



Ministério da Saúde

Manual de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos



Ministério da Saúde
Secretaria de Vigilância em Saúde
Departamento de Vigilância em Saúde

Manual de Vigilância de Epizootias em Primatas Não-Humanos

Série A. Normas e Manuais Técnicos

Brasília / DF
2005

© 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.

Série A. Normas e Manuais Técnicos

1.ª edição – 2005 – tiragem: 7.000 exemplares

Elaboração, edição e distribuição

MINISTÉRIO DA SAÚDE

Secretaria de Vigilância em Saúde

Departamento de Vigilância Epidemiológica

Endereço

Esplanada dos Ministérios, bloco G,

Edifício Sede, 1.º andar, sala 134

CEP: 70058-900, Brasília - DF

E-mail: svs@saude.gov.br

Home page: www.saude.gov.br/svs

Produção editorial

Copidescagem/Revisão: Napoleão Marcos de Aquino

Capa: Fabiano Camilo (intervenção em foto de Luis Cláudio Marigo)

Projeto gráfico: Fabiano Camilo e Lúcia Saldanha

Diagramação: Lúcia Saldanha

Fotos: Luis Cláudio Marigo (folha de rosto e figuras 2, 3 e 5 a 11); Nicolas Degalier (figura 12), Rodrigo del Rio do Valle (figura 4) e Washington Luiz Assunção Pereira (figuras 13,14,15 e 16)

Impresso no Brasil / *Printed in Brazil*

Ficha Catalográfica

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde.

Manual de vigilância de epizootias em primatas não-humanos / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. – Brasília : Ministério da Saúde, 2005.

56 p. – (Série A. Normas e Manuais Técnicos)

ISBN 85-334-0975-3

1. Febre amarela. 2. Técnicas e procedimentos de laboratório. 3. Vigilância epidemiológica.
I. Título. II. Série.

NLM WC 530-532

Catálogo na fonte – Editora MS – OS 2005/0625

Títulos para indexação:

Em inglês: *Manual of Epizootics Surveillance in Nonhuman Primates*

Em espanhol: *Manual de Vigilancia de Epizootias en Primates No Humanos*

Sumário

Apresentação	5
1 Introdução	7
2 Distribuição geográfica	7
3 Aspectos epidemiológicos	7
4 Características dos primatas não-humanos	9
5 Características dos vetores silvestres da febre amarela	15
6 Vigilância de epizootias	16
6.1 Objetivos	16
6.2 Definição de caso	17
6.3 Tipo de vigilância	17
6.4 Notificação	18
6.5 Investigação da epizootia	18
6.6 Roteiro da investigação e coleta de dados.....	18
6.6.1 Investigação em primatas não-humanos.....	19
• Captura de primatas não-humanos e colheita de material biológico.....	19
• Eutanásia de animais doentes.....	20
• Material necessário para realizar a necropsia.....	21
• Cuidados a serem tomados ao realizar a necropsia	22
• Como realizar a necropsia.....	23
• Colheita e remessa de material para exame laboratorial	27
6.6.2 Investigação em mosquitos.....	29
• Captura.....	29
• Técnicas específicas para o isolamento de vírus.....	30
• Uso do boletim de campo (especificações).....	31
7 Análise dos dados	31

8	<i>Divulgação dos dados</i>	32
9	<i>Ações de controle</i>	33
10	<i>Referências Bibliográficas</i>	34
Anexos		
Anexo 1	Principais zoonoses de interesse em primatas não-humanos.....	39
Anexo 2	Fluxograma do sistema de vigilância de epizootias.....	41
Anexo 3	Ficha de informação de epizootias	43
Anexo 4	Normatização de biossegurança	45
Anexo 5	Equipamentos necessários para a captura e colheita de material biológico	47
Anexo 6	Funcionamento do sistema – perguntas e respostas	51
Anexo 7	Relação de material para a confecção de capturadores de sucção oral (capturador de Castro) e puçás	53
	<i>Equipe de elaboração</i>	55

Apresentação

O presente *Manual de vigilância de epizootias em primatas não-humanos*, lançado pela Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS), do Ministério da Saúde, traz aos interessados na temática informações técnicas abrangentes e normas e condutas para o desenvolvimento de estudos visando, primordialmente, prevenir a ocorrência de casos humanos de febre amarela com vistas à redução de sua morbimortalidade – e, secundariamente, a investigação das epizootias.

As ações ora propostas basearam-se em experiências desenvolvidas na organização e execução de atividades voltadas à detecção precoce da circulação do vírus da febre amarela em ambiente silvestre, em primatas não-humanos e em vetores.

Sua leitura atualizará os profissionais de saúde nos conhecimentos acerca dos aspectos epidemiológicos, características e distribuição geográfica dos primatas não-humanos, realização de necropsia em campo, colheita de material biológico, análise e divulgação dos dados, medidas de controle da febre amarela e diretrizes para o estabelecimento da vigilância entomológica e de epizootias.

Esperamos que sua ampla divulgação nos serviços de vigilância das diversas secretarias estaduais e municipais de saúde efetivamente contribua para uma melhor estruturação e implementação das ações de vigilância e controle da febre amarela silvestre no Brasil.

Jarbas Barbosa da Silva Júnior
Secretário de Vigilância em Saúde

1 Introdução

A febre amarela é uma doença causada por um arbovírus (do inglês *arthropod borne virus* = vírus transmitido por artrópode), o vírus da febre amarela, e representa importante causa de morbidade e letalidade em vastas zonas das regiões tropicais da África e das Américas.

A febre amarela silvestre é uma zoonose e, como tal, impossível de ser erradicada – motivo pelo qual permanece ativa nas florestas tropicais tanto da África como da América do Sul. Doença febril aguda, cujo agente etiológico é um vírus do gênero *Flavivirus*, da família *Flaviviridae* (do latim *flavus* = amarelo), é potencialmente epidêmica porém prevenível por vacina.

2 Distribuição geográfica

A febre amarela é uma endemia encontrada nas regiões tropicais úmidas da África e América do Sul, delimitadas pelo paralelo 12 das latitudes norte e sul. Na África, onde tem maior disseminação, é endêmica em 34 países. Na América do Sul, nos últimos 17 anos, sua ocorrência tem sido registrada em sete países: Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Peru e Venezuela. Nesses países, caracteristicamente, a virose ocorre na Amazônia e pré-Amazônia. As áreas costeiras da América do Sul mantêm-se indenes da doença.

3 Aspectos epidemiológicos

No passado, a febre amarela urbana representou um dos maiores flagelos já vividos pela saúde pública brasileira. Tal fato levou o governo, no início do século XX, a desenvolver uma intensa luta com vistas a seu controle e posterior erradicação. Iniciada no Rio de Janeiro, essa verdadeira cruzada, sob o comando de Oswaldo Cruz, foi paulatinamente estendida para outras cidades até que em 1942 pôde-se afirmar que a transmissão urbana da virose estava erradicada.

Com relação à febre amarela silvestre, já na década de 1930, a partir da descoberta de seu ciclo, percebeu-se a impossibilidade de sua erradicação nas florestas. Contudo, nesta mesma época, o advento da vacina específica evidenciou que esta doença poderia ser controlada mediante a vacinação dos indivíduos expostos.

No Brasil, a vacina contra a febre amarela vem sendo utilizada desde 1937, o que reduziu drasticamente a ocorrência de casos, tornando-os mais concentrados nas regiões Norte, Centro-Oeste e estado do Maranhão, que compõem a área endêmica ou enzoótica.

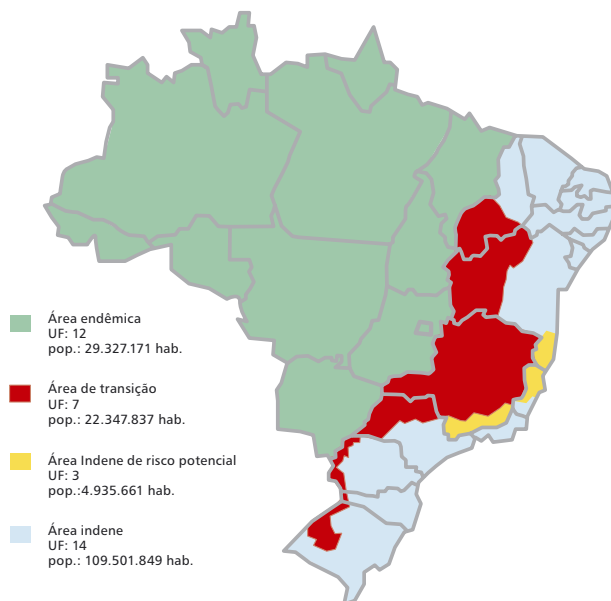
Na área epizootica ou de transição, formada por parte das regiões oeste do Piauí, Bahia, Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, ondas de epizootias (transmissão intensa de um agente patogênico entre os animais hospedeiros naturais) provocaram o surgimento de casos na população humana. As regiões central e/ou leste desses estados, bem como os demais da Federação localizados na costa brasileira, são considerados indenes ou livres. Mais recentemente, após a ocorrência de uma epidemia em Minas Gerais, em 2003, foram redefinidas as áreas de risco para febre amarela no País (Figura 1).

A febre amarela atinge mais frequentemente os indivíduos do sexo masculino, especialmente os maiores de 15 anos, haja vista ser este o grupo de maior exposição profissional relacionada à penetração em ambientes silvestres das áreas endêmicas e de transição. Com relação ao número de casos, embora o tradicional grupo de profissionais ligados às atividades agrícolas ainda ocupe lugar de destaque, com 58,7% do total, 26,2% ocorreram em pessoas que praticavam ecoturismo e pescaria. Nos surtos de 2000/2001, por exemplo, o turismo ecológico foi identificado como prática de risco para a doença.

A doença tem caráter sazonal, ocorrendo com maior frequência entre os meses de janeiro a abril, quando fatores ambientais propiciam o aumento da densidade vetorial. Há dois padrões epidemiológicos de apresentação da febre amarela: o silvestre e o urbano. Entre eles não existem diferenças dos pontos de vista etiológico, clínico e fisiopatológico. As únicas diferenças referem-se aos elementos que formam o ciclo de manutenção, ou seja, o tipo de hospedeiro e espécies de vetores envolvidos na transmissão da arbovirose.

No ciclo urbano, o vírus é transmitido de homem a homem pela picada da fêmea do mosquito *Aedes aegypti* infectada pelo vírus da febre amarela. Não há participação de animais domésticos na manutenção viral. O homem é o hospedeiro responsável pela infecção dos mosquitos. Já o ciclo silvestre é mais complexo: a transmissão se processa entre primatas não-humanos (macacos) e mosquitos silvestres que vivem habitualmente nas copas das árvores. Na América do Sul, os principais transmissores são os mosquitos pertencentes aos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*. Os hospedeiros são os primatas não-humanos. Embora não se tenha clareza sobre a importância epidemiológica, há limitadas evidências de que outros animais, como marsupiais arbóreos, possam servir como hospedeiros durante ou após grandes epizootias que esgotem a população de macacos em determinada área. Nestas circunstâncias, a infecção do ser humano não-imunizado ocorre de forma acidental, ao entrar em contato com este ciclo natural nas áreas endêmica e de transição.

Figura 1
ÁREAS DE
RISCO PARA
FEBRE AMARELA
SILVESTRE, 2003



FONTE: MINISTÉRIO DA SAÚDE / SVS

4 Características dos primatas não-humanos

Os primatas não-humanos neotropicais, primatas do Novo Mundo ou *Platyrrhini* têm características distintas das apresentadas pelos primatas do Velho Mundo ou *Catarrhini*. Os *Platyrrhini* possuem as narinas voltadas para os lados, num nariz achatado e focinho relativamente curto. São totalmente arborícolas, raramente descendo ao chão. Alguns gêneros possuem a notável capacidade de prensibilidade da cauda (*Alouatta*, *Ateles*, *Lagothrix* e *Brachyteles*). Apresentam grande variação de volume corpóreo, o que é reconhecido como o mais forte indicador das adaptações fisiológicas, ecológicas e comportamentais que um animal possa apresentar.

Todos os gêneros de macacos do Novo Mundo são susceptíveis ao vírus da febre amarela e podem, portanto, atuar como hospedeiros desta arbovirose, pois são basicamente arborícolas e habitam o mesmo extrato arbóreo que o mosquito vetor. Os gêneros que mais têm sido associados com a ocorrência de epizootias no Brasil são *Alouatta*, *Cebus* e *Callithrix*.

Figura 2

NOME

CIENTÍFICO:

ALOUATTA FUSCA
CLAMITANS



Figura 3

NOME CIENTÍFICO:

ALOUATTA
SENICULUS





Figura 4

NOME CIENTÍFICO:

*ALOUATTA
CARAYA*

(OBS: NESTA
ESPÉCIE O MACHO
É SEMPRE PRETO E
A FÊMEA, CLARA)

NOMES COMUNS
PARA

ALOUATTAS:

GUARIBA, BUGIO,
GRITADOR,
BARBADO,
RONCADOR,
CAPELÃO



Figura 5

NOME CIENTÍFICO:

*ATELES
MARGINATUS*

Figura 6

NOME CIENTÍFICO:

ATELES PANISCUS
CHAMEK

NOMES COMUNS
PARA *ATELES*:

MACACO-
ARANHA, COATÁ



Figura 7

NOME CIENTÍFICO:

CALLITHRIX
GEOFFROYI





Figura 8

NOME CIENTÍFICO:

*CALLITHRIX
JACCHUS*



Figura 9

NOME CIENTÍFICO:

*CALLITHRIX
PENICILLATA*

NOMES COMUNS
PARA *CALLITHRIX*:

SAGÜI-COMUM,
SAGÜI-DE-
TUFO-BRANCO,
SAGÜI-DE-
TUFO-PRETO,
MICO-ESTRELA,
SAGÜI-DE-CARA-
BRANCA, SOIM,
SAGÜI-BRANCO,
SAGÜI-DE-
CABEÇA-PRETA

Figura 10

NOME CIENTÍFICO:

CEBUS APELLA
NIGRITUS

NOMES COMUNS
PARA *CEBUS*:

MACACO-PREGO,
MICO, PITICAU,
CAETÊ, CAIARARA



Figura 11

NOME CIENTÍFICO:

LAGOTHRIX
LAGOTRICHIA

NOMES COMUNS
PARA *LAGOTHRIX*:

MACACO-
BARRIGUDO,
MACACO-PELUDO



5 Características dos vetores silvestres da febre amarela

Do ponto de vista epidemiológico, as espécies consideradas mais importantes no Brasil são as do gênero *Haemagogus* *janthinomys* e *leucoclaenus* e do *Sabethes*, o *chloropterus*.

Os mosquitos adultos do gênero *Haemagogus* e *Sabethes* possuem escamas que apresentam reflexos metálicos brilhantes sobre o corpo.

As espécies pertencentes ao subgênero *Haemagogus* são em grande maioria neotropicais, ou seja, encontradas na América do Sul e Central, desde as Antilhas até o norte da Argentina. As espécies representantes do subgênero *Conopostegus* têm distribuição mais ampla, pois são encontradas dentro e fora destas áreas geográficas.



Figura 12

NOME CIENTÍFICO:

HAEMAGOGUS
JANTHINOMYS

NOMES COMUNS:

CARAPANÁ,
GERALMENTE NA
REGIÃO NORTE;
PERNILONGO, NO
SUL, SUDESTE E
CENTRO-OESTE;
E MURIÇOÇA,
NO NORDESTE

As formas adultas apresentam brilho colorido de aparência metálica. Esses mosquitos são ainda pouco conhecidos mas sabe-se que seus ciclos biológicos transcorrem em ambiente natural normalmente florestado. As fêmeas fazem posturas em recipientes naturais que acumulam água, representados porocos de árvores, bambus, cascas de coco e bromélias.

Os abrigos, a cópula e a alimentação com açúcar e sangue ocorrem dentro da floresta, porém as alterações ambientais para fins de produção agropecuária, como o desmatamento, têm afetado essas atividades, fazendo com que as espécies, para sobreviver, abriguem-se em matas residuais remanescentes. A capacidade de dispersão das espécies do grupo varia individualmente, pois existem aquelas que restringem suas atividades dentro de seu habitat e outras que se afastam até 6 km.

Por mecanismo de defesa relacionado à resistência dos ovos nos recipientes, as eclosões ocorrem sob condições diversas. Por exemplo, para algumas espécies o primeiro contato com a água nem sempre as determinam, enquanto para outras as

eclosões somente ocorrem após várias imersões. Esta característica modula a abundância das espécies nas áreas de suas distribuições, mas a densidade mais elevada ocorre nas estações chuvosas.

Os adultos exercem suas atividades durante o dia, preferencialmente na copa das árvores, porém podem ser encontrados próximos ao solo. Apresentam hábitos primatófilos dentro de seus habitats, exercitados durante as horas do dia. Embora a maioria das espécies prefira ambientes de floresta, o *Haemagogus leucocelaenus* evidencia tendência à domiciliação.

6 Vigilância de Epizootias

Em 1963, Alexander D. Langmuir elaborou o primeiro conceito de vigilância: “Consiste na coleta, análise e interpretação continuada e sistemática de dados de saúde essenciais para o planejamento, implementação e avaliação de práticas de saúde pública, integrada à disseminação desta informação àqueles que necessitam conhecê-la, em tempo adequado”.

No Brasil, segundo a Lei nº 8.080/90: “Vigilância epidemiológica é o conjunto de ações que proporciona o conhecimento, a detecção ou prevenção de qualquer mudança nos fatores determinantes e condicionantes de saúde individual ou coletiva, com a finalidade de recomendar e adotar as medidas de prevenção e controle das doenças e agravos”.

A vigilância de epizootias é um dos componentes da vigilância epidemiológica da febre amarela, juntamente com a vigilância entomológica e de casos humanos.

A vigilância entomológica é um instrumento baseado nos conhecimentos biológicos e ecológicos das espécies de insetos, visando proporcionar os indicadores a serem utilizados na estratégia e implementação de investigações, bem como nas medidas de controle vetorial.

Por tratar-se de doença de notificação compulsória internacional, qualquer evento que sinalize a circulação do vírus da febre amarela em determinada área deve ser bem como notificado aos níveis hierárquicos do Sistema Único de Saúde (SUS).

6.1. Objetivos

Geral

- Prevenir a ocorrência de casos de febre amarela humana.

Específicos

- Reduzir a ocorrência de casos de febre amarela silvestre;
- Identificar precocemente a circulação do vírus da febre amarela em seu ciclo epizoótico (transmissão entre primatas não-humanos).

6.2. Definição de caso

a) Caso suspeito

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

Considera-se primata não-humano doente o animal que apresenta comportamento anormal, ou seja, movimenta-se lentamente, não demonstra instinto de fuga ou está segregado do grupo – nesse caso, variando do afastamento, quando fica à margem dos demais, até o isolamento total, sendo encontrado sozinho. Nestas circunstâncias pode permanecer grande parte do tempo no solo, sendo comum a busca pela proximidade do ser humano. Tem perda de apetite – o que provoca redução de seu peso (tornando-o magro) –, desnutrição e desidratação. Tais condições minoram a sua imunidade e ele normalmente adquire infecções secundárias, podendo manifestar lesões cutâneas, secreção nasal e/ou ocular e diarreia, dentre outros sintomas.

O Anexo 1, além da febre amarela, relaciona uma série de outras zoonoses de interesse que podem ser investigadas em primatas não-humanos.

b) Caso confirmado

- Caso suspeito com resultado laboratorial específico positivo para febre amarela;
- Caso suspeito no qual não foi possível realizar a colheita de amostra, encontrado em local onde há isolamento do vírus da febre amarela em vetores, ou caso humano confirmado.

6.3. Tipo de vigilância

A vigilância deverá ser passiva. Assim, a notificação deve ocorrer a partir da observação de um macaco morto e/ou doente. O foco da vigilância será a ocorrência de febre amarela e a população-alvo, a de primatas não-humanos de vida livre e aqueles mantidos em cativeiro em residências ou instituições como parques e zoológicos.

A área sob vigilância compreenderá todo o território nacional, inclusive a área indene, considerando-se que nela há presença dos vetores silvestres e urbanos, baixa homogeneidade de cobertura vacinal e falta de informação por parte da população e dos profissionais de saúde, o que pode incorrer no reconhecimento tardio de casos de febre amarela com potencial de disseminação epidêmica.

6.4. Notificação

Qualquer pessoa deve informar à secretaria de saúde mais próxima, o mais brevemente possível, a ocorrência de morte ou presença de primatas não-humanos doentes. A partir desse comunicado, a rede de saúde deve realizar as ações decorrentes pela via mais rápida, de acordo com o fluxograma estabelecido para o Sistema de Vigilância de Epizootias, constante no Anexo 2. Ressalte-se que a ficha de informação de epizootias (Anexo 3) deve ser adequadamente preenchida e caso a suspeita se evidencie deflagra-se a investigação entomológica e da epizootia, sendo recomendadas as pertinentes medidas de controle na área.

6.5. Investigação da epizootia

A investigação epidemiológica é uma atividade essencial para identificar o mais precocemente possível a circulação da virose na população símia e de vetores silvestres. Esta investigação será desenvolvida por duas atividades complementares, quais sejam, a investigação em macacos e a investigação entomológica.

Os profissionais participantes das investigações devem, imprescindivelmente, estar vacinados – no mínimo 10 dias antes – contra a febre amarela. É também recomendável que estejam imunizados contra a hepatite B e tétano, bem como concluído, 14 dias antes, o esquema profilático pré-exposição contra a raiva (com recomendação de avaliação sorológica anual).

6.6. Roteiro da investigação e coleta de dados

A presença de macacos mortos e/ou doentes é indicativo de que o vírus da febre amarela pode estar presente no local onde foram encontrados. Por este motivo, a comprovação do evento sentinela pode auxiliar sobremaneira a delimitação das áreas de transmissão da doença. Deve-se ressaltar que qualquer ação pertinente a primatas não-humanos, tais como sua captura ou recolhimento de fragmentos de vísceras e sangue, deve ser realizado por equipes especificamente treinadas.

6.6.1. *Investigação em primatas não-humanos*

Quando do encontro de macacos debilitados, moribundos ou mortos, proceder da seguinte maneira:

- *Captura de primatas não-humanos e colheita de material biológico*

Todos os procedimentos que envolvam primatas não-humanos requerem a utilização de equipamentos de proteção individual (EPI), atenção às normas de biossegurança (Anexo 4), autorização do órgão competente (Ibama, conforme Portaria nº 332, de 13.3.90), equipamentos adequados e acompanhamento de médico veterinário.

Orientações:

- A captura de animais doentes e que estejam no solo pode ser realizada mediante a utilização de puçá e luvas de couro. No tocante a animais sadios ou doentes que estejam em extratos arbóreos mais altos, deve-se utilizar armadilhas ou armas de imobilização a distância (zarabatana, pistola ou rifle) com dardos anestésicos;
- Todos os procedimentos em animais vivos devem obrigatoriamente ser realizados com a utilização de anestésicos (contenção química), de acordo com os protocolos específicos para primatas não-humanos;
- Em animais vivos, com peso até 3 kg, colher de 2 a 6 ml de sangue; acima de 3 kg, de 6 a 10 ml de sangue. A colheita deve ser realizada diretamente da veia femoral ou braquial, usando seringa e agulha compatível com o porte do animal e calibre dos vasos. Faz-se necessária uma boa assepsia no local da colheita, bem como aguardar a completa hemostasia antes de libertar o animal;
- Em animais encontrados mortos, sem decomposição, colher, se possível, de 6 a 10 ml de sangue direto do coração ou veia, usando seringa e agulha compatível com o porte do animal e calibre dos vasos;
- Após a colheita, colocar 0,5 a 1 ml de sangue total em um tubo de vidro ou plástico, preferencialmente do tipo criogênico, registrando-se em seu rótulo, com fita crepe ou esparadrapo, todas as informações necessárias, tais como local de captura, espécie ou nome comum do animal, sexo, tipo de material (ex.: sangue) e data da coleta. A seguir, deve-se congelar a amostra o mais rapidamente possível, mantendo-a a -70°C. Por medida de segurança,

este procedimento deve ser realizado em duplicata: uma amostra fica armazenada no nível central, como reserva técnica, e a outra deve ser enviada para análise;

Exemplo:

Nº da amostra:	1
Localidade:	Passo das Carretas
Município/UF:	Soledade/RS
Espécie de animal:	Bugio
Sexo:	Macho
Tipo de material:	Sangue
Data da coleta:	Dia / mês / ano

- O resto do sangue colhido, não utilizado nas duas amostras, deve ser colocado em um tubo de ensaio para obtenção do soro;
- Para evitar o risco de hemólise, a separação do soro deve ser feita antes de seu envio ao laboratório, do seguinte modo: deixar o sangue em temperatura ambiente por cerca de 20 a 30 minutos, o que permitirá a retração do coágulo, ou centrifugá-lo a 1.500 rpm durante 10 minutos. Caso não exista a disponibilidade de utilizar centrífuga, deixá-lo em repouso em temperatura ambiente por cerca de duas a seis horas (para realização de sorologia) ou na geladeira a 4°C (fora do congelador), por um período máximo de seis horas (para realização de isolamento viral);
- O soro deve ser dividido e colocado em dois tubos pequenos de vidro ou plástico. Sua rotulação obedece o mesmo processo anteriormente descrito. A única diferença é que a palavra descrita no tipo de material será soro, ao invés de sangue. Uma das amostras deve conter 0,5 ml de soro, no mínimo, para análise laboratorial; a outra deve ser armazenada e congelada imediatamente.

Obs: o Anexo 5 traz a relação dos equipamentos necessários para efetivar a captura do animal e realizar a colheita de material biológico.

- *Eutanásia de animais doentes*

A eutanásia dos animais doentes é regulamentada pela Resolução nº 714, de 20.6.02, do Conselho Federal de Medicina Veterinária, da qual destacamos as seguintes normatizações:

“Capítulo I, Art. 2º - A eutanásia deve ser indicada quando o bem-estar do animal estiver ameaçado, sendo um meio de eliminar a dor, estresse ou o sofrimento dos animais, 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, ou for objeto de ensino ou pesquisa.

Parágrafo único. É obrigatória a participação do médico veterinário como responsável pela eutanásia em todas as pesquisas que envolvam animais.

Capítulo II, Art. 10 - Os procedimentos de eutanásia são de exclusiva responsabilidade do médico veterinário”.

• **Material necessário para realizar a necropsia**

- Luva de látex, máscara com filtro e jaleco – todos descartáveis – e óculos de proteção
- Faca – utilizada para a incisão da pele e corte de órgãos e músculos
- Bisturi – para utilização em animais de pequeno porte, à semelhança da faca
- Tesouras – utilizadas para a abertura de órgãos tubulares, como esôfago, intestino, etc., além de vasos, descolamento de aderências e, em animal muito pequeno, cavidades
- Pinças (anatômicas, dente-de-rato e hemostática) – utilizadas para auxiliar nos cortes, colheita de fragmentos e outras necessidades
- Serra – necessária para o corte de ossos e abertura da calota craniana
- Frasco de boca larga, com fixador – fundamental para o acondicionamento de fragmentos colhidos durante a necropsia, a serem posteriormente encaminhados para processamento histopatológico
- Frascos plásticos – utilizados para guardar os fragmentos de tecidos necessários à realização de exames virológicos
- Outros materiais – seringas (para a punção de cavidades), lâminas de vidro (para os esfregaços), esmeril ou fuzil (para afiar a faca)
- O material básico pode restringir-se a bisturi, pinças dente-de-rato e de dissecação, tesouras de ponta fina (pequena e grande) e de ponta reta, serra e fixadores

MATERIAL PARA NECROPSIA

Serra para crânio	1 unidade
Cabo de bisturi nº 3 e nº 4	2 unidades de cada
Pinça de dissecação	2 unidades
Pinça dente-de-rato	2 unidades
Tesoura Mayo (\pm 12 cm)	2 unidades
Tesoura Meissenbaun (\pm 12 cm)	2 unidades
Pinça de Koch	2 unidades
Pinça hemostática mosquito	6 unidades
Faca	2 unidades
Frasco de boca larga, p/ fezes	100 unidades
Seringas de 3, 5 e 10 ml	10 unidades de cada
Lâmina	50 unidades
Lamínula	50 unidades
Lâmina de bisturi nº 21 e nº 16	50 unidades de cada
Tubo p/ sangue – estéril	20 unidades
Formol a 40%	2 litros
Luva p/ procedimento tamanho “M”	2 caixas
Pantufa	1 pacote
Máscara descartável	2 pacote c/100
Jaleco descartável	2 pacote c/100
Prancheta	2 unidades
Filme ou disquete p/ máquina fotográfica	2 unidades de 36 poses ou 5 caixas
Álcool comum (96°)	3 litros
Algodão	1 rolo grande
Gaze	1 rolo
Fio de sutura de nylon nº 0	10 unidades
Solução fisiológica a 0,9% - 250 ml	5 frascos
Sacos p/ lixo hospitalar, 100 litros	100 unidades
Papel manilha, 60 cm	1 rolo
Caixa para descarte de material perfurocortante – 10 litros	2 unidades
Caixa de isopor, 15 litros	2 unidades
Caixa de isopor, 40 litros	2 unidades

- *Cuidados a serem tomados ao realizar a necropsia*

Com o necropsista

Durante a necropsia deve-se atentar para o correto uso dos equipamentos de segurança, tais como luvas, avental, máscara e óculos de

proteção. Isto previne o contato de líquidos do cadáver com a roupa e/ou mucosas ocular ou oronasal do necropsista. Caso ocorra ferimento, o mesmo deve ser imediatamente lavado com bastante água e sabão e, posteriormente, com soluções anti-sépticas.

Com o ambiente

Quando a necropsia for realizada em campo, o técnico deve tomar os cuidados necessários para evitar uma possível contaminação do ambiente, cremando (caso não implique risco de incêndio) ou enterrando o cadáver do animal, de acordo com os seguintes métodos:

- **Cremação:** abrir uma cova rasa e forrá-la com gravetos, capim seco ou qualquer material de fácil combustão. Colocar o cadáver e embê-lo com material inflamável. Atear fogo e, após a combustão, cobrir com terra. Ressalte-se que todo o material utilizado na necropsia deve ser cremado com o cadáver, exceto o perfurocortante – o qual deve ser acondicionado em frasco contendo solução anti-séptica para descarte em local apropriado (ex.: lixo hospitalar);
- **Enterro:** fazer uma cova com a profundidade de 1m a 1,5 m. Forrar com cal e colocar o animal. A seguir, cobrir com cal e terra. Ressalte-se que os materiais biodegradáveis devem ser enterrados com o cadáver. Os demais materiais, como agulhas, seringas e luvas, devem ser acondicionados em frasco contendo solução anti-séptica para descarte em local apropriado (ex.: lixo hospitalar ou caixa para depósito de material biológico).
- **Como realizar a necropsia**

Antes de efetuar a abertura de cavidades e a retirada de órgãos, deve-se identificar o cadáver (gênero, espécie, sexo, peso, procedência) e, se possível, sua provável faixa etária (filhote, juvenil ou adulto); registrar a data e hora da morte (quando disponível) e da necropsia, bem como relatar a posição de decúbito em que foi encontrado; observar a condição física e nutricional do animal; examinar sua pele, buscando a presença de parasitas, feridas, hemorragias, manchas, nódulos, vermelhidão e outras alterações; examinar as aberturas naturais – boca, narinas, olhos e conjuntiva, ouvido, ânus, vulva ou prepúcio e pênis – atentando para sua coloração, presença de sangue, pus ou muco.

A necropsia tem por base os procedimentos adotados por alguns patologistas na prática veterinária de pequenos animais – que pode ser comparada, com modificações, à técnica de Ghon para humanos, resumidamente apresentada a seguir:

- posicionar o animal em decúbito dorsal e com a cabeça voltada para o lado esquerdo do necropsista, exceto se este for canhoto. Praticar uma ampla incisão longitudinal na pele, ao longo da linha média do corpo, desde o queixo até a genitália. Fazer o rebatimento da pele e examinar os linfonodos: procurando os nódulos popularmente conhecidos pelos humanos como “íngua” (ex.: debaixo do braço, na virilha, etc.). Caso sejam encontrados, observar o seu tamanho, comparando se há diferença de volume entre os do lado direito e esquerdo. Dando continuidade, abrir a cavidade torácica utilizando uma faca ou serra. Proceder a secção e remoção do esterno (osso do peito que une as costelas na frente), abrindo uma ampla janela. Verificar se há conteúdo (sangue ou líquido claro, fluido ou turvo, flocoso) e, a seguir, retirar os pulmões e o coração. Descrever as características observadas e colher fragmentos para exame de isolamento viral ou histopatológico.

A abertura da cavidade abdominal é feita mediante a incisão da linha média da barriga (linha alba). A seguir, o primeiro procedimento é verificar se a cavidade apresenta algum conteúdo (semelhantemente ao recomendado com pertinência

Figura 13

ABERTURA DO
CADÁVER:

INCISÃO MEDIANA
E CONTÍNUA
DA REGIÃO
SUBMANDIBULAR
À PÉLVICA



à cavidade torácica). Posteriormente, retirar o baço, estômago, fígado (vital para o diagnóstico de febre amarela) e rins.

O exame do sistema nervoso central constitui a prática mais difícil da necropsia em primatas não-humanos. Como a cabeça do animal assemelha-se à dos humanos, a abertura



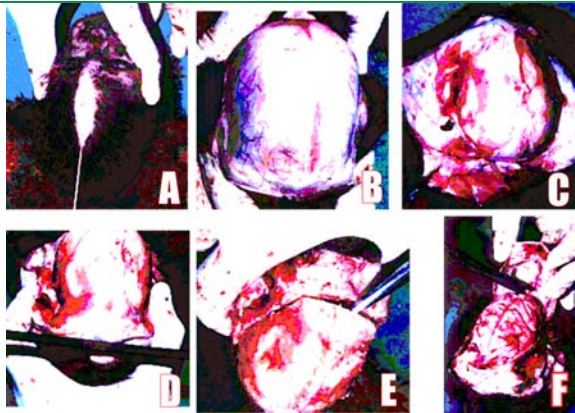
Figura 14
APÓS REBATE-
MENTO DA PELE,
PROCEDER A
ABERTURA DA
CAVIDADE
ABDOMINAL
PELA LINHA
MÉDIA



Figura 15
CAVIDADE
ABDOMINAL
ABERTA: RETIRAR,
PARA EXAME E
COLHEITA,
O FÍGADO, BAÇO,
RIM, PULMÃO E
CORACÃO E
LINFONODOS

da caixa craniana pode ser facilitada mediante sua fixação pelas mãos. Após este procedimento o necropsista deve fazer um corte mediano na pele, da região frontal (entre os olhos) à base da cabeça (nuca). A seguir, remover a pele e toda a musculatura que envolve o crânio. Com uma serra, realizar um corte transversal no osso frontal, acima dos olhos, e continuá-lo simetricamente no sentido lateral, nos dois lados (direito e esquerdo), cerca de 1 a 2 cm acima do ouvido. Manter a continuidade do corte até a parte posterior da cabeça do animal. Concluídas estas etapas, introduzir a ponta de uma faca ou tesoura na incisão do osso frontal e alavancá-la para cima e para trás, rebatendo a calota óssea. Utilizando a tesoura, proceder a liberação da ligação do cérebro com as meninges. Para a retirada do cérebro e cerebelo, inclinar a cabeça e cortar os vasos e nervos na base. Conseqüentemente, por ação gravitacional, o encéfalo pode ser facilmente extraído. As fotos a seguir ajudam o melhor entendimento da tarefa.

Figura 16



- A** – REALIZAR UM CORTE MEDIANO NA PELE QUE ENVOLVE O CRÂNIO: DA REGIÃO FRONTAL (ENTRE OS OLHOS) À BASE DA CABEÇA (NUCA)
- B** – REBATER A PELE
- C** – REMOVER A MUSCULATURA QUE ENVOLVE O CRÂNIO
- D** – PRATICAR AS INCISÕES CIRCUNDANDO TODO O CRÂNIO, INICIANDO PELA REGIÃO FRONTAL
- E** – REBATER A CALOTA CRANIANA COM UMA TESOURA OU FACA, A PARTIR DO FRONTAL
- F** – APÓS A EXPOSIÇÃO DO CÉREBRO, REMOVÊ-LO E COLHER, PELO MENOS, DUAS AMOSTRAS PARA EXAME VIROLÓGICO E HISTOPATOLÓGICO.

- ***Colheita e remessa de material para exame laboratorial***

Para sorologia e/ou isolamento viral

- O material de necropsia – soro ou sangue total e vísceras – deve ser colhido com rapidez e máxima assepsia, usando materiais esterilizados ou descartáveis.
- Soro ou sangue total: se a colheita ocorrer imediatamente após a morte do animal, colher seu sangue e, se possível, separar o soro. Em animais encontrados mortos, sem decomposição, procurar colher o soro/sangue diretamente do coração ou dos grandes vasos, utilizando seringa e agulha. Ressalte-se que para o isolamento viral o tempo máximo para colheita após a morte não deve ultrapassar o período de 6 horas;
- Vísceras: as amostras de tecidos devem ser acondicionadas individualmente, em frascos estéreis com cerca de 0,5 cm de espessura x 2 cm de comprimento, com boa vedação, sem aditivos ou conservantes. Observar o estado de conservação do animal, semelhantemente à recomendação anterior.

Após colhidos os materiais acima mencionados, congelá-los imediatamente em nitrogênio líquido ou freezer que atinja a temperatura de -70°C . Contudo, considerando as adversidades existentes no campo, caso não haja a possibilidade de se dispor de algum destes métodos de congelamento a alternativa possível é utilizar um freezer comercial que atinja a temperatura de até -18°C . Importante lembrar que o congelador do refrigerador doméstico não é adequado para tal finalidade.

Para transporte, as amostras – que não servem para exame anatomicopatológico ou para teste imuno-histoquímico – deverão ser encaminhadas ao laboratório da seguinte forma:

- Do local de necropsia para o Laboratório Central de Saúde Pública (Lacen estadual): devem estar devidamente identificadas e conservadas em nitrogênio líquido ou gelo seco. Na impossibilidade de uma das alternativas, utilizar gelo comum em quantidade suficiente para evitar o descongelamento das amostras, pois isto acarretará sua inutilização;
- Do Lacen para o Laboratório de Referência Nacional: utilizar nitrogênio líquido ou gelo seco.

Para diagnóstico histopatológico

O material destinado ao diagnóstico de febre amarela pode ser estudado pelos exames histopatológico (rotina) – utilizando-se a coloração por hematoxilina-eosina –, histoquímico ou imuno-histoquímico (detecção de antígenos virais no tecido).

As amostras de tecidos destinadas a estudos histopatológicos devem ser encaminhadas ao laboratório em solução fixadora em temperatura ambiente, não devendo ser colocadas no congelador ou refrigerador, o que inviabilizaria sua análise.

Há grande variedade de fórmulas de fixadores e todas visam preservar o tecido, inibindo a autólise, e seus constituintes celulares e intersticiais. O volume de fixador deve ser 10 vezes superior ao volume do tecido a ser examinado. Jamais deve-se utilizar álcool ou gelo para conservar material destinado a exame histopatológico, pois estes agentes não permitem uma correta fixação, prejudicando seu processamento e análise.

A solução fixadora ideal é a de formalina tamponada a 10%. Para o preparo de um litro da mesma deve-se usar a seguinte fórmula:

Formaldeído a 37%-40%	100ml
Água destilada	900ml
Fosfato de sódio monobásico	4g
Fosfato de sódio dibásico (anidro)	6,5g

Como alternativa, pode-se utilizar a solução de formalina a 10%, de fácil preparo no campo e baixo custo. Para obter um litro deste fixador deve-se usar uma parte de formol para nove partes de água, conforme a fórmula abaixo:

Formaldeído a 37%-40%	100ml
Água de torneira ou da chuva	900ml

Ressalte-se que os fragmentos de tecidos de um mesmo animal, enviados para exame anatomopatológico, devidamente acompanhados do relatório da necropsia, podem ser acondicionados em um único frasco, incluindo a amostra do cérebro. Deverão ter parte representativa de lesões

e, se possível, uma parte de tecido normal. De todos os tecidos citados para colheita, o fígado é o órgão mais importante para o exame histopatológico, mas não se pode deixar de incluir amostras do baço, rim, pulmão, coração, linfonodos e sistema nervoso central (cérebro e cerebelo).

O frasco contendo as amostras deve ser identificado com uma etiqueta escrita a lápis ou caneta de tinta resistente a líquidos, onde devem constar as seguintes informações:

- Dados do animal: número do macaco, procedência, sexo, espécie, se foi sacrificado ou encontrado morto;
- Data da colheita do material;
- Material enviado e fixador utilizado.

Exemplo:

Animal n°:	1
Cidade:	Ananindeua/PA
Sexo:	Feminino
Espécie:	Alouatta caraya
Encontrado:	Vivo
Órgão(s):	Fígado, baço, rins, cérebro
Fixador:	Formalina a 10%
Data:	Dia/mês/ano

6.6.2. Investigação em mosquitos

◆ Captura

Existem várias técnicas entomológicas que podem ser utilizadas na captura de mosquitos. Para os transmissores da febre amarela, o método deve fundamentar-se na exploração das características relacionadas aos hábitos e atividades diárias das espécies vetores. No caso dos mosquitos dos gêneros *Haemagogus* e *Sabethes*, suas preferências para picar seres humanos indicam que a presença de pessoas nos seus habitats tende a atraí-los, o que por vezes resulta num maior rendimento das capturas de adultos. A utilização de um método mecânico, como aspiradores elétricos, visa apreender uma maior quantidade de mosquitos. Contudo, a cautela destes para sugar o homem dificulta sobremaneira sua captura.

No campo, ao se executar uma atividade entomológica, faz-se necessário utilizar equipamentos e procedimentos de segurança adequados, bem

como proteção individual. Na captura do mosquito, além do emprego da técnica correta, deve-se seguir os princípios de condicionamento apropriado para a preservação da espécie, o que é definido pelo objetivo da investigação.

Os capturadores de Castro e elétrico são utilizados para a apreensão do mosquito pousado em superfície sólida ou sobre as vestes dos técnicos. A armadilha de Shannon, sem o lampião, pode ser usada pois tem paredes de pano e espaço para concentrar os mosquitos atraídos no processo de captura. A armadilha CDC, com uma substância química atrativa, serve para a captura de mosquitos para isolamento de outros arbovírus.

No caso específico dos vetores da febre amarela silvestre, os procedimentos para a execução das capturas em campo são:

1) Construção de plataformas:

- altura: entre 8 a 12 metros acima do solo, haja vista que idealmente as plataformas devem ser construídas nas copas das árvores existentes no local da epizootia;
- material para construção: pregos, marreta, martelo, ripas, tábuas, serrote, corda de náilon e lona para proteção de chuva.

2) Captura de solo e copa:

- material: puçá, aparelho de sucção oral ou aspiradores elétricos e tubos de 15 x 2,5 cm.

O horário de 9 às 16 horas é ideal para a captura. Contudo, pode ser equacionado conforme verificação do campo e critérios tais como um intervalo de tempo para cada captura, temperatura, vento, sol, chuva ou dependência de transporte para levar as amostras ao laboratório no menor tempo possível.

◆ *Técnicas específicas para o isolamento de vírus*

- Capturar o mosquito vivo
- Usar um dos métodos de captura: manual ou mecânico
- Congelar o mosquito em nitrogênio líquido
- Colocar as amostras em tubos de vidro ou plástico
- Envolver os tubos com fita adesiva transparente, para fixar o rótulo e protegê-lo durante o congelamento
- Rotular os tubos, com as informações constantes no exemplo a seguir:

Localidade:	Ribeirão da Saia
Município/UF:	Serro/MG
Nível de captura:	Copa
Horário da captura:	9h às 13h
Data da captura:	Dia/mês/ano
Técnico:	Nome

◆ *Uso do boletim de campo (especificações)*

- Período da viagem – exemplo: 10 a 28 de fevereiro de 2003
- Procedência: município, estado – exemplo: Belém/PA
- Local de captura – exemplo: Fazenda Bom Pastor
- Tipo de cobertura vegetal – exemplo: mata primária
- Aparelho de captura – sucção oral ou aspiradores mecânicos, CDC, Shannon
- Tipo de captura: solo, copa
- Data, horário e número de capturadores, número de tubos e período da captura – se manhã, tarde ou tempo integral.

7 Análise dos dados

A análise dos dados deve ser feita de forma conjunta entre as equipes de investigação de campo, controle vetorial, vigilância ambiental e vigilância epidemiológica do município e do estado correspondente, e deve permitir:

- a avaliação do dimensionamento da área de transmissão, e se está inclusa nos limites estabelecidos para as áreas enzoóticas e de transição;
- a identificação da população sob risco que deve ser incluída nas medidas de controle;
- o norteamento do planejamento e implantação das medidas de controle visando impedir a ocorrência de casos humanos;
- a indicação das atividades que devem ser mantidas na área, a curto e médio prazos, incluindo as ações de prevenção;

- a identificação dos vetores implicados (silvestre e/ou urbano) e a detecção da existência de casos humanos.

Os dados devem ser analisados mediante a utilização de mapas com a localização exata das áreas de ocorrência da(s) epizootia(s), considerando-se os ecossistemas predominantes nas mesmas e nas vizinhanças, o tipo de vegetação e a existência de rios e outros cursos d'água de menor volume, bem como os acidentes topográficos que possam servir como barreiras naturais ao encontro dos mosquitos com outras populações de primatas susceptíveis.

É importante buscar informações sobre as espécies de macacos existentes na área, uma vez que a resistência e a susceptibilidade ao vírus da febre amarela varia de gênero para gênero – características importantes para a identificação do tipo da zona afetada, bem como sua receptividade ao vírus e possibilidades presente e futura. Devem ser também avaliadas outras possíveis causas para a descoberta de primatas não-humanos doentes ou mortos, inclusive as hipóteses de envenenamento por pesticidas e adubos químicos.

Os seguintes fatores devem ser ponderados na análise dos dados e condições ambientais: proximidade dos núcleos habitacionais com a mata, movimentos migratórios populacionais (como áreas de assentamentos rurais recentes, acampamentos de “sem-terra” e ecoturismo), abertura de estradas, tipo de ocupação (exemplo: seringueiros, garimpeiros, lenhadores, carvoeiros, lavradores, extratores de produtos naturais típicos da região e de lenha para uso domiciliar, etc.) e demais situações que favoreçam o contato do homem com a zona selvática de circulação do vírus.

8 Divulgação dos dados

Os resultados da investigação e análise constituem importantes ferramentas para a fundamentação das medidas de prevenção e controle. Portanto, devem ser documentados em relatórios e encaminhados – o mais rapidamente possível (por fax ou correio eletrônico) – às autoridades de saúde do município, estado e nível federal.

O município disseminará as informações para os serviços de saúde locais, alertando e recomendando aos profissionais de saúde a vigilância dos casos febris ictericos agudos e íctero-hemorrágicos agudos, para implementação das ações de controle.

9 Ações de controle

As regras do SUS determinam que o nível municipal é responsável pela adoção das medidas de prevenção e controle. Entretanto, em situações de maior gravidade a participação dos níveis estadual e federal faz-se necessária, haja vista que a febre amarela é uma doença de potencial explosivo e notificação internacional.

Ressalte-se que as ações de controle da febre amarela devem iniciar-se no momento da identificação de um caso suspeito e que a identificação de uma epizootia e/ou o isolamento de vírus da febre amarela em mosquitos são eventos com impacto epidemiológico similar ao da detecção de um caso humano. Assim sendo, a adoção das medidas de controle não deve esperar os resultados dos exames laboratoriais do material colhido na área de epizootia, embora estes sejam imprescindíveis para a confirmação de casos e para nortear o encerramento das investigações.

Nas situações acima ressaltadas as medidas de controle são idênticas, quais sejam:

- notificar imediatamente os níveis hierárquicos;
- implementar, nos serviços de saúde da região, a vigilância da síndrome febril icterica e/ou hemorrágica aguda, visando aumentar a sensibilidade do sistema de vigilância epidemiológica da febre amarela;
- iniciar a busca ativa de casos humanos suspeitos de febre amarela nas áreas adjacentes à epizootia, em residências e serviços de saúde;
- realizar vacinação seletiva de bloqueio da população residente nas áreas adjacentes à epizootia, em todos os indivíduos sem confirmação de vacinação prévia;
- expandir a área de pesquisa entomológica e de epizootia, para mapeamento da área de risco;
- implementar ações de educação em saúde mediante técnicas pedagógicas disponíveis e meios de comunicação em massa, alertando a população para o risco da ocorrência de febre amarela e a importância da vacinação de adultos e crianças. Na oportunidade, devem ser implementadas estratégias especiais para conscientizar os indivíduos que se deslocam para áreas de risco quanto à importância da imunização prévia (10 dias antes do deslocamento).

10 Referências Bibliográficas

- ACHA, P. N., SZYFRES, B. *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales*. 2ª ed. Washington: OPAS/OMS, 1986. (Publicación Científica, nº 503).
- ANDRADE, M. C. R. et al. Resposta imune produzida por vacinas anti-rábicas em sagüis (*Callithrix* sp.). *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, Uberaba, v. 32, nº 5, set./out. 1999.
- AURICCHIO, P. *Primatas do Brasil*. São Paulo: Terra Brasilis, 1995. 168 p.
- BASKIN, G. B. *Pathology of nonhuman primates*. In: UNIVERSITY OF WISCONSIN-MADISON. Wisconsin Primate Research Center. Primate info net. Disponível em: <<http://pin.primate.wisc.edu/research/vet/pola6-99.html>>. Acesso em: 12 maio 2003.
- BEATY, B. J. et al. Arboviruses. In: SCHMIDT, N. J.; EMMONS, E. W. (Ed.). *Diagnostic procedures for viral, rickettsial and chlamydial infections*. Washington: American Public Health Association, 1989. p. 797-855.
- BRACK, M. *Agents transmissible from simians to man*. Germany: Springer Verlag Berlin Heidelberg, [200-?].
- BRASIL. Fundação Nacional de Saúde. *Manual de vigilância epidemiológica de febre amarela*. Brasília, 1999. 60 p.
- CARMO, E. H. Brote de febre amarela selvática em Minas Gerais, Brasil. *Boletim Informativo PAI*, [S.l.], Washington, v. 24, n. 2, p. 5-6, 2002.
- CAUSEY, O. R. et al. The isolation of arthropod-borne viruses, including members of two hitherto undescribed serological groups, in the amazon region of Brazil. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, [S.l.], v. 10, nº 2, p. 227-249, 1961.
- DÉGALLIER, N. et al. New entomological and virological data on the vectors of sylvatic yellow fever in Brazil. *Ciência & Cultura*, [S.l.], nº 44, p. 136-142, 1992.
- FAVORETO, S. R. et al. Rabies in marmosets (*Callithrix jacchus*), Ceará, Brazil. *Emerging Infectious Diseases*, [S.l.], v. 7, n. 6, nov./dec. 2001.
- FOWLER, M. E., MILLER, R. E. (Ed.). *Zoo and wild animal medicine: current therapy* 4. 4. ed. Philadelphia: W.B. Saunders Company, 1999. 747 p.

HALL, W. C. Demonstration of yellow fever and dengue antigens in formalin-fixed paraffin-embedded human liver by immunohistochemical analysis. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, [S.l.], v. 45, p. 508-417, 1991.

HERVÉ, J. P. et al. Arboviroses: aspectos entomológicos. In: INSTITUTO EVANDRO CHAGAS. *50 anos de contribuição às ciências biológicas e à medicina tropical*. Belém: Fundação SESP, 1986. v. 1. p. 409-437.

MALANSKI, L. S. et al. Levantamento sorológico de arbovírus em animais da espécie *Cebus apella* e *Cebus nigrovittatus* matidos em cativeiro no Centro Nacional de Primatas. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, [S.l.], v. 36, p. 514-515, 2003.

MONATH, T. P. Yellow fever: a medically neglected disease: report on a seminar. *Reviews of Infectious Diseases*, [S.l.], v. 9, p. 165-175, 1987.

———. Yellow fever. *Lancet Infectious Diseases*, [S.l.], v. 1, p. 11-20, 2001.

ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE SALUD (OPAS). *Guias para la vigilancia, prevención y control de la fiebre amarilla*. [S.l.: s.n.], 1981. (Publicación Científica, n. 410).

PINHEIRO, F. P. et al. An epidemic of yellow fever in Central Brazil, 1972-1973: I epidemiological studies. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, [S.l.], v. 27, p. 125-132, 1978.

ROBERTSON, S. E. Yellow fever: a decade of reemergence. *JAMA*, [S.l.], v. 276, p. 1157-1162, 1996.

SCHOEB, T. R. Viral diseases. In: ———. *Diseases of laboratory primates*. [S.l.: s.n., 19- ??]. Disponível em: <<http://netvet.wustl.edu/species/primates/primate1.txt>>. Acesso em: 12 maio 2003.

STRANO, A. J. et al. *Manual sobre la fiebre amarilla y su diagnostico diferencial histopatológico*. [S.l.]: OPAS/OMS, 1975. (Publicación científica, n. 299).

STRODE, G. K. (Ed.). *Yellow fever*. New York: McGraw Hill, 1951.

VALLE, R. R. et al. 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. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, [S.l.], v. 36, p. 244-245, 2003.

VASCONCELOS, P. F. C. et al. An epidemic of sylvatic yellow fever in the southeast region of Maranhão State, Brazil, 1993-1994: epidemiologic and entomologic findings. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, [S.l.], v. 57, p. 132-137, 1997.

———. Febre amarela. In: LEÃO, R. N. Q. (Ed.). *Doenças infecciosas e parasitárias: enfoque amazônico*. Belém: CEJUP, 1997. p. 265-284.

———. *Febre amarela*. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Pediatria, 2000. 34 p.

———. Yellow fever in Pará State, Amazon region of Brazil, 1998-1999: entomologic and epidemiologic findings. *Emerging Infectious Diseases*, [S.l.], v. 7, p. 565-569, 2001.

———. Epidemic of jungle yellow fever in Brazil, 2000: implications of climatic alterations in disease spread. *Journal of Medical Virology*, [S.l.], v. 65, p. 598-604, 2001.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Prevention and control of yellow fever in Africa*. Geneva, 1986. 94 p.

WUETHRICH, B. How climate change alters rhythms of the wild. *Science*, [S.l.], v. 287, p. 793-794, 2000.

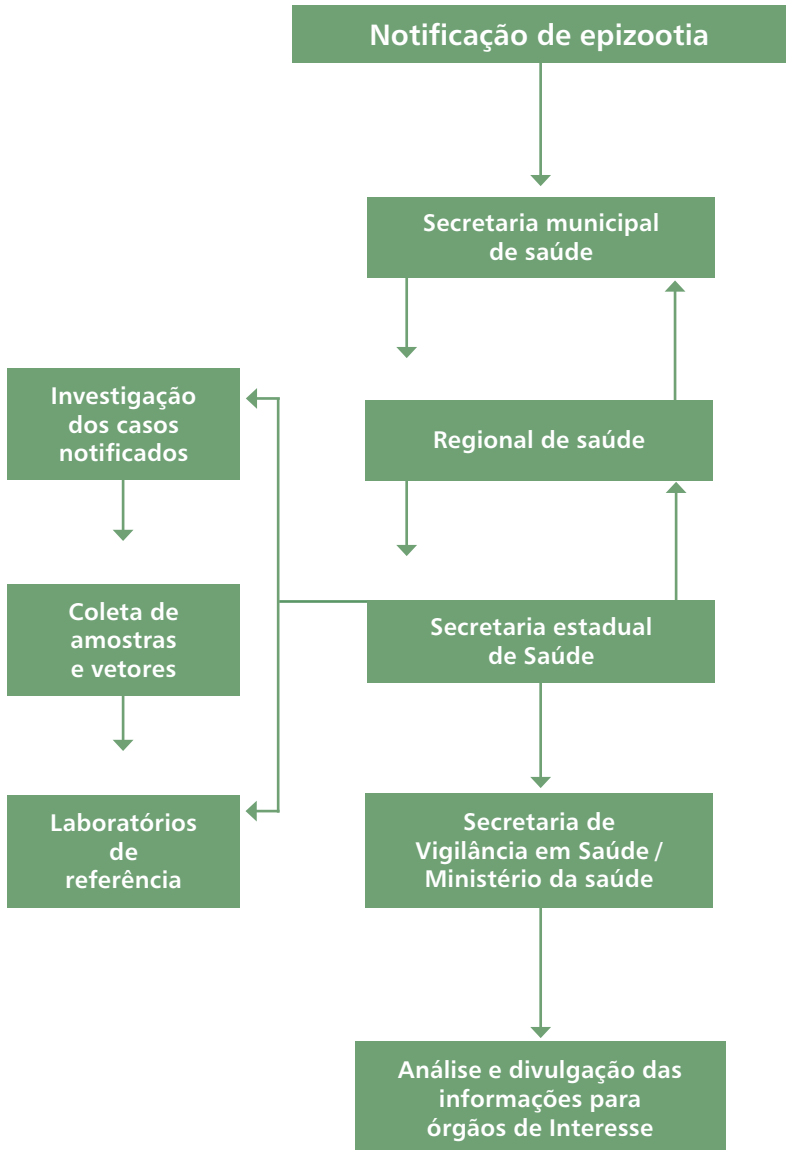
ANEXOS

Anexo 1 Principais zoonoses de interesse em primatas não-humanos

DOENÇA / ZOOSE	AGENTE ETIOLÓGICO	PRIMATAS NEOTROPICAIS	SINTOMAS, SINAIS CLÍNICOS E PATOLÓGICOS
VÍRUS			
Febre amarela	Flavivírus	Infecção natural: <i>Aotus</i> , <i>Alouatta</i> , <i>Saguinus</i> e <i>Callithrix</i> são mais sensíveis <i>Ateles</i> , <i>Saimiri</i> , <i>Cebus</i> e <i>Callicebus</i> são mais resistentes Todas as espécies são susceptíveis	Viremia de 3 a 4 dias; morte em 3 a 7 dias; febre, icterícia, apatia, desidratação, anorexia, hemorragia bucal e intestinal, insuficiência hepática e renal, degeneração gordurosa do fígado com necrose extensa e acúmulo de lípidios
Dengue 1 - 4	Flavivírus	Infecção natural Todas as espécies são susceptíveis	Normalmente assintomática; febre, anorexia, apatia, hemorragia
Hepatite dos Callitriquídeos	Arenavírus - Vírus da coriomeningite linfocitária	Infecção natural: <i>Callithrix sp.</i> , <i>Saguinus sp.</i> , <i>Callimico goeldii</i>	Febre, anorexia, fraqueza, icterícia, apatia, hemorragia subcutânea e intramuscular, aumento e necrose do fígado e baço
Hepatite viral "A"	Picornavírus	Infecção natural: <i>Callithrix jacchus</i> , <i>Lagothrix sp.</i> , <i>Aotus sp.</i> , <i>Cebus albifrons</i> , <i>Ateles geoffroy</i> Infecção experimental: <i>Leontopithecus</i> , <i>Saguinus mistax</i> , <i>S. oedipus</i> , <i>S. fuscicollis</i>	Degeneração e necrose hepática
Raiva	Rhabdovírus	Infecção natural Todas as espécies são susceptíveis, principalmente a <i>Callithrix sp.</i>	Paralisia, hidrofobia, agressividade, salivação, automutilação, vômito, hipotermia. Pode haver morte súbita

BACTÉRIAS			
Leptospirose	<i>Leptospira icteohaemorrhagiae</i>	Infecção natural: <i>Lagothrix sp.</i> , <i>Saguinus oedipus</i> Infecção experimental: <i>Cebus sp.</i> , <i>Ateles sp.</i> , <i>Saimiri sp.</i> , <i>Callithrix jacchus</i>	Febre, sede, conjuntivite, perda de peso, icterícia, gastroenterite, hepatomegalia, rins e adrenais aumentado, hemorragia
Klebsiellose	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Infecção natural: <i>Callithrix jacchus</i> , <i>Aotus sp.</i> , <i>Lagothrix lagothricha</i> Todas as espécies são susceptíveis	Febre, broncopneumonia, anorexia, perda de peso, apatia, dispnéia, hemorragia alveolar, secreção nasal purulenta, hepatite purulenta focal, miocardite, artrite, peritonite, meningite, cistite
Yersiniose	<i>Yersinia pseudotuberculosis</i>	Infecção natural: <i>Lagothrix sp.</i> , <i>Ateles sp.</i> , <i>Cebus sp.</i> , <i>Saimiri sciureus</i> , <i>Callimico goeldii</i> , <i>Callithrix jacchus</i> , <i>C. argentata</i> , <i>Saguinus labiatus</i>	Febre, fraqueza, desidratação, apatia, diarreia hemorrágica, enterocolite ulcerativa aguda, linfonodos mesentéricos hiperêmicos e aumentados, necrose miliar multifocal no fígado e baço
PROTOZOÁRIOS			
Toxoplasmose	<i>Toxoplasma gondii</i>	Infecção natural: todas as espécies são susceptíveis, <i>Alouatta sp.</i> e <i>Lagothrix sp.</i> são mais sensíveis e <i>Ateles sp.</i> , mais resistentes	Febre, diarreia, vômito, pneumonia, hepatite, necrose em qualquer órgão (fígado, baço, pulmões, intestinos, etc.)

Anexo 2 Fluxograma do sistema de vigilância de epizootias



Anexo 3 Ficha de informação de epizootias

I - VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA

LOCAL DE OCORRÊNCIA DA EPIZOOTIA:

UF: Município:

Distrito:

Localidade: fazenda () chácara () residência () reserva biológica ()

Endereço ou ponto de referência:
.....

NÚMERO DE ANIMAIS ENCONTRADOS:

Gênero <i>Cebus</i> (macaco-prego)	morto ()	doente ()	sadio ()
Gênero <i>Alouatta</i> (guariba, bugio)	morto ()	doente ()	sadio ()
Gênero <i>Ateles</i> (macaco-aranha)	morto ()	doente ()	sadio ()
Gênero <i>Callitrix</i> (sagüi, soim)	morto ()	doente ()	sadio ()
Outros	morto ()	doente ()	sadio ()

COLETA, ARMAZENAMENTO E ENVIO DAS AMOSTRAS DE ÓRGÃOS:

É imprescindível a coleta de amostra de fígado do primata. Assinale abaixo o tipo de amostra coletada e meio de conservação:

	Fígado	Rins	Coração	Baço	Cérebro
Gelo seco					
Nitrogênio líquido					
Formol					

Obs: Devem ser coletados dois fragmentos de cada órgão, cada um com 0,5 cm de espessura e 2 cm de comprimento. Uma amostra deve ser introduzida em tubo seco estéril (sem aditivos ou preservantes) e mantida sob refrigeração (idealmente, nitrogênio líquido); a segunda amostra deve ser introduzida em frasco para patologia (não precisa ser estéril), mantida em formol e sem refrigeração.

Data da coleta:/...../.....

Obs: A amostra deve ser coletada o mais cedo possível após a morte: ideal < 8 horas. No máximo, 24 horas após o óbito.

Responsável pela

Laboratório encaminhado:

Responsável pel

Data do envio:/...../..... Telefone para contato (.....)

II - VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA

COLETA, ARMAZENAMENTO E ENVIO DAS AMOSTRAS DE VETORES

Local:

Nível arbóreo: solo () intermediário () copa ()

Data:/...../..... Horário da captura:.....

Métodos de coleta: sucção () puçá () outros ()

Obs: As amostras de vetores deverão ser enviadas para o laboratório de referência nacional (Instituto Evandro Chagas) pela secretaria estadual de saúde (via Lacen)

PARA SER PREENCHIDO APÓS O RECEBIMENTO DOS RESULTADOS LABORATORIAIS

III - RESULTADOS LABORATORIAIS

Imunohistoquímica

- () Positivo para FA
() Negativo para FA

Resultado do exameanátomo-patológico

Hematoxilina-eosina (HE) compatível para FA:
() Sim () Não () Inconclusivo

Resultado do isolamento viral dos primatas

- () Positivo () Negativo
() Outras patologias identificadas:

Resultado do isolamento viral em vetores

- () Positivo () Negativo
() Outras patologias identificadas:

Local: Data:/...../.....

Assinatura do responsável pelo preenchimento

Uma via desta ficha deve ser encaminhada à Secretaria de Vigilância em Saúde e outra deve acompanhar o material enviado ao laboratório de referência.
Contatos: (61) 314-6332 / fax (61) 314-6560 / e-mail: covev@funasa.gov.br

Anexo 4 Normatização de biossegurança

Resíduos sólidos de serviços de saúde (Rsss): Resíduos sólidos de serviços de saúde são resíduos gerados por prestadores de assistência médica, odontológica, laboratorial, farmacêutica e instituições de ensino e pesquisa médica relacionados tanto à população humana quanto à veterinária, os quais possuindo potencial de risco, em função da presença de materiais biológicos capazes de causar infecção, como produtos químicos perigosos, objetos perfurocortantes potencial ou efetivamente contaminados, e mesmo rejeitos radioativos, requerem cuidados específicos de acondicionamento, transporte, armazenamento, coleta, tratamento e disposição final.

1. Classificação dos resíduos sólidos

A Resolução nº 5, de 5/8/93, do Conselho Nacional do Meio Ambiente (Conama), classifica os resíduos sólidos em quatro distintos grupos:

Grupo A: resíduos que apresentam risco potencial à saúde pública e ao meio ambiente, devido à presença de agentes biológicos. Ex.: sangue e derivados, animais de experimentações e materiais que tiveram contato com os mesmos, etc.

Grupo B: resíduos que apresentam risco potencial à saúde pública e ao meio ambiente, devido às suas características químicas. Ex.: produtos químicos, corrosivos, inflamáveis, reativos, etc.

Grupo C: rejeitos radioativos.

Grupo D: resíduos comuns que não se enquadram nos anteriormente citados, porém, quando gerados nos estabelecimentos de saúde, passam a ser vistos como do Grupo A.

2. Equipamentos de proteção individual (EPI)

A Lei nº 6.514, de 22/12/97, em sua Seção IV, artigo 166, especifica que: “A empresa é obrigada a fornecer aos empregados, gratuitamente, EPI adequado ao risco e em perfeito estado de conservação e funcionamento”: máscara, luvas, gorros, calça comprida, camisa manga longa, calçados.

Anexo 5 Equipamentos necessários para a captura e colheita de material biológico

EQUIPAMENTOS	
Binóculo	2 unidades
Centrífuga	1 unidade
Botijão de nitrogênio - container	1 unidade
Caixa p/ lâminas	2 unidades
Puçás	2 unidades
Armadilhas	3 unidades
Caixa de transporte	2 unidades
Leitora de microchip	1 unidade
Microchip com aplicador	50 unidades
GPS	2 unidades
Arma (rifle anestésico)	2 unidades
Dardos anestésicos	50 unidades
Máquina fotográfica comum ou digital	2 unidades
Machadinha	2 unidades
Martelo	2 unidades
Marreta pequena	2 unidades
Material de escalada (cadeira de corda, mosquetões, capacete, etc.)	2 conjuntos completos para subir em árvore
Caixa cirúrgica de inox	1 unidade
Porta agulha	2 unidades
Pinça anatômica	2 unidades
Pinça dente-de-rato	2 unidades
Pinça hemostática de ponta reta pequena	3 unidades
Pinça hemostática de ponta curva pequena	3 unidades
Pinça hemostática de ponta reta grande	3 unidades
Pinça hemostática de ponta curva grande	3 unidades
Tesoura de ponta fina reta	2 unidades
Tesoura de ponta romba reta	2 unidades
Tesoura de ponta fina curva	2 unidades
Tesoura de ponta romba curva	2 unidades
Cabo de bisturi nº 4	2 unidades

MATERIAL DE CONSUMO

Tubo com gel	10 unidades
Tubo com EDTA	10 unidades
Tubo de criopreservação	30 unidades
Seringa de 10 ml sem agulha	20 unidades
Agulha de 30 x 8	40 unidades
Seringa de 5 ml sem agulha	20 unidades
Agulha de 25 x 7	40 unidades
Lâmina	20 unidades
Laminula	20 unidades
Lâmina de bisturi nº 21, descartável	20 unidades
Copo para fezes	20 unidades
Luva de procedimento	2 caixas
Luva de raspa de couro	2 pares
Pantufa	2 pacotes
Máscara descartável	2 pct. c/ 100 unidades
Jaleco descartável	2 pct. c/ 100 unidades
Prancheta	2 unidades
Caixa de primeiros socorros	Completa
Filme ou disquete 3½ para máquina fotográfica	5 unidades de 3 6 poses ou 5 caixas
Metanol	1 litro
Iodo Povidine	1 litro
Álcool comum a 96°	5 litros
Iodo a 2%	1 litro
Algodão	1 rolo grande
Gaze	1 rolo
Fio de sutura absorvível nº 0, com agulha	10 unidades
Fio de sutura absorvível nº 2, com agulha	10 unidades
Fio de sutura de náilon nº 0, com agulha	10 unidades
Solução fisiológica a 0,9%, 250 ml	10 frascos
Solução glicosada, 250 ml	5 frascos
Pregos de 5 cm	1 kg
Pregos grandes, tipo p/ trilha	100 unidades
Corda com diâmetro de 3 cm	200 metros
Corda de náilon com diâmetro de 0,4 mm	500 metros
Lona verde, 4 x 3 metros	2 unidades
Sacos p/ lixo, resistente, 100 litros	100 unidades
Sacos p/ lixo hospitalar, 100 litros	100 unidades
Papel manilha, 60 cm	2 rolos

Caixa para descarte de material perfurocortante, 10 litros	5 unidades
Frasco criogênico – estéril	100 unidades
Caixa de isopor, 15 litros	3 unidades
Caixa de isopor, 40 litros	3 unidades
Nitrogênio líquido	p/ botijão
Querosene	1 litro
Combustível – para transporte	
MATERIAL DE CAMPO - POR PESSOA	
Calça camuflada	2 unidades
Camisa camuflada	3 unidades
Colete camuflado	2 unidades
Coturno	2 pares
Lanterna	1 unidade
Pilha grande para lanterna	8 unidades
Faca de 20 cm, com bainha	1 unidade
Cantil	1 unidade
Terçado com bainha	1 unidade
Esmeril	1 unidade
Candieiro (lampião)	1 unidade
Chapéu ou boné camuflado	1 unidade
MEDICAÇÃO	
Drogas anestésicas	
Spray cicatrizante, larvicida	1 unidade
Antibiótico veterinário injetável	10 frascos
Antiinflamatório veterinário injetável	2 frascos
Energético injetável	10 frascos

Anexo 6 Funcionamento do sistema - perguntas e respostas

Quem notifica a epizootia?

Qualquer pessoa pode fazer a notificação.

A quem serão notificados os casos?

À secretaria municipal de saúde (SMS).

Quem investiga o caso/colhe vetores?

A equipe de investigação de epizootias da secretaria estadual de saúde (SES), com a colaboração da SMS, podendo solicitar a colaboração da Secretaria de Vigilância em Saúde do Ministério da Saúde (SVS-MS). Os estados que não possuem essas equipes poderão contar com o apoio das equipes de outros estados ou do Instituto Evandro Chagas, por orientação da SVS-MS.

Quem colhe os materiais/vetores para análise laboratorial?

As equipes de investigação de epizootias, que podem solicitar ajuda aos níveis hierárquicos superiores (SVS-MS).

Para onde estes materiais/vetores devem ser encaminhados?

Tanto para tecidos como para vetores, o Instituto Evandro Chagas (IEC), situado em Belém-PA.

Como serão encaminhados os materiais/vetores?

Por serviço de envio de encomendas aéreo expresso, em gelo seco ou nitrogênio líquido e devidamente acompanhados da respectiva ficha de investigação.

Como os dados dos casos serão transferidos entre os diversos níveis administrativos?

- Os municípios os transferem imediatamente à SES, pelo telefone;
- A SES notifica a SVS-MS, pelo telefone;
- Cópia da ficha, em papel, que deve ser enviada à SES;
- A SES encaminha a cópia da ficha, em papel, à SVS-MS, por fax.

Como a informação será armazenada?

Nos níveis local e estadual, a informação será armazenada nos laboratórios, em papel; em nível nacional, a entrada da informação (Ficha de Informação de Epizootias) ocorrerá pelo banco de dados. Posteriormente, a SVS disponibilizará o esqueleto do banco de dados para utilização no estado.

Como os dados laboratoriais serão transferidos entre os laboratórios e os diversos níveis administrativos?

- As equipes de investigação enviam as amostras para o laboratório, juntamente com uma cópia da Ficha de Informação de Epizootias;
- O laboratório envia o resultado, por fax, para o remetente da amostra, para o setor de vigilância epidemiológica da SES e para a SVS-MS.

Anexo 7 Relação de material para a confecção de capturadores de sucção oral (capturador de Castro) e puçás

1. Capturador de sucção oral

- tubo de vidro
- borracha de látex
- funil plástico
- mangueira plástica
- seringa de insulina
- filó de náilon
- colas araldite e superbonder
- pipeta de vidro
- vazador ou estampador

2. Puçás

- arame de alumínio leve, 1 metro para cada membro da equipe
- tubo de PVC, de 1/5 polegada
- organza
- linha e agulha
- borracha de tubo de Vacuteiner
- cola araldite

3. Capturador de sucção elétrica

- copo coletor de PVC
- pilha
- rolha
- pote plástico com tampa
- meia feminina
- esparadrapo
- elástico
- gaze

Equipe de elaboração

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

Zouraide Guerra Antunes Costa – SVS/MS

Revisão técnica

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

ISBN 85-334-0975-3



9 798533 409759

disque-saúde
0800-61-1997

www.saude.gov.br/svs

Secretaria de
Vigilância em Saúde

Ministério
da Saúde

