



MANUAL DE MEDICINA VETERINÁRIA DE ANTAS

2ª Edição | 2014

Viviana Quse & Renata Carolina Fernandes-Santos



IUCN/SSC
TAPIR SPECIALIST GROUP (TSG)

WWW.TAPIRS.ORG

CRÉDITOS DAS FOTOS DE CAPA

Antwerp Zoo

Bill Konstant

Byron Jorjorian

Daniel Zupanc

Diego Lizcano

Luciano Candisani

Patrícia Medici

Tapei Zoo

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Designer Gráfico:



Clodoaldo L. Zafatoski

+55 41 9672 2898

zafatoski@me.com



Viviana Quse

DVM MSc

Facultad de Ciencias Veterinarias de Esperanza, Universidad Nacional del Litoral, Argentina

Co-Coordenadora (EX SITU), Comitê Veterinário, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

Coordenadora, Comitê Zoológico, IUCN/SSC/ Tapir Specialist Group (TSG)

E-mail: vivianaquse@gmail.com

Renata Carolina Fernandes-Santos

DVM MSc

Veterinária Sênior, Iniciativa Nacional para a Conservação da Anta Brasileira (INCAB), IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil

Co-Coordenadora (IN SITU), Comitê Veterinário, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

Membro, IUCN/SSC/Wildlife Health Specialist Group (WHSG)

Membro, Wildlife Disease Association (WDA)

Pesquisadora, TRÍADE - Instituto Brasileiro para Medicina da Conservação, Brasil

E-mail: renatacfsantos@gmail.com.br

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Benoit de Thoisy

MV PhD

Associação Kwata, Guiana Francesa

Coordenador Guiana Francesa, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

benoit@kwata.net

Budhan Pukazhenth

MV

Instituto Smithsonian, EUA

Membro, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

Membro, IUCN/SSC/Wildlife Health Specialist Group (WHSG)

pukazhenth@si.edu

Donald L. Janssen

MV Dipl ACZM

Corporate Director, Animal Health

San Diego Zoo Global, EUA

Membro, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

djanssen@sandiegozoo.org

(†) Iván Lira Torres

MV MSc

Instituto de Ciências Agropecuárias, México

Membro, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

ilira_12@hotmail.com

Joares A. May Jr

MV MSc

Instituto Pró-Carnívoros, Brasil

joaresmay@ig.com.br

Patrícia Medici**MSc PhD**

Coordenadora, Iniciativa Nacional para a Conservação da Anta Brasileira (INCAB), IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
Chair, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)
epmedici@uol.com.br

Paulo Rogerio Mangini**MV MSc PhD**

Diretor Presidente, TRIÁDE - Instituto Brasileiro para Medicina da Conservação, Brasil
Vida Livre Medicina de Animais Selvagens
Membro, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)
Membro, IUCN/SSC/Peccary Specialist Group (PSG)
Membro, IUCN/SSC/Wildlife Health Specialist Group (WHSG)
paulomangini@triade.org.br

Pilar Alexander Blanco Marquez**MV**

Earthmatters.org, Venezuela
albla69@hotmail.com

Ralph Eric Thijl Vanstreels**MV PhD**

Universidade de São Paulo (USP), Brasil
ralph_vanstreels@yahoo.com.br

Renata Carolina Fernandes-Santos**MV MSc**

Veterinária Sênior, Iniciativa Nacional para a Conservação da Anta Brasileira (INCAB), IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
Co-Coordenadora (IN SITU), Comitê Veterinário, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)
Membro, IUCN/SSC/Wildlife Health Specialist Group (WHSG)
Membro, Wildlife Disease Association (WDA)
Pesquisadora, TRIÁDE - Instituto Brasileiro para Medicina da Conservação, Brasil
renatacfsantos@gmail.com.br

Sonia Hernández-Divers**MV PhDDipl ACZM**

College of Veterinary Medicine, University of Georgia, EUA
Membro, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)
shernz@uga.edu

Viviana Quse**MV MSc**

Facultad de Ciencias Veterinarias de Esperanza, Universidad Nacional del Litoral, Argentina
Co-Coordenadora (EX SITU), Comitê Veterinário, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)
Coordenadora, Comitê Zoológico, IUCN/SSC/ Tapir Specialist Group (TSG)
vivianaquse@gmail.com

COLABORADORES

André Luiz Quagliatto Santos

PhD

Laboratório de Pesquisas em Animais Silvestres,
Faculdade de Medicina Veterinária, UFU - Universidade Federal de Uberlândia,
Brasil

quagliatto.andre@gmail.com

Caio Filipe da Motta Lima

MV MSc

Fundação Parque Zoológico de São Paulo, Brasil

mvcaiomotta@gmail.com

Carl Traeholt

PhD

Programme Director, SE Asia Conservation

Programme, Copenhagen Zoo, Dinamarca

Coordenador Anta Malaia, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)

Membro, IUCN Sustainable Use and Livelihoods Specialist Group (SULi)

ctraeholt@pd.jaring.my

Carlos Sanchez

MV MSc

Senior Associate Veterinarian, Fort Worth Zoo, EUA

csanchez@fortworthzoo.org

Daniela Cristina Silva Borges

MSc

Laboratório de Pesquisas em Animais Silvestres,

Faculdade de Medicina Veterinária, UFU - Universidade Federal de Uberlândia,
Brasil

danybio@hotmail.com

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Dorothee Ordonneau

MV

Lowland Tapir EEP

Vet advisor. CERZA Zoo, França

d.ordonneau@hotmail.fr

Edna Fernanda Jiménez Salazar

MV

Centro de Urgencias y Atención de Fauna Silvestre

Corporación Autónoma Regional del Alto Magdalena

- CAM - Neiva, Colômbia

nafermvz@gmail.com / nafermvz@hotmail.com

Georgina O'Farrill

PhD

Coordenadora México, University of Toronto, Canadá

Membro, IUCN/SSC/Tapir Specialist Group (TSG)

georgina.ofarrill@gmail.com

Joaquin Fernando Sanchez Peña

Profesional de Apoyo en Biodiversidad, Proyecto

Corredor Biológico PNN Puracé - Guácharos,

Colômbia

pasodeoso@gmail.com

Marcelo Schiavo

MV

Brasil

nardovet@hotmail.com

Maria Fernanda Naegeli Gondim

MV MSc

IMD - Instituto Marcos Daniel, Brasil

Pró-Tapir: Monitoramento e Proteção das Antas da

Mata Atlântica Capixaba

Pesquisadora, TRÍADE - Instituto Brasileiro para

Medicina da Conservação, Brasil

mfgondim@yahoo.com.br

Mauro Sanvicente López

MV

Estudiante de Doctorado en Ciencias,

Colegio de Postgraduados, Puebla, México

sanvicentemauro@yahoo.com.mx

Saulo Gonçalves Pereira

MSc

Laboratório de Pesquisas em Animais Silvestres,

Faculdade de Medicina Veterinária, UFU -

Universidade Federal de Uberlândia, Brasil

saulobiologo@yahoo.com.br

Zainal Zahari Zainuddin

MV

Malaysian Dep. of Wildlife and National Parks,

Malásia

zzainalzahari@yahoo.com

Fábio Henrique de Lima	Capítulo 11
Hanna Kokubun	Capítulos 2, 4, 5, 12, 13 e Apêndice 1
Igor Acosta	Capítulo 8
Paulo Rogerio Mangini	Capítulo 3
Rogério Loesch Zacariotti	Capítulos 6, 7 e 9
Thaís Guimarães Luiz	Capítulos 1, 10 e Apêndice 2

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Quse V & Fernandes-Santos RC (Eds). 2014. MANUAL DE MEDICINA VETERINÁRIA DE ANTAS. 2ª Edição.

IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG). 165p.

SUMÁRIO

SUPORTE FINANCEIRO:



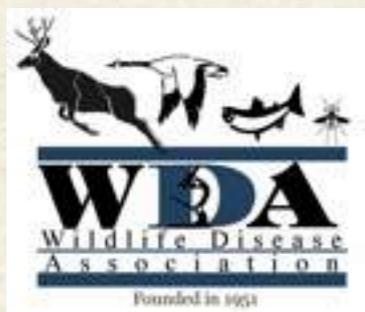
REALIZAÇÃO:



INTRODUÇÃO	XV
CAPÍTULO 1 - Saúde das Antas e Medicina da Conservação	19
CAPÍTULO 2 - Anatomia das Antas	26
CAPÍTULO 3 - Métodos de Captura	48
CAPÍTULO 4 - Contenção Química	59
CAPÍTULO 5 - Avaliação Clínica	74
CAPÍTULO 6 - Colheita, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas	80
CAPÍTULO 7 - Hematologia e Bioquímica Sanguínea	95
CAPÍTULO 8 - Diagnóstico de Agentes Infecciosos Seleccionados	101
CAPÍTULO 9 - Reprodução	115
CAPÍTULO 10 - Necropsia	124
CAPÍTULO 11 - Intervenções na Saúde Individual e Populacional	131
CAPÍTULO 12 - Manutenção em Cativeiro	139
CAPÍTULO 13 - Protocolos de Tratamento e Manejo	147
APÊNDICE.....	163

FIGURAS

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Figura 1 – Informações que devem ser compiladas e consideradas para estudos de saúde de antas	18
Figura 2 – Medicina da Conservação / Abordagem Saúde Única	20
Figura 3 - A) Membro posterior (três dígitos); B) Membro anterior (quatro dígitos); C) Pegadas de anta na areia	28
Figura 4 - Osso do quadril de <i>Tapirus terrestris</i>	29
Figura 5 - Fêmur de <i>Tapirus terrestris</i>	29
Figura 6 - Patela de <i>Tapirus terrestris</i>	30
Figura 7 - Musculatura do membro posterior de <i>Tapirus terrestris</i>	30
Figura 8 - Osso do quadril de <i>Tapirus terrestris</i> . Origem dos músculos do membro posterior	30
Figura 9 - Fêmur de <i>Tapirus terrestris</i> . Origem (azul) e inserções (roxo) dos músculos do membro posterior	31
Figura 10 - Patela, tíbia e fíbula de <i>Tapirus terrestris</i> . Inserção de músculos do membro posterior	31
Figura 11 - Osso da tíbia e fíbula de <i>Tapirus terrestris</i>	32
Figura 12 - Ossos das patas de <i>Tapirus terrestris</i>	32
Figura 13 - Músculos dos membros posteriores de <i>Tapirus terrestris</i>	33
Figura 14 - Fêmur de <i>T. terrestris</i> , vista caudal	33
Figura 15 - Tíbia e fíbula de <i>T. terrestris</i>	34
Figura 16 - Ossos das patas de <i>T. terrestris</i> . Inserção dos músculos do membro posterior e pata	34
Figura 17 - Musculatura do membro torácico de <i>T. terrestris</i> , vista lateral	35
Figura 18 - Musculatura da pata de membro torácico de <i>T. terrestris</i> , vista dorsolateral	35

Figura 19 - Musculatura da pata de membro torácico de <i>T. terrestris</i> , vista palmar	36
Figura 20 - Musculatura da pata de membro torácico de <i>T. terrestris</i> , vista medial	36
Figura 21 - Imagem radiológica da pata dianteira de <i>T. terrestris</i> , vista dorsal	37
Figura 22 - Pontos de inserção do membro torácico e musculatura da pata anterior de <i>Tapirus terrestris</i> . Amarelo: pontos da inserção muscular. Azul: ponto da origem do músculo	37
Figura 23 – Úmero, face cranial	38
Figura 24 – Rádio e ulna de <i>T. Terrestris</i> , vista medial	38
Figura 25 – Rádio e ulna de <i>T. Terrestris</i> , vista lateral	39
Figura 26 – Ossos do carpo e metacarpo de <i>T. Terrestris</i> , vista dorsal	39
Figura 27 - Ossos cárpicos e metacárpicos de <i>T. terrestris</i> , vista palmar	40
Figura 28 – Ossos da pata de <i>T. terrestris</i> , vista palmar	40
Figura 29 – Escápula de <i>T. terrestris</i>	41
Figura 30 – Úmero de <i>T. terrestris</i>	41
Figura 31 – Face lateral	42
Figura 32 – Pontos fixos da silhueta escapular e músculos do membro. <i>Tapirus terrestris</i> . Amarelo: pontos da inserção do músculo. Azul: pontos de origem dos músculos	42
Figura 33 - Anta brasileira. Pelagem de filhote	43
Figura 34 - Anta brasileira. Pelagem adulta	43
Figura 35 - Tiro à distância com dardos anestésicos, com disparador posicionado no solo	48

Figura 36 – Construção de armadilhas de buraco ou pitfalls	51
Figura 37 – Administração da anestesia e manipulação de anta brasileira dentro de uma armadilha de buraco ou pitfall	52
Figura 38 – Anta brasileira sendo capturada em armadilha de caixa	54
Figura 39 - Administração intramuscular de agentes anestésicos em anta brasileira	59
Figura 40 - Indução: Anta brasileira apresentando os primeiros sinais de sedação.....	59
Figura 41 – Monitoramento dos parâmetros fisiológicos de uma anta brasileira durante anestesia	60
Figura 42 - Administração intravenosa de fármacos antagonistas/reversores em anta brasileira	61
Figura 43 - Recuperação/soltura	62
Figura 44 - Avaliação física de uma anta (<i>Tapirus terrestris</i>) em uma armadilha de caixa via inspeção visual	72
Figura 45 - Anta brasileira (<i>T. terrestris</i>) apresentando depressão da crina e alopecia localizada, resultantes do uso de rádio-collar por período prolongado	75
Figure 46 - Diagrama de fluxo sugerido para amostras de sangue	76
Figure 47 - Protocolo de preparo da amostra fecal para o método de centrífugo-flutuação em solução hipersaturada de sacarose	85
Figura 48 – Colheita de leite	87
Figura 49 – Micção espontânea durante anestesia	88
Figura 50 – Câmara de Neubauer.....	94
Figura 51 – Infecção em casco em <i>Tapirus bairdii</i>	156

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Tabela 1 - Média de peso corpóreo das diferentes espécies de anta (Shoemaker et al, 2003 - Guidelines for Maintenance and Management for Tapirs in Captivity. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) 26

Tabela 2 - Massa corpórea estimada da anta brasileira na Mata Atlântica - MA (1996 - 2008) e Pantanal - PA (2008 - 2012), Brasil (Medici et al, 2014) 26

Tabela 3 - Resultados dos exames físicos de anta brasileira (*Tapirus terrestris*) na Mata Atlântica (MA) (1996-2008) e Pantanal (PA), Brasil (Medici et al, 2014) 74

Tabela 4 - Parâmetros biológicos de anta brasileira (*Tapirus Terrestris*) de vida livre sob anestesia nos biomas Mata Atlântica (MA) e Pantanal (PA), Brasil (Medici et al, 2014) 75

Tabela 5 – Colheita, processamento e armazenamento de amostras biológicas a campo 90

Tabela 6 – Parâmetros hematológicos e bioquímicos devem ser avaliados de acordo com o Sistema Internacional de Unidades (SI) 95

Tabela 7 - Agentes infecciosos relevantes sugeridos para pesquisas em antas 101

Tabela 8 – Lista de sorovares de *Leptospira interrogans* 102

Tabela 9 - Categorização de doenças relevantes para viabilidade populacional e conservação de antas (Medici et al 2007, 2008; Mangini et al 2012) 102

Tabela 10 – Colheita, processamento e armazenamento de amostras de necropsia 126

GALERIA

Galeria 1 - Ilustrações das espécies de antas	25
Galeria 2 - Dentição	26
Galeria 3 - Crânio	27
Galeria 4 – Curral de Captura ou Armadilha de Caixa	53
Galeria 5 – Contenção Química	64
Galeria 6 - Avaliação Clínica	73
Galeria 7 – Colheita de Sangue	80
Galeria 8 – Colheita de Amostras Microbiológicas	83
Galeria 9 – Infestação por Carrapatos	90
Galeria 10 - Reprodução: Exame ultrassonográfico	118
Galeria 11 - Exemplos de lesões de pele	130
Galeria 12 - Exemplo de escore corporal baixo (caquexia)	131
Galeria 13 - Registros de óbitos na natureza	134
Galeria 14 - Afecções dermatológicas	146
Galeria 15 - Ceratoconjuntivite	151

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



APÊNDICE

Apêndice 1 - Fármacos Comumente Utilizados para Contenção Química de Antas CIXI

Apêndice 2 - FICHAS DE CAMPO: Contenção Química & Avaliação Clínica / Necropsia CIXII

Apêndice 3 - Websites úteis CIXV

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



INTRODUÇÃO

Essa é uma versão atualizada do primeiro Manual de Medicina Veterinária de Antas em Campo (Tapir Field Veterinary Manual) publicado pelo Grupo de Especialistas em Antas da IUCN/SSC (IUCN/SSC Tapir Specialist Group - TSG) em 2007.

Vários veterinários, biólogos, nutricionistas, fisiologistas da reprodução e pesquisadores revisaram e fizeram contribuições para este documento com base em suas experiências in situ e/ou ex situ com as quatro espécies de anta.

Os 13 capítulos e diversos apêndices deste manual oferecem informações valiosas sobre muitos temas importantes para os veterinários que trabalham com antas, incluindo: manejo de antas em vida livre e em cativeiro, protocolos anestésicos, protocolos para tratamento e recomendações para cuidados médicos e nutricionais.

Nosso intuito é que este documento seja útil para todos os profissionais trabalhando com antas ao redor do mundo, e que contribua para a conservação das antas e dos seus habitats.

SUPORTE FINANCEIRO:



REALIZAÇÃO:



Editores

Foto: Daniel Zupanc



1

Saúde das Antas e Medicina da Conservação

Saúde das Antas e Medicina da Conservação



Populações silvestres de muitas espécies animais têm declinado a uma taxa alarmante. Em alguns casos, espécies têm desaparecido antes mesmo que a comunidade científica tenha aprendido adequadamente sobre sua história natural, ecologia, fisiologia ou comportamento. Os esforços para a conservação de diversas espécies têm sido severamente ameaçados pela ocorrência de epidemias de doenças e, ao longo das últimas décadas, as questões de saúde se tornaram uma preocupação para os profissionais que trabalham com a vida silvestre. Esse é o caso das antas. Avaliações de Viabilidade Populacional e de Habitat (AVPHs) realizadas pelo IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) listaram questões de saúde, particularmente doenças infecciosas e o efeito de substâncias tóxicas, como potenciais ameaças à saúde das populações e a sobrevivência e persistência de todas as espécies de anta na natureza (Hernandez-Divers et al. 2005; Medici et al. 2007, Mangini et al. 2012).

O desmatamento e a fragmentação do habitat associados à transformação da paisagem em cenários agrícolas podem acarretar o surgimento de epidemias de doenças e outras ameaças à saúde das antas (Medici 2010). Estas atividades resultam em contato crescente de antas com animais domésticos; poluição química, física e sonora; e com muitos outros agentes estressores e patogênicos. A estreita proximidade entre antas e animais domésticos em diversas áreas da distribuição global do gênero *Tapirus* gera uma abundância de oportunidades para a transmissão de doenças (Medici et al. 2014).

Ao longo das últimas décadas, nosso conhecimento em biologia e medicina de antas foi significativamente aprimorado, graças a uma variedade de projetos de pesquisa in situ e ex situ, observações e

contribuições científicas de biólogos, veterinários e outros profissionais da vida selvagem. Ao contrário do que se pode imaginar, a interface entre pesquisas sobre biologia e saúde de antas em cativeiro e em vida livre não é clara. Compreender como as antas vivem em seu habitat natural melhora nosso entendimento sobre a epidemiologia de doenças em populações selvagens, e ainda pode fornecer informações que auxiliem na prevenção de muitos problemas de saúde comuns em cativeiro. Da mesma forma, o manejo adequado e as pesquisas em cativeiro podem contribuir significativamente para programas de conservação *in situ* (Mangini et al. 2012).

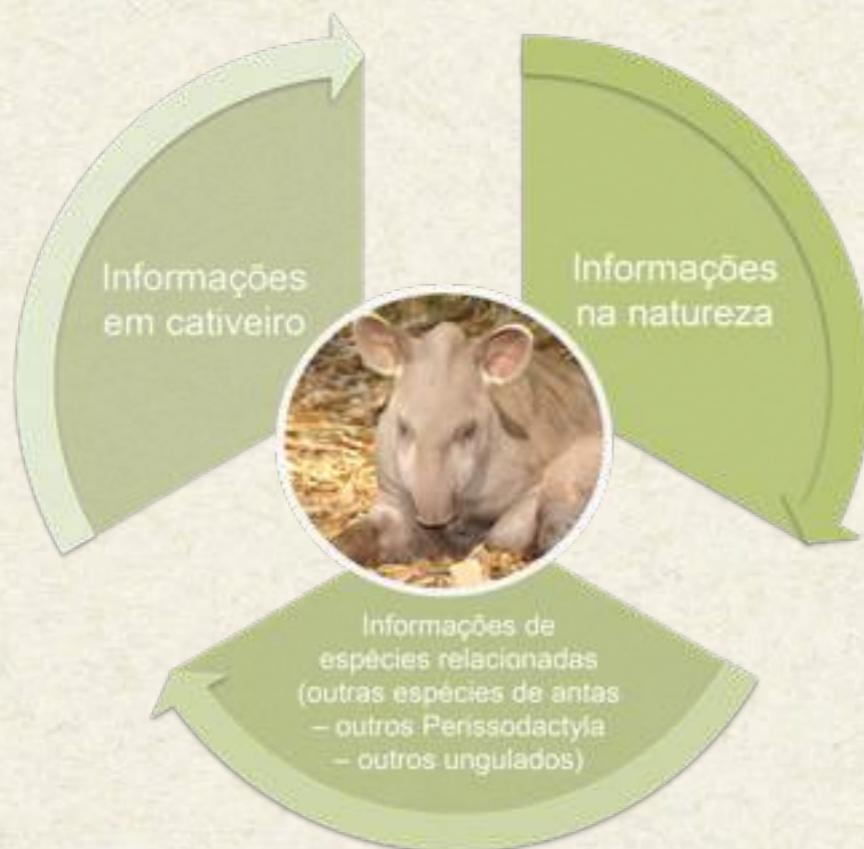


Figura 1 – Informações que devem ser compiladas e consideradas para estudos de saúde de antas. Diagrama: Renata Carolina Fernandes-Santos.

O TSG constitui uma fonte para recomendações sobre pesquisas relativas à saúde de antas, bem como um importante recurso para informações sobre o tema. Os membros e colaboradores do TSG frequentemente publicam sobre saúde de antas na “TSG Tapir Conservation Newsletter” e em outros jornais científicos internacionais, além de apresentar seu trabalho em uma ampla variedade de conferências e simpósios, incluindo os Simpósios Internacionais sobre Antas.

No geral, a maioria da informação sobre saúde de antas é proveniente de coleções de cativeiro (Janssen et al. 1999; Nunes et al. 2001; Mangini et al. 2002; Janssen 2003; Mangini 2007). Os valores de referência de dados fisiológicos comumente empregados para antas foram compilados a partir de antas cativas (ISIS – Sistema Internacional de Informação de Espécies).

De fato, há uma quase total falta de dados sobre avaliação de saúde em populações silvestres de antas. As informações disponíveis sobre populações silvestres de antas são provenientes de estudos de longa duração sobre a anta centro-americana *Tapirus terrestris* (*Tapirus bairdii*) no Parque Nacional do Corcovado, Costa Rica (Hernandez-Divers et al. 2005), e dos resultados das pesquisas sobre a anta brasileira (*Tapirus terrestris*) no Brasil (Furtado et al. 2010; May-Jr 2011; Medici 2010; Medici et al. 2014). Frente ao exposto, os impactos de doenças na dinâmica da população silvestre de antas permanecem em grande parte desconhecidos.

Entretanto, esse cenário já está mudando. O envolvimento de veterinários e microbiologistas em projetos de campo tem sido encarado cada vez mais como essencial em muitos programas de conservação.

De fato, projetos de campo com antas estão se tornando mais transdisciplinares, de modo a identificar a variedade de ameaças à sobrevivência das populações silvestres, incluindo aquelas relacionadas à saúde. Do mesmo modo, profissionais de saúde da vida silvestre vêm trabalhando no sentido de maximizar a quantidade de informações disponíveis sobre a saúde das antas. Veterinários podem elevar significativamente a quantidade e melhorar a qualidade de dados científicos coletados em projetos de campo, e podem realizar uma variedade de contribuições importantes, como:

1. Veterinários podem delinear avaliações adequadas da saúde de antas.
2. Veterinários são profissionais com conhecimento especializado e treinamento na captura e imobilização química de animais, incluindo o monitoramento de animais anestesiados e a capacidade de lidar com possíveis complicações anestésicas.
3. Veterinários têm familiaridade com as doenças que afetam as antas e outros ungulados em determinadas regiões de estudo e são capazes de avaliar e monitorar ameaças à saúde da população, além de elaborar estratégias de controle de doenças.
4. Veterinários são preparados para elaborar protocolos apropriados para a coleta, processamento e armazenamento de amostras biológicas necessários para testes diagnósticos em pesquisas envolvendo doenças, genética e outros assuntos.
5. Veterinários são treinados em anatomia e fisiologia, sendo, portanto, essenciais em projetos que incluem qualquer aspecto da nutrição, reprodução e comportamento.

6. Veterinários são os profissionais mais recomendados para treinar os demais membros da equipe de campo (biólogos, auxiliares, etc.) na captura e imobilização de animais selvagens, coleta/processamento/armazenamento de amostras biológicas, identificação de doenças com base em sinais clínicos, exame físico, diagnóstico de deficiências nutricionais e exame post-mortem.

7. No caso de projetos de re-introdução, translocação ou projetos de restauração da população, apenas veterinários são qualificados para avaliar a saúde de todos os animais que se pretende soltar, o que é necessário para evitar a introdução de novos patógenos e proteger a população destinada à re-introdução.

Os veterinários de campo devem estar bem informados e atualizados em relação aos conceitos de medicina de animais silvestres, biologia e ecologia da conservação. É essencial ter experiência com as abordagens da Medicina da Conservação, e das recentes “Ecosauúde” e “Saúde Única”.

O Termo Medicina da Conservação foi criado por Koch (1996) e se refere a uma ciência criada para tratar da crise global da saúde, a qual ameaça cada vez mais a biodiversidade, gerando crescentes desequilíbrios na saúde do ecossistema, do homem, dos animais e das plantas (Aguirre et al. 2002). A Medicina da Conservação possui uma abordagem holística que avalia as questões da saúde ecossistêmica local como componentes de uma rede maior e inter-dependente de vida, na qual ações e fenômenos de certos níveis influenciam o sistema como um todo. Este paradigma demanda uma abordagem transdisciplinar capaz de avaliar várias causas e efeitos em múltiplos níveis (Aguirre et al. 2002).

A formação de equipes transdisciplinares é fundamental para aprimorar os projetos de conservação, maximizando seu rendimento.

Em resposta às crescentes implicações da degradação ambiental, a Medicina da Conservação inclui a avaliação da relação entre (a) mudanças climáticas, qualidade ambiental e uso da terra; (b) emergência e re-emergência de agentes infecciosos, parasitas e contaminantes ambientais; e (c) manutenção da biodiversidade e das funções ecossistêmicas que sustentam a saúde das comunidades de plantas e de animais, incluindo os humanos (Aguirre et al. 2002; Aguirre et al. 2012).

Para aplicar o paradigma da Medicina da Conservação é extremamente importante que especialistas em doenças capacitados para avaliar os componentes relacionados à saúde de tais interações estejam envolvidos no delineamento de projetos de campo com antas. Especialistas como veterinários, biólogos, bacteriologistas, virologistas e geneticistas são os profissionais mais qualificados para identificar questões de saúde e delinear adequadamente um estudo de avaliação sanitária e protocolos de amostragem, dado seu conhecimento sobre:

- a) Nível das ameaças de saúde à população.
- b) Tipos de agentes etiológicos que normalmente interferem na dinâmica da população de antas.
- c) O papel das doenças na dinâmica populacional de antas.
- d) Doenças dos animais domésticos locais e como/se elas podem afetar as antas.

- e) O potencial de as antas atuarem como reservatórios para doenças zoonóticas e de animais domésticos.
- f) Métodos para prever, prevenir e/ou controlar tais doenças.
- g) O possível papel de impactos antropogênicos sobre a saúde das antas.

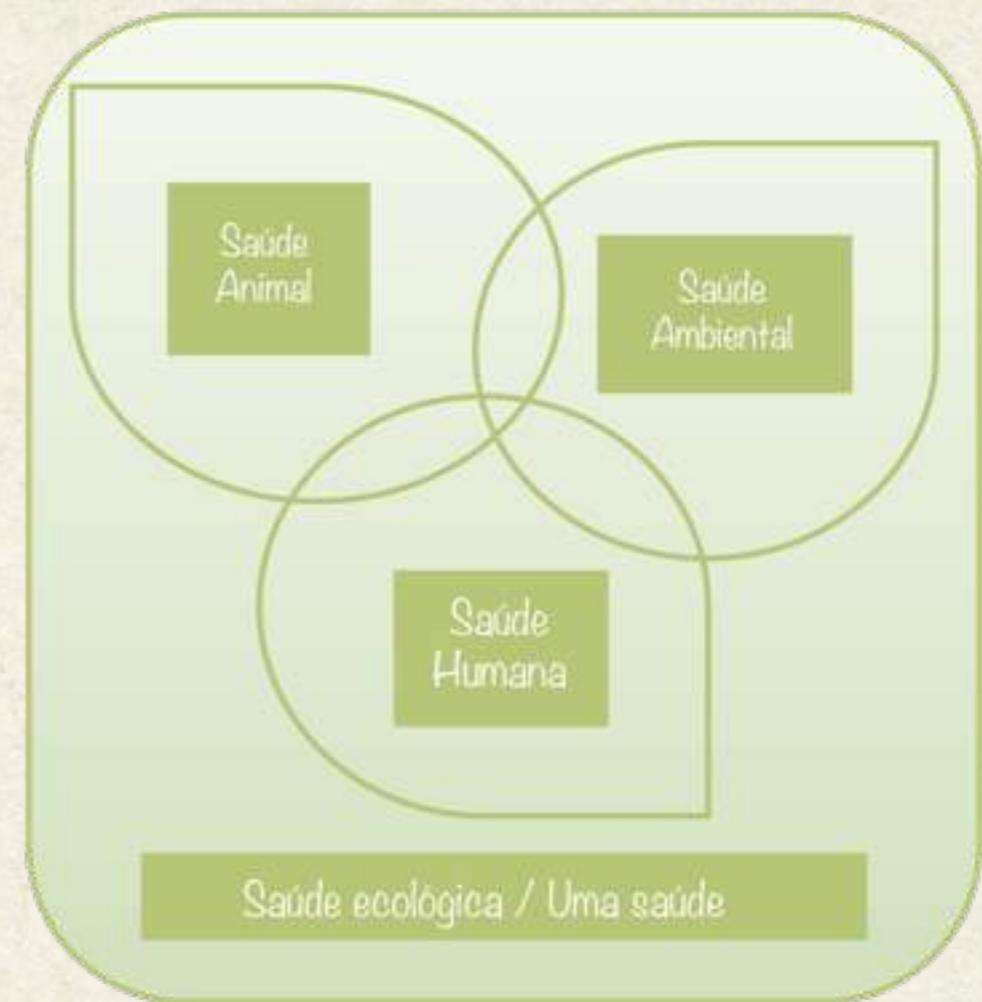


Figura 2 – Medicina da Conservação / Abordagem Saúde Única. Diagrama: Renata Carolina Fernandes-Santos.

Resumo do Capítulo

A maioria das publicações sobre saúde de antas é proveniente de dados coletados de antas em cativeiro. Mas isso está mudando, conforme mais e mais pesquisas com antas e iniciativas de conservação expõe paradigmas holísticos que demandam a presença de veterinários de campo. Este é um desenvolvimento positivo para a área, uma vez que tanto a pesquisa ex situ quanto in situ são necessárias para se alcançar um entendimento completo de importantes questões de saúde das antas. Como um componente desta abordagem holística para a conservação, é essencial que os pesquisadores e profissionais de saúde da vida silvestre utilizem uma abordagem ecológica que avalie as relações possíveis entre agentes infecciosos, hospedeiros humanos, animais domésticos e animais silvestres, assim como com seu ecossistema. Será importante monitorar a influência destas interações ao longo do tempo (Medici et al. 2014).

LITERATURA RECOMENDADA

Aguirre AA; Ostfeld RS; Tabor GM; House C; Pearl MC. (Eds.) 2002. Conservation medicine: ecological health in practice. Oxford University Press, 407 p.

Aguirre AA; Ostfeld RS; Dasdak P. (Eds.) 2012. New directions in Conservation Medicine: Applied cases of Ecological Health. New York: Oxford University Press. 639 p.

Furtado MM; Jácomo ATA; Kashivakura CK; Tôrres NM; Marvulo MFV; Ragozo AMA; Souza SLP; Ferreira-Neto JS; Vasconcellos AS; Morais ZM; Cortez A; Richtzenhain LJ; Silva JCR; Silveira L 2010. Serologic survey for selected infectious diseases in free-ranging Brazilian tapirs (*Tapirus terrestris*) in the Cerrado of Central Brazil. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 41:133-136.

Hernandez-Divers SM; Aguilar R; Leandro-Loria D; Foerster CR. 2005. Health evaluation of a radiocollared population of free-ranging Baird's tapir (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 36:176-187.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards MS. 1999. Tapir Medicine. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. W.B. Saunders Co., Philadelphia, pp. 562-568.

Janssen DL. 2003. Tapiridae. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. Saunders, Saint Louis, MO, USA, pp. 569-577.

Mangini PR; Morais W; Santos LC. 2002. Enfermidades observadas em *Tapirus terrestris* *Tapirus terrestris* (anta brasileira) mantidas em cativeiro

em Foz do Iguaçu, Paraná. *Arquivo Ciência Veterinária e Zootecnia UNIPAR* 5:93-102.

Mangini PR; Silva JCR. 2007. Medicina da Conservação: Aspectos Gerais. In: *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp. 1258-1268.

Mangini PR. 2007. *Perissodactyla – Tapiridae (Anta)*. In: *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp. 598-614.

Mangini PR; Medici EP; Fernandes-Santos RC. 2012. Tapir Health and Conservation Medicine. In: *Journal of Integrative Zoology* 7:331-345p.

May-Junior JA. 2011. Avaliação de parâmetros fisiológicos e epidemiológicos da população de anta-brasileira (*Tapirus terrestris*, Linnaeus, 1758) na Mata Atlântica do Parque Estadual Morro do Diabo, Pontal do Paranapanema, São Paulo. Dissertação de Mestrado. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Institute of Conservation and Ecology, University of Kent, Canterbury, United Kingdom.

Medici EP; Desbiez ALJ; Gonçalves da Silva A; Jerusalinsky L; Chassot O; Montenegro OL; Rodriguez JO; Mendoza A; Quse VB; Pedraza C; Gatti A; Oliveira-Santos LGR; Tortato MA; Ramos-Jr V; Reis ML; Landau-Remy G; Tapia A; Morais AA. 2007 Lowland Tapir (*Tapirus*

terrestris) Conservation Action Plan. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: *Journal of Wildlife Diseases* 50(4):817-828.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order *Perissodactyla*, Family *Tapiridae* (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: *Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals*, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp. 367-376.

Teare JA. 2006. Physiological Data Reference Values for Tapir Species. International Species Information System (ISIS).

Foto: Byron Jorjorian



2

Anatomia das Antas

Anatomia das Antas



Anatomia é um ramo da biologia que se preocupa em estudar a forma e estrutura de organismos. É dividida em anatomia macroscópica e microscópica. A anatomia macroscópica ou anatomia bruta é o exame das partes do organismo usando apenas a visão a olho nu. A anatomia microscópica, também conhecida como histologia e citologia, envolve o uso de instrumentos no estudo de tecidos e células de diversas estruturas. Este capítulo provê informações básicas sobre a anatomia macroscópica geral das antas, assim como importantes adaptações anatômicas dessa espécie.

Em comparação com outros mamíferos, as antas têm estrutura física robusta, sendo consideradas um dos maiores mamíferos terrestres do ecossistema em que vivem. As fêmeas são normalmente maiores que os machos, mas não há dimorfismo sexual aparente. A anta malaia, *Tapirus indicus*, pesa entre 280 - 400kg e é a maior das espécies de anta. A segunda maior é a anta centro-americana, *Tapirus bairdii*, que pesa entre 250 - 350 kg. A anta brasileira, *Tapirus terrestris*, é a terceira maior, pesando de 180 - 300 kg. A anta das montanhas, *T. pinchaque*, pesa entre 150 - 200 kg e é a menor das quatro espécies. Para mais detalhes ver TABELAS 1 e 2.

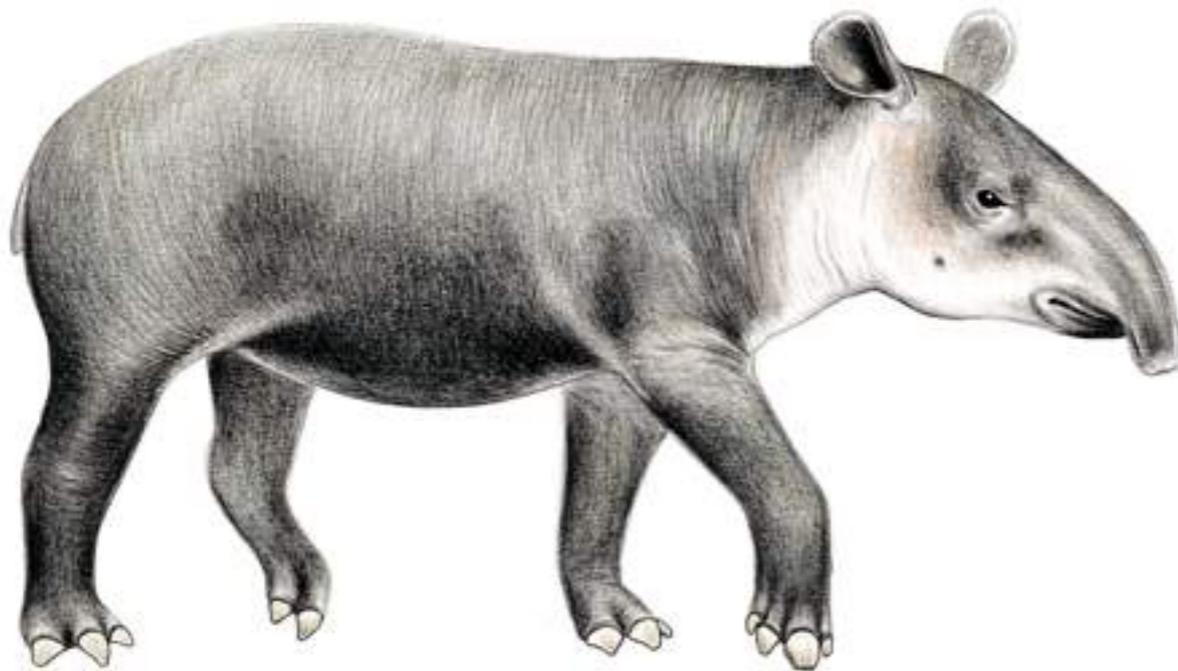
Galeria 1 - Ilustrações das espécies de antas.



Tapirus pinchaque



Tapirus terrestris



Tapirus bairdii



Tapirus indicus

Antas são animais robustos, de formato mais arredondado no dorso e cônico na região anterior, características anatômicas que as tornam bastante eficientes para a movimentação rápida dentro das matas fechadas. A anatomia interna e sua fisiologia são similares às do cavalo doméstico e de outros Perissodactyla.

Tabela 1 - Média de peso corpóreo das diferentes espécies de anta (Shoemaker et al, 2003 - Guidelines for Maintenance and Management for Tapirs in Captivity. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)).

Espécie	Macho (Kg)	Fêmea (Kg)
<i>Tapirus bairdii</i>	180-270	227-340
<i>Tapirus indicus</i>	295-385	340-430
<i>Tapirus pinchaque</i>	136-227	160-250
<i>Tapirus terrestris</i>	160-250	180-295

Tabela 2 - Massa corpórea estimada da anta brasileira na Mata Atlântica - MA (1996 - 2008) e Pantanal - PA (2008 - 2012), Brasil (Medici et al, 2014).

		AF (N=44)			PA (N=68)		
Sexo	Faixa etária	Média (Kg)	DP	N	Média (Kg)	DP	N
Fêmea	Adulto	230	32	25	221	11	20
	Sub-adulto	170	7	2	190	0	8
	Juvenil	90	-	1	-	-	-
Macho	Adulto	205	38	11	210	18	16
	Sub-adulto	189	17	4	190	0	15
	Juvenil	90	-	1	140	25	9

DP: Desvio Padrão

A fórmula dentária de uma anta adulta é similar a dos equídeos: I 3/3, C 1/1, P 4/3, M 3/3 = 42. Machos e fêmeas têm dentes similares: o terceiro incisivo superior é maior e mais desenvolvido, os caninos superiores são reduzidos e separados dos incisivos por um diastema estreito. O terceiro incisivo inferior é reduzido e o canino inferior é bem desenvolvido, ocluindo com o terceiro incisivo superior, o qual se

Galeria 2 - Dentição



Dentição de uma anta brasileira juvenil (*Tapirus terrestris*). Foto: Patrícia Medici



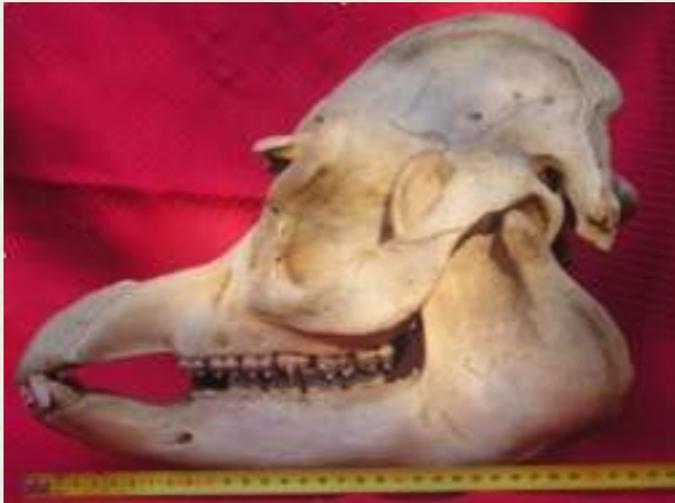
Dentição de um adulto de *Tapirus terrestris*. Foto: Patrícia Medici

assemelha a um canino. Os incisivos são em formato de formão e os caninos são cônicos. Todos os dentes do fundo são desprovidos de

Galeria 3 - Crânio



Crânio de anta brasileira. Foto:
Renata Carolina Fernandes-Santos



Crânio de anta brasileira.
Foto: Fundação Temaikén

cimento. Eles apresentam coroa baixa e raiz forte. Há também uma grande diastema entre caninos e pré-molares superiores e inferiores.

Antas apresentam crânios relativamente longos, lateralmente estreitos, e de perfil convexo, com grande caixa cerebral. Os ossos nasais são curtos, arqueados e projetados para frente. A abertura nasal é bem grande. Antas apresentam probóscides curtas e flexíveis, formadas por músculos e tecidos moles das narinas e do lábio superior. A probóscide é completamente móvel e sensível ao toque, e é de extrema importância para a manipulação e apreensão de alimentos. Ela possibilita que as

antas se alimentem de folhas e ramos e, além de ser um órgão de apreensão, é também importante para o faro e para o tato durante as atividades de forrageamento..

O pescoço das antas é bastante robusto e forte, garantindo-lhes proteção enquanto se movem na mata densa, por vezes espinhosa, e que pode servir também como um mecanismo de defesa contra predadores, que usualmente agarram a parte posterior do pescoço. Antas brasileiras têm uma crina sagital bem desenvolvida e proeminente, que segue da cabeça até as costas, sendo derivada de tecido adiposo e tecido mole recoberto por pelos longos e escuros. A cauda é pouco proeminente.

O sistema digestório das antas consiste de intestino delgado, ceco e cólon bem desenvolvidos e ausência de vesícula biliar. Os rins não são lobulados e, como em outros ungulados adaptados à água, a sua cortical representa 80% da massa renal em indivíduos adultos.

Apresentam bolsas gústricas faríngeas similares às do cavalo doméstico. As pleuras viscerais e parietais são normalmente espessas e proeminentes, porém a anta malaia apresenta anatomicamente um tecido conectivo entre o pulmão e a parede torácica, que pode ser facilmente confundido com aderência patológica. A veia jugular é encontrada na lateral da traqueia, em plano profundo.

As patas são mesaxônicas, ou seja, grande parte do peso é distribuído no dígito do meio. As patas da frente apresentam quatro dígitos; o menor encontra-se atrás de três dígitos mais proeminentes e toca o solo apenas quando o animal caminha em substrato macio. As patas posteriores apresentam três dígitos. Todos os dígitos apresentam cascos. As patas espalmadas auxiliam na movimentação em terrenos enlameados e solo macio. O peso corpóreo é dividido por meio de um coxim elástico localizado abaixo das patas e dos dígitos centrais; essas

são as características principais das marcas deixadas no solo pelas pegadas de antas. As unhas da espécie *Tapirus bairdii* *T. bairdii* são longas quando comparadas a outras espécies (Mangini, 2007).



Figura 3 - A) Membro posterior (três dígitos); B) Membro anterior (quatro dígitos); C) Pegadas de anta na areia. Fotos A e B: Patrícia Medici; Foto C: Renata Carolina Fernandes-Santos.

Ambos os membros torácicos e pélvicos das antas são extremamente robustos e bem desenvolvidos para suportar a estrutura corpórea e seu peso. Os seus ossos são proporcionalmente curtos quando comparados a outros animais, e os membros locomotores apresentam estrutura muscular forte. No geral, as antas apresentam características osteológicas e miológicas semelhantes aos equídeos; porém algumas diferenças morfológicas e adaptações únicas são evidentes (Borges, 2013; Pereira, 2013).

As imagens abaixo mostram detalhes do aspecto da osteologia e miologia dos membros torácicos e pélvicos das antas brasileiras. Para mais informações sobre a anatomia dos membros locomotores, entre em contato com: André Luiz Quagliatto Santos (quagliatto.andre@gmail.com); Daniela Cristina Silva Borges (danybio@hotmail.com); e Saulo Gonçalves Pereira (saulobiologo@yahoo.com.br).



Figura 4 - Osso do quadril de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS).

(A) Vista dorsal; (B) Vista ventral. FOB, Forame obturador; ACE, Acetábulo; ASA, asa do íleo; TCO, Tuberosidade do coxal; TBI, tuberosidade isquiática; PUB, Púbis; ESI, espinha isquiática; CIS, Corpo do Ísquio; COI, Corpo do Íleo; TSI, Tuberosidade Sacro-ílica; TAB, Tabula; TSA, Tuberosidade sacral; CRI, crista ilíaca; IIMa, Incisura isquiática menor; IIMe, Incisura isquiática maior; AIS, arco isquiático.

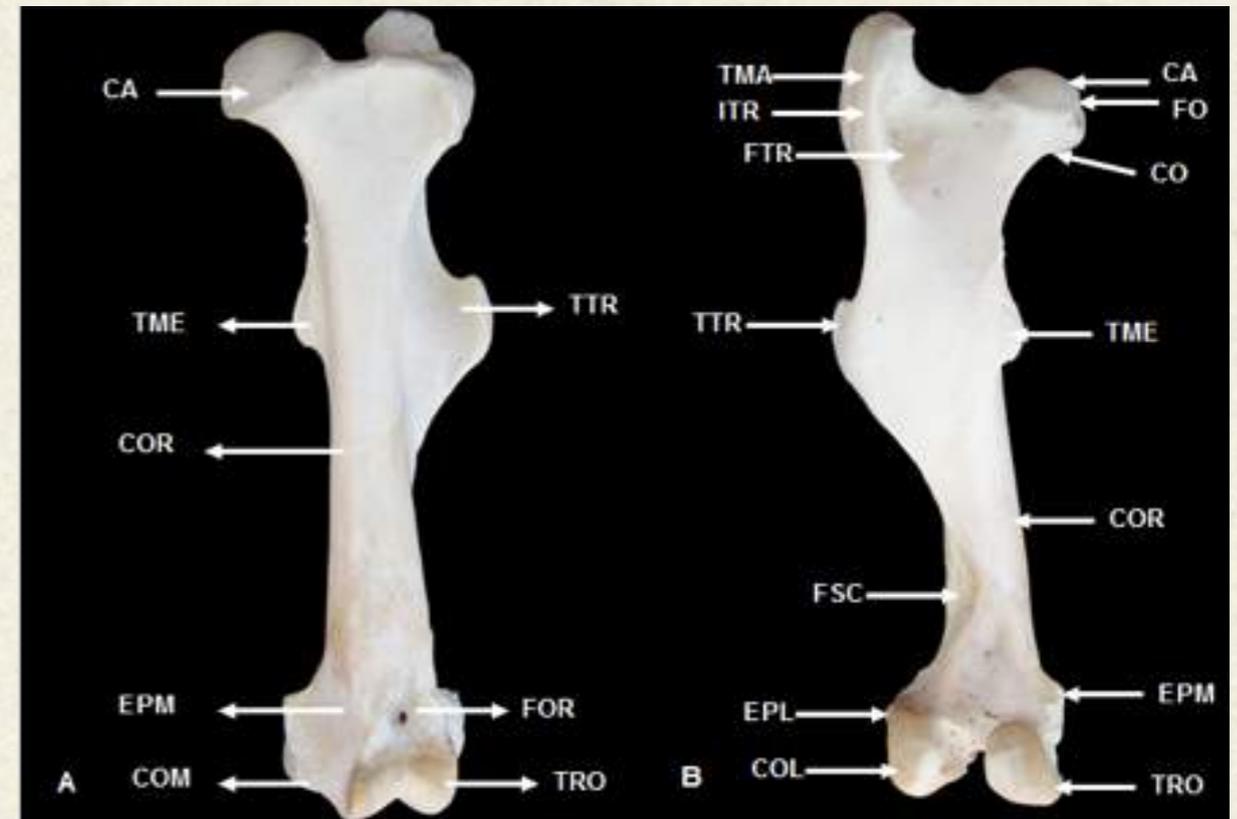


Figura 5 - Fêmur de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges, Pereira, Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista cranial; (B) Vista caudal; TRO, Tróclea; FOR, Forame nutrício; COM, Côndilo medial; EPM, Epicôndilo medial; TME, Trocanter menor; TTR, Terceiro trocanter; CA, alla; CO, colo; TMA, trocanter maior; COL, cômulo lateral; EPL, epicôndilo lateral; FSC, fossa supra-condilar; FTR, fossa trocantelar; FO, fôvea; FOI, fossa intercondilar; ITR, incisura trocantérica; COR, corpo do fêmur.

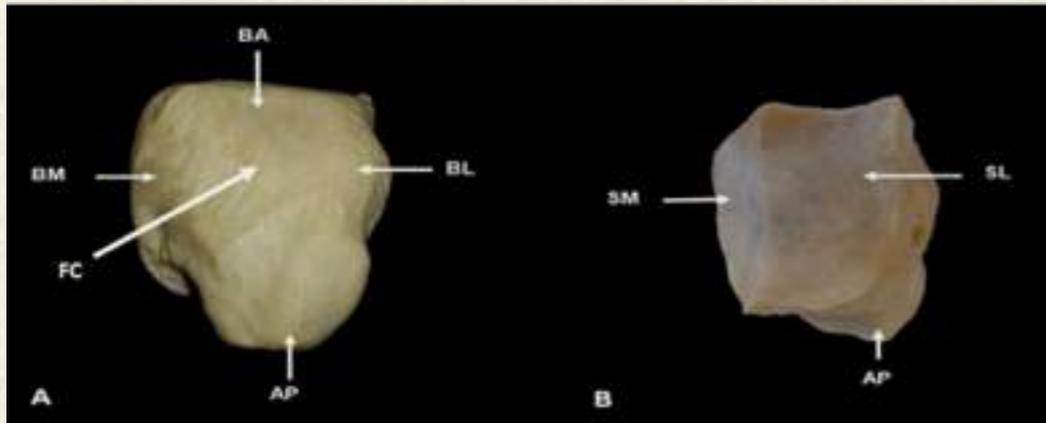


Figura 6 - Patela de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 – LAPAS)

(A) Vista cranial; (B) Vista caudal; BA, base; BM, margem medial; AP, ápice; BL, margem lateral; SM, superfície medial articulada com a patela; SL, superfície lateral articulada com a patela; FC, face cranial.



Figura 7 - Musculatura do membro posterior de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista lateral da superfície; (B) Vista medial da superfície; TFL, músculo tensor da fascia lata; BIC, m. bíceps femoral; SET, m. semitendinoso; FAL, fascia lata; GLS, m. glúteo superficial; SME, m. semimembranoso; ADU, m. adutor; SAR, m. sartório; PEC, m. pectíneo; VAM, m. vasto medial; REF, m. reto femoral; GRA, m. grácio; VAL, m. vasto lateral.



Figura 8 - Osso do quadril de *Tapirus terrestris*. Origem dos músculos do membro posterior (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista dorsal; (B) Vista ventral; SME, m. semimembranoso; SET, m. semitendinoso; GRA, m. grácio; ADU, m. adutor; PEC, m. pectíneo; REF, m. reto femoral; TFL, m. tensor da fascia lata; BIC, m. bíceps femoral

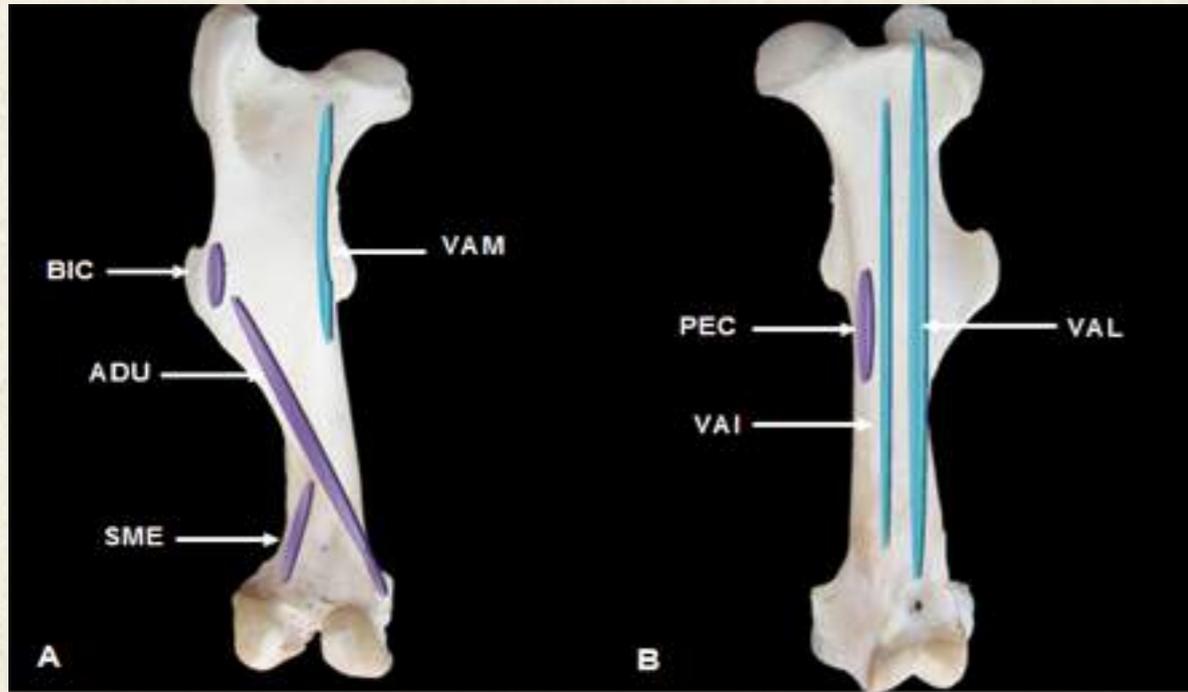


Figura 9 - Fêmur de *Tapirus terrestris*. Origem (azul) e inserções (roxo) dos músculos do membro posterior (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS).

(A) Vista caudal; (B) Vista cranial; SME, m. semimembranoso; ADU, m. adutor; BIC, m. bíceps; VAM, m. vasto medial; PEC, m. pectíneo; VIN, m. vasto intermédio; VAL, m. vasto lateral.

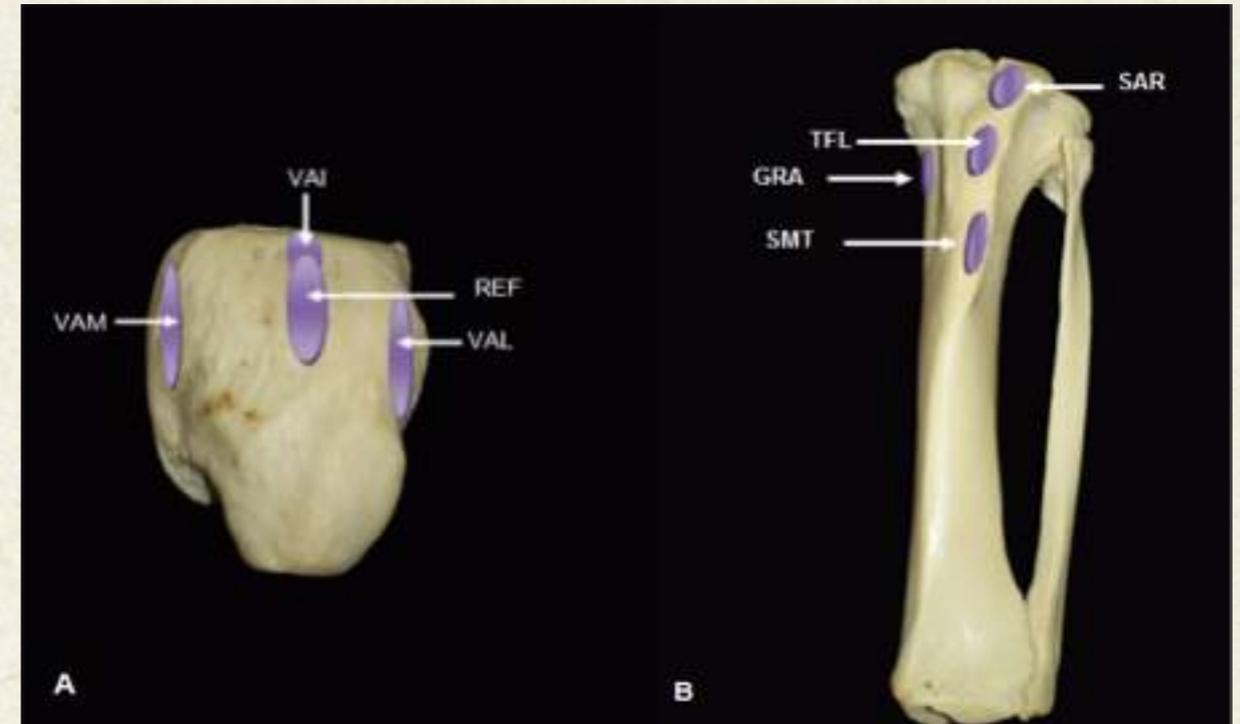


Figura 10 - Patela, tíbia e fíbula de *Tapirus terrestris*. Inserção de músculos do membro posterior. (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista cranial da patela; (B) Vista cranial da tíbia e fíbula; VAM, m. vasto medial; VAI, m. vasto intermédio; REF, m. reto femoral; VAL, m. vasto lateral; SAR, m. sartório; TFL, m. tensor da fascia lata; GRA, m. grácio; SMT, m. semitendinoso.

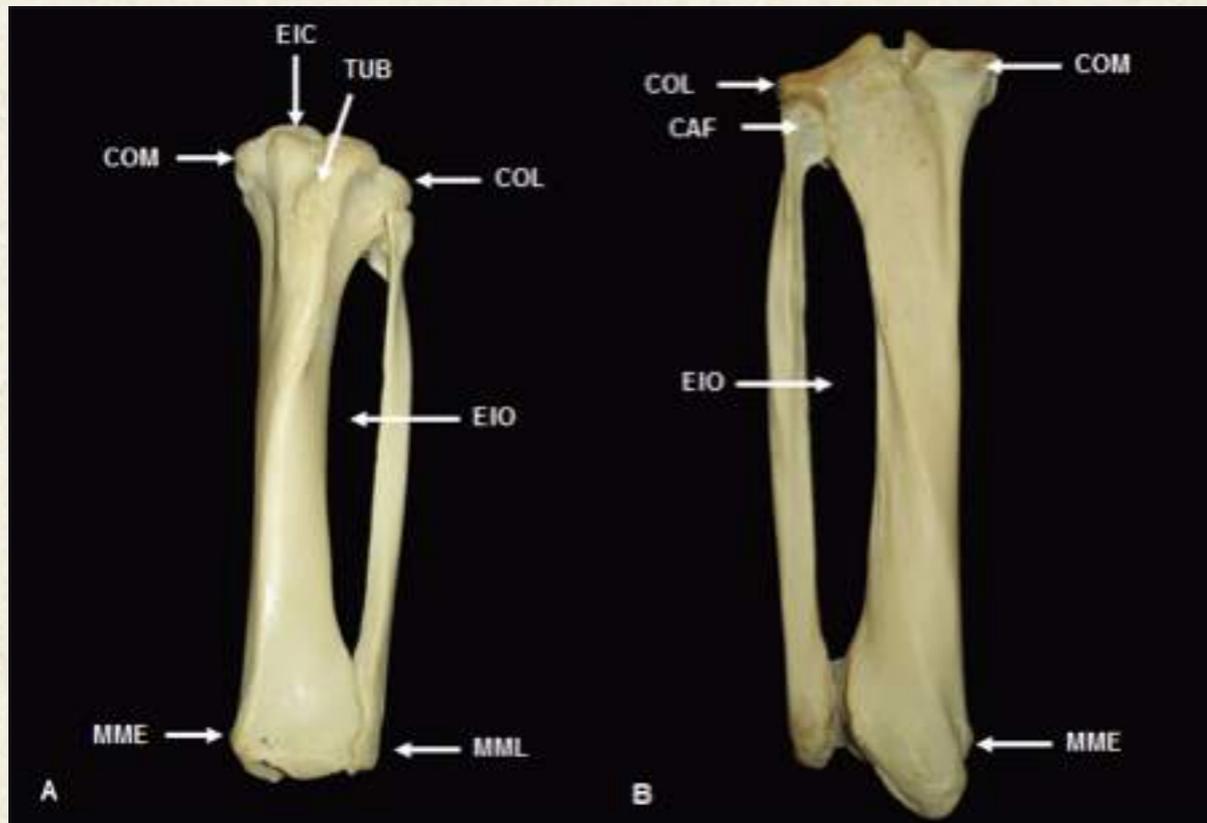


Figura 11 - Osso da tíbia e fíbula de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista cranial; (B) Vista caudal; TUB, tubérculo da tíbia; COL, côndilo lateral; COM, côndilo medial; EIC, eminência intercondilar; MME, maléolo medial; MML, maléolo lateral; EIO, espaço interósseo; CAF, face da fíbula.

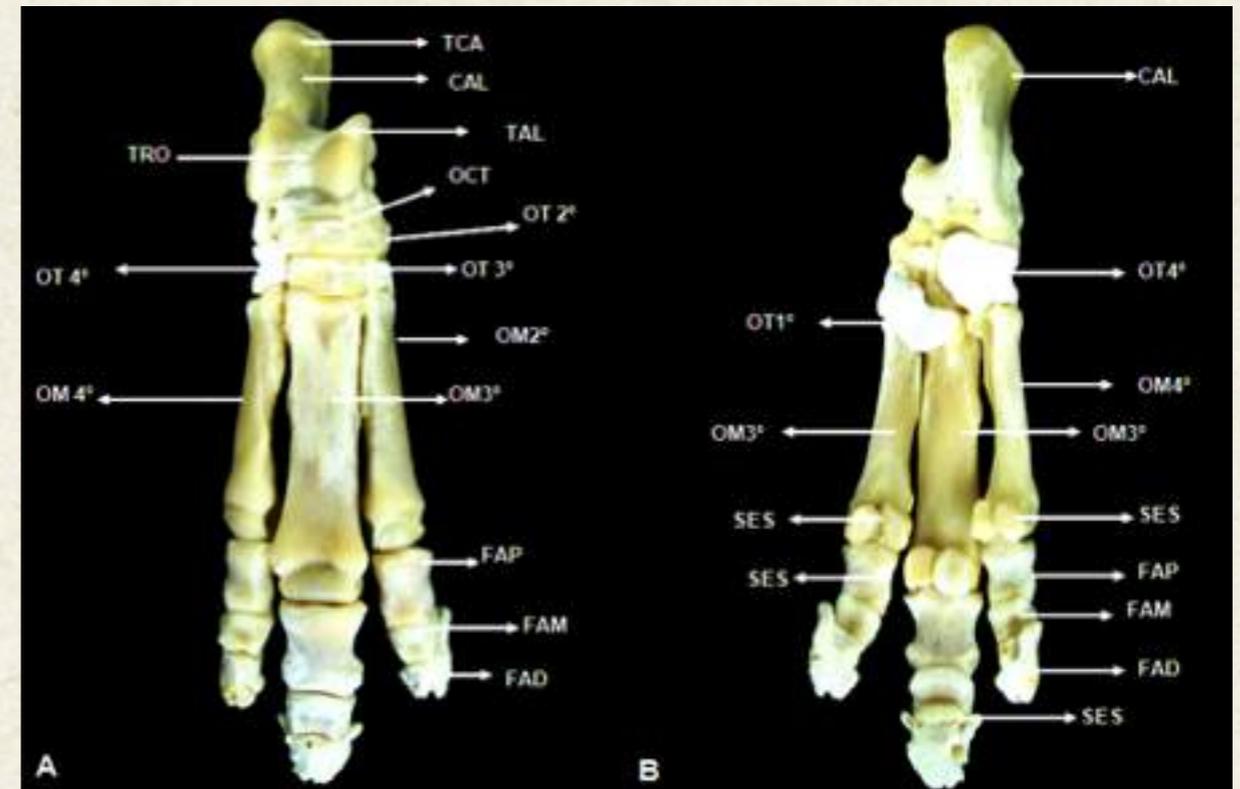


Figura 12 - Ossos das patas de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista dorsal; (B) Vista podal; TAL, talo; CAL, calcâneo; OCT, osso tarsal central; OT1°, osso tarsal I; OT2° osso tarsal II; OT3° osso tarsal III; OT4° osso tarsal IV; OM2° Osso metatársico II; OM3° osso metatársico III; OM4° osso metatársico IV; FAP, falange proximal; FAM, falange medial; FAD, falange distal; TCA, tuberosidade do calcâneo; SES, osso sesamóide; TRO, tróclea.



Figura 13 - Músculos dos membros posteriores de *Tapirus terrestris* (Fonte: Borges; Pereira, Santos, 2013 O LAPAS).

(A) Vista lateral; (B) Vista medial; GAS, m. gastrocnêmio; FDL, m. flexor digital lateral; EDLa, m. extensor digital lateral; EDLo, m. extensor digital longo; F3º, m. fibular 3º; EDC, m. extensor digital brévio; FDS, m. flexor digital superficial; TCR, m. tibial cranial; *EDLo, tendão extensor digital longo; *FDS, cobertura do calcâneo do músculo flexor digital superficial; FDM, m. flexor digital medial; TCA, m. tibial caudal; POP, m. poplíteo; MIO, m. interosseo; *tendão do músculo digito flexor superficial.

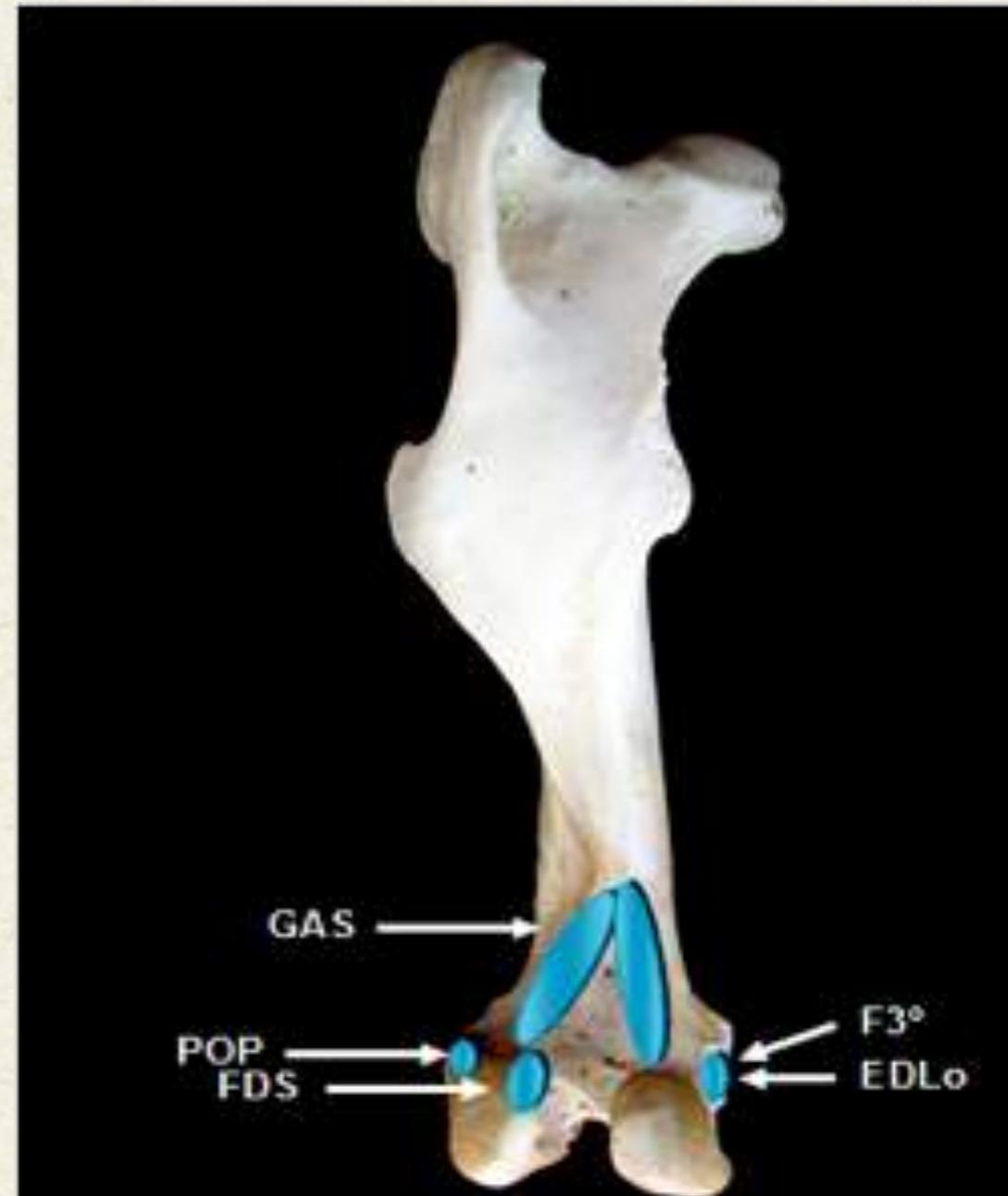


Figura 14 - Fêmur de *T. terrestris*, vista caudal (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Origem do músculo dos membros e patas. POP, m. poplíteo; GAS, m. gastrocnêmio; FDS, m. flexor digital superficial; EDLo, m. extensor digital longo; F3º, m. fibular 3º.

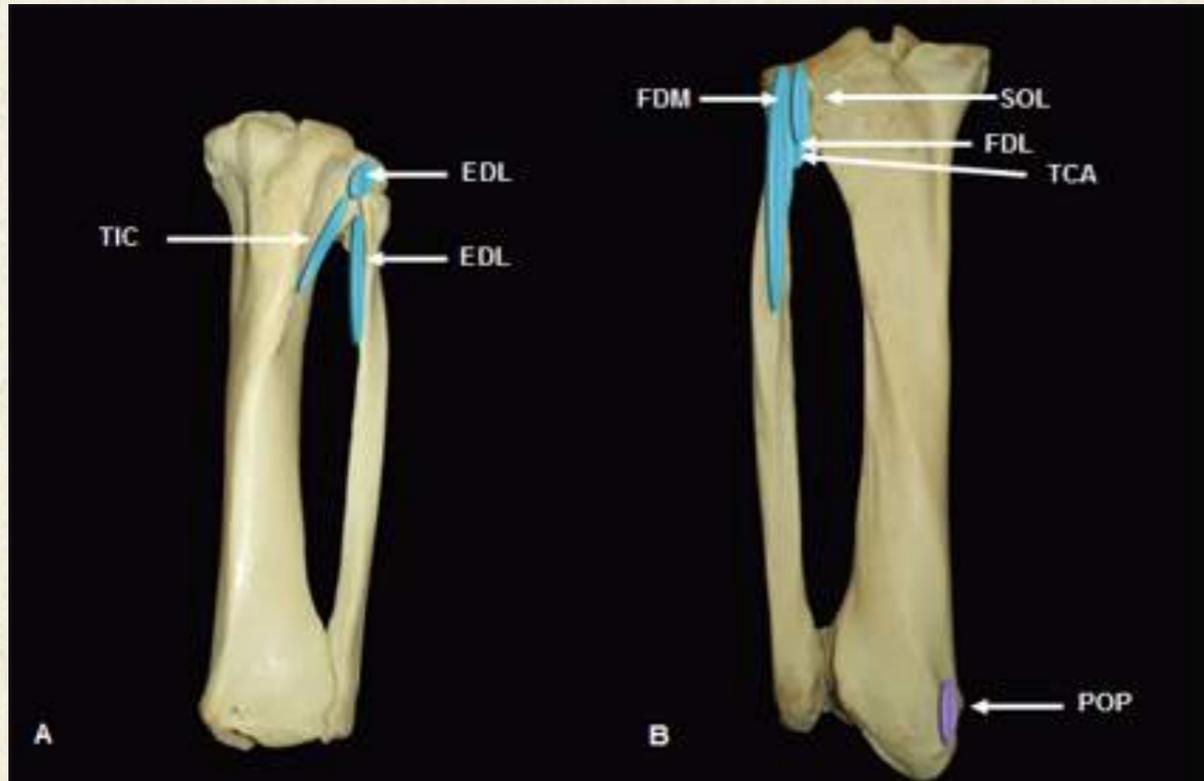


Figura 15 - Tíbia e fíbula de *T. indicusT. terrestris* (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Origem (em azul) e inserção (em roxo) dos músculos dos membros e patas. (A) Vista cranial; (B) Vista caudal; TIC, m. tibial cranial; EDL, m. extensor digital lateral; FDL, m. flexor digital medial; TCA, m. tibial caudal; POP, m. poplíteo; SOL, m. soleu; FDM, m. flexor digital lateral.

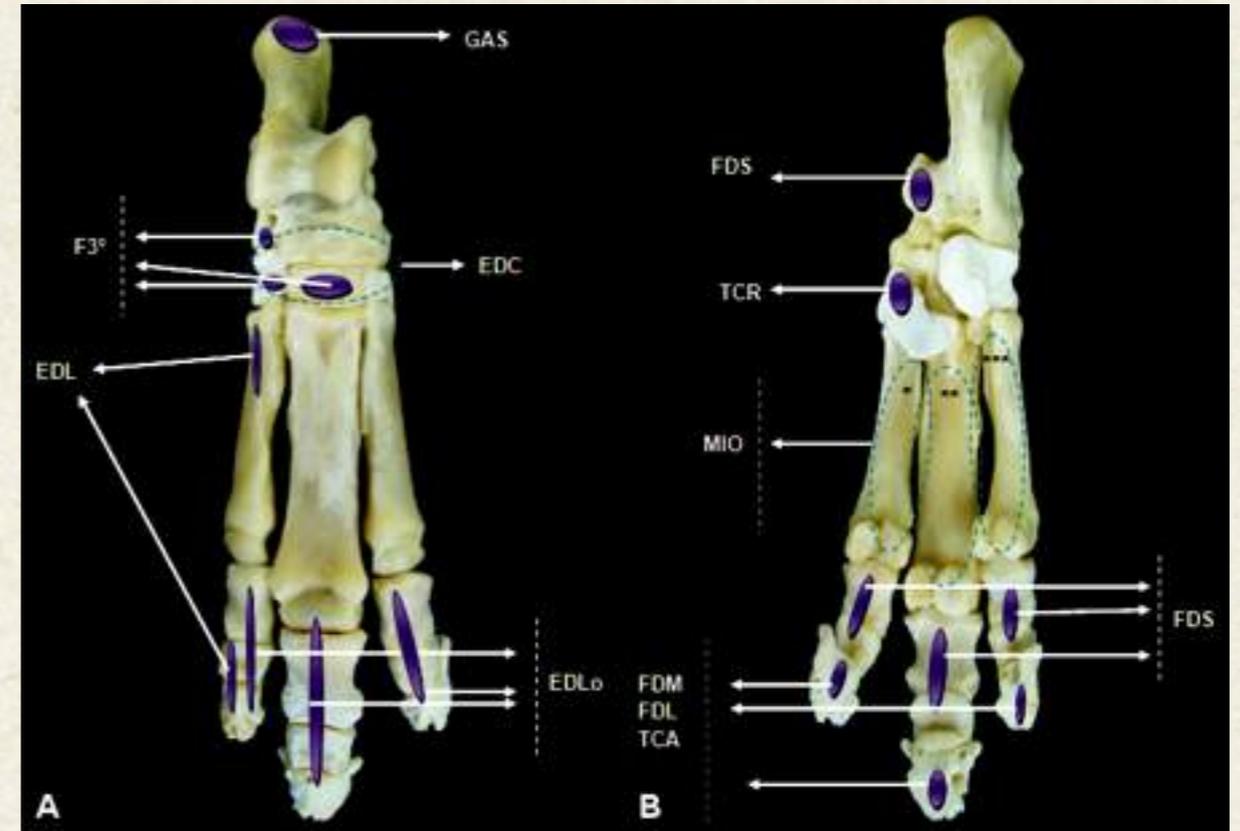


Figura 16 - Ossos das patas de *T. terrestris*. Inserção dos músculos do membro posterior e pata (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

(A) Vista dorsal; (B) Vista palmar; GAS, m. gastrocnêmico; F3° m. fibular 3°; EDL, m. extensor digital lateral; EDLo, m. extensor digital longo; EDC, m. extensor digital brevis; FDS, m. flexor digital superficial; TCA, m. tibial caudal; FDM, m. flexor digital medial; FDL, m. flexor digital lateral; TIC, m. tibial cranial; MIO, m. interósseo; *medial, ** intermédio, *** lateral.

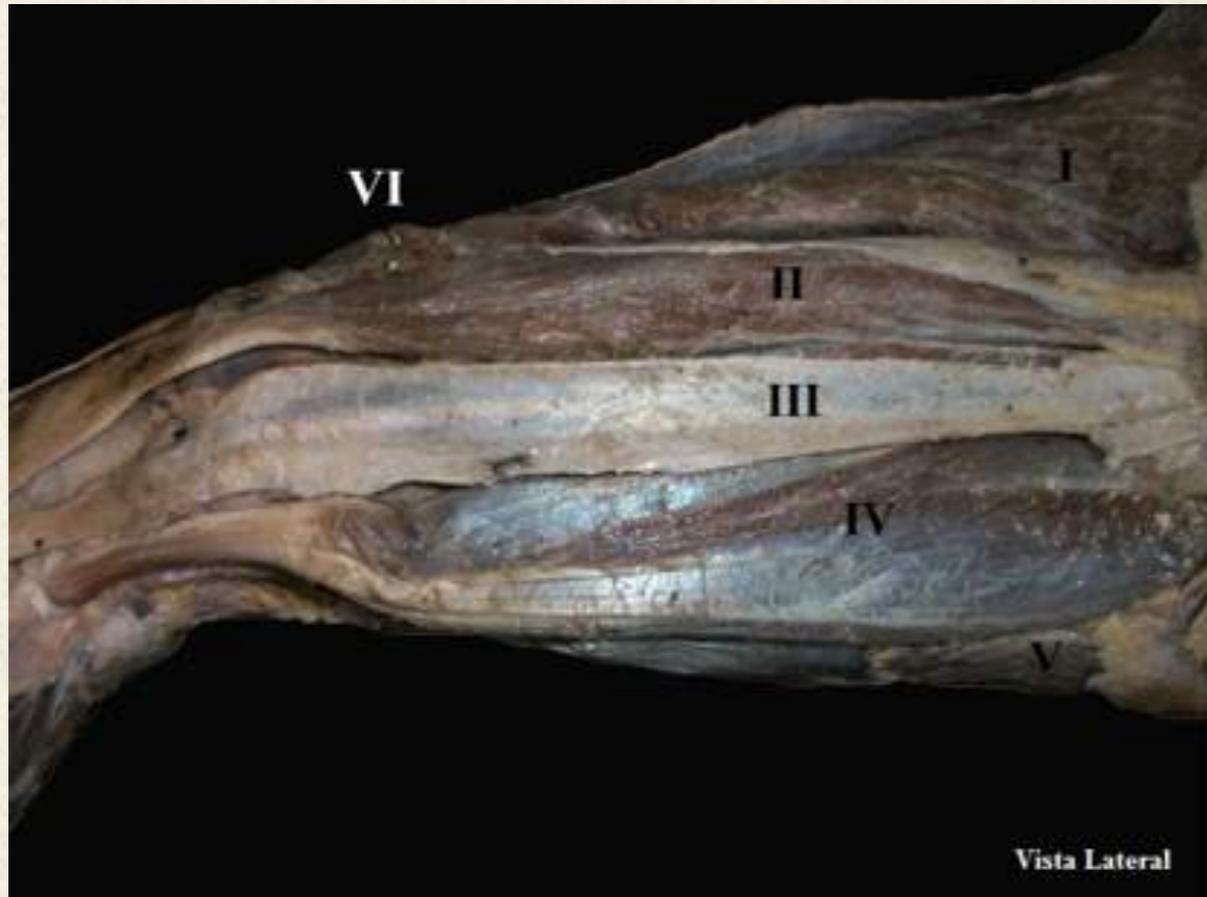


Figura 17 - Musculatura do membro torácico de *T. terrestris*, vista lateral (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (I) Extensor carpo radial; (II) Extensor digital comum; (III) Extensor digital lateral; (IV) Ulnar lateral; (V) Flexor digital superficial; (VI) Extensor carpal oblíquo.



Figura 18 - Musculatura da pata de membro torácico de *T. terrestris*, vista dorsolateral (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (I) *M. extensor digital longo* dos dígitos II e III; (II) Extensor digital comum dos dígitos IV e V; (III) Tendão insensor do *m. ulnar lateral*; (IV) Inserção da fascia do *m. digital lateral*.



Figura 19 - Musculatura da pata de membro torácico de *T. terrestris*, vista palmar (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda (I) Músculo interósseo; (II) Músculo lumbricales, (III) Tendão digital comum.

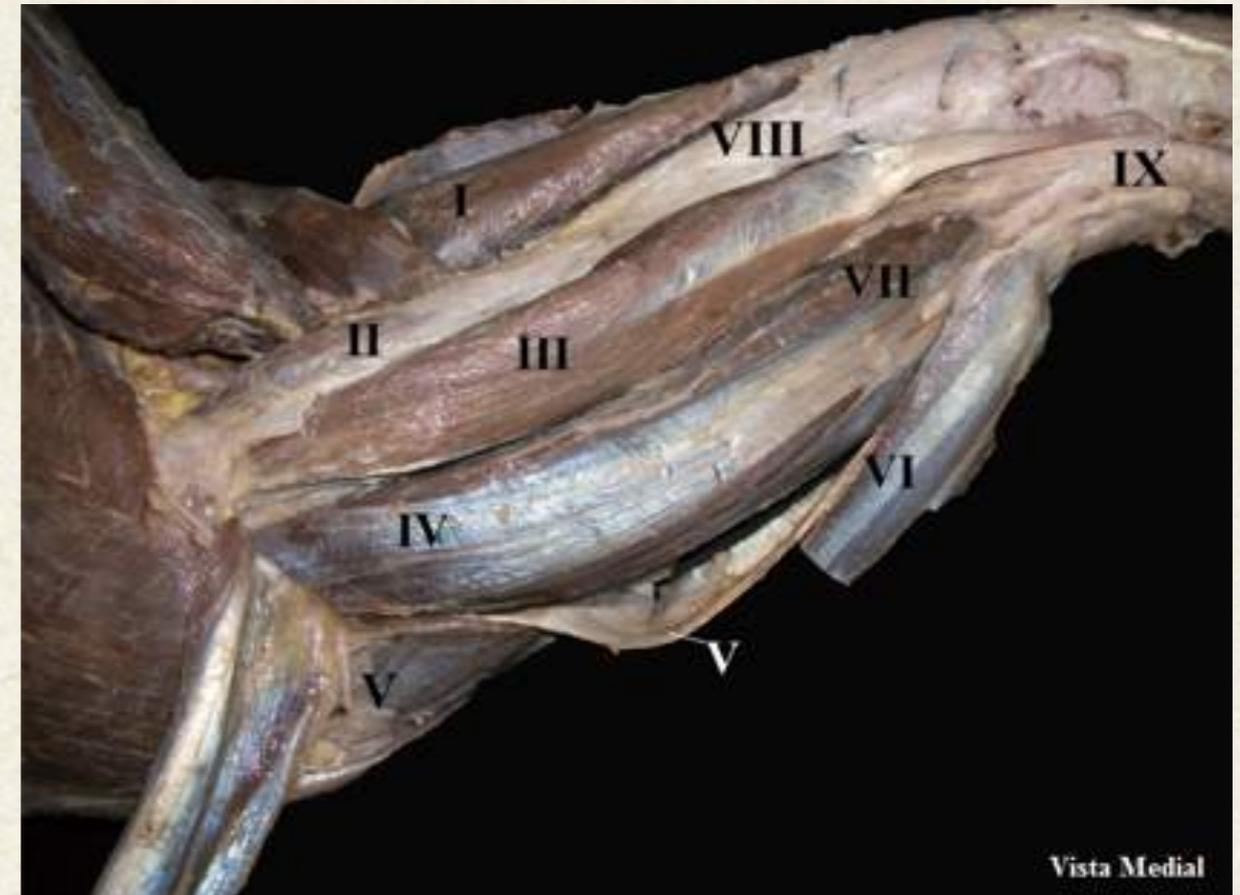


Figura 20 - Musculatura da pata de membro torácico de *T. terrestris*, vista medial (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (I) *M. extensor carpo radial*; (II) Ligamento colateral fibroso lacertus (III) *Flexor carpal radial*; (IV) *flexor digital profundo*; (V) *flexor digital brevis* (duas cabeças); (VI) *flexor do carpo ulnar*; (VII) *Flexor digital profundo em direção à radial*; (VIII) rádio; (IX) Tendão comum dos dedos.

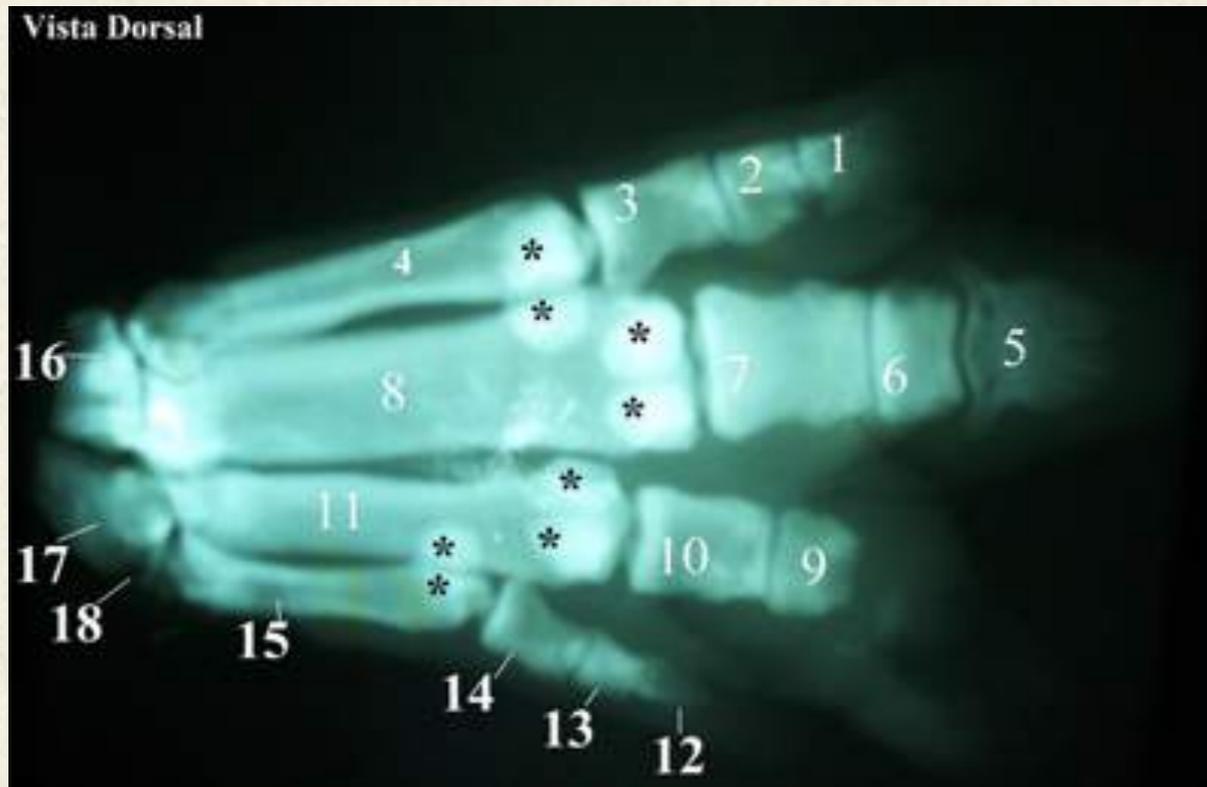


Figura 21 - Imagem radiológica da pata dianteira de *T. terrestris*, vista dorsal (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda (1) Falanges distais do dígito II; (2) Falange medial do dígito II; (3) Falange proximal do dígito II; (4) Metacarpo II; (5) Falange distal do dedo III; (6) Falange média do dígito III; (7) Falange proximal do dígito III; (8) Metacarpo III; (9) Falange média do dígito IV; (10) falange proximal do dígito IV; (11) metacarpo IV; (12) Falange distal do dedo V; (13) Falange média do dedo V; (14) Falange proximal do dígito V; (15) Metacarpo V; (16) Carpo II; (17) Carpo III; (18) Carpo IV; * Sesamóides.

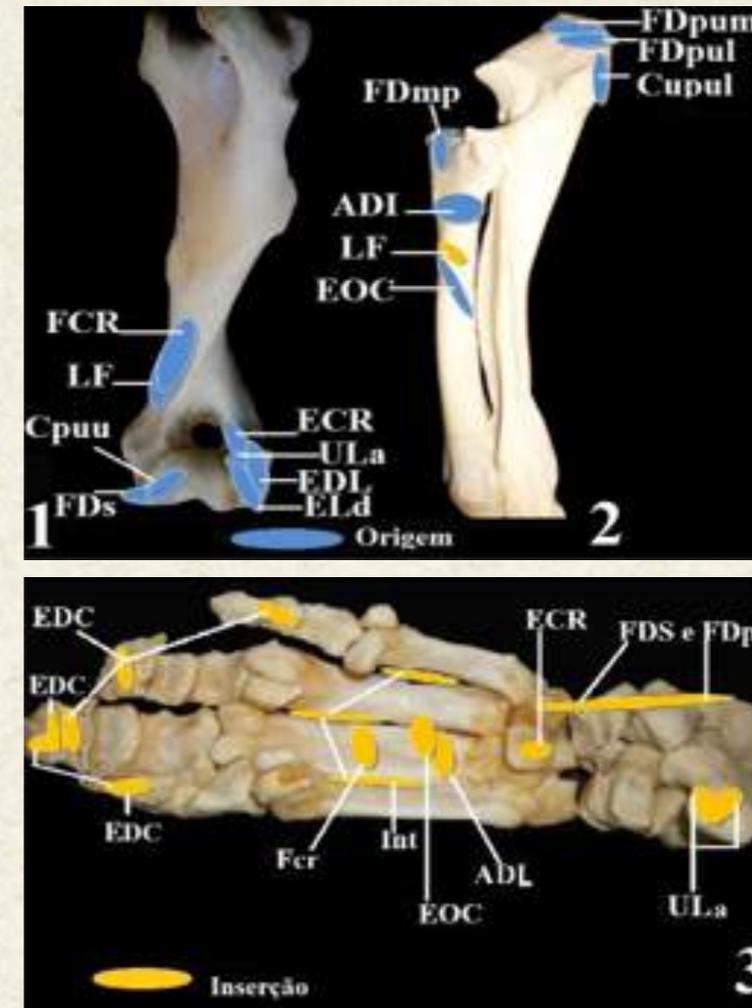


Figura 22 - Pontos de inserção do membro torácico e musculatura da pata anterior de *Tapirus terrestris*. Amarelo: pontos da inserção muscular. Azul: ponto da origem do músculo (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS).

Legenda I: Úmero, vista cranial – (FCR) m. flexor carpo radial; (LF) Ligamento colateral do úmero Lacerto fibroso; (Cpuu) m. flexor carpo lunar face ulnar; (FDs) m. flexor digital superficial; (ECR) m. extensor carpo radial; (ULa) m. ulnar lateral; (EDL) m. extensor digital lateral; (ELd) m. extensor dígito longo IV e V;

Legenda II: Rádio e ulna, vista cranial – (FDpum) m. flexor carpo ulnar face lateral; (FDpul) m. flexor digital profundo; (ADL) m. abductor longo; (LF) Ligamento colateral do úmero Lacerto fibroso (EOC) m. extensor oblíquo do carpo;

Legenda III: Vista palmar - (ECD) m. extensor digital comum; (Int) m. interósseo; (CPu) m. carpo ulnar; (FDs) m. flexor digital superficial; (FDp) m. flexor digital profundo; (FCR) m. flexor carpo radial; (ADL) m. abductor elevador; (ECR) m. extensor carpo radial.

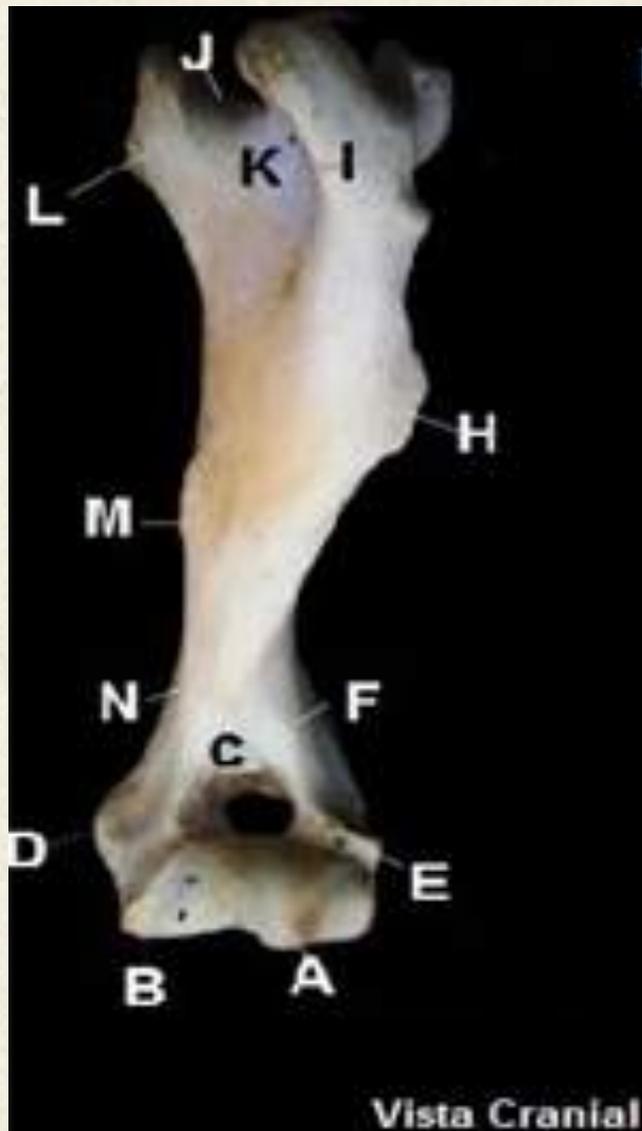


Figura 23 – Úmero, face cranial (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (A) caput; (B) Troclea; (C) Fossa radial; (D) Epicôndilo medial; (E) epicôndilo lateral; (F) Crista do epicôndilo lateral; (G) sulco do m. braquial; (H) tuberosidade do deltoideo; (I) Tuberosidade maior; (J) Sulco intertuberal; (K) Forame nutrício proximal; (L) Tuberosidade menor; (M) Tuberosidade redonda maior; (N) Forame nutrício distal.



Figura 24 – Rádio e ulna de *T. Terrestris*, vista medial. (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda I: Rádio e ulna – (1) Tuberosidade do olecrano; (2) Incisura troclear; (3) Fóvea radial cárpica; (4) Tuberosidade do rádio; (5) Corpo radial; (6) Superfície articular cárpica; (7) Corpo da ulna; (8) Espaço intraósseo; Legenda II: (1) Processo ancôneo; (2) Incisura troclear; (3) Crista da ulna; (4) Forame; (5) Crista transversal; (6) Porção distal da ulna; (7) Espaço intraósseo; (8) Tuberosidade do olécrano.



Figura 25 – Rádio e ulna de *T. Terrestris*, vista lateral. (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda I: Rádio e ulna – (1) Tuberosidade do olecrano; (2) Processo ancônio; (3) Fissura da troclea; (4) Espaço intraósseo; (5) Tuberosidade radial; (6) Espaço intraósseo; (7) Corpo do rádio; (8) Sulco do tendão extensor digital comum.

Legenda II: Ulna – (1) Tuberosidade do olecrano; (2) Processo ancônio; (3) Fissura da tróclea; (4) Espaço intraósseo; (5) Tuberosidade do rádio; (6) Superfície Articular Cárpica; (7) Crista transversal; (8) Sulco do tendão extensor digital comum.

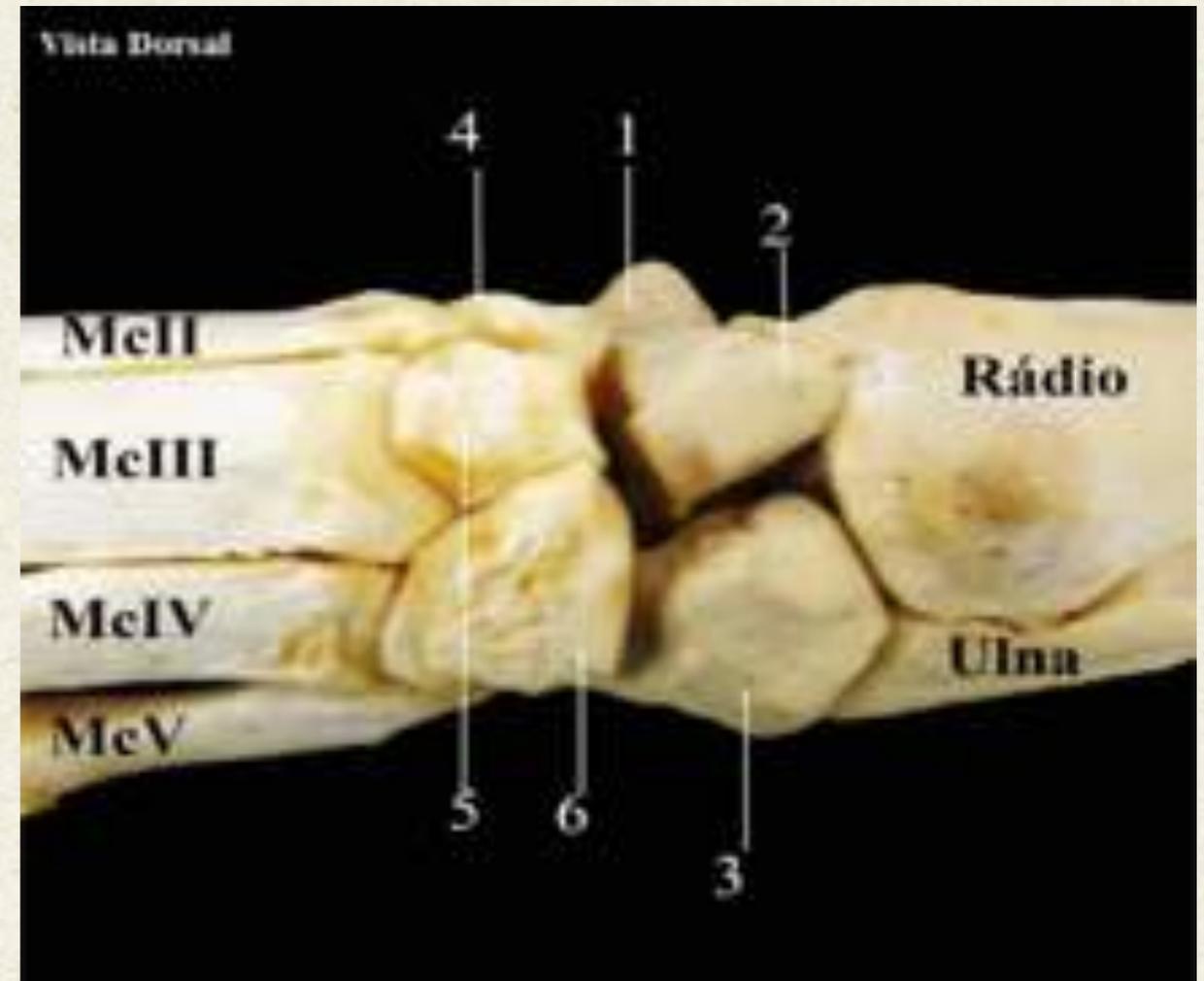


Figura 26 – Ossos do carpo e metacarpo de *T. Terrestris*, vista dorsal (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (1) Carpo radial; (2) Carpo intermediário; (3) Carpo ulnar; (4) Carpo II; (5) Carpo III; (6) Carpo IV; (McII) Metacarpo II; (McIII) Metacarpo III; (McIV) Metacarpo IV; (McV) Metacarpo V.

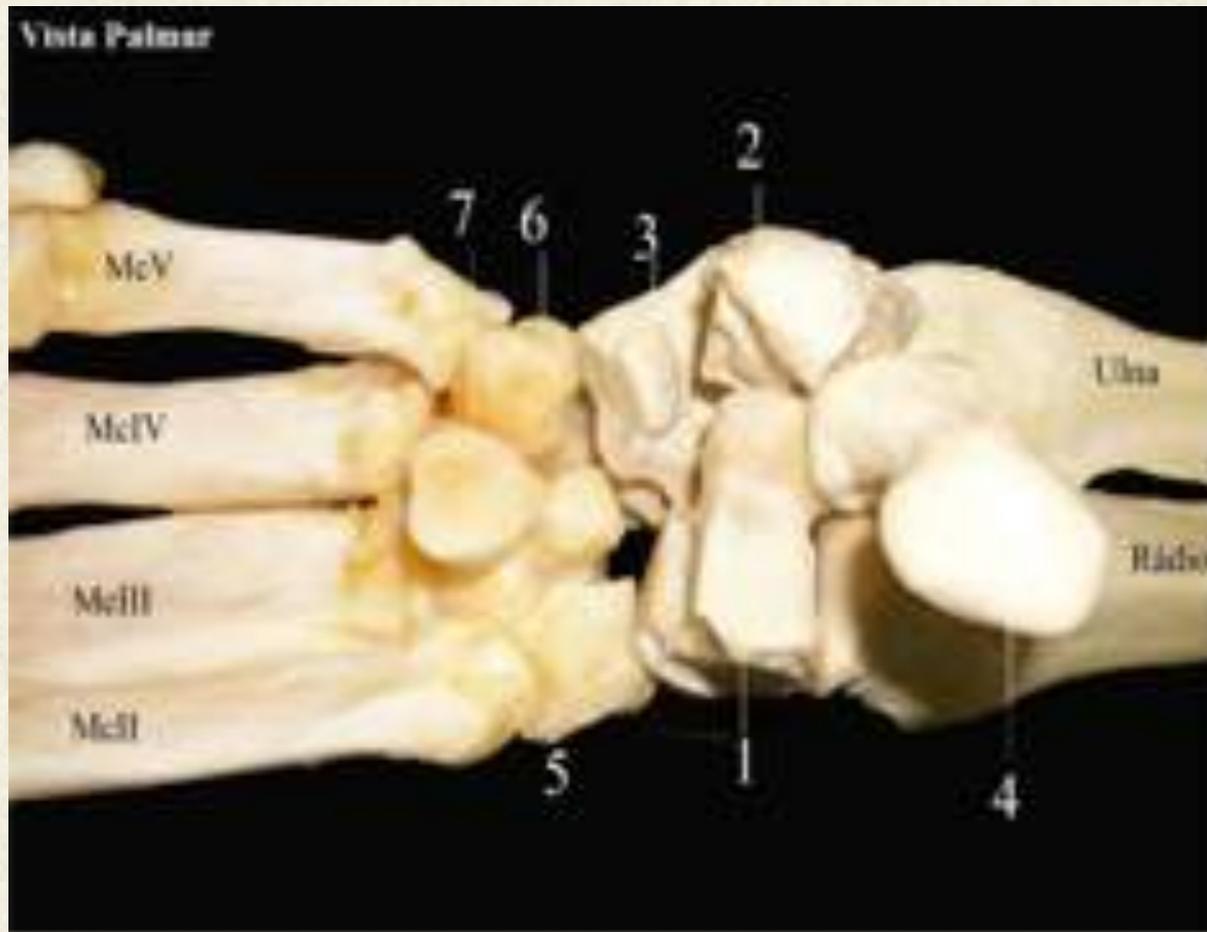


Figura 27 - Ossos cárpicos e metacárpicos de *T. terrestris*, vista palmar (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (1) Carpo radial; (2) Carpo intermediário; (3) Carpo ulnar; (4) Carpo acessório; (5) Carpo II; (6) Carpo IV; (McII) Metacarpo II; (McIII) Metacarpo III; (McIV) Metacarpo IV; (McV) Metacarpo V.

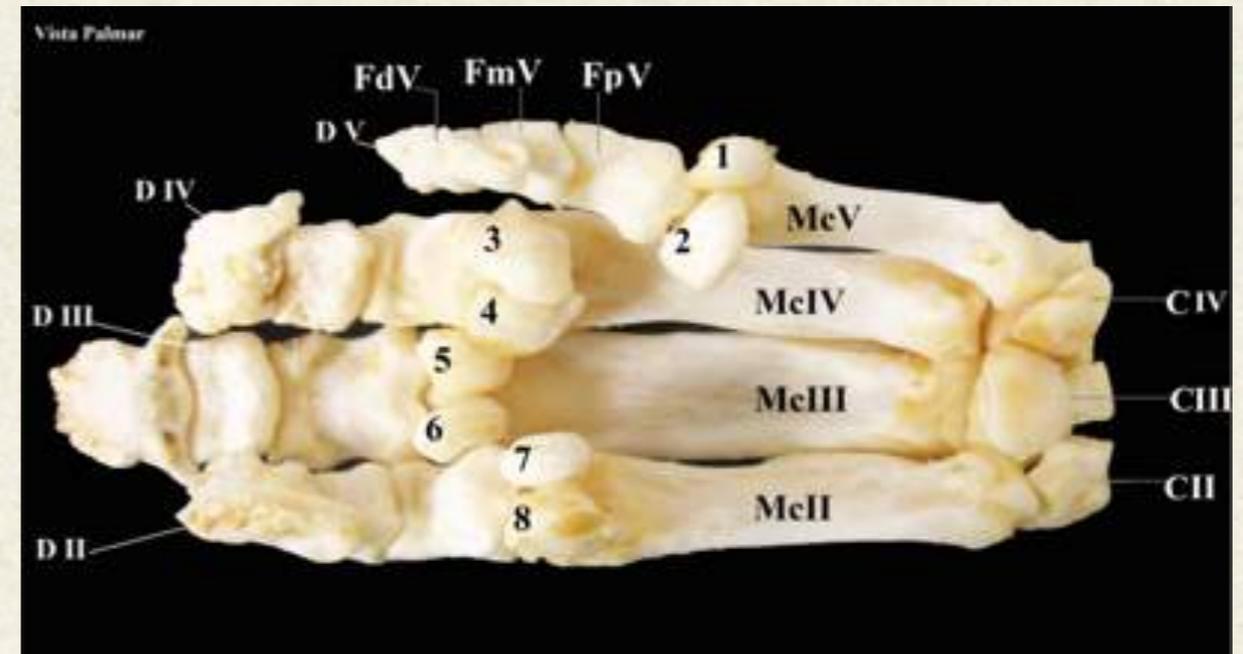


Figura 28 – Ossos da pata de *T. terrestris*, vista palmar (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda: (CII) Carpo II; (CIII) Carpo III; (CIV) Carpo IV; (McII) Metacarpo II (McIII) Metacarpo III; (McIV) Metacarpo IV; (McV) Metacarpo V; (1) e (2) Dígito sesamóide V; (3) e (4) Dígito sesamóide IV; (5) e (6) Dígito sesamóide III; (7) e (8) Dígito sesamóide II; (FpV) Falange digital proximal V; (FmV) Falange digital média V; (FdV) Falange digital distal V; (DII) 2º dígito; (DIII) 3º dígito; (DIV) 4º dígito; (DV) 5º dígito.

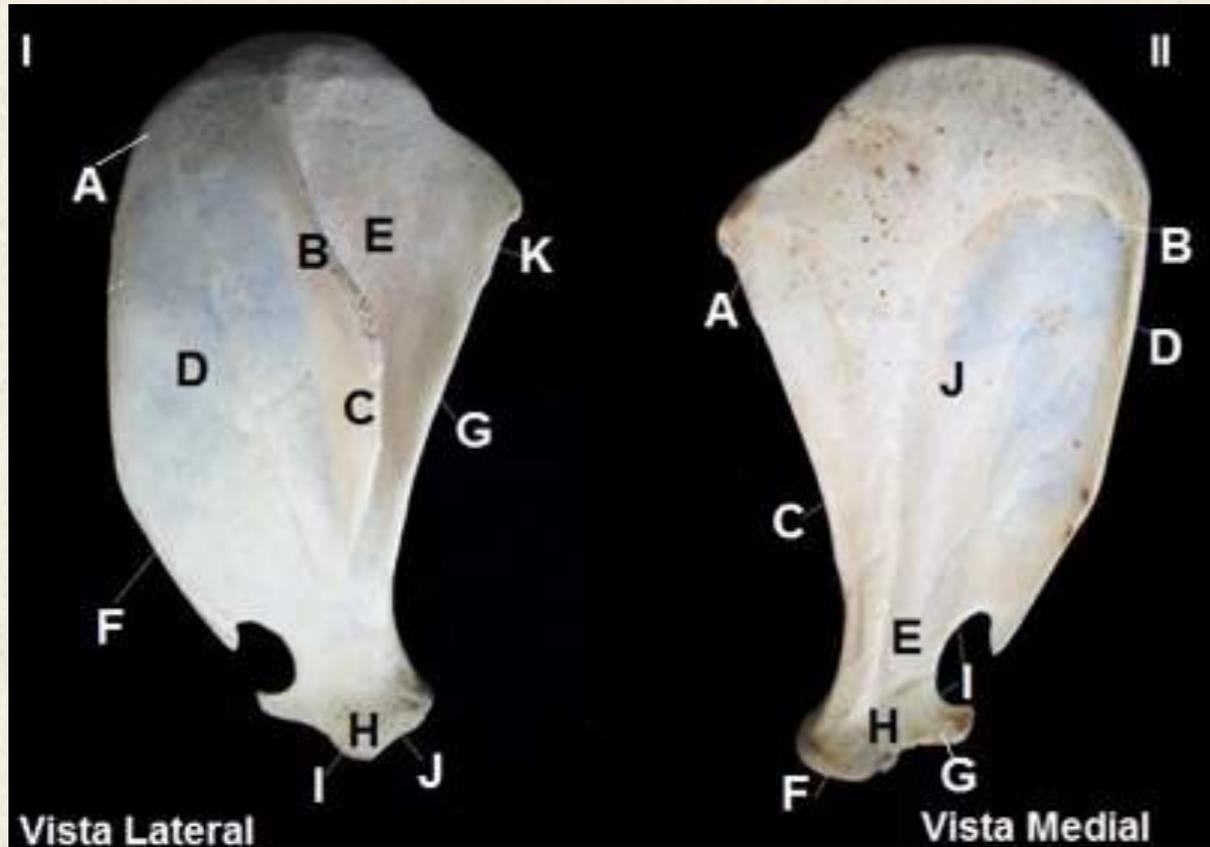


Figura 29 – Escápula de *T. terrestris* (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda I: Vista lateral: (A) – ângulo cranial; (B) Espinha da escápula; (C) Tuberosidade da escápula; (D) Fossa supraespinhal; (E) Fossa infraespinhal; (F) Margem cranial; (G) Margem caudal; (H) Forame nutrício; (I) Tuberosidade supraglenóide; (J) cavidade glenóide; (K) Ângulo caudal.

Legenda II: Vista medial – (A) Ângulo caudal; (B) Ângulo cranial; (C) Margem caudal; (D) margem cranial; (E) Colo escapular; (F) Cavidade glenóide; (G) tubérculo supraglenoide; (H) processo coracóide; (I) Incisura da margem lateral distal; (J) Fossa subescapular.



Figura 30 – Úmero de *T. terrestris* (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda I: Vista caudal – (A) Tuberosidade maior; (B) Colo; (C) tuberosidade do deltoide; (D) Tuberosidade m. teres menor; (E) Fossa do olecrano; (F) Tuberosidade umeral.

Legenda II: Vista cranial – (A) Capitulum; (B) Tróclea; (C) Fossa radial; (D) Epicôndilo medial; (E) Epicôndilo lateral; (F) Crista do epicôndilo lateral; (G) Sulco do m. braquial; (H) Tuberosidade do deltoide; (I) Tuberosidade maior; (J) Sulco intertuberal; (K) Forame nutrício proximal; (L) Tuberosidade menor; (M) Tuberosidade m. teres maior; (N) Forame nutrício distal.

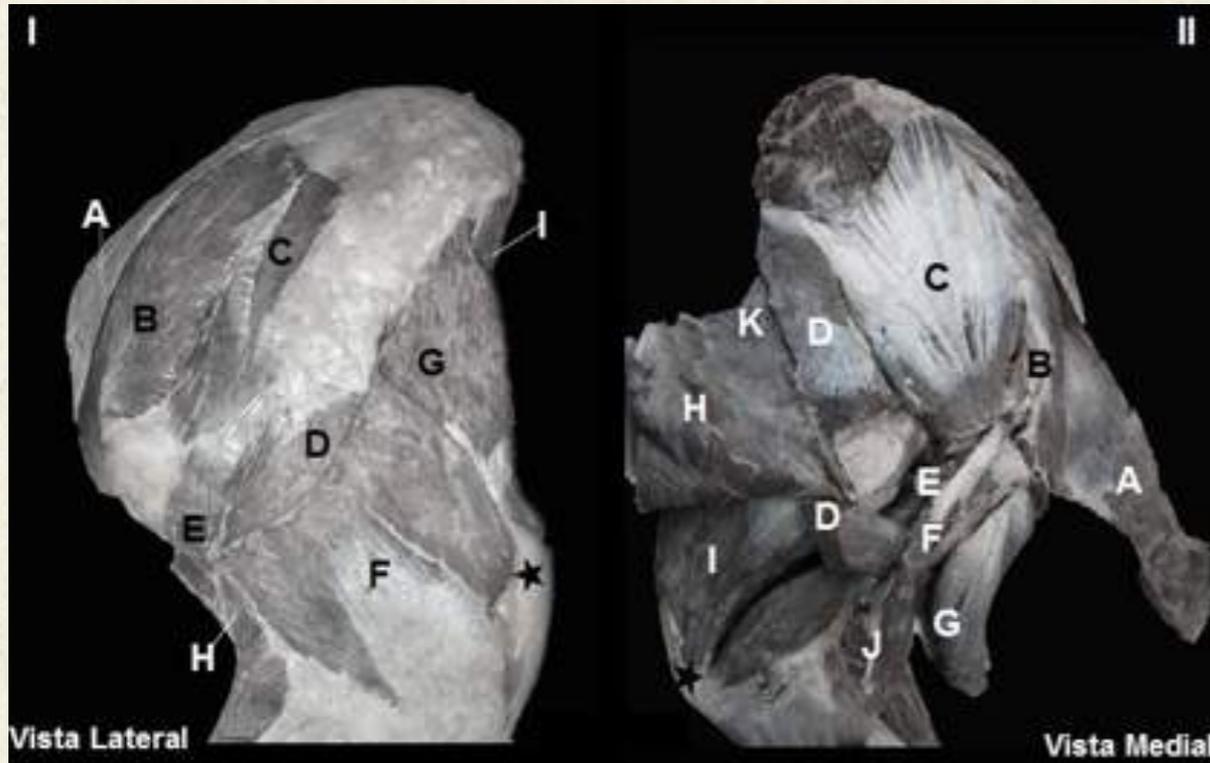


Figura 31 – Face lateral – (A) *m. subclávico*; (B) *m. supraespinhal*; (C) *m. infraespinhal*; (D) *m. deltoideo*; (E) *m. teres menor*; (F) *m. tríceps braquial lateral*; (G) *m. tríceps braquial face longo*; (H) *m. tensor da fascia do antebraço* (parcialmente dobrado); (I) *m. tríceps braquial face medial*; (J) *m. braquial*; (K) *m. largo dorsal* (parcialmente dobrado); olecrano.



Figura 32 – Pontos fixos da silhueta escapular e músculos do membro. *Tapirus terrestris*. Amarelo: pontos da inserção do músculo. Azul: pontos de origem dos músculos. (Fonte: Borges; Pereira; Santos, 2013 - LAPAS)

Legenda I: vista lateral da escápula – (BBr) *m. bíceps braquial*; (Del) *m. deltoideo*; (Ife) *m. infraespinhal*; (RMe) *m. teres menor*; (Sbc) *m. subclávico*; (Spe) *m. supraespinhoso*; (TBr-cl) *Tríceps braquial teres longo*.

Legenda II: Vista medial da escápula – (AOm) *m. articular do ombro*; (Crb) *m. coracobraquial*; (RMa) *m. teres maior*; (Sbe) *m. subescapular*; (TFA) *m. tensor da fascia do antebraço*;

Legenda III: vista cranial do úmero; - (Crb) *m. Coracobraquial*; (Ife) *m. infraespinhal*; (RMa) *m. teres maior*; (Spe) *m. supraespinhal*; (TBr-cm) *m. tríceps braquial caput medial*

Legenda IV: Vista lateral do úmero – (Anc) *m. ancôneo*; (AOm) *m. articular do ombro*; (Bra) *m. braquial*; (Del) *m. deltoide*; (RMe) *m. terer menor*; (Sbe) *m. subescapular*; (Spe) *m. supraespinhal*; (TBr-cla) *m. tríceps lateral*.

Legenda V: Vista lateral da ulna (A) e Rádio (B) – (BBr) *m. bíceps braquial*; (TBr-cl) *m. tríceps braquial vista longa*; (TBr-cla) *m. tríceps braquial lateral*; (TBr-cm) *tríceps braquial medial*.

Legenda VI: Vista medial da ulna – (Bra) *m. braquial*.

Nas quatro espécies de antas, os recém-nascidos apresentam em sua pelagem linhas de coloração preta ou marrom escura e pintas brancas, e são completamente brancos em sua face ventral (barriga, peito e tórax). Entre três e quatro meses de idade, essas linhas e pintas brancas começam a desaparecer; entre oito e nove meses o padrão listrado desaparece de diversas partes do corpo e as linhas remanescentes são dificilmente vistas. Com aproximadamente um ano de vida, os juvenis têm a mesma coloração dos adultos da espécie.

Recém-nascidos usualmente nascem com 3-6kg (Padilla & Dowler 1994). Em cativeiro, filhotes de antas brasileiras ganham em média 2,5kg por semana e desmamam com 4 meses de idade (Barongi 1993). O crescimento se completa aos 18 meses de idade (Young 1961).

A anatomia reprodutiva das antas é descrita no Capítulo 9 deste manual.



Figura 33 - *Anta brasileira*. Pelagem de filhote. Foto: Daniel Zupanc



Figura 34 - *Anta brasileira*. Pelagem adulta. Foto: Daniel Zupanc

LITERATURA RECOMENDADA

Borges DCS. 2013. Anatomia óssea e muscular e aspectos adaptativos do membro pélvico de *Tapirus terrestris* (Perissodactyla, Tapiridae). Dissertação de Mestrado. Laboratório de Pesquisas em Animais Silvestres, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Minas Gerais, Brasil. 73f.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla - Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, editores: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL. Editora Roca, São Paulo, Brasil, pp.598-614.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. Dissertação de Mestrado. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, United Kingdom.

Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World - Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Padilla M; Dowler RC. 1994. *Tapirus terrestris*. Mammalian Species, 481:1-8.

Pereira SG. 2013. Anatomia óssea e muscular e aspectos adaptativos do membro torácico de *Tapirus terrestris* (Perissodactyla, Tapiridae). Dissertação de Mestrado. Laboratório de Pesquisas em Animais Silvestres, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Minas Gerais, Brasil. 79f.



3

Métodos de Captura

Métodos de Captura



O processo de captura de antas em vida livre deve ser cuidadosamente planejado. As técnicas de captura empregadas devem ser escolhidas sempre buscando minimizar o estresse e a possibilidade de se ocasionar lesões aos animais em estudo, espécies “não alvo” e aos pesquisadores. A segurança deve ser priorizada antes, durante e após a captura, considerando etapas como a amostragem biológica, marcação, colocação de radiocolares, e a necessidade de transporte, translocação ou outros procedimentos realizados durante o estudo. Além do fator segurança, diversos fatores devem ser levados em consideração na escolha do método de captura mais apropriado para cada estudo, como por exemplo, espécie alvo, condições ambientais locais, bem como a disponibilidade ou necessidade de pessoal e equipamentos.

Qualquer que seja o método escolhido, o primeiro passo está em identificar áreas frequentemente utilizadas pelas antas, estes locais então devem ser supridos com uma ceva provisória e monitorados regularmente. Cevas efetivas podem incrementar o sucesso de captura significativamente. Sal mineral e/ou frutas nativas da floresta têm sido usadas com sucesso. Entretanto, as cevas servem somente como um incentivo extra para que os animais retornem a uma área específica com regularidade. É importante que as cevas estejam instaladas em áreas previamente utilizadas com frequência, incluindo caminhos utilizados pelas antas, manchas de árvores frutíferas na paisagem e outros locais com abundância de sinais indicando a presença da espécie. Na região de Calakmul (México) o uso de cevas não aumentou o sucesso de captura. Nessa localidade, os pesquisadores utilizaram cevas, com bananas e sal mineral, em pontos próximos aos corpos d'água, aguardando a chegada dos animais, posicionados sobre árvores próximas. Aparentemente essa metodologia gerou melhores resultados

durante a estação seca, quando as antas buscaram corpos d'água permanentes (Jonathan Perez, comunicação pessoal). Tentativas de cevar antas foram também utilizadas sem sucesso na Nicarágua. As cevas foram instaladas nos caminhos utilizados pelas antas (carreiros) e monitoradas com armadilhas fotográficas por mais de um ano. Carreiros de antas sem cevas foram também monitorados no mesmo período. A taxa de visitação das antas aos pontos com cevas não foi significativamente maior do que nos locais sem cevas (Christopher Jordan, comunicação pessoal).

Dependendo da densidade populacional de antas na área de estudo, esse primeiro passo pode não ser uma etapa fácil. Entretanto, escolher locais de estudo com alta movimentação de antas é extremamente importante para o sucesso de pesquisas que envolvam captura. Conhecimento prévio sobre o comportamento das antas naquela localidade e familiaridade com a área de estudo são, em geral, de grande auxílio ao pesquisador para definir as áreas com maior movimentação desses animais. A experiência de caçadores e fazendeiros locais pode ser extremamente útil. Uma vez que as antas estejam visitando um ponto de ceva em específico, o pesquisador deve decidir sobre qual o método de captura mais apropriado para esta área em particular.

Para capturar e conter quimicamente antas de vida livre é absolutamente vital que a equipe envolvida seja bem treinada e preparada para o trabalho.

O estresse e a possibilidade de lesões, tanto para os pesquisadores quanto para os animais capturados, são riscos inerentes à manipulação de antas em vida livre. Todavia, um método de captura bem planejado e

a seleção de um protocolo seguro e efetivo de contenção química podem reduzir significativamente estes riscos.

O processo de captura de antas em vida livre requer a presença de ao menos um médico veterinário de campo, que deverá estar encarregado da imobilização química dos animais, monitoramento da condição geral do animal capturado durante a anestesia, e também encarregado da coleta e processamento das amostras biológicas obtidas. O envolvimento de um médico veterinário que seja capaz de selecionar e administrar um protocolo anestésico seguro e efetivo, monitorando cautelosamente os animais durante manipulação, irá favorecer a redução dos riscos intrínsecos ao processo de captura. Médicos veterinários são os únicos profissionais qualificados para identificação rápida de uma depressão anestésica e para tomar as medidas apropriadas frente a complicações anestésicas observadas. Desse modo, qualquer plano de pesquisa que envolva captura e manipulação de antas em vida livre DEVE obter recursos para participação de um veterinário de campo com boa experiência. Em muitos países este pode ser um requerimento legal, onde somente veterinários experientes ou outros profissionais bem treinados e certificados podem obter uma autorização legal para manipular anestésicos (Benoit Thoisy, comunicação pessoal).



Figura 35 -Tiro à distância com dardos anestésicos, com disparador posicionado no solo.
Foto: Patricia Medici.

Em algumas situações é possível capturar antas utilizando dardos contendo soluções anestésicas, sendo o disparo nos animais realizado diretamente do solo, ou de plataformas posicionadas próximas a pontos de ceva previamente instalados. Para esse método, preferencialmente utilizam-se projetores de dardos, tendo como propelente o dióxido de carbono, ou ar comprimido. O uso de equipamentos que utilizam sistemas de projeção de dardos com pólvora não é recomendado, pois o ruído relativamente alto poderá assustar e indevidamente estressar os animais que se pretende capturar. O ponto de ceva deve estar aproximadamente a dez metros de distância da plataforma de disparo, e disposta de forma que permita uma linha de disparo aberta, com o

mínimo de obstáculos na trajetória do dardo. Uma das principais vantagens da técnica de disparo de dardos a distância é o fato desta não requerer qualquer instalação mais elaborada, o que significa que o local selecionado para captura será pouco perturbado. O baixo custo é outra vantagem do disparo a distância, quando comparado com outros métodos.

A principal desvantagem desse método é o fato de que as antas atingidas por um dardo anestésico não estão fisicamente restritas a um espaço fechado. Há alguns riscos inerentes ao processo de anestésicar e manipular antas que não estejam confinadas. O efeito fisiológico do estresse de captura pode atrasar a indução anestésica, ou até mesmo evitar que o animal fique sedado o suficiente para que pare de se locomover. Mesmo nos casos em que a contenção química é efetiva, se o animal se assusta com o impacto do dardo, ele pode correr, cobrindo uma área considerável antes que a combinação anestésica faça efeito. Se o local de disparo for próximo a áreas alagadas e charcos, isso pode também colocar a anta capturada em risco de afogamento. É recomendável evitar disparar dardos em antas em áreas alagadas ou em proximidade de corpos d'água. Em qualquer cenário de disparo de dardos em antas de vida livre, é altamente recomendável o uso de dardos com radiotransmissores, facilitando o processo de acompanhamento e localização do animal atingido pelo dardo.

O uso de armadilhas fotográficas pode ser útil para estimar a massa e a condição corporal das antas que visitam o sítio de captura regularmente. Assim, o veterinário encarregado pode calcular com mais precisão e segurança uma dose efetiva a ser ministrada (Jonathan Perez, comunicação pessoal).

Disparo de dardos em plataformas em árvores foi o principal método de captura empregado por Charles R. Foester e Sonia Hernandez-Divers para capturar antas centro-americanas (*T. bairdii* *Leptospira*), no Parque Nacional de Corcovado, Costa Rica (Hernández-Divers & Foester, 2001)

Pesquisadores da Iniciativa Nacional para Conservação da Anta Brasileira, no Brasil, dispararam dardos diretamente do solo para captura/recaptura de cinco (5) antas brasileiras (*T. terrestris*) na Mata Atlântica (Medici 2010) e de 20 indivíduos no Pantanal (EP Medici, comunicação pessoal, 2014).

Maiores detalhes sobre este método de captura são encontrados em:

Hernández-Divers SM; Foerster CR. 2001. Capture and Immobilization of Free-Living Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) for an Ecological Study in Corcovado National Park, Costa Rica. In: Zoological Restraint and Anesthesia, D. Heard (Ed.). International Veterinary Information Service, Ithaca, New York, USA.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, United Kingdom.

A armadilha de buraco, ou pitfall, consiste em um buraco no solo, coberto de telhas de fibrocimento e camuflado com serrapilheira e/ou terra e areia. Essas armadilhas devem ser confeccionadas de forma que estejam imperceptíveis no solo e o mesmo animal pode ser capturado repetidamente. Pitfalls foram utilizados com sucesso para captura de antas brasileiras na Mata Atlântica, no Brasil (Medici, 2010), onde foram confeccionados com 2,3m de comprimento; 1,5m de largura e 2,2m de profundidade, sendo possível que ocorram fugas de antas de pitfalls com menos de 2m de profundidade. Adicionalmente, deve-se considerar que estas dimensões podem não ser adequadas para outras espécies de antas em outras localidades. É importante enfatizar que os pitfalls devem ser escavados em passagens frequentemente utilizadas pelos animais. Armadilhas de buraco não requerem ceva, portanto podem ser uma alternativa a outros métodos em locais de estudo onde os pontos de ceva se mostraram ineficientes. No evento de uma captura, o animal deve ser manipulado dentro do buraco. Isso também permite que a equipe de captura tenha total controle durante todo o processo, recuperação e soltura do animal. Antas capturadas em pitfalls geralmente se mantêm calmas e os pesquisadores podem facilmente aplicar dardos anestésicos com uma pistola de CO₂ ou até mesmo uma zarabatana. A impossibilidade de fugas, utilizando esse método de captura, permite a elaboração de protocolos anestésicos mais seguros, com correta aplicação de drogas pré-anestésicas, bem como manter o animal restrito até sua completa recuperação anestésica. Uma vez finalizado o procedimento o veterinário responsável pode administrar agentes reversores e monitorar com proximidade a recuperação do animal. Uma vez que esteja totalmente recuperado da contenção química, uma rampa é cavada em um dos lados do buraco, e o animal está livre para sair utilizando este acesso. A maior desvantagem do pitfall é que uma vez realizada uma captura em um buraco, este não pode ser reutilizado e a armadilha precisa ser desfeita. Outra desvantagem do método é a dificuldade e o custo de abrir pitfalls dessas dimensões. Grupos de quatro a cinco pessoas gastam cerca de cinco ou seis horas para abrir e camuflar uma armadilha de buraco.

Adicionalmente, essa técnica pode ser controversa, devido ao risco de fraturas, o risco de capturar mais de um animal por vez, os riscos da manipulação do animal capturado dentro do espaço restrito do pitfall, além da perturbação ambiental resultante da abertura dos buracos. Da mesma forma, as condições locais geológicas e do lençol freático devem ser consideradas. Em áreas onde o lençol freático está acima de dois metros de profundidade, pitfalls não devem ser utilizados, ou podem ser uma técnica de captura viável somente durante a estação seca.

Este método foi utilizado com sucesso pela Iniciativa Nacional para Conservação da Anta Brasileira, no Brasil, para captura/recaptura de 15 antas brasileiras (*T. terrestris*) na Mata Atlântica (Medici 2010). O método também foi recentemente utilizado por pesquisadores do Nicaraguan Tapir Project para captura de antas centro-americanas (*T. bairdii*) nesse país (C. Jordan, comunicação pessoal, 2014).

Maiores detalhes sobre este método de captura são encontrados em:

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell.



Figura 36 – Construção de armadilhas de buraco ou pitfalls. Fotos: Patricia Medici.



Figura 37 – Administração da anestesia e manipulação de anta brasileira dentro de uma armadilha de buraco ou pitfall. Foto: Patrícia Medici.

Currais de captura consistem em cercados de madeira com 3,5m de comprimento, 1,5m de largura e 2,2m de altura. Os pilares que sustentam a estrutura (6) devem ser mais largos do que 10cm de diâmetro e as tábuas que formam o curral devem ter espessura maior que 2,5cm. As paredes devem ter no mínimo 2,2m para evitar a fuga dos animais capturados. Os currais de captura estão equipados com um gatilho instalado no fundo da armadilha, o qual sustenta a porta de entrada aberta. Quando um animal pisa ou tropeça no gatilho, este libera automaticamente porta da armadilha, a qual se fecha capturando o animal.

Como nas técnicas anteriores, é necessário construir os currais de captura em caminhos naturais das antas, ou outras áreas que as antas frequentemente utilizam, como saleiros, ou manchas de vegetação com árvores frutíferas ou palmeiras. Uma isca efetiva para as antas do local deve ser colocada com ceva para atrair os animais. No evento de uma captura, a anta captura é quimicamente imobilizada e manipulada dentro do curral, podendo facilmente aplicar-se os dardos anestésicos com uma pistola de CO₂, ou até mesmo uma zarabatana. Uma vez finalizado o procedimento o veterinário responsável pode administrar agentes reversores e monitorar com proximidade a recuperação do animal. Uma vez que esteja totalmente recuperado da contenção química, a porta da armadilha é aberta e o animal está livre para sair utilizando este acesso. Em semelhança com os pitfalls a principal vantagem dos currais de captura é o fato de se poder manipular o animal dentro da estrutura, isso também permite a equipe de captura total controle durante o do processo recuperação e soltura do animal. Outra vantagem desse método é que apesar do alto esforço e gasto inicial para construção dos currais de captura, diferentes indivíduos em uma mesma área podem ser capturados em uma mesma armadilha. Isso diminui o custo de captura por animal ao longo do tempo, maximizando as chances de coleta de dados sobre interações

Galeria 4 – Curral de Captura ou Armadilha de Caixa



*Duas diferentes maneiras de construção de currais de captura. Notar que a primeira armadilha foi instalada dentro de uma mancha de palmeiras, conhecida por ser uma importante fonte de alimentos para *T. terrestris*.
Fotos: Renata Carolina Fernandes-Santos.*



intraespecíficas entre indivíduos em áreas adjacentes. Currais de captura utilizados por longos períodos devem ser reparados regularmente.

Esse método foi utilizado com sucesso pela Iniciativa Nacional para Conservação da Anta Brasileira, no Brasil, para captura/recaptura de 23 antas brasileiras (*T. terrestris*) na Mata Atlântica (Medici 2010) e 114 antas brasileiras (*T. terrestris*) no Pantanal (EP Medici, comunicação pessoal, 2014).



Figure 38 – Anta brasileira sendo capturada em armadilha de caixa (fotos de armadilha fotográfica).

Maiores detalhes sobre este método de captura são encontrados em:

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK.

Foto: Bill Konstant



4

Contenção Química

Contenção Química



Diversos protocolos anestésicos têm sido desenvolvidos e utilizados em cativeiro (Janssen et al. 1999; Nunes et al. 2001; Janssen 2003) e em vida livre (Hernandez et al. 2000; 2001; Mangini et al 2001; Mangini 2007). O protocolo específico utilizado varia de acordo com uma diversidade de fatores, incluindo: métodos de captura, metas da imobilização, volume desejável e viável de anestésico, tempo desejado de indução e recuperação, requerimento do nível de imobilização e relaxamento muscular, necessidade de reversibilidade, orçamento do projeto, requerimentos para a segurança do animal e dos membros da equipe de campo.

Vários protocolos anestésicos foram testados exaustivamente em projetos de vida livre em diferentes áreas (Parás-García et al, 1996; Hernández-Divers et al, 1998, Hernández-Divers et al 2000; Hernández-Divers & Foerster 2001; Mangini et al, 2001; Mangini 2007; Medici 2010; Pérez 2013). Alguns destes protocolos serão apresentados posteriormente.

Pesquisadores que pretendem utilizar estes protocolos devem estar cientes de que é de grande valia consultar um veterinário experiente com trabalhos de campo antes de implementar um protocolo em vida livre. Adicionalmente, é altamente recomendável que os veterinários que desenvolveram e/ou têm experiência com algum destes protocolos sejam contactados para maiores informações.

As condições nas quais se consideram esses protocolos eficazes devem ser cuidadosamente exploradas e consideradas antes de aplicadas a situações diversas.

Mais informações sobre os fármacos descritos neste capítulo e seus efeitos sobre a fisiologia animal estão disponíveis no APÊNDICE 1.

O sucesso da contenção química em antas de vida livre e de cativeiro depende de um planejamento cauteloso. Durante o processo de planejamento, é importante considerar:

1. Características anatômicas, metabolismo e fisiologia da espécie;
2. As condições ambientais do local onde a captura será realizada;
3. O método de captura a ser utilizado;
4. A disponibilidade do equipamento que será possivelmente utilizado no processo de captura;
5. Conhecimento detalhado da farmacologia, efeitos adversos e contra-indicações das drogas utilizadas para a contenção química;
6. Tempo estimado para realizar os procedimentos durante a manipulação do animal, incluindo e não se limitando a: instalação de colar de telemetria, instalação de microchip, coleta de amostras biológicas e avaliação clínica;
7. A possibilidade de eventos inesperados que interrompam ou interfiram na contenção química;
8. A necessidade de checar diferentes parâmetros fisiológicos das antas durante a recuperação da anestesia;

- Não é possível estimar precisamente o peso de uma anta de vida livre. Em alguns contextos, é possível encontrar a mesma dificuldade em animais cativos. Assim como a estimativa de peso é importante para a determinação da dose correta de anestesia, é importante escolher protocolos que possibilitam que os veterinários tenham uma ampla

margem de segurança. Considerando o peso dos animais, o cálculo pré-determinado das doses para intervalos de peso vivo de 50 kg é considerado seguro. Se possível, recomenda-se o treinamento da estimativa de peso em antas de cativeiro com peso conhecido. A campo, o uso de armadilhas fotográficas pode auxiliar na estimativa individual de peso e/ou garantir que os animais a serem capturados exibam boa condição corpórea previamente. Todas essas observações podem auxiliar o veterinário a calcular a dose ideal para o animal.

- A contenção química deve ser realizada durante as horas mais frescas do dia. O animal deve ser monitorado de perto, atenciosamente, até sua recuperação completa. Após a contenção, o animal deve ser capaz de realizar todas suas funções fisiológicas antes de ser liberado.

- Durante o procedimento de captura e imobilização, é importante minimizar ruídos e é recomendado limitar a quantidade de pessoas para um número realmente necessário. Assim que o animal atingir o plano anestésico adequado, os olhos e conduto auditivo devem ser cobertos para minimizar estímulos externos. Essa estratégia é particularmente importante no caso do uso de fármacos dissociativos.

- É necessário preparar protocolos para possíveis emergências (leia as principais emergências nos tópicos posteriores) e protocolos terapêuticos previamente (ver detalhes em capítulo 11). Recomenda-se manter fármacos de emergência disponíveis, como antagonistas, doxapram, atropina e epinefrina.



Figura 39 - Administração intramuscular de agentes anestésicos em anta brasileira. Foto: Renata Carolina Fernandes-Santos

- A administração intramuscular de agentes anestésicos pode ser realizada na tábua do pescoço ou na musculatura posterior ou glútea (áreas recomendadas para a projeção de dardos).

- Uma vez que o agente anestésico induza ao decúbito, a cabeça da anta deve ser posicionada abaixo do nível do corpo, para evitar aspiração em casos de regurgitação. A intubação traqueal é recomendável para evitar a aspiração de refluxos gástricos. Entretanto, é difícil em antas devido a sua anatomia: a cabeça é longa e estreita, e a glote não é visível, exceto com a utilização de um laringoscópio com

lâmina longa. A intubação às cegas é possível, desde que realizada por profissional com experiência. Tubos endotraqueais podem ter 10 - 14 mm para animais juvenis e 16 - 24 mm para adultos. Caso o veterinário não tenha tubo endotraqueal disponível, é importante verificar que as vias aéreas estão livres. Para isso, deve-se tracionar a língua e checar a posição do animal para evitar obstruções.



Figura 40 - Indução: Anta brasileira apresentando os primeiros sinais de sedação. Foto: Patrícia Medici.

- Quando lidando com animais de vida livre, geralmente é impossível ter uma avaliação de saúde adequada antes da contenção. Na maioria das vezes, é apenas possível ter uma avaliação grosseira da condição corpórea, lesões cutâneas e deformidades. As condições respiratórias e circulatórias serão desconhecidas até que o animal esteja

completamente imobilizado, o que pode tornar-se um risco importante aos procedimentos de anestesia e contenção química.

- A manipulação de animais extremamente estressados deve ser evitada. O estresse agudo pode gerar efeitos severos no animal, implicando em alterações cardiorrespiratórias e de metabolismo, que podem alterar o efeito dos agentes anestésicos e colocar em risco a vida do animal.



Figura 41 – Monitoramento dos parâmetros fisiológicos de uma anta brasileira durante anestesia. Foto: Gabriel Damasceno.

- É importante assegurar-se de que durante a indução ou recuperação anestésica o animal não tenha acesso à água ou terrenos rochosos ou acidentados para evitar afogamento, traumatismos severos ou até mesmo acidentes letais para animais sob efeito de anestésicos.
- A facilidade de acesso ao animal (dependendo do método de captura utilizado) e o volume de anestésico a ser administrado são fatores decisivos na escolha do equipamento mais adequado para administrar os anestésicos (seringa, pistola de dardos, zarabatana, rifle, etc). Para tiro à distância utilizando dardos anestésicos, as pistolas, rifles, dardos anestésicos especiais e acessórios necessários podem ser adquiridos com fabricantes como Dan-Inject, Telinject, Pneu-dart, etc. Para animais em armadilhas de caixas ou pitfalls, pode-se utilizar zarabatanas, bastões extensores ou seringas.
- O protocolo anestésico ideal é efetivo em uma única dose, produz rápida indução anestésica, e tem duração suficiente para a equipe realizar todos os procedimentos necessários. O protocolo deve ser desenvolvido de maneira que seja possível que o veterinário faça suplementações por meio da administração adicional de fármacos, caso haja a necessidade de estender o período de manipulação.
- Alguns anestésicos e/ou agentes antagonistas/reversores podem não estar disponíveis ou ser ilegais em alguns países. Fármacos opioides não estão disponíveis em todas as áreas de ocorrência natural das antas, por exemplo. Em países nos quais determinados agentes anestésicos são proibidos, pode ser necessário desenvolver protocolos alternativos aos apresentados neste manual para a contenção química das antas. Caso isso seja necessário, tais protocolos alternativos devem ser testados em cativeiro por profissionais qualificados e com uma

metodologia de pesquisas previamente bem definida antes de serem implementados a campo.



Figura 42 - Administração intravenosa de fármacos antagonistas/reversores em anta brasileira. Foto: Patricia Medici.

- Os efeitos adversos mais comumente observados em antas durante a indução ou retorno da anestesia são apneia, hipotensão arterial e agitação/ataxia.
- As emergências mais comumente observadas em antas durante procedimentos que envolvam anestesia são: hipotermia, hipertermia, bradicardia, baixa saturação de oxigênio e apneia. O monitoramento contínuo da temperatura corpórea é essencial para garantir a segurança do animal imobilizado, considerando que determinados fármacos alteram a capacidade de termorregulação. Este parâmetro deve ser cuidadosamente acompanhado, principalmente em dias extremamente frios ou quentes. O animal anestesiado não deve ser exposto a correntes de ar frias, superfícies úmidas, ao sol ou a ambientes com baixa circulação de ar ou com elevada temperatura. Devido a sua grande massa corpórea e relativamente pequena área de superfície de contato com o ambiente em relação a sua massa, antas são mais propensas a desenvolver hipertermia do que hipotermia. Animais com hipotermia devem ser expostos a fontes de calor e/ou envolvidos com isolantes térmicos, enquanto animais com hipertermia deve ser banhados com água fresca.
- É necessário monitorar cuidadosamente os parâmetros fisiológicos do animal sob anestesia. A auscultação do coração e pulmão, o monitoramento constante da frequência cardíaca e respiratória, da temperatura corporal e da coloração de mucosas, e a mensuração da pressão sanguínea não invasiva (como tempo de preenchimento capilar) são os parâmetros básicos que precisam ser monitorados. A frequência respiratória, tipo e amplitude dos movimentos respiratórios são importantes parâmetros para monitorar a depressão respiratória em antas. Monitorar a saturação de oxigênio utilizando pulsoximetria

também é recomendado, especialmente quando utilizando protocolos anestésicos que possam promover episódios de apneia. É importante ter em mente que antas são adaptadas para realizar apneia fisiológica enquanto nadam. Desta forma, curtos episódios de apneia durante a contenção química tendem a ser considerados menos preocupantes para esta espécie.

- O veterinário responsável pela captura e contenção química deve ter conhecimento da fisiologia do estresse e das potenciais consequências médicas decorrentes da captura de um animal silvestre. O nível de resposta ao estresse para determinada espécie é um dos fatores principais na resposta à anestesia em animais silvestres. Diferentes espécies de anta e mesmo diferentes indivíduos de uma mesma espécie e com massa corporal semelhante podem responder de forma diferente ao mesmo estímulo estressante, bem como ao mesmo protocolo anestésico. Todos os procedimentos de captura devem ser planejados cuidadosamente para minimizar o estresse para o animal. Mais uma vez, isso inclui reduzir ao máximo qualquer barulho ou outros estímulos aos quais o animal capturado estará exposto.

- É preferível utilizar fármacos anestésicos para os quais estejam disponíveis antagonistas/reversores. O uso de fármacos reversores faz das expedições de captura mais eficientes, reduzindo o tempo necessário para a manipulação de cada animal. Isso permite capturas mais seguras em condições de campo comumente adversas, e faz com que seja viável capturar e manipular diversos indivíduos ao longo de um dia ou noite.



Figura 43 – Recuperação/soltura. Foto: Patrícia Medici.

- É essencial manter um registro detalhado do protocolo anestésico utilizado e do monitoramento de parâmetros fisiológicos durante cada captura. Os resultados desses registros, incluindo seus aspectos positivos e negativos, devem ser publicados ou disponibilizados de alguma maneira para outros pesquisadores de campo, para melhorar o conhecimento sobre a contenção química de antas. O APÊNDICE 2 apresenta um modelo de ficha de campo que pode ser utilizado por veterinários para registrar e monitorar detalhes pertinentes e observações gerais durante contenções químicas realizadas a campo.

Em cativeiro, a manipulação e imobilização de antas é relativamente comum para vários procedimentos, incluindo exames veterinários, radiografia, ultrassonografia, coleta de material biológico, emergências médicas e transporte para recintos diferentes. O tipo de manejo a ser

realizado e o temperamento individual da anta irão determinar se a imobilização química é necessária ou se o condicionamento operante é mais adequado para realizar o procedimento.

Este capítulo fornece sugestões de protocolos anestésicos para os casos em que a imobilização química é necessária para antas em cativeiro (veja Protocolos Recomendados neste capítulo). Anestesiá-las em cativeiro pode ser uma tarefa tão delicada quanto anestesiá-las em vida livre. É importante que a equipe veterinária tenha treinamento e experiência em captura e anestesia para garantir que o procedimento ocorra da melhor maneira possível. Se equipamentos específicos forem necessários, deve-se garantir que estes se encontram em condições de uso apropriadas.

Antes da anestesia, recomenda-se jejum alimentar e hídrico de 18 - 24 horas para reduzir o risco de regurgitação e aspiração (isso é raro, porém não sem precedentes). O procedimento anestésico deve ser realizado em um local silencioso (sem barulhos e sem a presença de outros animais que possam interferir na anestesia). Se a anta que será anestesiada dividir o recinto com outros animais, é recomendado que o indivíduo seja separado antes da anestesia para reduzir riscos para a anta, bem como para a equipe veterinária.

O decúbito lateral é um posicionamento confortável para as antas e conveniente para o tratador e a equipe veterinária que trabalhará com o animal anestesiado. Assim como em antas de vida livre, a cabeça e pescoço do indivíduo devem estar em um nível abaixo do corpo para evitar aspiração de refluxo gástrico em caso de regurgitação. A manutenção de um acesso venoso com fluido e a suplementação de oxigênio por máscara ou sonda nasal com 6 – 10L/min são recomendados. Durante a imobilização, é importante cobrir os olhos

com um pano para evitar estímulos pela luz. Tanto em antas em cativeiro como em vida livre, é importante realizar o monitoramento anestésico durante todo o procedimento, verificando a frequência cardíaca, respiratória, temperatura corpórea e saturação sanguínea de oxigênio.

Ainda no caso de antas em cativeiro, alguns zoológicos realizam condicionamento operante (com reforço positivo), transformando a contenção química dispensável para procedimentos simples. Nestes casos, a anta colabora voluntariamente, permitindo a realização de diversos procedimentos médicos ou outras atividades de manejo. Quando as antas são coçadas e esfregadas ao longo do dorso, abdômen, pescoço, face, ou linha da mandíbula, elas tendem a ficar em decúbito. Com indivíduos particularmente dóceis, veterinários podem realizar exames médicos, coleta de sangue, ultrassom, tratamento de lesões, etc. enquanto o animal está sendo esfregado por assistentes, o que a mantém em decúbito. Pessoas que trabalham com antas treinadas precisam praticar este procedimento cuidadosamente, com o intuito de prevenir lesões ou acidentes sérios (Janssen, 2003).

Galeria 5 – Contenção Química



*Anestesia em anta de
cativeiro. Reserva
Experimental Horco
Molle, Província de
Tucumán. Argentina.
Foto: Fundação
Temaikén.*



*Recuperação
anestésica. Reserva
experimental Horco
Molle, Província de
Tucumán. Argentina.
Foto: Fundação
Temaikén.*

LITERATURA RECOMENDADA

Gachen G; Quse V; Falzone M; González Ciccía P. 2011. Effective drug combinations for collecting samples in lowland tapirs (*Tapirus terrestris*). In: Proceedings of the Fifth International Tapir Symposium. p32.

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 1998. Cardiopulmonary Effects and Utility of a Butorphanol-Xylazine-Ketamine Anesthetic Protocol for Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. In: Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 2000. Butorphanol-Xylazine-Ketamine Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs in Costa Rica. In: Journal of Wildlife Diseases: 36(2), pp. 335–341

Hernández-Divers SM; Foerster CR. 2001. Capture and Immobilization of Free-Living Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) for an Ecological Study in Corcovado National Park, Costa Rica. In: Zoological Restraint and Anesthesia, D. Heard (Ed.). International Veterinary Information Service, Ithaca, New York, USA.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards MS. 1999. Tapir Medicine. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. W.B. Saunders Co., Philadelphia, pp.562-568.

Janssen DL. 2003. Tapiridae. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. Saunders, Saint Louis, MO, USA, pp.569-577.

Kreeger TJ. 1997. Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. Published by International Wildlife Veterinary Services Inc., USA. 341 pp.

Mangini PR; Velastin GO; Medici EP. 2001. Protocols of chemical restraint used in 16 wild *Tapirus terrestris*. Archives of Veterinary Science 6:6-7.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla -Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK.

Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World -Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

Parás-García A; Foerster CR; Hernández-Divers SM; Loria DL. 1996. Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). In: Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Pérez J. 2013. Immobilization of Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*) using thiafentanil oxalate (A3080) in combination with xylazine and ketamine. In: Tapir Conservation - The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group, vol. 22 (31), pp. 15-19.

Basicamente, o protocolo anestésico inclui uma mistura de um opioide agonista (Butorfanol a 0.15-0.4 mg/kg IM) e um alfa-2 adrenérgico agonista (Xilazina a 0.3-0.8 mg/kg IM ou Detomidina a 0.05 mg/kg IM). Esses fármacos podem ser administrados no mesmo dardo (ex. Butorfanol + Xilazina). Aproximadamente 4-6 minutos depois da administração, antas começam a perder a coordenação motora, a cambalear e tendem a sentar. Depois de aproximadamente 10 minutos, pode-se notar evidente relaxamento muscular seguido de decúbito. Caso a dose inicial não tenha sido suficiente, Cetamina (0.25–1mg/kg IV) pode ser utilizada como fármaco suplementar conforme necessário (Janssen, 2003). A injeção intramuscular de fármacos anestésicos pode ser realizada nas musculaturas da tábua do pescoço e musculature glútea ou posterior.

Antagonistas alfa-2 e narcóticos devem ser utilizados como agentes reversores (ex. loimbina a 0.3 mg/kg IV e Naltrexone a 0.6 mg/kg, respectivamente) (Janssen, 2003). A recuperação anestésica se inicia geralmente de 1-2 minutos depois da administração dos antagonistas no animal imobilizado. Em casos em que tenha ocorrido a suplementação da dose inicial com Cetamina, é necessário aguardar cerca de 30-40 minutos após a última administração de Cetamina antes de realizar a aplicação de agentes reversores.

Conforme mencionado acima, durante os períodos de indução e recuperação anestésica, o animal capturado não deve ter acesso a corpos d'água ou a terrenos acidentados ou muito íngremes para evitar acidentes (Nunes et al. 2001).

Butorfanol / Xilazina
Anta Centro-Americana *Tapirus bairdii* - Corcovado National Park, Costa Rica
Método de Captura: Tiro à distância

Protocolo: A dose total para um animal de 200-300 kg compreende da associação de 40-50 mg de Tartarato de Butorfanol (Torbugesic) com 100 mg de Xilazina, misturados no mesmo dardo. Cetamina a 187±40.86 mg/animal, foi administrada IV (na maioria das vezes), para manter ou prolongar a anestesia.

Antagonistas: Naltrexone (50 mg) associado com 1200 mg de Tolazoline, na mesma seringa, IM, administrados pelo menos 30 minutos após a última aplicação de Cetamina.

Comentários: Este protocolo foi utilizado para tiro à distância a partir de uma plataforma posicionada em cima de uma árvore. Os animais haviam sido habituados a frequentar o local devido à ceva (bananas maduras) instalada por vários dias. Dessa forma, se encontravam relativamente calmos no momento do tiro.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Charles R. Foerster (Pesquisador), Sonia Hernández

(MV; E-mail: shernz@uga.edu)

Mais detalhes sobre este protocolo estão disponíveis em:

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 1998. Cardiopulmonary Effects and Utility of a Butorphanol-Xylazine-Ketamine Anesthetic Protocol for Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 2000. Butorphanol-Xylazine-Ketamine Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs in Costa Rica. In: Journal of Wildlife Diseases: 36(2), pp. 335–341

Hernández-Divers SM; Foerster CR. 2001. Capture and Immobilization of Free-Living Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) for an Ecological Study in Corcovado National Park, Costa Rica. In: Zoological Restraint and Anesthesia, D. Heard (Ed.). International Veterinary Information Service, Ithaca, New York, USA.

Butorfanol / Medetomidina / Cetamina**Anta Brasileira *Tapirus terrestris* - Pantanal, Brasil****Método de Captura: Armadilha de Caixa**

Protocolo: Tartarato de Butorfanol (Torbugesic, 10mg/ml) 0.15 mg/kg + Medetomidina (Domitor, 1mg/ml) 0.012 mg/kg + Cetamina (100mg/ml) 0.6 mg/kg, IM, em um dardo de 5mL. A versão concentrada da Medetomidina (20mg/ml) pode ser utilizada para reduzir o volume final. Atropina (15mg/ml) 0.03mg/kg pode ser adicionada ao protocolo no intuito de reduzir salivagem excessiva e secreções respiratórias, comumente observadas em antas brasileiras.

Antagonistas: Naltrexone (50mg/ml) 0.3 mg/kg + Atipamezole (Antisedan 5mg/ml) 0.04 mg/kg na mesma seringa, ½ IM + ½ IV, administrados pelo menos 35 minutos após a última aplicação de Cetamina.

Comentários: Adequado para antas capturadas em armadilhas de caixa ou pitfalls. O tempo médio de indução desse protocolo é de 4-6 minutos, e o tempo médio de recuperação é de 1-2 minutos após a administração dos reversores. Esse protocolo é comumente utilizado em antas brasileiras em cativeiro.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Patrícia Medici (Pesquisadora; E-mail: epmedici@uol.com.br), Renata Carolina Fernandes-Santos (MV; E-mail: renatacfsantos@gmail.com.br), Paulo Rogerio Mangini (MV; E-mail: paulomangini@triade.org.br), Caio Motta (MV; E-mail: mvcaiomotta@gmail.com).

Metadona / Detomidina / Cetamina**Anta Brasileira *Tapirus terrestris* – Mata Atlântica, Brasil****Método de Captura: Armadilha de Caixa**

Protocolo: Cloridrato de Metadona (Mytedom, 10mg/ml) 0.15 mg/kg + Detomidina (Dormiun V, 10mg/ml) 0.05 mg/kg + Cetamina (100mg/ml) 1-2 mg/kg, IM. Atropina (10mg/ml) 0.02mg/kg pode ser adicionada ao protocolo no intuito de reduzir salivagem excessiva e secreções respiratórias, comumente observadas em antas brasileiras.

Antagonistas: Naloxona (Narcan 0.4mg/ml) 0.01 - 0.02 mg/kg + loimbina (10mg/ml) 0.1 mg/kg, na mesma seringa, ½ IM + ½ IV, administrados pelo menos 35 minutos após a última aplicação de Cetamina.

Comentários: Adequado para antas capturadas em armadilhas de caixa ou pitfalls. O tempo médio de indução desse protocolo é de 5-6 minutos, e o tempo médio de recuperação é de 1-3 minutos após a administração dos reversores. Promove bom relaxamento muscular, permitindo o reposicionamento do animal dentro da armadilha ou caixa de transporte.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Andressa Gatti (Pesquisadora), Maria Fernanda Naegeli Gondim (MV; E-mail: mfgondim@yahoo.com.br), Eduardo Raposo Monteiro (MV), Paulo Rogerio Mangini (MV, E-mail: paulomangini@triade.org.br), Renata Carolina Fernandes-Santos (MV; E-mail: renatacfsantos@gmail.com.br).

Tiletamina-Zolazepam / Medetomidina / Cetamina**Anta Brasileira *Tapirus terrestris* – Mata Atlântica e Pantanal, Brasil****Método de Captura: Tiro à distância**

Protocolo: Tiletamina-Zolazepam (Zoletil 50, 250mg) 1.25 mg/kg + Medetomidina (20mg/ml) 0.006 mg/kg + Cetamina (100mg/ml) 0.6 mg/kg, IM, em um dardo de 3mL. Para reduzir o volume final, Cetamina e Medetomidina são utilizadas para diluir a Tiletamina-Zolazepam liofilizada. Atropina (15mg/ml) 0.03mg/kg pode ser adicionada ao protocolo no intuito de reduzir salivação excessiva e secreções respiratórias, comumente observadas em antas brasileiras. Considerando que efeitos adversos são comumente observados durante a recuperação utilizando este protocolo (veja Comentários abaixo), alguns veterinários recomendam a administração de Midazolam (5mg/ml) 0.03mg/kg 30-40 minutos após a administração do Zolazepam, no intuito de suplementar os efeitos benzodiazepínicos e reduzir efeitos indesejáveis de fármacos dissociativos. Por outro lado, a suplementação com Midazolam pode prolongar o tempo de recuperação.

Antagonistas: Indisponíveis

Comentários: Adequado para o método de tiro à distância utilizando dardos anestésicos (pequeno volume final). O tempo médio de indução desse protocolo é de 2-3 minutos, promovendo boa imobilização por cerca de 30 a 40 minutos. Considerando que é geralmente impossível estimar o peso da anta antes de utilizar o método de tiro à distância, esse protocolo proporciona ampla margem de segurança. Esse protocolo foi delineado para antas brasileiras com peso estimado de 200kg, mas vem sendo utilizado, promovendo contenção química segura e satisfatória, em indivíduos com peso estimado entre 100-300kg. Variações desse protocolo, utilizando outros alfa-2 agonistas como a Detomidina e Romifidina, com e sem adição de Cetamina, foram previamente testadas e os melhores resultados de imobilização, parâmetros cardiorrespiratórios e recuperação anestésica foram observados com Medetomidina e Cetamina. Curtos episódios de apneia foram observados com maior frequência em protocolos com Detomidina. Não é pouco comum observar efeitos adversos como agitação, balançar de cabeça, movimentos de pedalagem, curtos episódios de apneia e ataxia durante a recuperação utilizando protocolos com Tiletamina/Zolazepam.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Patrícia Medici (Pesquisadora; E-mail: epmedici@uol.com.br), Renata Carolina Fernandes-Santos (MV; E-mail: renatacfsantos@gmail.com.br), Paulo Rogerio Mangini (MV; E-mail: paulomangini@triade.org.br), Caio Motta (MV; E-mail: mvcaiomotta@gmail.com).

Mais detalhes sobre este protocolo estão disponíveis em:

M Mangini PR; Velastin GO; Medici EP. 2001. Protocols of chemical restraint used in 16 wild *Tapirus terrestris*. Archives of Veterinary Science 6:6-7.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla - Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

Etorfina / Acepromazina**Anta Centro-Americana *Tapirus bairdii* - México****Método de Captura: Tiro à distância**

Protocolo: A dose total para um animal de 200-250 kg compreende da associação de 1.96 mg de Cloridrato de Etorfina com 5.90 mg de Maleato de Acepromazina, misturados no mesmo dardo.

Antagonistas: Cloridrato de Diprenorfina (Revivon Large Animal, C/Vet limited) - 5.88 mg

Comentários: Esse protocolo foi delineado para condições de campo específicas da Sierra Madre of Chiapas, México. Esta região apresenta uma topografia altamente íngreme, com declives pronunciados de mais de 60 graus de inclinação. Por este motivo, o tempo de indução deve ser minimizado, a fim de evitar fatalidades.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Alberto Parás-Garcia (MV), Iván Lira-Torres (MV; E-mail: ilira_12@hotmail.com)

Mais detalhes sobre este protocolo estão disponíveis em:

Parás-García A; Foerster CR; Hernández-Divers SM; Loria DL. 1996. Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). In: Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Oxalato de Thiafentanil (A3080) / Xilazina / Cetamina**Anta Centro-Americana *Tapirus bairdii* - México****Método de Captura: Tiro à distância**

Protocolo: A combinação de fármacos foi feita com Oxalato de Thiafentanil 1mg/100kg + Xilazina 1mg/kg + Cetamina 0.5mg/kg, IM, misturadas no mesmo dardo.

Antagonistas: Naltrexone 10mg/1mg de Thiafentanil e loimbina 0.125 mg/kg IM

Comentários: Esse protocolo foi utilizado na região Calakmul de Campeche, México. A combinação desses fármacos promove uma rápida indução e curto período de recuperação anestésica. Animais em condições corpóreas ruins podem ser imobilizados utilizando esse protocolo por períodos curtos ou longos. Essa combinação também se demonstrou segura para animais em cativeiro e em vida livre.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Jonathan Pérez Flores (MV; E-mail: johnspf77@yahoo.com.mx)

Mais detalhes sobre este protocolo estão disponíveis em:

Pérez J. 2013. Immobilization of Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*) using thiafentanil oxalate (A3080) in combination with xylazine and ketamine. In: Tapir Conservation - The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group, vol. 22 (31), pp, 15-19.

Butorfanol / Xilazina

Anta Brasileira *Tapirus terrestris* em cativeiro - Argentina

Método de Captura: Tiro à distância (em cativeiro)

Protocolo: A associação de fármacos foi realizada com Xilazina 0.8mg/kg IM + Butorfanol 0.4 mg/kg IM, misturados no mesmo dardo. Em casos em que foi necessário aprofundar a anestesia por qualquer motivo (como em procedimento cirúrgico, ou em casos de transferência/transporte de animais sob anestesia), foram utilizadas Cetamina IV (1mg/kg) ou anestesia inalatória com Isoflurano.

Antagonistas: loimbina 0.36 mg/kg IV (para a reversão da Xilazina) e Naltrexone 0.4 mg/kg IV (para a reversão do Butorfanol), administrados pelo menos 30-40 minutos após a última aplicação de Cetamina.

Comentários: Esse protocolo foi utilizado em 40 animais (24 machos e 16 fêmeas; 38 adultos e 2 juvenis) em 5 diferentes zoológicos da Argentina. O tempo médio de indução foi de 12 minutos. No geral, os procedimentos foram realizados em 10-45 minutos no total, com uma média de 28 minutos.

Para mais informações sobre este protocolo, entrar em contato com:

Gustavo Gachen (MV; E-mail: ggachen@temaiken.org.ar); Viviana Quse (MV; E-mail: vivianaquse@gmail.com); Martín Falzone (MV; E-mail: mfalzone@temaiken.org.ar).

Mais detalhes sobre este protocolo estão disponíveis em:

Gachen G; Quse V; Falzone M; González Ciccía P. 2011. Effective drug combinations for collecting samples in lowland tapirs (*Tapirus terrestris*). In: Proceedings of the Fifth International Tapir Symposium. p32.

Principais protocolos anestésicos utilizados em antas brasileiras em cativeiro na Europa

Síntese dos principais protocolos anestésicos utilizados em antas brasileiras em cativeiro na Europa (Lowland tapir EEP Vet questionnaire 2014)

Butorfanol 0.15 mg/kg	+	Xilazina 0.3 mg/kg	+	se necessário	Cetamina 0.5 - 1 mg/kg IM ou IV
		Medetomidina 0.01 - 0.03 mg/kg			
		Detomidina 0.04 - 0.05 mg/kg			

Protocolo recomendado para o transporte de antas em cativeiro

O seguinte protocolo é uma tranquilização para o transporte de antas em cativeiro. É muito prático, podendo ser administrado oralmente um dia antes do transporte. Inclui: Acepromazina 0.75 mg/kg + Diazepam 0.05 mg/kg PO. Esse protocolo já foi utilizado em antas brasileiras (*T. terrestris*) e malaias (*Tapirus pinchaque* *T. indicus*). Após a administração, o animal permanecerá tranquilo pelas próximas 48 horas. Gel oral de Detomidina também já foi utilizado com sucesso para sedações leves e curtas em cativeiro (Ordonneau 2014).

Foto: Daniel Zupanc



5

Avaliação Clínica

Avaliação Clínica

A avaliação clínica inicia-se ao observar o animal recém capturado no interior da armadilha (ou durante a sua perseguição/busca para captura), em que é possível uma avaliação preliminar da saúde aparente da anta, de seu escore corporal, aspecto da pele e pelos, habilidade de locomoção e massa corpórea estimada. Caso se note que um animal não aparenta estar saudável nessa primeira inspeção, apresentando lesões externas severas, má condição nutricional, dificuldade evidente de locomoção, etc., o médico veterinário deverá reavaliar o protocolo anestésico a ser utilizado, escolhendo fármacos mais apropriados e seguros, ou optando até por não conter quimicamente o indivíduo em questão e realizar a soltura do animal.



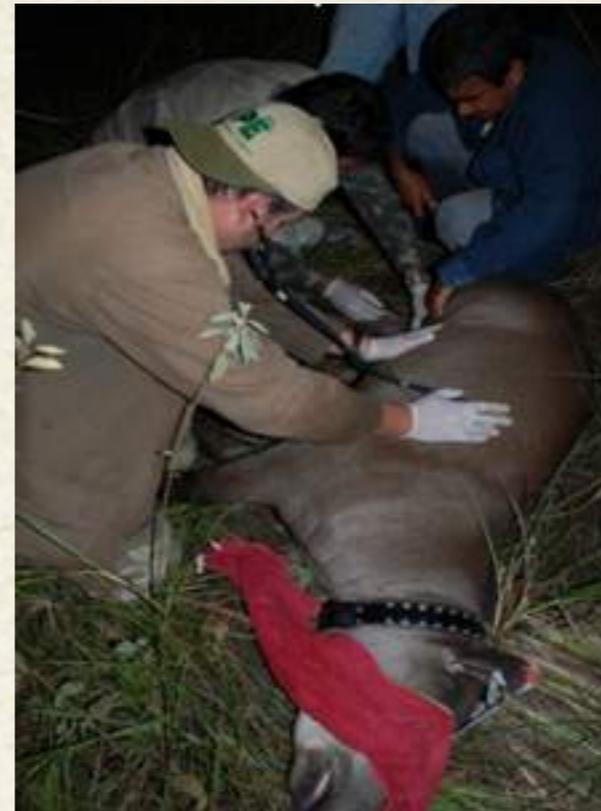
Figura 44 - Avaliação física de uma anta (*Tapirus terrestris*) em uma armadilha de caixa via inspeção visual.

Uma vez anestesiada, cada anta deve passar por um exame físico completo, incluindo realização ou avaliação de:

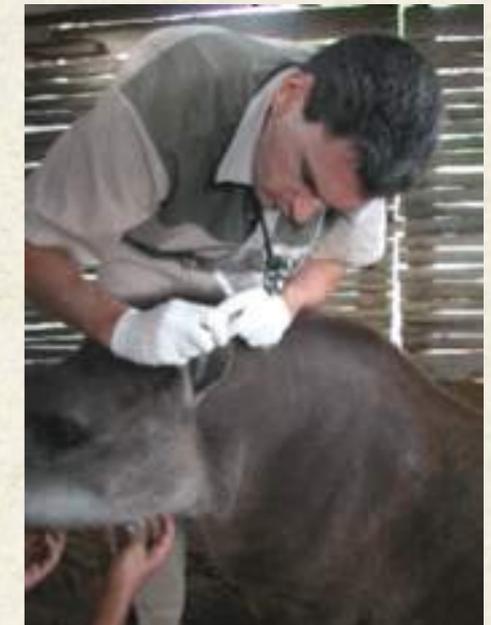
1. condição geral e escore corporal;
2. aspecto da pelagem;
3. integridade da pele (presença de lesões, cicatrizes e/ou feridas, alterações de pigmentação);
4. cavidades anatômicas (oftálmica, nasal, auricular, oral - incluindo avaliação odontológica, retal);
5. palpação e auscultação;
6. integridade musculoesquelética e mobilidade;
7. condições de unhas e coxins;
8. saúde reprodutiva (em fêmeas: inspeção vaginal, avaliação das glândulas mamárias ou outras evidências de atividade reprodutiva; em machos: avaliação do pênis e palpação de testículos); e,
9. presença e nível de infestação por ectoparasitas (Medici et al, 2014).

Em diversas áreas, as antas brasileiras de vida livre apresentaram-se altamente infestadas por carrapatos (*Amblyomma* sp. em sua maioria) e bichos-de-pé (*Tunga penetrans*). Dados indicam que tamanha infestação poderia ser considerada normal para muitas populações de antas na natureza. Sempre que possível, o pesquisador deve tentar quantificar a infestação, comparando sua intensidade com os parâmetros hematológicos obtidos posteriormente, bem como comparando os resultados obtidos em diferentes áreas de estudo, no

Galeria 6 - Avaliação Clínica



-Avaliação de anta brasileira de vida livre sob anestesia. Foto: Patrícia Medici



Avaliação veterinária de animal cativo sob condicionamento operante; Foto: Fundação Temaikén



Avaliação de mucosa oral em anta de vida livre. Foto: Jonathan Perez

Tabela 3 - Resultados dos exames físicos de anta brasileira (*Tapirus terrestris*) na Mata Atlântica (MA) (1996-2008) e Pantanal (PA), Brasil (Medici et al, 2014).

Parâmetro	MA (N=44)	PA (N=68)
Escore corporal	77,3% bom 15,9% regular 6,8% ruim	75% bom 23,5% regular 1,5% ruim
Aspecto da pelagem	6,8% com alteração de pigmentação ou outro tipo de alteração na pelagem	1,5% alopecia em região lombar dorsal
Pele	34,1% com cicatrizes ou lesões recentes	47,1% com cicatrizes ou lesões recentes 1,5% com flegmão
Olhos	9% halo senil 4,5% opacidade bilateral da córnea 4,5% inflamação glandular perioftálmica	4,4% lesão corneal unilateral 2,9% halo senil 1,5% opacidade bilateral da córnea 1,5% secreção ocular bilateral de coloração amarelada
Genital	2,3% secreção vaginal anormal 2,3% mucosa vaginal hiperêmica	1,5% secreção vaginal anormal
Condições dentárias	4,5% fraturas em incisivos	Sem alterações dentárias

intuito de determinar o impacto de ectoparasitas nas populações locais de antas. Carrapatos e outros ectoparasitas tendem a se concentrar em região de abdômen, orelhas, glândulas mamárias, vulva/pênis, região inguinal e região medial da coxa.

Durante a avaliação clínica, os indivíduos capturados podem ser categorizados de acordo com a faixa etária, baseando-se na dentição, desgaste dentário, erosão das unhas e aparência dos coxins. Medici (2010) classificou os indivíduos em três faixas etárias: juvenil (6 meses a 1 ano), sub-adulto (1-4 anos) e adulto (acima de 4 anos). Indivíduos jovens (menos de 6 meses) podem ser classificados como filhotes. Registrar essas informações auxilia na definição do perfil das populações de antas estudadas e na interpretação de dados de saúde e ecologia espacial.

Tem sido relatado que antas brasileiras (*T. terrestris*) em vida livre que utilizaram rádio-colares por períodos prolongados sofreram uma deformação local da crina, podendo ocorrer alterações cutâneas, alopecia e hiperqueratinização ou espessamento da pele sob o colar. Em alguns casos, os rádio-colares causam lesões cutâneas crônicas devido ao atrito, predispondo os indivíduos à miíase. Se forem observadas lesões de pele severas, é necessário realizar recaptura do animal para remoção do colar.



Figura 45 - Anta brasileira (*T. terrestris*) apresentando depressão da crina e alopecia localizada, resultantes do uso de rádio-colar por período prolongado. Foto: Patrícia Medici.

É necessário que os médicos veterinários também realizem avaliações clínicas periodicamente em animais cativos. Indivíduos condicionados que colaboram no manejo e nos procedimentos médicos podem facilmente ser examinados sem imobilização. Entretanto, pode ser necessário anestésiar indivíduos não condicionados a fim de realizar uma avaliação sanitária adequada. A anestesia permite que os médicos veterinários realizem a coleta de material biológico (sangue, urina, etc.) ou outros exames complementares, como ultrassom e radiografia.

Tabela 4 - Parâmetros biológicos de anta brasileira (*Tapirus Terrestris*) de vida livre sob anestesia nos biomas Mata Atlântica (MA) e Pantanal (PA), Brasil (Medici et al, 2014).

Parâmetros		MA + PA		
		Média	DP	N
Frequência Cardíaca	(bpm)	75	18	60
Frequência Respiratória	(mpm)	26	10	59
Saturação de Oxigênio no Sangue	(%)	88	13	50
Temperatura Corpórea	(°C)	37	1	32

DP = Desvio Padrão

LITERATURA RECOMENDADA

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Mangini PR; Medici EP; Fernandes-Santos RC. 2012. Tapir Health and Conservation Medicine. In: Journal of Integrative Zoology 7:331-345p.



6

Colheita, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas

Colheita, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas



Existem poucas informações sobre as doenças que afetam as antas em vida-livre. O IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) tem encorajado médicos veterinários e pesquisadores que trabalham com antas a coletar amostras biológicas e compartilhar/publicar os resultados sobre as avaliações sanitárias nesses animais. Embora tenha sido possível acumular grande quantidade de informações ao longo dos últimos anos, ainda estamos expandindo o conhecimento sobre como as doenças afetam antas em vida livre.

É de suma importância que veterinários que planejam colher amostras biológicas consultem previamente o laboratório de diagnóstico que realizará os exames para evitar falhas na colheita, processamento e armazenamento das amostras (Tabela 5). Como os testes diagnósticos disponíveis comercialmente foram desenvolvidos para animais domésticos, é recomendado que os veterinários de campo consultem especialistas de diferentes áreas (microbiologistas, virologistas, etc.) para determinar qual o teste apropriado a ser utilizado e auxiliar na interpretação precisa dos resultados obtidos. Além disso, recomenda-se que os veterinários de campo desenvolvam sistemas para o armazenamento de amostras em longo prazo, mantendo bancos para futuras análises, especialmente considerando que os testes diagnósticos estão em constante evolução, e poderão ser mais precisos ou apropriados no futuro.

Todas as amostras biológicas colhidas devem ser identificadas para cada animal individualmente (incluindo informações sobre a espécie, nome do indivíduo, sexo e faixa etária). Ainda, é importante registrar a descrição e as coordenadas geográficas da localidade na qual a amostra foi colhida, a estação do ano (o que pode influenciar a prevalência de algumas doenças), bem como descrever as condições em que a amostra foi colhida (sedação, anestesia geral, necropsia, etc.) e qualquer detalhe anatômico (local da venipunção, local da colheita de ectoparasitas) que possa auxiliar na interpretação dos resultados nos diagnósticos. O APÊNDICE 2 apresenta uma sugestão de lista de checagem das amostras colhidas e observações a serem registradas. É altamente recomendado o uso das planilhas fornecidas para auxiliar na padronização global da coleta de dados e facilitar comparações entre os estudos. Para antas em cativeiro é importante identificar as amostras com o nome da instituição/zoo, número de microchip, identidade ZIMS ou nome do indivíduo, sexo, idade, data e horário da colheita, além do nome da pessoa que colheu a amostra.

Antas estão nas listas da Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES), significando que o transporte de qualquer produto biológico oriundo desses animais está sob as regulações da CITES. Sempre que houver o transporte de amostras para fora país de origem, além das licenças de importação/exportação, é necessária a licença da CITES.

É recomendável que o veterinário familiarize-se com a legislação de seu país referente às regulamentações sobre o transporte de amostras biológicas dentro e fora do país.

A seção seguinte fornece detalhes sobre procedimentos comuns de colheita de amostras.

6.1.1. Sangue

Para cada amostra de sangue a ser colhida, a área da venipunção deve ser limpa com uma solução de 1:1 iodo povidine/etanol 70% ou clorexidine, dado que o hábito semiaquático das antas predispõe sua pele a ser altamente contaminada.

A venipunção pode ser realizada nas veias cefálica, safena ou em suas ramificações carpais/tarsais na porção medial onde a pele é mais fina. A veia jugular é profunda e nem sempre acessível, mas é uma alternativa importante quando é necessário um grande volume de amostra ou quando outros acessos venosos estão colapsando após a venipunção. A veia auricular caudal, localizada ao longo da porção média atrás da orelha, também pode ser usada.

O uso de sistemas a vácuo (ex. Vacutainer®) é recomendado para a colheita de amostras de sangue, já que evita contaminação das mesmas e permite a colheita de múltiplas amostras a partir de um mesmo local, reduzindo o trauma vascular. Em antas condicionadas em cativeiro, o uso do escalpe conectado a uma seringa ou um sistema a vácuo pode ser muito útil, permitindo movimentos leves do animal sem qualquer trauma vascular.

Recomenda-se que as amostras de sangue sejam colhidas com até 30 minutos de imobilização química para minimizar a influência da anestesia sobre os parâmetros hematológicos. Amostras devem ser acondicionadas sob refrigeração e transportadas do local de colheita até

Galeria 7 – Colheita de Sangue



A) Sistema de colheita a vácuo. Fotos: Patrícia Medici



C) Colheita de sangue em anta brasileira de vida livre sob anestesia. Foto: Patrícia Medici



B) Colheita de sangue em anta brasileira sob condicionamento operante. Fotos: Temaiken Foundation.



D) Escalpe conectado a seringa. Foto: Dorothé Ordonneau

o laboratório de campo o mais rápido possível, onde devem ser processadas e armazenadas adequadamente para análises posteriores em laboratórios de referência.

6.1.1.1. Sangue com anticoagulante

Para hematologia, a amostra de sangue deve ser colhida com EDTA para preservar o tamanho e formato das células. A heparina retarda a coagulação por até oito horas, e seu uso é recomendado para estudos citogenéticos em antas. Além disso, o veterinário deve preparar um esfregaço sanguíneo em campo (alguns laboratórios recomendam a preparação do esfregaço sem anticoagulante). É importante preparar o esfregaço poucas horas após a colheita para evitar danos às células.

É importante preencher os tubos de coleta com o volume específico. Se essa etapa não for realizada adequadamente, a proporção entre sangue e anticoagulante ficará incorreta e a contagem de células não será precisa. O sangue colhido com anticoagulante deve ser homogeneizado logo após a colheita por meio de movimentos lentos e contínuos do tubo, permitindo a mistura do sangue com o anticoagulante. O sangue deve ser refrigerado para reduzir-se a possibilidade de hemólise. No campo, é comum utilizar recipientes térmicos com gelo para a manutenção das amostras. A amostra deve ser mantida sob refrigeração até seu processamento no laboratório. Para hematologia, as amostras devem ser processadas em menos de 24 horas após a colheita.

6.1.1.2. Sangue sem anticoagulante

Para a análise sorológica em exames bioquímicos ou imunológicos, amostras de sangue devem ser coletadas sem anticoagulantes, o soro deve ser analisado imediatamente ou congelado para uma análise futura. As amostras devem ser refrigeradas até o processamento em laboratório. O processamento deve ocorrer em até 24 horas. Dosagem de glicose deve ser feita em 3-4 horas após a colheita, ou então os resultados poderão estar alterados.

As amostras são colhidas em tubos de vácuo sem anticoagulante, com ou sem o gel separador. O volume de soro obtido por amostra de sangue depende da condição do animal, e geralmente corresponde a 50% ou menos do volume total. A hemólise deve ser evitada, dessa forma, as amostras devem ser manuseadas com cuidado e protegidas da exposição direta à luz solar. Após um curto período de descanso, o sangue deve ser refrigerado para reduzir o risco de hemólise. Novamente, em campo, é comum a utilização de recipientes térmicos com gelo para acondicionar e refrigerar as amostras até a chegada ao laboratório de campo.

6.1.1.3. Processamento e armazenamento do sangue

No laboratório, uma porção da amostra de sangue com anticoagulante deve ser usada para hematologia e o restante deve ser congelado para análises futuras. Gotas de sangue sem anticoagulante colocadas em papel filtro devem ser estocadas à temperatura ambiente para análises moleculares posteriores. O restante da amostra pode ser centrifugado e seus componentes, plasma e papas de leucócitos e eritrócitos devem ser separados e

Amostra biológica

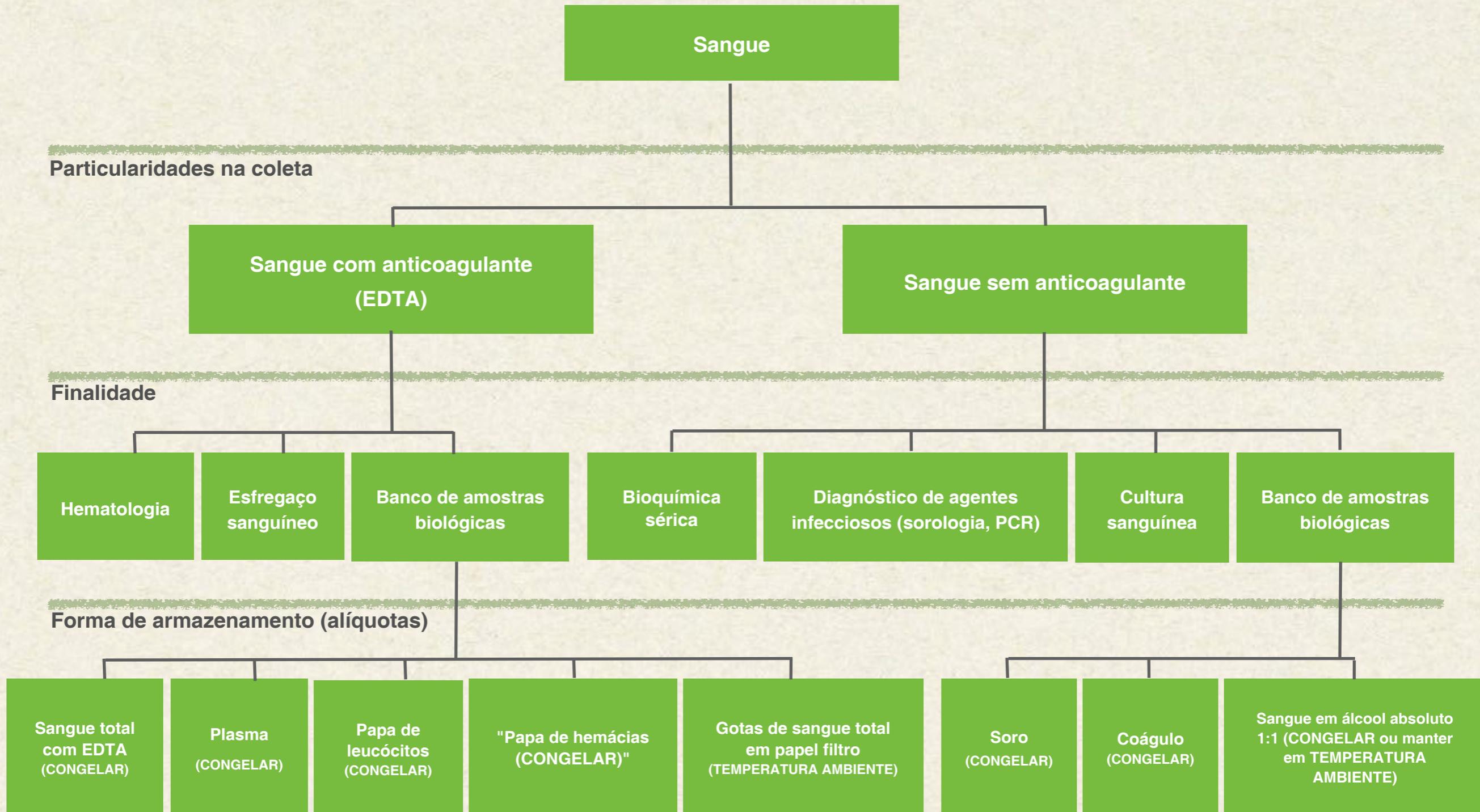


Figura 46 - Sugestão de fluxograma para amostras de sangue. Diagrama: Renata Carolina Fernandes-Santos.

congelados. Amostras de sangue sem anticoagulante devem ser centrifugadas e seus componentes, soro e coágulo, também separados e congelados.

É necessário centrifugar a amostra de sangue a 1500 rpm por 5-10 minutos. Alíquotas de 1mL cada podem ser armazenadas em criotubos de 2 mL em freezer ou nitrogênio líquido. O cenário ideal é o estoque das amostras em nitrogênio líquido (-196°C), seguido por freezer ultralow (-86°C), freezer industrial (-25°C) e freezer doméstico (-18°C). É muito importante nunca exceder metade da capacidade do criotubo, pois o preenchimento acima deste limite pode levar à abertura da tampa do mesmo quando acondicionado em nitrogênio líquido.

6.1.1.4 Esfregaço sanguíneo

Esfregaços sanguíneos são necessários para a contagem diferencial de leucócitos e avaliações de hemoparasitas. Para a preparação correta do esfregaço, o sangue deve ser colhido com ou sem anticoagulante das veias periféricas, como as veias da orelha. Se o sangue for mantido sem anticoagulante por mais do que alguns minutos, os esfregaços sanguíneos poderão apresentar agregados leucocitários. O sangue deve ser colhido com uma pequena seringa ou capilar heparinizado e uma pequena gota colocada em uma lâmina de microscopia. Com auxílio de outra lâmina mantida em ângulo de 45° o sangue é distribuído sobre a primeira lâmina, e então o esfregaço deve secar à temperatura ambiente, protegido de insetos e poeira. O esfregaço

deve ser acondicionado em caixa de lâminas à temperatura ambiente. No laboratório, a lâmina contendo o esfregaço deve ser imersa em metanol, novamente seca e corada para avaliação microscópica. A coloração de Giemsa é recomendada. O intervalo entre a preparação do esfregaço e sua fixação com metanol não deve exceder quatro horas, e o intervalo entre a fixação e a coloração não deve exceder duas semanas. Especialistas sugerem que os veterinários preparem, fixem e coram ao menos dois esfregaços de cada amostra de sangue. Lâminas coradas podem ser armazenadas por vários anos em temperatura ambiente, desde que protegidas da luz solar direta e poeira.

6.1.2 Swabs para análise microbiológica

A colheita de amostras microbiológicas para a cultura de bactérias pode ser realizada com swabs estéreis acondicionados no meio próprio para cultura ou transporte. Técnicas de colheita variam de acordo com o tipo de microrganismo, sendo necessária a utilização de swabs com meio de transporte em amostras de bactérias, enquanto que fungos não necessitam deste procedimento. Um processo amplamente asséptico é necessário para colheita, processamento e análise da amostra para evitar qualquer contaminação indesejada ou acidental. A utilização de recipientes estéreis é extremamente necessária.

Swabs de cavidades anatômicas (nasal, oral, auricular, retal, vaginal, uretral e prepucial) podem ser armazenadas para transporte em meio Stuart. No caso de abscessos, o veterinário deve proceder com uma pequena incisão na cápsula do abscesso, após a desinfecção superficial, e então drenar o pus. Em seguida, a amostra microbiológica deve ser

colhida friccionando-se o swab na face interna da cápsula. Também se pode colher material de lesões de pele e ferimentos. Os swabs devem ser refrigerados até o transporte para o laboratório.

Hemocultura é recomendada nos casos de hematúria, hemoglobinúria, icterícia ou risco de septicemia. Amostras devem ser colhidas em 0,05-0,25% polianetosulfonato (SPS). Oxalato de amônia, citrato de sódio e EDTA não são recomendados, pois podem inibir o crescimento bacteriano. O veterinário ou o técnico que colherão as amostras devem seguir as recomendações do laboratório que irá processar as mesmas.

Para o estudo de fungos saprófitos, a pele pode ser limpa com etanol 70% e após a secagem, a amostra é colhida friccionando-se a superfície com uma gaze estéril. Para fungos patogênicos na pele, a amostra deve ser colhida por meio de raspado na margem das lesões com uma lâmina de bisturi e colhendo pelos das áreas afetadas. Em ambos os casos, as amostras colhidas devem ser acondicionadas em embalagens estéreis, armazenadas sem refrigeração em local seco, fresco e ao abrigo da luz até o transporte para o laboratório.

6.1.3 Amostras de fezes

Amostras de fezes são utilizadas para estudos de parasitas, hormônios, dieta e genética. Sempre que possível, as fezes devem ser colhidas diretamente do reto. Nesta seção são descritas metodologias para análises de parasitas e hormônios.

6.1.3.1 Parasitas: Amostras de fezes devem ser colhidas frescas. Caso colhidas do ambiente, é recomendado que seja priorizada a porção central da pilha de fezes para prevenir a contaminação

Galeria 8 – Colheita de Amostras Microbiológicas



*Colheita de amostras microbiológicas para cultura bacteriana utilizando swabs estéreis.
Fotos: Patrícia Medici e Renata Carolina Fernandes-Santos.*

ambiental. Amostras devem ser mantidas refrigeradas e processadas em no máximo 48 horas após a colheita.

Amostras de fezes para análise de parasitas devem ser armazenadas em solução de formaldeído 5% (1 parte de formaldeído para 4 partes de material fecal; kits disponíveis para humanos são efetivos) ou refrigeradas em solução de dicromato de potássio 2,5% (1:1) para análises posteriores. Existem particularmente dois métodos de sucesso para processamento de fezes e análises de parasitas a campo: método de flutuação ou sedimentação. Nenhum dos dois métodos pode garantir a identificação de endoparasitas (ovos ou larvas) até o nível de espécie, apenas até família. Se a identificação da espécie é



Figure 47 - Protocolo de preparo da amostra fecal para o método de centrífugo-flutuação em solução hipersaturada de sacarose. Fotos: Renata Carolina Fernandes-Santos

necessária, um veterinário parasitologista deverá ser consultado para metodologia envolvendo a cultura de ovos e/ou larvas a campo e subsequente armazenamento e manipulação.

Método de Flutuação: 3-5 g de fezes são colocados em um pequeno recipiente (10-15 mL) e misturados em uma solução com uma densidade específica maior do que a água, o que favorece a flutuação dos ovos, cistos e algumas larvas. Quando não houver a disponibilidade de soluções comerciais em campo, a solução hipersaturada de sacarose pode ser feita utilizando-se açúcar comum e água. O pequeno recipiente utilizado deve ser preenchido com uma mistura de fezes e a solução de flutuação até formar um menisco positivo na superfície, onde deve ser apoiada uma lâmina de microscopia limpa. Deve-se aguardar por 10-15 minutos, e então remover a lâmina rapidamente. Se existirem ovos, os mesmos terão flutuado para a superfície e terão aderido à lâmina. Pode-se recobrir a lâmina com uma lamínula e avaliar sob microscopia de luz. Para evitar deformações ou mesmo a ruptura de certos ovos de parasitas devido à hiperosmolaridade da solução de flutuação, recomenda-se a leitura da lâmina logo após o processo de flutuação.

Método de Centrífugo-Flutuação: Quando houver uma centrífuga disponível, a técnica de centrífugo-flutuação em solução hipersaturada de sacarose (densidade específica de 1.205 g/cm^3) pode fornecer melhores resultados na identificação de diferentes parasitas. Esta técnica resulta em alta concentração de ovos, oocistos e cistos na superfície da amostra, o que auxilia na detecção de parasitas que eliminam formas infectantes em pequena quantidade nas fezes.

A solução hipersaturada de sacarose (também conhecida como solução de Sheather) pode ser preparada misturando-se três partes de uma solução A (sendo esta preparada com 128 g de açúcar refinado diluídos em 100 mL de água destilada, fervida até a completa dissolução do açúcar com a formação de uma solução homogênea e transparente) para uma parte de água destilada. A solução deve ser armazenada a 4°C e deve ser utilizada em até 7 dias, sendo que 0,5 a 1 mL de formaldeído 37% pode ser adicionado se for necessário armazenar a solução por períodos maiores.

O processamento das amostras de fezes por meio do método de centrífugo-flutuação consiste nos seguintes passos (Figura 47):

- A. Homogeneize 1 a 2 g de fezes em 11 mL de solução hipersaturada de sacarose;
- B. Filtre essa mistura com gaze e acondicione o filtrado em tubos de 10 a 15 mL;
- C. Equilibre e centrifugue os tubos a 1500 rpm por 10 minutos;
- D. Colha uma gota do sobrenadante com auxílio de uma alça de platina;
- E. Coloque esse material colhido em uma lâmina;
- F. Cubra essa lâmina com uma lamínula;
- G. Realize a avaliação do material em microscopia de campo claro em aumento de 100 a 400X (método modificado de Fayer e Xiao, 2008; Santos, 2011).

Método de sedimentação: Este método permite a sedimentação de ovos de parasitos pesados que geralmente não são encontrados em métodos de flutuação (ex. ovos de trematódeos). Para preparar amostras utilizando o método de sedimentação, deve-se misturar 1 g de fezes a 5 mL de ácido acético. Esta mistura deve permanecer em repouso por 1 minuto e ser então transferida para um tubo e colocada na centrífuga. Um volume idêntico de éter é adicionado a este tubo, a mistura é agitada fortemente e centrifugada por 1 minuto a 400g (1500 rpm, em geral). O sedimento obtido contém os ovos de parasitos. O sobrenadante no tubo contém éter e ácido acético, devendo ser descartado. O sedimento deve ser misturado vigorosamente com algumas gotas de água morna. Essa mistura deve ser aspirada com uma pipeta e algumas gotas devem ser colocadas em uma lâmina, que deve ser examinada em microscopia de luz.

6.1.3.2 Hormônios: Para a dosagem de metabólitos hormonais, as amostras fecais devem ser congeladas e enviadas para laboratórios especializados. Amostras de fezes para a análise hormonal devem ser colhidas frescas. Recomenda-se a homogeneização do bolo fecal e então a colheita de uma alíquota, pois os metabólitos podem não estar distribuídos homogeneamente nas fezes. Uma vez que a amostra é colhida, esta pode ser liofilizada ou extraída em campo. O extrato pode ser armazenado até seu processamento no laboratório de endocrinologia.

6.1.4 Amostras de tecidos

Veja detalhes sobre a colheita, processamento e armazenamento de amostras de tecidos para estudos genéticos no Manual de Técnicas para Amostragem e Análise Genética do IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), disponível no website do TSG (www.tapirs.org) em inglês, espanhol e português.

6.1.5 Pelos

6.1.5.1 Genética: Veja detalhes sobre a colheita, processamento e armazenamento de amostras de pelos para estudos genéticos no Manual de Técnicas para Amostragem e Análise Genética do IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), disponível no website do TSG (www.tapirs.org) em inglês, espanhol e português.

6.1.5.2 Análise tricológica: O pelo deve ser colhido preferencialmente da porção dorsal do animal, puxando-se cuidadosamente pelos finos e grossos manualmente. Amostras de pelos devem ser transferidas para um recipiente ou envelope seco, e mantido longe de umidade ou calor. Se colhido e armazenado corretamente, amostras de pelos permanecerão viáveis por anos.

6.1.6 Leite

Se a fêmea capturada estiver lactante, é interessante realizar a colheita de amostras de leite para análises bromatológicas. A colheita de leite em fêmeas em cativeiro pode ser realizada sob condicionamento ou anestesia, de acordo com o protocolo a seguir (Fernandez e Quse, comunicação pessoal):

1. Posicione a anta em decúbito lateral.
2. Higienize a mama com clorexidina ou água morna, e então realize a secagem com uma toalha limpa.
3. Massageie a mama para favorecer a saída do leite.
4. Ordenhe e extraia o leite utilizando luvas de látex ou mãos devidamente limpas.
5. Descarte as primeiras gotas de leite obtidas.
6. Colha o leite remanescente em tubos estéreis ou potes plásticos (copo coletor de urina) que possam ser fechados hermeticamente. Os tubos ou potes devem ser identificados com todas as informações pertinentes com tinta permanente. Uma cópia das informações deve permanecer na instituição.
7. Para as análises bromatológicas geralmente é necessária a colheita de 5 a 10 mL de leite.
8. Após a colheita é recomendado adicionar algumas gotas de dicromato de potássio 1% (bacteriostático) para cada 10 mL de leite.
9. As amostras devem ser refrigeradas e enviadas para laboratório apropriado para análise em menos de 24 horas da colheita. As amostras podem ser refrigeradas em gelo seco e devem ser protegidas da luz.
10. Se as amostras não forem enviadas imediatamente, as mesmas devem ser mantidas em freezer até o envio. É importante fazer



Figura 48 – Colheita de leite. Foto: Patrícia Medici.

uma observação para o laboratório de que as amostras foram congeladas.

11. Amostras podem ser mantidas a -20°C por até 8 meses.

6.1.7 Urina

A colheita de urina por cistocentese ou sondagem uretral não é comum no campo. A amostra de urina é normalmente colhida quando ocorre micção espontânea durante a contenção química devido ao relaxamento causado pelos anestésicos. A urina deve ser colhida em recipiente estéril, com graduação de volume e tampa rosqueável, e mantida sob

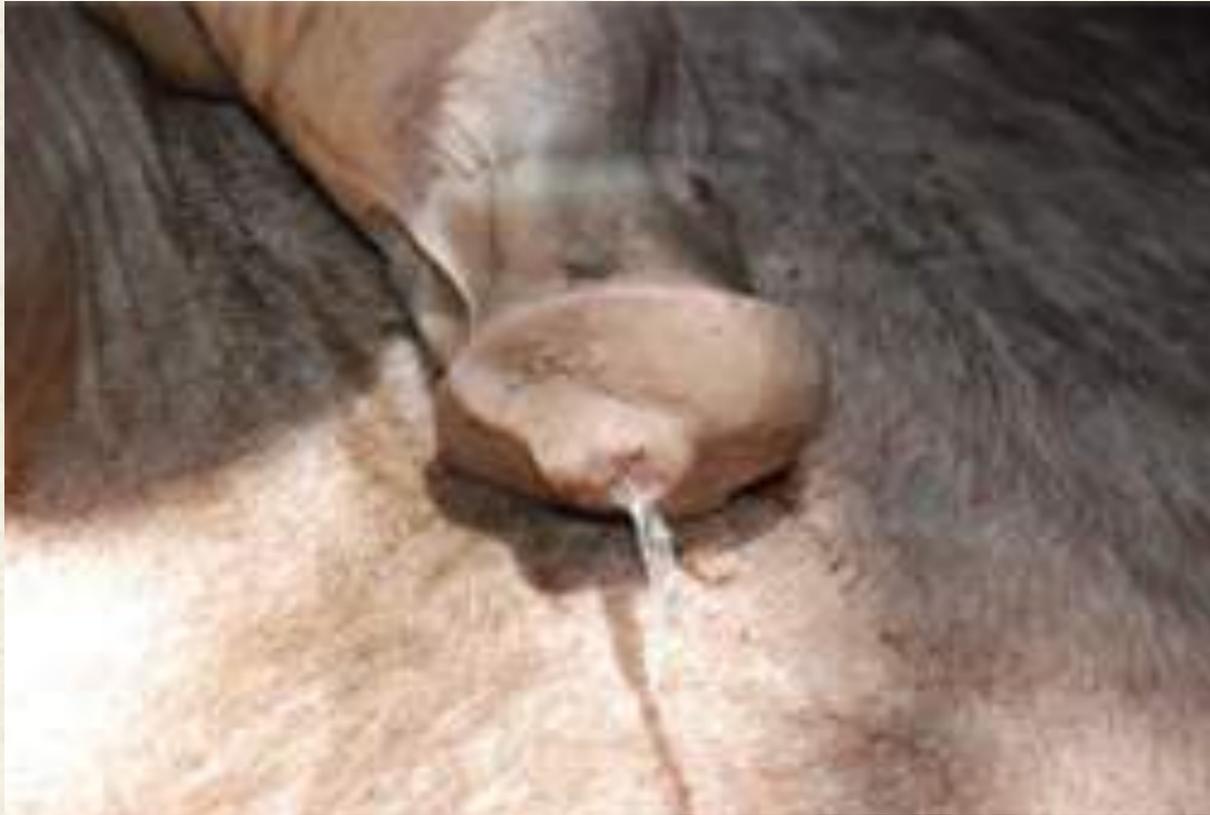
refrigeração até o momento da análise laboratorial. Os exames de urina padrão e análise do sedimento são recomendados. O teste de urinálise com fitas específicas pode ser utilizado em campo para uma rápida avaliação de possíveis alterações metabólicas ou de trato urinário. Uma fração das amostras de urina também pode ser utilizada para o diagnóstico da Leptospirose. Para este diagnóstico, a amostra de urina pode ser colocada em solução salina (NaCl 0,85%) na proporção de 1:9 e 0,5 mL desta solução deve ser transferida para o meio de cultura apropriado.

Figura 49 – Micção espontânea durante anestesia. Foto: Patrícia Medici.

6.1.8 Ectoparasitas

Carrapatos devem ser removidos cuidadosamente, rotacionando o carrapato para evitar a remoção do aparato bucal, o qual é crítico para a identificação microscópica. Laboratórios recomendam a preservação de carrapatos vivos em pequenos recipientes com orifícios que permitam a ventilação e substrato que possa ser mantido úmido. Se for necessário o armazenamento dos carrapatos por longos períodos, as amostras devem ser preservadas em etanol a 70%.

Para determinar se a interação entre parasitas, hospedeiros silvestres e domésticos implica em risco de epidemia, todas as fêmeas adultas ingurgitadas devem ser colhidas e enviadas para cultura larval em laboratório. Para determinar a carga parasitária de um indivíduo, a prática mais comum é a contagem de todos os carrapatos maiores do



que 4,5 mm de diâmetro visíveis em metade do corpo do animal, e a duplicação desse total.

6.1.9 Citologia Vaginal

A citologia vaginal é uma ferramenta utilizada para acessar a saúde reprodutiva das fêmeas. Higienize a vulva com clorexidina ou outro desinfetante e insira um swab limpo no canal vaginal (sem tocar nos lábios vulvares), rotacione o swab contra a parede vaginal, remova o swab e role o mesmo contra uma lâmina de microscopia. É recomendado que o material seja fixado com álcool no campo e a lâmina descansa em temperatura ambiente, protegida de poeira e insetos. No laboratório, as colorações de Giemsa ou Panótico Rápido podem ser utilizadas para análise ao microscópio.

6.1.10 Outras amostras citológicas

O diagnóstico clínico citológico (citopatologia) é um auxílio para o diagnóstico clínico bacteriológico, pois consiste na análise direta do líquido obtido em punções ou aspirado. Esse método permite a identificação do tipo celular dominante no processo inflamatório, o estado das células no tecido afetado e, em alguns casos, a identificação do agente etiológico. Em geral, é uma técnica simples e que pode ser utilizada em campo.

Tabela 5 – Colheita, processamento e armazenamento de amostras biológicas a campo.

Amostra	Material	Método de coleta	Processamento	Armazenamento
Sangue (com anticoagulante)	frasco com anticoagulante	punção venosa	homogeneizar e repousar	Refrigeração
Sangue (sem anticoagulante)	frasco sem anticoagulante	punção venosa	repousar	Refrigeração
Esfregaço sanguíneo	lâmina de microscópio	punção venosa	secar em teperatura ambiente	Laminário, em temperatura ambiente
Biopsia de pele/Tecido	pinça, tesoura e frasco	picote na orelha	Álcool absoluto	Congelamento, protegido da luz
Fezes	frasco	reto	-	Refrigeração
Urina	frasco	micção espontânea	-	Refrigeração
Pelo	frasco ou envelope	tração manual	-	Temperatura ambiente
Leite	frasco estéril	ordenha manual	-	Refrigeração
Amostras microbiológicas	swab estéril	cavidades nasal, oral, auricular, retal, vaginal, uretral e prepucial	meio nutritivo/de transporte	Refrigeração
Citologia vaginal	swab	rotação do swab no canal vaginal	lâmina de microscópio, fixação química	Laminário, em temperatura ambiente
Ectoparasitas	frasco perfurado	tração/rotação manual	-	Temperatura ambiente

Galeria 9 – Infestação por Carrapatos



Infestação por carrapatos em anta brasileira. Fotos: Patrícia Medici.



LITERATURA RECOMENDADA

Bowman DD. 2010. Georgis – Parasitologia Veterinária. 9. Ed. Rio de Janeiro: Elsevier. 432 p.

Fayer R; Xiao L. 2008. Cryptosporidium and Cryptosporidiosis. 2. ed. Boca Raton: IWA Publishing, CRC Press. 576 p.

Hernández M; Van Nieuwenhove C; de Cristóbal R; Saad de Schoos S; Fernández F. 1996. Observaciones sobre la secreción láctea de *Tapirus terrestris*. XIII Jornadas Científicas de la Sociedad de Biología de Tucumán. Libro de Resúmenes: 1996; 87. Tafí del Valle, Tucumán, Argentina.

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Parrah JD; Moulvi BA; Gazi MA; Makhdoomi DM; Athar H; Din UM; Dar S; Mir AQ. 2013. Importance of urinalysis in veterinary practice: A review. Veterinary World 6(9): 40-646.

Samuel WM; Pybus MJ; Kocan AA. 2001. Parasitic Diseases of Wild Mammals. 2. ed. Ames, Iowa: Iowa State University Press. 559 p.

Santos RCF. 2011. Importância de mamíferos neotropicais na epidemiologia de protozooses: diagnóstico, caracterização molecular e aspectos ecológicos da infecção por Giardia e Cryptosporidium. 165p. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo.

Weiss DJ; Wardrop KJ. (Eds.). 2010. Schalm's Veterinary Hematology, 6th ed. Ames, IA: Wiley-Blackwell. 1.206 p.

Foto: Bill Konstant

A close-up photograph of a brown animal's head, likely a caprine or bovine, showing its eye, ear, and snout. The animal is looking slightly to the right. The background is a blurred natural setting with green grass and brown leaves.

7 Hematologia e Bioquímica Sanguínea

Hematologia e Bioquímica Sanguínea



As análises sanguíneas fornecem informações sobre a fisiologia e o estado de saúde do animal. Essas análises permitem a determinação de valores de referência para parâmetros hematológicos e bioquímica sérica, além do diagnóstico de infecções, anemia, deficiências nutricionais, hemoparasitas e disfunções de órgãos internos. As análises hematológicas básicas devem ser realizadas em campo por um veterinário capacitado, utilizando técnicas padronizadas. Outras análises, como as avaliações enzimáticas, níveis de glicose, lipídios, colesterol, vitaminas e minerais, são mais difíceis de realizar em campo, mas amostras de soro podem ser colhidas, armazenadas e avaliadas em um laboratório futuramente.

As análises sanguíneas podem ser realizadas em laboratórios humanos, os quais são frequentemente mais acessíveis que os laboratórios veterinários. É importante garantir que a contagem de células seja realizada manualmente e não em equipamento automatizado. Além disso, certifique-se de se familiarizar com as técnicas a serem empregadas para análises de bioquímica sérica, para evitar interpretação tendenciosa de resultados.

A avaliação hematológica completa inclui: contagem total de eritrócitos (CTE), hemoglobina (Hb), hematócrito (Ht), volume corpuscular médio (VCM), hemoglobina corpuscular média (HCM), concentração da hemoglobina corpuscular média (CHCM), contagem total de leucócitos incluindo a contagem diferencial de leucócitos e de plaquetas, e a avaliação bioquímica.

A contagem de eritrócitos pode ser realizada no hematocítmetro ou câmara de Neubauer diluindo-se o sangue em solução salina (NaCl 0,9%) ou preferivelmente solução de Gower (12,5 g sulfato de sódio,

33.3 mL de ácido acético glacial, q.s.p 100 mL água destilada), na proporção de 1:200 (10 μ L de sangue + 1990 μ L da solução de Gower). Considerando-se o volume da câmara, o resultado de CTE é o número de eritrócitos contados em cinco dos quadrados centrais menores e multiplicado por 10.000, representado em 10¹²células/L de sangue. Para a contagem total de leucócitos, a solução de Turk (1 mL de violeta genciana, 3 mL de ácido acético glacial, q.s.p. 100 mL de água destilada) pode ser utilizada na diluição de 1:20 (10 μ L de sangue + 190 μ L da solução de Turk). Neste caso, o resultado é o número de leucócitos contados no interior de quatro grandes quadrados nos cantos e multiplicado por 50, e deve ser representado por 10⁹ células/L de sangue. (Figura 50).

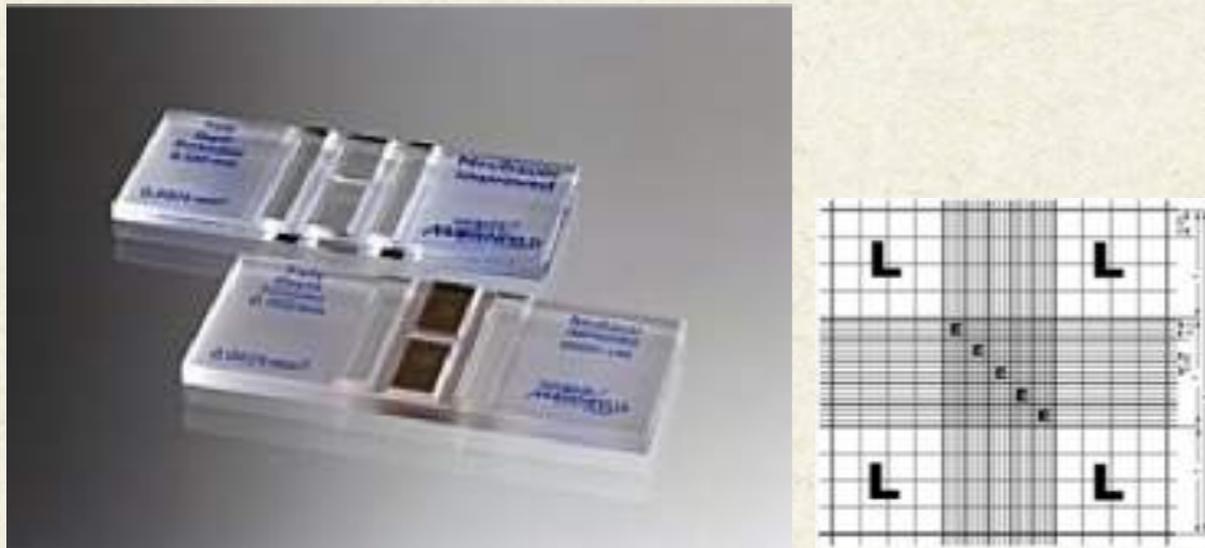


Figura 50 – Câmara de Neubauer. O quadrado central é utilizado para plaquetas e eritrócitos. Este quadrado é dividido em 25 quadrados com largura de 0,2 mm (200 μ m). Os quatro quadrados nos cantos são utilizados para a contagem de leucócitos.

A interpretação dos resultados de bioquímica sérica deve levar em consideração alterações metabólicas causadas por estresse, quadro

clínico do animal no momento da anestesia, bem como a metodologia de captura e coleta da amostra. Para vários parâmetros, essa interpretação demonstra o quadro bioquímico do animal no momento da coleta, não podendo ser extrapolado como uma representação da condição fisiológica e/ou patológica geral do animal. Deve-se considerar que o estresse relacionado à captura, bem como a administração de fármacos anestésicos podem modificar substancialmente alguns parâmetros hematológicos e bioquímicos.

Outra estratégia para uma melhor interpretação de resultados em exames hematológicos é relacionar os dados obtidos com a informação disponível sobre o ambiente no qual vive a anta, as interferências humanas, e resultados sorológicos prévios de antas e de outras espécies (incluindo animais domésticos) que podem estar em contato direto ou indireto com as antas. A poluição da água causada por dejetos humanos e/ou de animais domésticos, pesticidas, produtos de mineração e outros poluentes podem ter um efeito cumulativo no ambiente e nas antas, os quais podem afetar os parâmetros bioquímicos e hematológicos de várias maneiras.

Os resultados de hematologia e bioquímica sanguínea podem ser comparados com os valores de referência desenvolvidos em antas em cativeiro na base de dados do ISIS (International Species Information System) publicado em 2006: www.isis.org

Tabela 6 – Parâmetros hematológicos e bioquímicos devem ser avaliados de acordo com o Sistema Internacional de Unidades (SI).

PARÂMETROS HEMATOLÓGICOS	Unidade SI
Eritrócitos	10 ¹² /L
Hemoglobina	g/dL
Hematócrito	L/L
Reticulócitos	%
VCM	fL
HCM	pg
CHCM	g/dL
Leucócitos	10 ⁹ /L
Eosinófilos	10 ⁹ /L
Basófilos	10 ⁹ /L
Linfócitos	10 ⁹ /L
Monócitos	10 ⁹ /L
Bastonetes	10 ⁹ /L
Neutrófilos segmentados	10 ⁹ /L
Neutrófilos totais	10 ⁹ /L
Contagem plaquetária	10 ⁹ /L

PARÂMETROS BIOQUÍMICOS	Unidade SI
Alanina Aminotransferase (ALT)	U/L
Aspartato Aminotransferase (AST)	U/L
Gama-Glutamiltransferase (GGT)	U/L
Uréia	mmol/L
Ácido Úrico	µmol/L
Creatinina	µmol/L
Creatina Fosfoquinase (CPK)	U/L
Fosfatase Alcalina	U/L
Glicose	mmol/L
Colesterol Total	mmol/L
Colesterol HDL	mmol/L
Colesterol LDL	mmol/L
Colesterol VLDL	mmol/L
Triglicerídeos	mmol/L
Fibrinogênio	µmol/L
Proteína Total	g/L
Albumina	g/L
Globulina	g/L
Albumina/Globulina	Alb/Glob

PARÂMETROS BIOQUÍMICOS	Unidade SI
Colinesterase	U/L
Amilase	U/L
Bilirrubina Total	µmol/L
Bilirrubina Direta	µmol/L
Bilirrubina Indireta	µmol/L
Magnésio	mmol/L
Sódio	mmol/L
Potássio	mmol/L
Cálcio	mmol/L
Fósforo	mmol/L
Cloro	mmol/L
Ferro	µmol/L
Cortisol	nMol/L
Testosterona	nMol/L
Progesterona	nMol/L
Estrogênio	nMol/L
Lactato desidrogenase (LDH)	U/L

PARÂMETROS HEMATOLÓGICOS	Unidade SI	MATA ATLÂNTICA (MA)										PANTANAL (PA)										MA + PA									
		N	Média	Mín	Q1	Mediana	Q3	Máx	DP	EP		N	Média	Mín	Q1	Mediana	Q3	Máx	DP	EP		N	Média	Mín	Q1	Mediana	Q3	Máx	DP	EP	
Eritrócitos	10 ¹² /L	22	4,56	2,68	3,32	4,59	5,35	6,74	1,11	0,24	1.2	40	5,95	2,71	4,78	5,67	6,65	11,58	1,78	0,28	1.2	62	5,46	2,68	4,52	5,44	6,39	11,58	1,70	0,22	1
Hemoglobina	g/dL	22	9,09	7,10	8,40	9,15	9,70	10,40	0,97	0,21	1.2	41	10,96	7,70	10,50	11,00	11,50	13,30	1,48	0,32	1.2	63	10,00	7,10	9,00	9,70	11,00	13,30	1,55	0,24	1
Hematócrito	L/L	20	0,28	0,25	0,26	0,28	0,30	0,33	0,02	0,01	1.2	39	0,34	0,26	0,31	0,34	0,37	0,44	0,05	0,01	1.2	59	0,32	0,25	0,28	0,32	0,35	0,44	0,05	0,01	1
VCM	fL	22	62,36	48,00	55,00	57,00	78,00	88,00	13,03	2,78	1	28	57,99	31,00	50,55	57,25	64,00	89,70	12,37	2,34	1	50	59,91	31,00	51,50	57,25	65,10	89,70	12,73	1,80	1
HCM	pg	22	20,41	15,00	18,00	19,00	25,00	30,00	4,59	0,98	1	20	20,16	16,00	17,65	19,65	22,00	27,10	2,98	0,67	1	42	20,29	15,00	18,00	19,40	23,20	30,00	3,87	0,60	1
CHCM	g/dL	21	32,81	31,00	32,00	33,00	33,00	34,00	0,84	0,18	1	21	32,89	27,70	32,60	33,30	34,10	35,00	1,87	0,41	1	42	32,85	27,70	32,00	33,00	33,70	35,00	1,43	0,22	1
Leucócitos	10 ⁹ /L	22	8,87	6,90	7,70	8,35	9,60	13,30	1,67	0,36	1	36	10,21	5,16	7,69	10,40	12,63	15,15	2,87	0,48	#	58	9,70	5,16	7,70	9,60	11,45	15,15	2,55	0,34	#
Eosinófilos	10 ⁹ /L	22	0,59	0,00	0,08	0,18	0,56	2,78	0,86	0,18	#	30	0,42	0,00	0,00	0,08	0,64	2,61	0,65	0,12	#	52	0,49	0,00	0,00	0,15	0,60	2,78	0,74	0,10	#
Basófilos	10 ⁹ /L	22	0,03	0,00	0,00	0,00	0,08	0,13	0,04	0,01	1	20	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,05	0,02	0,00	1	42	0,02	0,00	0,00	0,00	0,00	0,13	0,04	0,01	1
Linfócitos	10 ⁹ /L	22	2,21	0,81	1,62	2,16	2,55	4,01	0,82	0,17	1	31	2,75	0,32	1,54	2,41	3,81	6,43	1,50	0,27	#	53	2,53	0,32	1,60	2,29	3,07	6,43	1,28	0,18	1
Monócitos	10 ⁹ /L	22	0,12	0,00	0,08	0,11	0,14	0,36	0,08	0,02	1.2	31	0,37	0,00	0,10	0,25	0,44	1,71	0,41	0,07	#.2	53	0,26	0,00	0,08	0,15	0,27	1,71	0,34	0,05	#
Bastonetes	10 ⁹ /L	22	0,31	0,00	0,16	0,26	0,49	0,83	0,21	0,05	1.2	31	0,20	0,00	0,00	0,05	0,25	1,28	0,32	0,06	1.2	53	0,24	0,00	0,00	0,16	0,36	1,28	0,29	0,04	1
Neutrófilos segmentados	10 ⁹ /L	22	5,60	2,97	4,72	5,30	6,46	8,81	1,39	0,30	°	31	5,65	0,18	3,53	5,27	8,07	11,84	2,96	0,53	°	53	5,63	0,18	4,26	5,27	7,12	11,84	2,41	0,33	°
Neutrófilos totais	10 ⁹ /L	18	5,83	4,40	5,19	5,48	6,32	8,89	1,05	0,25	#	29	6,11	0,18	3,60	5,40	8,24	15,68	3,38	0,63	#	47	6,00	0,18	4,40	5,44	7,18	15,68	2,72	0,40	#
Contagem plaquetária	10 ⁹ /L	15	297,40	148,00	255,00	310,00	352,00	398,00	70,00	18,07	1.2	15	234,93	40,00	186,00	242,00	278,00	354,00	81,56	21,06	#.2	30	266,17	40,00	209,00	275,50	331,00	398,00	81,15	14,82	1

PARÂMETROS BIOQUÍMICOS	Unidade SI	MATA ATLÂNTICA (MA)										PANTANAL (PA)										MA + PA									
		N	Média	Mín	Q1	Mediana	Q3	Máx	DP	EP		N	Média	Mín	Q1	Mediana	Q3	Máx	DP	EP		N	Média	Mín	Q1	Mediana	Q3	Máx	DP	EP	
Alanina Aminotransferase (ALT)	U/L	20	9,88	5,00	7,00	10,00	12,00	15,00	2,91	0,65	#.2	38	19,13	12,00	16,00	18,00	22,00	31,00	4,36	0,71	1.2	58	15,94	5,00	12,00	15,50	20,00	31,00	5,90	0,78	1
Aspartato Aminotransferase (AST)	U/L	21	62,51	39,00	52,00	60,00	77,00	87,00	14,99	3,27	1.2	40	72,03	49,00	61,50	67,50	78,00	115,00	15,83	2,50	#.2	61	68,75	39,00	60,00	67,00	77,00	115,00	16,08	2,06	1
Gama-Glutamiltransferase (GGT)	U/L	20	15,89	4,10	6,10	9,90	22,40	57,00	14,45	3,23	1.2	39	15,77	9,00	13,00	16,00	18,00	23,00	3,53	0,56	1.2	59	15,81	4,10	11,00	15,00	18,00	57,00	8,75	1,14	1
Uréia	mmol/L	29	5,89	2,86	5,00	5,71	7,14	11,07	2,02	0,37	1	44	5,14	2,86	3,93	5,00	5,71	12,50	1,82	0,27	1	73	5,44	2,86	3,93	5,36	6,43	12,50	1,92	0,23	1
Ácido Úrico	µmol/L	7	30,59	5,95	11,90	17,84	59,48	65,43	24,63	9,31	#	40	14,72	5,95	11,90	11,90	17,84	29,74	6,17	0,98	1	47	17,08	5,95	11,90	11,90	17,84	65,43	12,00	1,75	1
Creatinina	µmol/L	21	60,20	35,36	44,20	53,04	70,72	106,08	18,25	3,98	1.2	41	105,43	61,88	97,24	106,08	114,92	141,44	18,37	2,87	1.2	62	90,11	35,36	61,88	97,24	106,08	141,44	28,22	3,58	1
Creatina Fosfoquinase (CPK)	U/L	14	450,93	60,00	103,00	198,50	646,00	1526,00	498,80	133,31	°.2	40	170,00	56,00	100,50	126,50	162,00	772,00	146,11	23,10	°.2	54	242,83	56,00	101,00	131,50	210,00	1526,00	303,61	41,32	°
Fosfatase Alcalina	U/L	18	24,44	10,00	15,00	21,50	31,00	47,00	11,79	2,78	1.2	39	13,49	2,00	9,00	13,00	18,00	29,00	5,91	0,95	1.2	57	16,95	2,00	11,00	14,00	20,00	47,00	9,61	1,27	1
Glicose	mmol/L	13	6,93	3,05	4,61	6,72	9,05	10,71	2,43	0,67	#	40	6,04	3,66	4,94	5,80	6,99	9,38	1,54	0,24	#	53	6,26	3,05	4,88	5,88	7,27	10,71	1,82	0,25	1
Colesterol Total	mmol/L	22	3,52	2,38	2,90	3,38	3,99	5,31	0,79	0,17	1	39	3,35	2,25	2,77	3,34	3,83	4,74	0,69	0,11	1	61	3,41	2,25	2,89	3,34	3,83	5,31	0,72	0,09	1
Colesterol HDL	mmol/L	6	1,64	1,14	1,24	1,55	2,05	2,28	0,45	0,18	°.2	41	2,17	1,30	1,71	2,05	2,56	3,26	0,57	0,09	°.2	47	2,11	1,14	1,55	2,05	2,54	3,26	0,58	0,09	°
Colesterol LDL	mmol/L	2	2,60	2,28	2,28	2,60	2,93	2,93	0,46	0,32	°.2	39	0,93	0,39	0,62	0,88	1,17	1,79	0,36	0,06	°.2	41	1,01	0,39	0,67	0,88	1,17	2,93	0,51	0,08	°
Colesterol VLDL	mmol/L	2	0,13	0,10	0,10	0,13	0,16	0,16	0,04	0,03	°	41	0,23	0,05	0,10	0,23	0,34	0,54	0,13	0,02	°	43	0,23	0,05	0,10	0,23	0,34	0,54	0,13	0,02	°
Triglicérides	mmol/L	14	0,54	0,20	0,35	0,45	0,70	1,03	0,27	0,07	#	40	0,51	0,12	0,22	0,49	0,76	1,20	0,30	0,05	#	54	0,52	0,12	0,28	0,49	0,73	1,20	0,29	0,04	#
Fibrinogênio	µmol/L	5	7,03	5,73	5,73	6,17	7,20	10,29	1,92	0,86	#	°	°	°	°	°	°	°	°	°	°	5	7,03	5,73	5,73	6,17	7,20	10,29	1,92	0,86	#
Proteína Total	g/L	22	75,97	53,00	65,20	77,00	87,00	99,00	13,70	2,92	1.2	40	63,55	56,00	61,00	63,00	66,50	72,00	4,25	0,67	1.2	62	67,96	53,00	61,00	65,00	70,30	99,00	10,58	1,34	#
Albumina	g/L	14	23,93	21,00	22,00	24,00	26,00	27,00	2,06	0,55	1.2	40	16,08	11,00	13,00	16,00	19,00	21,00	3,10	0,49	1.2	54	18,11	11,00	14,00	18,00	21,00	27,00	4,49	0,61	1
Globulina	g/L	14	57,14	32,00	54,00	57,50	65,00	76,00	12,45	3,33	1.2	39	47,28	41,00	45,00	47,00	50,00	56,00	3,91	0,63	1.2	53	49,89	32,00	45,00	48,00	53,00	76,00	8,32	1,14	1
Albumina/Globulina	Alb/Glob	4	0,43	0,30	0,35	0,45	0,50	0,50	0,10	0,05	°	42	0,32	0,20	0,20	0,30	0,40	0,50	0,11	0,02	°	46	0,33	0,20	0,20	0,30	0,40	0,50	0,11	0,02	°
Colinesterase	U/L	14	168,84	0,70	0,90	1,30	378,00	609,00	220,75	59,00	°	40	262,18	120,00	189,50	233,00	299,00	540,00	113,82	18,00	°	54	237,98	0,70	139,00	228,00	312,00	609,00	152,28	20,72	°
Amilase	U/L	4	283,42	242,54	250,44	280,74	313,71	329,67	42,25	21,12	1	°	°	°	°	°	°	°	°	°	°	4	283,42	242,54	250,44	280,74	313,71	329,67	42,25	21,12	1
Bilirrubina Total	µmol/L	19	12,60	6,84	8,55	11,97	15,39	27,36	5,41	1,24	#.2	39	4,93	2,05	3,59	4,79	6,16	8,55	1,75	0,28	1.2	58	7,44	2,05	4,62	6,07	8,55	27,36	4,95	0,65	1
Bilirrubina Direta	µmol/L	19	3,51	0,00	1,71	3,42	5,13	6,84	1,66	0,38	#.2	41	0,86	0,17	0,34	0,68	1,54	1,88	0,60	0,09	1.2	60	1,70	0,00	0,51	1,37	1,88	6,84	1,62	0,21	1
Bilirrubina Indireta	µmol/L	18	7,79	3,42	5,13	7,70	10,26	11,97	2,50	0,59	#.2	40	3,95	1,54	2,65	3,85	5,13	6,67	1,46	0,23	1.2	58	5,14	1,54	3,25	5,04	6,67	11,97	2,56	0,34	1
Magnésio	mmol/L	21	0,65	0,16	0,49	0,66	0,74	1,44	0,32	0,07	1.2	40	0,69	0,45	0,58	0,66	0,78	0,99	0,14												

LITERATURA RECOMENDADA

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Teare JA. 2006. Physiological Data Reference Values for Tapir Species. International Species Information System IUCN/SSC Tapir Specialist Group Veterinary Committee.

Foto: Luciano Candisani

8

Diagnóstico de Agentes Infecciosos Seleccionados

Diagnóstico de Agentes Infecciosos Seleccionados



A crescente fragmentação do habitat e o subsequente aumento do contato entre antas e animais domésticos foram sinalizadas como causas potenciais do aparecimento de doenças infecciosas em populações de anta (Mangini et al. 2012). Em populações onde existem interações frequentes entre animais silvestres e animais domésticos, pode ocorrer transmissão mútua de patógenos, que podem inclusive afetar as populações humanas.

Devido às potenciais implicações para a conservação e para a saúde humana, diversos pesquisadores de campo têm investigado o impacto das doenças infecciosas em antas. Como mencionado na introdução, informações de campo disponíveis sobre a saúde das antas são escassas, sendo que a maioria desses dados vem de investigações imunológicas e são comumente baseados em triagens sorológicas. Estes estudos podem ajudar com a identificação do papel desempenhado pelas espécies silvestres em algumas doenças e fornecer uma importante linha de base científica para a implementação de medidas de controle em surtos epidemiológicos. No entanto, resultados positivos em testes sorológicos, não implicam diretamente na ocorrência de doença. Frequentemente, uma exposição anterior a um agente infeccioso pode produzir resultados positivos. Além disso, uma limitação importante dos testes sorológicos em animais silvestres é a falta de padronização em relação a anticorpos e antígenos específicos, o que limita a aplicabilidade das técnicas e a precisão dos resultados (Mangini et al. 2012). Assim, é muito difícil usar testes sorológicos isolados para testar hipóteses relacionadas com a transmissão da doença entre os animais domésticos e as antas.

Para garantir resultados úteis e aplicáveis nas investigações realizadas, a seleção dos agentes infecciosos a serem avaliados deve basear-se no conhecimento prévio sobre as doenças que podem ocorrer na área de estudo, considerando a prevalência local e a diversidade de animais domésticos nas proximidades (especialmente ungulados). Agências governamentais locais, agências sanitárias de saúde humana e animal e outras aéreas da epidemiologia, podem oferecer orientações adicionais e fornecer informações para melhorar a interpretação dos resultados da investigação. É sempre recomendado comparar os resultados obtidos àqueles de outras espécies, especialmente animais domésticos e seres humanos, no sentido de compreender mais profundamente a importância das antas em cadeias epidemiológicas na região em questão.

A avaliação de doenças de notificação compulsória (tanto para a OIE - Organização Mundial de Saúde - ou agências locais) deve ser cuidadosamente considerada pelo veterinário responsável, que deverá levar em conta as potenciais consequências econômicas e sociais dessa decisão. A interpretação dos resultados e determinação de sua real importância sanitária deve sempre levar em conta a sensibilidade e especificidade da metodologia empregada para o agente etiológico e para a espécie de anta estudada. Lembrando que, em alguns casos, um resultado positivo não acarreta automaticamente em um problema de saúde. Por exemplo, uma PCR para herpesvírus poderá ser sempre positivo, mas o impacto da infecção por herpesvírus depende de muitos outros fatores que podem agravar ou anular as implicações do resultado positivo (Benoit Thoisy, comunicação pessoal).

De modo a compreender de forma mais abrangente o papel dos agentes etiológicos em populações de antas, os diagnósticos sorológicos devem ser acompanhados de métodos diagnósticos alternativos e complementares. Exames físicos são uma das avaliações mais relevantes da saúde de um animal e, conseqüentemente, da sua população. Achados clínicos devem ser compilados e avaliados em conjunto com exames laboratoriais (hematologia, bioquímica, parasitologia, urinálise, microbiologia). Resultados positivos nas reações de triagem sorológica devem ser submetidos a testes confirmatórios (geralmente com maior especificidade diagnóstica, porém com maior tempo de processamento e maior custo), como a PCR ou isolamento e cultura de um agente específico (Richtzenhain e Soares 2007).

Um tópico comum e importante na Medicina da Conservação e na Saúde Única é a ocorrência de zoonoses. Mudanças climáticas também representam um grande problema na medicina de animais silvestres, especialmente em países tropicais que podem ter implicações significativas na prevalência de doenças transmitidas por vetores. Uma das mais importantes doenças zoonóticas é a tuberculose (TB), causada por algumas espécies do gênero *Mycobacterium* como o *Mycobacterium bovis* e *M. pinnipedii*. Ambas pertencem ao complexo *Mycobacterium tuberculosis* (CMtb). *M. pinnipedii* é uma micobactéria de pinípedes que podem ser transmitidas para antas (*Tapirus indicus* e *T. terrestris*) em cativeiro. Essa bactéria foi descoberta na década passada por profissionais da Austrália e da Argentina (Cousins et al. 2003; Bastida et al, 2010; Bastida et al. 2011; Hoyer 2011).

Tabela 7 - Agentes infecciosos relevantes sugeridos para pesquisas em antas.

Categoria de Agentes	Agente Infeccioso / Doença Infecciosa
Virais	Vírus da estomatite vesicular / Estomatite vesicular
	Vírus da língua azul / Língua azul
	Vírus da Rinotraqueíte Infecciosa Bovina (IBR) / Rinotraqueíte Infecciosa Bovina (IBR)
	Vírus da Febre Aftosa / Febre Aftosa
	Herpesvirus equino
	Vírus da Influenza Equina / Influenza Equina
	Vírus da Encefalomielite Equina do Oeste (EEO) / Encefalomielite Equina do Oeste (EEO)
	Vírus da Encefalomielite Equina do Leste (EEL) / Encefalomielite Equina do Leste (EEL)
	Vírus da Encefalomielite Equina Venezuelana (EEV) / Encefalomielite Equina Venezuelana (EEV)
	Vírus Rábico/ Raiva
	Rinovírus Equino
	Vírus da Diarréia Viral Bovina (BVDV) / Diarréia Viral Bovina (BVDV)
	Vírus da Leucemia Bovina / Leucose Enzoótica Bovina (LEB)
	Vírus da Pseudoraiva (Herpesvírus suídeo tipo 1) / Doença de Aujeszky
	Parvovirus Suíno
	Parainfluenza Vírus / Parainfluenza 3
	Vírus da Anemia Infecciosa Equina (AIE) / Anemia Infecciosa Equina (AIE)
	Protozoários
Leishmania spp. / Leishmaniose	
Babesia spp. / Babesiose	
<i>Toxoplasma gondii</i> / <i>Toxoplasmose</i>	
Bactérias	<i>Brucella</i> spp. / Brucelose
	Salmonella spp. / Salmonelose
	<i>Mycobacterium bovis</i> ; <i>M. tuberculosis</i> ; <i>M. pinnipedii</i> ; <i>M. avium</i> / <i>Tuberculose (TB)</i> <i>M. paratuberculosis</i> / <i>Johne's Disease</i> ou <i>Paratuberculose</i>
	Chlamydothyla spp. / Clamidiose
	<i>Leptospira interrogans</i> / <i>Leptospirose</i> <i>Rickettsia</i> spp. / <i>Rickettsioses</i> <i>Ehrlichia</i> spp. / <i>Ehrlichiose</i> <i>Anaplasma</i> spp. / <i>Anaplasmoses</i> <i>Clostridium tetani</i> / <i>Tétano</i>

Tabela 8 - Lista de sorovares de Brucella

<i>Pomona</i>	<i>Hebdomadis</i>	<i>Autumnalis</i>	<i>Tarassovi</i>
<i>Hardjo</i>	<i>Copenhageni</i>	<i>Castellonis</i>	<i>Mini</i>
<i>Icterohaemorrhagiae</i>	<i>Javanica</i>	<i>Bataviae</i>	<i>Guaicurus</i>
<i>Grippotyphosa</i>	<i>Panama</i>	<i>Butembo</i>	<i>Ballum</i>
<i>Canicola</i>	<i>Pyrogenes</i>	<i>Whitcombi</i>	<i>Sejroe</i>
<i>Bratislava</i>	<i>Wolffi</i>	<i>Cynopteri</i>	<i>Szwajizak</i>
<i>Andamana</i>	<i>Shermani</i>	<i>Sentot</i>	<i>Saxkoebing</i>
<i>Australis</i>	<i>Patoc</i>		

Tabela 9 - Categorização de doenças relevantes para viabilidade populacional e conservação de antas (Medici et al 2007, 2008; Mangini et al 2012).

Prioridade	Doença clínica relatada em antas	Doenças com evidência sorológica	Possíveis doenças
Alta	Febre Aftosa	Anemia Infecciosa Equina	Brucelose
	Campilobacteriose	Encefalomielites Equinas	Intoxicações (pesticidas e metais pesados)
	Tuberculose	Estomatite Vesicular	Raiva
		Leptospirose	
		Trypanosomíase	
Média	Balantidiose	Babesiose	Doença de Aujeszky
	Giardiose	Encefalomiocardite viral	Clostridiose
	Salmonelose	Rinotraqueíte Infecciosa Bovina	Leishmaniose
Baixa	Blefarite	Herpesvirus Equino	Diarréia Viral Bovina
	Problemas respiratórios	Língua Azul	Influenza
	Tétano	Micoplasmose	Parvovirose Suína
	Hemocromatose	Toxoplasmose	Rinovirose
		Doença entérica	
Nula	Actinomicose		
	Ceratite		
	Diabetes		
	Exantema vesicular		
	Filariose		
	Laminite		
	Pulgas		
	Sarna		
	Esquistossomose		

8.1.1. Doenças Bacterianas

As infecções bacterianas mais comuns em antas incluem enterites, tuberculose, leptospirose e tétano. Todas são conhecidas por causar problemas clínicos relevantes em animais de cativeiro. Septicemia e enterite causada por *Salmonella* sp., *Streptococcus* sp. ou *Pasteurella* sp. também são, frequentemente, relatadas em antas (Cubas 1996; Janssen et al 1999; Mangini et al., 2002; Janssen 2003; Mangini et al. 2012).

1. *Salmonella* sp.

Salmonelose ocorre das seguintes formas: septicemia, super aguda, enterite aguda, crônica ou uma enterite com estado subclínico. Esta doença tem sido relatada em antas de cativeiro. *Salmonella* *tiphimurium* foi associada com septicemia fatal em *Tapirus terrestris* e *S. pomona* foi isolado de um *Tapirus bairdii* neonato com desconforto gastrointestinal agudo. A ocorrência de salmonelose em zoológicos geralmente coincide com a estação chuvosa. Os testes de diagnóstico para *Salmonella* pode ser realizado com uma cultura bacteriana de rotina em meio específico como o meio Selenite ou ágar hectone. Em geral, o tratamento consiste em antibióticos (teste de sensibilidade) e fluidoterapia (Ramsay & Zainuddin 1993).

2. *Mycobacterium* sp.

Micobactérias esporadicamente afetam antas em cativeiro (Janssen et al., 1996). *Mycobacterium bovis* é a espécie mais frequentemente diagnosticada em antas em cativeiro, mas estas também têm sido descritas como suscetíveis ao *M. tuberculosis* e *M. avium*.

Infecções primárias por *Mycobacterium* afetam os pulmões e linfonodos mediastínicos. Como mencionado anteriormente, nas últimas décadas veterinários começaram a diagnosticar a tuberculose (TB) em antas de cativeiro, e recentemente foi relatada uma nova espécie de micobactéria pertencentes ao complexo *Mycobacterium tuberculosis* (MTC): *Mycobacterium pinnipedii* (Cousins et al. 2003). Esta espécie de TB é transmitida por meio de um hospedeiro primário de origem marinha e é considerada agressiva e altamente contagiosa, não só para os humanos, mas também para outras espécies domésticas e silvestres. *M. pinnipedii* tem afetado não apenas uma ampla variedade de espécies de mamíferos silvestres de cativeiro (antas, camelos, lhamas, gorilas, etc) mantidos em zoológicos e aquários próximos de pinípedes acometidos por TB, como também tem afetado tratadores e técnicos que trabalham em contato com estes mamíferos. Novos dados sobre a transmissão de *M. pinnipedii* levaram o Dr. Ricardo Bastida à hipótese de que a origem da TB pré-Europeia na América do Sul tenha sido decorrente do contato frequente de caçadores com pinípedes utilizados como fonte de alimento por milhares de anos antes da colonização. Depois da TB ter afetado aqueles caçadores que consumiam pinípedes, a doença foi então transmitida para outras sociedades culturais organizadas na América do Sul, através do contato direto entre partes infectadas (Bastida et al. 2010; Bastida et al. 2011).

M. pinnipedii já foi relatado afetando cerca de 17 espécies de mamíferos terrestres e aquáticos, tanto na natureza quanto em cativeiro. Isso inclui vários relatos da cepa de TB em *Tapirus terrestris* e *Tapirus indicus* em diversos zoológicos ao redor do mundo (Bastida et al 1999; Bastida et al, 2010; Bastida et al. 2011; Jurczynski et al. 2011; Hoyer 2011).

Atualmente, não há nenhum teste específico e eficiente para diagnosticar uma infecção por *M. pinnipedii*. Somente uma combinação de diferentes testes pode ser usada para fazer um diagnóstico preciso. O primeiro passo neste processo é um teste intradérmico comparativo (com aplicação de 0,1 ml de BPPD na pele da região inguinal), combinado com exames sorológicos (ELISA, ou Chembio DPP Vet TB, teste para elefantes). Estes exames sorológicos não foram feitos para antas, e mais alguns anos de testes são necessários para avaliar a precisão dos resultados para antas. De qualquer forma, sabe-se que devido a seus hábitos comportamentais, as antas estão frequentemente expostas a micobactérias não patogênicas no ambiente (em locais de repouso, ou durante forrageamento), que podem levar a resultados falsos positivos. Assim, se o resultado do exame sorológico é positivo ou pouco claro, exames complementares devem ser feitos para diagnosticar corretamente ou descartar a ocorrência de infecção por TB. Alguns destes testes incluem: radiografia torácica, lavado pulmonar, traqueal ou gástrico, culturas e técnicas moleculares. Em cativeiro, os veterinários devem testar cada anta pelo menos uma vez ao ano, antes de qualquer transferência, ou se qualquer indivíduo demonstrar possíveis sinais clínicos de infecção por TB.

Atualmente, temos poucas informações sobre a prevalência de *M. pinnipedii* em antas de vida livre ou sobre seus potenciais efeitos sobre populações na natureza. Com o design de novas técnicas e de métodos menos invasivos para o diagnóstico de *Mycobacterium* (teste baseado em DNA, ELISA, testes BTB etc.), o Comitê Veterinário do TSG encoraja fortemente que pesquisadores trabalhando com antas de vida livre façam uso desses métodos para testar seus animais de estudo para *Mycobacterium* sp. Como foi o caso com outros mamíferos de vida livre que entraram em contato com animais domésticos, pode haver

pressão pública no futuro para determinar qual é o papel, se houver, de antas na epidemiologia da tuberculose em animais domésticos. Dessa forma, o ideal é começar a testar a precisão de novos métodos e gerar resultados preliminares, antes que seja tarde.

3. *Bacillus anthracis*

Embora não haja nenhum relato oficial de antraz em antas, Hernández-Camacho (não-oficial) descreveu um caso da doença em anta das montanhas (*T. pinchaque*) na Colômbia (Downer, comunicação pessoal). Em geral, infecção por *B. anthracis* em perissodáctilos resulta em morte súbita após diarreia grave com secreção espumosa nas mucosas oral e nasal e eventual prolapso retal (Ramsay Eduardo 1993). Esta doença e seu impacto sobre as populações de anta na natureza devem ser investigados em regiões endêmicas.

4. *Leptospira* spp.

Leptospirose pode ser uma ameaça tanto para antas em cativeiro, quanto para populações de vida livre. A presença de anticorpos contra *Leptospira*, sem manifestações clínicas evidentes, tem sido relatada em antas em vida livre (Hernández-Divers et al 2005; Mangini et al 2012; Medici et al 2014). Evidência da doença clínica causada por *Leptospira interrogans* sorovar Pomona foi observada em uma anta brasileira fêmea no Pantanal, onde animais domésticos, como bovinos e equinos, vivem em contato próximo com antas e outros animais silvestres. Sinais clínicos observados incluíram glaucoma, uveíte, baixos níveis de atividade e baixa resposta a estímulos externos (P. R. Mangini, E. P. Medici & J. A. May, comunicação pessoal). A relação entre as antas,

essas bactérias e seus sorotipos específicos, bem como com o papel das antas como reservatório da doença, devem ser melhor estudados.

É importante coletar amostras ao longo do tempo para que seja possível acompanhar se os títulos aumentam. Existe um relato de um aumento na titulação de vários sorotipos como *Canicola*, *Gryppotyphosa*, *Pyrogenes* e *Wolffi* em uma anta de vida livre capturada e reabilitada em um zoológico no México (Jonathan Perez, comunicação pessoal).

5. Abscessos mandibulares

Antas são particularmente propensas a desenvolver abscesso mandibular ou "lumpy jaw" em cativeiro e na natureza. Embora a condição seja considerada semelhante a observada em gado doméstico, a patogenicidade em antas é desconhecida. Os microrganismos já isolados das lesões foram: *Corynebacterium pyogenes*, *Streptococcus* β -hemolítico, *Actinomyces*, *Necrobacillus*, *Escherichia coli* e *Mycobacterium*. Nenhum vírus foi associado com esta patologia, mas mais investigações são necessárias para corroborar com esses resultados iniciais. Os abscessos mandibulares podem ser um problema significativo para antas em vida livre, considerando que as lesões causadas podem afetar o osso e levar à osteomielite, que comumente leva o indivíduo à óbito devido ao comprometimento sistêmico. Dessa forma, pesquisadores devem relatar casos de abscesso mandibular em animais de vida livre e continuar a colher amostras para identificar os patógenos envolvidos.

6. *Clostridium tetani*

O tétano pode ser fatal em *Tapirus terrestris*, produzindo rigidez muscular, hemoglobinúria e óbito em aproximadamente 13 dias

(Mangini et al., 2002). Alguns veterinários de zoológico realizam a vacinação para evitar esta doença.

8.1.2. Doenças Virais

Titulações positivas para várias infecções virais têm sido relatadas em soro de antas de vida livre e em cativeiro. Herpesvirus, vírus da encefalomiocardite e febre aftosa já foram relatados causando doenças clínicas ou como causa de morte de antas em cativeiro (Ramsay & Zainuddin 1993; Göltenboth et al. 1996; Backues et al. 1999; Janssen 2003; Mangini et al. 2012).

1. Herpesvírus

Há um relato de mortalidade em anta malaia (*T. indicus*) com herpesvírus (Janssen et al., 1996). No entanto, o tipo de herpesvírus não foi determinado. Pouco se conhece sobre a epidemiologia da doença, mesmo em populações de cativeiro. Recentemente, um novo herpesvírus gama 2 foi parcialmente sequenciado em uma anta brasileira (*T. Terrestris*) em cativeiro, mas nada se sabe sobre seu potencial patogênico. Como um vírus de DNA latente, o herpesvírus deve ser relativamente comum e amplamente difundido em populações, e o estresse e/ou imunossupressão (como por exemplo, os efeitos da fragmentação de habitat, ou de condições inadequadas em cativeiro) podem reativar o vírus e levar a sinais clínicos (que podem ser fatais) (de Thoisy, comunicação pessoal). O Comitê Veterinário do TSG encoraja veterinários a consultarem virologistas especializados em herpesvírus para definir adequados protocolos de colheita e análise de amostras biológicas, e para a interpretação de resultados.

2. Encefalomiélites (incluindo o Vírus do Oeste do Nilo; EEE - Encefalomiélite Equina do Leste; VEE - Encefalomiélite Equina Venezuelana; e WEE - Encefalomiélite Equina do Oeste)

Não existem relatos científicos que confirmam que as antas são suscetíveis a encefalite. No entanto, vários zoológicos vacinam as antas para estas doenças, e um recente inquérito de saúde documentou títulos para VEE em uma pequena população de *Tapirus bairdii* de vida livre no Parque Nacional de Corcovado, Costa Rica, América Central (Hernández-Divers et al., 2005). Além disso, um projeto de investigação a longo prazo em *Tapirus terrestris* no Parque Estadual Morro do Diabo, estado de São Paulo, Brasil, encontrou títulos positivos para EEE e WEE (Medici et al 2014). É recomendável que os títulos pré e pós-vacinação sejam realizados para determinar a eficácia dessas vacinas. Além disso, qualquer evidência de encefalomiélite viral deve ser relatada. Em Quintana Roo, uma anta capturada e amostrada foi negativa para EEE, VEE e Vírus do Oeste do Nilo na sorologia (Jonathan Perez, dados não publicados).

Há relatos de Vírus do Oeste do Nilo clinicamente afetando rinocerontes. Portanto, algumas antas em cativeiro atualmente são vacinadas com a vacina para Vírus do Oeste do Nilo equina (Ft. Dodge). É importante obter títulos pré e pós-vacinais afim de determinar a eficácia da vacina. Qualquer episódio de óbito decorrente de infecção pelo Vírus do Oeste do Nilo deve ser reportado.

3. Febre Aftosa

Um surto de febre aftosa no zoológico de Paris, França, que afetou antas brasileiras (*T. Terrestris*) e malaias (*T. indicus*), foi descrito por Urbain et al. (1938). Os achados clínicos foram limitados a lesões interdigitais. No entanto, durante o Workshop de Avaliação de Viabilidade Populacional e de Habitat (PHVA) realizado para anta da montanha (*T. pinchaque*) na Colômbia em outubro de 2004, a bióloga peruana Jessica Amanzo relatou dois surtos de febre aftosa no norte do Peru que resultaram em alta mortalidade de antas da montanha. O primeiro surto ocorreu há aproximadamente 50 anos atrás, e o segundo há 25 anos. Embora esta informação não tenha sido oficialmente confirmada, pesquisadores de antas devem continuar o monitoramento desta doença. Inquéritos sorológicos específicos para febre aftosa devem ser realizados, especialmente em antas da montanha.

8.1.3. Doenças Parasitárias

A presença de parasitas associados ou não com doença tem sido frequentemente descrita em antas. No entanto, poucos dados estão disponíveis sobre possíveis manifestações clínicas e sobre a influência ambiental na infecção e sazonalidade da ocorrência. Em geral, a presença do parasita não tem sido associada com sinais clínicos em antas de vida livre e relatos sugerem um certo equilíbrio na relação parasita-hospedeiro em ambientes naturais (Mangini et al. 2012). Em alguns casos, a ocorrência de manifestações clínicas em antas poderia estar relacionada à eventos de imunossupressão. Em cativeiro, infecções parasitárias podem representar até 36% dos problemas médicos (Mangini et al. 2002), sendo recomendado o tratamento dos

animais em cativeiro com resultados positivos em exames parasitológicos, mesmo quando assintomáticos (Mangini et al. 2012).

Ectoparasitas

Ectoparasitas são observados tanto em antas em cativeiro quanto em vida livre. Em antas de vida livre, a identificação de ectoparasitas como carrapatos e moscas pode oferecer uma visão sobre a interação entre antas e animais domésticos, e sobre o potencial risco de transmissão mútua de doenças. Identificar gêneros de parasitas que infestam naturalmente antas também é interessante. Além disso, a análise de ectoparasitas pode ajudar a oferecer uma visão sobre o papel que a anta pode desempenhar como potencial reservatório de determinadas doenças. *Amblyomma* sp. é o ectoparasita mais comum relatado em antas e pode causar problemas dermatológicos (Mangini et al. 1998; Nunes, 2001; Mangini et al. 2002). As espécies de carrapatos já relatadas em antas são as seguintes: *Amblyomma brasiliense*, *A. cajennense*, *A. calcaratum*, *A. coelebs*, *A. dubitatum*, *A. incisum*, *A. latepunctatum*, *A. multipunctum*, *A. naponense*, *A. neumanni*, *A. oblongoguttatum*, *A. ovale*, *A. pacaе*, *A. parvum*, *A. scalpturatum*, *A. tapirellum*, *A. pseudoconcolor*, *A. triste*, *Haemaphysalis juxtakochi*, *Dermacentor halli*, *D. latus*, *D. (Anocentor) nitens*, *Ixodes bicornis*, *I. boliviensis*, *I. tapirus*, *I. scapularis*, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, *Ornithodoros rudis* e *O. tuttlei* (Mangini et al. 1998; Lira Torres et al. 2001; Labruna & Guglielmone 2010; Medici 2010; Mangini et al. 2012).

Endoparasitas

Em geral, endoparasitas têm sido amplamente relatados em antas sem problemas clínicos associados, incluindo *Parascaris* sp., *Fasciola hepatica*, *Capillaria* sp., *Paranoplocephalasp.*, *Strongyloides* sp.,

Agriostomun sp., *Lacandoriasp.*, *Neomurshidia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Strongylus* sp., *Brachylumus* sp., *Eimeria* sp., *Balantidium* sp., e *Giardia* sp. (Kuehn 1986; Ramsay & Zainuddin 1993; Lira Torres et al. 2001; Pukazhenthii et al. 2008; Santos 2011; Mangini et al. 2012). *Naegleria fowleri* e *Schistosomatidea* foram relatados como patogênicos em antas em cativeiro (Lozano-Alarcon et al. 1997; Yamini Veen, 1988). Alguns protozoários podem ser considerados normais na flora entérica de antas. No entanto, podem ser patogênicos em animais imunossuprimidos. *Giardia duodenalis* genótipo AI (um protozoário zoonótico frequentemente relatado como causador de gastroenterite em seres humanos) foi detectado em amostra fecal de anta brasileira (*T. Terrestris*) em cativeiro, mas não estava associado a manifestações clínicas (Santos 2011). *Cryptosporidium* sp. foi descrito como causador de diarreia aquosa em duas antas centro-americanas (*T. bairdii*) em cativeiro na China (Chen et al. 2012). *Ascarididae* são frequentemente encontrados em amostras fecais de antas brasileiras no Pantanal (Brasil) (R. C. Fernandes-Santos e P. Medici, comunicação pessoal).

Hemoparasitas

Antas podem ser parasitadas por diversas espécies de carrapatos e outros ectoparasitas potencialmente vetores de uma grande variedade de hemoparasitas. Relatos recentes de hemoparasitas em antas incluem *Babesia* sp. e *Trypanosoma* sp. Assim como no caso de endo e ectoparasitas, a presença de hemoparasitas em antas pode ocorrer sem qualquer manifestação clínica. Uma anta da montanha (*Tapirus pinchaque*) de vida livre foi relatada recentemente como soropositiva para *Babesia caballi* no Equador, sem apresentar sinais clínicos (Castellanos 2013). Em *Tapirus terrestris*, no Brasil, uma possível nova espécie do gênero *Trypanosoma* foi relatada recentemente, também sem manifestação clínica. A espécie foi nomeada *Trypanosoma terrestris* (Acosta et al. 2013). Embora as antas não tenham

apresentado nenhum sinal clínico nesses casos, as reais implicações da presença de ambos hemoparasitas para a saúde da população de antas permanecem desconhecidas e devem ser cuidadosamente estudadas.

8.1.4. Doenças Fúngicas

Poucos relatos estão disponíveis sobre doenças fúngicas que afetam as antas (Mangini et al. 2012). Dermatofitoses causada por *Microsporum gypseum*, *M. canis* e *Trichophyton tonsurans* foram observadas em antas com alopecia (Ramsay Eduardo 1993). Recentemente, um fungo *Coccidioides immitis* (*Coccidioides immitis*) foi relatado causando doenças respiratórias em antas (Janssen 2003).

8.1.5. Doenças não-infecciosas

Dermatite vesicular

A condição determinada como "dermatite vesicular" é o tema de investigações atuais em antas em cativeiro. Essa condição foi primeiramente descrita por Finnegan et al. 1993. Embora a síndrome continue a afetar antas em cativeiro, sua etiologia ainda não foi identificada. Para diagnosticar esta síndrome, os pesquisadores devem realizar biópsias de pele nas áreas afetadas, coletar líquidos produzidos por lesões e armazenar amostras de duas maneiras: congeladas e em de formalina tamponada a 10%. O exame histopatológico das amostras é necessário para o diagnóstico adequado. Mais pesquisas são necessárias para esclarecer a etiologia da "dermatite vesicular".

Doença do armazenamento de ferro

Há evidências de que os níveis de ferro em antas em cativeiro são significativamente maiores do que em vida livre (Don Paglia, comunicação pessoal). Esta doença também tem sido relatada para

rinocerontes negros. Recomenda-se a histopatologia do fígado para avaliar se o animal em questão está ou não afetado pela doença do armazenamento de ferro.

LITERATURA RECOMENDADA

Acosta ICL, Da Costa AP, Nunes PH. et al. 2013. Morphological and molecular characterization and phylogenetic relationships of a new species of trypanosome in *Tapirus terrestris* (lowland tapir), *Trypanosoma terrestris* sp. nov., from Atlantic Rainforest of southeastern Brazil. *Parasites & Vectors*, vol. 6(349), pp. 1-12.

Bastida R; Loureiro J; Quse V; Bernardelli A; Rodríguez D & Costa E. 1999. Tuberculosis in a wild subantarctic fur seal from Argentina. *Journal Wildlife Diseases*, Vol.35, (October, 1999), pp. 796-798

Bastida R; Guichón R; Quse V. 2010. Escenarios para el origen y dispersión de la tuberculosis en Patagonia Austral y Tierra del Fuego. Nuevos actores y líneas de evidencia. XVII Congreso Nacional de Arqueología Argentina. Mendoza, Argentina. pp 18-22.

Bastida R; Quse V; Guichón R. 2011. La Tuberculosis en Grupos de Cazadores Recolectores de Patagonia y Tierra del Fuego: Nuevas alternativas de contagio a través de la fauna silvestre. In: *Revista Argentina de Antropología Biológica* 13(1): 83-95.

Backues KA, Hill M, Palmenberg AC, Miller C, Soike KF, Aguilar R. 1999. Genetically engineered Mengo virus vaccination of multiple captive wildlife species. *Journal of Wildlife Diseases* 35, 384-7.

Castellanos-P AX. 2013. First Report of Positive Serological Response to the Hemoparasite, *Babesia caballi*, in Mountain Tapir. In: *Tapir Conservation - The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group*, vol. 22 (31), p. 9. Chen SH, Ai I, Cai YC et al. 2012.

Diagnosis of *Cryptosporidium* suisinfection of Baird's tapir. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 11, 627-30.

Cousins D; Bastida R; Cataldi A; Quse V; Redrobe S; Dow S; Duignan P; Murray A; Dupont C; Ahmed N; Collins D; Butler W; Dawson D; Rodríguez D; Loureiro J; Romano MI; Alito A; Zumárraga M; Bernardelli A. 2003. Tuberculosis in seals caused

by a novel member of the *Mycobacterium tuberculosis* complex: *Mycobacterium pinnipedii* sp.nov. In: *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 53: 1305-1314.

Cubas ZS. 1996. Special challenges of maintaining wild animals in captivity in South America. *Scientific Technical Review* 15, 267-82.

Finnegan M, Munson L, Barrett S and Calle P. 1993. Vesicular Skin Disease of Tapirs. AAZV Conference (Abstracts).

Furtado MM; Jácomo ATA; Kashivakura CK; Tôrres NM; Marvulo MFV; Ragozo AMA; Souza SLP; Ferreira-Neto JS; Vasconcellos AS; Morais ZM; Cortez A; Richtzenhain LJ; Silva JCR; Silveira L. 2010. Serologic survey for selected infectious diseases in free-ranging Brazilian tapirs (*Tapirus terrestris*) in the Cerrado of Central Brazil. In: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 41: 133-136.

Gamble KC; Clancy MM (eds). 2013. *Infectious Diseases Manual: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Animals in North America*, 2nd ed. Infectious Disease Committee, American Association of Zoo Veterinarians, Yulee, Florida. 1098 pp.

Göltenboth R, Busch W, Jenschke J et al. 1996. Herpesvirus infection in an Indian tapir (*Tapirus indicus*) and in a Black rhinoceros (*Diceros bicornis*); case reports. *Proceeding of the American Association of Zoo Veterinarians*; 3-8 Nov 1996, Puerto Vallarta, Mexico.

Hernandez-Divers SM; Aguilar R; Leandro-Loria D; Foerster CR. 2005. Health evaluation of a radiocollared population of free-ranging Baird's tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. In: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 36: 176-187.

Hoyer M. 2011. Management of a TB Positive Malayan Tapir (*Tapirus indicus*) Breeding Couple under Zoo Conditions. In: *Proceeding Fifth International Tapir Symposium* p31.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards ME. 1996. Medical management of captive tapirs (*Tapirus* spp.). In: *Proceedings AAZV*. pp. 1-11.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards MS. 1999. Tapir Medicine. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. W.B. Saunders Co., Philadelphia, pp.562-568.

Janssen DL. 2003. Tapiridae. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. Saunders, Saint Louis, MO, USA, pp.569-577.

Jurczynski K; Lyashchenko KP; Gomis D; Moser I; Greenwald R; Moisson P. 2011. Pinniped tuberculosis in Malayan tapirs (*Tapirus indicus*) and its transmission to other terrestrial mammals. In: Journal of Zoo and Wildlife Medicine 42(2):222-7.

Kuehn G. 1986. Tapiridae. In: Fowler ME, ed. Zoo and Wild Animal Medicine, 2nd edn. W. B. Saunders Company, Philadelphia, pp. 931-4.

Mangini PR, Sinkoc AL, Medici EP. 1998. Relato da ocorrência de *Amblyomma cajannense* em Antas (*Tapirus terrestris*) de vida livre, no Parque Estadual do Morro do Diabo-SP. Anais XXII Congresso Brasileiro de Zoológicos; 26 Apr-01 May 1998, Salvador, Brazil.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla - Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Mangini PR; Morais W; Santos LC. 2002. Enfermidades observadas em *Tapirus terrestris* (anta brasileira) mantidas em cativeiro em Foz do Iguaçu, Paraná. Arquivo Ciência Veterinária e Zootecnia UNIPAR 5:93-102.

Mangini PR; Medici EP; Fernandes-Santos RC. 2012. Tapir Health and Conservation Medicine. Journal of Integrative Zoology 7:331-345.

May-Junior JA. 2011. Avaliação de parâmetros fisiológicos e epidemiológicos da população de anta-brasileira (*Tapirus terrestris*, Linnaeus, 1758) na Mata Atlântica do Parque Estadual Morro do Diabo, Pontal do Paranapanema, São Paulo. Dissertação de Mestrado. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK. Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World - Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Medici EP; Desbiez ALJ; Gonçalves da Silva A; Jerusalinsky L; Chassot O; Montenegro OL; Rodríguez JO; Mendoza A; Quse VB; Pedraza C; Gatti A; Oliveira Santos LGR; Tortato MA; Ramos-Jr V; Reis ML; Landau-Remy G; Tapia A; Morais AA. 2007. Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Conservation Action Plan. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

Pukazhenthil BS, Padilla LR, Togni GD et al. 2008. Biomedical survey of Baird's tapir (*Tapirus bairdii*) in captivity in Panama. Book of Abstracts, Fourth International Tapir Symposium; 26 Apr-01 May 2008, Quintana Roo, Mexico. IUCN/SSC Tapir Specialist Group. [Cited 10 Jan 2011.] Available from URL: <http://www.tapirs.org> Ramsay & Zainuddin. 1993. Infectious diseases of the rhinoceros and tapir. In: Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy 3, M.E. Fowler (Ed.), pp 459-466. W.B. Saunders Co.

Richtzenhain LJ; Soares RM. 2007. Técnicas sorológicas e de biologia molecular. In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, eds. Tratado de Animais Selvagens- Medicina Veterinária. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp. 967-79.

Santos RCF. 2011. Importância de mamíferos neotropicais na epidemiologia de protozooses: diagnóstico, caracterização molecular e aspectos ecológicos da

infecção por Giardia e Cryptosporidium (MSc thesis). Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil. 165 p.

Urbain A, Bullier P, Nouvel J (1938). Au sujet d'une petite épizootie de fièvre aphteuse ayant sévi sur des animaux sauvages en captivité. Bull Acad Vét Fr, 11: 59-73.

Foto: Daniel Zupanc



9

Reprodução

Antas têm sido estudados na natureza por mais de duas décadas e existe um valor considerável de informações sobre ecologia, dieta, tamanho da área de vida e parâmetros sobre saúde. Infelizmente pouco é conhecido sobre a biologia e fisiologia reprodutiva, além disso, dados existentes são de animais mantidos em cativeiro. Machos e fêmeas atingem a puberdade entre 14 e 18 meses de idade, embora na natureza os machos com um ano de idade são ocasionalmente observados acompanhando suas mães. Reprodução já foi observada em fêmeas por volta de 13 meses de idade, enquanto os machos apresentavam 24 meses de idade. Fêmeas de anta mantêm a fertilidade por mais de 20 anos, podendo estender este período para além de 30 anos. Uma fêmea pode gerar mais de 10 descendentes durante sua vida (Barongi 1993).

O macho da anta tem um par de testículos localizados no interior de um escroto pouco pendular e posicionado cranio-ventralmente ao ânus. Os testículos apresentam forma elíptica, e têm em média um comprimento e largura de 10,5 e 4,8 cm na anta centro-americana (Pukazhenthhi et al. 2011), e 9,7 e 5,0 cm na anta malaia (Lilia et al. 2010). O tamanho e volume dos testículos variam entre os machos de acordo com a idade. Machos adultos tem uma cauda do epidídimo desenvolvida, o que pode ser um indicativo de produção espermática.

O pênis está tipicamente recolhido internamente no prepúcio, mas a glândula está sempre visível e direcionada caudalmente. Próximo à glândula peniana, existe três dobras que se projetam (tecido erétil), duas localizadas lateralmente e uma dorsalmente. As glândulas acessórias são compostas por um par de vesículas seminais localizadas próximas à bexiga; uma próstata localizada caudalmente às vesículas seminais; e uma glândula bulbouretral localizada caudalmente a aproximadamente 3,0 cm da próstata, e se abre diretamente na uretra (Pukazhenthhi et al. 2011).

Para urinar o macho da anta move a extremidade do pênis caudalmente e projeta a urina a uma distância considerável. Assim como no cavalo doméstico, a uretra da anta termina em uma pequena proeminência na porção ventral da glândula. De acordo com a morfologia peniana em ereção, pode se deduzir que a ejaculação seja intrauterina como nos equinos.

A anatomia reprodutiva da fêmea de anta é similar ao cavalo doméstico e rinoceronte. Até o momento a anatomia foi descrita em detalhe apenas na anta malaia (Lilia et al. 2010). O trato reprodutivo é composto por uma genitália externa (vulva, clitóris), vagina, cérvix, útero, oviduto e um par de ovários. A vulva tem dois lábios recobertos de pelos esparsamente e tanto a comissura cranial como a dorsal são arredondadas. A abertura da vulva é vertical e mede por volta de 4,8 cm em comprimento. O clitóris está localizado no assoalho ventral do vestíbulo vaginal a 1,0 cm cranial em relação à vulva. A vagina e o vestíbulo vaginal apresentam uma parede fina composta por camadas de musculatura lisa. O muco vaginal produz uma secreção lipídica a qual sela os lábios vulvares, isolando o ambiente interno vaginal do meio externo, conferindo proteção quando a fêmea está na água.

A cérvix é firme e muscular, mede por volta de 3,0 cm no comprimento e 5,3 cm de largura na fêmea adulta, está localizada dorso-cranialmente em relação à bexiga e anterior à pélvis. O corpo do útero é relativamente curto quando comparado aos cornos uterinos (16,8 cm, adulto; 7,3 cm, sub-adulto). O comprimento médio dos cornos uterinos é de 31,2 cm e a largura é 2,8 cm. A anta apresenta dois cornos uterinos. O formato dos ovários é de oval a alongado; os mesmos estão localizados na face ventral do íleo próximo à tuberosidade do coxal. Nas fêmeas adultas o ovário apresenta um comprimento médio de 2,8 cm e largura de 1,3 cm. As antas apresentam uma placenta epiteliocorial e

difusa (Pukazhenti et al. 2011). As fêmeas apresentam um par de glândulas mamárias na região inguinal.

O estro das antas é muito difícil de determinar. De uma maneira geral, as fêmeas são poliétricas ao longo do ano. O estro dura entre 1 e 4 dias e se repete a cada 28-32 dias. Um estro com ovulação pode ocorrer entre 9 e 27 dias após o parto. No entanto, esses valores podem variar de acordo com as espécies e o ambiente que os animais vivem, devendo ser utilizado apenas como uma referência geral.

A avaliação endócrina é utilizada para monitorar o ciclo estral e o estado hormonal dos animais em cativeiro ou vida-livre. Devido ao estresse induzido durante a contenção, as amostras de sangue não são confiáveis para o estudo dos hormônios em indivíduos capturados. Para fêmeas em cativeiro e não condicionadas, a colheita de amostra de urina é a melhor opção para o diagnóstico e monitoramento da prenhez. A colheita de urina é um procedimento minimamente invasivo e permite a obtenção de amostras com valores hormonais confiáveis em animais que não estão estressados devido aos procedimentos de contenção. Amostras de fezes são utilizadas para a avaliação hormonal e devem ser colhidas imediatamente após a defecação. As amostras podem ser armazenadas em recipientes contendo etanol 90% e com o registro da data de colheita. A amostra pode ser seca em forno, luz solar ou liofilizada em campo como mencionado. Devido à dificuldade logística para a colheita de fezes frescas em algumas condições, é importante que os médicos veterinários desenvolvam métodos não invasivos, como a dosagem de esteroides fecais, para determinação de ciclo estral e gestação em antas em vida-livre (Pukazhenthil et al. 2013).

O método mais amplamente utilizado para a dosagem de metabólitos hormonais é o radioimunoensaio. Em cativeiro, antas condicionadas podem fornecer amostras ao menos uma vez por semana para se estabelecer uma linha de base e variações da progesterona sérica necessária para confirmar a gestação. Exames ultrassonográficos também podem ser utilizados para determinação de gestação.

A pesquisa sobre a concentração de progesterona sérica na anta centro-americana em cativeiro nos Estados Unidos conduzida pela Dra. Janine Brown (1994) indica que a duração do ciclo estral é estimada em

25-38 dias, com uma fase luteal durante 15-20 dias. O período interluteal é relativamente longo, compreendendo 40% do ciclo estral. As fêmeas voltam a ciclar em $16,2 \pm 2$ dias após o parto e podem tornar-se prenhes durante o primeiro cio pós-parto.

A avaliação hormonal em antas brasileiras realizada pela Fundação Temaikén, Argentina, demonstrou que as concentrações de estrógeno sérico variam entre 17,2 e 35,1 ng/mL. Os níveis séricos de testosterona nos machos variam entre 0,12 e 1,73 ng/mL; uma concentração de 0,2 ng/mL foi registrada durante o período de cópula nos machos da anta brasileira.

A cópula pode acontecer em terra firme ou na água. O período de gestação das antas é relativamente longo e varia de acordo com a espécie. Para a anta brasileira é de aproximadamente 395 a 399 dias, enquanto que é mais curto na anta malaia e na anta centro-americana. Mesmo nos estágios mais avançados, a gestação não é detectável por meio da avaliação física ou inspeção visual. Como citado anteriormente, a gestação deve ser determinada com o exame ultrassonográfico ou por meio da análise das concentrações hormonais séricas, urinárias ou fecais. Pouco se conhece sobre a citologia vaginal em antas, mas dados recentes sugerem que pode ser possível utilizar esse método para diferenciar os estágios do ciclo estral e diagnosticar gestação.

Concentrações de progesterona maiores do que 2,5 ng/mL são indicativas de prenhez, mas os veterinários devem realizar três dosagens durante um período de 15 dias para confirmação do diagnóstico. Se os valores da progesterona se elevarem ao longo das três dosagens, a fêmea está prenhe e a equipe veterinária deve manter seu foco no monitoramento do desenvolvimento fetal.

Em fêmeas prenhes de anta brasileira, as concentrações de progesterona variam ao longo da gestação, registrando valores mínimos de 2,67 ng/mL no início até um máximo de 22,6 ng/mL durante o estágio final. Em contraste, as concentrações séricas de estrógeno apresentam um comportamento uniforme durante a gestação e se mantém em 20-30 pg/mL. Na anta brasileira os estudos demonstram que ambos os hormônios atingem um pico entre 7-10 dias antes do parto, e então reduzem seus níveis drasticamente algumas horas antes do parto (Quse et al. 2004). Um processo similar foi descrito na anta centro-americana, com valores de estrógeno consideravelmente mais altos, entre 85 e 131 pg/mL (Brown et al. 1994).

Na anta brasileira o cortisol não parece ser um marcador importante para o início do parto, pois sua concentração sérica não apresenta mudança significativa em relação ao fim da gestação. Os valores registrados durante a gestação variam de 2,52 ng/mL no primeiro período até 3,19 ng/mL 48 horas antes do parto. Este padrão também foi observado na anta centro-americana. Nos estágios iniciais da gestação, as concentrações de cortisol variaram entre 6,9 e 10,2 ng/ml; no estágio final, os valores apresentavam-se entre 9,5 e 10,8 ng/mL (Quse et al. 2004).

Devido à escassez de informações sobre gestação e desenvolvimento fetal em antas de vida livre, a realização de exames ultrassonográficos em campo poderia fornecer informações valiosas. Em antas de cativeiro, o exame ultrassonográfico pode ser realizado com a fêmea em estação ou decúbito lateral. Na natureza, o exame só pode ser realizado com a fêmea anestesiada. A ultrassonografia transabdominal é o método de escolha com um transdutor de aproximadamente 3,5 MHz. Pode ser aplicado gel ou umedecimento com álcool na região abdominal

para minimizar a influência da pelagem (Fernandez Jurado, comunicação pessoal; Hoyer et al., 2007; Van Engeldorp Gastelaars, 2010). Antes do terceiro mês de gestação, é necessário utilizar um transdutor transvaginal de 3,5 a 5 MHz para visualização do saco gestacional (Fernandez Jurado, comunicação pessoal). Um equipamento ultrassonográfico com Doppler ou em tempo-real (modo B) pode ser utilizado para a checagem de movimentos e batimentos cardíacos fetais. A conexão de um extensor feito com tubo de PVC para a sonda ultrassonográfica pode facilitar a introdução do transdutor no reto para um acesso mais profundo (Pukazhenthil et al. 2013).

A seguir estão várias fotos dos exames ultrassonográficos durante vários estágios da gestação em anta malaia (*Tapirus indicus*) do Artis Zoo (Holanda). As fotos foram obtidas por meio de exame transabdominal utilizando um transdutor convexo de 3,5 MHz (Esaote PImedical Aquila®) ou outro transdutor convexo variável de 2,5-6,6 MHz (Esaote MyLabOne Vet, Esaote®, Esaote Benelux BV, Maastricht, Países Baixos). Os exames ultrassonográficos foram realizados com as fêmeas em decúbito lateral (Hoyer 2014).

Para maiores detalhes, consulte “M.J. Hoyer e H.D.M. Post – van Engeldorp Gastelaars: Ultrasonic characterization of fetal development in a captive Malayan Tapir (*Tapirus indicus*), aceito para publicação no periódico Zoo Biology 2014.

As mensurações recomendadas para monitorar o desenvolvimento fetal são os diâmetros biparietal e torácico, além do comprimento fetal total. Os estudos com um feto de anta brasileira com três meses de idade apresentaram um diâmetro biparietal de 2,35 cm e comprimento total de 15 cm. Aos seis meses de idade, o diâmetro biparietal era de 3,2 cm, o

comprimento dorso-ventral do tórax era de 6,5 cm e o comprimento total era de 20 cm. No fim da gestação o feto media 75 cm de comprimento total, um diâmetro biparietal de 11 cm e um diâmetro torácico de 40 cm (Fernandez Jurado, comunicação pessoal).

Nos estágios iniciais o diagnóstico de gestação é difícil devido à espessura da parede abdominal da anta adulta e existem poucos sinais clínicos de prenhez.

Galeria 10. Reprodução: Exame ultrassonográfico



Tapirus indicus com três meses de idade. Diâmetro torácico transversal 2,82 cm. Imagem e foto: Mark Hoyer.



Tapirus indicus com três meses de idade. Cabeça, pescoço, tórax e membros torácicos claramente visíveis. Imagem e foto: Mark Hoyer.



Tapirus indicus com quatro meses e meio de idade. Estômago e coração claramente visíveis. Imagem e foto: Mark Hoyer.



Tapirus indicus com quatro meses e meio de idade. Gradil costal. Imagem e foto: Mark Hoyer.

Existe uma escassez de dados sobre fisiologia reprodutiva na anta e o Comitê Veterinário do TSG entende que o aumento do conhecimento nesta área é uma prioridade. De acordo com a facilidade de pesquisa sobre a reprodução de antas em cativeiro em relação aos animais em vida-livre, a abordagem mais eficiente a curto prazo é estudar os animais em cativeiro com metodologias desenvolvidas para otimizar dados que contribuam para os esforços de conservação. A seguir, o Comitê Veterinário do TSG definiu uma lista de prioridades na pesquisa sobre fisiologia reprodutiva da anta:

1. Monitoramento dos hormônios reprodutivos por meio de métodos não-invasivos;
2. Eletroejaculação, colheita, avaliação e preservação de sêmen, acompanhada de estudos sobre a viabilidade seminal;
3. Protocolos de inseminação artificial;
4. Colheita, preservação e análise de viabilidade de oócitos;
5. Monitoramento de viabilidade fetal utilizando ultrassonografia (mais viável com animais treinados em cativeiro);
6. Necessidades nutricionais para fêmeas prenhes durante diferentes estágios da gestação;
7. Análise da composição nutricional do leite (incluindo colostro), nas quatro espécies de anta.

LITERATURA RECOMENDADA

Brown JL; Citino SB; Shaw J; Miller C. 1994. Endocrine Profiles during the Estrous Cycle and Pregnancy in the Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). In: Zoo Biology 13:107-117.

Barongi RA. 1993. Husbandry and Conservation of Tapirs. In: International Zoo Yearbook 32:7-15.

Hernández M.; Van Nieuwenhove C; Cristóbal R; Schoos SS; Fernández F. 1996. Observaciones sobre la secreción láctea de *Tapirus terrestris*. XIII Jornadas Científicas de la Sociedad de Biología de Tucumán. 10-12 Octubre 1996. Libro de Resúmenes: 87. Tafí del Valle, Tucumán, Argentina.

Hoyer MJ; de Boer M; Treskens M; Wolters SABI; Verstappen FALM. 2007. Monitoring of pregnancy in a Malayan tapir (*Tapirus indicus*) by regular blood progesterone and ultrasonic examination (extended abstract); Edinburgh, UK.

Verhandlungsbericht des 43. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere 43:147–149.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards ME. 2003. Tapiridae. In: Fowler, ME. Zoo and Wild Animal Medicine 5th Edition. London: W.B. Saunders Company, Philadelphia.

Lilia, K; Rosnina, Y; Wahid, HA; Zahari, ZZ; Abraham, M. 2010. Gross anatomy and ultrasonographic images of the reproductive system of the Malayan tapir (*Tapirus indicus*). Anatomia Histologia Embryologia 39:569-575.

Padilla M; Dowler RC. 1994. *Tapirus terrestris*. Mammalian Species, 481:1-8.

Pukazhenti, BS; Della Togna, G; Padilla, L; Smith, D; Sanchez, C; Pelican, K; Sanjur, O. 2011. Ejaculate traits and sperm cryopreservation in the endangered Baird's tapir (*Tapirus bairdii*). Journal of Andrology. 32:260-270.

Pukazhenti B; Quse V; Hoyer M; van Engeldorp Gastelaars H; Sanjur O; Brown J. 2013. A review of the reproductive biology and breeding management of tapirs. Integrative Zoology 8: 18–34.

Quse V; Francisco E; Gachen G; FernandezJP. 2004. Hormonal and Ultrasonography Studies During the Pregnancy of Lowland Tapir. Second International Tapir Symposium. 10-16 January, 2004. Symposium Abstracts: 47.

Panama City, Republic of Panama. Van Engeldorp Gastelaars, HMD.2010. Endocrine profiles during the oestrous cycle and pregnancy, and ultrasonographic characterization of foetal development in captive Malayan tapirs (*Tapirus indicus*). Masters Thesis, 2010; Adaptation Physiology Group, Wageningen University Artis Royal Zoo, Amsterdam.

Foto: Diego Lizcano

10

Necropsia



Necropsia



Necropsias a campo propiciam informação valiosa sobre a saúde das antas. São oportunidades raras que não devem nunca ser desperdiçadas. É mais comum encontrar carcaças em estágios avançados de decomposição do que cadáveres frescos, mas considerando a possibilidade de coleta de dados importantes, mesmo nestes casos os veterinários devem conduzir uma avaliação necroscópica, mesmo que limitada. É difícil refrigerar ou congelar carcaças de antas adultas, então necropsias a campo devem ser realizadas de forma eficiente.

Para conduzir qualquer necropsia é necessário equipamento de proteção adequado, incluindo luvas descartáveis, uma máscara, óculos de proteção, roupas e botas. As máscaras cirúrgicas convencionais não proporcionam proteção adequada contra agentes potencialmente zoonóticos tais como *Mycobacterium tuberculosis*, portanto são recomendadas máscaras N96 para necropsias de antas.

A necropsia é essencialmente um exercício de observação e descrição, e deve envolver pouca interpretação, a menos que o veterinário que estiver realizando a necropsia seja um patologista experiente. No decorrer da necropsia o veterinário deve registrar uma descrição acurada e detalhada da aparência e textura dos tecidos. É particularmente necessário registrar as descrições detalhadas de potenciais anomalias visualizadas. Pode ser extremamente útil fotografar a necropsia, já que as fotos permitem a posterior reavaliação dos dados e pode permitir que patologistas experientes apresentem segundas opiniões.

O objetivo de uma necropsia é documentar o estado de saúde da anta anterior à morte, incluindo os processos que conduziram à morte do

animal e todos os outros que ocorreram simultaneamente. Para atingir este objetivo, todos os tecidos e órgãos devem ser cuidadosamente observados e amostrados para bacteriologia e histopatologia. A coleta de conteúdo gástrico, parasitas, amostras genéticas, etc. é útil para fornecer uma base de comparação com outros animais com causa de morte desconhecida e para fornecer dados sobre a biologia da espécie.

Anotações de necropsia devem evitar termos subjetivos ou coloquiais (muito, pouco, enorme, etc.) e devem usar descrições objetivas e mensurações precisas sempre que possível. Devem ser empregados protocolos de necropsia previamente delineados para garantir que a coleta de dados seja adequada. O APÊNDICE 2 fornece uma planilha e um checklist simples para necropsias a campo. Nós encorajamos os pesquisadores a utilizarem esta planilha para ajudar a padronizar a informação coletada por diferentes projetos de pesquisa de antas, o que facilitará comparações das causas de morte de antas em diferentes locais.

Todos os instrumentos e equipamentos utilizados na necropsia precisam ser desinfetados, e após a avaliação e colheita de alíquotas, os órgãos devem ser armazenados e descartados seguindo-se as regulamentações de biossegurança nacionais (vide Capítulo 6).

A necropsia é dividida classicamente em 3 fases:

1. Exame externo (pele, mucosa, orifícios naturais, saúde aparente).
2. Organização estrutural das vísceras (compressão, vólculo, distopia, líquidos cavitários).
3. Avaliação individual dos órgãos.

Nos casos em que há a oportunidade de realizar uma necropsia, as seguintes recomendações básicas podem mostrar-se úteis:

- A anta é posicionada em decúbito lateral direito (ou decúbito lateral esquerdo se a pessoa que estiver conduzindo a necropsia for canhota) para facilitar a remoção de diferentes órgãos.
- Visando abrir a carcaça, será necessário fazer uma incisão ao longo da linha média, do queixo ao ânus (em fêmeas pelo meio das glândulas mamárias).
- Divulsione a pele para cima, dobrando-a de forma a expor o gradil costal e a musculatura abdominal. Corte a partir do membro dianteiro abaixo da escápula até a musculatura do membro traseiro, na articulação do coxal, e corte o ligamento redondo de modo que ambos os membros possam ser rebatidos para cada lado do corpo. Ligue os grandes vasos sanguíneos para evitar hemorragia caso venha a cortá-los.
- Corte as costelas e o diafragma e então remova toda a parede costal e abdominal em uma só peça. Esta peça será útil como uma área limpa para colocar os órgãos removidos da cavidade (importante no campo).
- Todos os órgãos deverão ser analisados quanto a suas características externas (tamanho, forma, localização, superfície, cor, simetria) e internas (estrutura, consistência, conteúdo, espessura, parasitas, superfície de corte, coloração interna, simetria, nódulos). Cada lesão e anormalidade devem ser meticulosamente avaliadas; se não estiver claro se o tecido está anormal, descrevê-lo da forma mais completa possível.

Tecidos e órgãos devem ser fotografados extensivamente, independentemente de aparentarem estar normais ou anormais. A série de fotografias deve ilustrar o tamanho do órgão, posição, textura, conteúdo, etc. As fotografias devem incluir uma régua ou alguma referência de tamanho (ex.: bisturi), devem ser bem focadas, e devem estar num ângulo o mais próximo possível de perpendicular ao tecido que estiver sendo fotografado. A luz natural é preferível à fotografia com flash, mas se não houver luz adequada não hesite em utilizá-lo.

É interessante começar pela cavidade torácica para evitar uma potencial contaminação que poderia ocorrer se trabalhássemos primeiro com os órgãos abdominais e intestinos se rompessem. É sugerida a seguinte ordem para os procedimentos de necropsia:

- Antes de remover todos os órgãos da cavidade torácica, observe o coração e os pulmões in situ. Avalie o tamanho, formato e posição deles; verifique se há pontos de aderência ou fluidos no interior do saco pericárdico. No caso de presença de líquido, remova-o com uma seringa estéril (refrigere e submeta a cultura de microrganismos) e avalie e descreva a cor do líquido, transparência e volume. O mesmo se aplica à pleura visceral e parietal. Contudo, deve ser considerado que na espécie *T. indicus* as pleuras visceral e parietal são normalmente espessas e proeminentes, e que há um tecido conectivo fibroso entre os pulmões e a parede torácica que pode ser confundido com aderências patológicas.

- Observe os linfonodos mediastínicos, tireóide, paratireoide e, se estiver presente, o timo, avaliando tamanho, cor e textura; corte estes órgãos de forma a avaliar suas características macroscópicas internas.

- Os órgãos torácicos são removidos junto com a língua, laringe, traquéia e esôfago cranial, começando pela língua.

- A traquéia deve ser aberta com tesouras na sua totalidade até a bifurcação dos brônquios principais, para avaliar a presença de parasitas, espuma (edema e enfisema pulmonar) ou exsudatos (pneumonia).

- Os pulmões devem ser examinados quanto à presença de nódulos, abscessos, enfisema, edema, congestão. Corte o parênquima e observe se há líquido (avaliando a cor e características). Abra os brônquios e observe a presença de líquidos ou parasitas.

- Avalie os órgãos abdominais in situ.

- Observe os linfonodos mesentéricos (tamanho, cor); corte-os de modo a avaliar suas características macroscópicas internas.

- Examine a vesícula urinária (uma amostra de urina pode ser coletada assepticamente para cultura, se necessário) e então avalie sua mucosa.

- Remova o baço e o pâncreas e avalie seu tamanho, superfície, cor e consistência. Corte o parênquima em diferentes partes para examinar.

- Remova o estômago utilizando ligaduras duplas no cárdia e no piloro (realize duas ligaduras em cada sítio anatômico e então corte entre as duas ligaduras para evitar espalhar o conteúdo dos órgãos). Abra o esôfago (com uma tesoura) para observar a característica da mucosa, lesões ou presença de corpos estranhos. O estômago é melhor aberto por sua curvatura menor, para prevenir o derramamento de seu conteúdo; após a inspeção e realização de registros fotográficos do

conteúdo, o mesmo pode ser descartado para permitir a avaliação da mucosa.

- Para remover o fígado é melhor ligar seus grandes vasos sanguíneos, prevenindo o excesso de extravasamento de sangue. Observe o tamanho, cor, consistência, presença de áreas mais claras ou mais escuras do que o padrão de coloração normal, e as características das bordas do fígado. Corte o órgão em seções sucessivas para avaliar o parênquima hepático.

- A melhor forma de remover os intestinos é liberando o mesentério com os intestinos dentro do corpo: segure o bisturi ou a faca em um ângulo de aproximadamente 45 graus em relação ao mesentério e gentilmente puxe os intestinos para livrá-los, cortando o mesentério. Para remover o intestino o ideal é amarrá-lo com uma corda na porção proximal do duodeno e distal do reto (são recomendadas ligaduras duplas). Avalie o conteúdo intestinal, a coloração da mucosa, presença de parasitas, etc.

- Remova os rins e adrenais. Divida os rins longitudinalmente a partir da curvatura maior até o hilo para observar as características do córtex, medula e pelve (em antas adultas o córtex deve representar aproximadamente 80% da massa renal). A cápsula renal deve ser cuidadosamente removida para determinar se há aderência e observar a superfície externa do rim.

Caso haja suspeita de doença neurológica o cérebro deve ser o primeiro a ser examinado, de forma a minimizar a autólise.

Após a necropsia a carcaça deve ser devidamente descartada, por meio de serviços de disposição, ou enterradas para evitar contaminação.

A necropsia propicia a possibilidade de coletar uma série de amostras para posterior realização de exames laboratoriais, como sintetizado na TABELA 10.

Tabela 10 – Colheita, processamento e armazenamento de amostras de necropsia.

Análise	Objetivo	Amostra	Colheita e Processamento	Armazenamento
Histopatologia	Complementar a necropsia, identificando processos patológicos e a causa da morte.	Todos os órgãos devem ser coletados, estejam eles alterados ou não.	Os fragmentos não devem ser maiores do que 1cm ³ , sempre incluindo um fragmento de tecido normal. Use um frasco limpo com um volume de formol 10% (formalina 4%) de 8 a 10 vezes maior do que a amostra.	Mantenha os frascos bem fechados e protegidos da luz, a temperatura ambiente. Estas amostras continuarão viáveis por anos.
Microbiologia	Identificar agentes bacterianos ou virais envolvidos em processos infecciosos.	Colete apenas amostras de tecidos/líquidos suspeitos de infecção, logo após a morte.	Puncione as amostras líquidas (1-3ml) ou amostre tecidos e abscessos com um swab. A assepsia do procedimento é essencial.	Mantenha em um frasco estéril (ou dentro da seringa utilizada para a punção) ou em um meio de transporte nutritivo (ex.: Stuart), sob refrigeração. Envie ao laboratório dentro de poucas horas.
Toxicologia	Identificar se o animal foi exposto a alguma toxina (contaminação ambiental, envenenamento).	Todas as vísceras (ou, pelo menos, cérebro, pulmões, fígado, rins e medula óssea), conteúdo estomacal, pelo, gordura e sangue cardíaco podem ser amostrados.	Fragmentos grandes dos tecidos (~100g) e conteúdo estomacal, sangue de punção cardíaca (~50ml) e pelo (armazenar em um envelope).	Mantenha o frasco sob refrigeração ou congelamento. Envie ao laboratório dentro de poucos dias.
Ectoparasitas	Identificar os ectoparasitas.	Quaisquer parasitas encontrados na pele, 5-20 indivíduos de cada espécie aparente.	Transfira os parasitas para um frasco perfurado (para um período maior, adicione folhas ou algodão umedecido) ou para etanol 70%.	Mantenha o frasco em temperatura ambiente. Envie ao laboratório dentro de dias (frasco perfurado) ou semanas (etanol).
Endoparasitas	Identificar os endoparasitas.	Quaisquer parasitas encontrados nas vísceras, 5-20 indivíduos de cada espécie aparente.	Lave os parasitas na água e transfira-os para etanol 70% (vermes cilíndricos) ou AFA (vermes planos).	Mantenha o frasco em temperatura ambiente. Envie ao laboratório dentro de poucas semanas.
Conteúdo Estomacal	Identificar os hábitos alimentares dos animais selvagens.	Conteúdo Estomacal	Transfira todo o conteúdo estomacal para um balde, homogenize e colete diversas pequenas amostras até um total de 500ml ou 1L.	Mantenha em temperatura ambiente ou sob refrigeração. Utilize filtração, decantação ou greenhouse para secar a amostra.
Testículos e Ovários	Armazenar gametas para técnicas de reprodução assistida ou bancos de germoplasma.	Testículos e ovários, apenas de cadáveres muito frescos (6-18h).	Colete as gônadas intactas, sem separá-las de suas membranas serosas.	Refrigere ou congele com máxima urgência, dependendo da técnica a ser empregada. Envie ao laboratório com máxima urgência.
Análise Genética	Checar o Manual de técnicas de amostragem para análises genéticas da IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)			
Taxidermização	Consulte museus locais e taxidermistas ou literatura apropriada para obter recomendações específicas para a preparação de animais taxidermizados ou partes. Consulte também a legislação local de transporte e uso de partes de antas e as regulamentações vigentes da CITES.			
Outras análises	As outras amostras descritas no capítulo "Coleta, manipulação e armazenamento de amostras biológicas", tais como medidas corporais, pelo, fezes, urina e outras, também podem ser coletadas seguindo-se as mesmas recomendações.			

LITERATURA RECOMENDADA

Almosny NRP; Santos LC. 2001. Laboratory Support in Wild Animal Medicine. In: Fowler, ME & Cubas, ZS (eds). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Iowa: Iowa State University Press.

Matushima ER. 2006. Técnicas Necroscópicas. In: Cubas, ZS; Silva, JCR; Catão-Dias, JL. Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária. São Paulo: Roca.

Munson L. 2005. Necropsy Manual: Technical Information for Veterinarians. Wildlife Conservation Society.

Quse V; Falzoni E. 2008. Patologia en Fauna Silvestre. Manual y Atlas. Vázquez Mazzini Editores. 192pp.



11

Intervenções na Saúde Individual e Populacional

Intervenções na Saúde Individual e Populacional

Intervir em saúde populacional de animais silvestres é muito controverso. A decisão de realizar qualquer intervenção terapêutica ou profilática deve ser feita depois de considerar os possíveis efeitos sobre o ecossistema local, a conservação da espécie e em processos do curso evolucionário. Não existe uma regra isolada para que um veterinário saiba se deve ou não intervir na saúde de um animal silvestre. No entanto, sempre que a escolha for pela intervenção, o veterinário deverá certificar-se de que esta ação não implicará em qualquer risco para a sobrevivência do resto da população ou para o equilíbrio do ecossistema (por exemplo, vacinas atenuadas, seleção de bactérias resistentes, entre outras).

Existe um consenso geral de que os veterinários devem tratar lesões prévias dos animais capturados para estudo, imobilização ou procedimentos, como exemplo, lesões por armadilhas, ferimentos causados por cães-de-caça, e lesões crônicas causadas por rádio-colares. O tratamento de animais lesionados não capturados é muito mais controverso. Um dos pilares da filosofia de conservação é certificar-se de que o processo evolutivo continua em seu equilíbrio natural, e alguns argumentam que o tratamento destas lesões interfere com o rumo natural de mortalidade e de evolução, e sendo assim, não deve ser recomendado. Para exemplificar, podemos mencionar que os animais feridos podem ser uma parte importante da dieta de grandes predadores e tratar estes animais feridos poderá prejudicar esta cadeia alimentar. Em contraste com isso, outros argumentam que a maior parte das lesões observadas em antas de vida livre são prováveis consequências indiretas da interferência humana no habitat do animal, desta forma, o tratamento destas lesões minimiza a interferência antropogênica nos ecossistemas locais. Outro argumento para o

tratamento de lesões é que em populações reduzidas e para espécies em processos de extinção, a morte de um único indivíduo pode ter consequências importantes sobre todo o grupo. Com isso, optar pelo tratamento de animais feridos pode contribuir para a sobrevivência da espécie.

A questão sobre se os veterinários devem ou não intervir neste contexto não tem uma resposta correta e irá variar dependendo de cada caso em particular. Portanto, neste capítulo, ao invés de tentar fornecer qualquer tipo de resposta definitiva, será apresentada uma lista de importantes variáveis e sinais clínicos, juntamente com as suas potenciais consequências que um veterinário deve avaliar antes de decidir se deve ou não tratar antas capturadas na natureza e com lesões não relacionadas aos processos de captura.

Os sinais clínicos mais comuns observados em antas de vida livre incluem:

- Alta e média infestação por ectoparasitas;
- Lesões de pele;
- Mífase;
- Escore corporal baixo (magreza, caquexia);
- Presença de secreções em cavidades naturais do corpo (particularmente ocular, unilateral ou bilateral).

Galeria 11 - Exemplos de lesões de pele



Exemplos de lesões de pele não raramente observados em antas brasileiras de vida livre. Fotos: Renata Carolina Fernandes-Santos

Galeria 12 - Exemplo de escore corporal baixo (caquexia)



Anta brasileira no Pantanal mostrando muito baixa pontuação de escore corporal (caquexia). Fotos: Iniciativa Nacional para a Conservação da Anta Brasileira (registros de armadilhas fotográficas).



Outros sinais clínicos menos comuns já observados em antas brasileiras na natureza incluem: claudicação, alopecia, flegmão, fraturas dentárias, doenças oculares (halo senil, opacidade do cristalino, lesões da córnea, inflamação da glândula peri-oftálmica), e corrimento vaginal anormal.

Na maioria dos casos, as anomalias físicas em antas de vida livre podem ser explicadas pela idade (desgaste do dente, halo senil ocular) ou comportamento social (cicatrices, feridas) ao invés de doença. Antas adultas apresentam significativamente mais cicatrizes e/ou feridas em comparação com sub-adultos e juvenis. Isso provavelmente reflete um acúmulo de cicatrizes ao longo da vida de um indivíduo, mas também poderia sugerir uma maior interação agonista intra-específica (territorialidade) e/ou inter-específica (predação) em adultos, ou que os adultos sobrevivem melhor aos predadores do que os mais jovens (Medici et al. 2014).

Fatores importantes adicionais a serem considerados antes de intervenções clínicas incluem:

- Condição geral do indivíduo (condição geral do corpo, capacidade de locomoção, comportamento).
- Presença de sinais clínicos inespecíficos.
- Presença de sinais clínicos específicos, ou sinais sugestivos de certas doenças ou desconforto respiratório e gastrointestinal.
- A ocorrência simultânea de mais de um sinal clínico específico / inespecífico (por exemplo, alta infestação por ectoparasitas, caquexia e apatia no mesmo indivíduo).
- Gravidade / cronicidade dos sinais clínicos.

- As condições ambientais que podem influenciar o estado geral do indivíduo (como a sazonalidade e disponibilidade de alimentos recursos).

- Se existem (ou existiram) casos semelhantes (indivíduos com os mesmos sinais clínicos) em outros indivíduos na população da mesma área.

- Resultados de avaliações sanitárias anteriores (individuais e populacionais).

É importante que o veterinário de campo carregue um kit básico de medicamentos e equipamento básico para procedimentos clínicos no caso de ser necessário executar alguma intervenção médica. Isso inclui:

- Soluções anti-sépticas para limpeza e desinfecção: álcool 70%, álcool iodado, iodo polvidine, clorexidina a 2% ou 5%, clorexidina 0,2% e solução salina (0,9% de NaCl).

- Antimicrobiano de amplo espectro e de longa duração (para uma única dose). Tenha em mente que a aplicação de grandes doses de antimicrobiano na natureza é bastante controverso, uma vez que existem muito poucos dados sobre o potencial impacto, e pode conduzir as bactérias à resistência aos antibióticos comuns.

- Esteroides e AINES.

- Soluções e equipamentos para fluidoterapia (por exemplo, 0,9% NaCl).

- Colírio ou pomada para a limpeza e tratamento de lesões oculares.

- Pomadas ou cremes (antimicrobianos ou antimicóticos) para tratar a pele de lesões causadas por bactérias ou fungos.
- Antiparasitário tópico (miíases) e de uso sistêmico.
- Polivitamínicos (injetáveis).
- Kit de instrumentos cirúrgicos básicos: tesouras, pinças (dissecção, dente de rato, etc.), lâminas de bisturi e cabo, luvas, linha de sutura e agulhas, compressas.
- Gaze e esparadrapo.

Se o veterinário decidir intervir, o tratamento deve ser acompanhado pela colheita de amostras biológicas adequadas para realizar exames de diagnóstico subsequentes. Estes dados irão ajudar a orientar decisões sobre futuras intervenções, e contribuir para a compreensão de quais elementos patogênicos/doenças desempenham um papel importante na saúde da população selvagem de antas.

Conforme foi citado no 'Capítulo 10: Necropsias', é importante que os veterinários de campo façam uso de equipamento de proteção individual (EPIs) apropriados, e que estejam atentos às normas de biossegurança durante a colheita de amostras e manipulação de fluidos corporais, resíduos e outros materiais potencialmente contaminados.

É importante considerar que as manifestações clínicas dos indivíduos de vida livre podem ter perfis e origem muito diferentes do que os mesmos sinais clínicos em animais de cativeiro. Desta forma, o tratamento em espécimes de vida livre pode ser diferente do utilizado em antas em cativeiro. Antes de decidir sobre um tratamento específico, o veterinário deve considerar alguns dos aspectos exclusivos do

domínio do trabalho veterinário, incluindo a incapacidade de reavaliar a condição do paciente, o que implica que os medicamentos devem ser eficazes em doses únicas.

Em animais de vida livre, protocolos terapêuticos baseiam-se tipicamente de provas clínicas limitadas, e em geral, recomendamos o uso de terapias de suporte em vez de procedimentos terapêuticos complexos. Isto é especialmente devido à falta geral de informações sobre saúde de antas na natureza. De fato, são ainda estas doenças desconhecidas que desempenham um papel importante na dinâmica da população das antas de vida livre. Assim, é difícil justificar procedimentos médicos complexos aplicados para curar doenças ou condições particulares. Diante deste contexto, sendo ou não realizado o tratamento veterinário de um espécime de vida livre, é extremamente importante que os veterinários de campo compilem registros de animais doentes e relatem a ocorrência de sinais clínicos e de mortalidade de animais na natureza.

Registros recentes (2014) de antas centro-americanas (*Tapirus bairdii*) caquéticas foram observados em fotos tiradas por guias de turismo no Parque Nacional Corcovado, em Costa Rica. Em casos como estes, é imprescindível ter profissionais experientes para avaliar cuidadosamente a necessidade da aplicação de planos emergenciais, incluindo a captura, contenção química, avaliação clínica e colheita de amostras biológicas para análises laboratoriais.

De particular interesse a este capítulo são os registros de 2005-2007 que incluem a morte de 19 antas brasileiras adultas, todas aparentemente saudáveis (com bom escore corporal), na região de Madre de Dios, no Peru e no Norte Bolívia. Não foi possível determinar

Galeria 13 - Registros de óbitos na natureza



Registros de óbitos de *T. terrestris* na região de Madre de Dios, no Peru e no Norte da Bolívia, entre 2005 e 2007. Fotos: Renata Leite Pitman.

a causa de morte devido à dificuldade de obtenção de amostras biológicas frescas. Após os relatos iniciais, a Frankfurt Zoological Society (FZS) e SENASA (Serviço de Saúde Animal do Peru) assinaram um acordo em que os técnicos da FZS trabalhando na região de Madre de Dios treinariam pessoas locais para colher amostras biológicas de animais mortos, as quais seriam então enviadas para o laboratório SENASA na cidade de Puerto Maldonado para análises.

Esses profissionais tentaram desenvolver um protocolo para reduzir o tempo entre a colheita de amostras no campo e o processamento nos laboratórios da cidade (Renata Leite Pitman, comunicação pessoal, 2014). Infelizmente, a causa de morte continuou indeterminada devido a problemas logísticos. Os pesquisadores envolvidos no caso suspeitaram de Vírus do Oeste do Nilo, devido à evidência da ocorrência simultânea de óbitos de aves, e de dados anteriores. Uma hipótese secundária foi intoxicação, dado que as antas estavam em boas condições físicas e tinham comido recentemente (presença de conteúdo estomacal quando encontradas), indicando óbito agudo (Renata Leite Pitman, comunicação pessoal, 2014).

A remoção de indivíduos de alto valor genético pode ser considerada durante situações de alto risco de epidemia. Esses indivíduos podem ser transferidos para cativeiro ou áreas de baixo risco, seguindo as recomendações detalhadas no Protocolo Experimental para Reintrodução e Translocação de Antas do IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) (www.tapirs.org).

No geral, programas de reintrodução e translocação são importantes estratégias de conservação da vida silvestre, bem como a intervenção massiva no estado das populações e do ecossistema, especialmente nos locais altamente fragmentados e com populações ameaçadas. Programas de reintrodução e translocação requerem uma atenção especial para a saúde dos indivíduos selecionados e o ecossistema local. É possível que os animais incluídos nestas estratégias de gestão necessitem de intervenções terapêuticas antes e após a liberação ou translocação. Dessa forma, muitos dos tópicos neste capítulo são de relevância.

Os protocolos de vacinação, se necessários, devem ser aplicados com cautela, usando apenas as vacinas inativadas ou vacinas anteriormente validadas para antas ou outros ungulados. Doenças para as quais o uso de vacinas pode ser justificado incluem: Tétano, Rinotraqueíte Infecciosa Bovina, e Encefalomielite Equina.

NOTA: O IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), por meio de seu Comitê Veterinário, solicita a todos que trabalham com antas na natureza ou em áreas onde antas compartilham habitat com outras espécies silvestres ou domésticas, que informem o Comitê Veterinário imediatamente sobre qualquer surto de doenças zoonóticas que coloquem em risco a vida das antas. É importante consultar nossos especialistas para determinar o melhor protocolo de ação. Você pode entrar em contato com: Renata Carolina Fernandes Santos: renatacfsantos@gmail.com.br ou Viviana Quse: vivianaquse@gmail.com; coordenadoras do Comitê Veterinário do TSG.

Foto: Taipei Zoo



12

Manutenção em Cativeiro

Manutenção em Cativeiro



As antas são facilmente encontradas em cativeiro, e geralmente são de fácil manejo, adaptando-se bem à vida ex situ desde que levadas em consideração suas necessidades fisiológicas, biológicas e seu comportamento social.

Enquanto algumas são extremamente calmas, outras podem ser muito agressivas com outros animais ou tratadores. Antas são seres muito fortes, podendo exibir comportamentos imprevisíveis. De fato, há vários relatos sobre ataques de antas contra tratadores, veterinários e pesquisadores a campo, resultando em ferimentos graves, incluindo perda de dedos e membros.

Sendo assim, tratadores e demais profissionais de zoológicos devem sempre respeitar estes animais, desenvolvendo planos de manejo em cativeiro, delimitando medidas de prevenção para minimizar riscos, tanto para os animais quanto para as pessoas que trabalham diretamente com eles. Seguindo esses guias de manejo, baseando-se no comportamento inter e intra-específico, idade e sexo e sua influência no comportamento, necessidades nutricionais e espaciais, comportamento reprodutivo e seus requerimentos, bem como na sua saúde, pode-se minimizar significativamente o risco de acidentes e/ou ataques.

Neste capítulo, apresentamos um guia básico de manejo em cativeiro para as pessoas que trabalham diretamente com esses animais nesta situação. Esse guia tende a reduzir o risco inerente de trabalhar com antas e melhorar a qualidade de vida dos animais cativos e foi baseado no Guia de Manejo para Antas em Cativeiro (“Husbandry Guideline for Keeping Tapirs in Captivity” - Barongi 2000; Shoemaker et al. 2003), o Manual de Cuidados com Antas da AZA (“AZA Tapir Care Manual” 2013) e na experiência das pessoas que trabalham com antas ex situ em vários zoológicos ao redor do mundo.

Definimos como “recinto de antas” tanto a área de exibição quanto a de cambiamento.

- Cada baia de instalação interna deve ter uma dimensão mínima de 10m² a 17m², interconectada com 1,2m a 1,52m; grandes portões deslizantes que podem ser operados sem contato físico direto entre os tratadores e os animais. É importante ter uma baia para cada anta a fim de separá-las em caso de problemas comportamentais, doenças ou parto.
- As paredes da região interna devem ter um mínimo de 2m de altura e devem ser construídas com madeira ou concreto. Outras opções são barras de aço verticais com menos de 20 cm de espaçamento, para prevenir os animais de escalá-las.
- A superfície do solo (substrato) não deve ser dura, para evitar abrasão nos coxins das antas, o que pode gerar laminite crônica e outros problemas podais. Zoológicos em regiões de clima frio ou com a ocorrência de neve devem ter sistemas de aquecimento ou prover uma área adequada para o animal passar a noite, protegendo os animais do solo frio.
- Algumas instituições utilizam feno e maravalha para cobrir superfícies lisas de ambientes internos. Finas camadas desses materiais podem exacerbar os perigos impostos pela superfície lisa, porém uma camada suficientemente espessa pode ser utilizada. Se utilizar feno como substrato, a sua apresentação grosseira ou áspera deve ser evitada, uma vez que antas tendem a ter abcesso mandibular quando ingerem esse tipo de substrato. Existem muitos substratos sintéticos para cobrir o solo, os quais são duradouros em recintos de grandes animais, e que permitem limpeza diária com agentes desinfetantes. O solo do recinto interno deve ser levemente inclinado para que as sujidades sejam direcionadas para um ralo coberto.
- As temperaturas internas devem ser mantidas entre 16° a 19°C; e, como mencionado anteriormente, zoológicos localizados em clima frio devem ter sistemas de aquecimento ou solo aquecido, e a temperatura

deve ser monitorada durante o inverno. A umidade deve ser mantida acima de 50%.

- Um tanque com água fresca potável deve estar disponível sempre. Se não for possível, os cochos de água devem ser seguros, garantindo que não serão virados pelos animais. Se não houver área externa para banho e se o(s) animal(is) precisarem ser mantidos em áreas fechadas durante períodos longos, uma piscina-tanque é altamente recomendável. Esses locais devem ser largos o suficiente para que duas antas adultas consigam submergir completamente o corpo. Deve-se prover entrada e saída seguras e fáceis através de uma área de inclinação gradual e piso anti-derrapante. Antas conseguem segurar o fôlego debaixo d'água por 2 a 3 minutos. Nadar estimula a digestão desses animais e frequentemente eles defecam na água. A ausência de piscinas ou áreas de banho pode dificultar a digestão e aumentar a incidência de prolapso retal.
- Áreas fechadas devem ser limpas diariamente e desinfetadas pelo menos uma vez por semana. Os materiais utilizados para cama (feno ou maravalha) devem ser removidos diariamente. Todas as piscinas devem ter a água descartada e renovada diariamente, exceto quando há um sistema filtrador de água presente.
- Dependendo da espécie, as instalações internas devem permitir que os tratadores realizem trabalhos de condicionamento sob uma área protegida, especialmente quando se trabalha com antas malaias (*Tapirus indicus*).
- Por serem animais muito sensíveis a infecções pulmonares, as instalações internas devem ser bem ventiladas. No caso de zoológicos de clima frio, deve-se evitar a mudança abrupta de temperatura entre a área interna aquecida e a área externa fria em curtos períodos de tempo.

- Recintos de antas precisam de espaço para permitir exercícios, atividades reprodutivas, além de áreas para condicionamento e para médicos veterinários conduzirem procedimentos médicos. Devem apresentar pelo menos 60m² por animal. Os visitantes devem estar a pelo menos 90 cm de distância das antas. Sugere-se barreiras visuais entre instalações externas para que o animal possa se isolar voluntariamente de outro indivíduo em um recinto próximo. Animais subordinados comumente separam-se do animal dominante, e as fêmeas costumam procurar por áreas isoladas para parir.

- Antas podem ser facilmente mantidas em fossos secos e planos com paredes verticais de 2m. Recintos sem fossos devem ter um mínimo de 2 metros de altura de barreira. Antas não costumam pular, porém conseguem escalar facilmente paredes verticais de mais de 1,20m.

- Necessitam de sombra nos recintos durante o dia todo, principalmente durante o verão e em zoológicos com climas quentes. Árvores, vegetação de floresta, tetos artificiais podem ser utilizados para criar sombra em recintos externos. Se o recinto não apresentar uma quantidade apropriada de sombra durante as horas mais quentes do dia, as antas devem ser direcionadas para as instalações internas com menor temperatura e sombra adequada.

- Recintos externos devem ter substratos macios como terra afogada. Areia pode ser utilizada mas deve ser evitada, uma vez que a sua ingestão pode causar problemas digestivos como cólicas, impactação intestinal e obstruções intestinais. Antas não devem ser mantidas em superfícies de concreto para evitar problemas podais crônicos e laminites.

- É de extrema importância o recinto ter uma piscina ou tanque onde os animais possam nadar e defecar, sendo o acesso à piscina, tanque ou poço natural particularmente importante em regiões de climas quentes. A água deve ser limpa e renovada diariamente. Antes e durante a limpeza, os animais devem ser transferidos para uma baia adjacente. Como mencionado anteriormente, quando esses animais não têm acesso a piscinas ou tanques, apresentam alto risco de prolapso retal.

- Quando as antas fêmeas estão para parir e tem acesso ao recinto externo, a piscina deve ser esvaziada para evitar que o filhote entre na água seguindo sua mãe. Isso é essencial em zoológicos de clima frio, onde há relatos de óbitos de filhotes por pneumonia após entrarem na água durante o inverno.

- Outra consideração importante é o enriquecimento ambiental para aumentar a qualidade de vida em cativeiro. Existem muitas informações de qualidade sobre o assunto disponíveis online e impressas. As fontes a seguir são importantes referências para adquirir ideias de enriquecimento: Tapir Specialist Group - www.tapirs.org; Associação de Aquários e Zoológicos dos Estados Unidos (AZA - www.aza.org); Enriquecimento Ambiental Para Todas as Espécies de Antas em Cativeiro (Environmental Enrichment for All Species of Tapir in Captivity - Compilado por Maria Elisa Hobbelink); Enriquecimento para Antas (Enrichment for Tapir - Grazielle Moraes e Eliana Ferraz - Jornal The Shape of Enrichment - Vol 18, nº 1 e 2, 2009).

As antas são herbívoros generalistas, que ingerem diversas partes das plantas, incluindo folhas, frutos e caules tenros, assim como gramas, galhos, frutos e arbustos (Medici et al., 2007; Medici, 2010; Medici, 2011). Elas consomem naturalmente diversas pequenas refeições ao longo do dia, considerando a sua pequena capacidade estomacal. Isso deve ser levado em conta em cativeiro, sendo a quantidade total de consumo diário para uma anta adulta de aproximadamente 4 a 5% do peso corpóreo total, dividida em duas ou três refeições (Janssen, 2003; Diz, 2006). Os itens alimentares devem ser cortados em pedaços condizentes com o tamanho da mordida do animal e servidos frescos todos os dias, sendo distribuídos em containers/cochos de cimento separados para cada indivíduo, que devem ser higienizados diariamente.

O consumo de comida com altos níveis de carboidratos hidrolizados, como açúcares, e/ou carboidratos de rápida fermentação (pectina) pode resultar em fermentação anormal no cólon. Tais alimentos, combinados com escalas de alimentação inconsistentes com as necessidades da espécie podem contribuir para cólicas, torções e outras patologias digestivas relacionadas. Além disso, dietas com pequena quantidade de fibra podem levar a prolapso retal.

Pelo fato das antas apresentarem o conjunto ceco-cólon fermentativo, o seu trato gastrointestinal é considerado muito similar ao do cavalo doméstico (*Equus caballus*). Quatro estruturas fibrosas geram saculações no ceco e o cólon é alargado e anexado ao ceco por um tecido fibroso. A vesícula biliar está ausente, mas os ductos biliares desembocam no duodeno há 7,5cm do piloro.

No geral, recomenda-se que a dieta seja baseada em concentrados comerciais para cavalos de alta qualidade, além de folhagens e alfafa. Vegetais e frutas podem estar presentes, porém em porções pequenas, e a suplementação de vitaminas e minerais é importante. Novamente, oferecer adequada quantidade de fibras na alimentação de antas é de extrema importância. Elas também devem consumir: frutas e vegetais em menores quantidades, folhas verdes, caules tenros, alimentos concentrados nutricionalmente balanceados, entre outros itens.

O ideal é que as dietas sejam desenvolvidas de acordo com as recomendações de nutricionistas. É importante que os zoológicos e outras instituições com antas de cativeiro considerem as recomendações de diferentes Grupos de Especialistas em Nutrição (Nutrition Specialist Groups). Importantes fontes para informações complementares: guia de alimentação do Nutrition Scientific Advisory Group (NAG) - <http://www.aza.org/nutrition-advisory-group>; veterinários e Comitês Veterinários; AZA Taxon Advisory Group (TAGs); e Species Survival Plans (SSP). O IUCN/SSC Tapir Specialist Group conta com a Assessora de Nutrição de Antas (Tapir Nutrition Advisor), Dra Julieta Olocco Díz (email: mjoloccodiz@yahoo.com.ar)

Protocolos recomendados para o transporte de antas em cativeiro encontram-se no 'Capítulo 4. Contenção Química'.

Eventualmente, em casos de resgate de fauna ou mortes inesperadas em cativeiro, pode ser necessário realizar a criação de filhotes órfãos a mão. Os órfãos devem ser alimentados por fórmulas que se assemelham nutricionalmente ao leite de antas. Se forem disponíveis em condições adequadas, filhotes de anta podem consumir leite de cabra ou leite de vaca. Em ambos os casos, o leite procedente de outra espécie deve ser diluído e suplementado para evitar a constipação dos filhotes de anta. A seguir, um exemplo de fórmula utilizando leite de vaca (Olocco, 2004, comunicação pessoal):

- Leite em pó integral: 100g
- Leite em pó sem lactose: 50g
- Leite em pó desnatado: 50g
- Água: 800g
- Vit E + Selênio (de acordo com a especificação do laboratório)

É importante que os ingredientes estejam misturados de acordo com as recomendações dos produtos e/ou do laboratório. A temperatura da fórmula deve estar ao redor dos 36°C para garantir a aceitação pelo filhote.

Durante os 4 primeiros dias de vida, o neonato deve se alimentar a cada duas horas durante o dia, com dois períodos de jejum de 4 horas durante a noite. Após 5 dias de vida, a frequência da alimentação pode ser reduzida para cada 4 horas durante o dia e com um período de jejum de 6 horas durante a noite.

Em antas com desenvolvimento normal, a partir do 10º dia pode-se espaçar a alimentação para cada 6 horas, com um período de jejum de 8 a 10 horas durante a noite. Com o desenvolvimento do filhote, a frequência de alimentação pode ser gradualmente diminuída, mas é importante aumentar a quantidade do alimento oferecido a cada refeição para garantir que a dieta seja condizente com as necessidades nutricionais do animal.

Nos primeiros dias de vida, o neonato precisa consumir de 10 a 15% do peso corpóreo em leite, por dia. Essa quantia deve ser aumentada diariamente. Próximo ao 7º dia de vida, o filhote deve consumir aproximadamente 20 a 28% do peso corpóreo em leite, por dia. O incremento diário na quantidade de leite deve ser gradual para evitar distensões abdominais, enterites, constipações ou diarreias. Entre o 8º e o 10º dias de vida, algumas folhas ou alfafa podem ser apresentadas para o filhote, uma vez que na natureza os filhotes de anta começam a ingerir comida sólida durante sua primeira semana de vida (Olocco, 2004, comunicação pessoal).

É necessário manter um controle diário de ganho de peso do filhote Tapirus, uma vez que o esperado de um animal saudável desta faixa etária é um aumento de 350 a 500g por dia.

Após cada alimentação é importante massagear a área anogenital para estimular a defecação e a micção do filhote.

LITERATURA RECOMENDADA

AZA Tapir TAG. 2013. Tapir (Tapiridae) Care Manual. Association of Zoos and Aquariums, Silver Spring, MD. p. 65.

Barongi R. 2000. Zoo standards for keeping tapirs in captivity. Tapir Cons.10:18–20.

Díz MJO. 2006. The diet of captive lowland tapirs (*Tapirus terrestris*) in Argentina. Proceedings of the 3rd International Tapir Symposium 26th -31st January, Buenos Aires, Argentina.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards ME. 2003. Tapiridae. In: Fowler, ME. Zoo and Wild Animal Medicine 5th Edition. London: W.B. Saunders Company, Philadelphia.

Medici EP; Desbiez ALJ; Gonçalves da Silva A; Jerusalinsky L; Chassot O; Montenegro OL; Rodríguez JO; Mendoza A; Quse VB; Pedraza C; Gatti A; OliveiraSantos LGR; Tortato MA; Ramos-Jr V; Reis ML; Landau-Remy G; Tapia A; Morais AA. 2007. Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Conservation Action Plan. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK.

Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World - Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Shoemaker, A. H. Barongi, R., Flanagan, J., Janssen D., Hernandez-Divers S.2003. Husbandry Guidelines for Keeping Tapirs in Captivity. Tapir Specialist Group; www.tapirs.org/Downloads/standards/tapir-TAG-husband-stan-en.doc.



13

Protocolos de Tratamiento e Manejo

Protocolos de Tratamento e Manejo



O Comitê Veterinário do TSG desenvolveu protocolos de tratamento para algumas das principais afecções em antas, com intuito de responder eficientemente às pessoas que nos consultam. Dr. Donald Janssen realizou uma contribuição substancial a estes protocolos com base em sua vasta experiência de veterinário de campo. Ele implementou e enriqueceu grandemente este capítulo.

Esse manual inclui protocolos de tratamento para as seguintes afecções:

- 1- Doença dermatológica vesicular, pustular e hemorrágica
- 2- Opacificação corneal
- 3- Doenças respiratórias
- 4- Laminite
- 5- Cólica
- 6 - Abcesso mandibular

As afecções dermatológicas são muito comuns em antas em cativeiro, embora também sejam observadas em antas de vida livre. A causa específica de dermatite é desconhecida, porém há relatos de infecções por bactérias (p.ex. *Staphylococcus*, *Streptococcus*), fungos (p.ex. *Microsporidium* sp.; *Trichophyton* sp.); ácaros (*Sarcoptes*); vírus; deficiências nutricionais; concentrações baixas de cobre (Vercammen et al, 2003); recintos sujos; exposição excessiva ao sol (fotossensibilização); pouco acesso à água onde os animais possam se banhar, além de outros casos.

Lesões de pele ocorrem usualmente na região dorsal e lombo-sacra. Algumas vezes as dermatites se resolvem sem tratamento, mas na maioria dos casos é necessário tratar afecções individualmente. A doença vesicular (Finnegan et al., 1993) é caracterizada pela presença de pápulas e vesículas com conteúdo líquido sero-sanguinolento. Diversos casos são associados a sinais neurológicos como ataxia, prostração e laminite. Ramsay & Zainuddin (1993) mencionaram a hipótese de que a infecção por pox vírus pode ser responsável pela formação das vesículas e pústulas em alguns casos.

As características específicas das lesões de pele de animais de cativeiro devem ser avaliadas (secreções hemorrágicas, presença de vesículas ou pústulas). Após essa avaliação inicial, é necessário observar as condições ambientais e revisar a dieta das antas para determinar se as causas da afecção são devidas às condições do recinto ou deficiências nutricionais.

Galeria 14 - Afecções dermatológicas



Sangramento em pele em região dorsal de *Tapirus indicus* de cativeiro. Foto: Zainal Zahari Zainuddin.



Descamação e alopecia em *Tapirus terrestris* de cativeiro. Foto: Fundação Temaikén.



Dermatite pustular hemorrágica. Foto: Doreothée Ordenneau

Dermatite purulenta em *Tapirus terrestris*.
Estación de Fauna
Autóctona de Salta.
Foto: Ricardo
Bastida.



Antes do tratamento, é importante realizar os seguintes passos:

Manejo clínico de antas:

1. Limpar a área afetada;

a. Limpar e desinfetar as áreas adjacentes com antissépticos: clorexidina 4% ou 5%; iodopovidona, cloroxilenol, ou produtos similares.

b. Em casos onde as amostras precisam ser levadas para estudo bacteriológico, é recomendado realizar a limpeza da pele com solução fisiológica, não antissépticos.

2. Análise hematológica

a. Realizar análise hematológica com intuito de avaliar a condição geral de saúde do animal. A avaliação da concentração sérica ou plasmática de cobre, ferro, zinco, entre outras determinações sorológicas de rotina.

3. Amostras (usar luvas estéreis para proteger suas mãos):

a. Amostras para estudos bacteriológicos devem ser retiradas após a superfície da pele ser limpa com solução fisiológica estéril. Depois disso, deve-se esfregar gentilmente um swab estéril na área afetada (sangramentos, descargas sero-sanguinolentas, fluidos, pústulas, etc) e acondicionar o swab em um meio de transporte, em um meio de cultura (p. ex. Stuart) ou outro meio recomendado pelo laboratório. Se as pústulas com fluido serossanguinolentas estiverem presentes, recolha uma amostra usando uma seringa e agulha estéril, vedando bem a extremidade e enviando ao laboratório. Identifique todas as amostras e as mantenha refrigeradas. Requisite um antibiograma.

b. Amostras para estudos micológicos devem ser coletadas após a pele ser limpa com solução fisiológica ou álcool 70%. Com uma lâmina estéril de bisturi, faça um raspado da área afetada (usualmente em regiões alopecicas) e seus bordos. Coloque a amostra em tubo estéril de meio de transporte ou em uma placa de Petri estéril (pode-se utilizar algum meio de acordo com as recomendações do laboratório). Remova diversos pêlos das bordas da área afetada e de outras partes do corpo onde as lesões são observadas. Introduza estes pêlos em tubos estéreis ou em placas de Petri. Identifique as amostras e armazene-as em temperatura ambiente. Requisite um antimicograma.

c. Realizar estudo citológico das áreas afetadas.

d. Estudo viral: biópsias de pele ou swabs das lesões devem ser congeladas e as amostras testadas utilizando PCR quando possível.

e. O estudo histopatológico é útil para avaliar as condições do tecido. As biópsias de pele em áreas de transição entre regiões afetadas e saudáveis são recomendáveis pois permitem ao patologista comparar as características microscópicas de diferentes tecidos.

Tamanho da amostra: dependendo da área afetada, uma amostra de 0,5 x 0,5 x 0,5 cm é ideal para garantir a penetração do fixador. As amostras devem ser manuseadas com cuidado, utilizando uma pinça de dissecação sem dentes, para evitar lesão tecidual. As amostras devem ser acondicionadas em formol tamponado a 10%, ou solução de Bouin. Identifique a amostra e envie ao laboratório.

f. Avaliação de presença de ectoparasitas. Neste caso, colete as amostras de pêlo (inclusive o bulbo) de áreas afetadas.

Complete com pêlos as amostras do raspado sangüíneo de diferentes partes do corpo. Coloque o material em uma placa de Petri ou tubo estéril. Identifique as amostras e envie ao laboratório.

g. Como mencionado anteriormente, é importante avaliar a dieta e determinar a concentração de cobre, vitaminas, minerais, etc. A avaliação dos níveis de cobre é importante.

h. Novamente, uma avaliação das condições ambientais, incluindo as condições sanitárias do recinto, quantidade de sombras e presença/ausência de água límpida que as antas possam se banhar, pode auxiliar no diagnóstico em caso de lesões de pele. Para mais informações consulte o “Manual de Manejo para Antas em Cativeiro” (Husbandry Manual for Tapirs in Captivity) em www.tapirs.org

Exemplos de tratamento (segundo o diagnóstico):

Se a dermatite é devido a bactérias, é recomendado o protocolo:

- Limpar a área afetada com clorexidina ou outro antisséptico (duas vezes ao dia)
- Aplicar creme bactericida tópico diariamente (levar em consideração o resultado do antibiograma). Administrar o creme após desinfetar as áreas afetadas (duas vezes ao dia)
- Se necessário, administrar antibiótico por via oral.
- Melhorar a higiene do recinto, alimentação, bebedouros e tanques de banho, etc

- Se necessário, isolar antas doentes de outras, com intuito de prevenir futuras transmissões
- Repetir cultura bacteriológica 14 a 21 dias após o início do tratamento para avaliar sua eficácia.

Se a dermatite é por dermatofitose, recomenda-se o seguinte:

- Limpar as áreas afetadas com iodopovidona (duas vezes ao dia)
- Administrar griseofulvina (10mg/kg VO) por 60 dias.
- Administrar pomada antimicótica tópica diariamente (levando em conta o resultado do antimicograma). Aplicar a pomada após desinfetar as áreas afetadas.
- Manter a boa higiene do recinto, alimentação, bebedouros e tanques de banho, etc.

Se a dermatite é causada por fatores ambientais (exposição solar excessiva, baixas condições sanitárias do recinto, além de outros fatores), recomenda-se:

- Limpar as áreas afetadas com iodopovidona (duas vezes ao dia)
- Aplicação diária de protetor solar (2 a 3 vezes diariamente)
- Aumentar a quantidade de sombras na região externa do recinto com mais vegetação (arbustos, árvores) ou materiais artificiais.
- Prover uma área onde as antas possam se banhar diariamente.
- Administrar repelentes spray ao redor das lesões.

- Mantenha a anta em áreas com sombras (evitar regiões externas) até que as lesões de pele melhorem.

Em caso de deficiência nutricional da dieta, recomenda-se que:

- Trabalhe com um nutricionista/zootecnista para formular uma dieta adequada com concentrações adequadas de aminoácidos, biotina, vitaminas e cobre. Suplemente com multivitaminas-minerais para equinos.

LITERATURA RECOMENDADA

Finnegan M, Munson L, Barrett S and Calle P. 1993. Vesicular Skin Disease of Tapirs. AAZV Conference (Abstracts).

Ramsay E & Zainuddin Z. 1993. Infectious diseases of the rhinoceros and tapir. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 3, 459-466.

Vercammen F, De Deken R and Brandt J. 2003. Dorsal Skin Bleeding in a Malayan Tapir (*Tapirus indicus*). Verh.ber. Erkr. Zootiere, 41.

A opacificação corneal é muito frequente nas antas. A causa específica é desconhecida, mas provavelmente é decorrente de traumas, infecções virais ou bacterianas, alta exposição à luz solar, ou a combinação dos fatores anteriormente mencionados. Ocasionalmente, a opacificação é associada com úlceras de córnea ou alterações nas estruturas mais profundas do olho.

Gallery 15 - Keratoconjuntivitis



Opacificação corneal, seguida de ceratoconjuntivite crônica. Foto: Dorothee Ordonneau.



Ceratoconjuntivite em Tapirus terrestris em cativeiro. Foto: Soledad de Bustos (Estación de Fauna Autóctona de Salta - Argentina).

Assim como a maioria das condições na qual as antas são particularmente suscetíveis, é recomendado o tratamento tanto do indivíduo quanto do ambiente (cativeiro). É recomendado realizar exames oftalmológicos para determinação do tipo de lesão e quais estruturas oculares estão envolvidas. Recomenda-se o seguinte manejo antes de decidir o tratamento específico:

Manejo Clínico das Antas:

- a. Avaliar a presença de lesões ou outras alterações nas estruturas adjacentes do olho: pálpebras, conjuntiva, glândula lacrimal e cílios.
- b. Recolher amostras com swab estéril para cultura bacteriana e antibiograma. Se possível, realizar pesquisa de vírus, como herpesvírus.
- c. Em animais condicionados ou contidos quimicamente, um exame ultrassonográfico é recomendado para avaliar a profundidade das lesões teciduais, a presença de corpos estranhos nos olhos, deslocamento de lentes, etc.
- d. Para realizar o diagnóstico de úlcera corneal, é necessário administrar algumas gotas de fluoresceína (solução de 0,5% a 2%), a qual impregna a cor verde nas lesões. É necessário lavar os olhos para retirar a fluoresceína, com solução fisiológica estéril. Quando a úlcera está presente, a coloração esverdeada persiste.

Manejo do Ambiente (em cativeiro):

- a. Promover sombra adicional no recinto para reduzir à exposição excessiva ao sol. Diferentes opções para este fim estão descritas

acima, incluindo aumentar a vegetação natural e/ou adicionar fontes artificial de sombra.

b. Garantir que o recinto apresente boa fonte de água (lago, tanques, etc) onde os animais possam nadar e mergulhar. Para mais informações sobre as características necessárias para uma boa ambiência para antas, olhar o Capítulo 12 deste Manual, ou consultar o TSG Husbandry Manual for Tapirs in Captivity em www.tapirs.org

c. Minimizar a presença de terra, poeira, fumaça ou qualquer outra substância oriunda de poluição que possa lesionar os olhos das antas dentro de seu recinto.

Exemplos de tratamento.

Exemplo 1:

Lavar os olhos com solução fisiológica estéril (4 a 5 vezes ao dia)

Administrar colírio antibiótico tópico (por exemplo Tobramicina; Netilmicina; Cloranfenicol; Neomicina) 4 a 5 vezes ao dia após a lavagem do olho. Levar em conta o resultado do antibiograma.

Quando não há úlcera de córnea, administrar antibiótico associado a corticosteróide.

Manter a boa higiene e sombreamento do ambiente.

Usar pomadas oftalmológicas protetoras (por exemplo: dimeticona)

Antas são muito suscetíveis a afecções respiratórias. As causas mais comuns destas afecções são decorrentes de infecções bacterianas pelos gêneros: Streptococcus, Klebsiella, corynebacterium, Mycobacterium e Fusobacterium. Algumas micoses podem gerar problemas respiratórias; existem alguns relatos de doenças respiratórias fúngicas geradas por Coccidioidomycosis que resultaram em óbito. Doenças virais e infecções parasitárias podem gerar afecções respiratórias.

As antas brasileiras em cativeiro na Europa usualmente apresentam secreção nasal sem infecção pulmonar. Isto pode ser decorrente primariamente de características do ambiente (areia, sujeira, etc) (Dorothee Ordonneau, comunicação pessoal).

Quando antas apresentam sintomas como dispneia, serceção nasal, externuações, estertores respiratórios, anorexia, ou febre, é recomendado realizar um bom diagnóstico baseado em um cuidadoso exame clínico associado a observações complementares e testes. É importante diferenciar entre doenças do trato respiratório superior e inferior.

Manejo Clínico das Antas:

- a. Realizar análise hematológica (hemograma e sorologia)
- b. Se necessário, realizar exame radiográfico de região torácica com intuito de avaliar os pulmões. Um equipamento portátil de radiologia pode ser adequado para esses casos.
- c. Coletar amostras das secreções respiratórias para teste bacteriológico e micológico. Requisite antibiograma e antimicograma.

d. Se necessário, anestesia as antas e realize lavado traqueal com solução salina estéril para atingir locais profundos das vias aéreas. Se não tiver experiência com esta técnica, procure assistência de um veterinário especialista com experiência em lavados traqueais em equinos. Para anestesia, consulte o Capítulo 4 (Contenção Química) neste Manual Veterinário.

e. Colete amostras de sangue quando a febre é aguda, e realize hemocultura (siga as orientações do laboratório)

f. Desenvolva uma folha de cálculos baseadas nas informações da frequência respiratória e anote características importantes: superficial, profundidade, apneias, etc. Anote a temperatura corpórea na mesma folha como referência.

g. Mantenha a anta isolada para prevenir a transmissão da infecção para outras antas.

Exemplos de tratamento:

Exemplo 1 (se a doença respiratória é gerada por bactéria/s):

- Administre antibiótico específico para a bactéria isolada.
- Em casos de impossibilidade de isolamento bacteriano e antibiograma, administre antibióticos de amplo-espectro.
- Avalie a hidratação da anta. Se necessário, hidrate com Solução de Dextrose ou outra solução comum, dependendo do resultado sorológico.
- Administre complexo vitamínico.

-Aumente a higiene do recinto, além dos comedouros e bebedouros.

- Realize um novo exame de sangue 48-72h após o início do tratamento.

- O uso do broncodilatador como Clenbuterol pode aliviar sintomas do animal durante a antibioticoterapia.

Exemplo 2 (se a doença respiratória é devido à infecção fúngica)

- Ofereça um antifúngico de amplo espectro, como itraconazol, ou outro antimicótico indicado pelo laboratório, de acordo com o antimicograma. Leve em conta que tratamentos a longo prazo com antimicóticos pode levar a anemias severas, e por este motivo é também necessário controlar a concentração de hemoglobina regularmente durante o tratamento.

- Avalie a hidratação da anta. Se necessário, hidrate com solução de dextrose ou outra solução comumente utilizada, dependendo dos resultados sorológicos.

- Administre complexo vitamínico.

-Aumente a higiene do recinto, além dos comedouros e bebedouros.

Exemplo de manejo e tratamento em caso de suspeita de tuberculose:

Antas são altamente suscetíveis à tuberculose (TB), sendo esta uma das afecções mais comuns. Em antas em cativeiro, veterinários isolaram *Mycobacterium bovis*, responsável por infectar bovino e humanos; e *Mycobacterium pinnipedii*, responsável por causar TB

em pinípedes (Cousins et al, 2003; Bastida et al., 1999; Bastida et al., 2011; Jurczynski et al., 2011).

Se o veterinário suspeita que as antas cativas apresentam infecção por TB, deve-se realizar um exame minucioso no animal, incluindo análise sanguínea para analisar a condição de saúde geral; amostras nasais ou da descarga do trato respiratório em caso de realização de cultura bacteriana. Para complementar estes exames, é necessário realizar um teste de ELISA; teste de DNA, além de outros.

Se a TB for confirmada, o responsável pelo(s) animal(is) deve decidir se é necessário a eutanásia do(s) mesmo(s). Em casos onde o tratamento é uma opção viável, é necessário administrar uma gama de antibióticos como Isoniazid, Rimfamnicina, Etambutol, Pirazinamida e Rifabutina. O protocolo de tratamento se estende por muitos meses e necessita de exames clínicos regularmente.

LITERATURA RECOMENDADA

Cousins D, Bastida R, Cataldi A, Quse V, Redrobe S, Dow S, Duignan P, Murray A, Dupont C, Ahmed N, Collins D, Butler W, Dawson D, Rodríguez D, Loureiro J, Romano MI, Alito A, Zumárraga M, Bernardelli A. 2003. Tuberculosis in seals caused by a novel member of the Mycobacterium tuberculosis complex: Mycobacterium pinnipedii sp.nov. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 53, 1305–1314.

Bastida R, J Loureiro, V Quse, A Bernardelli, D Rodríguez, E Costa. 1999. Tuberculosis in a Wild Subantarctic Fur Seal from Argentina. Journal of Wildlife Diseases 35(4): 796–798.

Bastida R, Quse V, Guichón R. 2011. La tuberculosis en grupos de cazadores recolectores de Patagonia y Tierra del Fuego: Nuevas alternativas de contagio a través de la fauna silvestre. Revista Argentina de Antropología Biológica, 13,1.

Hoyer M. 2011. Management of a TB Positive Malayan Tapir (*Tapirus indicus*)

Breeding Couple under Zoo Conditions. In: Proceeding Fifth International Tapir Symposium p31.

Jurczynski K; Lyashchenko KP; Gomis D; Moser I; Greenwald R; Moisson P. 2011. Pinniped tuberculosis in Malayan tapirs (*Tapirus indicus*) and its transmission to other terrestrial mammals. In: Journal of Zoo and Wildlife Medicine 42(2):222-7.

A laminite (inflamação da área córnea do casco) é muito comum em antas; a causa mais comum é devido ao substrato rígido e abrasivo, mudanças repentinas por mudanças no recinto ou introdução de outros indivíduos. Substratos sujos podem também contribuir para essa afecção. Trabalhar para prevenir as lesões é muito mais eficaz e menos agressivo do que esperar a necessidade de tratar a laminite.



Figura 51 – Infecção em casco em *Tapirus bairdii*. Foto por Jonathan Perez.

Há momentos que pode haver lesão significativa do tecido, e em outros, a ulceração de casco está presente. Sinais clínicos comuns incluem: dificuldade ao caminhar, presença de dor e diferentes graus de

claudicação, animais recusarem exame veterinário pela dor, diminuição da ingestão de alimento.

Como prioridade na doença e na condição geral, é importante realizar o tratamento do indivíduo e avaliar e corrigir o recinto e as características do substrato que podem estar gerando o problema. Em alguns casos, uma simples troca do recinto da anta, como adicionar substrato macio, pode resolver o problema com poucas semanas após o tratamento. A obesidade pode exacerbar as lesões e diminuir a recuperação. Se isto for a suspeita da afecção, deve-se necessariamente realizar uma avaliação da dieta da anta.

Exemplos de tratamento:

Exemplo 1:

- Administrar flumexine meglumine (Banamine®): 1,1 mg/kg SID IM (dose de equinos). Repetir a dose no próximo dia se os sintomas persistirem. Também pode ser oferecido na forma VO. Não exceder uma semana de tratamento.
- Administrar fenilbutazona (dose de equinos), ou meloxicam (dose de equinos) VO.
- Administrar antibióticos como tylosina; penicilina estreptomicina; TMP/sulfonamidas, enrofloxacino (1mg/kg) VO.
- Alojamento em um substrato macio e limpo.
- Avaliar a dieta (em cavalos o excesso de carboidratos predispõe à laminite).

Exemplo 2:

- Administrar fenilbutazona: 4 a 8 mg/kg/24h (VO ou IM) (em cavalos a dose varia entre 2,2mg/kg/24h e 4,4mg/kg/48h VE[H2] .
- Administrar antibióticos como tilosina e penicilina estreptomicina.
- Alojamento em um substrato macio e limpo.
- Avaliar a dieta (em cavalos o excesso de carboidratos predispõe à laminite).

Exemplo 3:

- Administrar flumexine meglumine (Banamine®): 1,1 mg/kg SID IM (dose de equinos). Repetir a dose no próximo dia se os sintomas persistirem.
- Administrar tramadol (2mg/kg) VO/12h por 3 dias.
- Administrar sulfa com trimetoprim (30mg/kg) VO SID por 4 dias.

Quando a laminite é acompanhada por fraturas no casco, a limpeza e a bandagem é necessária. Uma vez ao dia, o veterinário pode administrar Hooflex ointment (Cloroxilenol) tópico.

Assim como em outros Perissodactylas – como cavalos – as antas são altamente suscetíveis a cólica. Esta pode ser gerada por diferentes causas, mas a mais comum é por problemas na dieta: como dietas com altíssimas ou baixíssimas quantidade de fibras; cronograma de alimentação inapropriadas, incluindo-se o oferecimento de alto volume alimentar durante somente uma vez ao dia (devido ao reduzido tamanho estomacal, antas devem se alimentar de pequenas quantidades diversas vezes ao dia).

A ingestão de solo, areia e outros materiais estranhos podem também ser a causa da cólica e evoluem para óbito em antas de cativeiro. Cólica pode ser também gerada por enterocolite bacteriana, desordens intestinais como vólculo, torção intestinal, obstruções, entre outros problemas.

Manejo Clínico:

- a) Avaliar a hidratação do animal
- b) Realizar análise hematológica
- c) Usar radiografia contrastada para detectar a presença de possíveis corpos estranhos no trato gastrointestinal
- d) Se apropriado, realizar uma coprocultura e um antibiograma. As bactérias da flora bacteriana é normalmente presente no intestino e é recomendado que o veterinário requisite qual bactéria a ser isolada e que possivelmente esteja gerando cólica (por exemplo E. coli, Salmonella). Essas informações podem ajudar a guiar o laboratório.
- e) Determinar a presença de diarreia e suas características.

Exemplos de tratamentos:

- a) Na maior parte dos casos, o tratamento dos sintomas é o suficiente. O tratamento específico varia de acordo com a causa base da cólica.

b) Se a anta apresenta diarreia, realize a administração de eletrólitos por via intravenosa ou realize hidratação oral com solução salina com intuito de repor os fluídos perdidos durante a diarreia

c) Quando a cólica é gerada pela alta infestação de endoparasitas, a vermifugação deve ser realizadas de acordo com a identificação do(s) endoparasita(s). As drogas antiparasitárias e sua dosagem são semelhantes as utilizadas em equinos: Tiabendazol (44mg/kg VO), Mebendazol (8mg/kg VO); Cambendazol (20mg/kg VO); Tetramisole (9mg/kg).

d) Se a cólica for por uma dieta com baixa ou alta quantidade de fibra, um nutricionista/zootecnista deve ser consultado para corrigir o problema nutricional.

e) Se a dor for severa, administrar: flumexine meglumine (Banamine®: 1.1mg/kg cada 24h IM). Se os sintomas persistirem, repita no dia seguinte.

f) Avaliar se o animal consegue urinar e, se possível, avaliar as características da urina.

g) Não oferecer alimento durante as primeiras 24 horas do tratamento. Uma vez que os sintomas diminuam, incorpore gradualmente alimento de boa qualidade de acordo com as recomendações nutricionais.

h) Cirurgias emergenciais podem ser necessárias em caso de torções, vólculos e obstruções. Consulte um cirurgião equino nas indicações diagnósticas e opções cirúrgicas

O abscesso na região mandibular ocorre frequentemente em antas, podendo ser resultados de infecção em lesões por bactérias como *Corynebacterium pyogenes*; *Streptococcus* sp., *Actinomyces* sp. e *Necrobacillus* sp. Doenças periodontais, abscessos molares apicais ou infecção gengival são outras causas da afecção. Pode se tornar crônica e resultar em osteomielite, na qual pode resultar em infecção sistêmica e óbito da anta.

Manejo clínico:

- a) Use luvas estéreis em ordem de proteção das suas mãos com muco.
- b) Com um swab estéril, retire amostras contendo o abscesso (podendo também ser drenado); condicione o swab em um meio de transporte ou em um meio de cultura médio (por exemplo Stuart), ou outro meio recomendado pelo laboratório. Rotule a amostra e mantenha refrigerado até ser enviada ao laboratório. Requisite um antibiograma.
- c) Em alguns casos que o abscesso não possa ser drenado, será necessário anestésias as antas para retirada de dente na parede interna do abscesso. Acondicione a amostra em um meio para transporte ou em meio de cultura (por exemplo, Stuart), ou outro meio recomendado pelo laboratório. Identifique a amostra e mantenha-a refrigerada até ser enviada ao laboratório. Requisite o antibiograma. Consulte o 'Capítulo 4: Contenção Química' neste Manual para protocolos de anestesia recomendados.
- d) Se necessário, realize radiografias da área afetada para avaliar a condição do dente e ossos adjacentes.

- e) Se for necessário a anestesia do animal, recomenda-se a biópsia da lesão e das áreas adjacentes
- f) Realize exames de sangue para avaliar o hemograma, eritrosedimentação e concentração enzimática sorológica.

Exemplos de tratamento:

- a) Sob sedação ou anestesia, drene o abscesso e limpe a cavidade com clorexidina. Remova os tecidos lesionados e material purulento.
- b) Realize debridamento cirúrgico do osso, dentes ou tecidos necróticos.
- c) Administre antibiótico de amplo espectro por um período longo de tempo. Leve em consideração o resultado do antibiograma quando eleger um antibiótico
- d) No caso de dor intensa, administre Flumexine Meglumine (Banamine®), 1,1 mg/kg/24h (IM).
- e) Alimentar o animal com alimentos moles ou macios (frutas, folhas frescas, etc) para evitar lesões em cavidade oral durante o tratamento.
- f) Garanta que comedouros e bebedouros estão devidamente limpos. Garanta que o recinto se mantenha em um ótimo estado sanitário e geral, incluindo a retirada de todos os materiais abrasivos.

Foto: Byron Jorjorian

APÊNDICES



APÊNDICE 1

Fármacos Comumente Utilizados para Contenção Química de Antas

Alfa-2-agonistas: Medetomidina, Detomidina, Romifidina, Xilazina / Fármacos antagonistas: Atipamezole, Tolazolina

Esses fármacos produzem depressão do Sistema Nervoso Central (SNC), sendo classificados como sedativos e de pouca analgesia, com propriedades miorrelaxantes. Quando utilizados em antas, é necessário considerar a capacidade dessa classe de deprimir a termorregulação. Em várias espécies, esses agentes produzem êmese; entretanto, não aparenta ser comum no gênero *Tapirus*. Além disso, geram, tipicamente, um aumento inicial na pressão sanguínea seguida de uma queda prolongada, e a experiência mostra que esta queda de pressão pode impedir a coleta de sangue de vasos periféricos. Entretanto, não há estudos específicos destes efeitos na pressão sanguínea das antas. É possível reverter esses efeitos pela administração de atropina. Outros efeitos incluem bradicardia e arritmias, sendo também reportados breves períodos de apnéia e exposição peniana. O uso isolado de alfa-2-agonistas provou-se eficiente em diversas contenções químicas para diferentes procedimentos. A romifidina, particularmente, mostrou melhores resultados, devido ao baixo volume requerido, baixo custo e por apresentar efeitos previsíveis, ou seja, estabilidade em parâmetros cardiorespiratórios. No geral, os alfa-2-agonistas têm sido considerados fundamentais no desenvolvimento de protocolos anestésicos simples e seguros para antas, e têm sido associados com sucesso à dissociativos e à derivados de opióides para produzir um plano anestésico profundo tanto em cativeiro quanto à campo.

Derivados de opióides: Tartarato de Butorfanol, Carfentanil, Etorfina / Fármacos antagonistas: Naloxona, Naltrexone

Os derivados de opióides são comumente usados para contenção química e anestesia com o intuito de atingir plano profundo em antas de cativeiro e vida livre. São associados seguramente com alfa-2-agonistas e/ou dissociativos (usualmente Cetamina) para garantir boa analgesia, tendendo a estabilidade e previsibilidade em parâmetros cardiorespiratórios. A recuperação anestésica é tipicamente rápida e

sem complicações. Para o retorno anestésico pode-se optar em utilizar ou não o agente reversor.

Dissociativos: Cetamina, Tiletamina / Ausência de fármaco antagonista específico

Os dissociativos, que são derivados das ciclohexaminas, podem produzir amnésia e catalepsia, provendo uma indução e recuperação desagradável, com ataxia, quedas e movimentos de pedagem (especialmente com Tiletamina = Telazol, Zoletil). Combinações de Tiletamina com alfa-2-agonistas, em antas, podem produzir períodos de depressão respiratória. Por vezes, os períodos de apnéia podem necessitar intervenção por massagem respiratória ou administração de estimulantes respiratórios. Quando não se utiliza reversores de alfa-2-agonistas, as recuperações anestésicas tendem a ser desconfortáveis, com oscilação entre recuperação da consciência e depressão.

Atropina

Em baixas doses inibe salivação e secreção em trato respiratório. Em doses moderadas, a atropina pode ser utilizada para aumentar a frequência cardíaca. Doses excessivas podem reduzir a motilidade gastrointestinal e urinária. Durante a anestesia em antas, a atropina é utilizada para reduzir a hipersecreção e reverter a queda de pressão sanguínea gerada pelos alfa-2-agonistas ou dissociativos, a qual dificulta coletas de sangue.

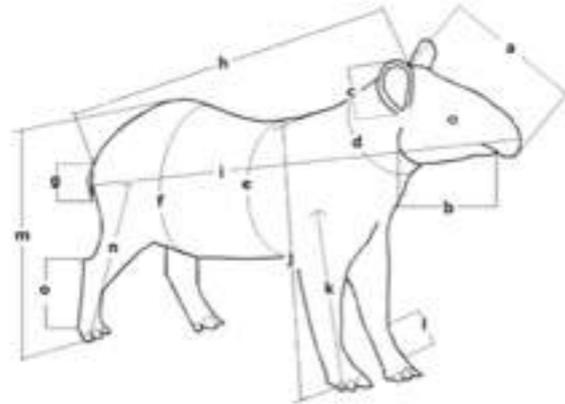
Drogas de emergência

Durante a fase de planejamento anestésico, é altamente recomendável estimar as doses emergenciais para que estejam à disposição e fácil acesso, caso seja necessário seu uso. O uso de Doxapram pode ser administrado profilaticamente em protocolos com alfa-2-agonistas, opióides ou Telazol/Zoletil, para prevenir depressão respiratória.



www.tapirs.org
 TUCH/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
CORPORAL MEASUREMENTS

Species: _____ Identification: _____
 Sex: () Male () Female Age: _____ Body weight: _____ | ESTIMATED | REAL
 Location: _____ GPS: _____ Date: ____/____/____
 Photographs: () FACE () FULL BODY () MOUTH/TEETH () DENTALS () PARTICULAR SIGNS



a. Head Length: _____	f. Abdomen Circ.: _____	k. Front Leg Length: _____
b. Jaw Length: _____	g. Tail Length: _____	l. Carpal Length: _____
c. Ear Length: _____	h. Trunk Length: _____	m. Rear Height: _____
d. Neck Circ.: _____	i. Full Length: _____	n. Rear Leg Length: _____
e. Thorax Circ.: _____	j. Front Height: _____	o. Tarsal Length: _____
Distance between eyes: _____	Left Testicle Length: _____	Right Testicle Length: _____
Vulva Length: _____	Left Testicle Circ.: _____	Right Testicle Circ.: _____

NOTE: All measurements should be taken with measure tape along the body, following its natural curves.

DENTITION (measurements and fractures)

Upper Left											Upper Right										
M3	M2	M1	P4	P3	P2	P1	C	I3	I2	I1	I1	I2	I3	C	P1	P2	P3	P4	M1	M2	M3
Lower Left											Lower Right										
M3	M2	M1	P3	P2	P1	C	I3	I2	I1	I1	I2	I3	C	P1	P2	P3	M1	M2	M3		

NOTE: Measure the length of incisors and canines, for other teeth mark a cross when a tooth is fractured or missing.

Notes:

	ANTERIOR FEET				POSTERIOR FEET					
Left Anterior Foot	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____
Right Anterior Foot	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____
Left Posterior Foot	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____
Right Posterior Foot	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____

NOTE: The digits are counted from the interior to the exterior of the feet.

LEFT	RIGHT
Description of the signs: _____	

NOTE: Identify and number the particular signs on the drawings, and describe them in detail on the space provided above.



www.tapirs.org
IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)

NECROPSIA

Responsável pela necropsia:

Instituição:

Endereço:

Espécie:

Identificação:

Sexo: () Macho () Fêmea

Faixa etária:

Massa corporal:

() ESTIMADA
() REAL

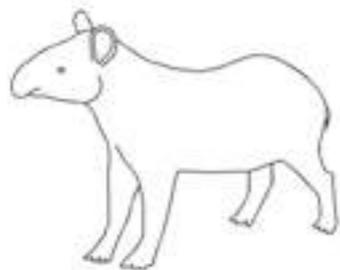
Data do óbito (estimada): ___/___/___

Data da necropsia: ___/___/___

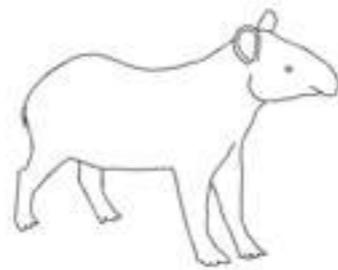
Localização:

Coordenadas GPS:

História conhecida do animal / Circunstâncias da morte:



ESQUERDA



DIREIRA

Exame externo (pele, cicatrizes, ectoparasitas, orifícios naturais, condição nutricional):

Cavidades corporais (peritônio, pleura, pericárdio, posicionamento visceral, líquidos cavitários, depósitos de gordura):

Sistema respiratório (cavidade nasal, faringe, laringe, traquéia, brônquios, pulmões, linfonodos regionais):

Sistemas cardiovascular e hemolinfático (coração, grandes vasos, baço, linfonodos, timo):

Sistema digestivo (boca, dentes, língua, esôfago, estômago, intestino delgado, ceco, intestino grosso, reto, fígado, pâncreas, linfonodos mesentéricos):

Sistema urinário (rins, ureteres, vesícula urinária, uretra):

Sistema reprodutivo (testículos/ovários, útero e cérvix, pênis/vagina, canal urogenital, próstata, vesículas seminais, glândula bulbo-uretral, glândula mamária, placenta):

Sistema nervoso e órgãos sensoriais (cérebro, meninges, cordão espinhal, nervos periféricos, olhos, ouvidos):

Sistema endócrino (tireóide, paratireóide, adrenais, pituitária):

Sistema musculoesquelético (ossos, medula óssea, articulações, tendões, músculos):

Diagnóstico Preliminar:

Amostras coletadas para histopatologia:

- | | | | |
|---|---|--|--|
| <input type="checkbox"/> Pele | <input type="checkbox"/> Traqueia | <input type="checkbox"/> Pulmões | <input type="checkbox"/> Miocárdio |
| <input type="checkbox"/> Baco | <input type="checkbox"/> Timo | <input type="checkbox"/> Esôfago | <input type="checkbox"/> Estômago |
| <input type="checkbox"/> Intestino delgado | <input type="checkbox"/> Intestino grosso | <input type="checkbox"/> Ceco | <input type="checkbox"/> Fígado |
| <input type="checkbox"/> Pâncreas | <input type="checkbox"/> Rins | <input type="checkbox"/> Uteros | <input type="checkbox"/> Vesícula urinária |
| <input type="checkbox"/> Testículos / Ovarios | <input type="checkbox"/> Glândulas sexuais masculinas | <input type="checkbox"/> Útero | <input type="checkbox"/> Vagina |
| <input type="checkbox"/> Cérebro | <input type="checkbox"/> Meninges | <input type="checkbox"/> Cordão espinhal | <input type="checkbox"/> Pituitária |
| <input type="checkbox"/> Tireóide | <input type="checkbox"/> Adrenais | <input type="checkbox"/> Medula óssea | <input type="checkbox"/> Músculo |

Outras amostras:

- | | | | |
|---|--|---|---|
| <input type="checkbox"/> Endoparasitas | <input type="checkbox"/> Ectoparasitas | <input type="checkbox"/> Conteúdo estomacal | <input type="checkbox"/> Testículos / Ovarios |
| <input type="checkbox"/> Toxicologia: vísceras, conteúdo estomacal, pelo, gordura, sangue cardíaco, medula óssea. | | <input type="checkbox"/> Amostras genéticas | |
| <input type="checkbox"/> Microbiologia (descrever amostras): _____ | | | |

APÊNDICE 3

Websites úteis

Capchur

www.palmercap-chur.com

Dan-Inject

www.dan-inject.com

Pneu-Dart

www.pneudart.com

Dist-Inject

www.distinject.com

Followit

www.wildlife.followit.se

Telinject

www.telinject.com

Telonics

www.telonics.com

Reconyx

www.reconyx.com

Bushnell

www.bushnell.com