P3, ou preferencialmente aparelhos com filtro de ar tipo *high efficiency particulate air* (HEPA) associado à máscara.

São EPIs obrigatórios para os trabalhos de investigação ecoepidemiológica:

- Bota de cano alto: em todas as fases do trabalho, desde a captura até o processamento de amostras.
- Perneira de couro: necessária quando adentrar áreas de mata em ambiente silvestre ou rural.
- Luvas de procedimento (látex): utilizadas na fase de manejo dos animais e de processamento das amostras biológicas (utilização de dois pares de luvas).
- Luvas de borracha grossa, do tipo usado para limpeza: são utilizadas para manipulação e limpeza de armadilhas, pois estas possuem partes cortantes que as luvas de látex não suportam, além de serem de fácil descontaminação.
- Luvas de raspa de couro: para contenção física de animais agressivos.
- Óculos de proteção: são utilizados para evitar a contaminação por meio da mucosa ocular e prevenir acidentes com galhos ou outros objetos.

- Capacete: para prevenir acidentes com galhos ou outros objetos.
- Camisa/blusa de manga longa e calças compridas: devem ser de material grosso, para que forneçam proteção contra galhos, insolação intensa e picadas de insetos.
- Máscara ou respirador de pressão negativa com filtro P3/PFF3: utilizado durante a realização de procedimentos relativamente rápidos com animais silvestres capturados, pois causa maior desconforto para o profissional.
- Máscara descartável classe P3/PFF3 (respirador sem manutenção): deve ser utilizada em áreas abertas, com exposição ao sol e ao vento.
- Macacão ou avental cirúrgico descartável: é utilizado no laboratório de campo, sendo importante que as vestimentas sejam do tamanho correto e de material que não absorva líquidos ou fluidos e que evite a entrada de ectoparasitas.
- Aparelhos com filtros de ar tipo HEPA ou respiradores de pressão positiva: são equipamentos filtradores, criando um fluxo de ar insuflado dentro da cobertura facial. Consistem em capuz, traqueia, filtro HEPA e bateria, e geralmente é utilizado em atividades que duram mais de uma hora, por garantir maior conforto ao profissional em longos períodos.

3.7 Segurança respiratória

Existem dois tipos de respiradores: os de pressão positiva e os de pressão negativa. Esses equipamentos são indispensáveis para a manipulação de agentes ou materiais potencialmente infectados.

Os respiradores e/ou máscaras faciais devem ser utilizados por todos os profissionais presentes na área de manuseio de animais (mortos ou vivos), coleta e processamento de amostras e verificação de armadilhas. Para técnicos que usam barba, observar o modelo de respirador mais indicado, pois os modelos faciais podem ter a vedação prejudicada e favorecer a entrada de partículas.

Os respiradores de pressão positiva, por sua vez, são utilizados no manejo de animais silvestres. Estes são mais cômodos do que os de pressão negativa, porém requerem manutenção adequada e manuseio por pessoas capacitadas. Atualmente, esse equipamento é recomendado em detrimento dos respiradores de pressão negativa, e podem ser utilizados seguramente por homens com barba.

3.8 Procedimentos operacionais em trabalhos de campo

Restringir e sinalizar o acesso ao laboratório de campo; lavar as mãos (sempre); não comer, beber, fumar ou aplicar cosméticos na área de trabalho; não usar adereços (anel, relógio, brincos); descartar resíduos segundo as normas regulamentadas para serviços de saúde.

Seleção do local de processamento

É imprescindível selecionar uma área adequada para o processamento antes de iniciar as atividades de investigação ecoepidemiológica, que deve ser próxima às áreas definidas para captura ou manipulação dos animais. O local de processamento deverá ser instalado em setor separado, longe da circulação humana, de gado ou de outros animais domésticos e de coleções hídricas. Em condições favoráveis de tempo, deve-se realizar o processamento preferencialmente ao ar livre, pela ventilação e exposição à luz ultravioleta natural.

O uso de tendas protegerá os técnicos da chuva e da radiação solar. A bancada de processamento, as superfícies de trabalho, as cadeiras e o piso deverão ser de material não poroso, que possa ser facilmente

desinfetado e limpo. Se o processamento for realizado sobre uma superfície de madeira, ela deverá ser coberta por material plástico que facilite a descontaminação.

Quando o trabalho ocorrer ao ar livre, os trabalhadores deverão sentar-se contra o vento. Uma vez que for iniciada a coleta de amostras e manipulação dos animais, os profissionais que se encontrarem sem proteção completa (avental, luvas, botas, respirador, óculos de proteção) deverão permanecer contra o vento, a uma distância mínima de 10 metros da área de processamento, e somente poderão regressar à área de processamento depois de finalizados os procedimentos e da descontaminação da área. Se o procedimento for realizado no interior de edificações, o piso ou lona deverá ser lavado com desinfetantes e a área ventilada durante 60 minutos (no mínimo) antes do ingresso de pessoas sem respiradores.

3.9 Precauções no manuseio de produtos químicos

O processamento de amostras de PNH para diagnóstico requer que se trabalhe com agentes químicos que podem ser perigosos. A formalina a 10% é utilizada para fixar e preservar as amostras (tecidos para histopatologia e imuno-histoquímica) e deve ser manipulada com cuidado, por tratar-se de carcinogênico potencial, que deve ser sempre mantido em recipiente irrompível com fechamento hermético. Os profissionais deverão utilizar luvas de borracha, máscara, avental e óculos de proteção para manipular ou acondicionar o material biológico em formalina.

Para descontaminação de materiais e superfícies, o álcool a 70% pode ser utilizado, pois tem ação que inativa os vírus. O hipoclorito de sódio a 2,5%, quando diluído a 10% (nove partes de água para uma de hipoclorito de sódio a 2,5%), inativa os vírus em aproximadamente duas horas. Devem ser tomadas precauções especiais ao se transportar materiais perigosos como éter, álcool, formol, entre outros.

Quadro 1 – Diluição de solução desinfetante

	ÁGUA	HIPOCLORITO DE SÓDIO* OU LISOFÓRMIO BRUTO	TEMPO DE CONTATO ENTRE O DESINFETANTE E A SUPERFÍCIE A SER DESCONTAMINADA
DOSAGEM (**)	9 litros	1 litro	120 minutos
	900 ml	100 ml	120 minutos

* Solução de hipoclorito de sódio a 2,5%. Este produto, nesta diluição, encontra-se no mercado com os nomes de água sanitária, água de lavadeira e outros.

** Como medida prática para pequenas dosagens, pode-se utilizar copinho de café (50 mL).

3.10 Desinfetantes

Os desinfetantes têm papel fundamental na biossegurança dos procedimentos realizados, pois são utilizados na descontaminação de indivíduos, materiais, equipamentos e do ambiente.

A utilização de desinfetante com princípios ativos fenólicos (fenilfenol associado ao benzil-p-clorofeno), de uso hospitalar, cujo nome comercial é Amphyl®, com diluições entre 5% e 10%, tem sido indicada para investigações ecoepidemiológicas, garantindo a descontaminação em pouco tempo.

Quadro 2 – Diluição de solução desinfetante a 10% com base em compostos fenólicos

	ÁGUA	DESINFETANTE FENOLÍTICO	TEMPO DE CONTATO ENTRE O DESINFETANTE E A SUPERFÍCIE A SER DESCONTAMINADA
DOSAGEM	9 litros	1 litro	10 minutos
	900 ml	100 ml	10 minutos

*Ingredientes: o-phenylphenol (10,58%); o-benzyl-p-clorophenol (5,0%). Este produto é o mais indicado para descontaminação de armadilhas, roupas, móveis e, por ter largo espectro viricida e não apresentar propriedades corrosivas ou tóxicas.

** Como medida prática para pequenas dosagens, pode-se utilizar copinho de café (50 ml).

3.11 Limpeza e descontaminação de materiais e do local de trabalho

Após o manuseio dos animais e o processamento das amostras, todos os instrumentos e materiais expostos na mesa de trabalho deverão ser pulverizados com os desinfetantes indicados, ou lavados com água e sabão ou detergentes, e expostos à luz solar e vento.

Os instrumentais usados devem ser descontaminados em solução desinfetante adequada, pelo período de tempo recomendado para cada produto. Após esse período, os instrumentais, como tesouras e pinças, deverão ser lavados com auxílio de uma escova umedecida em solução detergente ou desinfetante, e então enxaguados em água corrente. Aventais descartáveis, luvas e o lixo contaminado também devem ser pulverizados com solução desinfetante e posteriormente colocados em duplo saco de lixo infectante, com timbre de biossegurança ou rótulo de material contaminado.

Figura 5 – Descontaminação de material, pessoal e ambiente

Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

3.12 Destinação final de resíduos

Os materiais contaminados como papel, sacos plásticos, embalagens, luvas de látex ou borracha, aventais cirúrgicos, entre outros, devem ser colocados em, pelo menos, dois sacos plásticos para incineração ou destinação de resíduos de saúde pela rede local do SUS.

Materiais perfurocortantes deverão ser descartados em recipiente apropriado, de material rígido, papelão ou plástico, e tampado, devendo ser considerados como lixo hospitalar ou resíduo de saúde contaminado.

Todos esses resíduos devem ser encaminhados para serem depositados em valas sépticas de aterros sanitários ou incinerados como material biológico hospitalar. Alternativamente, pode-se abrir uma cova de um metro cúbico, distante de fontes de água, de habitações e de criações de animais, onde o lixo contaminado será incinerado. Após a queima total, a cova deverá ser preenchida com terra, de maneira a cobrir totalmente as cinzas.

Figura 6 – Destinação final de resíduo no campo quando da impossibilidade de descarte pelo setor de coleta de resíduos de serviços de saúde



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

4 Características dos primatas não humanos

Em todo o mundo, existem 376 espécies de primatas não humanos descritas (Wilson; Reeder, 2005). O interesse em estudar os primatas não humanos advém de uma série de peculiaridades que apresentam, dada a proximidade evolutiva com os seres humanos; eles são os mais próximos do homem no Reino Animal, com semelhanças físicas e comportamentais (Defler, 2003).

Os PNH são separados em dois grandes grupos: os macacos do Velho Mundo (Catarrhini), distribuídos pela África e Ásia, possuem focinho longo e narinas voltadas para baixo; e os macacos do Novo Mundo (Platyrrhini), distribuídos pelas Américas, também denominados primatas neotropicais, possuem focinho curto, nariz achatado e narinas voltadas para os lados (Reis et al., 2008). Os primatas neotropicais são exclusivamente arborícolas, raramente descendo ao chão (Auricchio, 1995).

Todos os primatas neotropicais incluem frutos em sua dieta (NOWAK, 1999). Porém, alguns gêneros adotam dietas generalistas (*Cebus* spp.), enquanto outros adotam dietas especializadas, como alimentação com folhas (*Alouatta* spp.), gomas e exsudatos de árvores (Callitrichidae), frutos imaturos (Pitheciidae) e insetos (*Saimiri* spp.).

A procura de alimento relaciona-se com as necessidades nutricionais e morfofisiológicas do animal (Ayres; Martins, 1989). Portanto, cada gênero possui hábito alimentar que está diretamente relacionado ao ambiente em que vive. Para melhor utilização de fontes alimentares, cada espécie adaptou o número de indivíduos de seus grupos para o máximo aproveitamento de recursos (Auricchio, 1995).

Quanto ao aspecto reprodutivo, os primatas podem viver em casais monogâmicos fixos ou em pequenos grupos familiares, enquanto outros (Callitrichidae) constituem grupos poliândricos, com uma fêmea dominante. Também há agrupamentos com dezenas de animais, nos quais não existe formação de casais ou ternos (Auricchio, 1995).

Os primatas utilizam diversas formas de comunicação social, como vocalização, audição, visão, tato e sinais químicos (Snowdon et al., 1982). O repertório vocal tem importante função em todas as espécies. No gênero *Alouatta*, por exemplo, a forte vocalização dos indivíduos alcança vários quilômetros, e é importante para a definição de territórios e redução da ocorrência de brigas, além de facilitar a comunicação entre os animais a longa distância (Auricchio, 1995).

O Brasil destaca-se por possuir a maior diversidade de primatas do mundo, com 110 espécies conhecidas atualmente, das quais 69 são endêmicas ao País, incluindo espécies e subespécies (Rylands et al., 2000).

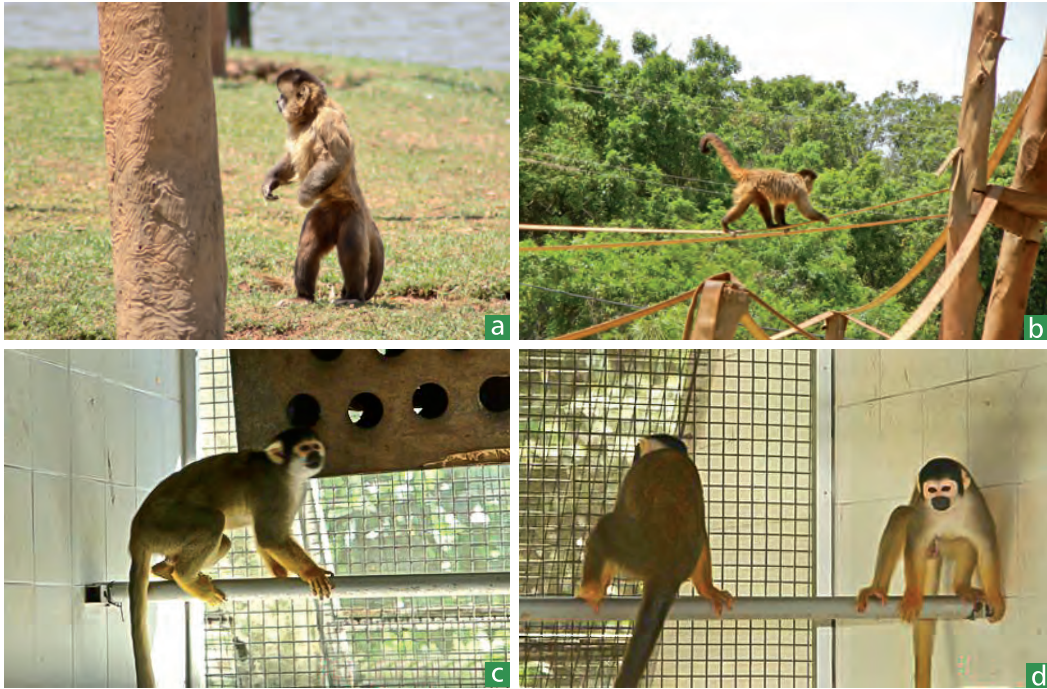
Como se fosse necessário encontrar um motivo pelo qual os animais podem ser úteis ao homem, pode-se chamar a atenção para estudos sobre a febre amarela, cuja presença em primatas sinaliza a circulação viral e ajuda a desenvolver estratégias de prevenção da doença em humanos. Em regiões com habitações humanas, a morte de primatas, como os dos gêneros *Cebus* e *Alouatta*, é um alerta para a saúde pública, justificando a importância do monitoramento desses animais, já que a erradicação da doença no seu ciclo silvestre é impossível (Reis et al., 2008).

Os macacos do Novo Mundo, de acordo com Rylands et al. (2000), dividem-se nas seguintes famílias: *Cebidae*, *Callitrichidae*, *Atelidae*, *Aotidae* e *Pitheciidae*.

Família *Cebidae*

São animais de médio porte, variando entre 800 g e 5 kg. Produz somente um filhote por gestação (Auricchio, 1995). Nesta família, enquadram-se dois gêneros: *Cebus* sp. e *Saimiri* sp., sendo que este último é exclusivamente amazônico, e no Brasil ocorrem quatro das cinco espécies conhecidas. Porém, o gênero não apresenta maior relevância até o momento para epizootias de FA.

Figura 7 – Primatas da família *Cebidae*. Nome científico: *Cebus apella*; nome popular: macaco-prego (Fotos 7a e 7b); Nome científico: *Saimiri sciureus* ; nome popular: mico-de-cheiro ou mão-de-ouro (Fotos 7c e 7d)



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS e Cenp/SVS/MS.

Gênero *Cebus*

Nomenclatura usual: macaco-prego, mico, caí (Guarani), *capuchin* (inglês) (Auricchio, 1995).

Os primatas pertencentes ao gênero *Cebus* são popularmente conhecidos como “macacos-prego” (Freese; Openheimer, 1981). Habitam quase toda a região neotropical e seu hábitat é o mais diversificado dos primatas neotropicais, utilizando todos os estratos arbóreos de florestas chuvosas inundáveis ou não, florestas primárias, secundárias, caatinga, palmeiras, campos e mangues (Auricchio, 1995). São animais que possuem porte médio e pesam de 1,4 kg a 5 kg (Rowe, 1996). “Macacos-prego” são onívoros, sendo predadores de pequenos vertebrados (RESENDE et al., 2003), além de invertebrados (Robinson; Janson, 1987), frutos, folhas, flores, sementes, néctar, brotos, podendo ser importantes dispersores de sementes e polinizadores (Freese; Openheimer, 1981).

Distribuem-se desde Belize, na América Central, até o Paraguai, ocorrendo por todo o Brasil, onde são encontradas seis das sete espécies existentes.

Família *Callitrichidae*

São animais de pequeno porte, variando entre 120 g e 600 g (Garber et al., 1996). Como característica reprodutiva desta família, com exceção do gênero *Callimico*, todos apresentam partos gemelares, podendo chegar até quatro filhotes por parto, sendo comum dois filhotes por gestação. Nesta família, enquadram-se seis gêneros: *Callimico*, *Cebuella*, *Leontopithecus*, *Mico*, *Saguinus* e *Callithrix*.

Gênero *Callithrix*

Nomenclatura usual: sagui, mico, soim, *marmosets* (inglês).

Os primatas pertencentes a este gênero ocorrem nos biomas da mata atlântica, da caatinga e do cerrado. Sua dieta inclui frutos, insetos, néctar e exsudatos de plantas (goma, resinas e látex), podendo alimentar-se também de flores, sementes, moluscos, ovos de aves e pequenos vertebrados. Formam grupos de dois a 13 indivíduos, com mais de um casal de adultos, jovens e infantes, mas normalmente com apenas uma fêmea reprodutora. O período de gestação é de aproximadamente cinco meses (Bicca-Marques, 2006).

Figura 8 – Primatas da família Callitrichidae. Nome científico: *Callithrix jacchus* (Foto 8a). Nome científico: *Callithrix penicillata* (Foto 8b). Ambos conhecidos como mico-estrela, sagui, soim



Fonte: Acervo GT_Arbo e Cenp/SVS/MS.

Família *Atelidae*

Esta família possui cinco gêneros: *Ateles*, *Brachyteles*, *Lagothrix*, *Alouatta* e *Oreonax*, dos quais apenas o último não é encontrado no Brasil. São os maiores primatas neotropicais (Strier, 1992) e os únicos que apresentam cauda preênsil (Garber; Rehg, 1999), de grande habilidade suspensória. Têm preferência por folhas e pecíolos, o que faz com que necessitem de intestino contido em volumosos abdômes. Excetuando-se *Ateles*, são animais de movimentos muito lentos e são excelentes braquiadores (principalmente *Ateles* e *Brachyteles*) (Auricchio, 1995).

Figura 9 – Primatas da família *Atelidae*. 1) Nome científico: *Alouatta caraya* (Foto 9a – fêmea – e foto 9b – macho); 2) Nome científico: *Alouatta guariba clamitans* (Fotos 9c e 9d), ambos conhecidos pelo nome popular: bugio, guariba; 3) Nome científico: *Ateles ateles marginatus*; nome popular: macaco aranha



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

Gênero *Alouatta*

Nomenclatura usual: guariba, bugio, gritador, barbado, *howler monkey* (inglês) (Auricchio, 1995).

O gênero *Alouatta* apresenta ampla distribuição geográfica na região neotropical, ocorrendo desde o Estado de Vera Cruz, no México, até o Estado do Rio Grande do Sul, no Brasil e Corrientes, na Argentina (Gregorin, 2006). Das nove espécies existentes, sete têm ocorrência no Brasil.

Vivem em estratos arbóreos de 10 m a 20 m em florestas montanhosas úmidas ou vegetação mais aberta como caatinga, cerrado, babaçual ou de araucária, em altitudes que variam entre 0 e 1.200 m, sem preferência por tipo de vegetação (Auricchio, 1995).

A gestação é de 185 a 195 dias, aproximadamente, nascendo somente um filhote com 120 g a 130 g (Auricchio, 1995).

A dieta é considerada folívora-frugívora, composta de grande quantidade de folhas (jovens e maduras), mas também frutos (maduros e imaturos) (Neville et al., 1988). Na sua dieta podem incluir também flores, sementes e brotos (Rodriguez; Marinho-Filho, 1996); são capazes de destoxificar as defesas químicas de muitas plantas (Auricchio, 1995).

Família *Aotidae*

Esta família é composta apenas pelo gênero *Aotus*, o único noturno entre os primatas do Novo e de Velho Mundo (Fleagle, 1999). Chamados “macacos-da-noite”, as espécies apresentam visão adaptada para atividades noturnas (Reis et al., 2008). Pesam ao redor de 0,8 kg a 1,0 kg (Defler, 2003).

Parecem não ter preferência por estrato arbóreo ou tipo de vegetação. São onívoros, porém parte da alimentação é feita com folhas, frutos e invertebrados, ocasionalmente morcegos e ovos de pássaros (Auricchio, 1995). Durante o dia, descansam em buracos de árvores.

Possuem ampla distribuição geográfica, desde a América Central até a Argentina (Reis et al., 2008). De oito espécies, seis ocorrem no Brasil.

**Figura 10 – Primata da família *Aotidae*, nome científico: *Aotus infulatus*;
nome popular: macaco da noite**



Fonte: Acervo Cenp/SVS/MS.

Família Pitheciidae

Possui quatro gêneros: *Callicebus*, *Cacajao*, *Chiropotes* e *Pithecia* (Wilson; Reeder, 2005). As espécies dos gêneros *Pithecia*, *Cacajao* e *Chiropotes* são essencialmente amazônicas. Apenas o gênero *Callicebus* tem ampla distribuição no território brasileiro, estando presente na mata atlântica, no cerrado e na caatinga, com 14 espécies distintas.

Figura 11 – Primatas da família Pitheciidae. 1) Nome científico: *Chiropotes utackich*; nome popular: Cuxiú (Foto 11a); 2) Nome científico: *Pithecia irrorata*; nome popular: Parauacu (foto 11b).



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

4.1 Enfermidades comuns em primatas não humanos

A Organização Mundial da Saúde (OMS) conceitua as zoonoses como “doenças ou infecções naturalmente transmissíveis entre os animais vertebrados e o homem”. Elas podem ser divididas em dois grupos: o primeiro inclui enfermidades transmissíveis dos animais vertebrados ao homem, e no segundo estão aquelas que são comuns ao homem e aos animais. A partir dessa caracterização, pode-se notar que existe uma diferença no que se refere à importância dos animais quanto ao seu papel para a ocorrência da doença (Acha, 2001; Marvulo, 2006). Desde que as zoonoses foram reconhecidas, causam problemas em todos os países, podendo estar associadas aos ambientes silvestre, rural ou urbano (Marvulo, 2006).

As enfermidades mais comuns aos primatas, descritas em tabela anexa (Anexo F), é uma amostra dos problemas de saúde associados com PNH. Alguns desses problemas ocorrem raramente, enquanto outros representam um significativo risco sanitário. Dada a proximidade genética com o homem, há sempre a possibilidade de transmissão de humanos para PNH ou de PNH para humanos. Para obter mais informações sobre qualquer um destes agravos, incluindo sintomas e tratamento, faz-se necessária uma busca mais detalhada em outras fontes de referência.

Outro importante problema comumente encontrado, e que, em alguns casos, pode ser levado em conta como diagnóstico diferencial para várias enfermidades, são as intoxicações. Sá-Rocha (2006) relata que podem ocorrer tanto em animais selvagens de vida livre como naqueles mantidos em cativeiro. Quase sempre decorrem do uso indevido ou incorreto de substâncias químicas utilizadas com diferentes finalidades (medicamentos, desinfetantes, raticidas, inseticidas etc.). Estudos mostram

que os principais agentes tóxicos para animais selvagens de vida livre são os praguicidas agrícolas (defensivos agrícolas), também conhecidos como agrotóxicos (Nimmo, 1998).

As alterações clínicas mais frequentes apresentadas por animais intoxicados de forma aguda e grave por esses praguicidas são de ordem neurológica, com principais sinais e sintomas de incoordenação motora, ataxia, tremores, irritabilidade, alterações comportamentais e convulsões tônico-clônicas (Smith, 1991).

Outros incidentes relacionados a óbitos de PNH são relatados principalmente em áreas próximas a centros urbanos, como é o caso de choque na rede elétrica e atropelamentos. Nesses incidentes, pode-se observar, durante o exame externo do animal, se há a presença de queimaduras, dilaceração ou até mesmo escoriações profundas. Em relação aos atropelamentos, geralmente o animal é encontrado com politraumatismos.

Fatos como esses são de relevância epidemiológica, pois podem estar associados a situações fortuitas, e estar intimamente associados a uma enfermidade preestabelecida, como por exemplo FA, o que leva a uma maior susceptibilidade a estes acidentes, pois os animais doentes ficam desorientados e moribundos. Assim, a investigação desses eventos deve seguir o protocolo definido para este fim.

4.2 Eutanásia

A partir da notificação de uma epizootia envolvendo animais doentes suspeitos de FA, ou mesmo durante a investigação de morte de primatas em que outros membros do bando estejam doentes, a coleta de amostras de animais vivos (doentes ou não) na área pode contribuir para a conclusão da investigação. No caso dos animais doentes, um médico veterinário habilitado deverá avaliar a situação e quando houver indicação de eutanásia, conforme previsto em lei, poderá realizar a necropsia. Nos casos em que a eutanásia não for indicada, o médico veterinário deverá coletar amostras de sangue e soro do animal para fins de investigação epidemiológica.

Eutanásia é a prática pela qual se abrevia a vida de um enfermo incurável de maneira controlada e assistida por um especialista, por meio de um método que produza inconsciência rápida, seguida de parada cardíaca ou respiratória e por último, perda de função nervosa, levando à morte. A técnica utilizada deve provocar o mínimo estresse e ansiedade possíveis, e ser indolor (Avma, 2007).

A eutanásia deve ser indicada quando o bem-estar do animal estiver ameaçado, sendo um meio de eliminar a dor, o estresse ou o sofrimento, os quais não podem ser aliviados por meio de analgésicos, de sedativos ou de outros tratamentos, ou ainda, quando o animal constituir ameaça à saúde pública ou animal. A eutanásia deve ser realizada de acordo com o recomendado na Resolução CFMV nº 714, de 20 de junho de 2002.

O procedimento da eutanásia deve ser seguido conforme a Resolução 714/2002, do Conselho Federal de Medicina Veterinária (redação do anexo alterado pela Resolução nº 876, de 15 de fevereiro de 2008), Resolução nº 592, de 26 de junho de 1992, do Conselho Federal de Medicina Veterinária, Lei nº 6.638, de 8 de maio de 1979, e Decreto nº 24.645, de 10 de julho de 1934.

Protocolo para prática de eutanásia

1) Promover analgesia.

O protocolo anestésico recomendado pelo Centro Nacional de Primatas (Cenp/SVS/MS) consiste na seguinte associação de drogas:

- Ketamina (50 mg/ml) – 10 – 15 mg/kg – 0,2 – 0,3 ml/kg
 - Midazolam (5 mg/ml) – 0,2 – 0,5 mg/kg – 0,04 – 0,1 ml/kg
 - Levomepromazina (5 mg/ml) – 0,2 – 0,5 mg/kg – 0,04 – 0,1 ml/kg
- 2) Aprofundar o plano anestésico até o terceiro nível (plano cirúrgico); o animal não deve apresentar reflexo palpebral e sensibilidade interdigital, e deve estar com batimentos cardíacos e movimentos respiratórios diminuídos.
- 3) Após ter atingido o terceiro plano anestésico, aprofundar até o quarto estágio, o que caracteriza o estado de pré-coma, descrito por apneia antecedendo choque bulbar, respiração diafragmática taquipneica e superficial.
- 4) Recomendável é que neste plano seja realizada punção cardíaca (agulha hipodérmica 40x12) para retirada do maior volume de sangue do animal para conservação e armazenamento de material para exames laboratoriais.
- 5) A última etapa (Estágio quarto – choque bulbar e morte) é o uso da droga finalizante, aplicando-se por via intravenosa (veia jugular, safena externa ou braquial) 20 ml de cloreto de potássio, que promoverá a parada respiratória e em seguida a parada cardíaca, levando o animal à morte sem dor.

5 Técnicas de captura e manejo de primatas

A realização da vigilância ativa de PNH é uma das estratégias que busca evidências de circulação viral em áreas e/ou populações com vistas à predição do risco de transmissão da FA para populações humanas. As técnicas descritas aplicam-se às atividades de captura de animais em vida livre, condicionada aos requisitos legais.

5.1 Considerações gerais para captura de PNH

Para realizar a captura de PNH, é desejável que a equipe envolvida tenha o máximo possível de conhecimento das características bioecológicas desses animais. Levando-se em consideração o tipo de organização social característico de cada espécie, estratégias diferenciadas de captura devem ser adotadas (por exemplo, grupos monogâmicos ou poligâmicos), sendo necessária a presença de técnicos capacitados (profissionais de Biologia, Veterinária e áreas afins).

Os hábitos alimentares de cada espécie devem ser previamente conhecidos ou observados para que se tenha noção sobre a melhor área ou mesmo época do ano para captura.

A localização dos animais pode ser também percebida pela presença de vestígios, tais como fezes, odor, carcaças de animais mortos ou mesmo a vocalização dos PNH, que em algumas espécies é muito característica.

O conhecimento da distribuição dos animais da região onde se pretende capturar, bem como o contato prévio com moradores da área para confirmar sua ocorrência, são requisitos essenciais para o êxito da captura.

Condições para captura de PNH

- Permissão dos órgãos ambientais.
- Equipe multidisciplinar devidamente treinada.
- Contato com autoridades locais e proprietários das áreas.
- Georreferenciamento da área (GPS).
- Conhecimento prévio do local.
- Equipamentos de campo e de laboratório (Anexo H).
- Apoio de moradores da área (mateiros).
- Uso correto de todos os EPIs indicados.

5.2 Protocolo de captura: preparativos

Para a coleta de material biológico são preconizados alguns métodos de captura, de acordo com o porte físico do animal: se pequeno, médio ou grande porte. São considerados PNH de pequeno porte aqueles cujo peso corporal de um indivíduo adulto varia entre 120 g e 600 g (por exemplo, gêneros *Callithrix* e *Saguinus*); os de médio porte são aqueles que podem atingir de 500 g a 4 kg, como os dos gêneros *Cebus*, *Saimiri*, *Aotus* e *Callicebus*. Já os considerados de grande porte ultrapassam os 4 kg, como os dos gêneros *Alouatta*, *Ateles* e *Lagothrix*.

Comumente preconiza-se o uso de armadilhas para captura de animais de pequeno e médio porte, enquanto que para os animais de grande porte pode-se utilizar tanto armadilhas quanto imobilização química direta por meio do uso de projetores de dardos.

Uma estratégia importante para atração dos animais a um determinado local para sua captura é a utilização de “cevas”. O método de cevar é indispensável o uso de armadilhas e consiste de:

- Localização e visualização dos animais e registro local com GPS.
- Observação dos hábitos dos animais.
- Observação da estrutura familiar do grupo (número de animais e faixa etária).
- Escolha do local e método de captura, de acordo com a espécie (estrato arbóreo e tipo de alimentação, por exemplo).
- Instalação das armadilhas (plataforma, caso seja necessário).
- Oferta do alimento, devendo-se deixar uma pessoa encarregada de monitorar o consumo e repor regularmente.
- Observação até que os animais estejam acostumados com a ceva, identificando o melhor momento para captura.

Em um primeiro momento, deve ser feito um reconhecimento da área até encontrar o grupo de animais, observando-se inclusive o horário em que foram localizados. Deve-se fazer o possível para que eles não percebam a presença humana. Identifica-se a localização com GPS e observa-se o grupo para saber qual a sua atividade naquele instante (se está de passagem ou se alimentando), qual o alimento consumido, qual a estrutura familiar do grupo, quais as faixas etárias dos indivíduos, enfim, todos os dados comportamentais e da biologia da espécie que sejam possíveis observar. Após os animais se retirarem do local, concluir a coleta de dados, assim como conseguir amostras dos frutos consumidos pelo grupo. Eleger os locais e, caso seja necessário, construir a plataforma, instalar as armadilhas, e preparar as choupanas camufladas que abrigarão os capturadores.

Em uma próxima etapa, a equipe deve chegar ao local marcado no GPS antes do grupo de PNH observado no momento anterior, para que sejam colocadas frutas nos galhos das árvores, acima e dentro das armadilhas, sem que estas estejam armadas. Espera-se pelos animais e apenas observa-se o comportamento do grupo. Esta avaliação determinará quantos dias se deverá insistir na ceva do grupo, período este dependente de vários fatores, inclusive da familiaridade que possa existir entre os PNH da área com a presença humana. Caso alimentem-se das iscas com naturalidade, consumindo inclusive as que estiverem dentro das armadilhas, será possível iniciar a captura.

No dia definido para a captura, deve-se chegar ao local antes dos animais e colocar frutas somente dentro das gaiolas, para forçar o grupo a adentrar nas armadilhas, o que facilitará sua apreensão. Caso os animais ainda não estejam entrando nos compartimentos, a equipe deve optar por mais dias de ceva, até que se adquira confiança para realizar a captura.

5.3 Captura de PNH de pequeno e médio portes

O método de eleição para captura de PNH de pequeno e médio portes é o uso de armadilhas, que podem ser de vários tipos e tamanhos.

As armadilhas podem ser de disparo automático ou manual. As de disparo automático possuem como desvantagem o fato de que podem ser disparadas pela presença de outros animais arborícolas, pela movimentação da armadilha sem que o animal esteja dentro dela, ou ainda podem capturar mais de um animal ao mesmo tempo, causando aumento do estresse dos animais capturados, levando à agressão (Aguiar et al., 2007).

As armadilhas de disparo manual têm maior garantia de captura, mas também o grande inconveniente de exigir a presença de membros da equipe de captura para a espera e o acionamento.

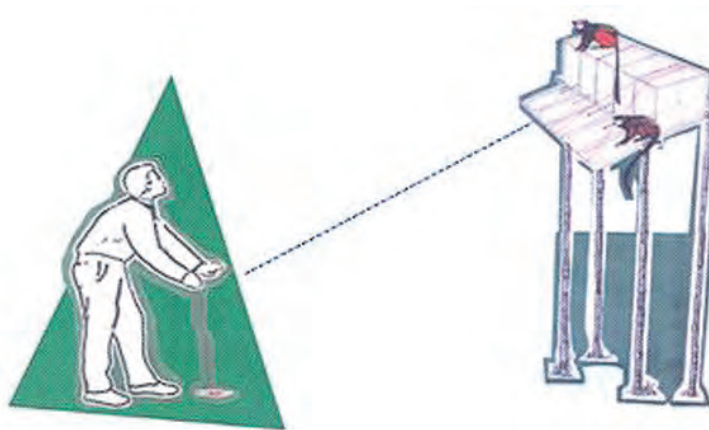
Deve-se considerar que a armadilha é um objeto estranho ao local de vida do animal a ser capturado. Assim sendo, os animais vão estranhar a presença desse objeto e, dependendo das características da espécie, pode ser difícil que se aproximem da armadilha de imediato. Justamente para que se acostumem com sua presença, é necessário fazer a ceva adequadamente.

Tipos de armadilhas

Trampa para saguinus

Método utilizado originalmente pelos índios peruanos para a captura de pequenos animais destinados à domesticação ou ao consumo, e que consistia de uma armação tecida com cipós, subdividida em oito ou dez compartimentos, cada um possuindo 15 cm de largura, por 30 cm de altura e por 40 cm de profundidade (Figura 12). Atualmente, são utilizados materiais como alumínio, metalon e outros. A porta de cada compartimento é acionada a distância por um fio, à medida que os animais entram no compartimento. Para tanto, o capturador deve estar camuflado para o grupo de PNH não perceber sua presença.

Figura 12 – Desenho de trampa para saguinus

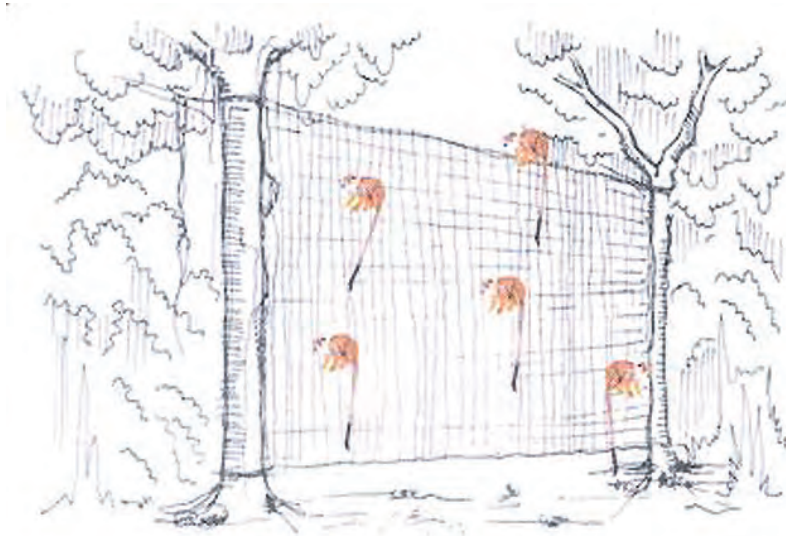


Fonte: Assis Fonseca – Cenp/IEC/SVS.

Rede de pesca

Este método consiste em instalar uma rede de pesca com malha de 3 cm x 2 cm em uma zona de mata estrategicamente escolhida por ser passagem de grupos de PNH que ocorrem na área para que, quando “empurrados” em direção à rede, esta possa servir como um obstáculo à progressão do bando, permitindo a captura (Figura 13).

Figura 13 – Desenho esquemático de armadilha tipo rede de pesca



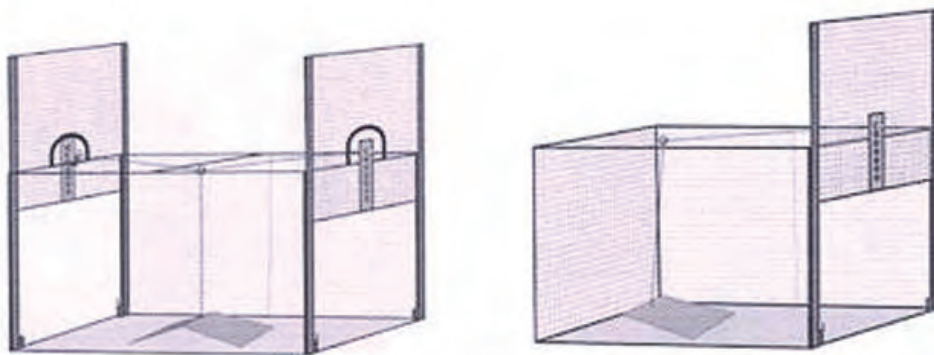
Fonte: Assis Fonseca – Cenp/IEC/SVS.

Para o uso desse método é necessário que haja uma descontinuidade da copa das árvores, forçando os animais a descerem ao solo, indo ao encontro da rede. Uma vez na rede, os animais são recolhidos (proteger com luvas de raspa de couro).

Armadilha do tipo alçapão

A armadilha é feita de uma gaiola com armação de ferro e tela metálica, cujo mecanismo de ação consiste de uma pequena plataforma em que o alimento “isca” é preso, liberando o mecanismo de disparo de fechamento da porta quando o animal tenta puxar a isca (Figura 14). Para que a captura tenha sucesso, faz-se necessário a mesma dinâmica de trabalho, com a finalidade de cevar os animais para facilitar sua captura.

Figura 14 – Armadilha tipo alçapão, com duas portas e uma porta



Fonte: AGUIAR et al., 2007.

Armadilha do tipo Tomahawk

As armadilhas tipo Tomahawk são muito práticas e fáceis de instalar e transportar, uma vez que podem ser desmontadas e seu volume amplamente reduzido. Essas armadilhas contam com um sistema de fechamento do tipo alçapão (Figura 15). Uma vantagem do seu uso é o fato de haver armadilhas desse tipo à venda no comércio especializado, ao contrário da maioria das outras armadilhas, que precisam ser fabricadas artesanalmente. Feitas em tela de aço galvanizado, em diversas medidas e dobráveis.

Figura 15 – Armadilhas do tipo Tomahawk



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

5.4 Captura de PNH de grande porte

a. Captura com armadilhas

Para a captura de PNH de grande porte é necessário construir plataformas no alto das árvores, nas quais será depositada a ceva e posteriormente instalada a armadilha (Aguiar et al., 2007). As armadilhas devem ter tamanho proporcional à espécie a ser capturada.

Após a captura, é realizada a imobilização química com drogas anestésicas por meio de injeção intramuscular, ou com técnicas de curta distância, com auxílio de zarabatana.

No caso de PNH de grande porte, os quais ocupam os estratos superiores das florestas, escalar as árvores para a colocação das armadilhas, reposição das iscas, sedação e retirada do animal representa um processo bastante trabalhoso.

Valle et al. (2003) realizaram capturas de *Alouatta sp.* com o uso de armadilhas no oeste do Estado do Paraná, área onde posteriormente Aguiar et al. (2007) passaram a realizar capturas periódicas com o uso de armadilhas.

Embora a captura de PNH de grande porte com armadilhas seja possível e bastante eficiente, a necessidade de “cevar” os animais demanda um grande tempo no campo e uma preparação prévia. Aguiar et al. (2007) necessitaram em torno de dez semanas para realizar as primeiras capturas de *Alouatta* com armadilhas na área por eles selecionada. Essa exigência torna a captura com armadilhas recomendada, sobretudo, em áreas restritas onde seja definida a necessidade de um monitoramento regular e constante. Nessa situação, é possível instalar armadilhas que permaneçam por um maior tempo no local e que possam receber as iscas com frequência, principalmente se houver equipe local habilitada para tanto. A captura de PNH de grande porte com o uso de armadilhas, no entanto, não é recomendada para atender a situações de emergência, muito menos para sistemas de monitoramento que necessitem de capturas em áreas muito amplas ou em locais diferentes a cada captura.

b. Captura com rifle projetor de dardos anestésicos

Por permitir maior mobilidade por parte da equipe e ter aplicabilidade em praticamente qualquer tipo de terreno e vegetação, a captura com o uso de projetor de dardos (Figura 16) é a mais recomendada para o monitoramento em áreas mais amplas. A captura com uso de projetor de dardos para imobilização química pode ser organizada e executada em um curto período de tempo, sendo altamente recomendada para situações de emergência. A principal limitação desse método é o fato de não ser adequado para a captura de animais de pequeno porte e extremamente limitado para animais de médio porte.

A Divisão de Vigilância Ambiental em Saúde (CEVS/SES) da Secretaria de Estado da Saúde do Rio Grande do Sul vem realizando capturas de animais do gênero *Alouatta* desde 2002 em diferentes regiões, tendo capturado, até 2010, cerca de 230 animais em 38 municípios distintos.

Figura 16 – Captura com rifle projetor de dardos anestésicos



Fonte: Acervo CEVS/SES-RS e GT_Arbo/SVS/MS.

A captura com o uso de dardos já era utilizada para *Alouatta palliata*, conforme descrito por Scott et al. (1976), que capturaram 23 animais com o objetivo de testar diferentes drogas anestésicas. A mesma técnica foi repetida por Thorington et al. (1979), Glander et al. (1991), Rodríguez-Luna e Cortés-Ortiz (1994) e Santa Cruz et al. (2000), estes últimos trabalhando com *Alouatta caraya* em Corrientes, Argentina. Na Bolívia, Karesh et al. (1998) utilizaram técnicas de captura para avaliar o estado de saúde de macacos-aranha.

Drogas e doses

O protocolo anestésico recomendado pelo Centro Nacional de Primatas (Cenp/SVS/MS), e que também é utilizado com sucesso pela equipe da Divisão de Vigilância Ambiental em Saúde (CEVS/SES) do Rio Grande do Sul, consiste na seguinte associação de drogas:

- Cloridrato de Cetamina (50 mg/ml) – 10 – 15 mg/kg; 0,2 – 0,3 ml/kg
- Midazolam (5 mg/ml) – 0,2 – 0,5 mg/kg; 0,04 – 0,1 ml/kg
- Levomepromazina (5 mg/ml) – 0,2 – 0,5 mg/kg; 0,04 – 0,1 ml/kg

Como reforço, caso seja necessário, é recomendado aplicar somente cetamina por via intramuscular ou endovenosa.

Alternativamente, pode-se utilizar o produto Zoletil (Cloridrato de Tiletamida e Cloridrato de Zolazepam) (200 mg/ml) – 5 – 10 mg/kg=0,12 – 0,25 ml/kg.

Outras drogas ou associações podem ser utilizadas, conforme o Anexo E deste Guia.

A dosagem pode ser preparada diretamente dentro do dardo. As drogas são bastante estáveis, mantendo sua ação por tempo suficiente a ponto de permitir a preparação de vários dardos em um mesmo momento, ainda que não venham a ser imediatamente utilizados.

Uma vez que o protocolo utilizado é extremamente seguro, e para tornar mais ágeis as ações de campo, todos os dardos são carregados com uma dose para animais de 8 kg.

Os projetores de dardos podem ser zarabatanas, pistolas ou rifles (Figura 16). Para a captura dos PNH de grande porte no Brasil o projetor mais recomendado é o rifle, com propulsão do dardo a base de CO₂ comprimido e dardos com injeção da droga por meio de gás butano. Geralmente, os PNH de maior porte ocupam os estratos superiores da floresta, o que exige o uso de um equipamento com maior alcance e precisão, nesse caso o rifle.

Os equipamentos mais modernos, com propulsão a base de CO₂ e injeção com butano (Figura 17), contam com a vantagem extra de serem silenciosos, ao contrário dos equipamentos usados no passado, cuja propulsão, tanto do dardo quanto da injeção da droga, dava-se pela percussão de uma espoleta a base de pólvora.

Figura 17 – Kit: rifle, gás butano e gás carbono



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

O sucesso da captura depende diretamente de fatores como a densidade de animais no ambiente, a altura do estrato arbóreo no local, a facilidade do deslocamento dentro da mata, a experiência da equipe e o esforço de captura, entre outros.

Mesmo os maiores PNH do Brasil não apresentam grande massa corporal, o que torna o uso de dardos uma operação delicada. O alvo preferencial para a injeção do dardo deve ser algum grande grupo de músculos, como as pernas, por exemplo (Figura 18). Mesmo nessas áreas do corpo, os dardos podem provocar lesões significativas caso a pressão da propulsão do dardo seja exagerada e o tiro acerte o alvo.

Figura 18 – *Alouatta guariba clamitans* sobre a árvore, em postura típica. Notar as pernas, alvo preferencial para tiro com o dardo



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

Para um tiro seguro, é necessário sempre eleger a região corporal com o menor número possível de órgãos vitais na trajetória do dardo (Scott et al., 1976; Glander et al., 1991). Jamais se deve disparar um dardo contra um animal que esteja de frente para o atirador, pois se um dardo errar seu alvo principal terá maior chance de acertar o abdômen ou a cabeça por acidente. Além do perigo de uma lesão mais grave, dardos que atingem o abdômen ou o tórax muitas vezes não levam a uma sedação adequada. Scott et al. (1976) obtiveram maior sucesso nas suas capturas quando os dardos atingiram a perna, cauda ou a parte baixa das costas.

É muito comum usar a estratégia de atrair a atenção do animal na direção contrária à do atirador. Estando o animal de costas, já é possível minimizar muito o risco de o dardo atingir órgãos vitais.

Nos dardos, não devem ser usadas agulhas com fisgas ou farpas, por penetrarem na musculatura e provocarem perda de tecido ao serem retirados do animal com o conjunto. As agulhas indicadas devem ser lisas ou com um colar que garanta por maior tempo a sua inserção na musculatura do animal, porém sem produzir danos (Figura 19).

Figura 19 – Componentes do dardo e montagem



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

A pressão adequada para a projeção do dardo também é importante para evitar danos ao animal. Dardos projetados com excesso de força em relação à distância entre o atirador e o animal podem provocar graves lesões, incluindo fraturas. Portanto, é necessário que a equipe desenvolva a habilidade de definir, no momento do tiro, qual a distância segura e qual a pressão a ser aplicada na propulsão do dardo.

Após a sedação, é necessário dispor de uma rede com área compatível com o tamanho do animal e que possa ser manuseada por no mínimo duas pessoas, de modo a amortecer a queda do animal (Figura 20).

Figura 20 – a) Uso da rede de amparo da queda do animal, b) Membros da equipe posicionados com a rede aberta, c) *Alouatta guariba clamitans* na rede após a queda



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

Não é incomum, no entanto, que os animais caiam fora da rede, como descrito por Thorington et al. (1979), Karesh et al. (1998) e Fernandez-Duque e Rotundo (2003), uma vez que nem sempre é possível precisar o local exato da queda e mesmo, por vezes, localizar o animal sedado em meio à folhagem. Apesar de haver um balanço do risco de o animal se machucar na queda a ser considerado, pode-se minimizá-lo com cuidados adequados nessa etapa da captura. No entanto, mesmo amparando o animal na rede, podem ocorrer lesões por choque com galhos durante a queda (Figura 21).

Figura 21 – *Alouatta caraya* macho com lesão próxima ao olho e *Alouatta guariba clamitans* com lesão no dorso, provocadas pelo choque com galhos ao cair da árvore



Fonte: Acervo CEVS/SES-RS e GT_Arbo/SVS/MS.

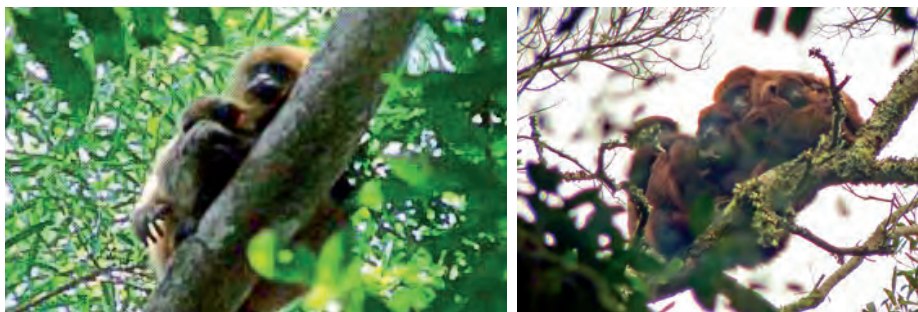
Os PNH de grande porte do Novo Mundo têm a cauda preênsil (*Alouatta*, principalmente), o que torna muito comum o fato de o animal permanecer preso pela cauda, mesmo sob efeito da sedação (Figura 22). Geralmente, é necessário escalar a árvore ou sacudi-la, provocando ou acelerando a queda. Para o uso dessa estratégia é necessário que o grupo de trabalho esteja equipado com vários tipos de cordas e mecanismos que permitam passar a corda pelo local desejado na árvore (por exemplo, um peso tipo chumbada preso a uma linha de pesca e lançado por uma atiradeira).

Figura 22 – *Alouatta* sp. (a,b) e *Alouatta guariba clamitans* (c) sedados, pendurados pela cauda



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

No momento da captura é aconselhável evitar capturar fêmeas que aparentem estar grávidas, bem como evitar capturar aquelas que estejam carregando filhotes (Figura 23). Esse cuidado faz com que a captura de machos adultos seja muito mais frequente do que fêmeas e juvenis.

Figura 23 – *Alouatta caraya* fêmea com filhote

Fonte: Acervo CEVS/SES-RS.

A soltura deve ser sempre no mesmo local da captura, e deve ser supervisionada por membros da equipe, visando evitar acidentes. Por se tratar de animais de hábito exclusivamente diurno, a soltura deve ocorrer sempre durante o dia. Para tanto, é necessário que as capturas sejam realizadas de forma a permitir que todos os animais capturados estejam plenamente recuperados do efeito da sedação antes do pôr do sol. Para a soltura pode-se colocar o animal no solo, próximo a uma árvore, e deve-se aguardar que o animal retorne da anestesia e inicie a escalada, mantendo a vigilância até que o animal consiga se manter sobre a árvore e esteja em uma altura segura (em torno de três ou quatro metros). O animal pode, ainda, ser depositado diretamente sobre um galho, desde que já esteja suficientemente desperto a ponto de se manter em equilíbrio sem o risco de quedas, mesmo que de pequena altura.

Considerando o gênero *Alouatta*, o padrão de atividade demonstrado, entre outros, por Milton (1980), Santini (1985) e Neville et al. (1988), indica que despendem grande parte do seu tempo repousando, o que é um fator importante para o sucesso da captura com dardos anestésicos. A inatividade dos animais torna mais fácil a aproximação, a perseguição e o acompanhamento dos indivíduos dentro da mata. Os bugios estão ativos a partir do nascer do sol (Muñoz, et al., 2001), sendo que sua atividade aumenta com o aumento da temperatura, embora procurem repousar quando o calor está intenso, por volta do meio-dia. Essa característica facilita a localização dos animais durante as primeiras horas da manhã.

Em muitas oportunidades, é impossível avaliar a quantidade de anestésico contido no dardo que efetivamente foi injetada no animal, uma vez que ocorre de o indivíduo atingido arrancar o dardo antes que injete todo o seu conteúdo. Problemas técnicos também podem ocorrer, como pressão interna insuficiente no corpo do dardo, resultando em injeção incompleta. Dessa forma, o cruzamento de dados do tipo “dose utilizada/peso do animal/duração do efeito” fica bastante prejudicado.

5.5 Contenção de PNH

A escolha da técnica a ser utilizada deve ser feita após avaliação do(a):

- Necessidade da contenção.
- Procedimento a ser realizado.
- Porte do animal.
- Capacitação da equipe para executar a contenção.
- Disponibilidade de equipamentos e/ou drogas.
- Estado geral do animal.

Contenção física

Pode ser utilizada tanto para a aplicação de drogas anestésicas (contenção química) como para a realização de alguns procedimentos rápidos e indolores, tais como aplicação de medicamentos, pequenos curativos, transporte em pequenas distâncias (mudança de gaiola) e coleta de sangue em animais de pequeno porte.

Para animais de pequeno e médio portes, deve-se utilizar pequenos puçás e/ou luvas de raspa de couro, imobilizando a cabeça do animal com o dedo polegar e o indicador. Com a outra mão, deve-se conter as pernas e a cauda do animal (figuras 24 e 25).

Figura 24 – Contenção física de primatas de pequeno e médio portes



Fonte: Acervo Cenp/SVS/MS.

A contenção física de animais de grande porte não é indicada. Caso seja necessária, deve-se sempre utilizar primeiro o puçá, levando o animal ao solo e imobilizando-o para aplicação das drogas sedativas (contenção química).

Caso não seja possível utilizar a contenção química, será necessária a ajuda de duas pessoas treinadas e capazes de conter o animal. Após a contenção do animal no solo, imobilizar os dois braços, unindo os cotovelos para trás do corpo, com um dedo entre eles, e erguer o animal. Uma segunda pessoa deve segurar as pernas e a cauda e, se necessário, uma terceira pessoa deve conter a cabeça do animal.

Figura 25 – Contenção física de primatas de médio porte



Fonte: Acervo Cenp/SVS/MS.

Contenção química

A contenção química deve ser realizada com critério e cuidado, por profissional capacitado, após rigorosa avaliação da necessidade, estrutura de trabalho e condições físicas e de saúde do animal.

As drogas e o protocolo anestésico utilizados serão escolhidos de acordo com os objetivos do trabalho, tempo de contenção necessário e infraestrutura disponível.

Para a aplicação das drogas, dependendo da situação, pode-se utilizar técnicas de contato direto, com contenção física e posterior aplicação das drogas por meio de seringa e agulha, por via intramuscular (Figura 26); ou técnicas de curta distância, com auxílio da zarabatana para lançar dardo anestésico, ou ainda, técnicas de longa distância, com a utilização de pistolas e rifles projetores de dardos anestésicos.

Figura 26 – Contenção química de primatas de médio e de grande porte



Fonte: Acervo Cenp/SVS/MS.

5.6 Manejo dos animais e coleta de amostras biológicas

Efetuar a contenção adequada (física e/ou química) e aguardar até que o animal fique anestesiado, e somente depois proceder ao exame clínico, biométrico, coleta do material biológico, aplicação do *microchip* e demais procedimentos pertinentes.

Exame clínico

Este exame consta, sobretudo, da observação das cavidades naturais e mucosas aparentes, principalmente a conjuntiva, que poderá revelar o estado de anemia do espécime, além da pesquisa de ectoparasitos. Deve-se pesar o animal e registrar o número de batimentos cardíacos, de movimentos respiratórios e a temperatura. Quando do exame da cavidade bucal, deve-se avaliar a dentição para estimar a idade do animal.

Coleta e processamento de material biológico

O material a ser coletado será sangue, do qual serão obtidas alíquotas de sangue total e soro sanguíneo. O volume de sangue a ser coletado será de 6 ml a 10 ml para os animais de grande e médio portes (animais dos gêneros *Alouatta*, *Ateles*, *Cebus*, *Callicebus*, *Saimiri*), e de 2 ml a 6 ml para os animais de pequeno porte (gêneros *Callithrix* e *Saguinus*). Para a coleta, deverá ser utilizada seringa hipodérmica de 10 ml, com agulha 25x7, descartável. Antes da punção venosa, deve-se promover a desinfecção do local de penetração da agulha com álcool iodado, na proporção de cinco partes de álcool 70% para uma parte de tintura de iodo (5:1). Caso seja necessário, fazer a tricotomia do local.

Para diagnóstico de FA, utiliza-se sangue total para isolamento viral e soro para detecção de anticorpos. Todas as amostras devem ser acondicionadas e armazenadas adequadamente (ver orientações no próximo capítulo), preferencialmente em duplicata, caso seja necessária a confirmação do diagnóstico ou de análises adicionais.

A punção venosa processar-se-á preferencialmente na veia femoral. O sangue colhido deve ser acondicionado na quantidade de 1 ml em tubos criogênicos (resistentes à ultrabaixa temperatura) e o restante será colocado em tubo estéril com gel separador ou será centrifugado para extração do soro, que também será acondicionado em tubo criogênico.

As amostras de sangue total e de soro devem ser devidamente etiquetadas. Os tubos devem ser envolvidos com fita adesiva transparente e colocados em botijão de nitrogênio líquido ou em gelo seco, para ser transportado para a sede da instituição que realizará o teste laboratorial.

Nessa etapa do trabalho, todos os membros da equipe que estiverem envolvidos diretamente com o manejo dos animais e das amostras deverão, obrigatoriamente, estar protegidos com luva de látex, cirúrgica ou de procedimento, máscara, avental cirúrgico, gorro e óculos de proteção. Todo o material utilizado será acondicionado em sacos para lixo hospitalar, que serão lacrados e guardados em recipiente hermeticamente fechado e seguro, para posterior descarte em área apropriada.

O material perfurocortante será acondicionado em recipientes apropriados, cujo destino será o mesmo anteriormente citado. Caso haja morte do animal durante qualquer etapa do trabalho, este será imediatamente submetido à necropsia, realizada pelo médico veterinário responsável, que preencherá a Ficha Clínica e de Necropsia em Primatas (Anexo C), com a descrição do exame e do diagnóstico da *causa mortis*.

Exame biométrico

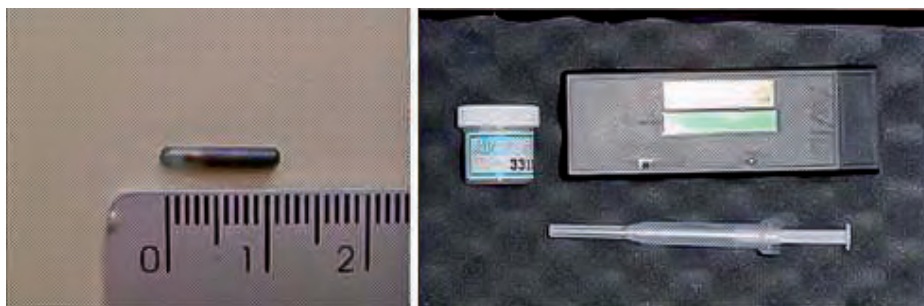
Os dados biométricos do animal são importantes para a avaliação de seu estado de crescimento e desenvolvimento corporal, e para a classificação da faixa etária (Adulto – AD; Subadulto – SUB; Juvenil – JUV; Infantil – INF). Informações obtidas por meio da captura desses animais com amostras biológicas e morfométricas são importantes para a solução de problemas taxonômicos e para a conservação da espécie.

As medidas básicas são: perímetro torácico, perímetro encefálico, comprimento do corpo, comprimento da cauda, tamanho da mão direita, tamanho do pé direito, tamanho do pavilhão auditivo direito e peso.

Microchip

Com a finalidade de marcar de maneira definitiva o animal coletado, de modo que ele possa ser identificado em uma possível recaptura e principalmente no caso de óbito desse animal, recomenda-se a utilização de *microchip* (Figura 27). O *chip* contém um código numérico único que pode ser verificado por meio de uma leitora. Em áreas onde já foram feitas capturas anteriores deve-se fazer uso da leitora sempre que um animal for capturado, para verificar a presença de *chip* no animal. Em animais não chipados, o *chip* deverá ser implantado após assepsia, sob a pele, na região dorsal, entre as escápulas, por meio de injeção subcutânea. Após esse procedimento, instilar droga cicatrizante no local.

Figura 27 – Microchip, aplicador e leitora



Fonte: Acervo CEVS/SES-RS.

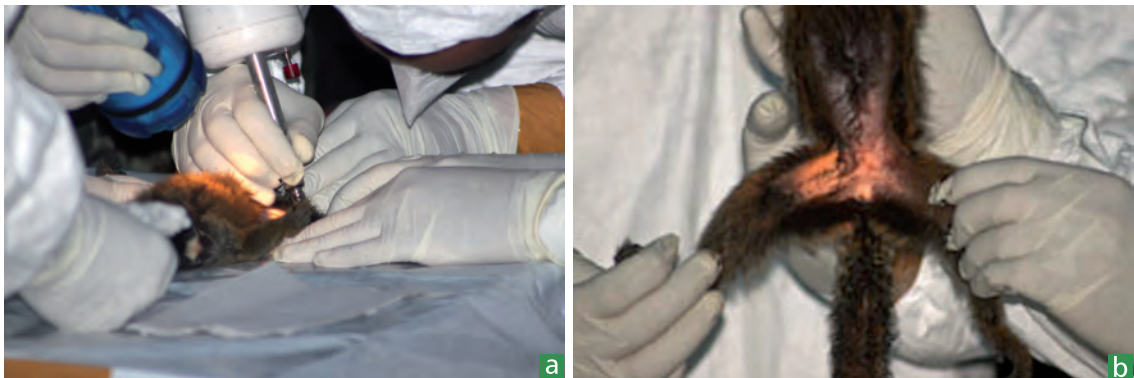
Tatuagem

A tatuagem é outro recurso de marcação definitiva que auxilia a identificação. É de mais fácil observação e não necessita de equipamento específico para sua leitura, seja por técnico ou pela população local. Com o uso de equipamento apropriado, efetua-se a tatuagem do animal conforme recomendações a seguir (Figura 28).

O local da tatuagem deve ser a face interna da coxa direita. Faz-se a tricotomia do local, limpeza com antisséptico, e posteriormente se aplica no local vaselina neutra para facilitar o deslizamento da ponteira do tatuador. Após a tatuagem, limpar o local com algodão seco e usar cicatrizante.

O protocolo de tatuagem deve seguir ordem cronológica, de âmbito nacional, sendo que as duas primeiras letras devem caracterizar o estado onde o animal foi capturado, por exemplo: São Paulo (SP), Pará (PA), Sergipe (SE), e assim sucessivamente. Na sequência, deve seguir o número correspondente ao animal capturado, registrado e amostrado no estado, como por exemplo: o primeiro animal a ser tatuado no Pará terá o protocolo PA001, o segundo PA002, e assim sucessivamente. Quando houver mais de uma equipe no mesmo estado realizando a vigilância ativa, recomenda-se que seja utilizado um código de identificação da equipe, seguido da notação sugerida.

Figura 28 – a) Equipamento tatuador, b) tatuagem no animal



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

Deve-se utilizar, sempre que possível, as duas formas de marcação definitiva e uma marcação temporária que seja de fácil visualização (tricotomia extensa na cauda ou coloração da pelagem com ácido pícrico), para que se evite a recaptura de um mesmo espécime em uma mesma expedição.

6 Procedimentos de necropsia e de coleta de amostras para diagnóstico de febre amarela

A coleta de amostras e a necropsia são procedimentos que se complementam. O primeiro é um procedimento operacional, constituído da abertura do cadáver do animal e da coleta de amostras biológicas para o diagnóstico da febre amarela ou outra enfermidade, sem interpretação e avaliação dos aspectos macroscópicos dos órgãos ou emissão de laudo. A coleta de amostras pode ser realizada por um técnico devidamente treinado para este fim e, quando possível, supervisionado por um médico veterinário.

A necropsia é uma técnica que exige maior habilidade profissional e é de competência do médico veterinário, tendo por objetivo auxiliar na definição da *causa mortis* do animal. Constitui um conjunto de procedimentos sistemáticos que vão desde a abertura e inspeção de um cadáver, no qual, pelo exame sequencial, busca-se avaliar os achados macroscópicos observados nas mucosas e nos órgãos (aspectos, coloração, consistência, simetria, tamanho, presença de secreção), bem como avaliar a natureza e a distribuição das lesões, e cujos resultados compõem um laudo técnico. A necropsia complementa o diagnóstico clínico, eliminando dúvidas e permitindo conclusões corretas acerca da *causa mortis*.

O material obtido durante o procedimento de coleta de amostra ou necropsia deve ser encaminhado ao laboratório em condições adequadas para análise, acompanhado de relatório de coleta de amostra ou de laudo de necropsia, e com registro fotográfico. A coleta adequada de material para o diagnóstico de FA representa parte imprescindível na investigação das epizootias em PNH.

6.1 Necropsia

O protocolo de exame necroscópico para PNH será orientado segundo os procedimentos adotados por alguns patologistas na prática veterinária de pequenos animais, e que pode ser comparada com modificações à técnica de Ghon, utilizada para humanos. No exame de necropsia, antes de realizar a abertura de cavidades e a retirada e análise de órgãos, deve-se proceder à identificação e anamnese do animal. Essas informações e todos os achados macroscópicos devem ser anotados na Ficha Clínica e de Necropsia (Anexo C).

Identificação e anamnese

Deve-se identificar o cadáver: espécie, sexo, idade, peso, número (*microchip* ou tatuagem) e procedência. Registrar a data e a hora da morte do animal e da necropsia.

O histórico clínico e a anamnese são importantes e facilitam o diagnóstico da *causa mortis*. Relatar: início e evolução dos sintomas, tipo de sintomas, número de animais afetados e não afetados. No caso de animais de cativeiro, registrar também os tratamentos utilizados e condições de manejo e de alimentação.

Exame externo

Observar a posição em que o animal morreu para diferenciar algumas alterações *ante mortem* de fenômenos cadavéricos de hipóstase (manchas vermelho-azuladas na pele e órgãos na região de decúbito).

No exame externo, observar a conformação física e a condição nutricional do animal (Figura 29). Examinar a pele, atentando para: presença de parasitas, escoriações, úlceras, hemorragias, manchas, nódulos, umidade, vermelhidão e outras alterações visíveis. Em seguida, examina-se o pelo: alopecia,

aspecto (brilhante, seco, arrepiado etc). Proceder ao exame das aberturas naturais: boca, narinas, olhos e conjuntiva, pavilhão auricular, ânus, vulva ou prepúcio e pênis, quanto aos aspectos: coloração, presença de secreções (sangue, pus, muco etc).

Figura 29 – Exame externo



Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

Exame interno

O exame interno consta da inspeção do subcutâneo, cavidade torácica, cavidade abdominal, vísceras e do sistema nervoso central.

Posicionar o animal em decúbito dorsal e com a cabeça voltada para o lado esquerdo do necropsista, exceto se a pessoa for canhota. Executar uma ampla incisão longitudinal na pele ao longo da linha média do corpo, desde a região mentoniana até a síntese pubiana, e proceder ao rebatimento da pele. No subcutâneo, examina-se a cadeia de linfonodos: submandibular, pré-escapular, axilar, inguinal e poplíteo; bem como o aspecto da musculatura, da gordura e das articulações.

Figura 30 – Incisão e rebatimento da pele

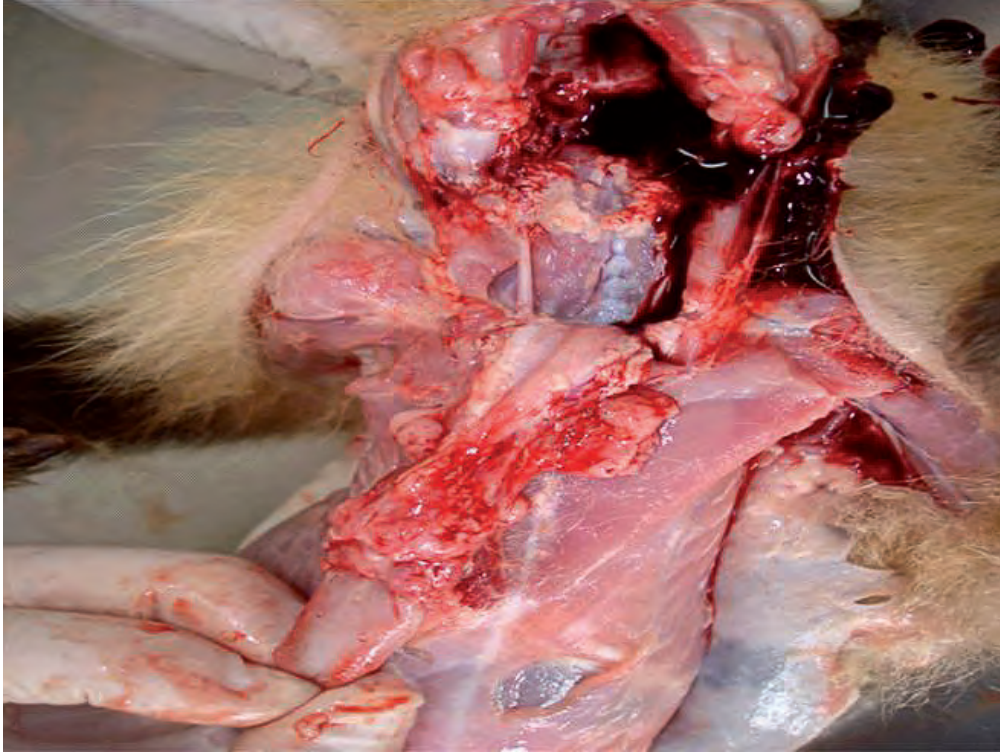


Fonte: Acervo GT_Arbo/SVS/MS.

Remoção dos órgãos da cavidade oral e região cervical

Antes de abrir a cavidade torácica e inspecionar os órgãos, fazer a remoção do conjunto: língua, laringe, traqueia, esôfago, glândulas tireoide e paratireoide, até a entrada do tórax.

Figura 31 – Remoção dos órgãos da cavidade oral e cervical

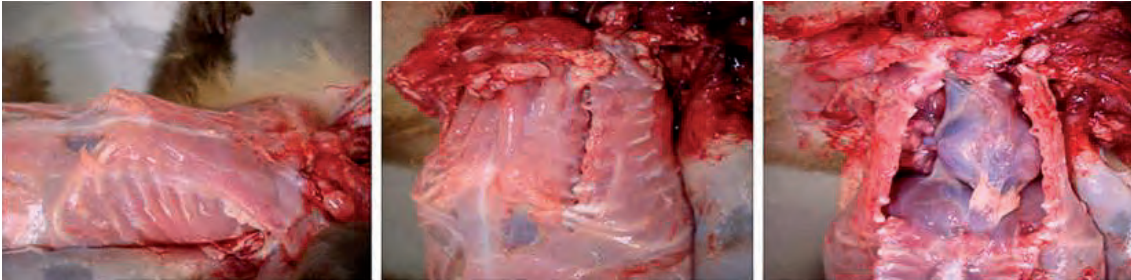


Fonte: Acervo UnB.

Remoção dos órgãos da cavidade torácica

Para abrir a cavidade torácica (Figura 32), recomenda-se utilizar o costótomo, instrumento próprio para esta finalidade, uma serra ou simplesmente uma faca. Proceder à secção por entre as articulações costochondrais, removendo completamente o esterno. Inspecionar as vísceras torácicas *in loco* e verificar se não há conteúdo patológico cavitário: sangue, exsudato (turvo, floculento etc) ou transudato (claro, fluido, não coagulável) ou qualquer tipo de elemento estranho. Fazer uma dupla ligadura no esôfago e nos grandes vasos, seccionar e remover todo o conjunto dos órgãos da região oral-cervical e torácica.

Figura 32 – Abertura da cavidade torácica



Fonte: Acervo UnB.

Examinar na sequência: língua, laringe, tireoide, paratireoide, esôfago, traqueia, pulmões e coração (Figura 33). Na ficha de necropsia, registrar o número e a distribuição de lesões, a coloração, o tamanho, a forma e a consistência. Em órgãos tubulares: a superfície externa, a mucosa, as dilatações e o conteúdo.

Figura 33– Exame dos órgãos da cavidade torácica

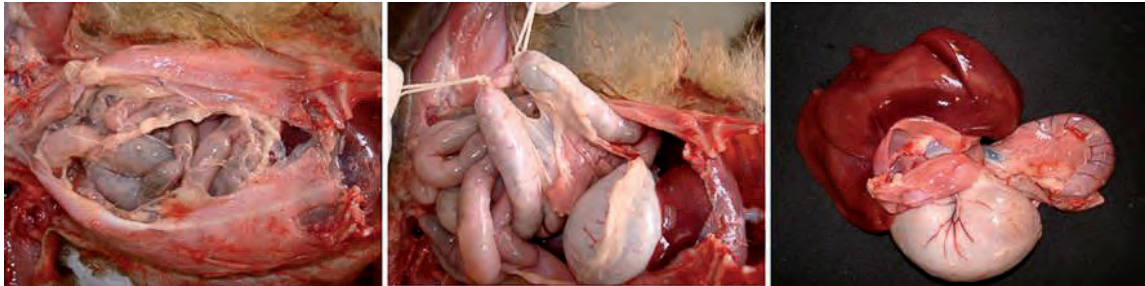


Fonte: Acervo UnB.

Cavidade abdominal

A abertura faz-se mediante incisão a partir da linha branca da porção xifoide do externo até a base do osso púbico. O primeiro procedimento após a exposição da cavidade é verificar presença de conteúdo patológico (sangue, exsudato, transudato, gases, corpo estranho) e posicionamento dos órgãos. Em seguida, retira-se epíplon e baço. Fazer dupla ligadura no terço proximal do duodeno, junto à conexão com o pâncreas, retirando o conjunto composto pelo estômago, fígado, segmento do duodeno e pâncreas. Realizar outra ligadura dupla no reto, removendo todo o intestino após liberá-lo de sua inserção mesentérica. Remover o sistema geniturinário em conjunto (Figura 34).

Figura 34 – Abertura da cavidade abdominal



Fonte: Acervo UnB.

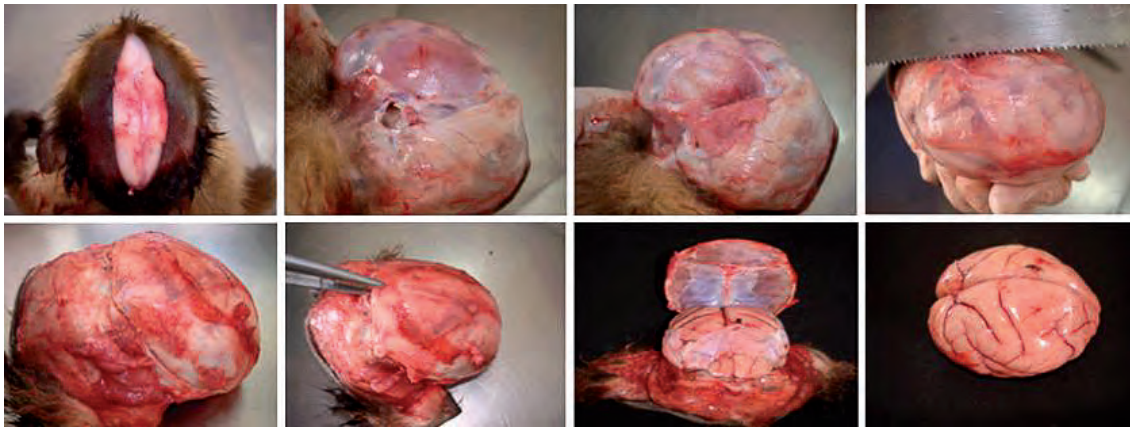
As vísceras devem ser separadas e examinadas isoladamente: baço, estômago, pâncreas, fígado, intestinos e órgãos geniturinários. Anotar detalhadamente as alterações observadas na ficha de necropsia.

Sistema Nervoso Central – SNC

O exame do SNC constitui importante procedimento na necropsia. Para abrir a caixa craniana de PNH a cabeça pode permanecer ligada ao pescoço, facilitando sua fixação pelas mãos. Proceder a um corte cutâneo mediano, estendendo da região frontal até a base do occipital, dissecar a pele até expor o arco zigomático; remover toda a musculatura que envolve o crânio.

Realizar, com uma serra, um corte transversal no osso frontal acima das órbitas; continuar o corte simetricamente em sentido lateral superior do arco zigomático; seguir o corte transversal até atingir o forame occipital. Na secção do osso frontal, introduzir a ponta da faca ou gancho e alavancar para cima e para trás, rebatendo a calota óssea e, com uma tesoura, liberar a ligação do cérebro com a dura-máter. Durante a retirada do cérebro e cerebelo, inclinar a cabeça, cortar os vasos e os nervos na sua base, e facilitado pela ação gravitacional, remover delicadamente o órgão. A remoção e o exame da medula espinhal, quando houver indicação, devem ser feitas em decúbito ventral. Remover a musculatura que envolve as vértebras, cortar apófises espinhosas, retirar o teto das vértebras e expor a medula espinhal.

Figura 35 – Incisão, rebatimento da pele, musculatura, abertura da calota craniana e remoção do encéfalo



Fonte: Acervo UnB.

Para o diagnóstico de FA, a coleta de amostras do animal necropsiado deve seguir as orientações descritas a seguir.

6.2 Coleta de amostras

Considerando os objetivos da vigilância de epizootias em PNH como alerta para ocorrência de FA, na impossibilidade de realizar um procedimento de necropsia completo, recomenda-se avaliar todas as características do evento, preencher os formulários e proceder à coleta de amostras, priorizando o diagnóstico da FA, a saber: sangue, soro e tecidos (preferencialmente fígado; adicionalmente, recomenda-se coletar baço, rins, coração, pulmão e cérebro, quando possível). Os cuidados com a coleta, identificação, acondicionamento, armazenamento e transporte das amostras interferem de maneira significativa nos resultados do diagnóstico laboratorial.

Isolamento viral / Detecção do genoma viral/Sorologia

Para o laboratório de virologia, o material de necropsia deve ser colhido com rapidez (preferencialmente até 24 horas após a morte do animal; após esse período, recomenda-se a coleta se houver condições para tal, isto é, se o animal não estiver em estado avançado de decomposição) e com assepsia, usando materiais esterilizados. As amostras a serem obtidas são:

- Sangue total
- Soro sanguíneo
- Tecidos (preferencialmente fígado; adicionalmente, recomenda-se coletar baço, rins, coração, pulmão e cérebro, sempre que possível)

As amostras de sangue e de soro para tentativa de isolamento viral devem ser coletadas preferencialmente em duplicata, acondicionadas em criotubos, identificadas (tipo de material e numeração de acordo com a ficha) e **imediatamente** armazenadas em nitrogênio líquido ou gelo seco.

Na impossibilidade de conservar as amostras de sangue e soro em nitrogênio líquido ou gelo seco, armazenar em *freezer* a -70°C , e como última alternativa, acondicionar as amostras em isopor com baterias de gelo reciclável (gelox) ou congelar a -20°C (*freezer* comum) e enviar imediatamente ao Lacen para armazenamento em *freezer* a -70°C .

Sangue total

- Coletar o material por meio de punção venosa. Quando o animal for eutanasiado ou encontrado morto, coletar as amostras de sangue diretamente do coração ou de grandes vasos, utilizando uma seringa. Acondicionar em criotubo e imediatamente conservar a amostra como descrito anteriormente.

Soro sanguíneo

- O sangue total deve ser centrifugado para a obtenção de soro, que será acondicionado e conservado como indicado para isolamento viral e sorologia. Na impossibilidade da separação do soro ou quando a amostra for de pequeno volume, é recomendado encaminhar somente amostra de sangue total, pois trata-se de **material preferencial** para isolamento viral.

Tecidos

- Coletar as amostras dos tecidos com material estéril, preferencialmente até 24 horas após a morte (ideal até 8 horas). Após esse período, recomenda-se a coleta se houver condições para tal, isto é, se o animal não estiver em estado avançado de decomposição.
- Devem ser remetidos fragmentos de tecidos de 0,5 cm de espessura x 2,0 cm de comprimento, dos seguintes órgãos:
 - » Fígado
 - » Baço
 - » Pulmão
 - » Cérebro
 - » Coração
 - » Rins
- As amostras de tecidos para virologia deverão ser coletadas em duplicata, acondicionadas individualmente em criotubos ou frascos estéreis com tampa, lacrados e identificados.
- O material coletado deverá ser conduzido ao laboratório de referência, preferencialmente armazenado em nitrogênio líquido ou gelo seco, e na sua ausência, enviá-lo ao Lacen em caixa térmica contendo gelox ou congelado a -20°C (*freezer* comum), para armazenamento em *freezer* a -70°C .

Figura 36 – Coleta de amostras de sangue e tecidos, acondicionadas em criotubos para armazenamento em botijão de nitrogênio líquido, destinados à pesquisa de vírus pelas técnicas de isolamento viral ou RT-PCR



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

Histopatologia e imuno-histoquímica

O processamento das amostras de tecidos para análise histopatológica e imuno-histoquímica requer coleta em separado e conservação diferenciada. As amostras de tecidos devem ser fixadas em formol tamponado a 10%, em temperatura ambiente.

Solução de formol conc. 40%	100 ml
Fosfato monobásico de sódio mono-hidratado	4,0 g
Fosfato de sódio dibásico anidro	6,5 g
Água destilada	900 ml

- Os fragmentos de tecidos deverão ter de 0,3 cm a 0,6 cm de espessura, e todas as amostras podem ser acondicionadas em um único frasco de boca larga. O recipiente deve comportar de 10 a 20 vezes o volume de formol a 10% em relação às amostras. Em hipótese alguma essas amostras devem ser congeladas.
- Na necropsia, deve-se sempre coletar amostras de fígado, baço, rins, coração, pulmão e cérebro para diagnóstico histopatológico e imuno-histoquímica, mesmo que não apresentem alterações macroscópicas. Caso a situação justifique, pode-se ainda obter fragmentos de estômago, intestinos, pâncreas e bexiga.

O frasco contendo a amostra deverá ser identificado usando etiqueta escrita a lápis ou à caneta de tinta resistente a líquidos, e deverá ter as seguintes informações no rótulo:

- Dados do animal: espécie, sexo e identificação individual e da procedência.
- Data e hora da morte e da coleta do material.
- Material enviado e fixador utilizado.

Obs.: O exame de imuno-histoquímica é realizado com o mesmo material colhido para histopatologia, sendo empregado na identificação de antígenos da infecção viral nas amostras teciduais e não deve ser armazenado sob refrigeração ou congelamento.

Figura 37 – Coleta de amostras de tecidos, acondicionadas em tubos de boca larga contendo formol tamponado a 10%, em temperatura ambiente, destinados ao exame histopatológico e à pesquisa de antígenos virais pela técnica de imuno-histoquímica



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

Biossegurança – Cuidados ao realizar a coleta de amostras ou necropsia

Durante a coleta, devem ser seguidas as recomendações de biossegurança contidas neste manual e ser utilizados, minimamente, os equipamentos de biossegurança listados a seguir:

- Luvas de procedimento (dupla).
- Avental descartável de mangas compridas.
- Máscara classe P3 ou PFF3.
- Óculos de proteção.

6.3 Transporte de amostras

Isolamento viral ou detecção do genoma viral

As amostras destinadas à tentativa de isolamento viral ou detecção do genoma viral por RT-PCR devem ser transportadas preferencialmente em botijão de nitrogênio líquido ou em caixa isotérmica contendo gelo seco. No laboratório, a conservação deve ser feita em *freezer* a -70°C .

Caso não seja possível seguir as recomendações acima, utilizar gelo comum (que deve ser acondicionado em saco plástico, hermeticamente fechado) ou reciclável (por exemplo, gelox).

Sorologia

As amostras destinadas à realização de testes sorológicos, congeladas a -20°C , devem ser transportadas em caixas isotérmicas contendo gelo seco, gelo comum ou reciclável (baterias, gelox etc.). Os frascos contendo as amostras, devidamente identificados, deverão ser lacrados com fita adesiva, envolvidos por gaze e saco plástico.

Amostras de tecidos obtidos *post mortem* destinadas à realização de isolamento viral e/ou RT-PCR

As amostras devem ser conservadas a -70°C e transportadas em nitrogênio líquido ou em caixas isotérmicas contendo gelo seco.

Amostras de tecidos fixadas em formol para exames histopatológico e imuno-histoquímica

As amostras preservadas em formol a 10% devem ser transportadas em temperatura ambiente.

Obs.: Todas as amostras devem ser encaminhadas ao Laboratório Central de Saúde Pública (Lacen), acompanhadas da ficha de investigação. O Lacen ficará responsável pelo transporte da amostra ao Laboratório de Referência.

7 Entomologia aplicada à vigilância da febre amarela

No contexto da Vigilância Epidemiológica da febre amarela, a Vigilância Entomológica apresenta-se como uma das ferramentas disponíveis para a determinação do diagnóstico e atribuição de causa aos casos suspeitos, tanto em humanos quanto em PNH. Sua aplicação na vigilância de FA baseia-se na pesquisa de vírus a partir de mosquitos, cujo resultado positivo permite estabelecer vínculo epidemiológico entre esse achado laboratorial e o evento sob investigação, ou ainda predizer o risco de transmissão de arbovírus para animais e para o homem.

Para efeito das ações propostas no âmbito da entomologia aplicada à vigilância de casos humanos e epizootias suspeitas de FA, distinguem-se as ações de caráter ativo daquelas de caráter passivo, a depender do objetivo que se pretende. Por ativa entendem-se as ações que se baseiam no monitoramento de áreas estratégicas (sentinelas e vulneráveis/receptivas), com o intuito de acompanhar espacial e temporalmente populações de culicídeos potencialmente vetores, detectar precocemente a circulação viral e definir áreas com potencial de transmissão (receptivas), nas quais serão desencadeadas medidas preventivas. Passiva, por sua vez, refere-se às atividades desencadeadas por ocasião de notificações de casos humanos ou epizootias em PNH suspeitos de FA, a partir das quais são desencadeadas medidas de bloqueio de transmissão. Nessa modalidade, são levantados dados que contribuem para classificar os eventos notificados como descartados ou confirmados, a depender dos resultados encontrados. Desse modo, ações de caráter ativo e passivo passarão a ser denominadas **monitoramento entomológico** e **investigação entomológica**, respectivamente.

Considerando a atual estrutura da rede de vigilância de FA e de outras arboviroses e as limitações existentes, principalmente no que se refere à operacionalização das ações de campo e à capacidade de processamento das amostras pela rede laboratorial, há que se priorizar as ações que envolvem a entomologia com o objetivo de potencializar sua aplicação na busca por elementos que forneçam evidências suficientes para atribuição de causa aos eventos em investigação de forma oportuna.

Para tanto, é recomendada a realização de atividades de **investigação entomológica**, quando essa ferramenta se apresentar como alternativa para atribuição de causa aos eventos. Assim, em função das capacidades e das limitações da rede, é necessário ponderar em que situações essa ferramenta se mostra mais útil, a saber:

- Casos humanos suspeitos de FA:
 - » sem coleta de amostras;
 - » com coleta inoportuna de amostras;
 - » com coleta de amostras para diagnóstico laboratorial e resultado não conclusivo para FA.

- Epizootias em primatas não humanos suspeitas de FA:
 - » sem coleta de amostras;
 - » com coleta inoportuna de amostras;
 - » com coleta de amostras para diagnóstico laboratorial e resultado não conclusivo para FA.

Outras situações de relevância epidemiológica não contempladas acima em que a investigação entomológica possa contribuir na determinação da causa do evento, das espécies vetoradas envolvidas e na avaliação do risco de transmissão local, sem prejuízo das prioridades descritas.

A priorização da **investigação entomológica** de eventos em detrimento do monitoramento entomológico visa conciliar as capacidades e as limitações, as quais serão repensadas e desenvolvidas nas etapas subsequentes do planejamento desse eixo do programa, e que envolvem a normatização da atividade como instrumento de vigilância de arboviroses, a padronização do formulário de investigação

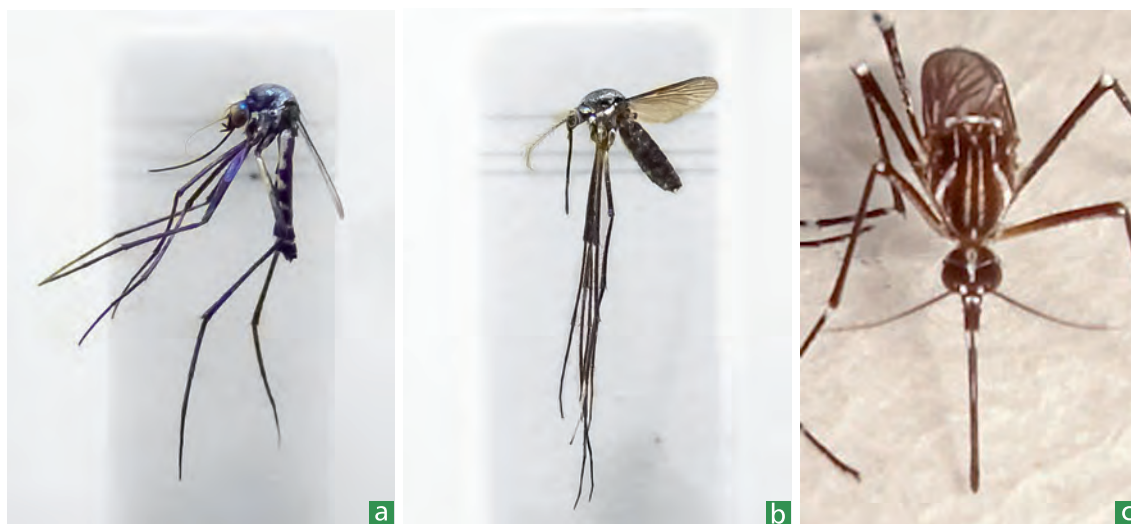
(Ficha de Investigação Entomológica de Febre Amarela), a ampliação da capacidade operacional e a descentralização da rede de vigilância entomológica e da rede laboratorial para taxonomia e diagnóstico, e elaboração de metodologia para levantamento de fauna, monitoramento de populações de mosquitos vetores e predição de risco.

Para o desenvolvimento das atividades de **investigação entomológica** de eventos relacionados à FA, é necessária a padronização dos métodos empregados com vistas à comparação dos dados produzidos nas diversas unidades federativas, o que permitirá a estratificação do risco de transmissão, com implicações na análise e na definição das áreas receptivas e das áreas com recomendação de vacina (ACRV).

7.1 Aspectos bioecológicos dos vetores do vírus amarílico

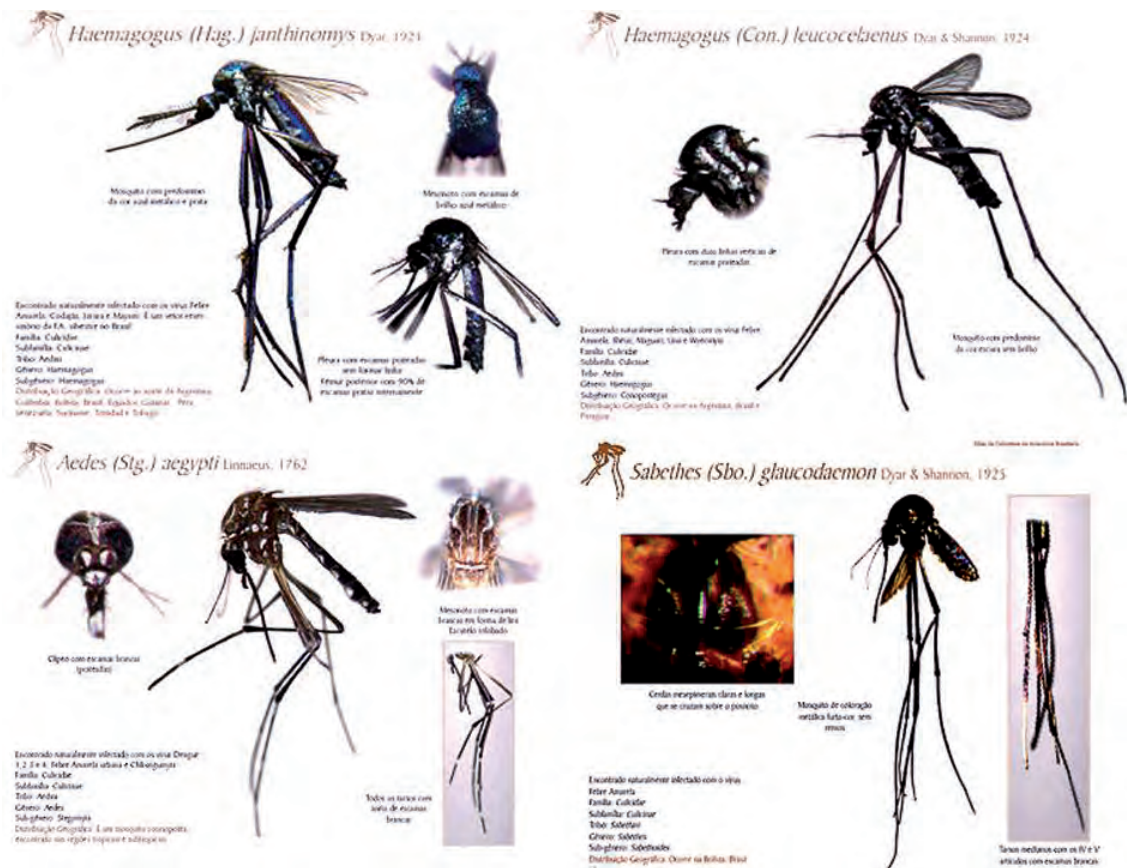
Os dípteros da família *Culicidae*, conhecidos popularmente como mosquitos, pernilongos, muriçocas ou carapanãs, têm ampla distribuição geográfica no planeta. A atenção especial da saúde pública a esses insetos é dada pela circunstância de seu envolvimento com organismos patogênicos que afetam o homem e outros animais. Algumas espécies têm papel epidemiológico na transmissão de agentes etiológicos, como, por exemplo, os causadores da febre amarela, da malária, da filariose, da dengue e de outras doenças (Consoli; Lourenço-de-Oliveira, 1994).

Figura 38 – a) *Haemagogus janthinomys*, b) *Sabethes glaucodaemon* e c) *Aedes aegypti*



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

Figura 39 – *Haemagogus janthinomys*, *Haemagogus leucolaenus*, *Aedes aegypti* e *Sabethes glaucodaemon* – vetores do vírus da febre amarela (silvestre e urbana)



Fonte: Atlas de Culicídeos na Amazônia Brasileira – IEC/SVS/MS; disponível em: <<http://iah.iec.pa.gov.br/iah/fulltext/bvssite/destaques/AtlasLayout.pdf>>.

Ciclo biológico

O ciclo biológico dos mosquitos envolve as fases de ovo, larva, pupa e adulto. Os ovos são depositados em copos-d'água ou em superfícies úmidas, dependendo do gênero. Nesses locais, as larvas desenvolvem-se até a fase adulta.

Os criadouros podem ser naturais ou artificiais, com dimensões variáveis em volume de água. São, ainda, distribuídos em ambientes localizados desde o solo até a copa das árvores (Lopes et al., 1983). Os machos têm, em média, desenvolvimento larvário mais rápido que as fêmeas (Consoli; Lourenço-de-Oliveira, 1994). A fase larvária ocorre em ambientes aquáticos e a fase adulta é aéreo-terrestre. A duração de cada fase depende de fatores ambientais, climáticos e recursos disponíveis nos ecótipos.

Bioecologia das principais espécies vetoras do vírus da FA

As transformações dos ambientes naturais em artificiais, o crescimento demográfico e as mudanças climáticas têm provocado alterações nos padrões de ocorrência das doenças transmitidas por artrópodes (Vasconcelos et al., 2001). Do ponto de vista epidemiológico, um dos fatores mais importantes reside na aceleração do fenômeno de domiciliação, envolvendo a seleção natural de espécies vetoras mais aptas a sobreviver nos “novos” nichos ecológicos. A estrita domiciliação de *Aedes aegypti* representa um nítido exemplo, por meio da qual existe a possibilidade de ocorrência da febre amarela urbana.

Nas Américas, a febre amarela é enzoótica no ambiente natural representado pelas florestas. Nesses habitats, são assinalados os gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*, com espécies hospedeiras do vírus amarílico e característica antropofílica, elo fundamental para envolver a participação acidental do homem nos ciclos biológicos do vírus amarílico. A dispersão do vírus amarílico para áreas urbanas dar-se-á por conta das pessoas que, ao adquiri-lo no ambiente silvestre, o introduzem no ambiente urbano, onde o *Aedes aegypti* se encarrega de disseminá-lo entre as pessoas, como ocorreu no Brasil até 1942 (Franco, 1969).

Os mosquitos do gênero *Haemagogus* desenvolvem-se em plantas que acumulam água (fitotelmatas), entre as quais os ocos de árvores têm sido o criadouro mais comum para os estágios imaturos de suas espécies. Os adultos têm hábito diurno e distribuição espacial estratificada verticalmente, isto é, exercem atividade e abrigam-se preferencialmente no dossel florestal (copas das árvores), embora desçam ao solo eventualmente. Contudo, esse comportamento e sua intensidade são variáveis entre as espécies, influenciados até mesmo pela região. No período de chuvas, ocorre um aumento da abundância de indivíduos e, conseqüentemente, de fêmeas que praticam a antropofagia, uma vez que a água inunda os diferentes criadouros naturais. No gênero *Sabethes*, as características ecológicas das espécies são semelhantes às dos *Haemagogus*, com antropofilia e antropofagia variáveis entre as diversas espécies.

Na região neotropical, as espécies envolvidas na transmissão do vírus amarílico para primatas não humanos são:

- ***Haemagogus (Haemagogus) janthinomys* Dyar**, considerada vetor primário do vírus amarílico ao homem no Brasil. É assinalada em florestas pluviais cujo limite de distribuição geográfica, na Mata Atlântica, alcança estados do Sudeste do Brasil (Forattini, 2002). Na floresta amazônica está amplamente distribuída (Mondet, 2001). Há diversos registros de infectividade natural da espécie pelo vírus amarílico (Mondet et al., 2002). As fêmeas procuram seus hospedeiros durante o dia, sendo que no período da tarde ocorrem os picos mais acentuados. Sua dispersão está limitada ao ambiente florestal (copa e solo), onde exerce a hematofagia em vários grupos de mamíferos e aves (Alencar et al., 2005). Sua importância na manutenção do vírus amarílico em ciclos enzoóticos advém da transmissão transovariana atribuída à espécie, de modo que o vírus continua circulando mesmo na ausência de hospedeiros vertebrados. Na participação da transmissão do vírus amarílico durante as epizootias, enzoótias e epidemias, prevalecem sua infecção e transmissão transovariana do vírus para os descendentes, atuando como reservatórios do vírus (Mondet, 2002).
- ***Haemagogus (Haemagogus) capricornii* Lutz** distribui-se nas regiões Nordeste e Sudeste do Brasil, acompanhando a distribuição da mata atlântica subcaducifólia do planalto. Apesar de uma aparente redução de sua distribuição geográfica, observações ecológicas mostram ter a espécie hábito diurno, antropofilia, acrodendrofilia e capacidade para sobreviver em matas residuais com diversos graus de modificações, incluindo biomas do cerrado (Forattini, 2002). As fêmeas fazem seus repastos sanguíneos em vários tipos de animais (Alencar et al., 2008). Pouco se sabe a respeito da importância epidemiológica da espécie, uma vez que sua distribuição se sobrepõe à de *Hg. janthinomys*, e as fêmeas de ambas as espécies não são passíveis de diferenciação morfológica, o que só é possível pela morfologia da genitália masculina.

- ***Haemagogus (Haemagogus) albomaculatus* Theobald** é encontrada apenas na porção norte da América do Sul, sendo assinalada, no Brasil, ao norte do Estado do Pará (Consoli; Lourenço-de-Oliveira, 1998). Embora guarde semelhança ecológica com as espécies acima citadas, poucas são as pesquisas sobre seus hábitos. Mesmo assim, vale ressaltar que sua competência em relação ao vírus da FA foi demonstrada mediante encontro de infecção natural no Pará (Forattini, 2002), o que sugere ter papel epidemiológico na transmissão do vírus.
- ***Haemagogus (Haemagogus) spegazzinii* Brethés** apresenta ampla distribuição geográfica no continente sul-americano, enquanto no Brasil meridional está assinalado da Região Norte à Nordeste e parte do Sudeste. Pouco se sabe a respeito de sua importância epidemiológica. Não obstante esse fato, a sua ocorrência em áreas com epizootias por FA e transmissão humana acidental sugere alguma participação na transmissão da febre amarela silvestre.
- ***Haemagogus (Conopostegus) leucocelaenus* Dyar & Shannon** tem ampla distribuição no continente sul-americano, estando presente em todos os estados do Brasil (Forattini, 2002). Na Região Sul do País, tem sido a única espécie do gênero *Haemagogus* capturada em áreas epizoóticas de febre amarela (Gomes et al., 2007). Pesquisas têm mostrado que os ovos da espécie são muito resistentes à dessecação, fato que sugere durável período de incubação (Forattini, 2002). Sua distribuição ecológica vertical na floresta (solo e copa) é complementada por ampla dispersão das fêmeas além da mata, envolvendo domicílios situados a vários metros de distância de seus habitats naturais. Bem significativa, ainda na sua ecologia, é a capacidade adaptativa às matas alteradas e de segunda formação ou secundárias. A atividade hematofágica é diurna, sendo o período da tarde o mais intensificado. O hábito alimentar é eclético, com fêmeas realizando repasto sanguíneo inclusive em humanos (Alencar et al., 2008). Sua ocorrência em áreas epizoóticas de febre amarela silvestre é comum, já tendo sido encontrado infectado pelo vírus em diversas ocasiões (Vasconcelos et al., 2003; Cardoso et al., 2010; Souza et al., 2011). É considerado vetor secundário do vírus amarelo. Todavia, na Região Norte do País, onde esta espécie e *Hg. janthinomys* têm distribuição simpátrica, *Hg. leucocelaenus* tende a assumir papel de vetor principal do vírus amarelo, fato que não a impede de assumir essa condição no advento de modificações antrópicas das florestas ou na condição de único representante do gênero *Haemagogus*, como é o caso da Região Sul do País. Nessas duas circunstâncias, *Hg. leucocelaenus* poderá ser encontrado com maior taxa de infecção natural, e assim ser responsabilizada tanto por epizootias quanto por casos humanos.

No gênero *Sabethes*, destacam-se:

- ***Sabethes (Sabethoides) chloropterus* von Humboldt**, distribuída pela região neotropical e presente em todo o território brasileiro. Desenvolve-se principalmente em ocos de árvores. Diferentemente de *Hg. leucocelaenus*, seus ovos não resistem à dessecação, e portanto ocorrem exclusivamente em ambientes florestais. Na dependência de circunstâncias propícias, as larvas podem praticar o canibalismo (Forattini, 2002). A reprodução depende das chuvas e as fêmeas exercem hematofagia e oviposição durante o dia. Supõe-se que a espécie possua acentuada acrodendrofilia, mantendo relacionamento mais estreito com animais arborícolas, daí inferir sua maior participação na epizootia do que na transmissão para humanos.
- ***Sabethes (Sabethoides) glaucodaemon* Dyar & Shannon e *Sabethes (Sabethes) albiprivus* Theobald**, assinalados em áreas epizoóticas de febre amarela, demonstram destacada antropofilia. Todavia, a escassez de estudos sobre o envolvimento das duas espécies na manutenção e transmissão do vírus da febre amarela não permite conclusão sobre seus papéis.

Como potenciais vetores do vírus da febre amarela, as espécies *Ae. (Och.) serratus* Theobald e *Psorophora (Janthinosoma) ferox* von Humboldt foram alvos de raros encontros com infecções naturais pelo vírus amarílico (Cardoso et al., 2010; Moreno et al., 2011). Adicione-se a isso a invasão de áreas epizooticas por *Aedes (Stegomyia) albopictus* Skuse (Gomes et al., 2008). Este mosquito, originalmente descrito na Índia, invadiu o continente americano em 1985, nos Estados Unidos. No Brasil, foi registrado em 1986, nos estados de Minas Gerais e do Rio de Janeiro (Forattini, 1986), expandindo para todo o território nacional. *Aedes albopictus* está apto a colonizar recipientes naturais, como internódios de bambu cortados, ocos de árvores, casca de frutas e bromélias, além de ser capaz de colonizar os recipientes artificiais abandonados no ambiente florestal e rural (Consoli; Lourenço-de-Oliveira, 1998). Portanto, a presença de *Ae. albopictus* em áreas de risco para epizootias de febre amarela tem chamado a atenção para a importância do seu monitoramento no ambiente florestal (Gomes et al., 1999). A espécie tem sido registrada em ambientes florestais do bioma mata atlântica nas regiões Sul, Sudeste e Nordeste do Brasil (Gomes; Marques, 1988; Albuquerque et al., 2000; Silva et al., 2004). Sua importância epidemiológica reside no fato de apresentar elevada competência vetorial (Johnson et al., 2002). Sendo assim, o risco para a formação de uma ponte entre os habitats naturais e áreas urbanas existe, sobretudo pela presença de *Ae. (Stg.) aegypti* Linnaeus, que se ocuparia da disseminação do vírus para maior contingente de pessoas (Massad et al., 2003).

7.2 Captura de vetores do vírus amarílico

Em situações de focos naturais de transmissão do vírus em atividade, as capturas de vetores do vírus da febre amarela devem levar em consideração a notificação prévia de mortes de PNH e de casos humanos suspeitos. O reconhecimento geográfico da distribuição dos vetores pelo mapeamento das florestas primárias e secundárias indicado pela Vigilância Entomológica é de fundamental importância para a avaliação de risco. A identificação prévia da biocenose e as inter-relações dos vetores com hospedeiros do vírus é base de apoio para a tomada de decisão e para proteger o envolvimento do homem no ciclo silvestre.

Diante das características ecológicas dos *Haemagogus* e *Sabethes*, as áreas potenciais para o desenvolvimento de pesquisa são, prioritariamente, florestas com menor grau de modificação antrópica. Contudo, tratando-se de *Hg. leucocelaenus*, a mata secundária e o peridomicílio devem ser investigados. Na seleção de ambientes periurbano e urbano, no caso de suspeita de FA próxima a habitações humanas, devem ser consideradas as informações ecoepidemiológicas descritas pela vigilância, estendendo-se a investigação para espécies domiciliadas (*Ae. aegypti* e *Ae. albopictus*).

Métodos de captura de vetores para isolamento viral

Nas situações em que a **investigação entomológica** apresentar potencial para produzir respostas relevantes à investigação dos casos humanos e epizootias em PNH, deverá ser conduzida de acordo com os procedimentos descritos:

1. A investigação entomológica deverá ser realizada no LPI dos casos humanos e epizootias em PNH, definido durante a investigação epidemiológica, a partir do histórico de deslocamentos (exposição a situações de risco) e do histórico clínico-epidemiológico do paciente (data de início dos sintomas *versus* período de incubação do vírus). No caso de epizootia em PNH, a investigação deverá ser conduzida no local onde o animal foi encontrado morto/doente.
2. A equipe de investigação deverá ser composta por, no mínimo, dois profissionais capacitados, devidamente imunizados contra FA, assim como outras vacinas recomendadas para execução

de atividades de campo, que deverão exercer as atividades de acordo com as recomendações de biossegurança vigentes. Recomenda-se ampliar para quatro o número de profissionais a fim de aumentar o tamanho amostral, principalmente em localidades com notificação de mais de um caso e/ou epizootia.

3. As capturas de mosquitos deverão ocorrer durante, pelo menos, três dias consecutivos, com início às 9 horas e estendendo-se até as 16 horas, a fim de produzir amostra minimamente representativa da fauna potencialmente vetora do local (coleta direcionada para as espécies com implicação na epidemiologia da FA) e suficientemente grande, aumentando as chances de isolamento viral.
4. Deverão ser selecionados pelo menos dois pontos de captura, definidos a partir de um ponto de referência (LPI), distando de 100 a 200 metros um do outro.
5. Quando o LPI for próximo de áreas com adensamento populacional ou aglomerado urbano deverá ser realizada a investigação também no ambiente habitado (antropizado), utilizando a mesma metodologia descrita, visto que o evento pode se configurar como risco à reurbanização da transmissão por *Ae. aegypti* ou *Ae. albopictus*.
6. A captura deverá almejar mosquitos adultos, os quais deverão ser coletados utilizando puçá entomológico e aparelho de sucção oral (com ou sem reservatório). Esse método é recomendado em detrimento dos demais pelo significado epidemiológico dos dados obtidos, já que é direcionado à captura de fêmeas em busca de repasto sanguíneo, o que diminui as chances de o isolamento viral ser decorrente do sangue presente no estômago de fêmeas ingurgitadas (pouco significado epidemiológico).
7. Em áreas de mata fechada com dossel florestal elevado, as amostras de mosquitos adultos deverão ser obtidas tanto no nível do solo quanto no nível da copa das árvores. Para vetores do vírus FA, que apresentam algum grau de acrodendrofilia, as capturas no nível da copa geralmente têm maior rendimento. Contudo, tal modalidade só deverá ser realizada quando a altura média do dossel florestal for superior a seis metros e as condições ambientais forem favoráveis. Além disso, só é recomendada quando todos os critérios de biossegurança forem satisfeitos, os quais dependem do método de acesso vertical utilizado. Na impossibilidade de realizar capturas em nível de copa, seja por ausência de profissionais devidamente capacitados para essa atividade ou por ausência de equipamentos adequados, deverá ser desenvolvida a investigação entomológica com capturas apenas no nível do solo.
8. As amostras¹ deverão ser separadas por modalidade (solo ou copa, intra ou peri) e local de captura. Cada local de captura deverá ser georreferenciado (aparelho GPS) no formato “graus, minutos, segundos” (gg°mm’ss.sss”) ou “graus decimais” (gg.gggggg°), e sistema geodésico (*datum*) SAD69. Caso a notação das coordenadas geográficas seja realizada em formato diferente do especificado, o mesmo deverá ser informado na Ficha de Investigação Entomológica de Febre Amarela.
9. Os mosquitos capturados deverão ser acondicionados em criotubos (resistentes à ultrabaixa temperatura) e armazenados em nitrogênio líquido (ou gelo seco), ainda vivos, sob risco de inviabilização do isolamento viral, caso permaneçam em temperaturas maiores que a exigida ou em temperatura ambiente. Cada tubo deverá ser preenchido com os exemplares coletados até completar três quartos (75%) de sua capacidade total. O acondicionamento dos mosquitos nos criotubos pode ser facilitado pela utilização de um funil pequeno. Cada

1 Entenda-se por amostra os mosquitos capturados no mesmo dia, local e intervalo horário, utilizando o mesmo método de coleta e a mesma modalidade (solo ou copa, intra ou peri), mesmo que sejam acondicionados em vários criotubos.

amostra (mesma data, local, horário, método e modalidade) poderá ser acondicionada em mais de um criotubo quando seu volume exceder o limite determinado. Os tubos deverão ser adequadamente rotulados e envoltos com fita adesiva transparente, de modo que permita a visualização da etiqueta. O rótulo de identificação dos tubos deve conter, no mínimo, o número de identificação da amostra, acompanhado ou não das seguintes informações: local, data, modalidade e horário de captura; desde que estejam devidamente registradas na Ficha de Investigação Entomológica de Febre Amarela.

10. A Ficha de Investigação Entomológica de Febre Amarela deverá ser devidamente preenchida com as informações especificadas acima e, obrigatoriamente, ser encaminhada com as amostras, por meio de ofício, do Lacen para o Laboratório de Referência. No Lacen, os criotubos deverão permanecer armazenados em nitrogênio líquido ou em *freezer* a -70°C até o envio ao Laboratório de Referência, que deverá ser feito em embalagem apropriada (isopor), utilizando gelo seco em quantidade suficiente para que as amostras cheguem ao destino em condições adequadas de refrigeração. É recomendável não enviar a remessa no fim da semana, sob risco de demora no transporte e conseqüente perda das amostras pelo esgotamento do gelo seco. As amostras deverão ser endereçadas à: Seção de Arbovirologia e Febres Hemorrágicas, Instituto Evandro Chagas, Rodovia BR-316 – Km 7 – s/nº – Levilândia, CEP: 67030-000, Ananindeua/PA; outros laboratórios de referência poderão ser incorporados à rede, ocasião em que os fluxos definidos serão oportunamente revistos. Informações sobre o laboratório de referência para cada estado poderão ser obtidas mediante consulta às SES ou à SVS (GT_Arbo).
11. Cabe ressaltar que, aos laboratórios estaduais, regionais e municipais de entomologia, não compete a identificação taxonômica dos exemplares capturados quando o objetivo da investigação for o isolamento viral. Tal prática pode inviabilizar o diagnóstico laboratorial, e descaracterizar a prioridade da amostra para processamento, mesmo que realizada em laboratórios que dispõem de “mesa fria”, salvo no caso de adesão oficial à rede de laboratórios de entomologia, mediada pelo GT-Arbovíroses, e em acordo com a Coordenação-Geral de Laboratórios de Saúde Pública (CGLAB/DEGEV/SVS).
12. A investigação entomológica de eventos relacionados à FA e outras arbovíroses deverá ser planejada de forma integrada entre o Laboratório de Entomologia, as Vigilâncias Epidemiológica/Ambiental e o Laboratório Central de Saúde Pública (Lacen), a fim de viabilizar fluxos de informações e de encaminhamento de amostras para diagnóstico adequado e oportuno. Caberá aos serviços de vigilâncias estaduais informar à Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS), representada pelo GT-Arbovíroses² (UVTV/CGDT/DEVIT), sobre as ações de investigação entomológica, preferencialmente no seu planejamento, para acompanhamento da investigação, rastreamento das amostras e monitoramento dos testes e resultados laboratoriais.

² Contatos: gt-arbo@saude.gov.br; (61) 3213-8172/8179/8183.

Figura 40 – Capturador de sucção oral com reservatório e puçá entomológico



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

**Figura 41 – a) Captura modalidade solo utilizando puçá e capturador de sucção oral;
b) Mosquitos capturados no interior do reservatório do capturador de sucção oral**



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS.

Figura 42 – Acesso à plataforma fixa em copa de árvore



Fonte: GT_Arbo/SVS/MS; IEC/SVS/MS.

Figura 43 – Plataforma móvel para captura em copa de árvore. a) Montagem do mecanismo de roldanas; b) Instalação da corda de sustentação da plataforma e do equipamento de segurança; c) Suspensão da plataforma até a copa da árvore pelo próprio profissional; d) Suspensão da plataforma até a copa da árvore pelos auxiliares



Fonte: Adão Celestino\SES\PR; GT_Arbo/SVS/MS.

Figura 44 – a e b) Utilização de escalada com rapel em negativo para acesso à copa da árvore;
c) Captura de mosquitos em copa de árvore na rede



Fonte: Ortiz/SES/PR; GT_Arbo/SVS/MS.

7.3 Biossegurança na captura de vetores

Para garantir as condições adequadas de biossegurança é necessário atentar para os seguintes procedimentos:

1. Meios de transporte adequados e revisados para a equipe de investigação, visando à segurança individual e coletiva dos membros participantes e de outros (p.e., veículo com tração nas quatro rodas, pneus novos, freios em bom estado etc).
2. Padronização de procedimentos de boas práticas de campo, a fim de preservar a qualidade das amostras coletadas e garantir a segurança dos profissionais envolvidos.
3. O desenvolvimento do trabalho de campo não deve menosprezar as condições naturais e climáticas, tais como chuvas, alagamentos, ventos, exposição direta ao sol e locais de difícil acesso.
4. A programação de trabalho entre o início e o término da captura deve ser prévia e minuciosamente planejada.
5. A equipe deve estar imunizada contra FA, raiva, tétano e hepatite B.
6. Utilizar equipamentos de proteção individual (EPI) de boa qualidade, tais como camisa de manga comprida, calça comprida, botas de cano longo flexível, óculos de proteção, capacete.
7. Empregar aparelhos de comunicação e de localização tais como: rádio comunicador, telefone via satélite e aparelho GPS.
8. Levar *kits* de primeiros socorros e estar informado por meio das secretarias de Saúde, sobre os locais de tratamento de acidentes por animais peçonhentos e por traumas.
9. Para a construção de plataforma para acesso ao dossel florestal, devem ser utilizados equipamentos adequados para tal prática, tais como luvas de raspa de couro, cinto de segurança – tipo eletricitista –, com capacete e equipamento completo de rapel. Além disso, a captura em copa só deve ser realizada por profissionais devidamente capacitados.

Orientações gerais para o trabalho de campo

1. Utilizar:
 - » Boné/chapéu para prevenir insolação.
 - » Camisas de mangas compridas para evitar picadas de insetos.
 - » Roupas claras para evitar absorção do calor, evidenciar artropódos peçonhentos/hematófagos ou em necessidade de resgate.
 - » Calçados fechados e confortáveis, perneiras ou polainas.
2. A mochila/bolsa deve conter, além do material entomológico:
 - » Saco de lixo.
 - » Papel higiênico.
 - » Cantil com água.
 - » Filtro solar.
 - » Canivete ou faca de *camping*.
 - » Isqueiro/fósforos.
 - » Bússola e aparelho GPS.
 - » Mapa de reconhecimento da área, envoltos em saco plástico.
3. Jamais ir a campo sozinho e sempre manter contato visual e/ou sonoro com os demais integrantes da equipe.
4. Informar previamente aos superiores o período total de permanência, em caso de locais onde não há comunicação.

5. No caso de acampamento para coleta, não montá-lo em trilhas de animais, como gado, ou próximo ao leito dos rios.
6. Andar sempre por trilhas, se houver, ou fazer marcações durante o trajeto de reconhecimento; andar com calma, atenção e seriedade.
7. Fazer anotações sempre a lápis, para prevenir a perda das informações em caso de chuva, e depois repassá-las a caneta.
8. Atentar para a presença de abelhas, vespas e animais peçonhentos antes de realizar podas ou abrir trilhas.

O Anexo H contém os materiais necessários ao desenvolvimento da investigação entomológica de febre amarela.

Referências

- Acha PN, Szyfres B. Zoonosis y enfermedad transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2. ed. Washington: OPAS/OMS, Publicacion Científica, nº 503, 1986. (Publicacion Científica, n. 503).
- Aguiar LM, Ludwig G, Svoboda WK, Teixeira GM, Shiozawa MM, Malanski LS, Mello AM, Navarro IT, Passos FC. Use of traps to capture Black and Gold Howlers (*Alouatta caraya*) in the islands of the upper Paraná river, Southern Brazil. *American Journal of Primatology*, 69 (2): 241-247, 2007.
- Albuquerque CMR, Melo-Santos MAV et al. Primeiro registro de *Aedes albopictus* em área da Mata Atlântica, Recife, PE, Brasil. *Revista de Saúde Pública*, São Paulo. v. 34(3):314, 315, 2000.
- Alencar J, Lorosa ES, Dégalier N, Serra-Freire NM, Pacheco JB, Guimarães AE. Feeding patterns of *Haemagogus janthinomys* (Díptera: Culicidae) in different Regions of Brazil. *Journal Medical Entomology*; 42:981-985, 2005.
- Alencar J, Marcondes CB, Serra-Freire NM, Lorosa ES, Pacheco JB, Guimarães AE. Feeding patterns of *Haemagogus capricornii* and *Haemagogus leucocelaenus* (Díptera: Culicidae) in two Brazilian State (Rio de Janeiro and Goiás). *Journal Medical Entomology*; v. 45: 873-876, 2008.
- Auricchio P. *Primatas do Brasil*. São Paulo: Terra Brasilis Editora, 168p. 1995.
- AVMA – American Veterinary Medical Association. AVMA Guidelines on Euthanasia (Formerly Report of the AVMA Panel on Euthanasia). 2007. Disponível em: http://www.avma.org/issues/animal_welfare/euthanasia.pdfhttp://www.avma.org/issues/animal_welfare/euthanasia.pdf Acesso em 28/02/2011.
- Ayres JM, Martins E. *Biologia e ecologia de primatas não-humanos na Amazônia: avaliação e perspectivas*. Belém: Museu Paraense Emilio Goeldi, p. 241-52, 1989.
- Bicca-Marques JC. Distance influences the foraging decisions of emperor and saddleback tamarins. *Journal of Zoology*, Inglaterra, v. 269, n. 2, p. 221-224, 2006.
- Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. *Guia de Vigilância Epidemiológica*, 7ª ed. Brasília: Ministério da Saúde, 819 p. Série A. Normas e Manuais Técnicos. 2009.
- Brasil, . Ministerio da Saude, . Secretaria de Vigilancia em Saude. *Manual de vigilância de epizootias em primatas não humanos*, Brasília, v1 ; p.7-55, 2005.
- Brasil, . Ministerio da Saude, . Secretaria de Vigilancia em Saude. *Manual de vigilância epidemiológica da febre amarela*, Brasília, v1. Fundação Nacional de Saúde, 1999.
- Bressi PLJ. A century of progress in combating yellow fever. *Bull. Wld Hlth Org.*, 64:775-86, 1986.
- Camargo-Neves VLF, Poletto DW, Rodas LAC, Pachioli ML, Cardoso RP, Scandar SAS et al. Entomological investigation of a sylvatic yellow fever area in São Paulo State, Brazil. *Cad Saúde Pública*. V. 21: 1278-86, 2005.
- Cardoso JC, Almeida MA, dos Santos E, Fonseca DF, Sallum MA, Noll CA, Monteiro HA, Cruz AC, Carvalho VL, Pinto EV, Castro FC, Nunes Neto JP, Segura MN, Vasconcelos PF. Yellow fever virus in *Haemagogus leucocelaenus* and *Aedes serratus* mosquitoes, southern Brazil, 2008. *Emerg Infect Dis.*, 16(12):1918-24, 2010.

- Consoli RAGB, Lourenço-de-Oliveira R. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Rio de Janeiro: Fiocruz; 1998.
- Defler T. R. Primates de Colombia. Conservation International de Colombia, Santa Fe de Bogotá, 547 pp, 2003.
- Donatti, J.E.; Gomes, A.C. Adultrap: Descrição de armadilha para adulto de *Aedes aegypti* (Diptera, Culicidae). Revista Brasileira de Entomologia. v.51(2): 255-256, 2007.
- Fernandez-Duque E, Rotundo M. Field Methods for Capturing and Marking Azarai Night Monkeys. International Journal of Primatology: 24(5): 1113-1120, 2003.
- Fleagle JG. Primate Adaptation and Evolution. Academic Press, San Diego, CA. 596 pp, 1999.
- Forattini OP. Culicidologia Médica. São Paulo: EDUSP; 2002.
- Forattini OP. Identificação de *Aedes (Stegomyia) albopictus* no Brasil. Revista de Saúde Pública; 20:244-5, 1986.
- Fowler ME, Miller RE. Zoo and wild animal medicine. 5.ed. St. Louis: W. B. Saunders, p.781, 2003.
- Franco O. History of the Yellow fever in Brazil. Rev Bras Malariol Doenças Trop., v.21: 315-512, 1969.
- Freese CH, Openheimer JR. The capuchin monkeys, genus *Cebus*. In: Coimbra-Filho, A.F.; Mittermeier, R.A. Ecology and behavior of neotropical primates. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências, P. 331-390, 1981.
- Garber P, Rehg J. The ecological role of the prehensile tail in white-faced capuchins (*Cebus capucinus*). American Journal of Physical Anthropology, 110: 325-339, 1999.
- Garber PA, Rosenberger AL, Norconk MA. Marmoset misconceptions. In: Norconk, M.A., Rosenberger, A.L., Garber, P.A., editors. Adaptive radiations of neotropical primates. New York: Plenum Pr. p 87-95, 1996.
- Glander KE, Fedigan LM, Chapman C. Field methods for capture and measurement of the three monkey species in Costa Rica. Folia Primatol., v.57, p.70-82, 1991.
- Gomes AC, Bitencourt MD, Natal D, Pinto PLS, Mucci LF, Paula MB, Urbinatti PR, Barata JMS. *Aedes albopictus* em área rural do Brasil e implicações na transmissão de febre amarela silvestre. Rev. Saúde Pública, vol.33, no.1, p.95-97, Fev 1999.
- Gomes AC, Marques GRAM. Encontro de criadouro natural de *Aedes (Stegomyia) Albopictus*(Skuse), Estado de São Paulo, Brasil. Rev. Saúde Pública, vol.22, no.3, p.245-245, 1988.
- Gomes AC, Torres MAN, Castro-Gutierrez; Lemos FL, Lima MLN, Costa ZGA. Registro de *Aedes albopictus* em áreas epizooticas de febre amarela das Regiões Sudeste e Sul do Brasil (Diptera: Culicidae). Epidemiologia e Serviços de Saúde. v. 17:71-76, 2008.
- Gomes AC, Torres MAN, Ferri L, Costa FR, Silva AM. Encontro de *Haemagogous (Conopostegus) leucocelaenus* (Diptera:Culicidae), no Município de Porto Alegre, Estado do Rio Grande do Sul. Rev Soc Bras Med Trop. v. 40: 487-8, 2007.
- Gregorin R. Taxonomia e variação geográfica das espécies do gênero *Alouatta* Lacépède (Primates, Atelidae) no Brasil. Revista Brasileira de Zoologia 23 (1): 64-144, 2006.

- Johnson BW, Chambers TV, Crabtree MB, Filippis AMB, Vilarinhos PTR, Resende MC et al. Vector competence of Brazilian *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus* for a Brazilian yellow fever virus isolate. *Trans R Soc. Trop Med. Hyg.* v. 96: 611-13, 2002.
- karesh WB, Karesh WB, wallace RB, Wallace RB, painter RL, Painter RL, rumiz DR, Rumiz D, braselton WE, Braselton WE, dierenfeld ES, Dierenfeld ES, pucho HP, Puche H. Immobilization and health assessment of free-ranging black spider monkeys (*Ateles paniscus chamek*). *Am J Primatol.* 1998; 44(2):107-23.
- Lopes J, Arias JR, Yood DC. Evidências preliminares de estratificação vertical de postura de ovos por alguns *Culicidae* (Diptera) em floresta no município de Manaus Amazonas. *Acta Amazônica*, 13: 431-439, 1983.
- Marvulo MFV. Zoonoses. In: Cubas, Z. S., Silva, J. C. R., Catão-Dias, J. L. (orgs.) *Tratado de animais selvagens – medicina veterinária*. São Paulo: Roca, p.1250–1256, 2006.
- Massad E, Burattini MN, Coutinho FAB, Lopez LF. Dengue and risk of urban yellow fever reintroduction in São Paulo State, Brazil. v. 37:477-84, 2003.
- Milton K. 1980. The foraging strategy of Howler Monkeys a study in Primate economics. New York, Columbia University Press, XVI+165p.
- Mondet B, Vasconcelos PFC, Travassos da Rosa APA, Travassos da Rosa ES, Rodrigues SG, Travassos da Rosa JFS et al. Isolation of yellow fever virus from nulliparous *Haemagogus* (*Haemagogus*) *janthinomys* in eastern Amazonia. *Vector-Borne Zoonotic Dis.* v. 2: 47-50, 2002.
- Mondet B. Considérations sur l'épidémiologie de la fièvre jaune au Brésil. *Bull Soc Pathol Exot.* 2001; 94: 260-7.
- Moreno ES, Rocco IM, Bergo ES, Brasil RA, Siciliano MM, Suzuki A, Silveira VR, Bisordi I, Souza RP. Reemergence of yellow fever: detection of transmission in the State of São Paulo, Brazil, 2008. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 44(3):290-296, 2011.
- Muñoz D, Estrada A, Naranjo E, Ochoa S. Foraging ecology of howler monkeys in a cacao (*Theobroma cacao*) plantation in Comalcalco, Mexico. *American Journal of Primatology.* v. 68: 127–142, 2006.
- Neville MK, Glander KE, Braza F, Rylands AB. The Howling Monkeys, Genus *Alouatta*, p. 349-453. In: Mittermeier, R.A., Rylands, A.B., Coimbra-Filho, A. & Fonseca, G.A.B. (Eds). *Ecology and Behavior of Neotropical Primates*. Washington, World Wildlife Fund, vol. 2, 610p. 1988.
- Nimmo HG. Circadian regulation of a plant protein kinase. *Chronobiol Int* 15: 109-118, 1998.
- Nowak RM. *Walker's Mammals of the World*. Johns Hopkins University Press, ed. 6, Vol. 1, 1999.
- Reis NR, Peracchi AL, Andrade FR. *Primatas brasileiros*. Technical Books. Universidade Estadual de Londrina. Londrina. Paraná. Brasil, 2008.
- Resende BD, Greco V, Ottoni EB, Izar P. Tufted capuchin monkeys (*Cebus apella*) predation on small mammals. *Neotrop. Primates.* v. 11: 103–104, 2003.
- Robinson JG, Janson CH. Capuchins, squirrel monkeys and Atelines: socioecological convergence with Old World Primates. Em: SMUTS, B.B. et al. (eds.). *Primate Societies*, Chicago: Chicago Society Press. 1987.

- Rodrigues FHG, Marinho-Filho JS. Feeding on a Marsh-Living Herbaceous Plant by Black Howler Monkeys (*Alouatta caraya*) in Central Brazil. *Folia Primatologica*. v. 65: 115-117, 1996.
- Rodriguez-Luna E, Cortés-Ortiz L. Translocacion y seguimiento de un grupo de monos *Alouatta palliata* liberado en una isla (1988-1994). *Neotropical Primates*, v2, p1-5, 1994.
- Rowe N. *The pictorial guide to the living primates*. East Hampton: Pogonias Press, 1996.
- Rylands AB, Schneider H, Langguth A, Mittermeier RA, Groves CP, Rodríguez-Luna E. An assessment of the diversity of New World primates. *Neotrop. Primates*. v8: 261-93, 2000.
- Santa Cruz ACMS, Borda JT, Patiño EM, Gomes L, Zunino GE. Habitat fragmentation and parasitism in howler monkeys (*Alouatta caraya*). *Neotrop. Primates* 8(4): 146-148, 2000.
- Santini MEL. Padrões de atividade diária de *Alouatta caraya* (Primates, Cebidae), reintrodução no Parque Nacional de Brasília, p. 293-304. In: Mello, M.T. (Ed.). *A Primatologia no Brasil – 2*. Belo Horizonte, Sociedade Brasileira de Primatologia, 232p., 1985.
- Sá-Rocha LC. Intoxicações. In: Cubas, Z.S. et.al. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. São Paulo: Editora Roca Ltda. Cap.52, pp 826-837, 2006.
- Scott NJ, Scott AF, Malmgren LA. Capturing and marking howler monkeys for field behavioral studies. *Primates*, v.17, p. 527-533, 1976.
- Silva AM, Nunes V, Lopes J. Culicídeos associados a entrenós de bambu e bromélias, com ênfase em *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Diptera, Culicidae) na Mata Atlântica, Paraná, Brasil. *Iheringia, Sér. Zool.*, vol.94, no.1, p.63-66, Mar 2004.
- Smith AG. Chlorinated hydrocarbon insecticides. In: Hayes, J.R. W.J.; Laws, J.R.E.R. (editors). *Handbook of pesticide toxicology: classes of pesticides*. San Diego: Academic Press; vol. 2. p. 731-916, 1991.
- Snowdon CT, Brown CH, Petersen MR. (eds). *Primate communication*. Cambridge: Cambridge University Press, 1982.
- Souza RP, Petrella S, Coimbra TL, Maeda AY, Rocco IM, Bisordi I, SILVEIRA VR, PEREIRA LE, SUZUKI A, SILVA SJ, SILVA FG, SALVADOR FS, TUBAKI RM, MENEZES RT, PEREIRA M, BERGO ES, HOFFMANN RC, SPINOLA RM, TENGAN CH, SICILIANO MM et al. Isolation of yellow fever virus (YFV) from naturally infected *Haemagogus (Conopostegus) leucocelaenus* (Diptera, Culicidae) in São Paulo State, Brazil, 2009. *Rev Inst Med Trop Sao Paulo*, 53(3):133-9, 2011.
- Strier KB. Atelinae adaptations: behavioral strategies and ecological constraints. *American Journal of Physical Anthropology*, v. 88, p. 515-524, 1992.
- Thorington JRRW, Rudran R, Mack D. Sexual dimorphism of *Alouatta seniculus* and observations of capture techniques. In: EISENBERG, J.F. (editor). *Vertebrate ecology in the northern neotropics*. Washington D.C.: Smithsonian Inst Pr. p97-106. 1979.
- Valle RR, Alves FA, Pereira WLA, Travassos WS, Souza TVB, Almeida RSS, Silva BB, Rodrigues SG, Vasconcelos PFC, Muniz JAPC. Captura de primatas não humanos da espécie *Alouatta caraya* (Humboldt, 1812) no município de Porto Rico, Paraná, Brasil, como ferramenta alternativa no controle de epizootias. In: XXXIX Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, 2003, Belém, PA. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. Uberaba, MG Faculdade de Medicina do Triângulo Mineiro - FMTM/FUNEP, v. 36. p. 244-245, 2003.

Vasconcelos PFC, Costa ZG, Rosa EST, Luna E, Rodrigues SG, BARROS VLRS et al. Epidemic of jungle yellow fever in Brazil, 2000: Implications of climatic alterations in disease spread. *J Med Virol.* 65: 598-604, 2001.

Vasconcelos PFC, Rosa AP, Rodrigues SG, Rosa ES, Monteiro HA, Cruz AC et al. Yellow fever in Pará State, Amazon Region of Brazil, 1998-1999: Entomologic and epidemiologic findings. *Emerg Infect Dis.* v. 7 (Supplement 3): 565-9, 2001.

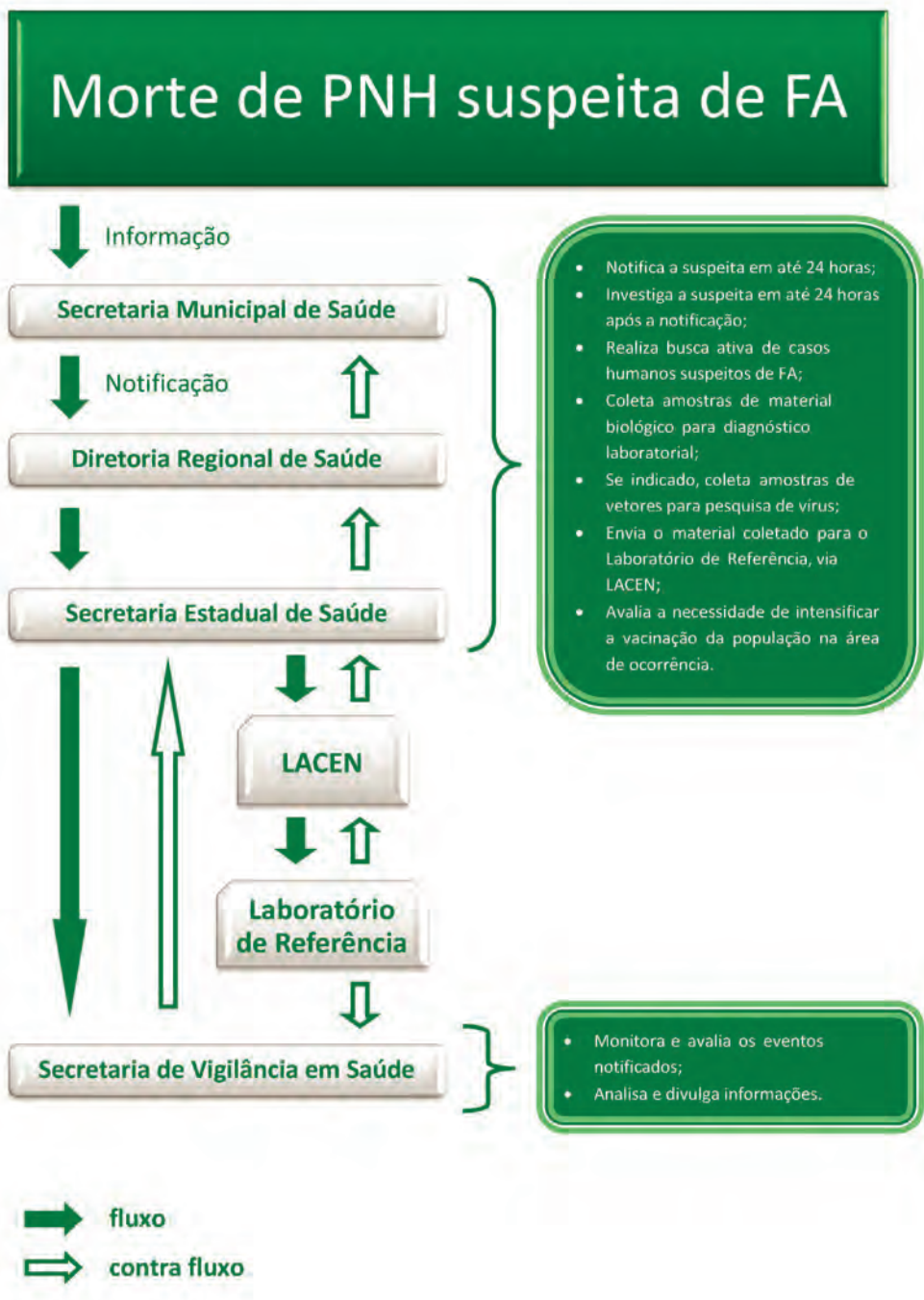
Vasconcelos PFC, Sperb AF, Monteiro HAO, Torres MAN, Sousa MRS, Vasconcelos HB et al. Isolation of yellow fever virus from *Haemagogus leucoceleanus* in Rio Grande do Sul State, Brazil. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 97: 60-2, 2003.

Vasconcelos PFC. Febre amarela. *Rev Soc Bras Med Trop.* 36: (2) 275-293., 2003.

Wilson DE, Reeder DM. (eds). *Mammal Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference* (3rd ed). Johns Hopkins University Press, 2.142 pp., 2005. Disponível em: <http://vertebrates.si.edu/mammals/msw/http://vertebrates.si.edu/mammals/msw/>. Acesso em 28/02/2011.

Anexos

Anexo A – Fluxograma de notificação e informação de epizootias em primatas não humanos



Anexo B – Ficha de notificação de epizootias em primatas não humanos

República Federativa do Brasil Ministério da Saúde		SINAN SISTEMA DE INFORMAÇÃO DE AGRAVOS DE NOTIFICAÇÃO		Nº
		FICHA DE NOTIFICAÇÃO/ INVESTIGAÇÃO		EPIZOOTIA
Definição do caso: Animal ou grupo de animais encontrados doentes e/ou mortos, incluindo ossadas, sem causa definida, que podem preceder a ocorrência de doenças em humanos				
Dados Gerais	1 Tipo de Notificação 2- Individual		3 Data da Notificação	
	2 Agravado/doença EPIZOOTIA		3 Data da Notificação	
	4 UF	5 Município de Notificação	Código (IBGE)	
	6 Unidade de Saúde (ou outra fonte notificadora)		Código	7 Data do início da epizootia
Dados de Ocorrência	8 Fonte da informação		9 (DDD) Telefone da fonte da informação	
	10 UF	11 Município de Ocorrência	Código (IBGE)	12 Distrito
	13 Bairro		14 Logradouro (rua, avenida, ...)	
	15 Número		16 Complemento (apto., casa, ...)	
	17 Geocampo 1		18 Geocampo 2	
	19 Ponto de Referência		20 CEP	
	21 (DDD) Telefone		22 Zona 1 - Urbana 2 - Rural 3 - Periurbana 9 - Ignorado	
	23 Ambiente 1-Domicílio 2-Parque, praça ou zoológico 3-Área silvestre 4-Reserva ecológica 5-Outro		24 Houve coleta de material para exame laboratorial 1-Sim 2-Não 9-Ignorado	
	25 Se houve coleta, informar a data		26 Se houve coleta, qual material 1-Sim 2-Não 9-Ignorado	
	<input type="checkbox"/> fígado <input type="checkbox"/> rim <input type="checkbox"/> baço <input type="checkbox"/> cérebro <input type="checkbox"/> coração <input type="checkbox"/> fezes <input type="checkbox"/> soro <input type="checkbox"/> sangue total <input type="checkbox"/> outro material Qual: _____		27 Animais acometidos	
	1-Ave 3-Canino 5-Felino 7-Primata não humano 9-Outros 2-Bovídeo 4-Equídeo 6-Morcego 8-Canídeo selvagem Especificar: _____		<input type="checkbox"/> Doentes _____ <input type="checkbox"/> Mortos _____ <input type="checkbox"/> Doentes _____ <input type="checkbox"/> Mortos _____	
	28 Suspeita diagnóstica		4-Encefalite Espongiforme Bovina <input type="checkbox"/> 1ª suspeita diagnóstica 5-Febre Amarela <input type="checkbox"/> 2ª suspeita diagnóstica 6-Influenza Aviária <input type="checkbox"/> 3ª suspeita diagnóstica 7-Outro Especificar: _____	
	29 Resultado laboratorial		1-Positivo 2-Negativo 3-Inconclusivo 9-Ignorado <input type="checkbox"/> Raiva <input type="checkbox"/> Encefalite espongiforme bovina <input type="checkbox"/> Outro Especificar: _____ <input type="checkbox"/> Encefalite equina <input type="checkbox"/> Febre amarela <input type="checkbox"/> Febre do Nilo <input type="checkbox"/> Influenza aviária	
Observações:				
Investigador	Município/Unidade de Saúde		Código da Unid. de Saúde	
	Nome		Função	Assinatura
		Sinan NET	SVS 21/08/2008	

Anexo C – Ficha de necropsia

UZV/CGDT/DEVIT/SVS Ministério da Saúde		FICHA DE ACHADOS CLÍNICOS E COLETA DE AMOSTRAS/ NECROPSIA		Nº
Local	1 Município		2 UF	3 Localidade
	4 Data da Epizootia		5 Nome da pessoa de contato	
	6 Ponto de Referência:		7 Endereço	
	8 Telefone		9 Data da Notificação:	
10 Geocampo 1 S: _____		11 Geocampo 2 W: _____		
CARACTERÍSTICAS DO LOCAL ONDE O ANIMAL ADOECEU/ MORREU				
Características do local onde o animal adoeceu/morreu	12 Tipo de local: <input type="checkbox"/>			
	1- CETAS 2- Zoológico 3- Residência 4- Área rural 5- Área urbana 6- Área silvestre 7- Outro: _____ 9- N.I.			
	13 Bioma: <input type="checkbox"/>		14 Se rural, tipo de atividade: <input type="checkbox"/>	
	1- Amazônia 4- Cerrado 2- Mata Atlântica 7- Pampa 3- Caatinga 6- Pantanal 9- N.I.		1- Pecuária Atividade principal: _____ 2- Agricultura Atividade principal: _____ 3- Outros: _____	
15 Apreendido do tráfico? <input type="checkbox"/>		16 Domesticado? <input type="checkbox"/>		
1- Sim 2- Não		1- Sim 2- Não		
IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL				
Dados do Animal	17 Gênero: <input type="checkbox"/>			
	1- Alouatta 2- Ateles 3- Callithrix 4- Cebus 9- N.I. Outro: _____ Espécie: _____			
	18 Sexo: <input type="checkbox"/>		19 Idade: <input type="checkbox"/>	
	1- Macho 2- Fêmea 9- N.I.		1- Filhote 2- Juvenil 3- Adulto 4- Senil 9- N.I.	
	20 Peso: _____ Kg. _____ N.I. <input type="checkbox"/>		21 Biometria	
	Perímetro torácico: _____ cm		Perímetro encefálico: _____ cm	
Comprimento do corpo: _____ cm		Comprimento da cauda: _____ cm		
Mão direita: _____ cm		Pé direito: _____ cm		
Pavilhão auditivo direito: _____ cm		22 Possui microchip? <input type="checkbox"/>		
1- Sim 2- Não 9- N.I.		Nº microchip: _____		
23 Marcas ou cicatrizes? <input type="checkbox"/>		1- Sim 2- Não 9- N.I.		
Local: _____				
AValiação CLÍNICA DO ANIMAL				
24 Estado geral do animal: <input type="checkbox"/>		25 Temperatura: _____ °C		26 Presença de ectoparasitas: <input type="checkbox"/>
1- Bom 2- Regular 3- Ruim 9- N.I.				1- Sim 2- Não 9- N.I.
27 Freq. Cardíaca _____ BPM		28 Freq. Respiratória _____ MPM		29 Hidratação: <input type="checkbox"/>
		1- Hidratado 2- Desidratado 9- N.I.		30 Dentição 1- Sim 1- Sim 2- Não 2- Não Saúdável: <input type="checkbox"/> 9- N.I. Quebrado: <input type="checkbox"/> 9- N.I.
31 Data de início dos sintomas		32 Suspeita clínica <input type="checkbox"/>		
_____ / _____ / _____		1- Febre Amarela 2- Raiva 3- Herpes 4- Trauma 5- Eletrocutado 6- Outro: _____ 9- N.I.		
33 Sinais e sintomas: 1- Sim 2- Não 9- Ignorado				
Febre Se sim: _____ °C <input type="checkbox"/>		Respiração ofegante <input type="checkbox"/>		Sialorréia <input type="checkbox"/>
Sinais hemorrágicos <input type="checkbox"/>		Conjuntivite <input type="checkbox"/>		Midríase <input type="checkbox"/>
Incoordenação motora <input type="checkbox"/>		Letargia <input type="checkbox"/>		Opistótomos <input type="checkbox"/>
Paresia inferior <input type="checkbox"/>		Depressão/ Apatia <input type="checkbox"/>		Secreção catarral <input type="checkbox"/>
Convulsões <input type="checkbox"/>		Anorexia <input type="checkbox"/>		Secreção nasal <input type="checkbox"/>
Tosse <input type="checkbox"/>		Emagrecimento <input type="checkbox"/>		Espasmos musculares <input type="checkbox"/>
Lábios flácidos <input type="checkbox"/>		Excitabilidade <input type="checkbox"/>		

Histórico Clínico	Coriza <input type="checkbox"/>		Tremores <input type="checkbox"/>		Taquicardia <input type="checkbox"/>		Vesículas na boca/língua <input type="checkbox"/>				
	Gengivorragia <input type="checkbox"/>		Epitaxe (Rinorragia) <input type="checkbox"/>		Alopecia <input type="checkbox"/>		Coma <input type="checkbox"/>				
34 Outros sintomas, Especificar: _____				35 Evolução clínica: <input type="checkbox"/>				36 Data da evolução clínica: _____			
				1- Cura 2- Morte natural 3- Eutanásia 9- N.I.							
ASPECTOS MACROSCÓPICOS											
37 Carcaça do animal <input type="checkbox"/>											
1- Ictérica 2- Anêmica 3- Desidratada 4- Hemorrágica 5- Edemaciada 6- Em Autólise 9- N.I.											
NECROPSIA											
38 Aspectos macroscópicos observados nas mucosas:											
		Mucosas		Coloração		Secreção		Aspecto			
		Boca								1- Normal, 2- Amarelada, 3- Escurecida, 4- Anêmica, 5- Ictérica, 6- Avermelhada 7- Esverdeada, 8- Cianótica, 9- N.I. 1- Mucóide, 2- Mucossanguinolenta, 3- Mucoserosa 4- Mucopurulenta, 5- Hemorrágica, 6- Sem secreção, 9- N.I. 1- Normal, 2- Edemaciada, 3- Necrosada, 4- Endurecida, 9- N.I.	
		Narina									
		Olhos									
		Ouvido									
		Ânus									
		Vulva									
		Pênis ou prepúcio									
39 Aspectos macroscópicos observados nos órgãos											
		Órgão		Tamanho		Coloração		Aspecto		Consistência	
		Cérebro									
		Coração									
		Pulmão									
		Fígado									
		Rim									
		Baço									
		Estômago									
		Intestino									
Tamanho: 1- Normal, 2- Aumentado, 3- Diminuído, 9- N.I. Coloração: 1- Normal, 2- Amarelada, 3- Escurecida, 4- Anêmica, 5- Ictérica, 6- Avermelhada, 7- Esverdeada, 9- N.I. Aspectos: 1- Normal, 2- Liso, 3- Rugoso, 4- Áspero, 5- Granuloso, 6- Necrosado, 7- Hemorrágico, 9- N.I. Consistência: 1- Normal, 2- Macio, 3- Endurecido, 4- Mole, 9- N.I. Simetria: 1- Simétrico, 2- Assimétrico, 9- N.I.											
Material para Laboratório											
40 Foi coletado material para pesquisa de vírus/sorologia? <input type="checkbox"/>				41 Se sim, laboratório de encaminhamento da amostra <input type="checkbox"/>							
1- Sim 2- Não 9- N.I.				1-IEC 2-IAL 3-FUNED 4-FIOCRUZ 5-LACEN 6-Outro: _____				9- N.I.			
42 Tipo de material coletado para pesquisa de vírus/sorologia <input type="checkbox"/>											
1- Cérebro 2- Coração 3- Pulmão 4- Fígado 5- Rim 6- Baço 7- Estômago 8- Intestino 9- Sangue 10- Soro 11- N.I.											
43 Foi coletado material para histopatológico/imunohistoquímico? <input type="checkbox"/>				44 Se sim, laboratório de encaminhamento da amostra <input type="checkbox"/>							
1- Sim 2- Não 9- N.I.				1-IEC 2-IAL 3-FUNED 4-FIOCRUZ 5-LACEN 6-Outro: _____				9- N.I.			
45 Tipo de material coletado para histopatológico/imunohistoquímico <input type="checkbox"/>											
1- Cérebro 2- Coração 3- Pulmão 4- Fígado 5- Rim 6- Baço 7- Outro: _____ 9- N.I.											
Observações											
46 Tipo de Acondicionamento do material <input type="checkbox"/> <input type="checkbox"/> <input type="checkbox"/>											
1- Nitrogênio líquido				3- Formol				9- N.I.			
2- Gelo seco				4- Gelox				Outro: _____			
OBSERVAÇÕES											
47 Outras informações que forem consideradas relevantes _____											
Investigador											
48 Nome do responsável _____				49 Data da necropsia _____				50 Assinatura do responsável _____			
51 Função _____				52 Telefone de contato _____							

Anexo D – Ficha de identificação de primatas de vida livre

UZV/CGDT/DEVIT/SVS Ministério da Saúde		FICHA DE IDENTIFICAÇÃO DE PRIMATAS		Nº _____		
Local	1	Município: _____	2	UF: _____	3	Localidade: _____
	4	Data de captura: _____			5	Endereço: _____
	6	Nome/ Telefone de Contato: _____			7	Geocampo 1: _____
	8	Geocampo 2: _____			9	Ponto de Referência: _____
Características do local de captura	CARACTERÍSTICAS DO LOCAL DE CAPTURA					
	10	Motivo da captura: <input type="checkbox"/> 1- Epizootia 2- Área de interesse epidemiológico 3- Invest. casos humanos 4- Projeto: _____ 5- Outro: _____				
	11	Tipo de local: <input type="checkbox"/> 1- CETAS 2- Zoológico 3- Residência 4- Área rural 5- Área urbana 6- Área silvestre 7- Outro _____				
	12	Horário de captura: _____ h _____ min	13	Método de captura: <input type="checkbox"/> 1- Armadilha 2- Dardos 3- Outro _____	14	Apreendido do tráfico? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não
	15	Domesticado? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não		16	Bioma: <input type="checkbox"/> 1- Amazônia 2- Mata Atlântica 3- Caatinga 4- Cerrado 5- Pantanal 6- Pampa 7- Outros: _____	
	17	Se rural, tipo de atividade: <input type="checkbox"/> 1- Pecuária Atividade principal: _____ 2- Agricultura Atividade principal: _____ 3- Outros: _____		18	Horário de soltura: _____ h _____ min	
19	Animal procedente de área de captura? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não 9- N.I. Se não, de qual Área?: _____			20	Anestésico usado: Nome: _____ Dose: _____	
Dados do Animal	IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL					
	21	Gênero: <input type="checkbox"/> 1- Aouatta 2- Ateles 3- Callithrix 4- Cebus 9- N.I. Outro: _____ Espécie: _____				
	22	Sexo: <input type="checkbox"/> 1- Macho 2- Fêmea 3- NI	23	Idade: <input type="checkbox"/> 1- Filhote 2- Juvenil 3- Adulto 4- Senil	24	Peso: _____ Kg
	25	Biometria Perímetro torácico: _____ cm Perímetro encefálico: _____ cm Comprimento do corpo: _____ cm Comprimento da cauda: _____ cm Mão direita: _____ cm Pé direito: _____ cm Pavilhão auditivo direito: _____ cm		26	Possui microchip? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não 9- N.I. N° microchip: _____	
27	Foi microchipado? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não 9- N.I. N° microchip: _____		28	Marcas ou cicatrizes? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não 9- N.I. Local: _____		
29	Fez outra identificação do Animal? <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não 9- N.I. Se sim, qual tipo? _____					
Histórico Clínico	AValiação CLÍNICA DO ANIMAL					
	30	Estado geral do animal: <input type="checkbox"/> 1- Bom 2- Regular 3- Ruim 9- N.I.		31	Temperatura: _____ °C	
	32	Presença de ectoparasitas: <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não 9- N.I. Sim, qual (s)? _____				
	33	Freq. Cardíaca: _____ BPM	34	Freq. Respiratória: _____ MPM	35	Hidratação: <input type="checkbox"/> 1- Hidratado 2- Desidratado
	36	Dentição Saudável: <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não Quebrado: <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não				
37	Observação Clínica (sist. respiratório, digestório e genito-urinário) _____ _____					
38	Sintomas / Sinais Neurológicos: <input type="checkbox"/> 1- Sim 2- Não Quais? 9- N.I. _____ _____					

Material Coletado	39 Material Coletado									
	Colheita de Amostras				Exame Laboratorial					
		N° de Amostras	Identificação das Amostras		IV	IH	PCR	Parasitológico	Outro	
	Fezes									
	Urina									
	Sangue									
	Soro									
	Gota Espessa									
	Secreções									
	Ectoparasitas									
Pêlos										
Secreção										
IV= Isolamento Viral				IH= Inibição de Hemaglutinação		PCR= Reação em Cadeia da Polimerase				
RESULTADOS LABORATORIAIS										
Resultados laboratoriais	40 Sologia/ IH			41 Sologia/ Neutralização			42 Parasitológico: <input type="checkbox"/> 1- Observado 2- Não Observado			
	1- Reagente 2- Não Reagente			1- Reagente 2- Não Reagente			Qual? _____			
	<input type="checkbox"/> Alphavirus Qual/Titulação: _____ <input type="checkbox"/> Orthobunyavirus Qual/Titulação: _____ <input type="checkbox"/> Flavivirus Qual/Titulação: _____			<input type="checkbox"/> Alphavirus Qual/Titulação: _____ <input type="checkbox"/> Orthobunyavirus Qual/Titulação: _____ <input type="checkbox"/> Flavivirus Qual/Titulação: _____			Sangue <input type="checkbox"/> Fezes <input type="checkbox"/> 43 Outros Resultados Laboratoriais: _____ _____ _____			
OBSERVAÇÕES										
Observações	44 Outras informações:									
	_____ _____ _____ _____ _____									
Investigador	45 Nome do responsável				46 Data da captura			47 Assinatura do responsável		
	48 Função				49 Telefone de contato					
Foto do Local onde o Animal foi Capturado:	50 Foto do Local onde o Animal foi Capturado:									
	Panorâmica					Local de captura				

Fotos	51	FOTOS DE IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL CAPTURADO		
	Foto de decúbito dorsal		Foto de decúbito ventral	
	Observação:			
	Foto decúbito lateral direito		Foto decúbito lateral esquerdo	
	Observação:			
	Foto face frontal		Foto perfil	
Observação:				

Anexo E – Quadro de fármacos de uso em primatas não humanos

NOME GENÉRICO	DOSAGEM (mg/kg)	VIA DE ADMINISTRAÇÃO	COMENTÁRIOS
Acepromazina	0,5 – 1 mg/kg	PO, SC, IM	Tranquilizante, pré-anestésico
Butorfanol	0,1 – 0,2 mg/kg – 12h – 48h	IM	Analgesia
Cetamina	10 – 20 mg/kg	IM	Tranquilização, neuroleptoanalgesia
Cetamina (C)/acepromazina (A)	(C) 4 mg/kg/(A) 0,04 mg/kg	IM	Tranquilização, neuroleptoanalgesia
Cetamina (C)/diazepam (D)	(C) 15 mg/kg/(D) 1 mg/kg	IM	Anestesia
Cetamina (C)/medetomidina (M)	(C) 5 – 7,5 mg/kg/(M) 0,033 – 0,075 mg/kg	IM	As doses tendem a aumentar, quanto menor for o animal
Cetamina (C)/xilasina (X)	(C) 10 mg/kg/(X) 0,5 mg/kg	IM	Anestesia
Diazepam	0,5 – 1 mg/kg 0,25 – 0,5 mg/kg	PO IM, IV	Sedação, relaxamento muscular, anticonvulsivante
Fentanil	5 – 10 µg/kg – 10 – 25 µg/kg/h infusão contínua	IV	Usado com isoflurano
Fentanil/droperidol	0,05 – 0,1 ml/kg – 0,3 ml/kg	IM, IV IM	Pré-anestesia Sedação profunda
Fluoxetina	0,45 mg/kg, 24h	PO	Ansiolítico
Haloperidol	0,5 – 2 mg/kg	IM	Ansiolítico
Halotano	5% indução, 2% manutenção da anestesia	Inalação	
Isoflurano	5% indução, 2% manutenção da anestesia	Inalação	Indução mais rápida que o halotano, mantém boa pressão arterial, eliminando do organismo com baixíssima taxa de metabolização
Meperidina	2 – 4 mg/kg 4h	IM	Em analgesia, usar com cautela. São reportados casos de morte súbita em animais saudáveis
Midazolam	0,1 – 0,5 mg/kg	IM	Sedação, relaxamento muscular
Morfina	1 – 2 mg/kg 4h	PO, SC, IM, IV	Analgesia
Tiopental	25 mg/kg	IV	Analgesia
Tiletamina/zolazepam	2 – 6 mg/kg	IM	Analgesia, anestesia
Xilazina	0,5 – 2 mg/kg	IM	Miorrelaxante

IM = intramuscular; IV = intravenosa; PO = via oral; SC = subcutânea.

Referência: Tratado de Animais Selvagens. Editora: Roca,2006.

Anexo F – Quadro de viroses em primatas não humanos

DOENÇAS AGENTES	ANIMAIS ACOMETIDOS	TRANSMISSÃO	QUADRO CLÍNICO / DIAGNÓSTICO
Adenoviroses (Adenovírus)	<i>Saimiri, Saguinus, Aotus, Cebus</i>	Via aérea (aerosol) e orofecal	Taquipneia, dispneia, tosse, cianose, diarreia, hepatite, ceratoconjuntivite. Histologicamente: corpúsculos de inclusão intranucleares muito basófilos. Sorologia.
Encefalomiocardite (Vírus da encefalomiocardite)	*Platirrinos	Ingestão de água e alimentos contaminados por fezes, urina ou pelos de roedores	Curso agudo a hiperagudo; anorexia, convulsão, dispneia e morte súbita. Macroscopia: extensas áreas de edemas e congestão pulmonar, palidez cardíaca. Histopatologia: miocardite, encefalite.
Febre Amarela (Flavivírus)	<i>Alouatta, Ateles, Cebus, Saimiri, Logothrix, Saguinus, Callithrix, Cercocebus sp., Erythrocebus sp., Cercopithecus sp.</i>	Mosquitos <i>Aedes spp, Haemagogus spp e Sabethes spp</i>	Febre, apatia, icterícia, êmese, desidratação, hemorragia bucal e intestinal, insuficiência hepática e renal. Histologicamente: degeneração gordurosa do fígado com necrose multifocal e presença de Corpúsculos de Councilman e acúmulo de lipídios. A detecção pode ser realizada pela imunohistoquímica do fígado.
Hepatite A (Picornavírus)	<i>Logothrix, Aotus, Cebus, callithrix, Gorilla, Pan</i>	Via orofecal. Fonte: humanos ou outros primatas	Normalmente assintomáticos. Às vezes infecção respiratória discreta e sintomas gastrointestinais. Níveis elevados de enzimas hepáticas. Sorologia. Histopatologia: necrose focal com formação de corpos acidófilos
Hepatite dos calitriquídeos (Vírus da coriomeningite linfocítica – VCML)	Calitriquídeos	Ingestão de roedores infectados	Febre, apatia, fraqueza, letargia, anorexia, icterícia. Necropsia: hepatomegalia e esplenomegalia, pulmões, congestos e efusões pleurais e pericárdicas sanguinolentas. Histopatologia: fígado com degeneração e hepatite necrótica mista, presença de estruturas acidófilas e arredondadas semelhantes a corpúsculos de Councilman. Sorologia. Imunohistoquímica.
Herpesvirose (<i>H. hominis</i>)	Homem, hospedeiro natural Calitriquídeos, Aotus, Cebus	Contato direto com pessoas na fase ativa da doença, via conjuntiva e nasofaríngea	Estomatite necrosante, vômitos, incoordenação, encefalite e morte. Sorologia. Histopatologia: necrose multifocal e presença de corpúsculos de inclusão nuclear nos órgãos e tecidos

continua

continuação	Herpesvirose (<i>H. tamarinus</i>)	<i>Aotus, Ateles, Callithrix, Cebus, Saimiri, Saguinus</i>	Transmissão horizontal. Contato direto, aerossóis, fômites, mordedura	Anorexia, fraqueza, depressão, rinite, conjuntivite, espirros, congestão nasal serosa, pneumonia, vesículas e úlceras nas superfícies oral e labial, hepatite necrosante, esplenomegalia. Sorologia. Histopatologia: corpúsculos de inclusão intranuclear nas células neurais, viscerais e mesenquimatosas.
	Papilomatose (Papilomavírus)	*Platirrinos	Contato direto, fômites, transmissão sexual	Massas em forma de verrugas na pele ou nas mucosas oral e genital. Histopatologia: raras inclusões intranucleares basofílicas. Imuno-histoquímica.
	Parainfluenza (<i>Paramyxovirus</i>)	*Platirrinos	Contato direto, aerossol	Febre, corrimento nasal e ocular, espirro, tosse, taquipneia, dispneia, conjuntivite, cianose, piloerção, depressão, perda de peso. Sorologia pareada.
	Paramyxovirose (<i>Paramyxovirus saguinus</i>)	Calitriquídeos		Anorexia, enterocolite, diarreia, desidratação, lesões eritematosas papulares. Serologia. Histopatologia: lesões compatíveis com paramixovirose, com a presença de células sinciciais com inclusões intranucleares nos epitélios biliar, pancreático e outros.
	Poxvirose (Poxvirus dos Calitriquídeos)	Calitriquídeos	Contato direto	Anorexia, hipertemia, manchas eritematosas na face, orelhas, mãos e pés. Histopatologia: corpúsculos de inclusão acidofílico intracitoplasmáticos associados à acantose, necrose e ulceração da epiderme. Isolamento do vírus.
	Raiva (Rabdovírus)	Todas as espécies	Infecção por contato com saliva, arranhadura ou mordedura de animais raivosos	Hidrofobia, agressividade, salivação, vômito, hipertemia, automutilação, paralisia, morte súbita. Histopatologia: corpúsculos de inclusão eosinofílicos intracitoplasmático no tecido nervoso. Imunofluorescência.
	Sarampo (<i>Morbillivirus</i>)	Platirrinos	Aerossóis ou contato direto com humanos infectados penetrando pela via respiratória ou conjuntival	Variáveis. Os PNM apresentam lesões gastrintestinais, sendo mais grave em Celitriquídeos. Os PVM apresentam mais lesões cutâneas eritematosas. Histopatologia: células sinciciais com inclusões acidofílicas intracitoplasmáticas. Sorologia.
	*Platirrinos: todos os primatas do Novo Mundo.			
Adaptado: Clínica e Terapêutica em Primatas Neotropicais. KINDLOVITS & KINDLOVITS, 2009.				

Anexo G – Ficha de investigação entomológica de febre amarela

FICHA DE INVESTIGAÇÃO ENTOMOLÓGICA DE FEBRE AMARELA

1 Motivo da captura

Investigação

Caso humano suspeito de FA Caso humano suspeito de outra arbovirose. Especificar: _____

Epizootia em PNH - suspeito FA Outra epizootia. Animal _____ ; Arbovirose susp. _____

Número da notificação do evento (SIMAN) que motivou a investigação entomológica N° _____

2 Município da captura

Código (IBGE) _____ 3 UF _____ 4 Zona _____ 5

6 Bairro _____ 7 Localidade da coleta _____ 8

5 Endereço

9 Órgão responsável _____ 10 (DDD) Telefone _____ 11 e-mail _____

N° _____ / _____

Outros

Treinamento Monitoramento

Levantamento de fauna Pesquisa científica

Outro: _____

DADOS DAS CAPTURAS												
ID amostra	Data	Horário	Local	Método	Modalidade (solo; copa) de tubos	Número de tubos	Latitude *	Longitude *	Temp. mínima (°C)	Temp. máxima (°C)	U.R.A. mínima (%)	U.R.A. máxima (%)

* As coordenadas geográficas devem ser obtidas no formato "graus, minutos, segundos" (dd "mm'ss s") e sistema geodésico (datum) SAD69.

DEVERÁ SER PREENCHIDO UM BOLETIM POR LOCALIDADE

Os tubos de cada amostra devem ser rotulados com esparadrapo contendo ID, data, horário, local e modalidade da captura.

INSTRUÇÕES

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

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

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

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

À equipe de investigação de campo compete:

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

À equipe do LACEN compete:

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

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

INSTRUTIVO PARA PREENCHIMENTO

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

1. Motivo da captura: especificar se a coleta de vetores está vinculada a investigação de evento notificado no SINAN (preencher número da notificação) ou se está relacionada a outras atividades;
 - 2 e 3. Município e UF da captura: município e UF onde foi realizada a atividade de investigação/pesquisa/etc;
 4. Zona: definir a classificação da localidade onde ocorreu o evento (Local Provável de Infecção - LPI), e consequentemente onde está sendo realizada a investigação ou outra atividade;
 - 5 e 6. Endereço e bairro: preencher corretamente os dados do LPI;
 7. Localidade da coleta: descrever o nome da comunidade, fazenda, etc que constitui o LPI do evento investigado;
 - 8, 9, 10 e 11: Preencher os dados referentes ao responsável pela investigação entomológica em campo (capturador/investigador);
- TABELA:
- ID: número de identificação da amostra; cada amostra corresponde aos mosquitos capturados na mesma data, horário e local, utilizando o mesmo método e modalidade de captura;
- Data: cada boletim poderá ter informações de vários dias;
- Horário: intervalo de captura dos mosquitos; pode ser dividido de hora em hora (9h-10h, 10h-11h, etc) ou por período (manhã e tarde, 9h-12h e 12h-16h);
- Local: definir local onde foi realizada a captura (mata, quintal, galinheiro, curral, etc);
- Método: definir método utilizado para a captura dos mosquitos (puçá + capturador de Castro, CDC, Shannon, etc);
- Modalidade: definir a modalidade de captura (solo, copa, intradomicílio, peridomicílio, etc);
- Número de tubos: cada amostra (ID) poderá ser acondicionada em mais de um criotubo, sendo que este deverá ser preenchido até 3/4 da capacidade;
- Latitude e Longitude: a localização geográfica dos locais de captura deverá ser obtida com aparelho GPS, no formato "graus, minutos, segundos" (gg mm ss s") e datum SAD69;
- Temp. (min, max) e U.R.A. (min, max): as temperaturas e umidades relativas do ar mínimas e máximas deverão ser aferidas utilizando termohigrômetro digital, e deverão ser obtidas para cada amostra (ID).

Anexo H – Materiais para atividade de campo com manejo de primatas não humanos

Material necessário para a captura de primatas
Vestuário
Calça de brim ou de <i>nylon Rip Stop</i> (camuflada)
Camisa manga longa (camuflada)
Botas de couro cano longo
Perneiras de couro
Óculos de proteção
Capacete
Chapéu/boné
Capa de chuva
Protetor solar e repelente
Mochila/bolsa
Lanterna de cabeça
Materiais para captura
Binóculo
Facão com bainha
Rádio comunicador
Bússola
Cantil com água
Armadilhas Tomahawk (tamanhos P, M, G)
Projetor de dardos (rifles)
Dardos de 5 ml
Estabilizador de dardo
Agulha para dardos
Anestésicos (Zoletil; levomepromazina, midazolan, ketamina etc.)
Rede de amparo dos animais
Estilingue
Fio de <i>nylon</i> e chumbada
Corda
Puçá de primatas
Luvas de raspa de couro
Aparelho GPS
Estilete, canivete ou faca pequena
Lanterna com pilhas
Materiais para a mesa de procedimentos
Avental em propileno, manga longa, descartável
Aparelho respirador motorizado AIR MATE, com filtro HEPA e bateria
Traqueias PVC
Capuz em Tyveck para conjunto do AIR MATE
Macacão Tyveck
Luvas de procedimento tam. P, M, G
Máscara de pressão negativa com filtro PFF3 (descartável)
Fita zebra para isolamento da área
Mesa de campo
Balança pesola de 1 kg e 10 kg
Prancheta (madeira ou acrílico)
Fichas de identificação do animal
Caneta esferográfica


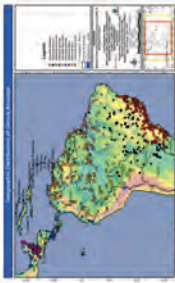

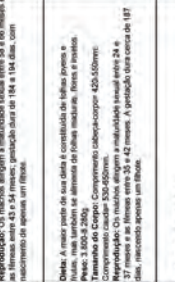

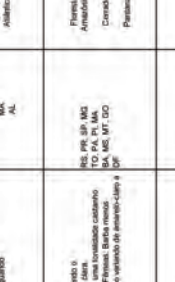

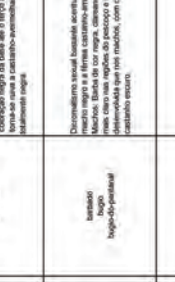


continua

continuação	Botijão de nitrogênio líquido
	Nitrogênio líquido
	Meia-calça (botijão de nitrogênio)
	Seringa descartável – 1 ml, 3 ml, 5 ml, 10 ml
	Porta agulha
	Pipeta e pipetadores
	Estantes para flaconetes
	Criotubos de preferência com tampa de rosca
	Frasco tipo coletor universal
	tubo com gel separador
	tubo com anticoagulante (hemograma)
	Etiquetas para identificação dos tubos
	Fita adesiva transparente
	Termômetro digital
	<i>Microchip</i>
	Seringa para <i>microchip</i>
	Agulha para <i>microchip</i>
	Leitor de <i>microchip</i>
	Tatuador
	Tinta para tatuador
	Vaselina neutra (somente se for fazer tatuagem)
	Tesoura
	Tesoura ponta romba/fina curva
	Tesoura ponta romba/fina reta
	Pinça dente de rato
	Pinça anatômica
	Lâmina de bisturi nº 21
	Cabo de bisturi nº 4
	Gaze
	Esparadrapo
	Formol
	Álcool 70%
	Algodão hidrófilo
	Borrifador (para desinfecção da mesa e do material)
	Hanfil (lysol)
	Saco para lixo infectante
	Saco autoclavável
	Saco de lixo
	Caixa descartex
	Outros materiais importantes
	Lona
Recarregador de aparelho AIR MATE com cinco saídas	
Fita adesiva gomada marrom ou transparente	
Fita durex	
Fita crepe	
Escova de banheiro	
Corda de varal	
Barbante	
Extensão	
Pilhas AA e AAA	

Anexo I – Materiais para investigação entomológica de febre amarela

Material
Vestuário
Calça de brim ou de <i>nylon</i> Rip Stop
Camisa manga longa
Botas de couro cano longo
Perneiras de couro
Óculos de proteção
Máscara de pressão negativa com filtro PFF3 (semidescartável)
Capacete
Chapéu/boné
Mochila/bolsa
Materiais para captura
Ficha de Investigação Entomológica de Febre Amarela
Puçá entomológico
Capturador de sucção oral (com ou sem reservatório)
Banqueta (tipo pesca)
Aparelho GPS
Termo-higrômetro digital
Criotubos (preferencialmente com tampa de rosca)
Funil pequeno
Etiquetas (esparadrapo)
Caneta esferográfica
Fita adesiva transparente
Prancheta (madeira ou acrílico)
Estilete, canivete ou faca pequena
Facão com bainha
Lanterna com pilhas
Rádio comunicador
Botijão de nitrogênio líquido
Nitrogênio líquido
Cantil com água
Saco de lixo
Materiais para captura na copa
A aquisição dos materiais adequados para acesso vertical ao dossel florestal deverá ser realizada em conjunto com profissionais experientes na atividade, dada a especificidade dos equipamentos necessários.

continuação

	Atuante	Atuante	Atuante	garrido-de-cabeça-cinza (Mandrill)	Estado de conservação: ameaçado de extinção a nível mundial. Distribuição geográfica: África Ocidental. Habitat: floresta primária e secundária. Praga: não frugívoro e não carnívoro. Dieta: frugívoro. Reprodução: machos defendem territórios de reprodução. Machos defendem as fêmeas casadas e os filhotes. Machos não casados defendem territórios de reprodução. Machos não casados defendem territórios de reprodução.	PA, RN, PE, MA, AL	Flóresia Africana	Dênter. A maior parte de sua dieta é constituída de folhas jovens e frutos, mas também se alimenta de folhas maduras, flores e frutos. Tamanho do Grupo: Comportamento catáctico-esperto 400-600mm. Reprodução: Os machos atingem a maturidade sexual entre 30 e 40 meses e as fêmeas entre 24 e 34 meses. gestação dura de 164 a 174 dias, com nascimento de apenas um filhote.	
	Atuante	Atuante	Atuante	leopardo (Leopardo Negro) Negro-do-paraná (Leopardo Negro)	Distribuição geográfica: América do Sul, América Central e América do Norte. Habitat: floresta primária e secundária. Praga: não frugívoro e não carnívoro. Dieta: frugívoro. Reprodução: machos defendem territórios de reprodução. Machos defendem as fêmeas casadas e os filhotes. Machos não casados defendem territórios de reprodução. Machos não casados defendem territórios de reprodução.	MS, PR, SP, MG, TO, PA, PI, MA, AC, RR, MT, DO, DF	Flóresia Neotropical	Dênter. A maior parte de sua dieta é constituída de folhas jovens e frutos, mas também se alimenta de folhas maduras, flores e frutos. Tamanho do Grupo: Comportamento catáctico-esperto 400-500mm. Reprodução: Os machos atingem a maturidade sexual entre 24 e 37 meses e as fêmeas entre 30 e 42 meses. A gestação dura cerca de 187 dias, nascendo apenas um filhote.	
	Atuante	Atuante	Atuante	leopardo (Leopardo Negro) Negro-do-paraná (Leopardo Negro)	A coloração da pelagem em ambos os sexos é castanho-avermelhado, tornando-se mais escura com a idade. Machos defendem territórios de reprodução. Machos defendem as fêmeas casadas e os filhotes. Machos não casados defendem territórios de reprodução. Machos não casados defendem territórios de reprodução.	MS, ES, BA	Flóresia Africana	Dênter. Folhas, frutos, flores. Tamanho do Grupo: Comportamento catáctico-esperto 400-500mm. Reprodução: Os machos atingem a maturidade sexual entre 24 e 37 meses e as fêmeas entre 30 e 42 meses. A gestação dura de 184 a 194 dias, nascendo apenas um filhote.	
	Atuante	Atuante	Atuante	leopardo (Leopardo Negro) Negro-do-paraná (Leopardo Negro)	Distribuição geográfica: América do Sul, América Central e América do Norte. Habitat: floresta primária e secundária. Praga: não frugívoro e não carnívoro. Dieta: frugívoro. Reprodução: machos defendem territórios de reprodução. Machos defendem as fêmeas casadas e os filhotes. Machos não casados defendem territórios de reprodução. Machos não casados defendem territórios de reprodução.	RO, PA, PI, MA, AC, MT	Flóresia Neotropical	Dênter. Folhas, frutos, flores. Tamanho do Grupo: Comportamento catáctico-esperto 400-500mm. Reprodução: Os machos atingem a maturidade sexual entre 24 e 37 meses e as fêmeas entre 30 e 42 meses. A gestação dura de 184 a 194 dias, nascendo apenas um filhote.	
	Preocupante	Calculoso	Calculoso	leopardo (Leopardo Negro) Negro-do-paraná (Leopardo Negro)	Problemas de conservação são agravados pelo fato de serem carnívoros e frugívoros. Machos defendem territórios de reprodução. Machos defendem as fêmeas casadas e os filhotes. Machos não casados defendem territórios de reprodução. Machos não casados defendem territórios de reprodução.	SP, RJ, MG	Flóresia Africana	Dênter. Folhas (principalmente), frutos, insetos. Tamanho do Grupo: Comportamento catáctico-esperto 350mm. Comportamento catáctico-esperto 400mm. Reprodução: machos atingem a maturidade sexual por volta dos 30 meses. A gestação dura cerca de 163 dias, nascendo geralmente um filhote.	

Adaptado: www.cimho.gov.br; www.csi.org

Equipe técnica

Organização:

Alessandro Pecego Martins Romano – GT_Arbo/SVS/MS
Daniel Garkauskas Ramos – GT_Arbo/SVS/MS
Francisco Anilton Alves Araújo – GT_Arbo/SVS/MS
Silvana Gomes Leal – GT_Arbo/SVS/MS
Zouraide Guerra Antunes Costa – GT_Arbo/SVS/MS

Colaboração:

Alessandro Pecego Martins Romano – GT_Arbo/SVS/MS
Allan Martins da Silva – SES-PR
Almério de Castro Gomes – FSP/USP
Ana Cecília Cruz – IEC/SVS/MS
Daniel Garkauskas Ramos – GT_Arbo/SVS/MS
Danilo Simonini Teixeira – Centro de Primatologia/UnB
Edmilson dos Santos – CEVS/SES-RS
Francisco Anilton Alves Araújo – GT_Arbo/SVS/MS
Hamilton Antônio de Oliveira Monteiro – IEC/SVS/MS
José Augusto Pereira Carneiro Muniz – Cenp/IEC/SVS/MS
Joyce Pereira – CGLAB/DEGEV/SVS/MS
Karina Cavalcante – CGLAB/DEGEV/SVS/MS
Marcelo Santalucia – Lacen/SES-GO
Marcelo Yoshito Wada – GT_Arbo/SVS/MS
Márcio Botelho de Castro – UnB
Marco Antônio Barreto de Almeida – CEVS/SES-RS
Marcos Takashi Obara – CGLAB/DEGEV/SVS/MS
Mardones da Costa Flores Sobrinho – CGLAB/DEGEV/SVS/MS
Marília Lavocat Nunes – GT_Arbo/SVS/MS
Paula Teixeira – Ibama
Paulo Henrique Gomes de Castro – Cenp/IEC/SVS/MS
Paulo Mira Batista – SES-MS
Pedro Fernando da Costa Vasconcelos – IEC/SVS/MS
Pedro Henrique de Oliveira Passos – GT_Arbo/SVS/MS
Plautino de Oliveira Laroque – CPB/ICMBio
Pollyanna Cardoso Araújo – GT_Arbo/SVS/MS
Silvana Gomes Leal – GT_Arbo/SVS/MS
Talita Leal Chamone – SES-MG
Vanessa Torales Porto – CGLAB/DEGEV/SVS/MS
Vera Lúcia Reis Souza de Barros – IEC/SVS/MS
Vivyanne Santiago Magalhães – SVS/MS
Washington Luiz Assunção Pereira – Universidade Federal do Pará
Zouraide Guerra Antunes Costa – GT_Arbo/SVS/MS

Revisão técnica:

Alessandro Pecego Martins Romano – GT_Arbo/SVS/MS
Daniel Garkauskas Ramos – GT_Arbo/SVS/MS

Colaboração (1ª edição):

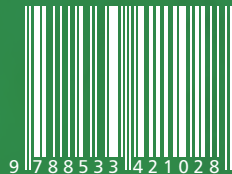
Ângela Maron de Mello – Funasa/Core/PR
Cristiana Toscano – Opas/Brasil
Francisco Acácio Alves – colaborador
José Augusto Pereira Carneiro Muniz – Centro Nacional de Primatas/SVS
Maria Amélia Nascimento Torres – SES/RS
Otávio Pinheiro de Oliva – Opas/Washington –USA
Pedro Fernando da Costa Vasconcelos – IEC/SVS/MS
Rodrigo del Rio do Valle – colaborador
Vera Lúcia Carvalho da Silva – SVS/MS
Vera Lúcia Reis Souza de Barros – IEC/SVS
Walfrido Kuhl Svoboda – Universidade Federal do Paraná
Washington Luiz Assunção Pereira – Univ. Federal Rural da Amazônia
Zouraide Guerra Antunes Costa – SVS/MS

Revisão técnica (1ª edição):

Almério de Castro Gomes – Departamento de Epidemiologia/USP/SP
Ângela Maron de Mello – Funasa/Core/PR
Dionéia Garcia – SES/PB
Eduardo Hage Carmo – SVS/MS
Maria Amélia Nascimento Torres – SES/RS
Rodrigo del Rio do Valle – USP/SP
Rosely Cerqueira de Oliveira – SVS/MS
Talita Leal Chamone – SES/MG
Vera Lúcia Carvalho da Silva – SVS/MS
Wanderson Kleber de Oliveira – SVS/MS
Zouraide Guerra Antunes Costa – SVS/MS

página intencionalmente branca

ISBN 978-85-334-2102-8



DISQUE SAÚDE



Ouvidoria Geral do SUS
www.saude.gov.br

Biblioteca Virtual em Saúde
do Ministério da Saúde
www.saude.gov.br/bvs



Ministério da
Saúde

Governo
Federal