



MANUAL DE MEDICINA VETERINÁRIA DE ANTAS EM CAMPO

IUCN/SSC TAPIR SPECIALIST GROUP (TSG)
Comitê de Veterinária

Junho 2007

EDITORES

Patrícia Medici

Engenheira Florestal, M.Sc. Estudante de Doutorado

Coordenadora de Pesquisas, Projeto Anta, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
Presidente, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent, Reino Unido
E-mail: epmedici@uol.com.br; medici@ipe.org.br; epm5@kent.ac.uk

Paulo Rogerio Mangini

Veterinário, M.Sc. Estudante de Doutorado

Pesquisador Associado, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
Membro, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
Membro, IUCN/SSC Veterinary Specialist Group (VSG)
E-mail: pmangini@uol.com.br; pmangini@ipe.org.br

Javier Adolfo Sarria Perea

Veterinário M.Sc.

Pesquisador Independente, Colômbia
Coordenador, Comitê de Veterinária, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
Membro, IUCN/SSC Veterinary Specialist Group (VSG)
E-mail: jasarrip@yahoo.com

AUTORES

Sonia Hernández-Divers, Veterinária, Estudante de Doutorado

Professora Adjunta, College of Veterinary Medicine, University of Georgia, Estados Unidos
Membro, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
E-mail: shernz@aol.com

Viviana Quse, Veterinária M.Sc.

Veterinária Senior, Fundación Temaikén, Argentina
Coordenadora, Anta Brasileira, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
Coordenadora, Comitê de Zoológicos, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
E-mail: vquse@temaikén.com.ar; vquse@fibertel.com.ar

Joares A. May Jr., Veterinário

Pesquisador, Instituto Pró-Carnívoros, Brasil
Projeto Anta, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
E-mail: canastra.joares@procarnivoros.org.br; joaresmay@ig.com.br

Benoit de Thoisy, Veterinário Ph.D.

Kwata Association, Guiana Francesa
Coordenador, Guiana Shield, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
E-mail: thoisy@nplus.gf; bdehoisy@pasteur-cayenne.fr

Ralph Eric Thijl Vanstreels

Estudante de Veterinária, Universidade de São Paulo (USP), Brasil
E-mail: ralph_vanstreels@yahoo.com.br

Pilar Alexander Blanco Marquez, Veterinário

Fundación Nacional de Parques Zoológicos y Acuarios (FUNPZA), Venezuela
Membro, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
E-mail: pblanco@minamb.gob.ve; albla69@yahoo.com.mx; albla69@hotmail.com

Iván Lira Torres, Veterinário M.Sc.

Pesquisador, WWF México
Membro, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
Membro, IUCN/SSC Veterinary Specialist Group (VSG)
E-mail: ilira@zicatela.umar.mx

COLABORADORES

Astrith Rubiano, Veterinária

University of Connecticut
Conservation and Research Center, Smithsonian Institution, Estados Unidos
E-mail: astrith.rubiano@uconn.edu; astrithrubiano@yahoo.com

Marcelo Schiavo, Veterinário

Pesquisador, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
E-mail: nardovet@hotmail.com

Joaquin Fernando Sanchez Peña

Profissional de Apoio em Biodiversidade
Proyecto Corredor Biológico PNN Puracé - Guácharos, Colômbia
E-mail: pasodeoso@gmail.com; jofersanpe2003@yahoo.com.mx

Edna Fernanda Jimenez Salazar, Veterinária

Centro de Urgencias y Atencion de Fauna Silvestre
Corporacion Autonoma Regional del Alto Magdalena - CAM - Neiva, Colômbia
E-mail: nafermvz@gmail.com; nafermvz@hotmail.com

Carlos Sanchez, Veterinário M.Sc.

Smithsonian National Zoological Park
E-mail: sanchezca@si.edu

ÍNDICE

1. Medicina Veterinária e Conservação de Antas	7
2. Anatomia das Antas: Informações Gerais	9
3. Métodos de Captura	11
3.1. TIRO A DISTÂNCIA COM DARDOS ANESTÉSICOS	11
3.2. ARMADILHA DE BURACO (PITFALL)	12
3.3. ARMADILHA DE CAIXA	13
3.4. CURRAL DE CAPTURA	13
3.5. CAPTURA COM CÃES TREINADOS	13
4. Contenção Química	14
4.1. PROTOCOLOS RECOMENDADOS	15
4.2. ASPECTOS IMPORTANTES A SEREM CONSIDERADOS	21
5. Avaliação Clínica	24
6. Colheita, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas	25
6.1. PROCEDIMENTOS DE AMOSTRAGEM	25
6.1.1. SANGUE	26
6.1.1.1. Sangue com Anticoagulante	26
6.1.1.2. Sangue sem Anticoagulante	26
6.1.1.3. Processamento e Armazenamento de Sangue	27
6.1.2. EXTENSÕES SANGUÍNEAS	27
6.1.3. SWABS PARA ANÁLISES MICROBIOLÓGICAS	28
6.1.4. AMOSTRAS FECAIS	28
6.1.4.1. Parasitas	28
6.1.4.2. Hormônios	28
6.1.4.3. Genética	29
6.1.5. AMOSTRAS DE TECIDOS	29
6.1.5.1. Genética	29
6.1.6. PÊLOS	29
6.1.6.1. Genética	29
6.1.6.2. Análises Tricológicas	29
6.1.7. LEITE	30
6.1.8. URINA	30
6.1.9. ECTOPARASITAS	30
6.1.10. CITOLOGIA VAGINAL	30
6.1.11. OUTRAS AMOSTRAS CITOLÓGICAS	30
6.2. EQUIPAMENTOS BÁSICOS PARA A COLETA E ARMAZENAMENTO DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS	33
6.3. BIOSSEGURANÇA E EQUIPAMENTO DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL	33
7. Hematologia e Bioquímica Sérica	34
8. Screening Imunológico (Sorologia)	36
9. Reprodução	39
9.1. BREVE REVISÃO DA FISIOLÓGIA REPRODUTIVA	39
9.2. HORMÔNIOS NO CICLO ESTRAL E GESTAÇÃO	39
9.3. TÓPICOS RECOMENDADOS PARA PESQUISA	41
10. Necropsia	42
11. Intervenções em Saúde Individual e Coletiva	45

TABELAS

Tabela 1.	Diferenças de Peso Corpóreo das Diferentes Espécies de Anta	9
Tabela 2.	Coleta, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas em Campo	32
Tabela 3.	Viabilidade Amostras de Sangue para Bioquímica Sérica sob Diferentes Temperaturas de Armazenamento.	35
Tabela 4.	Testes Sorológicos Sugeridos para Antas	37
Tabela 5.	Lista de Sorovares Conhecidos de <i>Leptospira interrogans</i>	37
Tabela 6.	Coleta, Processamento e Armazenamento de Amostras de Necropsias	44

APÊNDICES

Apêndice 1.	Informações Gerais sobre Agentes Comumente Usados para a Contenção Química de Antas.....	46
Apêndice 2.	Doenças Seleccionadas	48
Apêndice 3.	Fichas de Campo	51
Apêndice 4.	Websites Úteis.....	58

1. Medicina Veterinária e Conservação de Antas

As populações de muitas espécies animais estão declinando em taxas alarmantes. Em alguns casos, as espécies desapareceram sem que a comunidade científica tenha sido capaz de aprender adequadamente sobre sua história natural básica, ecologia, fisiologia e comportamento. Muitas espécies, apesar de inúmeros esforços conservacionistas, tornaram-se seriamente ameaçadas pela ocorrência de epidemias infecciosas, como o furão-de-patas-pretas, o leão-do-Serengeti, e vários anfíbios da América Central.

Em muitos casos, as doenças que afetam os animais de vida livre ainda nem foram definidas claramente, e este é o caso das antas. Ainda não é sabido se as doenças (e quais doenças) têm um papel importante na dinâmica populacional das antas, pouco se sabe sobre a biologia e a medicina de antas, a maioria das informações disponíveis está condensada em poucas referências e relatos de caso esporádicos.

Infelizmente, o termo “vida livre” dificilmente ainda é aplicável, especialmente para antas que, na maioria dos países, só permanecem em áreas protegidas. Estas áreas limitam os movimentos naturais dos animais, o que poderia aumentar a ocorrência de doenças. Além disso, a restrição do tamanho das populações de antas (algumas ameaçadas de extinção) em reservas isoladas, freqüentemente cercadas por animais domésticos, torna estas populações suscetíveis a ameaças sanitárias externas. É importante envolver nos programas de conservação especialistas preparados para prever os riscos sanitários destas interações, e os veterinários são treinados em epidemiologia e clínica animal, sendo os profissionais mais qualificados para lidar com este tipo de problema. Muitas doenças podem ser introduzidas pelas atividades humanas, como resultado do crescimento das comunidades locais e a conseqüente redução de hábitat e transformação do uso da terra. Esta situação pode forçar as populações de antas a terem contato com animais domésticos, poluição física, química e sonora, estressores diversos e agentes patogênicos. Para prever e possivelmente prevenir estas situações, é necessário coletar informações básicas de saúde e epidemiologia destas populações. Estas informações incluem:

- a) Ameaças de saúde às quais a população é suscetível.
- b) Tipos de agente etiológicos que podem determinar uma doença clínica.
- c) Qual o papel que as doenças desempenham na dinâmica populacional?
- d) Quais doenças de animais domésticos podem afetar as antas?
- e) Avaliar se antas podem ser reservatórios para doenças de animais domésticos.
- f) Métodos de prever, prevenir e/ou controlar estas doenças, se necessário.

Os usos diferenciados das terras e o ecoturismo oferecem grande potencial à expansão dos esforços conservacionistas, porém freqüentemente seus efeitos sobre os animais de vida livre não são avaliados adequadamente. Projetos de campo gradualmente se transformaram em projetos multidisciplinares em resposta à necessidade de maximizar a quantidade de informação colhida em um único evento. É esperado que o veterinário que participará destes projetos tenha

experiência com os métodos de captura de animais a campo, imobilização/contenção e investigação de doenças e saúde. O relacionamento entre o pesquisador de campo e o veterinário deveria se iniciar antes mesmo do início da implementação do projeto, permitindo ao veterinário pesquisar com profundidade as necessidades do projeto em relação à contenção química, o tamanho das populações envolvidas, a ocorrência regional de doenças e quais doenças podem afetar os animais domésticos no local.

O envolvimento de veterinários na pesquisa de campo enriquece as informações científicas coletadas durante estes projetos, e oferece as seguintes vantagens:

1. O médico veterinário é um profissional com conhecimento especializado e treinamento em captura e imobilização química.
2. O médico veterinário está familiarizado com a ocorrência regional de doenças que podem afetar antas e outros ungulados. O veterinário é capaz de avaliar e monitorar os desafios endêmicos e epidêmicos à saúde das populações de vida livre, e elaborar estratégias de controle de doenças.
3. O médico veterinário pode promover a adequada coleta, manuseio e armazenamento de amostras de material biológico para os devidos testes diagnósticos, genéticos ou outros testes relevantes à investigação científica.
4. O veterinário está treinado para interpretar os resultados dos exames diagnósticos, que podem ser uma fonte de confusão para pessoas leigas.
5. O veterinário é um profissional treinado em anatomia e fisiologia, e portanto é um consultor valioso em projetos que envolvam qualquer aspecto da nutrição, reprodução e comportamento.
6. O veterinário é capaz de treinar pessoal de campo (biólogos, para-biólogos, tratadores de zoológico etc.) para a captura, imobilização, coleta/processamento/armazenamento de amostras de material biológico, identificação de doenças baseado em sinais clínicos, exame físico de animais vivos, deficiências nutricionais e exames pós-morte.
7. Nos casos de reintrodução, translocação e revigoramento populacional, a participação de um médico veterinário torna-se uma necessidade absoluta. O veterinário deveria chefiar a avaliação sanitária de todos os animais candidatos à soltura, para evitar a introdução de novos patógenos e proteger a população da região em que será feita a soltura.

A formação de equipes multidisciplinares é fundamental para aprimorar os programas de conservação e maximizar seus sucessos. O papel do veterinário na conservação das antas deve ser orientado no sentido de resolver problemas relacionados à captura e imobilização de animais, ao diagnóstico de problemas de saúde e métodos de prever e controlar os efeitos de doenças nas populações, se necessário. O veterinário, porém, pode oferecer muito mais como um gerenciador de crises nos casos de epidemias ou desastres naturais, como um facilitador na comunicação com outros especialistas (ex. geneticistas), como um consultor em áreas específicas (ex. nutrição) e como um treinador de pessoal.

2. Anatomia das Antas: Informações Gerais

A anatomia interna e a fisiologia das antas é similar àquela do cavalo doméstico e outros perissodáctilos. Quando não houver dados específicos para antas, é recomendado extrapolar as doses e a terapêutica de protocolos utilizados para eqüídeos e rinocerontes.

As antas têm uma estrutura corpórea sólida e volumosa, sua massa corpórea varia entre 150-300 kg, ou acima de 300 kg para a Anta Asiática (maiores detalhes na TABELA 1). Fêmeas tendem a ser maiores que os machos, mas não há dimorfismo sexual evidente. As antas têm uma probóscide derivada de musculatura e tecidos moles do focinho e lábio superior. A probóscide é altamente móvel e sensível ao toque, sendo muito importante na manipulação e ingestão de alimentos. A Anta Brasileira tem uma crina exuberante na região dorsal do pescoço, que é derivada de gordura e tecidos moles, sendo coberta por longos pêlos negros.

TABELA 1. Diferenças de Peso Corpóreo das Diferentes Espécies de Anta

SHOEMAKER, A.H. *et al.* Linhas Mestras para Manutenção e Manejo de Antas em Cativeiro.
IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG).

Espécie	Machos (kg)	Fêmeas (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

As antas têm bolsas guturais faríngeas similares às do cavalo doméstico, mas não têm sido reportadas afecções médicas importantes nestas estruturas. As pleuras parietal e visceral são normalmente espessas e proeminentes, mas apenas na Anta Asiática existem conexões fibrosas entre as pleuras, que podem ser confundidas com adesões patológicas. As veias jugulares localizam-se profundamente nas laterais da traquéia.

A fórmula dentária das antas adultas é 2x (I-3/3, C-1/1, PM-4/3, M-3/3), num total de 42 dentes. Machos e fêmeas têm dentições similares. Os terceiros incisivos superiores são grandes e bem desenvolvidos, enquanto os caninos superiores são reduzidos e separados dos incisivos por um diástema estreito. Os terceiros incisivos inferiores são pequenos e os caninos inferiores são bem desenvolvidos, ocludindo com os terceiros incisivos superiores. Há também um amplo diástema entre os caninos e os pré-molares em ambas as arcadas.

As antas têm unhas espessas e resistentes, sendo três (3) dígitos nos membros pélvicos e quatro (4) nos membros torácicos. O quarto dígito do membro torácico é menos desenvolvido e raramente toca o solo. O peso do corpo é dividido sobre a almofada digital e os dígitos centrais, o que torna-se evidente nas pegadas destes animais.

O aparelho digestório das antas apresenta o pequeno estômago, ceco e cólon bem desenvolvidos e ausência de vesícula biliar. Os rins não são lobulados e, à semelhança dos outros ungulados associados à água, seu córtex representa em torno de 80% da massa renal nos adultos.

LITERATURA RECOMENDADA

Janssen, D.L.; Rideout, B.A. & Edwards, M.S. 2003. *Tapiridae*. In: Fowler, M.E. Zoo and Wild Animal Medicine 5th Edition. London: W.B. Saunders.

Padilla, M. & Dowler, R.C. 1994. *Tapirus terrestris*. Mammalian Species, 481:1-8.

3. Métodos de Captura

As técnicas de captura a serem adotadas devem ser planejadas com grande cuidado no sentido de minimizar o estresse e o risco de acidentes para o animal capturado, garantindo a segurança do animal e da equipe envolvida. Além disso, a técnica deve ser adequada aos procedimentos que determinaram a necessidade da captura, como a coleta de amostras biológicas, marcação, instalação de rádio-transmissor, transporte, translocação etc. Devem ser considerados aspectos como as particularidades da espécie a ser capturada, condições ambientais locais, equipe disponível, equipamento de transporte, habilidade dos assistentes de campo, entre outros. Qualquer que seja o método escolhido, os melhores resultados costumam ser obtidos com o uso de iscas para atrair os animais, tais como sal ou frutas.

Para capturar e conter quimicamente antas de vida-livre é absolutamente vital que a equipe envolvida seja bem treinada e preparada para de fato trabalhar como equipe. A experiência de antigos caçadores e fazendeiros locais pode ser muito útil. O estresse de captura e os traumas são riscos inerentes à captura de antas em vida livre, porém um método de captura bem planejado e a seleção de um protocolo seguro de contenção química podem reduzir significativamente estes riscos.

3.1. Tiro à Distância com Dardos Anestésicos

Em algumas situações é possível capturar antas com dardos contendo soluções anestésicas, atirando nos animais diretamente do solo ou a partir de plataformas de tiro (jirau) posicionadas estrategicamente próximas aos pontos de isca. Armas adaptadas com ar comprimido ou dióxido de carbono podem ser utilizadas para projetar os dardos. O jirau deve ser posicionado no alto e a aproximadamente 10 metros da isca, com a finalidade de evitar erros exagerados de trajetória dos dardos. O uso de armas que utilizam sistemas de projeção com pólvora não é recomendado, pois o ruído assustará os animais. Devem ser previstos longos períodos de espera, uma vez que as taxas de sucesso são altamente influenciadas pelos períodos de pico de atividade da espécie. Antas são freqüentemente ativas durante o amanhecer e o entardecer, quando há pouca luminosidade, o que prejudica a precisão do atirador e das estimativas de massa corpórea do animal. Luzes artificiais podem ser utilizadas para suplementar a luminosidade. Adicionalmente, é importante considerar que os fármacos anestésicos podem levar até 15 minutos para produzir imobilização. Durante este período, um animal em fuga poderá sofrer traumas diversos e eventualmente poderá se esconder num local onde não será mais possível rastreá-lo. Uma alternativa possível para rastrear o animal é o uso de dardos com rádio-transmissores. A vantagem deste método é a possibilidade de seguir o animal e encontrá-lo com facilidade, reduzindo a necessidade de assistentes de campo e facilitando a logística das capturas. **Este método foi utilizado com sucesso por Charles R. Foerster e Sonia Hernandez-Divers para capturar Antas Centro-Americanas no Parque Nacional de Corcovado, Costa Rica. Este método também foi usado para capturar/recapturar 5 Antas Brasileiras no Parque Estadual Morro do Diabo e fragmentos de Mata Atlântica adjacentes em São Paulo, Brasil (Patrícia Medici e Paulo Rogerio Mangini, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas).**

Maiores detalhes sobre este método de captura estão disponíveis em:

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

3.2. Armadilha de Buraco (Pitfall)

A armadilha de buraco, ou pitfall, consiste em um buraco de 220 cm de profundidade, 150 cm de largura e 240 cm de comprimento, coberto de telhas de fibrocimento e camuflado com serrapilheira e terra/areia. Profundidades inferiores a 200 cm costumam possibilitar a fuga dos animais. Estas dimensões foram utilizadas na captura de Antas Brasileiras, possivelmente devendo ser feitas algumas adaptações para outras espécies. É importante enfatizar que os pitfalls devem ser escavados nas regiões de maior uso e passagem dos animais. Esta técnica enfrenta alguma controvérsia, pois deve-se considerar os riscos de fraturas, o risco de capturar mais de um animal por vez, o desconforto da manipulação do animal dentro do buraco, o distúrbio ambiental, e as condições geológicas locais. Por outro lado, entre as vantagens deste método podemos citar a possibilidade de recapturar um animal várias vezes (em armadilhas diferentes) uma vez que as armadilhas são imperceptíveis, e também devido a aparente tranquilidade da maioria dos animais até a contenção química, a facilidade para estimar a massa corporal, e a facilidade na aplicação de dardos anestésicos. A impossibilidade de fugas garante a possibilidade de aplicar doses sedativas ou pré-anestésicas e de manter o animal restrito até sua completa recuperação anestésica. Animais capturados através deste método podem facilmente receber os anestésicos pelo uso de zarabatana ou pistola de dardos. A soltura de um animal nesse tipo de captura implica na destruição de uma das paredes para formar uma rampa de saída para o animal após sua recuperação anestésica, o que implica na inutilização da armadilha. Desta forma, é possível capturar um único animal por armadilha. **Este método mostrou-se muito efetivo e seguro para capturar/recapturar 14 Antas Brasileiras no Parque Estadual Morro do Diabo e fragmentos de Mata Atlântica adjacentes em São Paulo, Brasil (Patrícia Medici e Paulo Rogerio Mangini, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas).**

Maiores detalhes sobre este método de captura estão disponíveis em:

Medici, E. P. & Mangini, P. R. 1998. Avaliação da Utilização de Trincheiras para Captura de *Tapirus terrestris* em Vida Livre. In: *Book of Abstracts of the XXI Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Salvador, Bahia, Brazil.

Medici, E. P. & Mangini, P. R. 2001. Evaluation of Different Methodologies used to Capture Wild Lowland Tapirs (*Tapirus terrestris*) at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: *Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.

Medici, E. P.; Velastin, G. O. & Mangini, P. R. 2004. Avaliação da Utilização da Metodologia de Trincheiras para a Captura de *Tapirus terrestris* em Vida Livre. In: *Book of Abstracts of the XXIII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.

3.3. Armadilha de Caixa

Armadilhas de caixa consistem em longas caixas de metal ou madeira com duas portas em lados opostos. Quando a anta tenta atravessar a caixa aberta, um gatilho é acionado e ambas as portas se fecham simultaneamente, capturando o animal. Estas armadilhas são colocadas nas trilhas previamente freqüentadas pelos animais, podendo ser colocada uma isca no seu interior. A principal vantagem deste método é que o animal fica em uma posição muito cômoda à aplicação de fármacos, manipulação e avaliação. É um método prático para a relocação e transporte de animais, porém pode se mostrar inefetivo se a caixa for pequena. Além disso, os animais mais ariscos podem relutar em entrar na caixa, mesmo com as duas portas mantidas abertas.

3.4. Curral de Captura

Currais de captura devem preferivelmente ser construídos com pilares de madeira de espessura superior a 10 cm, e placas de madeira de mais de 2,5 cm. As paredes, assim como nos pitfalls, devem ter uma altura mínima de 220 cm para evitar fugas. As dimensões laterais são de aproximadamente 350 cm x 200 cm, impedindo que o animal capturado mova-se excessivamente. Um gatilho é posicionado no fundo do curral, fechando a porta após a entrada do animal. Para este método de captura, o uso de uma isca é obrigatório. Antas capturadas desta forma podem facilmente receber dardos por zarabatana ou pistola de dardos. **Este método mostrou-se muito efetivo e seguro para capturar/recapturar 16 Antas Brasileiras no Parque Estadual Morro do Diabo e fragmentos de Mata Atlântica adjacentes em São Paulo, Brasil (Patrícia Medici, Paulo Rogerio Mangini e Joares A. May Jr., IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas).**

3.5. Captura com Cães Treinados

O uso de cães de caça treinados pode ser uma alternativa em terrenos mais acidentados, em que as antas serão capazes de encontrar locais apropriados para se esconderem e serem encurraladas. Uma vez encurralada, a anta poderá receber um dardo anestésico através de zarabatana ou pistola de dardos. Este método é seguro, porém eventualmente os cães poderão causar lesões cutâneas superficiais do animal capturado, e eventualmente podem também se ferir. Estes riscos, porém, são reduzidos pelo uso de cães bem treinados. O estresse envolvido neste método de captura deve ser cuidadosamente considerado, sendo o método utilizado apenas quando outras alternativas não são viáveis. **Este método mostrou-se muito efetivo e seguro para capturar 7 Antas Andinas no Parque Nacional Los Nevados, Colômbia (Diego J. Lizcano e Paulo Rogerio Mangini).**

Maiores detalhes sobre este método de captura estão disponíveis em:

Mangini, P. R.; Lizcano, D. & Cavalier, J. 2001. CHEMICAL RESTRAINT OF TWO WILD *Tapirus pinchaque* IN THE CENTRAL ANDES OF COLOMBIA. In: *First International Tapir Symposium*, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts. IUCN/SSC Tapir Specialist Group. V. 1, p. 17-18.

Lizcano, D.; Cavalier, J. & Mangini, P. R. 2001. Use of GPS Collars to Study Mountain Tapirs (*Tapirus pinchaque*) in the Central Andes of Colombia. In: *First International Tapir Symposium*, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts. IUCN SSC Tapir Specialist Group. V. 1, p. 9-9.

4. Contenção Química

Vários protocolos anestésicos para antas de cativeiro foram compilados e apresentados por Janssen *et al.* (1996), Janssen (2005), Nunes *et al.* (2003) e Mangini (2006). Porém, alguns protocolos anestésicos utilizados em animais em cativeiro não são adequados à contenção química de animais em vida livre. Atualmente há vários projetos em vida livre utilizando protocolos de contenção química que ainda não foram publicados na literatura científica, mas que foram exaustivamente testados em muitas áreas e populações diferentes em vida livre. Assim, as informações apresentadas a seguir foram coletadas destes veterinários de campo no sentido de oferecer uma gama de alternativas aos colegas de outros projetos. Presume-se que os pesquisadores de campo que eventualmente utilizarão estas informações devem ter consultado um veterinário previamente antes de implementar o protocolo anestésico em suas capturas em vida livre. Além disso, as condições sob as quais estes protocolos são empregados com sucesso devem ser exploradas cuidadosamente, considerando que se apliquem a contextos inteiramente diferentes. É altamente recomendado que os veterinários experientes com estes protocolos sejam contactados previamente para a obtenção de maiores detalhes e recomendações. Um guia resumido sobre o estudo de antas em vida livre e os efeitos dos fármacos envolvidos pode ser encontrado no **APÊNDICE 1**.

4.1. Protocolos Recomendados

Tartarato de Butorfanol / Xilazina

DVM Sonia Hernandez-Divers

Tapirus bairdii - Parque Nacional de Corcovado, Costa Rica

Protocolo: Uma dose total para um animal de 200-300 kg é composto de 40-50 mg de Tartarato de Butorfanol (Turbogesic®) mais 100 mg de Xilazina no mesmo dardo. Doses suplementares de $187 \pm 40,86$ mg/animal de Cetamina, na maioria das vezes por via intra-venosa (IV), podem prolongar o período de contenção.

Reversão: Naltrexone (50 mg) misturado com 1200 mg de Tolazoline na mesma seringa, intramuscular (IM), após decorridos no mínimo 30 minutos da última administração de Cetamina.

Commentários: Este protocolo foi administrado aos animais através de dardos disparados de jirau em árvores altas. Os animais estavam habituados a ir às iscas (bananas maduras) por vários dias, portanto mantinham-se relativamente calmas após atingidas pelo dardo.

Maiores detalhes deste protocolo estão disponíveis em:

Butorphanol/Xylazine/Ketamine Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs in Costa Rica - 2000 - Sonia Hernández-Divers, James E. Bailey, Roberto Aguilar, Danilo Leandro Loria, and Charles R. Foerster - *Journal of Wildlife Diseases*, 36(2), pp. 335–341

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

Cardiopulmonary Effects and Utility of a Butorphanol / Xylazine / Ketamine Anesthetic Protocol for Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica - 1998 - Sonia Hernández-Divers, James E. Bailey, Roberto Aguilar, Danilo Leandro Loria, and Charles R. Foerster - *Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV)*.

Etorfina / Acepromazina

DVM Alberto Parás Garcia & DVM Iván Lira Torres

Tapirus bairdii - México

Protocolo: A dose total para um animal de 200-250 kg é uma mistura de 1,96 mg de Hidroclorato de Etorfina mais 5,90 mg de Malato de Acepromazina, no mesmo dardo (Fowler 1986; Janssen *et al.* 1996; Parás & Foerster 1996; Kreeger 1997).

Reversão: Hidroclorato de Diprenorfina (Revivon Large Animal, C/Vet limited) - 5,88 mg.

Comentários: Este protocolo foi elaborado para as condições particulares da Serra Madre de Chiapas, México. Essa região tem uma topografia altamente acidentada, com inclinações de solo de mais de 60°. Por esta razão, os tempos de indução devem ser minimizados no sentido de evitar acidentes.

Maiores detalhes deste protocolo estão disponíveis em:

Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*) - 1996 - Alberto Paras-Garcia, Charles R. Foerster, Sonia Hernández-Divers, and Danilo Leandro Loria - Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Tartarato de Butorfanol / Medetomidina

Pesquisadora Patrícia Medici

DVM Joares A. May Jr., DVM Paulo Rogerio Mangini & DVM George
Ortmeier Velastin

Tapirus terrestris - 15 imobilizações

Parque Estadual Morro do Diabo e fragmentos florestais do entorno, São Paulo, Brazil

Protocolo: Tartarato de Butorfanol (Turbogesic®) 0,15 mg/kg + Medetomidina (Domitor®) 0,03 mg/kg + Atropina (0,025-0,04 mg/kg), IM, todos no mesmo dardo (5 ml).

Reversão: Atipemazole 0,06 mg/kg + Naltrexone 0,6 mg/kg na mesma seringa, IV (lentamente).

Comentários: Adequado para antas capturadas em currais ou pitfalls. Este protocolo produz uma contenção química adequada para procedimentos como colocação de rádio-colares ou colheita de amostras biológicas. O tempo médio de indução é de 15 minutos. É importante manter em mente que a Medetomidina é comercializada em concentrações variadas, e sempre que possível é desejável utilizar as concentrações mais altas para obter volumes menores de dardos.

Maiores detalhes deste protocolo estão disponíveis em:

Velastin, G. O.; Mangini, P. R. & Medici, E. P. 2004. Utilização de Associação de Tartarato de Butorfanol e Cloridrato de Medetomidina na Contenção de *Tapirus terrestris* em Vida Livre - Relato de Dois Casos. In: *Book of Abstracts of the XXIII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.

Tiletamina-Zolazepan, Alfa-2 Adrenérgicos (Alfa-2 Agonistas), Cetamina e Atropina

DVM Paulo Rogerio Mangini & Pesquisadora Patrícia Medici

Tapirus terrestris - 6 imobilizações

Parque Estadual Morro do Diabo e fragmentos florestais do entorno, São Paulo, Brazil

Estes protocolos utilizam uma composição anestésica em um único dardo para promover a contenção de animais com massa corpórea entre 200 e 300 kg. Estes protocolos são aplicados através dos métodos de captura por tiro à distância, produzindo um tempo de indução curto e uma contenção adequada à manipulação do animal para procedimentos de colocação de rádio-collar e colheita de amostras biológicas.

Em todos estes protocolos os fármacos são misturadas no mesmo dardo, com uma aplicação única. A Cetamina e os Alfa-2 Agonistas são usados para suspender o pó liofilizado da Tiletamina-Zolazepan. Em alguns indivíduos pode ser necessário administrar doses suplementares, que são compostas pela Cetamina e o mesmo Alfa-2 Agonista usado na mistura original. O tempo de indução é de aproximadamente 5 minutos.

- | | |
|----------------------------------|---|
| 1) Detomidina - 1 dardo | Detomidina - 0,06-0,04 mg/kg
Cetamina - 0,62-0,41 mg/kg
Atropina - 0,025-0,04 mg/kg
Tiletamina-Zolazepan - 1,25-0,83 mg/kg |
| 2) Romifidina - 1 dardo | Romifidina - 0,05-0,03 mg/kg
Cetamina - 0,62-0,41 mg/kg
Atropina - 0,025-0,04 mg/kg
Tiletamina-Zolazepan - 1,25-0,83 mg/kg |
| 3) Medetomidina - 1 dardo | Medetomidina - 0,006-0,004 mg/kg
Cetamina - 0,62-0,41 mg/kg
Atropina - 0,025-0,04 mg/kg
Tiletamina-Zolazepan - 1,25-0,83 mg/kg |

Comentários: Os melhores resultados de imobilização, parâmetros cardio-respiratórios e de recuperação anestésica são obtidos com a Medetomidina, seguida pela Romifidina. Episódios de apnéia transitória são comuns no protocolo com a Detomidina. Todos esses protocolos anestésicos permitem a indução rápida de Antas Brasileiras em vida livre. O veterinário no comando é responsável pela decisão de adicionar a Atropina no protocolo ou não, dependendo de sua experiência profissional. A Atropina é indicada nestes protocolos devido ao uso dos Alfa-2 Agonistas, no sentido de controlar a depressão da função cardíaca e as secreções excessivas.

Tiletamina-Zolazepan, Alfa-2 Adrenérgicos (Alfa-2 Agonistas) e Atropina
DVM Paulo Rogerio Mangini & Pesquisadora Patrícia Medici
Tapirus terrestris - 15 imobilizações
Parque Estadual Morro do Diabo e fragmentos florestais do entorno, São Paulo, Brazil

Estes protocolos foram usados para imobilizar Antas Brasileiras capturadas em pitfalls ou armadilhas de caixa, utilizando dois (2) dardos: primeiro dardo com a medicação pré-anestésica (Alfa-2 Agonista + Atropina) e segundo dardo com a associação Tiletamina-Zolazepan. As doses foram calculadas para animais de massa corpórea entre 150 e 350 kg. O tempo médio de indução para este protocolo é de 20 minutos. A reversão de todos os protocolos foi feita com Atipamezole ou loimbina em doses 3 a 5 vezes maiores que a do Alfa-2 Agonista utilizado, promovendo uma recuperação anestésica menos agitada.

- 1) Medetomidina - 2 dardos**
Medetomidina - 0,01-0,008 mg/kg
Atropina - 0,04 mg/kg
Intervalo de 10 minutos
Tiletamina-Zolazepan - 4,11-5,6 mg/kg

- 2) Romifidina - 2 dardos**
Romifidina - 0,11-0,09 mg/kg
Atropina - 0,04 mg/kg
Intervalo de 10 minutos
Tiletamina-Zolazepan - 4,11-5,6 mg/kg

- 3) Xilazina - 2 dardos**
Xilazina - 0,56-0,42 mg/kg
Atropina - 0,04 mg/kg
Intervalo de 10 minutos
Tiletamina-Zolazepan - 4,11-5,6 mg/kg

Comentários: Estes protocolos baseiam-se na associação de anestésicos dissociativos, Alfa-2 Agonistas, Benzodiazepínicos e Atropina. As dosagem foram calculadas através de extrapolação alométrica interespecífica. A Medetomidina é o fármaco mais usado, produzindo melhores resultados na obtenção de um bom relaxamento muscular e parâmetros cardiopulmonares mais estáveis, a Xilazina produz os piores resultados em termo de relaxamento muscular e analgesia. É importante oferecer espaço ao animal durante sua recuperação anestésica, freqüentemente agitada e com períodos de estação e decúbito alternados. O uso de fármacos antagonistas podem promover uma recuperação mais suave.

Maiores detalhes deste protocolo estão disponíveis em:

Mangini, P. R. & Medici, E. P. 1998. Utilização da Associação de Cloridrato de Medetomidina com Cloridrato de Tiletamina e Cloridrato de Zolazepam na Contenção Química de *Tapirus terrestris* em Vida Livre - Relato de Dois Casos. In: *Book of Abstracts of the XXI Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Salvador, Bahia, Brazil.

Mangini, P. R. & Medici, E. P. 1999. Aspectos Veterinários do Estudo de *Tapirus terrestris* em Vida Livre na Região do Pontal do Paranapanema - Estado de São Paulo - Brasil. In: *IV Congresso Internacional de Manejo de Fauna Silvestre em Amazonia y Latino America*, Assunción. Programa y Libro de Resúmenes do IV Congresso Internacional de Manejo de

Fauna Silvestre en Amazonia y Latino América. Assunción: La Fundación Moisés Bertoni, 1999. v. 1, p. 101-101.

Mangini, P. R.; Medici, E. P. & Velastin, G. O. 2001. Chemical Restraint of Wild *Tapirus terrestris* at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: *Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.

Mangini, P. R.; Velastin, G. O. & Medici, E. P. 2001. Protocols of Chemical Restraint used in 16 Wild *Tapirus terrestris*. In: *V Encontro de Anestesiologia Veterinária. Archives of Veterinary Science*. Curitiba: Curso de Pós Graduação em Ciências Veterinárias/UFPR, 2001. v. 6, p. 6-7.

Nunes, L. A. V.; Mangini, P. R. & Ferreira, J. R. V. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture and Medicine. In: FOWLER, Murray E.; CUBAS, Zalmir Silvino. (Org.). *Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals*. Ames, v. 1, p. 367-376.

4.2. Aspectos importantes a serem considerados

- O sucesso da contenção química de antas em vida livre depende de um planejamento cuidadoso, considerando:
 1. Características básicas da anatomia, metabolismo e fisiologia da espécie de anta a ser capturada;
 2. As condições ambientais do local onde será feita a captura;
 3. O método de captura a ser aplicado;
 4. O equipamento disponível para ser usado no processo de captura;
 5. Estimativas do tempo necessário para os procedimentos de colheita de amostras biológicas e exame clínico durante a manipulação do animal;
 6. Se há necessidade de translocar o animal do local de captura;
 7. A possibilidade de eventos não-planejados interromperem ou interferirem com a contenção química;
 8. Conhecimento detalhado da farmacologia, efeitos adversos e contra-indicações dos agentes que serão usados durante a contenção química.
- A determinação da massa corpórea exata de um indivíduo é um obstáculo na contenção química de antas em vida livre. É importante garantir uma margem de segurança ampla no protocolo anestésico. O cálculo de doses predeterminadas para estimativas de peso em intervalos de 50kg costuma ser suficientemente seguro para antas adultas. A experiência da equipe com animais de cativeiro pode ser muito útil para estimativas de peso mais acuradas.
- A contenção deveria ser feita durante os horários de condições climáticas mais amenas, e o animal deve ser monitorado até sua completa recuperação. Após a manipulação, o animal deverá ser capaz de desenvolver todas suas funções ecológicas. Também é necessário predeterminar protocolos para possíveis emergências, assim como predefinir destinações caso o animal eventualmente fique ferido ou apresente um quadro clínico crítico durante o processo de captura.
- A administração intramuscular de anestésicos pode ser feita na lateral do pescoço ou na musculatura glútea, enquanto a administração subcutânea é mais fácil no tecido subcutâneo na porção caudal da inserção das orelhas ou no dorso, entre as escápulas.
- 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 difícil devido ao crânio longo e estreito e à impossibilidade de visualizar a glote, embora seja recomendável para evitar a aspiração de refluxos gástricos. A intubação às cegas é possível com o ganho de experiência, e a observação direta da laringe é possível com um laringoscópio longo. Tubos traqueais devem ter um diâmetro de 10-14 mm para jovens e 16-24 mm para adultos.

- Os procedimentos de captura e imobilização devem ser feitos em um local isolado, evitando ruído excessivo e pessoal desnecessário. Assim que o paciente perde a estação sob efeito dos agentes anestésicos, seus olhos devem ser cobertos para protegê-los da incidência luminosa excessiva e minimizar o estresse.
- 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.
- O manuseio de animais extremamente estressados deve ser evitado, pois o estresse agudo pode ter efeitos severos no sistema cardiorrespiratório e metabolismo, ameaçando o efeito desejado dos agentes anestésicos e até mesmo colocando em risco a vida do animal.
- É importante assegurar-se de que durante a indução ou recuperação anestésica o animal não terá acesso à água ou a terrenos acidentados ou rochosos, para evitar afogamento, traumatismos severos ou até mesmo acidentes fatais.
- A facilidade de acesso ao animal (dependendo do método de captura escolhido) e o volume de fármacos a serem administrados são decisivos na escolha do equipamento mais adequado para administrar os fármacos (seringa, pistola de dardos anestésicos, zarabatana, rifle de dardos anestésicos etc.).
- Para administrar os agentes de contenção química, dardos especiais podem ser confeccionados ou comprados (ex. Dan-Inject, Telineject, Pneu-Dart etc.). Para animais em armadilhas de caixa ou pitfalls, zarabatanas, bastões de injeção ou seringas podem ser usados se o aplicador for ágil.
- O protocolo anestésico ideal a ser usado na captura de animais de vida livre deve ser efetivo em dose única, forçando o animal à imobilização e oferecendo um tempo suficiente de manuseio para todos os procedimentos desejados. O protocolo deve, ainda, permitir a suplementação fácil e segura se houver a necessidade de prolongar a duração da contenção.
- Alguns protocolos anestésicos não estão disponíveis para alguns veterinários, dada a dificuldade de obter certos agentes farmacológicos em determinados países. Em alguns casos, há restrições legais para a aquisição de fármacos, como os opióides na Colômbia. Por este motivo, é necessário usar protocolos alternativos de contenção química nestes países. O protocolo deverá, porém, ser testado adequadamente por pessoal qualificado, sob estudos científicos bem delineados.
- As emergências mais comuns durante a captura de antas são hipotermia, hipertermia, bradicardia e apnéia. O monitoramento contínuo da temperatura corpórea é essencial para uma contenção química segura, já que esses fármacos tendem a interferir com as funções de termorregulação do animal. O monitoramento deverá ser ainda mais cuidadoso em dias particularmente frios ou quentes. O animal não deve ser exposto a

correntes de ar frio, superfícies úmidas, sol direto ou ambientes com pouca circulação de ar ou excessivamente quentes. Devido à sua grande massa corpórea e à baixa proporção “superfície corporal / massa”, as antas são mais propensas a desenvolverem hipertermia do que hipotermia. Animais em hipotermia devem ser expostos ao calor e/ou protegidos com isolantes térmicos, enquanto que animais em hipertermia devem ser banhados em água e, se possível, transferidos a locais mais ventilados.

- Também é necessário monitorar cuidadosamente os parâmetros fisiológicos dos animais sob contenção. Auscultação de coração e pulmões, monitoramento de temperatura corpórea, coloração de mucosas e mensurações indiretas da pressão vascular (como o TPC, tempo de preenchimento capilar) são parâmetros básicos a serem monitorados. A taxa respiratória, seu tipo e amplitude são os parâmetros mais importantes para detectar a depressão anestésica. O monitoramento da saturação sanguínea de oxigênio por oximetria de pulso também é recomendável, especialmente em protocolos anestésicos que envolvam episódios de apnéia transitória. É importante manter em mente que as antas têm grande capacidade de apnéia fisiológica devido ao hábito de nadar. Assim, períodos curtos de apnéia durante a contenção química tendem a ser menos comprometedores nestas espécies.
- O médico veterinário comandando a captura e contenção de uma anta em vida livre deve ter plena compreensão da fisiologia do estresse e suas conseqüências na captura de animais a campo, uma vez que este é um dos fatores mais importantes que afetam a fisiologia e a resposta anestésica de animais de vida livre. Deve-se considerar que cada espécie de anta e cada indivíduo podem responder de forma diferente aos mesmos tipos de eventos estressantes. Todas as capturas devem ser cuidadosamente planejadas no sentido de reduzir o ruído e atividades desnecessárias perto do animal. Em última instância, ruídos desnecessários também afetam a eficiência e a capacidade de concentração da equipe, aumentando o risco de falha humana durante os procedimentos.
- É preferível o uso de agentes anestésicos para as quais existem agentes reversores. O uso da reversão anestésica, juntamente com as condições adequadas da captura, pode ser definitivo para determinar a segurança da contenção química e a habilidade da equipe em capturar um grande número de animais.
- Os efeitos adversos mais comuns durante a indução e recuperação anestésica de antas são apnéia, hipotensão arterial e agitação/ataxia. As associações envolvendo Medetomidina ou Romifidina tendem a produzir parâmetros cardiorrespiratórios mais estáveis do que os outros Alfa-2 Agonistas.
- É essencial manter um registro detalhado das doses anestésicas e parâmetros fisiológicos monitorados durante cada captura. Os resultados destes registros, seus sucessos e suas falhas devem ser publicados ou de alguma forma disponibilizados aos outros pesquisadores, para permitir a expansão de nosso conhecimento sobre a contenção química destas espécies. No **APÊNDICE 3** apresentamos um modelo de ficha de campo para o registro e monitoramento de contenções química em campo.

LITERATURA RECOMENDADA

- Kreeger, T. J. 1997.** Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. Published by International Wildlife Veterinary Services Inc., USA. 1997. 341 pp.
- Janssen, D. L., B. A. Rideout, and M. S. Edwards. 1999.** Tapir Medicine. *In:* Fowler, M. E., and R. E. Miller (eds.). Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy 4. W. B. Saunders Co., Philadelphia, Pennsylvania. Pp. 562–568.
- Nunes, L. A. V.; Mangini, P. R. & Ferreira, J. R. V. 2001.** Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture and Medicine. *In:* FOWLER, Murray E.; CUBAS, Zalmir Silvino. (Org.). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Ames, v. 1, p. 367-376.
- Janssen, D. L. 2003.** Tapiridae. *In:* Fowler, M. E., and R. E. Miller (eds.). Zoo and Wild Animal Medicine. Elsevier Science, St. Louis, Missouri. Pp. 569–577.

5. Avaliação Clínica

A avaliação clínica de um animal começa no primeiro avistamento do animal dentro da armadilha de captura (ou durante a perseguição para captura), em que é possível uma avaliação preliminar da saúde aparente, condição corporal, pele e pêlos, habilidade de locomoção e massa corpórea estimada. Caso seja observado que um animal apresenta uma má saúde aparente, como lesões externas severas, má condição nutricional, dificuldade evidente de locomoção etc., o veterinário deverá reavaliar o protocolo anestésico a ser usado, escolhendo fármacos mais apropriados ou até decidindo soltar o animal e não contê-lo quimicamente.

A pele das antas de vida livre pode apresentar diversos cortes e cicatrizes (muito provavelmente causados por agressão intra-específica), que podem ser usados para identificar os animais. A dermatite vesicular tem sido relatada como uma doença importante em animais de cativeiro, e deve ser cuidadosamente investigada em animais de vida livre. Também deve haver uma atenção especial no exame de manchas de pigmentação/despigmentação e nas condições das glândulas dérmicas. Antas Andinas em vida livre freqüentemente apresentam extensas áreas de alopecia no dorso, que provavelmente devem-se ao comportamento de esfregar o dorso em árvores para demarcação territorial através de glândulas desta região.

Deve ser feito um exame oftalmológico cuidadoso, uma vez que degenerações como opacificação corneal e pigmentações corneais anormais são reportadas como comuns em cativeiro e aparentemente também são comuns em animais de vida livre. A inflamação das glândulas perioftálmicas também tem sido relatada em Antas Brasileiras de vida livre. Ainda em Antas Brasileiras de vida livre, tem sido relatada a presença de anéis brancos na margem externa da íris, que possivelmente seriam um indicativo de senilidade.

O grau de desgaste dental pode oferecer uma idéia da idade do animal, embora a dieta seja outro fator importante que deve ser considerado durante esta estimativa. O estreito ângulo de abertura da boca é um fator complicador na avaliação da cavidade oral. Uma chave de estimação de idade de antas pelo aspecto dos dentes está em elaboração, e seus resultados devem estar disponíveis em alguns anos.

A integridade e a função dos membros devem ser avaliadas, sendo que fraturas atuais ou consolidadas devem ser investigadas e registradas, bem como erosões de unhas e lesões de coxins.

É comum o parasitismo intenso de antas em vida livre por carrapatos (principalmente *Amblyomma* e *Ixodes*). Sempre que possível o pesquisador deve tentar quantificar esta infestação, comparando sua intensidade com os parâmetros hematológicos obtidos posteriormente. Há relatos de Antas Brasileiras de vida livre parasitadas por bicho-de-pé (*Tunga penetrans*) na região abdominal. De modo geral, os ectoparasitas tendem a se concentrar no abdômen, orelhas, glândulas mamárias, vulva, pênis e membros pélvicos.

Tem sido relatado que Antas Brasileiras em vida livre utilizando rádio-colares por períodos prolongados apresentam deformações de crina, com alopecia e hiperqueratinização sob o colar. Em alguns casos, os rádio-colares causam lesões cutâneas crônicas por atrito, que podem predispor a miíases locais.

A avaliação clínica de fêmeas deve incluir a inspeção cuidadosa de secreções vaginais e lesões vulvares, e uma avaliação cuidadosa das glândulas mamárias. Para os machos, a exposição peniana é observada durante a contenção química, especialmente quando são empregados Alfa-2 Agonistas.

6. Coleta, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas

As informações sobre as condições de saúde populacional de antas de vida livre ainda são insipientes. Pouca informação tem sido produzida, estando fragmentada em relatos de casos esporádicos. A coleta de dados basais ainda se faz necessária para o estabelecimento de valores de referência para parâmetros laboratoriais como hemograma completo, bioquímica sérica e a suscetibilidade a agentes infecciosos em animais de vida livre. Revisões das doenças que comumente afetam animais de cativeiro foram feitas por Ramsay & Zainuddin (1993) e Janssen, Rideout & Edwards (1998). No entanto, para animais de vida livre estas informações ainda são escassas. Por este motivo, o Comitê de Veterinária do TSG encoraja veterinários e outros profissionais trabalhando com antas em projetos de campo a colherem amostras biológicas para que estas informações possam ser extraídas. É extremamente importante que o veterinário planejando esta coleta de amostras biológicas entre em contato com o laboratório diagnóstico que realizará as análises, para obter as recomendações mais precisas sobre a coleta de amostras, evitando erros de manuseio, processamento e armazenamento que possam invalidá-las. A maioria dos testes diagnósticos comercialmente disponíveis foram desenvolvidos e testados para animais domésticos, de modo que é altamente recomendável que o veterinário consulte especialistas de diferentes áreas (microbiologistas, virologistas etc.) para determinar o teste mais apropriado e sua interpretação adequada. Em alguns casos, o uso de testes comerciais pode ser inapropriado e implicar num desperdício de recursos. De qualquer forma, dado os rápidos avanços da medicina diagnóstica, o veterinário é fortemente encorajado a desenvolver um sistema de estocagem de amostras para análises futuras, quando novos testes diagnósticos se tornarem disponíveis.

6.1. Procedimentos de Amostragem

Todas as amostras biológicas colhidas devem ser acompanhadas com a marcação do animal, a data e horário de colheita, o local de colheita e, se possível as coordenadas geográficas. A estação da colheita (que pode afetar a prevalência de algumas doenças), um histórico detalhado das condições sob as quais as amostras foram colhidas (sedação, anestesia geral, necropsia etc.), e qualquer observação anatômica relevante (ex. local de punção venosa, local de colheita de ectoparasitas) devem ser registrados. No sentido de oferecer uma lista de checagem para a coleta de amostras e registro de observações, sugerimos o uso das fichas de anotação apresentadas no **APÊNDICE 3**.

Vale lembrar que as quatro espécies de anta são listadas pela CITES (Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora) e, portanto, o transporte de qualquer material biológico proveniente destas espécies está sujeito à regulamentação desta convenção. Quando transportando amostras internacionalmente, serão necessárias licença da CITES e permissões de importação/exportação. Desta maneira, veterinários são fortemente encorajados a se familiarizar com a legislação nacional que limite o transporte de amostras biológicas de antas.

6.1.1. Sangue

Para cada procedimento de colheita de sangue, uma área deve ser apropriadamente desinfetada com polvidine-iodo 1:1 ou etanol 70% ou clorexidine, dado que o hábito semi-aquático das antas predispõe sua pele a ser altamente contaminada.

A punção venosa pode ser facilmente realizada nas veias safena ou cefálica ou em suas derivadas carpais/tarsais, no acesso medial, onde a pele é mais fina. A veia jugular é profunda e nem sempre fácil de atingir, mas é uma alternativa importante para a colheita de sangue em grandes volumes ou nos casos em que as veias menores colabam após serem punccionadas. Para animais jovens, a veia jugular tende a ser o acesso mais fácil. A veia auricular caudal que está no centro da face caudal da orelha, e também pode ser usada.

O uso de sistemas de vácuo (ex. Vacutainer®) é recomendado para a colheita de amostras de sangue, por reduzir a contaminação de amostras e permitir a colheita de múltiplas amostras através de uma única punção venosa, reduzindo o trauma vascular.

6.1.1.1. Sangue com Anticoagulante

Para hematologia, o sangue deve ser coletado com EDTA, dada sua propriedade de preservar o tamanho e morfologia celular. É recomendável que uma extensão em lâmina microscópica seja feita imediatamente após a colheita do sangue. Deve-se tentar preencher o frasco com o volume apropriado de sangue, para evitar alterações de diluição que podem desviar as contagens celulares. A amostra deve ser refrigerada até seu processamento no laboratório. A heparina retarda a coagulação sanguínea por até 8 horas, e seu uso é recomendado para estudos citogenéticos em antas.

O sangue colhido com anticoagulante deve ser homogeneizado logo após a colheita, com movimentos lentos e contínuos para misturar o sangue ao anticoagulante. O sangue deve então ser refrigerado para reduzir a hemólise.

6.1.1.2. Sangue sem Anticoagulante

Para obter amostras de soro para avaliação de bioquímica sérica, as amostras devem ser colhidas sem anticoagulante, e o soro deve ser avaliado imediatamente ou armazenado em congelação sob nitrogênio líquido para análises posteriores. As amostras devem ser refrigeradas até seu processamento em laboratório durante as primeiras 24 horas.

As amostras são colhidas sem anticoagulante, em tubos de vácuo com ou sem gel. A quantidade de soro obtida por amostra de soro depende das condições do animal, e geralmente gira em torno de 50% ou menos. A hemólise deve ser evitada, sendo estas amostras manuseadas com cuidado e protegidas da luz solar direta. Após um período curto de descanso, o sangue deve ser refrigerado para reduzir a hemólise, possivelmente em uma caixa térmica com gelo.

6.1.1.3. Processamento e Armazenamento de Sangue

Uma vez no laboratório, uma fração do sangue com anticoagulante deverá ser usada para hematologia, e outra fração deverá ser congelada para análises posteriores. O restante do sangue deverá ser centrifugado e seus componentes, plasma, leucócitos e hemácias, devem ser separados e armazenados separadamente.

O sangue é centrifugado a 1500 rpm por 5 minutos. Alíquotas de 1 ml devem ser transferidas a criotubos de 2 ml, e armazenados em freezers -20°C ou em nitrogênio líquido. Nunca se deve exceder a metade da capacidade do criotubo, senão dele poderá explodir quando colocado no nitrogênio líquido.

Algumas amostras de soro e plasma podem apresentar um aspecto lipêmico, que pode ser considerado normal devido a diversos aspectos fisiológicos.

6.1.2. Extensões Sanguíneas

Extensões sanguíneas (esfregaços) são recomendadas para a avaliação de hemoparasitos. Para a preparação destas extensões, o sangue deve ser coletado de vasos periféricos, como nas veias auriculares. O sangue deve ser colhido com uma pequena seringa ou capilar heparinizado e uma pequena gota transferida para uma lâmina de microscópio. Através da utilização de uma outra lâmina de microscópio inclinada em 45°, o sangue deve ser espalhado sobre a lâmina microscópica. Secar em temperatura ambiente, protegido de insetos. Transportar em uma caixa de lâminas, sob temperatura ambiente. No laboratório, fixar a lâmina com calor ou etanol 70%, e aplicar os corantes adequados para avaliação microscópica.

6.1.3. Swabs para Análises Microbiológicas

A coleta de amostras microbiológicas para culturas bacterianas pode ser feita com swabs estéreis e um meio de cultura nutritivo/transporte apropriado. As técnicas de amostra podem variar em função do tipo de microorganismo, sendo necessário usar swabs com meio de cultura para amostras bacterianas, enquanto que fungos não requerem estes cuidados. Um processo completo de assepsia é sempre necessário no sentido de evitar contaminações indesejadas, e o uso de frascos estéreis é imperativo. É necessária prudência durante toda a manipulação das amostras, no sentido de evitar infecções humanas acidentais, e por este motivo este processo deve ser executado por pessoas treinadas. As diferentes técnicas atualmente utilizadas para amostras bacterianas e fúngicas:

- Swabs de pele e mucosas como a conjuntiva, cavidade auricular, cavidade oral, cavidade nasal, cavidade anal, prepúcio e vagina são armazenados em meios de transporte como o meio de Stuart, meio de tioglicolato e outros meios nutritivos. Estas amostras devem ser refrigeradas.

- Para bactérias sensíveis, alguns meios enriquecidos especiais como extrato de leveduras ou *hemine* podem ser necessários, e o processamento da amostra deve ser feito imediatamente, sem refrigeração da amostra.
- Lavados de prepúcio são geralmente feitos com 30cc de solução salina ou solução de tioglicolato. O aspirado é colhido em frascos estéreis utilizando um tubo de borracha conectado a uma seringa, após uma cuidadosa massagem na área.
- No caso de um abscesso, uma incisão é feita na parede externa após uma prévia desinfecção, e o pús é drenado. A amostra é colhida esfregando o swab na parede interna do abscesso drenado.
- No caso de hematomas, edema ou fluídos articulares, as amostras são colhidas através de punção e aspiração do fluido, após prévia desinfecção da parede externa.
- Lesões cutâneas e feridas podem ser amostras, após prévia limpeza da área, remoção de crostas e lavagem com solução salina estéril.
- Hemoculturas são recomendadas nos casos de ocorrência de hematúria, hemoglobinúria, icterícia ou septicemia. As amostras são colhidas em uma solução de polianetosulfato de sódio (SPS) 0.05-0.25%. Oxalato de amônio, citrato de sódio e EDTA não são recomendados por inibirem alguns tipos de bactérias.
- Swabs fecais são coletados diretamente do reto, após prévia desinfecção da região perineal. As amostras são transportadas do meio de Stuart, meio verde brilhante, infusão cerebral-cardíaca ou meio de tioglicolato.
- Fungos: Para o estudo de fungos saprófitas, a pele deve ser lavada com etanol 70% e, uma vez seca, a amostra é colhida esfregando esta superfície com gaze estéril. Para fungos patogênicos na pele, a amostra é colhida por raspado da área periférica da lesão, juntamente com a coleta de pêlos da área acometida. Em ambos os casos, as amostras são mantidas em sacos estéreis e armazenadas sem refrigeração em um local seco, fresco e escuro até o processamento em laboratório.

6.1.4. Amostras Fecais

Amostras fecais podem ser utilizadas para a investigação de parasitas gastrointestinais, hormônios e genética. Sempre que possível, as fezes devem ser obtidas diretamente do reto. As fezes devem ser armazenadas em soluções de formaldeído 5% (kits de amostras fecais humanas são mais efetivas) para análises subsequentes (1 parte de formaldeído para 4 partes de fezes).

6.1.4.1. Parasitas: Existem dois (2) métodos mais efetivos para avaliar parasitas em laboratório de campo: flotação e sedimentação. Nenhum destes métodos permite garantir a identificação ao nível de espécie, mas o endoparasita (ovo ou larva) coletado poderá ser identificado quanto à família. Se a identificação de espécies for necessária, será necessário consultar um veterinário especializado em parasitologia

para obter recomendações dos métodos de cultura de ovos e/ou larvas, sua coleta de amostras, processamento e armazenamento.

- a. **Método de Flotação:** 3-5 g de fezes são colocados em um pequeno frasco (10-15 ml) e misturados a uma solução de densidade específica superior à da água, que encorajará a flotação dos ovos, cistos e larvas de certos tipos de parasitas. Uma solução supersaturada de açúcar pode ser feita misturando açúcar comum e água. Essa solução não é ideal e pode causar a ruptura de alguns ovos, porém é efetiva a campo quando alternativas não são viáveis. O frasco deve ser preenchido com a mistura de fezes e solução de flotação até atingir o seu ápice e formar uma borda convexa, a ser coberta com uma lâmina de microscópio. Repousar por 10-15 minutos, após este tempo a lâmina deve ser removida, e presumivelmente os ovos flutuaram ao topo da solução e aderiram à lâmina, sendo identificados ao microscópio.
- b. **Método de Sedimentação:** Este método permite a sedimentação de ovos parasitários pesados, que tipicamente não são observados no método de flotação (ex. ovos de trematóides). 1 g de fezes é rigorosamente misturado a 5 ml de ácido acético. Repousar por 1 minuto e então transferir a um tubo de centrifuga. Adicionar um volume idêntico de éter a este tubo, misturar e centrifugar por 1 minuto a 1500 rpm. O sedimento conseqüente deverá conter os ovos parasitários. As fases superiores do frasco, com éter e ácido acético devem ser descartadas. O sedimento deve ser suspenso novamente em algumas gotas de água quente. A suspensão deverá ser aspirada com uma pipeta e algumas gotas são colocadas em uma lâmina de microscópio, sendo examinadas em microscópio ótico.

Nota: Quando endoparasitas adultos frescos são encontrados nas fezes, eles devem ser lavados em água fresca e fixados em álcool 70% (nematóides) ou solução AFA, Álcool-Formalina-Acetato (vermes achatados).

6.1.4.2. Hormônios: Para dosar metabólitos hormonais fecais, as amostras de fezes devem ser congeladas e enviadas a laboratórios especializados. As amostras fecais para este fim devem estar tão frescas quanto possível. A amostra extraída deve ser armazenada até que seja processada em um laboratório de endocrinologia, embora também seja possível fazer a extração em um laboratório de campo.

6.1.4.3. Genética: Veja detalhes sobre a coleta, processamento e armazenamento de amostras fecais para estudos genéticos no **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Métodos de Amostragem para Análises Genéticas**. Este manual foi desenvolvido pelo Comitê de Genética do TSG, e está disponível online no Website do TSG (www.tapirs.org) em Português, Inglês e Espanhol. Maiores informações podem ser encontradas na página virtual do Comitê de Genética:

<http://tapirs.org/committees/genetics/index.html>

6.1.5. Amostras de Tecidos

6.1.4.4. Genética: Veja detalhes sobre a coleta, processamento e armazenamento de amostras de tecidos para estudos genéticos no **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Métodos de Amostragem para Análises Genéticas**. Este manual foi desenvolvido pelo Comitê de Genética do TSG, e está disponível online no Website do TSG (www.tapirs.org) em Português, Inglês e Espanhol. Maiores informações podem ser encontradas na página virtual do Comitê de Genética:

<http://tapirs.org/committees/genetics/index.html>

6.1.6. Pêlos

6.1.4.5. Genética: Veja detalhes sobre a coleta, processamento e armazenamento de amostras de pêlos para estudos genéticos no **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Métodos de Amostragem para Análises Genéticas**. Este manual foi desenvolvido pelo Comitê de Genética do TSG, e está disponível online no Website do TSG (www.tapirs.org) em Português, Inglês e Espanhol. Maiores informações podem ser encontradas na página virtual do Comitê de Genética:

<http://tapirs.org/committees/genetics/index.html>

6.1.6.1. Análises Tricológicas: Os pêlos devem ser coletados preferivelmente no dorso do animal, cuidadosamente puxando pêlos finos e grossos com a mão. As amostras de pêlos devem ser transferidas a um envelope ou frasco, sendo mantidas protegidas de umidade e calor excessivo. Se coletadas e armazenadas propriamente, estas amostras permanecerão viáveis por anos.

6.1.7. Leite

Se forem capturadas fêmeas em lactação, é recomendável coletar leite para análises bromatológicas, de forma que sucedâneos mais apropriados possam ser desenvolvidos para neonatos abandonados em cativeiro. O leite deve ser coletado em frascos estéreis, protegidos de luz e congelados assim que possível, sendo enviados com urgência ao laboratório apropriado.

6.1.8. Urina

A colheita de urina por cistocentese ou sondagem uretral é incomum a campo. A colheita geralmente é feita quando o animal urina voluntariamente durante a contenção química. A urina deve ser colhida em um frasco estéril graduado com tampa de rosca, mantida sob refrigeração durante o transporte e congelada até envio ao laboratório para análise. Urinálise padrão e sedimentoscopia são recomendados. Testes de fita também podem ser usados para avaliação rápida a campo, para um diagnóstico rápido da possibilidade de alterações metabólicas ou urinárias. Uma fração da urina deve ser transferida a frascos do tipo Eppendorf ou criotubos para análises epidemiológicas. Para o diagnóstico de leptospirose, a

urina deve ser transferida a uma solução salina 0.85% na proporção 1:9, e 0.5 ml desta mistura deve ser transferida a um meio de cultura apropriado.

6.1.9. Ectoparasitas

Os carrapatos devem ser removidos com cuidado, por meio de rotação, evitando que o aparelho bucal seja seccionado, o que pode inviabilizar a identificação. Os parasitas podem ser armazenados vivos em frasco com aeração (tampa com furos) e um pedaço de vegetal para manutenção da umidade, até que sejam enviados ao laboratório. Em alguns casos quando for necessário preservar os carrapatos por um período mais longo, eles deverão ser colocados em Etanol 70%.

Para determinar se a interação parasitária entre os hospedeiros selvagens e domésticos implica em risco epidêmico, as fêmeas engurgitadas devem ser coletadas e enviadas a laboratório para que seja feita a cultura larval. Como método para determinar a carga parasitária de um indivíduo, pode-se realizar a contagem de todos os carrapatos maiores de 4,5 mm de diâmetro presentes na metade do corpo do animal, e o número resultante é multiplicado por 2.

Os ácaros causadores de sarnas devem ser coletados por raspados e pêlos da periferia da área de pele afetada, e estocados em tubos estéreis com glicerina. Pulgas podem ser coletadas diretamente do corpo do animal, e conservadas em Etanol 70%.

6.1.10. Citologia Vaginal

Citologia vaginal é uma ferramenta para acessar a saúde reprodutiva das fêmeas. Para a coleta deve-se higienizar a vulva e inserir um swab limpo na vagina (sem tocar a vulva), rotacionar o swab nas paredes da vagina e removê-lo, rolar o swab sobre uma lâmina de microscópio. A fixação da lâmina a campo é recomendada, com álcool ou sprays comerciais, e então deixar a lâmina repousar em temperatura ambiente, protegida de insetos. No laboratório, as colorações Panótico Rápido ou Giemsa podem ser usadas para análise ao microscópio.

6.1.11. Outras Amostras Citológicas

A citologia diagnóstica (citopatologia) é útil para o diagnóstico clínico e consiste na avaliação direta de células obtidas de punções e aspirações. Permite a identificação do tipo celular predominante em um dado processo inflamatório, bem como o estado das células do tecido acometido e em alguns casos a identificação direta do agente etiológico. De modo geral, são técnicas simples e praticáveis a campo.

TABELA 2. Coleta, Processamento e Armazenamento de Amostras Biológicas em Campo.

Amostra	Material	Método de coleta	Processamento	Armazenamento
Sangue não Coagulado	frasco com anticoagulante	punção venosa	homogeneizar e repousar	refrigeração
Sangue Coagulado	frasco sem anticoagulante	punção venosa	repousar	refrigeração
Extensões Sanguíneas	lâmina de microscópio	punção venosa	secar em temperatura ambiente	caixa de laminas, em temperatura ambiente
Pele / Tecidos	pinça, tesoura e frasco	orelha	etanol 90%	temperatura ambiente, protegido de luz
Fezes	frasco	reto	-	refrigeração
Urina	frasco	micção espontânea	-	refrigeração
Pêlos	frasco ou envelope	tração manual	-	temperatura ambiente
Leite	frasco estéril	ordenha manual	-	refrigeração
Amostras Microbiológicas	swab estéril	narinas, boca, orelhas, genitália, ânus	meio nutritivo/transporte	temperatura ambiente
Citologia Vaginal	swab	rotação do swab no canal vaginal	lâmina microscópica, fixação química	caixa de laminas, em temperatura ambiente
Ectoparasitas	frasco perfurado	tração/rotação manual	-	temperatura ambiente

6.2. Equipamentos Básicos para a Coleta e Armazenamento de Amostras Biológicas:

- Tubos de vidro ou plástico para coleta de sangue, tipo Vacunteiner[®], com anticoagulante, ácido etilenodiaminotetracético (EDTA), ou heparina, ou citrato de sódio de vários tamanhos: 5 a 10 ml;
- Tubos de vidro ou plástico para coleta de sangue, tipo Vacunteiner[®], sem anticoagulantes, com ou sem gel acelerador de coágulo, de vários tamanhos: 8 a 10 ml;
- Adaptador plástico para tubos de coleta tipo Vacunteiner[®];
- Agulhas para Vacunteiner[®] 21 G1(25x8mm), 20G1½ (40x9mm);
- Criotubo de 2 ml;
- Microtubo cônico em polipropileno tipo Eppendorf de 2 ml;
- Estantes para tubos;
- *Swab* com ponta de algodão estéril e tubo com meio de transporte;
- Coletor em polipropileno com tampa de rosca, graduado, volume 100ml, estéril e não estéril;
- Lâminas e laminulas para microscopia;
- *Scalp* de vários tamanhos: 19G a 22G;
- Lanceta e lâminas de bisturi;
- Seringas descartáveis de vários tamanhos: 1, 3, 5, 10 e 20ml;
- Agulhas descartáveis de vários tamanhos: 18G a 22G;
- Frascos de hemocultura;
- Luvas de procedimentos;
- Tesoura e pinça para biópsia de pele;
- Envelope para coleta de pêlos;
- Potes plásticos com furos na tampa para coleta de carrapatos.

6.3. Biossegurança e Equipamento de Proteção Individual

Durante a coleta e processamento de amostras biológicas, o uso de luvas descartáveis de látex, óculos e roupas de proteção é altamente recomendável. Mesmo após a coleta a campo, todas as amostras devem ser consideradas como um risco biológico até que uma avaliação imunológica completa tenha sido feita para investigar quais agentes infecciosos o animal pode ter carregado em seu sangue, fezes ou outras amostras.

7. Hematologia e Bioquímica Sérica

As análises sanguíneas são uma ferramenta valiosa para os pesquisadores de campo, pois oferecem informações acerca da fisiologia e estado de saúde dos animais. Estas análises permitem estabelecer os valores médios hematológicos e séricos, além de diagnosticar processos infecciosos, anêmicos e nutricionais, hemoparasitos e disfunções metabólicas. A hematologia básica pode ser feita em um laboratório de campo, com o auxílio de um veterinário experiente. Análises enzimáticas, níveis de glicemia, lipídeos, colesterol, vitaminas e minerais não são usualmente realizadas em campo. Amostras séricas podem ser colhidas, armazenadas e enviadas a um laboratório.

Para análise das amostras, podem ser usados laboratórios de medicina humana. Procure certificar-se de que a contagem das células sanguíneas é feita de forma manual, uma vez que aparelhos automáticos podem produzir erros de contagem, e qual a metodologia empregada para análise bioquímica.

A interpretação dos resultados de bioquímica sérica deve levar em consideração alterações metabólicas, 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 para condições patológicas. Deve-se considerar que o estresse relacionado à captura pode modificar profundamente alguns parâmetros hematológicos e bioquímicos.

É de extrema importância interpretar os resultados dos exames, cruzando com informações a respeito do ambiente no qual a anta está inserida, as prováveis interferências que o homem impõe ao animal, a sorologia das antas, e quando possível a sorologia de animais domésticos que dividem o habitat ou vivem em regiões adjacentes.

A poluição da água por dejetos dos humanos e dos animais domésticos, pesticidas das lavouras e resíduos de mineradoras podem ter efeito cumulativo no ambiente ou mesmo nos animais, afetando parâmetros bioquímicos e hematológicos de formas variadas.

Os resultados dos exames de hematologia e bioquímica sérica podem ser comparados com os parâmetros normais encontrados no **Physiological Data Reference Values for Tapir Species - International Species Information System (ISIS)** publicado e disponibilizado em 2006 no Website do TSG (www.tapirs.org).

TABELA 3. Viabilidade de Amostras de Sangue para Bioquímica Sérica sob Diferentes Temperaturas de Armazenamento (Santos 2006).

Exame	Parcela para Exame	Validade da Amostra
Ácido Úrico	soro ou plasma (EDTA, heparina) e urina	3 dias 2 a 8°C, 1 semana - 10°C e 6 meses - 20°C
Albumina	soro	3 dias 2 a 8°C, 1 semana -10°C
ALT	soro ou plasma (EDTA, heparina)	4 dias 2 a 8°C, 1 semana -10°C
Amilase	soro ou plasma (EDTA, heparina) e urina	24 horas 15 a 25°C e 2 meses 2-8°C
AST	soro ou plasma (EDTA,heparina)	4 dias 2 a 8°C, 1 semana -10°C
Bilirrubina Total	soro	protegida da luz 4 dias 2 a 8°C, 3 meses -10°C
Cálcio	soro ou plasma (heparina) e urina	1 semana 2 a 8°C e 2 meses -10°C
Cloretos	soro ou plasma (heparina) e urina	1 semana 2 a 8°C e vários meses -10°C
Colesterol	soro ou plasma (heparina)	1 semana 2 a 8°C e 3 meses -10°C
Colinesterase	soro ou plasma (EDTA ou heparina)	1 semana 2 a 8°C
Creatina Cinase	soro ou plasma (EDTA ou heparina)	24 horas 15 a 25°C e 1 semana 2-8°C
Creatinina	soro ou plasma (EDTA, heparina) e urina	1 semana 2-8°C
Fibrinogênio	plasma (citrato)	4 horas 2-8°C
Fosfatase Alcalina	soro ou plasma (heparina)	6 horas 2-8°C e vários meses -10°C
Fósforo	soro ou plasma (heparina)	2 dias 15 a 25°C e 1 semana 2-8°C
GGT	soro ou plasma (EDTA, heparina)	2 semanas 2-8°C e 6 meses -10°C
Glicose	soro	uso imediato
Lipase	soro ou plasma (heparina)	24 horas 15 a 25°C e 3 semanas 2-8°C
Lipídios Totais	soro ou plasma (EDTA)	10 dias 2-8°C
Magnésio	soro ou plasma (heparina) e urina	24 horas 15 a 25°C e 2 semanas 2-8°C
Mucoproteínas	soro	1 semana 2-8°C
Potássio	soro e urina	1 semana 2-8°C
Proteínas Totais	soro ou plasma	3 dias 2-8°C e 1 semana -10°C
Sódio	soro ou plasma	1 semana 2-8°C
Triglicerídeos	soro ou plasma (EDTA ou heparina)	3 dias 2-8°C e 1 mês -10°C
Uréia	soro ou plasma (EDTA ou heparina) e urina	12 horas 15 a 25°C e 1 semana 2-8°C e 3 meses -10°C

ALT = alanina aminotransferase
AST = aspartato aminotransferase
EDTA = ácido etilenodiaminotetracético
GGT = gama-glutamilttransferase

8. Screening Imunológico (Sorologia)

Dados sorológicos de animais em vida-livre e em cativeiro são amplamente utilizados e constituem uma ferramenta valiosa para pesquisadores de campo. Em populações em que existem interações freqüentes entre animais domésticos e selvagens, se faz necessária uma ampla investigação imunológica de ambos os grupos de forma a detectar anticorpos contra patógenos específicos. Nestes casos, a transmissão mútua de patógenos pode ocorrer e esta condição pode influenciar também as populações humanas. Estes estudos ajudam na identificação do papel desempenhado pelas espécies selvagens no ciclo de algumas doenças, e oferecem dados básicos importantes para a aplicação de medidas de controle no caso da emergência de epidemias.

Para avaliar quais as doenças mais importantes em cada região onde se executa um estudo, recomenda-se realizar um levantamento junto a entidades governamentais, secretarias de saúde, secretarias de agricultura, ou quaisquer outras organizações que centralizem as informações a respeito da ocorrência de doenças na região. 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 - World Organization for Animal Health - quanto para autoridades locais) deve ser considerada com cuidado pelo veterinário no comando, considerando as conseqüências econômicas e sociais desta decisão.

A interpretação dos resultados deve sempre levar em conta a sensibilidade e especificidade da metodologia empregada para o agente etiológico e para a espécie de anta estudada.

TABELA 4. Testes Sorológicos Sugeridos para Antas.

Agentes	Testes Sorológicos
Vírus	Estomatite Vesicular Indiana - Indian Vesicular Stomatitis Estomatite Vesicular New Jersey - New Jersey Vesicular Stomatitis Língua Azul - Bluetongue Rinotraqueíte Infecciosa Bovina - Infectious Bovine Rhinotracheitis Febre Aftosa - Foot and Mouth Disease Herpesvírus Eqüino - Equine Herpesvirus Influenza Eqüina - Equine Influenza Encefalite Eqüina Leste (EEE) - Eastern Equine Encephalitis (EEE) Encefalite Eqüina Oeste (WEE) - Western Equine Encephalitis (WEE) Encefalite Eqüina Venezuelana (VEE) - Venezuelan Equine Encephalitis (VEE) Raiva - Rabies Influenza Aviária - Avian Influenza Rinovírus Eqüino - Equine Rhinovirus Diarréia Viral Bovina (BVD) - Bovine Viral Diarrhea (BVD) Leucose Viral Bovina - Bovine Viral Leucosis Doença de Aujeszky - Aujeszky's Disease Parvovirose Suína - Swine Parvovirus Doença de Johnes - Johnes Disease Parainfluenza 3 - Parainfluenza 3 Anemia Infecciosa Eqüina - Equine Infectious Anemia Febre do Oeste do Nilo - West Nile Virus
Parasitas	<i>Trypanosoma</i> spp. <i>Leishmania</i> spp. <i>Babesia</i> spp. <i>Toxoplasma</i> spp. <i>Ehrlichia</i> spp. <i>Anaplasma</i> spp.
Bactérias	<i>Brucella</i> spp. <i>Salmonella</i> spp. <i>Mycobacterium bovis/tuberculosis/avium/paratuberculosis</i> <i>Chamydophyla</i> spp. <i>Leptospira</i> spp.

TABELA 5. Lista de Sorovares de *Leptospira interrogans*.

<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 / copenhageni</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>		

ESTUDOS ANTERIORES

- Mangini, P. R.; Gasino-Joineau, M. E.; Carvalho-Patrício, M. A.; Fortes, M. A. T; Gonçalves, M. L. L.; Martins, T. D. M.; Medici, E. P. & Cullen Jr., L. 2000.** Avaliação da ocorrência de títulos positivos para doenças infecto-contagiosas em uma população selvagem de *Tapirus terrestris*, na região do Pontal do Paranapanema, São Paulo. In: *Book of Abstracts of the XXII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil.
- Mangini, P. R. & Medici, E. P. 2001.** Sanitary Evaluation of Wild Populations of *Tapirus terrestris* at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: *Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.
- Hernández-Divers, S.; Bailey, J. A.; Aguilar, R.; Loria, D. L. & Foerster, C. R. 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(2): 176–187.

9. Reprodução

9.1. Breve Revisão da Fisiologia Reprodutiva

Machos e fêmeas de anta atingem a maturidade sexual aproximadamente aos dois (2) anos de idade. Na natureza, ocasionalmente os filhotes de um (1) ano de idade são avistados acompanhando suas mães.

Os machos adultos têm um escroto pequeno e pouco pendular, e os testículos estão localizados próximos ao períneo. Para urinar, eles precisam deslocar a extremidade do pênis para trás, projetando urina a grandes distâncias. Como no cavalo doméstico, a uretra das antas termina em uma pequena proeminência no lado inferior da glândula. A partir da morfologia do pênis em ereção, é possível deduzir que a ejaculação seja intra-uterina, como nos eqüinos.

As fêmeas têm um pequeno par de glândulas mamárias na região inguinal, e o útero apresenta dois (2) cornos, a placenta é epiteliocorial. O muco vaginal produz uma secreção lipídica que causa a aderência dos lábios vulvares, tornando o ambiente vaginal não apenas isolado do meio externo como também protegido quando o animal entra na água.

O estro em antas é de difícil determinação. Em geral, as fêmeas são poliéstricas anuais e o estro dura 1-4 dias, sendo repetido a cada 28-32 dias. Um estro fértil é possível depois de decorridos 9-27 dias do nascimento de um filhote. Deve-se, porém, considerar esses valores como aproximações, uma vez que podem ocorrer variações individuais e variações entre as diferentes espécies.

9.2. Hormônios no Ciclo Estral e Gestação

A avaliação hormonal é usada para monitorar o ciclo estral e a condição fisiológica de animais tanto em cativeiro quanto em vida-livre. Devido ao estresse causado pela imobilização física e química, amostras de sangue podem não ser confiáveis para estes estudos, e amostras fecais, urinárias e salivares serão uma melhor escolha. Estas amostras têm a vantagem de serem menos invasivas na colheita e de permitirem dosagem hormonal, sem influência do estresse de captura. A técnica mais amplamente empregada é o radio-imunoensaio para a detecção de metabólitos hormonais. Para a determinação de gestação em antas de cativeiro, as amostras devem ser colhidas ao menos semanalmente, com o objetivo de projetar as flutuações dos níveis séricos de progesterona.

Em cativeiro, os animais podem ser treinados para a coleta de saliva e urina. Amostras fecais são a melhor escolha para estudos em natureza, porém a coleta deve ser feita logo após a defecação. As amostras devem ser armazenadas em um frasco com etanol 90%, e o momento da coleta deve ser registrado. A amostra pode ser seca em estufa ou liofilizada em laboratório de campo.

Estudos com as concentrações séricas de progesterona em Antas Centro-Americanas feitas pela Dra. Janine Brown (1994) nos Estados Unidos indicam que a duração média do ciclo estral é de 25-38 dias, com uma fase lútea de $18,1 \pm 0,4$ dias (intervalo de 15-20 dias). O período interlúteo é relativamente longo, compreendendo aproximadamente 40% da duração do ciclo estral. As fêmeas retomam o ciclo estral após $16,2 \pm 2,0$ dias pós-parto, e podem emprenhar no primeiro estro pós-parto.

Estudos com Antas Brasileiras na Fundación Temaikén, Argentina, mostraram concentrações séricas de 17,2-35,1 ng/ml de estrógenos e 0,78-1,64 ng/ml de progesterona. As concentrações séricas de testosterona nos machos foram de 0,12-1,64 ng/ml (0,2 ng/ml registrado durante o período de cópulas de um macho).

A cópula pode ocorrer tanto em terra quanto na água. O período de gestação em Antas Brasileiras é de 395-399 dias, sendo ligeiramente mais curto em Antas Malaias e Antas Centro-Americanas. A gestação não é evidente à visão ou palpação, mesmo no estágio final. Suspeitas de gestação devem ser confirmadas por ultrassonografia ou análise de concentrações hormonais em soro, urina ou fezes. Pouco se sabe sobre a citologia vaginal de antas, mas as experiências atuais sugerem que pode ser possível diferenciar os estágios do ciclo estral ou diagnosticar a gestação através deste método.

Concentrações de progesterona superiores a 2,5 ng/ml são consideradas suspeitas para gestação, embora este diagnóstico deva ser confirmado realizando três (3) testes em 15 dias. Se os valores aumentam nos testes consecutivos, então a gestação pode ser seguramente diagnosticada e haverá 13 meses para monitorar a evolução do quadro.

Em fêmeas de Antas Brasileiras prenhes, as concentrações séricas de progesterona mostram aumentos e reduções durante toda a gestação, registrando valores mínimos de 2,67 ng/ml na fase inicial e valores máximos de 22,6 ng/ml na fase final. No mesmo período o estrógeno apresenta um comportamento uniforme, com valores entre 20-30 pg/ml. Em Antas Brasileiras tem sido mostrado que 7-10 dias antes do parto, ambos os hormônios atingem um nível máximo, e depois declinam drasticamente algumas horas após o parto. Um comportamento semelhante tem sido descrito em Antas Centro-Americanas, com níveis de estrógenos consideravelmente mais altos, de 85-131 pg/ml.

Em Antas Brasileiras o cortisol não parece desempenhar um papel importante no desencadeamento do parto, uma vez que suas concentrações séricas não mostram mudanças significativas ao final da gestação. Os valores registrados durante o período variam entre 2,52 ng/ml ao início da gestação até 3,19 ng/ml às 48 horas antes do parto. Um comportamento semelhante tem sido descrito em Antas Centro-Americanas, com níveis de cortisol registrados ao início da gestação de 6,9-10,2 ng/ml e, ao final da gestação, de 9,5-10,8 ng/ml.

O uso de ultrassonografia certamente seria de grande interesse nos estudos em natureza, oferecendo diagnóstico de gestação e informações sobre a viabilidade e desenvolvimento fetal. As medidas recomendadas para determinar o desenvolvimento fetal seriam os

diâmetros biparietal e torácico, e o comprimento total do feto. Estudos em Anta Brasileira com fetos de três (3) meses de idade revelaram um diâmetro biparietal de 2,35 cm e comprimento fetal de 15 cm. Aos seis (6) meses, diâmetro biparietal de 3,02 cm, comprimento dorsoventral torácico de 6,5 cm e comprimento fetal de 20 cm. Ao final da gestação, o feto tinha diâmetro biparietal de 11 cm, diâmetro torácico de 40 cm e comprimento fetal de 75 cm.

9.3. Tópicos Recomendados para Pesquisa

Muitos grupos estão atualmente tentando desenvolver pesquisas reprodutivas com os poucos dados de fisiologia basal. Dado que a reprodução em cativeiro inevitavelmente poderá contribuir aos esforços de conservação, o Comitê de Veterinária do TSG recomenda as pesquisas abaixo como prioritárias na área de reprodução. Os principais tópicos a serem estudados são:

1. Monitorar os hormônios reprodutivos através de métodos não-invasivos;
2. Eletro-ejaculação, processamento e armazenamento de sêmen, com estudos de viabilidade espermática;
3. Protocolos de inseminação artificial;
4. Coleta, preservação e análise de viabilidade de oócitos;
5. Monitorar viabilidade fetal por estudos ultrassonográficos quando possível (em antas em cativeiro poderia ser usado o condicionamento operante);
6. Requerimentos nutricionais de fêmeas gestantes durante os diferentes períodos da gestação;
7. Análises da composição nutricional do leite (inclusive colostro) nas quatro espécies de antas. Este conhecimento será muito útil.

LITERATURA RECOMENDADA

Brown J.L., Citino S.B., Shaw J., Miller C., 1994. Endocrine Profiles During the Estrous Cycle and Pregnancy in the Baird's Tapir (*Tapirus bairdi*). Zoo Biology 13:107-117.

Barongi R.A., 1993. Husbandry and conservation of tapirs. International Zoo Yearbook 32:7-15.

Hernández, M., Van Nieuwenhove C., Cristóbal R., Schoos S.S., Fernández F., 1996. "Observaciones sobre la secreción láctea de *Tapirus terrestris*". XIII Jornadas Científicas de la Sociedad de Biología de Tucumán. 10 al 12 de octubre de 1996. Libro de Resúmenes: 87. Tafi del Valle, Tucumán, Argentina.

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

Padilla, M. & Dowler, R.C. 1994. *Tapirus terrestris*. Mammalian Species, 481:1-8.

Quse, V.B.; Francisco E.; Gachen G.; Fernandez J.P., 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.

10. Necropsia

Necropsias a campo são fontes muito valiosas de informação e são oportunidades relativamente raras, não devendo ser desperdiçadas. Muitas vezes serão encontrados cadáveres em estado avançado de decomposição, e nestes casos a realização de uma necropsia, mesmo que limitada pode ser realizada. É difícil refrigerar ou congelar carcaças de antas adultas, de modo que a urgência é um aspecto importante na necropsia destas espécies.

É extremamente recomendável o uso de equipamentos de proteção durante a necropsia, como luvas de látex, máscara, óculos de proteção, avental e botas de borracha.

A necropsia pode ser vista como um procedimento de observação e descrição, e nem sempre interpretativo o que permite que seja feita por pessoas sem experiência avançada em patologia. Nestes casos, quem realiza o exame deve esforçar-se em descrever o máximo de informações sobre a aparência e textura dos tecidos, e sempre que houver dúvida sobre a existência ou não de uma alteração no tecido, detalhar ao máximo as descrições. Imagens fotográficas são importantes no registro de informações, pois permitem a reavaliação de dados e troca de informações entre patologistas.

O objetivo de uma necropsia é identificar os processos patológicos que se desenvolveram no animal, tanto os que levaram a sua morte como outros processos que possam ter ocorrido paralelamente. Por este motivo, devem-se registrar alterações e coletar amostras de todos os órgãos e sistemas do animal examinado. A coleta de conteúdo gástrico, parasitos, amostras genéticas etc. é útil para oferecer uma base comparativa com outros casos de causa de morte não estabelecida, além de fornecer dados básicos da biologia da espécie.

As anotações devem evitar termos subjetivos ou coloquiais (bastante líquido, muito escuro), e preferir descrições objetivas (medições em cm ou ml, escalas de tons). O uso de protocolos de necropsia pode ser útil no sentido de servir como um *checklist* para garantir que nenhuma avaliação ou coleta de amostras seja esquecida. No **APÊNDICE 3** apresenta-se um exemplo de Ficha de Anotações para Necropsias. Esperamos que o uso desta ficha permita uma padronização das informações coletadas por diferentes profissionais, permitindo a comparação das causas de morte em antas de diferentes localidades.

A necropsia classicamente deve avaliar 3 etapas:

1. Exame externo (pele, mucosas, orifícios naturais, estado geral);
2. Arranjo estrutural das vísceras (deslocamento, torções, compressões, líquidos em cavidades);
3. Aspecto individual dos órgãos.

Em todos os órgãos devem ser avaliadas e descritas as alterações externas (tamanho, forma, localização, superfície externa, coloração) e internas (organização estrutural, consistência, espessura, conteúdo, parasitos, superfície de corte, coloração interna, nodulações).

Ao longo da necropsia devem ser coletadas amostras para posteriores avaliações laboratoriais. Podem-se coletar amostras para os exames conforme a **TABELA 6**, apresentada a seguir:

LITERATURA RECOMENDADA

Almosny, N. R. P. & Santos, L. C. 2001. Laboratory Support in Wild Animal Medicine. In: Fowler, M. E. & Cubas, Z. S. (eds). *Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals*. Iowa: Iowa State University Press.

Matushima, E. R. 2006. Técnicas Necroscópicas. In: Cubas, Z. S.; Silva, J. C. R. & Catão-Dias J. L. *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca.

Munson, L. 2005. Necropsy Manual: Technical Information for Veterinarians. Wildlife Conservation Society. <http://www.wcs.org/home/science/wildlifehealthscience>

TABELA 6. Coleta, Processamento e Armazenamento de Amostras de Necropsias.

Análise	Objetivo	Amostra	Coleta e Processamento	Armazenamento
Histopatologia	Complementa a análise necroscópica, visa identificar os processos mórbidos e a <i>causa mortis</i> .	Todos os órgãos e vísceras do corpo, alterados ou não.	Fragmentos de até 1cm ³ , contendo sempre uma porção de tecido saudável. Usar um frasco limpo, com formol diluído em 10%, em volume 8-10 vezes maior que os fragmentos. tecido alterado e uma de tecido normal	Conservar o frasco bem fechado, em local protegido de luz e em temperatura ambiente. Encaminhar ao laboratório num prazo de meses ou anos.
Microbiologia	Identificar agentes bacterianos ou virais envolvidos em processos infecciosos.	Coletam-se amostras dos tecidos/fluidos suspeitos de infecção bacteriana, logo após a morte.	Punção (1-3 mL) para fluidos, ou <i>swab</i> para tecidos e abscessos. A assepsia do procedimento e esterilidade dos equipamentos é essencial.	Conservar em frasco estéril, dentro da seringa de coleta, em meio nutritivo (ex. meio de <i>Stuart</i>), em refrigeração. Encaminhar com máxima urgência ao laboratório.
Toxicologia	Identificar se houve exposição a uma toxina (contaminação ambiental, envenenamento).	Todas as vísceras, conteúdo gástrico, pêlos, tecido adiposo e sangue cardíaco.	Fragmentos grandes (~100 g) de tecidos, homogeneizar conteúdo gástrico (coletar ~100 g), punção cardíaca de sangue (~50 ml) e pêlos (envelope). Cérebro, pulmão, fígado, rim, medula óssea.	Conservar em frasco limpo e seco, sob refrigeração ou congelação. Encaminhar com ao laboratório em alguns dias. Estocar em recipiente plástico ou metálico.
Ectoparasitos	Identificar os parasitas presentes no tegumento.	Quaisquer parasitas encontrados no tegumento.	Transferir os parasitas a um frasco (para períodos maiores, adicionar entradas de ar e algodão embebido em água) ou ao álcool 70%.	Conservar em frasco fechado, em temperatura ambiente. Encaminhar ao laboratório em alguns dias.
Endoparasitos	Identificar os parasitas presentes no trato gastrointestinal ou outras vísceras.	Quaisquer parasitas encontrados em vísceras.	Lavar os parasitas em água corrente e transferi-los ao álcool 70% (nematóides) ou solução AFA (cestóides, trematóides).	Conservar em frasco fechado, em temperatura ambiente. Encaminhar ao laboratório em algumas semanas.
Conteúdo Gástrico	Identificar os hábitos alimentares do espécime.	Conteúdo gástrico	Transferir todo o conteúdo para um balde, homogeneizar e extrair amostras ou utilizar o volume total.	Conservar em temperatura ambiente ou refrigeração. Fazer filtração, decantação ou secagem em estufa ou sol para posterior triagem.
Coleta de Gônadas	Armazenar gametas para técnicas de reprodução assistida ou bancos de germoplasma.	Testículos ou ovários, apenas de cadáveres muito recentes (<6-18 h)	Gônadas íntegras, sem dissecá-las de suas membranas serosas.	Refrigerar ou congelar com máxima urgência, dependendo da técnica a ser aplicada. Encaminhar ao laboratório com máxima urgência.
Análises Genéticas	Verifique o IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Métodos de Amostragem para Análises Genéticas.			
Taxidermia	Consulte os museus, taxidermistas locais ou a literatura adequada para obter recomendações específicas quanto ao aproveitamento e preparação de peças taxidérmicas. Buscar informações sobre legislação regional para transporte e CITES.			
Outras Análises	As amostras descritas no capítulo "Coleta, processamento e armazenamento de amostras biológicas" deste manual (morfometria, pêlos, fezes, urina e outros) podem ser coletadas segundo as mesmas recomendações.			

11. Intervenções em Saúde Individual e Coletiva

A intervenção na saúde populacional de animais de vida livre é um tópico muito controverso. Qualquer intervenção terapêutica ou profilática deve ser considerada sob a luz do equilíbrio ecológico, da conservação da espécie e dos processos evolutivos em andamento. Em última análise, não há uma regra única para determinar ao veterinário se este deve ou não intervir na saúde de um animal de vida livre. Porém, quando é tomada a decisão de intervir o veterinário deve se assegurar de que sua ação não implicará em riscos à sobrevivência do resto da população ou à estabilidade do ecossistema (ex. uso de vacinas, seleção de bactérias resistentes etc.).

É consensual o tratamento de lesões causadas pela captura ou manejo de um animal, quando o animal se fere na armadilha ou pelos cães de captura, lesões crônicas por rádio-collares etc. O tratamento de lesões não relacionadas à captura, porém, é muito mais controverso. Argumenta-se que o tratamento destas lesões implica na interferência sobre os processos naturais de mortalidade e evolução, enquanto que um dos pilares da filosofia da conservação é a garantia de que os processos evolutivos continuem em seu balanço natural. Por outro lado, porém, há quem contra-argumente que a maioria destes traumas é consequência indireta do estresse populacional devido à interferência humana, e que o tratamento destas lesões seria justamente para minimizar esta interferência. Outro argumento é de que em populações reduzidas, em que a morte de um único indivíduo pode ter consequências importantes para a dinâmica populacional, o caráter emergencial justifica a assistência veterinária aos poucos indivíduos restantes.

Os protocolos de vacinação, se necessários, devem ser aplicados com cautela e usar apenas vacinas inativadas ou vacinas previamente validadas para antas. Algumas doenças em que protocolos vacinais podem ser úteis incluem Tétano, Rinotraqueíte Infecciosa Bovina e Encefalomielite Equina.

A remoção de indivíduos de alto valor genético pode também ser considerada durante situações de alto risco epidêmico. Estes indivíduos devem ser transferidos para cativeiro ou para áreas naturais de baixo risco, segundo as recomendações do **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Experimental Protocols for Tapir Re-Introduction and Translocation**.

APÊNDICE 1 - Informações Gerais sobre Agentes Comumente Usados para a Contenção Química de Antas

Fármacos Alfa-2 Adrenérgicos (Alfa-2 Agonistas): Dexmedetomidina, Medetomidina, Romifidina, Detomidina, e Xilazina

Reversores: Atipamezol, Yoimbina, Tolazoline

Estes fármacos produzem depressão do Sistema Nervoso Central (SNC) sendo classificados como sedativos e analgésicos, com propriedades relaxantes musculares. No uso dessa classe de fármacos em antas as principais características que devem ser consideradas é que possuem capacidade de deprimir o centro da termorregulação, apesar de estimular o centro da emese, esse efeito não foi observado em antas. No sistema cardiovascular produz inicialmente aumento da pressão sanguínea, a qual é seguida por diminuição prolongada. Produzindo também bradicardia, arritmia e diminuição do débito cardíaco. Apesar de não estarem disponíveis dados de pressão arterial de antas, são freqüentes episódios onde a colheita de sangue venoso é impossibilitada por colapso dos vasos acessados, o que pode ser parcialmente resolvido pela aplicação de dose suplementar de atropina. Episódios de apnéia foram observados durante procedimentos onde foi empregado associações de Alfa-2 Agonistas. Episódios de exposição peniana foram observados mediante o uso de Alfa-2 Agonistas. O uso isolado de fármacos de característica Alfa-2 Agonista, tem se demonstrado eficiente em uma série de procedimentos de contenção química, sendo os resultados obtidos com romifidina promissores, devido ao volume reduzido, baixo custo e parâmetros estáveis obtidos durante os procedimentos. Em linhas gerais, os fármacos Alfa-2 Agonistas podem ser considerados fundamentais para obtenção de protocolos simples e bons resultados anestésicos nas antas. Estes têm sido associados a anestésicos dissociativos, como opção para obtenção de planos anestésicos mais profundos, tanto em campo como em cativeiro, com bons resultados. Fármacos Alfa-2 Agonistas têm sido também associados a derivados opióides, produzindo contenção química e sedação profunda eficiente para manipulação, exame físico e coleta de amostras biológicas em animais de vida livre.

Fármacos Opióides: Tartrato de Butorfanol, Carfentanil, Etorfina

Reversor: Naloxone

Os derivados opióides têm sido usados classicamente na contenção e anestesia de antas tanto em vida livre quanto em cativeiro. Aplicados isoladamente ou em associação a Alfa-2 Agonistas e Cetamina, produzem padrão respiratório estável e boa analgesia em antas. A recuperação da consciência e capacidade de estação, após o período de contenção, é tranqüila e rápida, podendo ser produzida por meio de reversores específicos, ou por término do efeito dos fármacos.

Fármacos Dissociativos: Derivados da Ciclohexilamina

Sem Reversor Específico

Os derivados da ciclohexilamina podem produzir amnésia e estados de catalepsia, o que pode ser responsável por períodos de recuperação anestésica marcados por movimentos deambulação, queda e pedalagem (sobretudo com o uso de Tiletamina-Zolazepam) a indução anestésica também é marcada por deambulação e queda e algumas vezes movimentos de pedalagem. Em antas à associação de Tiletamina, com derivados Alfa-2 Agonistas pode produzir períodos de contenção química com momentos de superficialização e depressão respiratória e do estado de consciência. Algumas vezes períodos de apnéia que precisam ser revertidos por massagem respiratória. Devido às oscilações no estado de consciência e o despertar dos pacientes ainda sem completa recuperação da coordenação motora, quando não se emprega reversores Alfa-2 Agonistas, o período de recuperação anestésica do paciente é conturbado.

Atropina

Em baixas dosagens, inibe a salivação e as secreções bronquiais. As dosagens sistêmicas moderadas produzem aumento o batimento cardíaco. As dosagens altas podem diminuir a motilidade gastrointestinal e urinaria. Devido à frequência com que se observam efeitos indesejáveis como colabamento dos vasos sanguíneos e hipersalivação em protocolos que utilizam fármacos Alfa-2 Agonistas, recomenda-se sempre associar ao protocolo Cloridrato de Atropina (0,02 a 0,04 mg/kg), com o intuito de reduzir as secreções glandulares, além de prevenir a ocorrência de episódios de hipotensão, mesmo nos protocolos que empregam ciclohexaminas.

Fármacos de Emergência

Recomenda-se predeterminar dosagens de fármacos utilizados em emergências cardio-respiratórias a serem empregados se necessário. O emprego de Doxapram pode ser utilizado como medida profilática em protocolos que empregam associações de Tiletamina-Zolazepam ou opióides a Alfa-2 Agonistas, devido ao risco de depressão respiratória dessas associações.

APÊNDICE 2 - Doenças Seleccionadas

Doenças Bacterianas

1. ***Salmonella* sp.** A Salmonelose tem sido reportada em antas em cativeiro. *Salmonella typhimurium* foi associada a septicemias fatais em Antas Brasileiras, e *S. poona* foi isolada de um neonato de Anta Centro-Americana com distúrbios gastrintestinais agudos. A ocorrência de Salmonelose em zoológicos coincide com a estação chuvosa. O diagnóstico de *Salmonella* pode ser feito por culturas bacterianas de rotina em um meio entérico como Selenito ou Ágar Hectone Enteric (Ramsay & Zainuddin 1993).
2. ***Mycobacterium* sp.** Micobactérias afetam esporadicamente antas de cativeiro (Janssen *et al.* 1996). É desconhecido se estes agentes são endêmicos em populações de natureza, qual a sua prevalência ou se podem influenciar significativamente as populações de vida livre. Com o desenvolvimento de métodos novos e menos invasivos para *Mycobacterium* (testes biomoleculares, ELISA, BTB etc.) o Comitê de Veterinária do IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) encoraja os pesquisadores trabalhando com antas a testarem os animais manuseados durante projetos de campo para *Mycobacterium* sp.. Como tem sido o caso para outros mamíferos selvagens que têm contato com animais domésticos, pode haver uma pressão pública para determinar qual o papel, se houver algum, que as antas desempenham na epidemiologia da tuberculose dos animais domésticos.
3. ***Bacillus anthracis*.** Embora não haja relatos oficiais de antrax em antas, um relato extraoficial em Antas Andinas na Colômbia foi feito por Hernández-Camacho (Craig Downer, comunicação pessoal). Em geral, os perissodátilos apresentam morte súbita após uma severa diarreia, descarga mucosa espumosa na boca e narinas, e eventualmente prolapso retal (Ramsay & Zainuddin 1993). Esta doença e seu impacto em populações de vida livre de antas devem ser investigados em regiões endêmicas.
4. ***Leptospira* spp.** Existem relatos de títulos de anticorpos séricos contra *Leptospira* em antas, na ausência de sintomas clínicos (Hernández-Divers *et al.* 2002; Mangini, 2000). O relacionamento entre as antas e estas bactérias e seus sorovares específicos, juntamente com o papel das antas como reservatórios, devem ser estudados. Há recomendações para outras doenças bacterianas como clostridioses e brucelose, que ainda não foram demonstradas em antas, porém pesquisas devem ser feitas no sentido de definir o estado destes patógenos potenciais nas antas.
5. **Lesões Mandibulares.** As antas são particularmente propensas a desenvolver abscessos mandibulares tanto em cativeiro quanto em vida livre. Embora estas condições sejam consideradas similares àquelas vistas no gado doméstico, sua patogenia é desconhecida nas antas. Os microorganismos isolados destas lesões são *Corynebacterium pyogenes*, *Streptococcus* β -hemolítica, *Actinomyces*, *Necrobacillus*, *Escherichia coli* e *Mycobacterium*. Nenhum vírus tem sido associado a esta doença, mas são necessários maiores estudos. As lesões podem envolver o osso levando a osteomielite e freqüentemente leva à morte devido ao envolvimento sistêmico. Esta doença deve ser reportada em animais de natureza e amostras devem ser colhidas para identificar os patógenos envolvidos.

Doenças Virais

1. **Herpesvirus.** Há um relato de mortalidade em Anta Asiática como resultado de infecção por herpesvirus (Janssen *et al.* 1996), porém o tipo de herpesvirus não foi determinado. Pouco se sabe sobre a epidemiologia desta doença, mesmo em populações de cativeiro. Recentemente um novo herpesvirus Gama-2 foi parcialmente seqüenciado numa Anta Brasileira de cativeiro, mas nada se sabe sobre seu potencial patogênico. Como um vírus DNA latente, os herpesvirus provavelmente são comuns e amplamente distribuídos na população, mas o estresse e/ou imunossupressão (ex. os efeitos da fragmentação populacional, condições inadequadas no cativeiro etc.) podem reativar o vírus, levando a sintomas clínicos (por vezes letais) (Benoit de Thoisy, comunicação pessoal, Guiana Francesa). O Comitê de Veterinária do TSG encoraja os veterinários a consultarem virologistas especializados para instruções de apropriada colheita de amostras, sua análise e interpretação.
2. **Encefalomyelites (incluindo Vírus da Febre do Oeste do Nilo; - Encefalite Equina do Leste; do Oeste e Venezuelana; EEE; WEE e VEE).** Não há relatos científicos que confirmem que as antas são suscetíveis às encefalites. Mesmo assim, porém, muitos zoológicos vacinam seus animais para estas doenças, e avaliações de saúde demonstraram títulos sorológicos para VEE em pequenas populações de Anta Centro-Americana em vida-livre no Parque Nacional de Corcovado na Costa Rica, América Central (Hernández-Divers *et al.* 2002). Além disso, um estudo de longo prazo com Antas Brasileiras no Parque Estadual Morro do Diabo em São Paulo, Brasil, encontrou títulos positivos para ambos EEE e WEE. É recomendado que os títulos pré e pós-vacinação sejam comparados para determinar a eficácia destas vacinas. Além disso, qualquer evidência de encefalite viral deve ser reportada. Há relatos informais de rinocerontes acometidos por *Vírus da Febre do Oeste do Nilo*. Portanto, algumas populações de cativeiro de antas passaram a ser vacinadas para este vírus (Ft. Dodge). É importante obter títulos pré e pós-vacinação contra Febre do Nilo para determinar a eficácia desta vacinação. Qualquer morte de anta por esse agente deve ser reportada.
3. **Febre Aftosa.** Uma epidemia de Aftosa no Zoológico de Paris, França, que pode ter afetado Antas Brasileiras e Malaias foi descrita por Urbain *et al.* (1938). Os achados clínicos limitaram-se a apenas lesões interdigitais. Durante o Mountain Tapir Population and Habitat Viability Assessment (PHVA) Workshop, na Colômbia em Outubro 2004, a bióloga peruana Jessica Amanzo relatou dois surtos de Aftosa no Norte do Peru, com uma alta mortalidade de antas. O primeiro surto ocorreu a 50 anos atrás, e o segundo a 25 anos atrás. Embora estas informações não tenham sido confirmadas, os pesquisadores de antas devem estar alertas, e investigações sorológicas específicas devem ser feitas, especialmente em Antas Andinas.

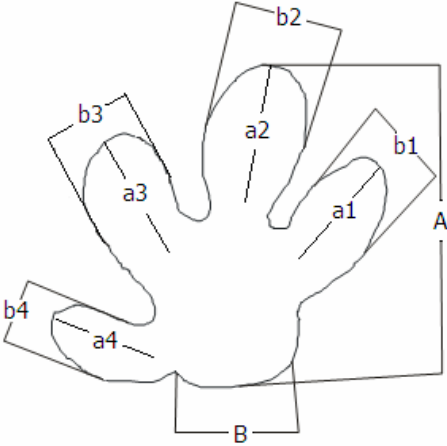
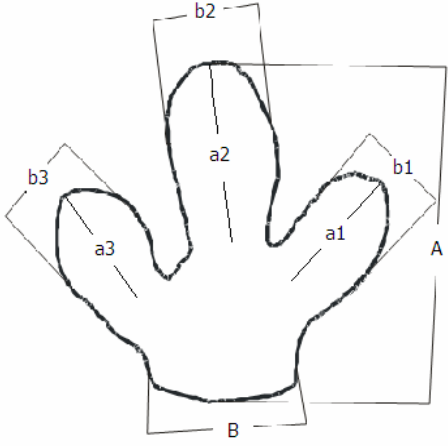
Doenças Não-Infeciosas

1. **“Dermatite Vesicular”**. Há pesquisas em andamento sobre a ocorrência desta condição denominada “dermatite vesicular” em antas em cativeiro. A síndrome da “dermatite vesicular” foi descrita pela primeira vez por Finnegan *et al.* (1993). Embora a síndrome continue a afetar antas de cativeiro, sua etiologia ainda não foi confirmada. Idealmente biópsias de regiões cutâneas afetadas deveriam ser coletadas e preservadas em formalina 10% tamponada. Uma avaliação histopatológica destas amostras é necessária para diagnosticar a síndrome.
2. **Acúmulo de Ferro (antas de cativeiro)**. Há alguma evidência de que os níveis de ferro das antas de cativeiro são consideravelmente mais altos do que em seus equivalentes de vida-livre (Dr. Don Paglia, comunicação pessoal). Pode tratar-se potencialmente da mesma situação que tem ocorrido com rinocerontes negros. Para elucidar se esta condição é patológica em antas de cativeiro, faz-se necessária a avaliação histopatológica do fígado.

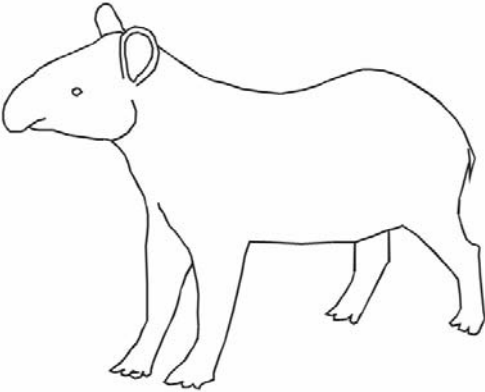
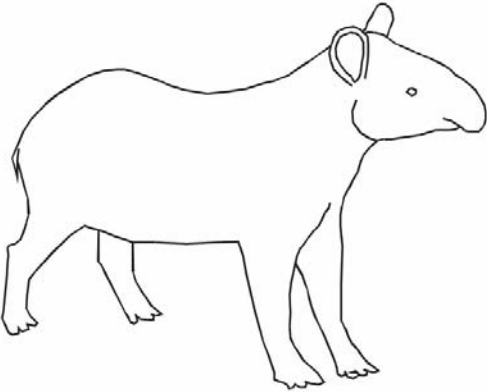
Doenças Parasitárias e Riquetsias

1. **Ectoparasitos**. A identificação de ectoparasitos como carrapatos e moscas em antas de vida-livre deve permitir o estabelecimento das interações entre antas e animais domésticos. Se estas interações ocorrem, então pode existir um risco de transmissão mútua de doenças e surtos súbitos de doenças incomuns em antas e animais domésticos podem ocorrer. Também é possível identificar quais gêneros parasitários infestam naturalmente as antas. Além disso, sua análise pode ajudar no estabelecimento do papel das antas como reservatórios potenciais para certas doenças.
2. **Endoparasitos**. Assim como os ectoparasitos, os endoparasitos podem ser estudados para identificar quais aqueles que naturalmente infestam antas, diferenciando entre aqueles que podem ser adquiridos dos animais domésticos. Da mesma forma, há parasitos potencialmente altamente patogênicos, em cujo ciclo as antas podem desempenhar um papel importante. Este é o caso de *Toxoplasma* sp., cuja alta prevalência tem sido reportada em ungulados de vida-livre na Guiana Francesa. Como a prevalência tem sido significativamente ligada a animais de hábitos terrestres (de Thoisy *et al.* 2003), as antas podem ser infectadas.
3. **Hemoparasitos e Doenças por Riquetsias**. Antas de vida-livre são parasitadas por diversas espécies de carrapatos que são conhecidamente vetores de uma variedade de doenças por riquetsias e hemoparasitos. Ainda não há relatos de antas com doença clínica por riquetsias; porém, dado que a importação de antas da América Latina pode ser necessária melhorar o estoque genético da população de cativeiro América do Norte, seria imperativo estudar estas doenças para evitar introduções acidentais, bem como prever e prevenir a potencial morbidade/mortalidade destas doenças durante períodos de estresse devido ao transporte.

APÊNDICE 3 - Fichas de Campo

	
TORÁCICA (POSTERIOR) ESQUERDA	PÉLVICA (POSTERIOR) DIREITA
Torácica Esquerda a1: _____ a2: _____ a3: _____ a4: _____ A: _____ b1: _____ b2: _____ b3: _____ b4: _____ B: _____	
Torácica Direita a1: _____ a2: _____ a3: _____ a4: _____ A: _____ b1: _____ b2: _____ b3: _____ b4: _____ B: _____	
Pélvica Esquerda a1: _____ a2: _____ a3: _____ a4: _____ A: _____ b1: _____ b2: _____ b3: _____ b4: _____ B: _____	
Pélvica Direita a1: _____ a2: _____ a3: _____ a4: _____ A: _____ b1: _____ b2: _____ b3: _____ b4: _____ B: _____	

OBS: Os dígitos são contados da face interna à face externa das patas.

SINAIS PARTICULARES (manchas de pigmentação, cicatrizes etc.)	
 <p data-bbox="412 1409 602 1434" style="text-align: center;">LADO ESQUERDO</p>	 <p data-bbox="1062 1409 1219 1434" style="text-align: center;">LADO DIREITO</p>
Descrição dos sinais: _____ _____ _____ _____	

OBS: Indique e numere nos desenhos as cicatrizes e manchas que permitem a identificação do indivíduo.



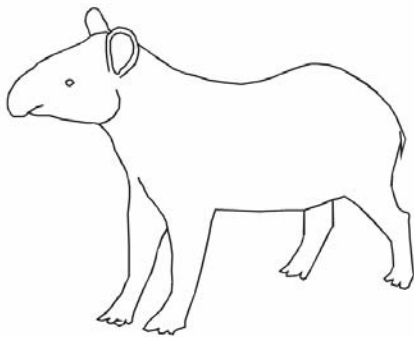
www.tapirs.org
IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)

NECROPSIA

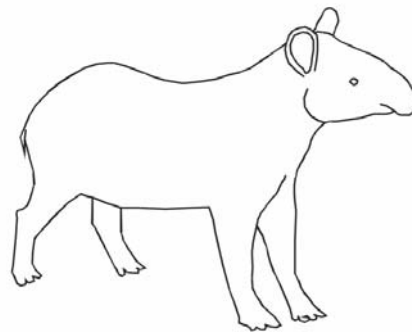
Responsável: _____ Instituição: _____
Endereço: _____
Localização (região, cidade, província, país): _____

Espécie: _____ Identificação: _____
Sexo: () Masculino () Feminino Idade: _____ Massa: _____ () ESTIMADO
() REAL
Data de morte (estimada): ___/___/____ Data de necropsia: ___/___/____
Local: _____ Coordenadas GPS: _____

Histórico conhecido do animal / Contexto da morte:



LADO ESQUERDO



LADO DIREITO

Exame externo (pele, cicatrizes, ectoparasitos, orifícios naturais, estado nutricional):

Cavidades corpóreas (peritônio, pleura, pericárdio, disposição de vísceras, efusões):

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

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

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

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

APÊNDICE 4 - Websites Úteis

Equipamentos (Captura, imobilização, coleta de dados etc.)

Pneu-Dart - www.pneudart.com

Telinject - www.telinject.com

Dan-Inject - www.dan-inject.com

Capchur - www.palmercap-chur.com

Telonics - www.telonics.com

Televilt - www.televilt.se

Telemetry Solutions - www.telemetrysolutions.com