



**SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL NO ESTADO DA
PARAÍBA**
SERVIÇO DE APOIO ADMINISTRATIVO

EXTRATO DE TERMO DE COOPERAÇÃO TÉCNICA Nº 1/2015

Processo n.º 21032.002053/2014 - 71. Espécie: Termo de Cooperação Técnica, firmado entre a União, por intermédio da Superintendência Federal de Agricultura, Pecuária e Abastecimento no Estado da Paraíba, CNPJ sob n.º 00.396.895/0020-98, com sede à BR 230, Km 14, bairro Morada Nova e o Banco do Brasil S/A, agência Setor Público João Pessoa-PB, prefixo 1616-7, CNPJ sob n.º 00.000.000/4299-45, estabelecida na Av. Júlia Freire, 1200, 4.º andar, Expedicionários, João Pessoa-PB. Objeto: Regularizar a abertura de Depósito em Garantia - bloqueado para movimentação, para abrigar recursos provisionados da planilha de custos dos contratos firmados pela SFA-PB e viabilizar o acesso da Administração Pública aos saldos e extratos dos "Eventos". Vigência: Por prazo indeterminado a partir da data de sua assinatura. Data da assinatura: 23/04/2015. Assinam: pela SFA-PB - Lúcio Aurélio Braga Matos, Superintendente, CPF: 096.807.301-82 e, pelo BB - Gleisa Valéria Campos Perdigão - Gerente Geral em Exercício, CPF: 503.909.964-91.

**SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL NO ESTADO DO
RIO GRANDE DO SUL**

EXTRATO DE TERMO ADITIVO

- a) ESPÉCIE: 2.º Termo Aditivo do Acordo de Cooperação Técnica SFA/RS n.º 071/2014, que entre si celebraram a União Federal, através da Superintendência Federal de Agricultura no Rio Grande do Sul, CNPJ: 00.396.895/0031-40 e a Prefeitura Municipal de Pontão/RS, CNPJ: 92.451.152/0001-29, assinado em 31 de março de 2014.
- b) OBJETIVO: Prorrogar o prazo de vigência para o dia 31/03/2016.
- c) ASSINATURAS: Francisco Natal Signor - Superintendência Federal de Agricultura no RS - CI de n.º 9031489843 SSP/RS, CPF de n.º 508.094.828-00; Nelson José Grasselli - Prefeito Municipal, CI de n.º 5018419837, e CPF de n.º 424.367.530-91.

**SUPERINTENDÊNCIA FEDERAL NO ESTADO DE
SÃO PAULO**

EDITAIS DE NOTIFICAÇÃO

O SUPERINTENDENTE FEDERAL DE AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO NO ESTADO DE SÃO PAULO, no uso das atribuições legais que lhe foram conferidas pela Portaria n.º 428, de 09 de junho de 2010, publicada no DOU de 14 de junho de 2010, e em conformidade com o disposto no Parágrafo 2.º do Artigo 103 do Anexo do Decreto n.º 6296, de 11 de dezembro de 2007, e com o disposto no com o Art. 112 do Anexo do Decreto n.º 5053, de 22/04/2004, após esgotadas as tentativas de ciência por meio de notificação via remessa postal com Aviso de Recebimento, NOTIFICA OS SEGUINTE ESTABELECIMENTOS:

IODOQUÍMICA COMERCIAL LTDA. CNPJ 43.062.421/0001-50, que se encontra em lugar incerto e não sabido, que o mesmo foi autuado em 23/04/2015, através do Auto de Infracção n.º 010/15/SEFIP/SFA-SP (processo 21052.005069/2015-89).

AGROMUNDIAL COM. IMP. DE PRODUTOS AGROPECUÁRIOS LTDA. CNPJ 06.537.399/0001-20, que se encontra em lugar incerto e não sabido, que o mesmo foi autuado no Estado do Mato Grosso em 28/11/2011, através do Auto de Infracção n.º 02/1726/MT/2011 (processo 21024.000305/2011-84); e em 27/05/2013, através do Auto de Infracção n.º 01/1726/MT/2013 (processo 21024.000832/2013-51).

AGRONOR COM. PROD. AGROPECUÁRIOS LTDA (FIRLON ALMEIDA). CNPJ 02.129.352/0001-77, que se encontra em lugar incerto e não sabido, que o mesmo foi autuado no Estado do Mato Grosso em 04/10/2010, através dos Autos de Infracção n.º 11/1741/MT/2010, 14/1741/MT/2010 e 15/1741/MT/2010 (processo 21024.002913/2010-42) e apensos.

MANOEL JOAQUIM DA COSTA MEDICAMENTOS, CNPJ 09.272.669/0001-07, que se encontra em lugar incerto e não sabido, que o mesmo foi autuado no Estado do Mato Grosso em 08/11/2010, através do Auto de Infracção n.º 03/1684/MT/2010 (processo 21024.003323/2010-37).

Esclarecemos que Vossas Senhorias têm o prazo máximo de 15 dias, para encaminhar a defesa por escrito a Superintendência Federal de Agricultura em São Paulo, situada à Rua Treze de Maio, 1558 - 5.º andar (Alimentação Animal) - Bela Vista, São Paulo/SP, CEP: 01327-002.

A defesa deve ser entregue em documentação original, e a pessoa física que assinar os documentos, ainda que seja o seu advogado, responsável técnico, gerente, contador ou outro representante, deve reconhecer firma e estar investida de poderes para representá-la, devidamente acompanhada dos documentos comprobatórios, tais como procuração e contrato social (cópia autenticada), dentre outras formalidades legais. Não havendo tal cumprimento, lavrar-se-á o termo de revelia. O prazo é contado a partir do 5.º (quinto) dia da data da publicação do edital.

Após o encaminhamento da defesa ou requerimento de análise pericial, ou vencido o prazo para tal, os autos serão julgados pela Autoridade Federal competente da SFA/SP e sua empresa será informada das decisões tomadas.

O SUPERINTENDENTE FEDERAL DE AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO NO ESTADO DE SÃO PAULO, no uso das atribuições legais que lhe foram conferidas pela Portaria n.º 428, de 09 de junho de 2010, publicada no DOU de 14 de junho de 2010, e em conformidade com o disposto no Art. 112 do Anexo do Decreto n.º 5053, de 22/04/2004, após esgotadas as tentativas de ciência por meio de notificação via remessa postal com Aviso de Recebimento, NOTIFICA OS SEGUINTE ESTABELECIMENTOS:

MAKAU IMPORTADORA LTDA. CNPJ 04.521.240/0001-92, que se encontra em lugar incerto e não sabido, a comparecer na Superintendência Federal de Agricultura, Pecuária e Abastecimento no Estado de São Paulo a fim de tomar ciência do Termo de Julgamento de n.º 20026/00594, de 20/03/2015; Notificação de Julgamento 1.ª Instância n.º SP-20026/00594-5, de 27/03/2015 e a Guia de Recolhimento de Multa n.º 1285092-20026-00594, referente ao Auto de Infracção n.º 05/1726/MT/2012, de 25/07/2012 (Processo n.º 21024.001400/2012-86).

CRISTIAN JOSÉ SHIDOSHI-ME, CNPJ 07.719.366/0001-19, que se encontra em lugar incerto e não sabido, a comparecer na Superintendência Federal de Agricultura, Pecuária e Abastecimento no Estado de São Paulo a fim de tomar ciência do Termo de Julgamento de n.º 20026/00338, de 06/07/2012; Notificação de Julgamento 1.ª Instância n.º SP-20026/00338, de 17/07/2012 e a Guia de Recolhimento de Multa n.º 1285092-20026-00338, referente aos Autos de Infracção n.º 08, 09 e 10/1683/MT/2010, de 16/03/2010 (Processo n.º 21024.000847/2010-76 e apensos).

EQUIPE INDÚSTRIA E COMÉRCIO DE PRODUTOS AGROPECUÁRIOS LTDA. CNPJ 57.169.534/0001-63, que se encontra em lugar incerto e não sabido, a comparecer na Superintendência Federal de Agricultura, Pecuária e Abastecimento no Estado de São Paulo a fim de tomar ciência do Termo de Julgamento de n.º 20026/00408, de 08/10/2013; Notificação de Julgamento 1.ª Instância n.º SP-20026/00408, de 06/11/2013 e Guia de Recolhimento de Multa n.º 1285092-20026-00408, referente ao Auto de Infracção n.º 076-11 (SEFAG/RJ), de 31/05/2011 (Processo n.º 21044.003028/2011-23).

Ficam os autuados cientificados de que poderão recorrer em 2.ª Instância, apresentando recurso à Superintendência Federal de Agricultura, Pecuária e Abastecimento no Estado de São Paulo, localizada na Rua Treze de Maio, 1558 - 5.º andar - Bela Vista - São Paulo/SP, CEP 01327-002, acompanhada das provas que entender necessárias, no prazo de 10 (dez) dias a partir da publicação, sob pena de encaminhamento do processo à Procuradoria Geral da Fazenda Nacional, para inscrição na dívida ativa da União e cobrança judicial, sem prejuízo da adoção das demais medidas administrativas cabíveis com vistas ao cumprimento do julgamento em primeira Instância.

FRANCISCO SERGIO FERREIRA JARDIM

**Ministério da Ciência, Tecnologia
e Inovação**

GABINETE DO MINISTRO

EXTRATO DE ACORDO DE COOPERAÇÃO TÉCNICA

PROCESSO: 01200.005513/2014-27

ESPÉCIE: Acordo de Cooperação Técnica que entre si celebraram o Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação e o Ministério do Trabalho e Emprego, visando o acesso às informações da RAIS, disponibilizadas pelo Ministério do Trabalho e Emprego.

OBJETO: o presente Termo de Compromisso tem por objeto o acesso do COMPROMISSÁRIO a informações cadastrais das Bases da Relação Anual de Informações Sociais - RAIS, com a finalidade exclusiva de utilização nas suas atividades institucionais.

VIGÊNCIA: o presente acordo terá a vigência de 2 (dois) anos, podendo ser alterado ou prorrogado mediante termo aditivo.

DATA DA ASSINATURA: 23 de abril de 2015.

ASSINAM: Aldo Rebelo, Ministro de Estado da Ciência, Tecnologia e Inovação; Manoel Dias, Ministro de Estado do Trabalho e Emprego.

EDITAL Nº 2, DE 27 DE ABRIL DE 2015

O MINISTRO DE ESTADO DA CIÊNCIA, TECNOLOGIA E INOVAÇÃO, no uso de suas atribuições legais,

Resolve adotar a presente Consulta Pública para o Capítulo "Anfíbios e Serpentes Cativos em Instalações para Produção, Manutenção ou Utilização em Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica" do Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais para Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal, na forma do presente Edital, e determinar sua publicação.

Art. 1.º As pessoas ou instituições interessadas em participar desta Consulta Pública terão o prazo de 60 (sessenta) dias, contados a partir da data da publicação do presente Edital no Diário Oficial da União, para apresentar suas sugestões ao texto "Anfíbios e Serpentes Cativos em Instalações para Produção, Manutenção ou Utilização em Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica", na forma do Anexo I, do Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais para Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica do CONCEA, mediante preenchimento do formulário específico que integra o Anexo II.

§ 1.º A consulta pública pela internet é a fase de oitiva para recolher contribuições da sociedade ao debate.

§ 2.º As sugestões de texto deverão ser encaminhadas por meio do endereço eletrônico consultapubl.concea@mcti.gov.br.

§ 3.º Acesse os textos e os formulários para participação em concea.mcti.gov.br.

Art. 2.º Esta Consulta Pública entra em vigor na data de sua publicação.

Min. ALDO REBELO

ANEXO I

**ANFÍBIOS E SERPENTES CATIVOS EM INSTALAÇÕES
PARA PRODUÇÃO, MANUTENÇÃO OU UTILIZAÇÃO EM ATIVIDADES DE ENSINO OU PESQUISA CIENTÍFICA**

ANFÍBIOS

1. INTRODUÇÃO

O manejo de animais silvestres em cativeiro é geralmente realizado visando à realização de trabalhos científicos, à exposição pública dos animais em museus ou parques zoológicos, ou à extração de matéria prima utilizada na pesquisa ou para fins de produção. O objeto deste capítulo é tratar dos anfíbios em cativeiro para uso em atividades de produção, manutenção ou utilização para fins de pesquisa ou ensino. Em relação à manutenção em cativeiro, existe uma vasta literatura detalhando técnicas de manejo em peixes, aves e mamíferos. As serpentes e anfíbios, no entanto, são bastante desconhecidos nesse aspecto, existindo pouca informação sobre a sua manutenção e o seu comportamento em cativeiro. Indubitavelmente, os anfíbios compõem o grupo de vertebrados menos conhecido por esse ponto de vista, já que são animais que não representam (ou representam muito pouco) problema para a saúde humana ou veterinária. Dos dados disponíveis na literatura, a maioria se refere a animais do hemisfério norte, especialmente ao grupo Caudata, representado pelas salamandras e tritões que, das 600 espécies existentes na atualidade, apenas 5 encontram-se no Brasil. De uma maneira geral, muito pouco se conhece sobre os Anura (sapos, rãs e pererecas) e os Gymnophiona (cecílias ou cobras-cegas), em especial, os da vastíssima anfíbiofauna brasileira. A escassez da literatura sobre o tema é talvez decorrente da dificuldade em se manter esses animais em cativeiro, dado o delicado equilíbrio em que vivem na natureza, sendo muito sensíveis a variações ambientais e apresentando uma pele muito sensível e frágil (Duelmann e Trueb, 1989; Pough et al., 1993; Jared e Antoniazzi, 2009).

2. COLETA NO CAMPO

O bem-estar dos animais no cativeiro, para uso em atividades de produção, manutenção ou utilização para fins de pesquisa ou ensino depende em grande parte da observação de seu modo de vida e de seu hábitat na natureza. Esses dados são muito importantes para gerir o modo como essas espécies são mantidas. São eles que nos fornecem os subsídios para a tentativa de reproduzir, na medida do possível, o seu ambiente natural. Nessa tentativa dá-se ênfase, principalmente, à área dos terrários, tipo de substrato, alimento, e condições de umidade, iluminação e temperatura.

A coleta de anfíbios na natureza deve ser sempre autorizada pelos órgãos competentes. Geralmente, é realizada por colocação de armadilhas de interceptação e queda ("pitfall"), ou por procura ativa. As armadilhas "pitfall" são úteis, principalmente quando a busca por anfíbios está inserida em expedições mais amplas, que visem à coleta de outros grupos de animais, aproveitando-se, assim, o esforço envolvido na instalação da infra-estrutura para esse tipo de armadilha. Podem ser úteis para a coleta de todos os taxa, com exceção das pererecas, que por serem trepadoras têm facilidade para escapar do interior dos baldes.

Uma vez que a grande maioria dos anfíbios é noturna, a busca ativa é realizada preferencialmente à noite, com o auxílio de lanternas. Já as cecílias, por serem fossórias, são procuradas durante o período diurno, por meio de escavação não muito profunda do solo (cerca de 15 cm), de preferência em locais ricos em matéria orgânica, revirando-se tocos, galhos e troncos em decomposição, utilizando-se uma enxada larga. Para a procura de anuros de chão de floresta, a enxada também é útil para a retirada superficial do folhiço, com movimentos certos e rápidos, com delicadeza. Os animais, quando avisados, devem ser agarrados rapidamente com as mãos, segurando-os firme, porém sem apertá-los. A seguir, devem ser colocados no interior de sacos plásticos fechados com bolha de ar no interior, ou em sacos de pano. Em todos os casos, coloca-se um pouco de substrato (terra ou folhiço úmidos) para servir de abrigo, e diminuir o nível de estresse dos animais. No caso dos pípidos, anfíbios exclusivamente aquáticos, pode-se utilizar tarrafas de pesca, ou ainda, no caso das pipas amazônicas, a procura ativa em barcos com o motor desligado, já que esses animais podem passar uma boa parte do tempo boiando na superfície dos rios sem correnteza. A captura de cecílias aquáticas, da mesma forma que os pípidos, pode ser realizada por meio de tarrafas utilizadas para peixes.

É importante ressaltar a necessidade de que os anfíbios devam ser acondicionados sempre separados por espécie, de modo que suas toxinas cutâneas não possam provocar danos para as demais espécies coletadas.

No caso de a expedição de coleta se estender por vários dias, é necessário providenciar alimento vivo baseado em grilos, baratas, cupim sem ferrão (de preferência na forma larval), moscas, mosquitos e outros pequenos artrópodes. No caso de animais fossórios, pode-se utilizar minhocas como alimento. Deve-se, ainda, verificar diariamente as condições de umidade das caixas. Caso algum animal venha a óbito, este deve ser imediatamente fixado para trabalhos posteriores e/ou depósito em coleção zoológica. No final dos trabalhos de campo, caso os animais tenham que ser mantidos vivos e trazidos ao laboratório, devem ser acondicionados em local arejado e sombreado, em caixas plásticas com tampa telada ou furada, com bom nível de umidade e abrigos como folhiço, galhos e fragmentos de casca de árvore. Quando os animais são fossórios, usa-se terra como principal substrato, além de folhiço úmido na superfície.



O transporte dos animais vivos, assim como a coleta, deve ser autorizado pelos órgãos competentes. Trata-se de uma etapa crítica nas expedições científicas e devem ser tomados todos os cuidados para que seja gerado o menor nível de stress possível nos animais. Em viagens curtas, espaço para acomodá-los não representa problema, desde que sejam observados os cuidados principalmente em relação à manutenção da umidade e ao controle da temperatura, que deve ser mantida amena. No caso de anuros, animais saltadores, é recomendável acomodá-los em caixas pequenas com furos na tampa e lacradas com fita adesiva ou clips de pressão, ou em sacos de pano umedecido, contendo folheto úmido ou uma bola de algodão bem umedecida. O ambiente protegido e com pouco espaço impossibilita que os animais saltem, gerando muito menos stress e menor possibilidade de se ferirem durante o transporte. Os animais aquáticos, quando em transporte de curta duração, podem ser mantidos fora da água, desde que sejam acondicionados em ambiente bem úmido em meio a folheto, em caixas ou sacos de pano. Outro método bastante utilizado para transporte, principalmente em viagens mais longas, é o acondicionamento dos animais em sacos plásticos inflados com ar e bem amarrados, contendo uma bola de algodão bem umedecida no seu interior. Nesse caso, é adequado que se verifique de tempos em tempos se a aeração dos sacos permanece adequada. Os sacos e caixas contendo os animais devem ser acomodados em uma caixa maior, de plástico ou isopor, contendo gelo embalado e protegido por panos ou papel, em quantidade suficiente para amenzar a temperatura no interior da caixa mas sem entrar em contato direto com os animais. Deve-se, sempre, agrupar os indivíduos por espécie e, preferencialmente, por tamanho, caso sejam muito diferentes entre si, evitando-se um número excessivo de animais em cada embalagem.

Ao chegarem à instalação animal, os animais devem passar por um período de quarentena e posteriormente não devem ser misturados a outros indivíduos da mesma espécie que possam já existir no local, ainda que sejam da mesma procedência.

3. INSTALAÇÕES ANIMAIS

3.1 Caixas e tanques de contenção

A instalação animal deve ser provida de caixas plásticas retangulares de vários tamanhos e alturas, com tampa telada, preferencialmente dotada de grampos de segurança, com um bom encaixe no corpo da caixa. As caixas devem ser adequadas aos hábitos de vida de cada animal. Assim, pererecas, animais arborícolas e trepadores, devem ser colocadas em caixas altas, enquanto espécies de chão, tais como: pequenas rãs e sapos e espécies semi-fossórias, tais como: os microhídeos, podem ser acondicionadas em caixas mais baixas. Terrários de vidro podem ser utilizados em alguns casos, desde que bem vedados e com tampa telada, sendo ideais para a manutenção de dendrobatídeos.

A tarefa de escolha de tamanho dos recintos é muito delicada, já que as espécies são muito variadas, tanto em tamanho, como em relação aos seus hábitos e necessidades. Assim, é importante que o cuidador procure informação sobre cada espécie e seja um atento observador dos animais. Só dessa forma será possível a utilização do bom senso na escolha dos terrários. Em caso de dúvida, recomendamos que o cuidador procure um especialista que possa orientá-lo nessa tarefa.

Para os sapos e rãs de grande porte, o ideal é a utilização de tanques de alvenaria azulejados, com cerca de 60 cm (largura, altura e profundidade), fechados com tampas teladas montadas com dobradiças, e providos de torneira com bico de rosca a uma altura de cerca de 30 cm e ralo (bem vedado) no chão. Potes de cerâmica, porcelana ou plásticos, de vários tamanhos e profundidades são necessários para a colocação de água em cada ambiente, dependendo do tamanho e hábito dos animais. Devem ter boca larga e ser bem estáveis, já que os anfíbios costumam mergulhar na água desses recipientes para se hidratar.

Para os animais aquáticos, utiliza-se grandes aquários ou tanques com tampa, providos de uma longa coluna de água (com cerca de 50 cm) e de sistema de filtragem constante. Idealmente, no caso do uso de água tratada, esta deve ser previamente descansada, para a evaporação do cloro, embora esse procedimento não pareça ser crítico. No caso de pipas, deve-se utilizar tanques cilíndricos de paredes bem lisas e sem transparência, que não ofereçam possibilidade de os animais escalam por cantos. Caso sejam utilizados terrários de vidro ou caixas plásticas retangulares, deve-se promover uma boa vedação da tampa, já que esses animais escapam com muita facilidade mesmo por pequenas frestas. No caso das pipas, não é necessário aeração, já que a água deve ser necessariamente trocada após a alimentação, que quase sempre suja muito a água. Para as cecílias aquáticas, o ambiente ideal é o mesmo utilizado para peixes, com sistema de filtragem externo, cascalho no fundo e aeração, tomando-se apenas o cuidado de se manter uma longa coluna de água e uma boa vedação na tampa. Cecílias de correnteza como as do gênero *Typhlonectes*, apreciam a corrente de água que se estabelece através da filtragem e aeração.

3.2. Enriquecimento dos recintos

Substrato de terra é utilizado somente para anfíbios fossórios ou com hábitos de chão de floresta. No caso de animais fossórios, deve-se respeitar o tamanho e a profundidade de cada espécie para estabelecer a altura da coluna de terra. Por exemplo, anuros microhídeos, que se enterram superficialmente, são mantidos em caixa com uma coluna de 3-4 cm, enquanto que cecílias de grande porte, como *Siphonops annulatus*, requerem uma coluna de terra de pelo menos 20 cm.

Como enriquecimento para os ambientes, utiliza-se materiais inertes, tais como canos de PVC, telhas e tijolos furados de cerâmica, e folhas ornamentais artificiais, bem como materiais orgânicos, tais como cascas de árvore, folheto, cascas de coco seco cortadas ao meio, frutos vazios de sapucaia, galhos de vários tamanhos e, eventualmente, folhas naturais. No caso das cecílias aquáticas, tocas construídas com a sobreposição de pedras são benvidas.

Os dendrobatídeos necessitam de ambiente mais enriquecido do que os outros anuros. Necessitam de terrário com substrato de terra e folheto em desnível, formando um pequeno lago em um dos cantos, que pode ser mantido com uma corrente fechada de água de forma a se obter uma pequena queda d'água, através do uso de uma bomba de aquário. É necessário também a utilização de vegetação natural e galhos, formando diferentes níveis de substrato a serem explorados pelos animais.

3.3 Manutenção da temperatura, da luminosidade e da umidade

Idealmente, para os anuros e cecílias, o ambiente poderia ser mantido em temperatura constante de aproximadamente 25°C, utilizando-se ar condicionado. No entanto, além da dispêndiosa manutenção, o ar condicionado priva os animais do contato com a variação natural da temperatura, o que pode causar confusão no seu ciclo de vida. A temperatura ambiente pode, assim, ser controlada diariamente com a utilização de ventiladores ou aquecedores, de acordo com a necessidade.

Para a iluminação, o biotério deve ser preferencialmente dotado de janelas teladas, sendo que a iluminação diurna pode ser reforçada por meio de luminárias no ambiente geral, acessas normalmente todos os dias, ou ligadas a um temporizador.

A umidade deve ser mantida sempre alta, entre 50 e 70%, devendo ser observada e controlada diariamente, tanto no ambiente geral, como individualmente nos terrários. Umidificadores ambientais são benvidos, principalmente nas estações mais secas do ano. Nos terrários, deve-se verificar o nível de água dos recipientes e umidificar todo o ambiente com o auxílio de borrifadores. Quando há terra como substrato, deve-se verificar a umidade por meio de contato com a palma ou dorso da mão, despejando um pouco de água, se necessário, com o auxílio de um regador de plantas, porém sem encharcá-la. O nível de umidade ideal depende dos hábitos de cada espécie mas, em se tratando de anfíbios, é sempre de médio para alto.

3.4 Alimentação

A alimentação diversificada é um importante pré-requisito para o sucesso da manutenção. Durante a alimentação, é importante estimular as atividades normais do animal, deixando que ele capture o seu próprio alimento. Os anfíbios são todos carnívoros, na aceção mais ampla do termo, ou seja, alimentam-se de outros animais, principalmente insetos. Podem também se alimentar de minhocas, outros anfíbios, répteis e até pequenos mamíferos. Todos os espécimes que servem de alimento devem estar vivos, já que a grande maioria dos anfíbios dependem do movimento para encontrar o seu alimento. No cativeiro, a alimentação de anfíbios depende, na sua maior parte, de criações-suporte de insetos, principalmente baratas (*Pycnocelus surinamensis*), grilos (*Gryllus gryllus*) e tenébríons (*Tenebrio molitor* e *Zophobas morio*), que devem estar disponíveis em todos os tamanhos, suprimindo as necessidades de cada espécie. Dessa forma, a instalação animal deve ser planejada para contemplar uma área especial dedicada à produção e manutenção desses animais.

A frequência da alimentação é geralmente uma vez por semana. A alimentação com insetos, que serve a maioria dos animais, como sapos e rãs de pequeno porte, pererecas e microhídeos, deve ser feita, mas não excessiva e deve ser ajustada para cada espécie em função do tamanho e número dos indivíduos. O ideal é que haja uma pequena sobra, o que garante que todos os indivíduos tiveram a possibilidade de se alimentar. A familiaridade com cada espécime indica a eventual necessidade de separá-los na hora da alimentação, a fim de dar-lhes chance de agarrar o alimento, quando se percebe grande competição no grupo de um mesmo terrário. Esse fator também é decisivo para indicar quantos animais cada recinto idealmente comporta.

Antes da colocação do alimento, é necessário a retirada do enriquecimento dos terrários (com exceção dos recipientes de água e dos galhos, no caso das pererecas), a fim de evitar que os insetos se escondam. No caso dos animais semi-fossórios como os microhídeos, o controle da alimentação é um pouco mais complicado, já que esses animais não aceitam ficar expostos. Assim, para eles é necessário que seja feita uma subtração entre o alimento disponibilizado e o alimento sobrado.

No caso de animais maiores, como sapos e grandes rãs, a base da alimentação é realizada com camundongos recém-nascidos ou até mesmo adultos, como no caso de leptodactídeos e ceratofrídeos de grande porte. Esses camundongos, no caso das grandes instituições de pesquisa, podem ser obtidos através das instalações de produção de mamíferos para utilização em pesquisa ou ensino. Nesse caso, o alimento é colocado no chão dos tanques (ou terrários), de preferência na frente dos anfíbios, para facilitar a sua visualização. Os insetos também devem ser utilizados como suplementação alimentar.

Para as cecílias, animais cegos para imagem, mas com excelente olfato, a percepção do alimento se dá através de quimiorrecepção. São muito carnívoros e é aconselhável manter-se uma variação entre o uso de carne bovina ou de frango moída, coração de boi ou filé de peixe cortado em pequenos pedaços, e minhocas. Os insetos podem também servir como suplemento alimentar. As carnes devem ser colocadas na forma de pequenas bolas sobre a superfície do substrato. Dessa forma, além de sujar menos a terra, fica mais fácil o controle da alimentação.

Geralmente, deixa-se o alimento à disposição dos animais por 24 horas. Ao fim desse período, as sobras devem ser retiradas, procedendo-se a limpeza dos terrários.

Os pípedos, todos aquáticos e com baixa visão, também são orientados através de quimiorrecepção pelas narinas e pelas pontas dos dedos das patas dianteiras. Alimentam-se bem com a mesma variação de carnes oferecida às cecílias. Pequenos peixes vivos também são bem aceitos. Vez ou outra, muito espaçadamente, pode-se fazer uma suplementação com os pequenos crustáceos comercializados genericamente como *Artemia*.

Deve-se ter em conta que a quantidade de alimento varia ao longo do ano, havendo uma significativa diminuição do apetite dos animais em função das temperaturas baixas do inverno, o que tende a regularizar com a chegada dos meses quentes.

3.5 Higienização dos recintos

Nos terrários e caixas sem substrato, deve-se remover os animais para outra caixa e proceder a lavagem com detergente neutro, seguida de um enxágue abundante. Caso a caixa não apresente detritos ou fezes, pode-se espaçar a lavagem em períodos de tempo mais longos. A lavagem deve ser realizada semanalmente, ou com uma frequência ainda maior, após as caixas apresentarem detritos ou fezes.

No caso dos tanques, utilizados para sapos e rãs de grande porte, que quase sempre defecam em grande quantidade (fezes envolvidas por uma cápsula membranosas), deve-se promover uma lavagem abundante diária, utilizando-se uma mangueira rosqueada à torneira no interior do tanque, com ou sem detergente (no caso do uso de detergente, naturalmente, faz-se necessária a remoção dos animais).

Após a limpeza dos recintos, coloca-se novamente os enriquecimentos de cada terrário, removidos no momento da alimentação, normalmente realizada no dia anterior.

No caso de terrários com substrato de terra, a limpeza é realizada semanalmente, após a alimentação. A cada 2 meses, deve-se remover os animais subterrâneos e revolver a terra para promover a sua oxigenação. A terra deve ser inteiramente trocada a cada 4 meses. A terra utilizada deve ser fofa e rica em matéria orgânica e pode ser procedente do chão de mata (se possível), ou até mesmo comprada em lojas especializadas para artigos de jardinagem onde geralmente é conhecida pelo nome de adubo orgânico (terra preta). Deve-se certificar de que não contém adubos químicos. Pode ser enriquecida com a mistura de pó de coco ou troncos e galhos apodrecidos e desfeitos.

Nos tanques das pipas, após a alimentação, deve-se trocar toda a coluna de água em função do espalhamento do alimento, o que provoca podridão e mal-cheiro.

3.6 Exigências no cativeiro por grupo

As instalações em geral abrigam animais de laboratório, principalmente mamíferos. Essas instalações seguem normas específicas, já muito bem padronizadas. A seguir, apresentaremos grupos de animais, formados a partir de semelhanças nas suas necessidades no cativeiro, em uma tentativa de sistematizar minimamente os principais requisitos para o seu bem-estar:

3.6.1 Pererecas

As pererecas, animais pertencentes à extensa família Hydrilidae, são trepadores e escaldores, possuindo discos adesivos na ponta de cada dedo que servem justamente para a locomoção e sustentação do corpo em planos verticais. Em cativeiro, permanecem boa parte do tempo aderidos nas paredes do terrário. É necessário, assim, que se dê prioridade ao volume em detrimento da área. Deve-se, portanto utilizar caixas altas com tampas bem vedadas e teladas. Não é necessário o uso de substrato. Não é necessário individualizar os animais, desde que respeitado um número máximo confortável de animais (geralmente de 3 a 5) por caixa. Esse número deve ser determinado pelo tamanho dos animais e pelos hábitos de cada espécie (se mais agitada ou mais tranquila). A água deve ser colocada em um pote com boa estabilidade e volume, possibilitando a imersão total do animal. O enriquecimento do ambiente deve ser realizado com galhos e folhas naturais ou artificiais e pedaços de cano de PVC com diâmetro que possibilite a entrada dos animais no seu interior. A alimentação semanal deve variar entre baratas, grilos e tenébríons. A alimentação deve ser realizada um a dois dias após a alimentação, com lavagem completa das caixas, que devem ser borrifadas com água diariamente.

As pererecas do gênero *Phyllomedusa*, diferentemente da maioria das outras pererecas, devem ser mantidas separadamente, e requerem folhas bem verdes para manterem a sua cor.

3.6.2 Sapos e rãs de grande porte

Os sapos incluem todas as espécies que pertencem à família Bufonidae, em especial do gênero *Rhinella*. As espécies de grande porte são conhecidas popularmente como sapo-cururu. Esses animais devem ser mantidos em tanques de alvenaria providos de torneira e ralo, o que facilita enormemente a limpeza, que deve ser diária, com auxílio de mangueira. Não é necessário o uso de substrato. A água deve ser provida em recipientes grandes, estáveis e não muito fundos (como por exemplo, caixas pequenas de camundongos), de forma que os animais possam se banhar. O enriquecimento deve ser realizado com telhas de barro superpostas, de forma a criar abrigos e formar rampas para acesso à água. São animais gregários e, frequentemente, são vistos amontoados dentro dos abrigos. A alimentação semanal é composta basicamente por camundongos neonatos, complementados por insetos oferecidos de forma alternada (baratas, grilos ou tenébríons).

As rãs de grande porte compreendem espécies do gênero *Leptodactylus* (família *Leptodactylidae*). Essas espécies são mantidas em ambiente semelhante aos sapos, mas diferentemente daqueles, são animais territoriais, devendo ser mantidos separadamente. Passam boa parte do tempo totalmente imersos no recipiente de água (que, portanto, deve ter bom tamanho e profundidade), mas também procuram com frequência os abrigos de telha. A alimentação semanal é composta basicamente de camundongos ou ratos neonatos, ou até mesmo camundongos com cerca de 20 g, dependendo do tamanho das rãs.

Na falta de tanques de alvenaria, sapos e rãs de grande porte podem ser mantidos em caixas plásticas grandes e fundas, com tampa de tela.

3.6.3 Sapos e rãs de pequeno porte

Os sapos de pequeno porte também pertencem, na sua grande maioria ao gênero *Rhinella* (família *Bufonidae*). Já as pequenas rãs, na maioria pertencem à família *Leptodactylidae*. Esses animais são mantidos em caixas menores, mais baixas do que as das pererecas, com um fino substrato de terra e/ou folheto. Não é necessário



em geral individualizar os animais. A água é oferecida em recipientes baixos o suficiente para permitir que os animais se banhem sem correr o risco de afogamento. O alimento composto de insetos (grilos, baratas e tenébríons) é oferecido semanalmente. A limpeza deve ser realizada semanalmente, trocando-se a terra e/ou folhígio. As caixas devem ser borrifadas diariamente.

3.6.4 Anuros semi-fossórios

Esse grupo de animais compreende desde espécies grandes de rãs, como as do gênero *Ceratophrys*, até espécies menores, como as que compõem a família *Microhylidae*. O tamanho das caixas deve, assim, ser adequado ao tamanho de cada espécie.

As espécies do gênero *Ceratophrys* são mantidas solitárias em caixas com substrato de terra em uma coluna suficiente que permita ao animal se enterrar por inteiro. A terra deve ser mantida sempre úmida, porém, não encharcada. Um recipiente baixo e estável com água deve ser colocado à disposição na superfície. Esses animais são muito vorazes e com bocas muito grandes em relação ao tamanho corporal. Sua alimentação preferida são os camundongos, oferecidos semanalmente, que podem variar desde adultos (para as espécies de maior porte) até recém-nascidos (para as espécies de menor porte ou indivíduos jovens). A terra deve ser revolvida pelo menos a cada 15 dias e trocada a cada 2-3 meses.

Em relação às espécies de *Microhylidae*, geralmente de porte menor, valem regras semelhantes às das espécies do gênero *Ceratophrys*. Podem, porém, compartilhar uma mesma caixa em pequeno número e, ao contrário daqueles, possuem olhos e bocas pequenos, o que torna a sua alimentação mais difícil em cativeiro. Normalmente os itens mais bem aceitos, oferecidos semanalmente, são os tenébríons, cupins sem ferrão e, por vezes, minhocas pequenas. Valem os mesmos cuidados com o substrato e a umidade relatados para os *Ceratophrys*.

3.6.5 Dendrobatídeos

Os dendrobatídeos pertencem à família *Dendrobatidae* e compreendem, na sua maioria, espécies amazônicas que em geral possuem coloridos muito vistosos. São espécies pequenas e quase sempre arborícolas ou semi-arborícolas e normalmente de hábitos diurnos. Geralmente, são mantidas em terrários de vidros que possibilitem a sua visualização constante para um melhor controle. Devem ser mantidos com substrato de terra em elevação, propiciando a formação de um lago de um dos lados do terrário, galhos e vegetação formando várias alturas de substrato e proporcionando diferentes possibilidades de abrigo. A água pode ser mantida em corrente fechada, através do uso de uma bomba de aquário. Para esses animais é adequado o uso de iluminação especificamente sobre o terrário (lâmpada comum ou luz do dia de baixa radiação) provida de timer, acompanhando o ritmo regular de claro/escuro do ambiente externo. A alimentação é realizada com grilos e baratas jovens, formigas e cupins sem ferrão e moscas de frutas. O terrário deve ser borrifado diariamente.

3.6.6 Pipídeos

Esses animais constituem os únicos anuros exclusivamente aquáticos e pertencem ao gênero *Pipa* (família *Pipidae*). O ambiente ideal para eles são tanques cilíndricos com colunas de água de pelo menos 50 cm de altura, de preferência construídos em material opaco, que evite a passagem da luz. Podem ser mantidos em grupos de vários indivíduos. A água deve ser permanentemente filtrada com fibra sintética constantemente para a retirada de resíduos mais grosseiros. Não é necessário nenhum tipo de enriquecimento, uma vez que esses animais apreciam ficar parados no fundo do tanque ou, por vezes, boiando na superfície. A altura da coluna de água é importante já que esses animais desenvolvem com muita frequência as danças nupciais. A alimentação deve ser realizada em dias alternados com carne bovina ou de frango moída, ou lascas de peixe. Pode-se, ainda, oferecer pequenos peixes vivos e minhocas picadas. A água deve ser totalmente trocada após a alimentação, utilizando-se um sistema de sifão ou de torneiras instaladas no tanque especificamente para essa finalidade, especialmente quando são oferecidas as carnes moídas. Caso sejam observados resíduos aderidos ao tanque, se necessário, suas paredes devem ser limpas com esponja ou até mesmo lavadas. Se for necessária a lavagem com detergente para a remoção de gordura, os animais devem ser retirados com o auxílio de rede para peixes e posteriormente reintroduzidos na água limpa.

3.6.7 Cecílias fossórias

As cecílias são também popularmente conhecidas como cobras-cegas. Pertencem ao grupo dos *Gymnophiona* e compreendem várias famílias e gêneros. São animais essencialmente fossórios e devem ser mantidos em caixas plásticas contendo substrato de terra, formando colunas de pelo menos 20 cm de altura, bem tampadas com tela, sem deixar frestas. A superfície do substrato deve ser enriquecida com elementos que forneçam abrigo, tais como: cascas secas de coco ou frutos de sapucaia com a boca voltada para baixo. No substrato, construam suas galerias, mas apreciam também utilizar esses abrigos onde podem ser encontrados agregados. A terra deve ser mantida sempre úmida, mas não encharcada. Não deve ser revolvida para que as galerias sejam mantidas intactas. Porém, a cada 4 meses deve ser trocada. A alimentação semanal é composta de carne bovina ou de frango moída, oferecida na forma de pequenas bolas. Deve-se, ainda, alternar essa alimentação com camundongos neonatos e, vez ou outra, carne de peixe ou coração de boi. A introdução de minhocas na terra é benéfica, uma vez que podem servir de alimento e, ao mesmo tempo, contribuir para o equilíbrio do substrato através da decomposição de fezes das cecílias e de eventuais contaminações por sobras de alimento.

3.6.8 Cecílias aquáticas

As cecílias aquáticas pertencem à família *Typhlonectidae*. O ambiente ideal desses animais é semelhante aos aquários convencionais para peixes, com sistema de filtragem externo, cascalho no fundo e aeração, tomando-se apenas o cuidado de se manter uma longa coluna de água e uma boa vedação na tampa. Cecílias de correnteza, como as do gênero *Typhlonectes*, apreciam a corrente de água que se estabeleça através da filtragem e aeração. A alimentação semanal é realizada com minhocas e carne de boi ou frango moída. A filtragem da água, se eficiente, dispensa a limpeza do ambiente.

4. EUTANÁSIA

A eutanásia deve ser realizada pela aplicação intraperitoneal de uma dose excessiva de tiopental (ou tiopentato de sódio) a 50 mg/kg. Pode-se, ainda, usar a imersão dos animais em MS222 (triacina metano sulfonato) na proporção de 1 a 2 g por litro. Pode-se, ainda, utilizar lidocaína ou benzocaína por pincelamento no interior da boca ou na região inguinal. Outra opção é a administração intraperitoneal ou intra craniana - via foramen magnum - de volumes de 0,05 a 2 ml (em função do tamanho do exemplar) de solução de cloridrato de lidocaína a 2% ou de cloridrato de bupivacaína 0,5%, conforme descrito em Sebben, 2007.

Todos os animais que venham a óbito, quer por morte natural ou por doença, quer para o procedimento de pesquisa científica, devem ser fixados em formalina (fomaldeído a 10%) e tombados em coleções zoológicas.

5. DOENÇAS MAIS COMUNS OBSERVADAS NO CATIVEIRO

5.1 Micose

Causa: diversos fungos

Sintomas: mudança na aparência normal do tegumento, febre circular que com o tempo sofre aumento no diâmetro e na profundidade.

Tratamento: uso de antimicótico.

5.2 Doença da perna vermelha (red leg disease)

Causa: infecção por bactérias como as do gênero *Pseudomonas*

Sintomas: ruborização da pele e hematomas ao longo da região abdominal e pernas.

Tratamento: uso de antibiótico.

5.3 Amebíase

Causa: *Entamoeba* especializada em anfíbios (*Entamoeba ranarum*)

Sintomas: diarreia sanguinolenta, constipação, postura anormal devido à destruição dos tecidos internos.

Tratamento: uso do medicamento Flagil

5.4 Mííase

Causa: proliferação de larvas de moscas (diversas espécies)

Sintomas: dano tissular, especialmente na região dos olhos, narinas e cloaca.

Tratamento: remoção mecânica e subsequente untamento com óleo e utilização de anti-inflamatório e antibiótico de uso tópico.

5.5 Vermínose

Causa: Várias espécies de vermes

Sintomas: muito variáveis conforme a espécie de parasita

Tratamento: específico para cada espécie.

5.6 Protrusão intestinal

Causa: presumivelmente por infestação de nematódios.

Tratamento: Manipulação do intestino empurrando-o delicadamente para em direção ao interior da cloaca com um jato de água. Algumas vezes é necessária a remoção cirúrgica.

5.7 Dificuldade na troca de pele

Causa: desidratação.

Tratamento: banhos forçados prolongados em água. A partir disso, faz-se remoção da pele, podendo ser auxiliado com pinça.

5.8 Fraturas ósseas

Causa: acidentes causados pelos próprios animais.

Sintomas: membros quebrados

Tratamento: normalmente, ocorre regeneração espontânea, porém, é importante prevenir infecção, utilizando pomada antibiótica ou antibiótico injetável.

Referências bibliográficas

Davies, R e Davies, V. (1997) *The Reptile and Amphibian Problem Solver*. Tetra Press.

Duellman, W.E. e Trueb, L. (1986) *The Biology of Amphibians*. MacGraw-Hill, New York.

Jared, C. e Antoniazzi, M.M. (2009) *Anfíbios: Biologia e Venenos*. In: Cardoso JLC, França FOS, Wen FH, Malaque CMS, Haddad Jr., V (Org.). *Animais Peçonhentos no Brasil - Biologia, Clínica e Terapêutica dos Acidentes*. 2a ed. Sarvier, São Paulo, Brasil. p. 317-330.

Jared, C., Navas, C. e Toledo, R.C. (1999) *An appreciation of the physiology and morphology of the Caecilians (Amphibia, Gymnophiona)*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 123(4):313-328.

Jared, C., Antoniazzi, M.M., Katchburian, E., Toledo, R.C. e Freymüller, E. (1999) *Some aspects of the natural history of the casque-headed tree frog *Corythomantis greeningi* (Hylidae)*. *Annales des Sciences Naturelles, Zoologie et Biologie Animale* 1999(3):105-115.

Pough, F. H., Heiser, J.B. e McFarland, W.N. (1993) *A vida dos vertebrados*. São Paulo. Atheneu Editora, São Paulo.

SEBBEN, A. . Microdissecação fisiológica à fresco: uma nova visão sobre a anatomia de anfíbios e répteis. In: Nascimento, L. B. & Oliveira, M. E. (eds.). (Org.). *Herpetologia no Brasil II*. 1ed. Belo Horizonte - MG: Sociedade Brasileira de Herpetologia, 2007, v. 1, p. 311-325.

Velloso, M.E.C., Jared, C. e Antoniazzi, M.M. (1993) *Técnicas de manutenção de algumas espécies de anuros em cativeiro*. *Anais do III Congresso Latino Americano de Herpetologia*, Campinas (SP).

Zimmermann, E. (1995) *Reptiles and Amphibians*. T.F.H. Publications, Inc, New Jersey.

SERPENTES

1. Introdução

As Serpentes são animais vertebrados ectotérmicos que fazem parte do grupo dos répteis. Possuem o corpo alongado coberto por escamas, a cintura escapular está ausente assim como os membros posteriores, quando a cintura escapular está presente, ela é rudimentar e notam-se pequenos esporões ao invés de patas posteriores (Vitt, Caldwell, 2001). Não possuem pálpebras, mas o globo ocular está protegido por uma escama córnea transparente. O ouvido externo está ausente e o médio é adaptado para sentir vibrações do solo. São animais carnívoros que ingerem suas presas inteiras, possuindo diferentes táticas para subjugar suas presas. Enquanto algumas serpentes simplesmente abocanham e engolem suas presas, outras realizam comportamentos como a constricção e ainda há as que produzem substâncias tóxicas que são injetadas em suas presas paralisando e matando-as. Apesar do formato externo muito semelhante entre as espécies, o tamanho das espécies pode variar de alguns centímetros a vários metros. Uma característica muito interessante das serpentes é o fato de alguns grupos produzirem substâncias tóxicas que quando inoculadas matam suas presas ou causam acidentes nos seres humanos.

Para produção, manutenção ou utilização para fins de pesquisa ou ensino, envolvendo serpentes ou qualquer outro animal silvestre é necessária aprovação do Comitê de Ética local e aprovação dos órgãos responsáveis (IBAMA, Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio, por meio do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade SISBIO, e/ou Secretaria Estadual do Meio Ambiente). A Instrução normativa do IBAMA N.º 169/2008, de 20.fev.2008 (IBAMA, 2008) regulamenta procedimentos de autorização de diferentes categorias de empreendimentos utilizadores de fauna silvestre. A Instrução normativa do ICMBio N.º 03, de 02 de setembro de 2014 (ICMBio, 2014), regulamenta atividades científica ou didáticas que envolvam coleta ou captura dos animais silvestres na natureza, manutenção destes em cativeiro por período inferior a 24 meses e coleta de material biológico de animais silvestres mantidos em cativeiro.

2. Instalações Animais

2.1. Estrutura física dos alojamentos (macro e microambientes)

As serpentes podem ser mantidas de duas maneiras distintas, serpentiário fechado (criação intensiva) e serpentiário aberto (semi-extensiva) (Leloup, 1984).

No serpentiário fechado, as serpentes devem ser mantidas em caixas dentro de salas, enquanto que, no serpentiário aberto, as serpentes devem ser mantidas em recintos delimitados a céu aberto.

2.1.1. Área de alojamento e condições ambientais

2.1.1.1. Serpentiário fechado

É um tipo de instalação útil para casos de alojamento de serpentes que não são adaptadas às condições climáticas da região, já que é possível controlar fatores como temperatura, umidade e iluminação. Por exemplo, quando se mantêm serpentes de áreas equatoriais em local com clima subtropical. No serpentiário fechado, em pequenas áreas, pode-se manter grande quantidade de animais, a reprodução pode ser controlada e as serpentes podem ser melhor acompanhadas individualmente quanto à sua alimentação, condições de saúde e etc. (Leloup, 1984)

Dimensões

As serpentes são mantidas em gaiolas, caixas ou terrários. Estes podem estar dispostos em prateleiras, a fim de otimizar o espaço da sala e devem ser de material liso e de fácil higienização. Deve-se evitar um número superior à de dois animais por gaiola, sendo um animal o ideal. As dimensões das gaiolas devem ser compatíveis ao tamanho da serpente e ela enrolada não pode ocupar mais de 1/3 da área da gaiola. Para as serpentes arborícolas, a altura disponível também é um fator a ser considerado e, neste caso, a altura deve corresponder no mínimo à metade do comprimento da serpente. Serpentes semi-aquáticas ou aquáticas devem ter um local que possam nadar ou banhar-se, mas também a opção de um local que possam permanecer sem estar em contato com a água, mantendo todo seu corpo em ambiente seco.

Substrato

O substrato pode variar conforme a espécie ou até mesmo o experimento que será realizado. No caso de estudos relativos à história natural e comportamento dos animais, substratos naturais podem ser usados, simulando o habitat em que as serpentes vivem. Terra, cascalho, pedras, areia e troncos podem ser utilizados, contanto que tenham passado por um processo de desinfecção previamente (ver item higienização abaixo). Outros tipos de substratos são o papel jornal e o papelão corrugado. No caso do papel jornal, deve-se forrar a gaiola com uma camada formada por várias folhas de jornal, já que, em caso da serpente virar o bebedouro de água, o jornal possa absorver a água, evitando que o ambiente fique alagado. Pelo fato do jornal ser uma superfície lisa, deve ser inserido um objeto como um pedaço de rocha ou telha ou qualquer outro objeto rugoso para que a serpente deslize seu corpo contra o objeto e consiga realizar a ecdisse. Serpentes arborícolas devem ter condições de ocupar a gaiola tridimensionalmente. Para tal, devem existir suportes em diferentes alturas para que a serpente possa escalar e se manter enroscada acima do nível do piso da gaiola. As diferenças da habilidade em escalar, assim como tamanho dos animais, devem ser levadas em consideração com relação ao tamanho dos suportes e a quantidade dos mesmos. Por exemplo, a cobra-papa-gato (*Corallus caninus*) consegue se equilibrar em um único galho, enquanto outras necessitam de áreas de forquilha para se manter acima da superfície. Algumas serpentes



são fossoriais. Neste caso, é necessário que o substrato permita que as mesmas se entrem. Pode-se, então, utilizar vermiculita, sabugo de milho triturado, areia, etc. Para serpentes que vivem sob o folhoso ou troncos de árvores, uma opção é o uso de cascas de árvores (barks). Serpentes muito pesadas podem vir a ter problemas nas escamas ventrais caso o substrato não seja macio o suficiente, neste caso a maravalha é uma boa opção. Entretanto, cuidados devem ser tomados no momento da alimentação quando o substrato é formado de pequenas partículas, como a serragem, já que, durante a ingestão da presa, pode haver ingestão do material particulado, causando sérios problemas na boca ou no trato digestivo (Care, 1980-1984).

Fonte de água e umidade

Apesar de algumas serpentes serem encontradas em ambientes xéricos, é imprescindível a presença de uma fonte de água para que a serpente possa ingerir água e para manter a umidade no interior da gaiola. Essa água deve ser tratada e trocada a cada três dias, evitando o desenvolvimento de bactérias. O bebedouro deve ser liso para melhor higienização, lavado com detergente comum e ser bem enxaguado, a cada troca de água. Serpentes podem também ingerir água que acumula sobre seu corpo (Andrade e Abe, 2000). Este é um comportamento muito importante no caso das serpentes arborícolas que em condições naturais não descem ao solo para beber água. Elas ingerem a água das chuvas que ficam nas folhas e galhos, ou então as gotículas nas suas escamas. Assim, para serpentes arborícolas deve-se borrifá-las água na gaiola e sobre a serpente frequentemente (a cada dois ou três dias), fornecendo água para ingestão.

A umidade ideal depende da espécie que se está mantendo em cativeiro. Espécies provenientes de matas fechadas possuem uma maior necessidade de umidade do que aquelas que habitam locais rochosos e secos. Deve haver um higrômetro na sala para controle, a observação dos animais e das suas condições, dão bons indícios se a umidade do local é adequada. Dificuldades para realizar a ecdise e/ou acúmulo de descêdides são indícios de uma baixa umidade no local que pode ser compensada com borrifos de água na gaiola. A existência de fungos na gaiola ou mesmo micoses nas escamas das serpentes, por outro lado, demonstra que a umidade (pelo menos no interior da gaiola) está elevada. Aumento de respiros nas gaiolas, aumentando a ventilação e/ou diminuição da quantidade de água no bebedouro, podem ser a solução. Caso o problema não seja solucionado e se estenda a muitas gaiolas e animais, deve-se aumentar a ventilação da sala.

Temperatura

As serpentes como animais ectotérmicos necessitam de fonte de calor externo para manutenção da sua temperatura. Portanto, é necessário dar a serpente condições para que a mesma consiga manter o intervalo de temperatura do seu corpo dentro dos níveis aceitáveis para realização das suas atividades fisiológicas e comportamentais. Devido à existência de grande diversidade de serpentes com seus diferentes hábitos e temperaturas, não é possível estabelecer uma temperatura exata ou mesmo um intervalo ideal que sirva indistintamente para todas as espécies de serpentes.

Caso as serpentes de uma mesma sala tenham preferências térmicas semelhantes, pode-se optar por uma temperatura geral. Caso sejam mantidas na sala serpentes com preferências térmicas diferentes, fontes de calor devem ser providenciadas. Porém, deve-se tomar cuidado para que a serpente não consiga entrar em contato direto com a fonte de calor caso esta seja uma lâmpada de bulbo ou resistência, a fim de evitar queimaduras na pele. Existem produtos como pedras aquecidas próprias para aquecimento de terrários que podem ser usadas.

Iluminação

Diferentemente de outros répteis como lagartos e tartarugas que necessitam de radiação solar para síntese de vitamina D, as serpentes obtêm essa vitamina através da alimentação. Esse fato possibilita a manutenção de serpentes sem a necessidade de iluminação especial com UVB (comprimento de onda de 290-320 nm). Entretanto, assim como para os outros animais, é fundamental um ciclo de claro e escuro. A iluminação natural (através de janelas ou claraboias) já é suficiente para a manutenção do ciclo. Caso a sala não possua iluminação natural, deve ser fornecido um ciclo de 12/12 horas, ou então similar ao ciclo na região onde se encontra o serpentiário. Se houver sistema de ventilação na sala (uso de insuflação e exaustão de ar) as janelas podem ser seladas. Do contrário, é melhor que as janelas possam ser abertas e teladas por fora, para evitar fugas e entrada de insetos.

2.1.1.2. Serpentiário aberto

Neste caso, as serpentes são alojadas em áreas delimitadas a céu aberto. Neste tipo de serpentiário, as serpentes estão em condições mais próximas às condições naturais, tendo contato com chuva, radiação solar, vento, rochas etc. (Leloup, 1984). Quando comparado ao serpentiário fechado, uma série de fatores são naturalmente resolvidos como, por exemplo, a iluminação. No entanto, deve-se ter em mente que neste tipo de serpentiário as espécies a serem mantidas devem ser típicas da região de instalação do serpentiário ou então de locais com características climáticas semelhantes.

No cativeiro semixtensivo, se as instalações atenderem todos os requisitos estruturais e de segurança, o manejo dos animais é facilitado, necessitando apenas de adequações nos aquecedores quando a temperatura cai. O tempo de quarentena de 45-60 dias é considerado adequado, embora muitas vezes exames clínicos sejam necessários para evitar a introdução de doenças nos recintos. O manejo alimentar é individualizado e os técnicos podem monitorar, à distância, se a serpente se alimenta ou não. A marcação para identificação das serpentes pode ser feita por meio de tinta no guizo (cascavéis) ou na pele ou pela introdução de um microchip subcutâneo.

O trabalho do técnico do serpentiário envolve familiaridade, com a manutenção e manejo de serpentes, principalmente no recinto das peçonhentas. A rotina de manejo e manutenção de um recinto deve contar com uma equipe de biólogos e, ao menos, um veterinário responsável.

No Brasil, as serpentes usualmente mantidas em cativeiro semixtensivo pertencem à família Viperidae (gêneros Bothrops e Crotalus) e representantes da família Boidae (gêneros Boa e Epicrates). Representantes de outras famílias podem ser utilizados, porém, a taxa de mortalidade desses animais costuma ser mais elevada.

Dimensões

No caso do serpentiário aberto, as dimensões dependem mais das condições de implantação e do número de animais a serem mantidos. Deve-se utilizar a regra de uma serpente média (cerca de 1m) por m², com 150 cm de altura mínima das laterais e 3 a 4 m² para serpentes maiores de 200 cm. Em casos de serpentiários acima de 50m² sugere-se a divisão em unidades menores (baixos ou parques) a fim facilitar o manejo profilático. É fundamental que exista área sombreada para as serpentes assim como abrigos para que as mesmas não se sintam desprotegidas e a mercê de predadores como águias, gaviões e gambás. É importante conhecer muito bem o comportamento e as capacidades das espécies a serem mantidas em cativeiro para determinar a altura do muro que irá delimitar o recinto, evitando a saída ou entrada de outros animais. A cobertura com tela pode ser uma opção. A cenografia do recinto deve assemelhar-se ao habitat natural da serpente (e.g. ambiente de Cerrado para cascavéis e ambiente de Mata Atlântica para jararacas e jibóias). O sistema de circulação de água pode incluir um riacho em toda a extensão do serpentiário, com um sistema de escoamento da água no chão ou mesmo uma cachoeira entre as pedras (Melgarejo-Gimenez, 2006).

Substrato

Normalmente, os serpentiários abertos possuem substrato natural formado por terra, vegetação, folhoso, areia, pedaços de rochas, galhos etc. Pode haver uma parte do serpentiário com substrato artificial (grama artificial, concreto, etc) para facilitar a higienização do local.

Fonte de água e umidade

Devido a presença da luz solar, a fonte de água para os animais deve ser de água corrente ou então ser trocada todos os dias para evitar o acúmulo de algas e bactérias. E, assim como no serpentiário fechado, a água disponível deve ser tratada. De maneira geral, a umidade natural já é suficiente, mas, dependendo do local e devido a picos de período seca, pode-se aumentar a umidade, molhando através de uma mangueira o recinto de uma a duas vezes por dia. Dificilmente, ocorrem casos de umidade excessiva graças à ventilação natural. E assim como no serpentiário fechado, a presença de micoses nas escamas ou descêdides também são indicativos de possíveis desequilíbrios na umidade local. Importante lembrar que o recinto deve ter escoamento de água para que a água da chuva não se acumule, alagando o serpentiário.

Temperatura

O serpentiário aberto possui uma grande vantagem que é permitir a termorregulação natural pelas serpentes. No entanto, é necessário que se dê opções de diferentes temperaturas para que as serpentes possam elevar ou abaixar a sua temperatura. Áreas com insolação e com diferentes graus de sombreamento, ocorrendo ao mesmo tempo, são fundamentais para que as serpentes escolham o que melhor lhes convém naquele momento. Durante o inverno, caso as espécies de serpentes não estejam acostumadas a quedas de temperatura da região, é necessário o uso de aquecedores ou, então, o deslocamento das serpentes para serpentiários fechados.

Iluminação

A iluminação natural possui vantagens em relação à luz artificial. O ciclo de claro e escuro é naturalmente controlado, a luz solar é um agente bactericida (Daniel et al., 2001) e a radiação é uma fonte de calor para a termorregulação das serpentes. Devem-se tomar cuidados com a insolação nas serpentes, portanto, ambientes abrigados da luz solar devem estar disponíveis a todos os indivíduos.

Higienização

A higienização do recinto deve ser realizada a cada 15 dias, com a lavagem dos bebedouros, vidros internos e externos, com água e sabão, e riachos com lavadora de alta pressão. Uma intervenção sanitária da sala (higienização completa das paredes, prateleiras e piso) é realizada uma vez por ano em cada recinto.

Alimentação

Viperídeos e bóideos são alimentados mensalmente com camundongos (*Mus musculus*) ou ratos (*Rattus norvegicus*) de acordo com o tamanho da serpente. Durante a alimentação dos animais, as serpentes são separadas em diferentes pontos do recinto para que ocorra melhor distribuição do alimento e para evitar a disputa das serpentes pela mesma presa (roedor). Nas primeiras duas semanas, o manejo e a circulação de pessoas após a alimentação das serpentes devem ser evitados. Outras presas (e.g. anfíbios e lagartos) devem ser utilizadas no caso de colubrídeos ou dipsadídeos.

Parâmetros fisiológicos e Reprodução

A temperatura corpórea de machos e fêmeas ao longo das estações do ano pode ser monitorada nos diferentes microhabitats do cativeiro semixtensivo. A mensuração pode ser feita com o termômetro infravermelho (Instruterm TI - 870 High temperatura), que elimina a necessidade de contato com o animal.

O cativeiro semixtensivo permite acompanhar e observar várias interações entre machos e fêmeas na época do acasalamento. Em cascavéis e jararacas, por exemplo, durante os meses de abril a junho (outono), são observados vários comportamentos reprodutivos, tais como luta entre machos (rituais de combate), corte perseguidivo e acasalamento. No final da primavera, observa-se várias fêmeas termorregulando, o que pode ser muito importante para otimizar o metabolismo da mãe e dos embriões durante a gestação. Fêmeas prenhes podem ser acompanhadas e identificadas por marcação individual. Deste modo, no final do verão poderemos registrar o nascimento de filhotes e identificar as mães. Observações de processos reprodutivos podem ser obtidas também em outras espécies de serpentes em cativeiro semixtensivo. Tais registros constituem informações preciosas sobre a biologia reprodutiva desses animais, que, por sua vez, podem contribuir para o melhor manejo dos mesmos.

Quarentena e identificação

Serpentes coletadas na natureza ou trazidas de algum outro local deverão receber ficha de identificação individualizada, na qual serão armazenados dados sobre a procedência do animal, data e local de coleta e o número de registro da serpente. Na quarentena, as serpentes são mantidas em caixas de plástico individuais. As caixas são forradas com papelão e água ad libitum. A inspeção deve ser realizada diariamente, sendo as caixas trocadas quando necessário. Após o processo de registro, as serpentes devem permanecer por período de 45-60 dias na quarentena. A ficha deve conter ainda registros das serpentes, tais como: comprimento rostro-locaal (CRC) e comprimento da cauda (CC), massa e sexo do animal. Ao tratador, é indicado o uso de equipamentos de proteção individual, como: luvas de borracha ou cirúrgicas e máscaras, uma vez que diversos parasitas infecciosos podem ser transmitidos das serpentes para o homem.

Para controle de endoparasitas, todas as serpentes passam por banho de imersão em água morna com solução de Triclorfon 0,02% (Neguvon®) ou aplicação de Fipronil (Frontile spray) para controle de ectoparasitas tais como vermes e ácaros. Para controle de ectoparasitas são vermífugas com Ivermectina (Ivo-mec®) (diluído em propilenoglicol 1:10 e aplicado 0,2 mg/Kg intramuscular - duas doses, com o intervalo de 15 dias) e praziquantel (Cestodan) com aplicação de 0,2 mg/kg intramuscular - duas doses, com intervalo de 15 dias.

Durante o período de permanência na quarentena, as serpentes devem ser observadas quanto à frequência alimentar, regurgito, defecação e ecdise.

Todos os animais devem ser identificados. O uso do microchip é muito recomendado. Os animais devem ser microchipados após 45 a 60 dias de quarentena. O microchip (transponder) é implantado por via subcutânea com auxílio de um aplicador, no lado esquerdo, do último terço do corpo da serpente. Um leitor especial permite identificar, a cerca de 30 cm, o código do transponder, que, aplicado corretamente, é bem tolerado e não produz inflamação nem sofre migrações dentro do corpo do animal. Esse procedimento está de acordo com a Instrução Normativa do IBAMA (02/2001) a qual estabeleceu a obrigatoriedade de se identificar os animais em criadouros por sistema eletrônico de microchip. Além disso, pode ser feita uma marcação externa com esmalte na base da cauda para identificação visual.

2.1.2. Área de utilização

Pesquisas relacionadas ao comportamento ou a fisiologia podem ocorrer dentro da própria gaiola, terrário ou recinto onde o animal é mantido. A sala deve ter características semelhantes às salas para outros animais de laboratório. Paredes e tetos devem ser lisos e laváveis, sem rachaduras que possam acumular microorganismos. O chão e as bancadas ou prateleiras devem ser resistentes a produtos químicos para higienização e impermeáveis. A sala deve ser iluminada com luz artificial ou natural, neste caso as janelas devem possuir tela para evitar a entrada de insetos. Não se aconselha a existência de escada na saída da sala, optando-se, quando possível, pela utilização de rampas.

2.2. Apoio técnico

Composto por uma área de higienização, sala de procedimentos (ambulatorio e centro cirúrgico), depósito, área de triagem, área de quarentena e sala de necropsia. Todas as atividades realizadas nas diferentes áreas da criação e experimentação animal devem ter uma descrição detalhada das operações, para que os procedimentos sejam sempre uniformizados e padronizados (Procedimento Operacional Padrão - POP).

2.2.1. Área de higienização

Esta área deve ser adequada à lavagem e desinfecção das gaiolas e materiais utilizados na criação das serpentes. Muitas vezes, a área de higienização se encontra no interior da sala de manutenção e se restringe a uma pia ou torneira instalada num dos cantos. A higienização das gaiolas ou terrários deve ser feita em outro ambiente, já que é necessário o uso de substâncias químicas, como: hipoclorito de sódio ou álcool etílico para a desinfecção e higienização, além da água e sabão. O resíduo originado neste local, como fezes e substratos, deve ser descartado em saco de lixo branco para material infectante e incinerado.

2.2.2. Ambulatório e centro cirúrgico

O ambulatório e o centro cirúrgico são espaços contíguos, sendo que no ambulatório são realizados exames clínicos gerais, retirada de secreções, biópsias, curativos e preparação do paciente para a intervenção cirúrgica. No ambulatório, devemos ter uma pia, uma estufa para esterilização de material, uma mesa de fácil desinfecção (aço inoxidável, por exemplo) e todo o material e medicamento necessários para os procedimentos a serem realizados. O centro cirúrgico deverá ter uma mesa em material de fácil desinfecção e uma boa iluminação, que pode ser conseguida através de um foco cirúrgico fixo ou portátil. Muitas vezes, por falta de espaço, não há condições de ter um ambulatório e um centro cirúrgico na criação/experimentação de serpentes. Deste modo, o ambulatório e o centro cirúrgico podem ser em uma única sala, desde que o ambiente seja devidamente limpo e desinfetado antes de realizar uma cirurgia.

As paredes e o chão devem ser de material não poroso, de fácil limpeza, com cantos arredondados e a porta deve ter vidro. Se nas salas houver janelas, estas devem permanecer sempre fechadas para evitar a entrada de poeira e insetos.

2.2.3. Depósito

É importante que na criação haja um espaço reservado para os materiais de reposição utilizados na criação, como gaiolas e bebedouros lavados e desinfetados, substratos limpos, sacos de lixo e luvas de procedimento.



2.2.4. Triagem

Antes de entrarem na quarentena, as serpentes recém-chegadas ao plantel devem passar pela triagem, uma sala próxima à quarentena onde os primeiros tratamentos profiláticos são administrados. Esta sala deve ter uma porta com visor, uma pia, uma mesa de fácil limpeza para a realização do exame clínico geral e retirada dos dados biométricos (como comprimento rostro-cloacal e rostro-total) e uma balança para pesagem dos animais.

2.2.5. Quarentena

A quarentena dos animais recém-chegados à instalação animal é fundamental para evitar a propagação de doenças infecto-contagiosas no plantel. A quarentena deve estar próxima ao biotério, mas separada por barreiras físicas, como portas. Sugere-se um isolamento de, aproximadamente, oito semanas para serpentes (Jacobson et al., 1992). Assim como na área de criação, nas quarentenas as serpentes também devem ser mantidas em gaiolas individuais apropriadas para cada espécie. Caso não haja funcionários exclusivos para atuar nas salas de quarentena, o fluxograma da instalação animal deve ser feito de modo que as salas da criação sejam atendidas em primeiro lugar. A vestimenta do funcionário deve ser trocada ao entrar na quarentena e, em nenhuma hipótese, o funcionário poderá voltar à criação principal.

Dependendo do número de animais recebidos, torna-se vantajosa a manutenção de duas salas para a realização do isolamento. Na primeira quarentena, as serpentes ficam, no mínimo, trinta dias, onde são diariamente inspecionadas e regularmente alimentadas. Somente as que estiverem aparentemente bem e se alimentando adequadamente passam para a segunda quarentena. A inspeção da segunda quarentena também é criteriosa e deve ser realizada sempre antes da inspeção da primeira quarentena. As portas das quarentenas devem ter visor.

2.2.6. Sala de necropsia

A sala de necropsia deve ter uma pia, uma mesa de aço inoxidável, uma geladeira e um freezer. As paredes e piso devem ser de material impermeável e de fácil limpeza. A necropsia deve ser realizada com equipamentos de proteção individual como luvas, máscara e óculos de proteção. O avental utilizado na necropsia não poderá ser utilizado em nenhum outro local da criação. Sugere-se o uso de propé na sala de necropsia. Animais que vêm a óbito deverão ser levados, em sacos plásticos adequados, à sala de necropsia, onde serão colocados na geladeira. Após a necropsia, os animais são adequadamente embalados em sacos plásticos e colocados no freezer até o descarte apropriado. Sempre que possível, os animais que venham a óbito, devem ser fixados em formalina (formaldeído a 10%) e tombados em coleções zoológicas maiores informações no item 5.7.

3. Procedimentos de manejo

3.1. Alimentação

As serpentes são animais carnívoros que sempre se alimentam da presa inteira. Existe uma vasta diversidade de itens alimentares que são predados pelas diversas espécies e algumas espécies possuem modificação ontogenética na dieta. O primeiro passo é reconhecer a dieta alimentar da espécie em vida livre e adaptar às condições de cativeiro. É importante que a presa a ser fornecida como alimentação seja procedente de locais próprios de criação (biotérios de camundongos e ratos, ranários, etc.) e que tenham um controle das suas condições sanitárias. No entanto, há casos em que faz parte da experimentação oferecer animais coletados na natureza (por exemplo em casos de estudos do comportamento alimentar), ou que não exista criação do alimento, mas corre-se o risco de introduzir patógenos no plantel. Nem sempre é possível oferecer a mesma dieta da natureza no cativeiro por dificuldade em se conseguir a presa. Neste caso deve-se fazer uma adaptação da serpente ao alimento. Por exemplo, filhotes de *Bothrops jararaca* se alimentam de presas ectotérmicas na natureza quando jovens. No entanto, com insistência eles acabam aceitando filhotes de camundongos na alimentação.

Serpentes costumam matar suas presas antes de ingeri-las, mas deve-se tentar oferecer a presa submetida à eutanásia. Caso a serpente não aceite a presa morta, deve-se insistir movimentando-a perto da serpente. Se mesmo assim a serpente recusar o alimento, ofereça-se o alimento vivo. Se for oferecido alimento vivo e que possa levar perigo para a serpente (por exemplo, um roedor), deve-se colocar na gaiola alimento para a presa. Caso a serpente não prede o roedor, este terá alimento e não atacará a serpente. As presas vivas não devem permanecer na sala de manutenção das serpentes quando não estiverem sendo oferecidos para alimentação. Estudos indicam que mesmo camundongos de laboratório reconhecem o odor das serpentes como ameaça e apresentam comportamentos estereotipados de medo (Weldon et al., 1987). Da mesma maneira, é aconselhável que toda sala de manutenção seja alimentada no mesmo dia, evitando que serpentes sintam o odor da presa, mas não sejam alimentadas.

A frequência da alimentação também é variada, dependendo da espécie. Serpentes que se alimentam de grandes volumes relativos de uma só vez podem ser alimentadas mensalmente (por exemplo boídeos e viperídeos) com cerca de 10-20% do seu peso em alimento (que pode ser fracionado em duas ou três presas). Já, outras serpentes que se alimentam mais frequentemente, mas de presas menores, podem ser alimentadas quinzenalmente ou mesmo semanalmente (por exemplo *Micrurus*). É importante oferecer uma presa compatível com a capacidade de ingestão da serpente para que a mesma não sofra tentando ingerir um alimento muito grande (Sazima e Martins, 1990). Em todos os casos, o controle do ganho do peso e do crescimento é fundamental para evitar sobrepeso dos animais.

3.2. Higienização

Diariamente, os resíduos de excreções e edises devem ser removidos das gaiolas das serpentes ou, quando necessário, a gaiola deve ser trocada. A cada três dias, ou antes se necessário, o bebedouro deve ser trocado. Tanto as gaiolas como os bebedouros devem ser lavados com sabão neutro e desinfetados com uma solução de hipoclorito de sódio a 0.4% ou com uma solução de amônio quaternário inodoro. As gaiolas devem ser secas fora da sala de manutenção para que o odor destas substâncias químicas não influencie as serpentes. O substrato arbóreo utilizado para as serpentes de hábito arbóreo precisa ser regularmente lavado e desinfetado. O recipiente com água, utilizado para as serpentes de hábito semi-aquático, deve ser lavado a cada três dias. Embora a terra não seja um bom substrato para manter as serpentes de criação ou experimentação, por dificultar a retirada dos resíduos, se o seu uso for necessário, esta deve ser trocada mensalmente.

Deve-se tomar muito cuidado com a procedência dos substratos utilizados nas gaiolas, pois podem estar infectados com ácaros, carapátos ou microrganismos prejudiciais às serpentes. Galhos, folhas, cascalhos e terra devem ser autoclavados previamente. Outra opção de desinfecção, com exceção da terra, é imergir os substratos por um período de 2 horas em uma solução de hipoclorito de sódio a 0.4% e postos para secar.

Nenhum material de uma sala pode ser utilizado em outra, para evitar contaminações. Regularmente, o material de contenção de cada sala, ganchos e tubos de contenção, devem ser desinfetados com uma solução de hipoclorito de sódio a 0.5% ou com uma solução a base de amônio quaternário inodoro. Semanalmente, o piso das salas deve ser limpo com detergente neutro e água.

3.3. Contenção

Existem equipamentos próprios para a contenção de serpentes: gancho, laço de Lutz, pinção e tubo de contenção. Para cada situação e espécie a ser contida pode-se usar um ou mais equipamentos. O gancho é o equipamento mais versátil, já que com ele podemos erguer uma serpente e transportá-la de um lado para outro. É formado de um cabo que possui a ponta curvada em forma de "L" ou "C". Com o gancho, também podemos pressionar a cabeça da serpente de modo a imobilizá-la antes de contê-la com as mãos. O laço de Lutz é composto por um cabo e na sua ponta uma tira de couro (de 2 a 3 cm de largura) que corre por uma guia diminuindo ou aumentando o tamanho do laço. Deve ser usado para contenção passando o laço pela cabeça da serpente e apertando a região do pescoço. Sua utilização deve ser realizada para contenções de curtos períodos. A força de pressão do laço no pescoço deve ser suficiente para imobilizar a cabeça da serpente sem, no entanto, machucá-la. Deve-se ter mais cuidado com espécies que não tenham traqueia pulmonar (por exemplo, *Lachesis* e *Micrurus*), evitando o sufocamento das serpentes. Esta é uma boa opção para contenções rápidas de serpentes peçonhentas e que necessitem observar ou manusear partes do corpo inclusive a cabeça. O pinção pode ser utilizado para contenção e deslocamento de serpentes, principalmente para aquelas que são mais ágeis e que não se mantêm no gancho. O tubo de contenção é formado por um tubo longo e transparente. A serpente é induzida a entrar no tubo e após adentrar ao menos um terço de seu corpo no tubo, o mesmo deve ser pressionado levemente no substrato, a fim de impedir o movimento do animal. Com auxílio das mãos, o animal fica retido no interior do tubo conferindo segurança total ao tratador. O diâmetro do tubo deve ser tal que não permita que a serpente consiga virar a sua cabeça. Caso sejam mantidas serpentes de diferentes tamanhos, deve-se ter tubos de diferentes diâmetros. A borda de entrada do tubo deve ser lisa de modo a não ferir a serpente quando da sua entrada. O tubo mantém a porção posterior da serpente livre para os procedimentos necessários (ver Lock, 2008).

3.4. Enriquecimento ambiental

Por serem animais com metabolismo baixo quando comparados aos mamíferos e aves, as serpentes são de maneira geral animais com pouca atividade no seu recinto. Serpentes arbóricolas devem ter condições de se manter acima do substrato através de galhos ou canos. Para serpentes aquáticas a possibilidade de corpos d'água grandes o suficiente para nadar, também é um item de enriquecimento ambiental. Serpentes mantidas em ambientes com muita presença humana, deve ter locais de abrigo onde elas se sintam protegidas. Os recintos podem ser constituídos de árvores, plantas e arbustos originários de cada área nativa do habitat da serpente. Além disso, deverão ter elementos naturais, árvores, touceiras e gramados. Estes materiais podem ser dispostos para abrigar os animais (e.g. buracos no solo, tocas, iglus, sombras debaixo de folhas de bananeira, troncos, pedras, arbustos ou árvores). Todos esses elementos podem vir a constituir um microhabitat para diversas espécies de serpentes e permitem a seleção de habitat mais adequado para seu metabolismo e sobrevivência (Gomes & Almeida-Santos, 2012).

3.5. Medicina preventiva

A medicina preventiva se dedica a prevenir as doenças ao invés de tratá-las. Neste contexto, o distresse (estresse crônico) é um dos fatores mais importantes em serpentes e com o qual temos que ter maior cuidado, pois os animais submetidos ao distresse têm uma queda na resistência imunológica, predispondo-os a várias doenças. Para minimizar o estresse crônico, devemos nos preocupar com o bem-estar dos animais e mantê-los em condições ambientais favoráveis (temperatura, umidade, luminosidade e substrato apropriados), em ambientes tranquilos e com uma alimentação adequada para cada espécie. Tratamentos profiláticos e exames laboratoriais são importantes para manter a saúde dos animais e diagnosticar precocemente algumas doenças, respectivamente. A seguir alguns itens importantes na prevenção de doenças em serpentes, inclusive antropozoonoses (doenças transmitidas ao homem por um reservatório animal).

3.5.1. Inspeção diária

Diariamente, as serpentes devem ser vistoriadas por profissionais devidamente treinados. Qualquer mudança de comportamento, presença de feridas, ectoparasitos ou qualquer anormalidade clínica deve ser

avisado imediatamente ao médico veterinário responsável, para que medidas adequadas sejam tomadas. Como, na maioria das vezes, as serpentes não demonstram sintomas clínicos, é importante que dados de peso, frequência de alimentação e de ecdises sejam anotados na ficha individual dos animais para auxiliar no diagnóstico. Existe uma diversidade de doenças que acometem as serpentes em cativeiro e que estão descritas em literatura (Mader, 2007; Jacobson, 2010; Grego, Rameh-de-Albuquerque, Kolesnikovas, 2014).

3.5.2. Biossegurança

Toda a equipe técnica envolvida no manejo das serpentes peçonhentas de importância em saúde (família Viperidae e Elapidae), serpentes peçonhentas sem importância em saúde (família Colubridae e Dipsadidae) ou serpentes não peçonhentas (Colubridae, Dipsadidae, Boiidae, Pythonidae) deve ser treinada por profissionais com experiência na área. Equipamentos de proteção individual (EPIs), como: aventais, botas, luvas de procedimento, propés e óculos de segurança devem estar à disposição da equipe e serem utilizados, conforme o trabalho desenvolvido em cada criação. A equipe também deverá ser treinada para utilizar apropriadamente e com segurança os equipamentos para o manejo das serpentes, como ganchos, laços de Lutz, tubos de contenção e pinção, que devem estar sempre em boas condições de uso e limpos.

Não é indicado que um técnico trabalhe sozinho em um biotério de serpentes peçonhentas de importância em saúde. Deverá haver um telefone no biotério e um número de emergência para o qual o técnico deverá ligar em casos de acidente. Cartazes com informações do que fazer em casos de acidentes ofídicos devem estar visíveis no biotério.

Em relação às zoonoses, a *Salmonella* sp é uma bactéria presente na flora intestinal da maioria das serpentes, com potencial zoonótico. Os principais sintomas em humanos são diarreia, vômito e cefaleia. Existem outras bactérias (Quadro 1) também presentes na flora intestinal ou na flora da cavidade oral das serpentes e que também podem causar enfermidades em humanos, principalmente nos imunossuprimidos (Sá & Solari, 2001; Jho et al., 2011). A microbiota fúngica de serpentes inclui *Geotrichum* sp (Paré et al., 2007), *Aspergillus* sp (Austwick & Keymer, 1981), *Mucor* sp (Norberg et al., 2011), *Trichophyton* sp (Paré et al., 2007) e *Trichosporon* sp (Campagner, 2011), mas as pessoas mais susceptíveis são também as imunossuprimidas. A utilização de luvas de procedimento durante a troca das gaiolas evita a contaminação bacteriana e fúngica. Zoonoses causadas por parasitos de serpentes são mais comuns nos países asiáticos, através da ingestão de serpentes cruas ou mal preparadas. Quadro 1 - Principais agentes zoonóticos bacterianos envolvidos em biotérios de criação e experimentação de serpentes.

AGENTE	NB*	VIA DE TRANSMISSÃO	PROFILAXIA
<i>Salmonella</i>	2	orofecal	Uso de EPIs
<i>Aeromonas hydrophila</i>			
<i>Citrobacter freundii</i>			
<i>Corynebacterium</i> sp			
<i>Enterobacter</i> sp			
<i>Enterococcus</i> sp			
<i>Klebsiella pneumoniae</i>			
<i>Morganella morganii</i>			
<i>Proteus mirabilis</i>			
<i>Proteus vulgaris</i>			
<i>Providencia</i> sp			
<i>Pseudomonas</i> sp			
<i>Staphylococcus</i> sp			
<i>Mycobacterium</i>	2	Ingestão ou contato direto com fluidos e exsudatos corporais.	Uso de EPIs

* NB: nível de biossegurança.

3.5.3. Barreiras sanitárias

Existem várias barreiras sanitárias importantes na criação de serpentes:

- 1) utilização de vestimenta adequada no biotério como jaleco e botas/propés;
- 2) uso estratégico de pedilúvio com solução desinfetante;
- 3) elaboração de um fluxograma eficiente, cobrindo primeiro as áreas limpas e, posteriormente, as áreas sujas;
- 4) troca da vestimenta nas diferentes áreas do biotério;
- 5) utilização de luvas de procedimento na troca de gaiolas e manejo das serpentes;
- 6) lavagem e desinfecção criteriosa dos insumos utilizados na criação;
- 7) tratamento profilático das serpentes recém-chegadas; e
- 8) quarentena dos animais recém-chegados de, no mínimo, 60 dias.

3.5.4. Controle de doenças, diagnóstico e tratamento

Para o bom desempenho das pesquisas científicas, é recomendável que as serpentes fiquem em adaptação por um período mínimo de 15 dias antes do início de sua utilização. Se o estudo não for a respeito dos endoparasitos, recomendamos a vermifugação dos espécimes, pois endoparasitos podem causar estresse crônico nos animais, com consequente imunossupressão, favorecendo que pequenas lesões causadas pelos parasitos nas mucosas sirvam de porta de entrada para bactérias oportunistas. Qualquer alteração de comportamento, presença de feridas, dissecção ou fraturas deve ser informado imediatamente ao veterinário responsável, que realizará exames laboratoriais para preconizar o tratamento mais adequado. O animal doente deve ser isolado e, dependendo do estudo, excluído. Na literatura, há uma extensa lista das enfermidades mais comuns, seu diagnóstico e tratamento (Frye et al., 1996; Mader et al., 2007; Grego, Rameh-de-Albuquerque & Kolesnikovas, 2014).



3.5.5. Triagem

Ao chegarem na instalação, as serpentes devem passar por um exame clínico para verificação das suas condições gerais, presença de feridas, fraturas, ectoparasitos, inspeção da cavidade oral, da cloaca, determinação do sexo e medição dos dados biométricos. Neste momento, os animais recebem uma identificação e uma ficha individual que lhes acompanham por todo o período que estiverem no biotério. É aconselhável que todas as serpentes recém-chegadas passem por um tratamento ectoparasiticida e endoparasiticida antes de serem encaminhadas para a quarentena, pois é comum chegarem da natureza ou de outros criadouros infestadas com ácaros, carrapatos e endoparasitos.

3.5.6. Quarentena

É recomendado um período de quarentena de, no mínimo, 60 dias. Devido ao longo período de quarentena, principalmente em locais onde há um grande fluxo de animais, torna-se vantajosa a manutenção de duas salas para este fim. Na primeira quarentena, as serpentes ficam, no mínimo, trinta dias, onde são diariamente inspecionadas e alimentadas de acordo com o item 3.1. Somente as que estiverem aparentemente bem e se alimentando adequadamente passam para a segunda quarentena. A entrada na segunda sala ocorre em um sistema "all in, all out", ou seja, os animais entram, em lote fechado, da primeira quarentena para a segunda quarentena, e ficam isolados por, no mínimo, mais 30 dias. Desta forma, evitamos que animais recém-chegados entrem em contato com aqueles já em final de quarentena (Grego, Rameh-de-Albuquerque e Kolesnikovas, 2014). Se algum animal vier a óbito na segunda quarentena, o período deve ser estendido para mais 30 dias, a partir da data de óbito, e uma investigação criteriosa deve ser realizada para determinar, se possível, a 'causa mortis'. Os animais doentes devem ser clinicamente examinados e tratados, se possível. Se o fluxo de serpentes na criação for pequeno, não sendo necessário duas salas de quarentena, deve-se organizar uma sala com pelo menos duas estantes. Em uma das estantes os animais recém-chegados devem ser organizados de acordo com a ordem de chegada e, na segunda estante, devem ser colocados os animais com mais de 30 dias em quarentena. Cada estante deverá ter o seu próprio material de manejo e contenção, como ganchos, laços de Lutz e tubos de contenção.

Na quarentena, é recomendado que os ganchos e tubos sejam desinfetados após o manejo de cada serpente, para evitar contaminações entre os animais. Esta desinfecção pode ser realizada imergindo os insumos em um recipiente com solução de hipoclorito de sódio a 0,5% ou solução de amônio quaternário inodoro.

Antes de serem liberados para o plantel, exames coproparasitológicos devem ser realizados nas serpentes da segunda quarentena. Os animais só deverão ser encaminhados ao biotério de criação quando os resultados de todos forem negativos.

3.5.7. Separação por espécies

O ideal é que se faça a separação das serpentes por famílias, em salas ou baias diferentes. Caso não seja possível, é imprescindível a separação em diferentes prateleiras com equipamentos separados para cada grupo. É comum que serpentes de famílias diferentes tenham respostas imunológicas diferenciadas frente a um mesmo antígeno. Por exemplo, os viperídeos (*Crotalus*, *Bothrops*) são muito suscetíveis ao paramixovírus, já os boídeos (*Boa*, *Epichrates*) são resistentes a esse vírus, podendo ser portadores assintomáticos.

4. procedimentos

4.1. Principais vias de administração de substâncias

A espécie da serpente em tratamento irá determinar a via de administração de substâncias. A via de administração para serpentes peçonhentas de importância em saúde é, geralmente, a injetável por ser mais segura para o técnico.

Via oral:

Para administrar substâncias via oral, as serpentes precisam ser contidas manualmente ou "sedadas" em recipiente saturado de dióxido de carbono.

Substâncias em suspensão são administradas às serpentes através de sondas (o número da sonda depende do tamanho da serpente). A sonda deve ser umedecida em água para facilitar a passagem pelo esôfago e ser inserida suavemente. O volume a ser administrado não deve passar dos 10% do peso do animal. Ex: se uma serpente pesa 100g, o volume a ser administrado não deve passar dos 10 mL. Substâncias em cápsulas ou comprimidos são inseridos no esôfago dos ofídios com o auxílio de uma pinça.

Via subcutânea:

A injeção subcutânea é aplicada entre as escamas, na região lateral do terço cranial da serpente, após desinfecção do local com álcool iodado a 0,2%. A contenção pode ser manual, com Laço de Lutz ou tubo de contenção.

Via intracelomática:

A injeção intracelomática deve ser feita na região ventral, cinco dedos acima da cloaca, entre as escamas, em uma angulação baixa (< 45°). É uma ótima via para administrar uma grande quantidade de líquido parenteral. A contenção pode ser manual, com Laço de Lutz ou tubo de contenção.

Via intravenosa:

São poucos os sítios para administração venosa de medicamentos em serpentes. A veia caudal é de difícil acesso em pequenas serpentes ou naquelas em que a cauda é muito curta, mas é um ótimo sítio em animais de porte médio a grande, como os viperídeos. Como a veia caudal fica localizada ventralmente às vértebras coccígeas, é indicado que se posicione a serpente deixando o seu ventre exposto. A agulha deve ser escolhida de acordo com o tamanho do animal, sendo inserida na linha média da cauda, entre as escamas, em um ângulo de 45°. Cuidados devem ser tomados para não atingir o hemipênis dos machos.

As injeções cardíacas só devem ser utilizadas para a administração de medicamentos de emergência, pois há um pequeno risco de hemorragia associada a esse sítio (Tambourgi, et al., 2010).

Via intramuscular:

A injeção intramuscular deve ser realizada nos músculos paravertebrais, inserindo a agulha entre as escamas e apenas pequenos volumes relativos devem ser administrados por esta via. É de fácil acesso em boídeos, por serem serpentes mais musculosas, mas de difícil acesso em viperídeos que possuem, geralmente, pouca musculatura paravertebral.

4.2. Colheita de tecidos, fluidos, secreções e excreções

4.2.1. Colheita de tecidos

A biópsia de tecido cutâneo e de fragmentos de órgãos devem seguir as mesmas recomendações descritas no item 6.4 (cirurgia), por se tratar de um procedimento invasivo.

4.2.2. Colheita de amostras sanguíneas

São poucos os sítios para a venopunção em serpentes. A colheita de sangue pela veia caudal é um ótimo sítio em animais de porte médio a grande, mas deve-se tomar cuidado para não contaminar a amostra com linfa. Ver o item 5.1.

A colheita de sangue através da punção cardíaca é possível, mas a sedação ou anestesia são necessárias. O coração pode ser facilmente localizado com o auxílio de um doppler vascular ou através da visualização dos batimentos cardíacos nas escamas ventrais. O coração deve ser estabilizado entre os dedos e a agulha inserida entre as escamas, uma ou duas escamas abaixo de onde o coração é localizado. Deixe a seringa encher sozinha, para evitar excesso de pressão negativa e o colapso do ventrículo cardíaco (Dyer & Cervasio, 2008).

O plexo venoso vertebral, com auxílio de um scalp 22, também pode ser utilizado para colheita de amostras sanguíneas, principalmente em serpentes de grande porte, como os boídeos. Para acessar este vaso, a serpente deve ser contida na borda de uma mesa, dobrando-a em um ângulo de aproximadamente 90°, para facilitar a inserção da agulha entre as vértebras.

4.2.3. Colheita de veneno

A colheita de veneno das serpentes opistóglifas (principalmente das famílias Colubridae e Dipsadidae), ofídios peçonhentos sem importância em saúde, pode ser realizada contendo-se manualmente o animal pela cabeça e fazendo-se uma leve massagem caudo-cranial, com os dedos indicador e polegar, em cima da glândula Duvernoy. Em cada presa (dentição inoculadora), encaixa-se um tubo capilar sem heparina ou microtubos. Imediatamente após a colheita, o veneno deverá ser refrigerado ou congelado, de acordo com a necessidade de cada experimento.

A colheita de veneno das serpentes proteróglifas (família Elapidae) e solenóglifas (família Viperidae), ofídios peçonhentos de importância em saúde, deverá ser realizada com o auxílio do dióxido de carbono como medida de prevenção de acidentes. Segundo Abe et al (1993), o pH do sangue das serpentes que passam pelo dióxido de carbono para a realização da extração do veneno, volta rapidamente para os níveis normais. A serpente deverá ser colocada em um recipiente saturado de dióxido de carbono até 'adormecer', aproximadamente 5 minutos. Este tempo pode variar de indivíduo para indivíduo. Após a 'sedação' a serpente é contida manualmente, fazendo-se uma massagem caudo-cranial em cima da glândula de veneno. No caso dos viperídeos, a extração de veneno pode ser feita com microtubos ou tubos encaixados nas presas ou, então, em um Becker de vidro imerso em um banho de gelo. No caso dos elapídeos, a extração deverá ser feita com tubos capilares sem heparina, encaixados nas presas inoculadoras.

Em qualquer um dos casos mencionados acima, após a extração, deve-se passar um antisséptico nas bainhas das presas e nas presas para evitar estomatite. Podem ser utilizadas soluções de iodo-povidone 10% ou de clorexidina 0,12%.

4.3. Modificação de ingestão de alimento

Caso a serpente não se alimente naturalmente pode-se optar pela alimentação forçada. Neste caso, a presa deve ter um tamanho inferior à capacidade máxima de ingestão da serpente e deve estar morta. Caso ela possua estruturas que possam lesionar o trato digestório da serpente, esta deve ser extraída (por exemplo dentes incisivos de roedores). Para facilitar o procedimento, a presa deve ser untada com substância lubrificante que facilite o transporte pelo trato digestório (por exemplo: clara de ovo, vitamina).

5. Cuidados veterinários

5.1. Cuidados pré e pós-operatórios

Deve-se fazer uma avaliação pré-operatória na serpente que inclui um exame clínico geral, frequência cardíaca, frequência respiratória e avaliação hídrica. Se possível, exames hematológicos e bioquímicos também auxiliam na verificação do estado geral do animal. Um jejum de 7 dias antes da cirurgia é recomendado para as serpentes, sem restrição hídrica.

Os pré-anestésicos são utilizados para sedar o animal e facilitar a entubação endotraqueal para anestesia inalatória, assim como diminuir a quantidade de anestesia injetável utilizada. Como droga pré-anestésica, atualmente o propofol está sendo bastante utilizado, pois permite uma rápida indução e recuperação quando comparado a outros agentes. Diferentes combinações com quetamina também são utilizadas como pré-anestésicos: ketamina + midazolam; ketamina + medetomidina. Diferentemente dos mamíferos, não é necessário administrar atropina como droga pré-anestésica em serpentes para evitar a sialorreia, pois as mesmas não produzem saliva em excesso.

Após a cirurgia, devemos manter a serpente em local tranquilo com temperatura em torno de 25° a 27°C até a sua recuperação. A ferida cirúrgica deve ser tratada a cada 48h e, dependendo do protocolo de ensino ou pesquisa, antibiótico e analgésico devem ser prescritos para evitar infecções e garantir o bem-estar do animal. Na tabela 1 a dose das principais drogas pré-operatórias estão apresentadas.

Os antibióticos devem ser escolhidos de acordo com cada situação. Na literatura existem vários trabalhos que auxiliam na escolha adequada destes medicamentos (Jacobson, 1996; Stein, 1997; Kolesnikovas et al., 2007; Funk & Diethelm, 2007)

Tabela 1. Principais drogas pré-operatórias utilizadas em serpentes.

Princípio ativo	Dosagem	Observações	Fonte
Acetilpromazina	0,1 - 0,5 mg/kg IM	Sedativo, adm, 1 hora antes da anestesia geral	Bennet, 1991
Diazepam	0,22 - 0,62mg/kg IM	Sedativo	Bennet, 1991
Midazolam	2,0mg/kg IM	Pré-anestésico	Bennet, 1991
Propofol	5-10mg/kg IV	Anestésico de curta duração	Rojas, 2002
Quetamina/midazolam	40mg/kg de quetamina + 2mg/kg de midazolam IM	Anestésico geral	Bouts & Gasthuys, 2002
Tiletamina/zolazepam	2-5mg/kg IM	Anestésico geral, para pequenos procedimentos	Schumacker e Yelen, 2006

Vias de administração: IM intramuscular; IV - intravenosa

5.2. Analgesia

Apesar de dificilmente manifestarem dor, alguns sinais, como: postura alterada, tremores, aumento da taxa respiratória ou cardíaca, podem ser indicativos de dor e desconforto nestes animais. Alguma vezes, o não reconhecimento da dor e a falta de conhecimento das doses apropriadas de drogas analgésicas para estes animais resultam no tratamento inadequado da dor. Os analgésicos devem ser administrados a todas



as serpentes submetidas a procedimentos dolorosos: após cirurgias; feridas ou queimaduras extensas, etc. Na tabela 2, doses de agentes analgésicos utilizados em serpentes.

Tabela 2. Drogas analgésicas

Princípio ativo	Dosagem	Observações	Fonte
Buprenorfina	0,02mg/kg IM	Leva horas para fazer efeito	González, 1992
Butorphanol	0,4-2,0mg/kg SC, IM, IV	Administrar a cada 12 - 24h	Schumacker & Yelen, 2006
Meperidina	20mg/kg IM	Administrar a cada 24h	Heard, 1993
Meloxicam	0,1 - 0,2mg/kg IM, IV, VO	Analgésico e antiinflamatório, Adm. a cada 24h	Schumacker & Yelen, 2006
Ketoprofen	2mg/kg SC, IM	Administrar a cada 24h	Schumacker & Yelen, 2006

Vias de administração: IM - intramuscular; IV - intravenosa; SC - subcutânea; VO - via oral

5.3. Anestesia

Em ofídios, a glote é facilmente visualizada e está localizada imediatamente acima da bainha da língua, a traqueia é formada por anéis incompletos e finaliza no pulmão ou no saco aéreo. Algumas serpentes das famílias Viperidae (cascavéis, jararacas), Colubridae e Dipsadidae, possuem o que chamamos de traqueia-pulmonar, ou seja, o longo de quase toda a traqueia observamos parênquima pulmonar. No viperídeo Lachesis sp, nas famílias Boidae e Pythonidae e em algumas serpentes das famílias Colubridae e Dipsadidae, a traqueia finaliza no(s) pulmão(ões). A grande maioria das serpentes possui apenas o pulmão direito desenvolvido, mas, outras, apesar de possuir o direito mais desenvolvido, possuem um pulmão esquerdo menor do que o direito (em até 40%) ou até mesmo vestigial. O pulmão termina no saco aéreo, parte avascular do pulmão que não realiza trocas gasosas. Cuidado deve ser tomado ao prover ventilação assistida às serpentes, pois tanto os pulmões como os sacos aéreos são delicados e facilmente danificados com a hiperinsuflação (Jacobson, 1993).

Tanto os anestésicos inalatórios como os injetáveis podem ser utilizados, embora os inalatórios possuam uma indução e um tempo de recuperação mais rápido.

Tubos de contenção, de tamanho adequado para a serpente manejada, podem ser utilizados para a indução da serpente, acoplando a mangueira do aparelho anestésico inalatório na ponta onde está a cabeça do animal. Na parte posterior do tubo, veda-se o espaço entre o tubo e a serpente com papel toalha. Assim que a serpente entrar em plano de indução, retirá-la cuidadosamente do tubo e inserir um tubo endotraqueal ou sonda uretral, de tamanho adequado, na sua glote.

Em se tratando de serpentes peçonhentas de importância em saúde, um mínimo de duas pessoas, adequadamente treinadas, devem estar presentes durante o manejo. Procedimentos operacionais padrões sobre socorro de acidentados ofídicos devem estar visíveis, inclusive com o número do posto de saúde ou do hospital para onde a pessoa acidentada deve ser encaminhada.

Alguns procedimentos menos invasivos podem ser realizados com anestesia local, como biópsia de pele, redução de prolapso de cólon, sutura de feridas e curativo de feridas extensas. O agente mais utilizado é a lidocaina, infiltrada localmente a 2- 5mg/kg. Devido aos efeitos colaterais de toxicidade, a dose não deve exceder os 10mg/kg (Schumacker & Yelen, 2006).

O agente anestésico inalatório de eleição é o isoflurano. A indução é feita com 4 - 5% e a manutenção com 1 - 3%. A vantagem do isoflurano é o de proporcionar uma indução e recuperação rápida, com mínima depressão cardiovascular (Schumacker & Yelen, 2006).

Em relação aos agentes anestésicos injetáveis, várias combinações podem ser usadas, sendo que as associações com a quetamina são as mais utilizadas. O uso de propofol em injeções intravenosas de 5 - 10mg/kg também pode ser utilizado, mas com cuidado, pois pode causar depressão cardiorespiratória. Na tabela 3 os agentes anestésicos inalatórios e injetáveis mais utilizados.

Tabela 3. Drogas anestésicas.

Princípio ativo	Dosagem	Observações	Fonte
Isoflurano	3-5% indução, 2-4% manutenção	Anestesia inalatória	González, 1992
Propofol	5-10mg/kg IV	Anestésico de curta duração	Rojas, 2002
Quetamina/acepromazina (10:1 em volume)	40-60mg/kg de quetamina + 2mg/kg de midazolam IM	Anestésico geral	Ross, 1986
Quetamina/midazolam	40mg/Kg de quetamina + 2mg/kg de midazolam IM	Anestésico geral	Bouts & Gasthuys, 2002
Quetamina/xilazina	40mg/Kg de quetamina + 1mg/kg de xilazina IM	Anestésico geral	Bouts & Gasthuys, 2002
Tiletamina/zolazepam	2-5mg/kg IM	Anestésico geral, para pequenos procedimentos	Schumacker & Yelen, 2006
Lidocaina	2-5mg/kg	Anestésico local	Schumacker & Yelen, 2006

5.4. Cirurgia

As cirurgias somente deverão ser feitas em ambientes limpos, desinfetados, bem iluminados e com todo o equipamento e instrumental apropriados. Deverá ser realizada por um médico veterinário ou com a supervisão deste (Lei 5.517 de 1968 do CFMV), após cuidadoso estudo da anatomia do animal e o melhor protocolo anestésico para a situação. Durante a cirurgia, é indicado que a serpente fique em uma manta elétrica com temperatura em torno dos 25+1°C. Após a cirurgia, a serpente deve ser mantida à 28+1°C até sua total recuperação, ou seja, dardejear de língua e propriocepção adequada (quando colocada em decúbito dorsal a serpente retorna ao decúbito ventral).

Após a cirurgia, cuidados pós-operatórios devem ser adotados, como oferecer temperatura adequada para a recuperação da serpente (em torno dos 25° - 27°C), prescrição de analgésico, antibiótico e curativos com periodicidade regular, para o bem estar do animal. A manutenção da serpente em temperaturas subótimas, após a cirurgia, predispõe o animal à supressão imunológica e subsequente infecção.

5.5. Eutanásia

Segundo a Resolução nº 1000, de 11 de maio de 2012, do Conselho Federal de Medicina Veterinária, eutanásia é a indução da cessação da vida animal, por meio de método tecnicamente aceitável e cientificamente comprovado, sendo um meio de eliminar a dor ou o sofrimento dos animais. Segundo o art. 10 desta mesma Resolução, a escolha do método dependerá da espécie animal envolvida, da idade e do estado fisiológico dos animais, bem como dos meios disponíveis para contenção dos mesmos, da capacidade técnica do executor, do número de animais e, no caso de experimentação ou ensino, do protocolo de estudo.

De acordo com a Resolução Normativa nº 13, de 20 de Setembro de 2013, do CONCEA, os procedimentos de eutanásia devem ser supervisionados, mesmo que não de forma presencial, pelo Responsável Técnico pelo Biotério, que deve ter o título de Médico Veterinário com registro ativo no Conselho Regional de Medicina Veterinária da Unidade Federativa em que o estabelecimento esteja localizado.

Em serpentes, o método mais adequado é a utilização de barbitúricos (30 - 100mg/kg, intravenoso ou intracelomático), pois é uma droga de efeito rápido e de baixo custo. Como há a necessidade de realizar a contenção física para a aplicação do agente, técnicos experientes são imprescindíveis, principalmente quando se trata da contenção de serpentes peçonhentas de importância em saúde.

Em serpentes submetidas à eutanásia para servirem de alimento a serpentes ofiófagas (serpentes que se alimentam de outras serpentes), os barbitúricos ou outros agentes injetáveis não devem ser utilizados, pois podem causar sedação nos animais que consomem a carcaça. Nestes casos, o mais indicado é o uso de anestésicos inalatórios (para espécies que não seguram a respiração, seguido de outro método de eutanásia), após a devida aprovação pelas CEUAs das Instituições de Ensino e Pesquisa. Atualmente, existe uma grande tendência em oferecer ratos e camundongos pré-abatidos às serpentes. A eutanásia, nestes casos, pode ser feita pelo deslocamento cervical, contanto que seja feito por um executor bem qualificado e para roedores com peso menor que 150g.

5.6. Necropsia

Para compreender a história natural de uma doença, risco de surgimento, morbidade das afecções e as causas de mortalidade, devemos proceder à realização de necropsia e posterior coleta de material biológico para determinação do agente etiológico envolvido (Matushima, 2007). Para realizar a necropsia, a conservação do cadáver deve ser feita em refrigerador (4° a 10° C) por um período máximo de 24 horas. O resfriamento não impede a autólise e a putrefação, mas retarda estes processos. Nunca devemos congelar carcaças que serão submetidas à necropsia, pois o congelamento pode romper as membranas celulares, impedindo o diagnóstico histopatológico. O médico veterinário responsável pela necropsia deverá ser bem familiarizado com a anatomia da espécie em questão, bem como com suas particularidades. Na literatura, existem alguns trabalhos sobre a anatomia das principais espécies de serpentes utilizadas em pesquisa ou ensino no Brasil, que são ferramentas de grande auxílio nesta atividade (Kolesnikovas et al., 2007; Funk, 2005; Gomes & Puorto, 1993; Gomes et al., 1989). Equipamentos de proteção individual, como avental, luvas e máscaras devem sempre ser utilizados durante a necropsia.

Antes da necropsia propriamente dita, deve-se pesar, medir e examinar externamente a serpente: condições gerais, orifícios naturais, presença de ectoparasitos, feridas e fraturas. Feito isto, coloca-se a serpente em decúbito dorsal e faz-se uma pequena incisão nas escamas ventrais, no meio do corpo, cortando, em seguida, na direção cranial e depois na direção caudal. Após aberta, a pele da serpente pode ser rebatida e presa em uma tábua de necropsia com alfinetes. Todos os órgãos internos devem ser cuidadosamente verificados em relação à anatomia topográfica, aspecto, presença de parasitos, secreções, etc. As amostras de tecido podem ser coletadas nos mais diferentes tipos de soluções e reagentes, dependendo da finalidade do estudo, em frascos apropriados e identificados. Na maioria das vezes, utiliza-se formol 10%. Após a necropsia, uma ficha deve ser preenchida com todas as informações a respeito da serpente e uma detalhada descrição necroscópica.

5.7. Destino das carcaças

As serpentes que vierem ao óbito natural ou que forem submetidas à eutanásia e que puderem ser aproveitadas em atividades de ensino ou pesquisa, em universidades ou coleções, devem ser armazenadas em freezer até o seu uso ou fixadas (Franco & Salomão, 2002). Serpentes que vierem a óbito e que forem descartadas devem ser acondicionadas em saco branco leitoso apropriado para resíduos biológicos (grupo A) (no caso das serpentes peçonhentas de importância em saúde, deve-se tomar a precaução de terem a boca fechada com fita crepe, pois as presas ainda podem ter resíduos de veneno com atividade lesiva, tanto para a pessoa que está efetuando o acondicionamento da carcaça, como para os funcionários responsáveis pelo transporte do lixo). Se o saco com a carcaça não for imediatamente encaminhado para a coleta apropriada do lixo, o mesmo deve ser congelado até o momento da coleta. As carcaças devem ser tratadas pelo método de incineração (Tambourgi et al., 2010).

6. Ética e bem-estar animal no uso de serpentes em laboratório

Assim como para outros animais, devemos nos preocupar com o bem-estar para as serpentes que estão sendo utilizadas na produção, manutenção ou utilização em atividades de ensino ou pesquisa científica. Pessoal treinado e capacitado para o manejo das serpentes é condição imprescindível, principalmente quando se trata de serpentes de importância em saúde. Muitas pessoas, por medo dos animais, acabam não tendo os devidos cuidados na manipulação, podendo causar sérias lesões nas serpentes. A sala de manutenção das serpentes não pode ser utilizada para outros fins, como laboratório ou escritório, e o tempo de permanência na sala deve-se restringir ao mínimo necessário. Algumas serpentes demonstram claramente, através da vibração da cauda ou de posturas defensivas, o quanto a presença humana é incômoda e estressante. Locais com muito barulho ou vibração, ao lado de marcenarias ou serralherias, por exemplo, também são desconfortáveis para as serpentes.

Quando machos forem colocados juntos para realização da disputa antes do acasalamento, é necessário que seja num espaço amplo que permita ao perdedor se refugiar, caso contrário, a disputa pode não se encerrar, levando um ou os dois indivíduos a estafa e até a morte. Deve-se tomar cuidados especiais no manejo de fêmeas prenhes. Devido à mudança do estado fisiológico, elas se mostram mais agressivas e, devido aos filhotes ou ovos, possuem seu centro de gravidade deslocado. Quando da manipulação com gancho, laço de Lutz e outros para evitar o soergimento da serpente por um único ponto.

7. Referências bibliográficas

- ANDRADE, D. V.; ABE, A. S. Water collection by the body in a viperid snake, *Bothrops moojeni*. *Amphibia Reptilia*, v. 21, n. 4, p. 485-492, 2000. ISSN 0173-5373.
- BENNETT RA. A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. *J. Zoo Wildl. Med.*, v. 22: 282-303, 1991.
- BOUTS T.; GASTHUYS F. Anesthesia in Reptiles. Part I: Injection anesthesia. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 71: 183-194, 2002.
- CAMPAGNER, M. V. Manejo de serpentes em cativeiro: manejo clínico-sanitário e avaliação da microbiota. Tese de doutorado Faculdade de Medicina de Botucatu, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2011.
- CARE, C. C. O. A. Guide to the Care Use of Experimental Animals. Ottawa: CCAC, 1980-1984. 208.



DANIEL, L. A. et al. Processos de desinfecção e desinfetantes alternativos na produção de água potável. Rio de Janeiro: Programa de Pesquisas em Saneamento Básico-PROSAB, 2001.

DYER S.M., CERVASIO EL. Na overview of restraint and blood collection techniques in exotic pet practice. *Vet Clin Exot Anim* 11: 423-443, 2008

FRANCO, F. L.; SALOMÃO, M. G.; AURICCHIO, P. (2002). Répteis. In: AURICCHIO, P.; SALOMÃO, M. D. G. Técnicas de coleta e preparação de vertebrados para fins científicos e didáticos. São Paulo: Instituto Pau Brasil de História Natural, 75-125.

FUNK R.S.; DIETHELM G. Reptile formulary. In: *Medicine and Surgery* (2nd edition). Elsevier Saunders, pp. 1119- 1140, 2007.

FUNK R.S. Snakes. In: *Reptile Medicine and Surgery* (2nd edition). Elsevier Saunders, pp. 42 - 58, 2007.

GOMES C.A.; ALMEIDA-SANTOS S.M. Microhabitat use by species of the genera *Bothrops* and *Crotalus* (Viperidae) in semi-extensive captivity. *The Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases*. 2012;18(4) p.393-398.

GOMES N.; PUORTO G. Atlas anatómico de *Bothrops jararaca* Wied, 1824. *Mem. Inst. Butantan*, 55 (1): 69 - 100, 1993.

GOMES N.; PUORTO G.; BUONONATO M.A.; RIBEIRO M. de F.M. Atlas anatómico de *Boa constrictor*. Monografias Instituto Butantan, 2: 1 - 59, 1989.

IBAMA. INSTRUÇÃO NORMATIVA IBAMA N.º 169/2008 - Normatiza procedimentos de autorização de diferentes categorias de empreendimentos utilizadores de fauna silvestre ou de suas partes e produtos. 2008.

ICMBio. INSTRUÇÃO NORMATIVA ICMBio N.º 03/2014 - Fixa normas para a utilização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBio, na forma das diretrizes e condições previstas nesta Instrução Normativa, e regulamenta a disponibilização, o acesso e o uso de dados e informações recebidos pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade por meio do SISBio. 2014.

JACOBSON, E.R. Snakes. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* v. 23: 1179-1212, 1993.

JACOBSON E.R. Metabolic scaling of antibiotics in reptiles: basis and limitations. *Zoo Biology*: 15:329-339, 1996.

JACOBSON E.R. Infectious diseases and pathology of reptiles: color atlas and text. CRC Press, Boca Raton, FL. 2007. 716p

JACOBSON, E.R.; GASKIN, J.M.; WELLS, S.; BOWLER, B.S.; SCHUMACHER, J. Epizootic of ophidian paramyxovirus in a zoological collection: pathological, microbiological and serological findings. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1992, n. 23, p.318-327.

JHO Y.S, PARK D.H., LEE J.H., CHA S.Y., HAN J.S. Identification of bacteria from the oral cavity and cloaca of snakes imported from Vietnam. *Laboratory Animal Research*, 27(3): 213-217, 2011

KOLESNIKOVAS, C. K. M., GREGO, K. F.; ALBUQUERQUE, LCR de. Ordem Squamata-Subordem Ophidia (Serpente). In: Cubas Z.S., Silva J.C.R., Catão-Dias J.L.(ed) *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca(2007): 68-85.

LELOUP, P. Various aspects of venomous snake breeding on a large scale. *Acta Zool. Pathol. Antverp*, v. 78, p. 177-198, 1984.

LOCK, B. Venomous Snake Restraint and Handling. *Journal of Exotic Pet Medicine*, v. 17, n. 4, p. 273-284, 2008.

MARTINS, M.; MARQUES, O. A.; SAZIMA, I. Ecological and phylogenetic correlates of feeding habits in Neotropical pitvipers of the genus *Bothrops*. In: Schuett, G. W., Höggren, M., Douglas, M. E.; Greene, H. W. *Biology of the Vipers*, Eagle Mountain Publishing. p. 307-328, 2002.

MATUSHIMA E. Técnicas Necroscópicas. Cubas Z.S., Silva J.C.R., Catão-Dias J.L.(ed) *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca. 2007. pp. 980 - 990.

MELGAREJO-GIMENEZ AR. Criação e manejo de serpentes. In: Andrade A, Pinto SC, Oliveira RS, editores. *Animais de laboratório*. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, 2006. p. 175-99.

NORBERG A.N., PILE E.P., RIBEIRO P.C., BRITO P.L.X., CONSORTE L.B.S., SANCHES F.G., SERRA-FREIRE N.M. Mucormicose em *Crotalus durissus terrificus* mantidas em cativeiro. *Revista de Ciência e Tecnologia*, 11(2) 2011

SÁ I.V.A; SOLARI C.A. Salmonella em répteis de estimação nacionais e importados. *Brazilian Journal of Microbiology*, 32(4): 293-297, 2001

SAZIMA, I.; MARTINS, M. Presas grandes e serpentes jovens: quando os olhos são maiores do que a boca. *Mem. Inst. Butantan*, v. 52, n. 3, p. 73-79, 1990.

SCHUMACHER J & YELEN T. Anesthesia and analgesia. In: MADER, D. R. (ed) *Reptile Medicine and Surgery*. Elsevier Health Sciences, pp 442-452, 2007.

TAMBOURGI, D.V.; BIZERRA, A.F. et al. Manual Prático sobre Usos e Cuidados Éticos de Animais de Laboratório, p. 45-61, Secretaria do Estado da Saúde de São Paulo, 2010.

VITT, L. J.; CALDWELL, J. P. *Herpetology: an Introductory Biology of Amphibians and Reptiles*. Academic Press, 2009. 697.

WELDON, P. J.; DIVITA, F. M.; MIDDENDORF III, G. A. Responses to snake odors by laboratory mice. *Behavioural Processes*, v. 14, n. 2, p. 137-146, 1987.

REQUISITOS MÍNIMOS PARA PRODUÇÃO, MANUTENÇÃO OU UTILIZAÇÃO DE ANFÍBIOS PARA ATIVIDADES DE ENSINO OU PESQUISA CIENTÍFICA

Necessidades essenciais em cativeiro	Anfíbios arborícolas (pererecas)	Anfíbios terrestres	Anfíbios semi-fossórios e fossórios	Anfíbios aquáticos	Dendrobátídeos
Terrários	Caixas plásticas altas com tampa telada e bem vedada.	Caixas plásticas ou tanques azulejados com tampa telada e bem vedada.	Caixas plásticas com tampa telada e bem vedada, com substrato de terra em profundidade compatível com as dimensões da espécie.	Aquários ou tanques dotados de filtro para água e com tampa bem vedada	Terrários de vidro com substrato de terra.
Exigências de água/umidade	Água em recipientes que possibilitem o mergulho total do corpo	Água em recipientes que possibilitem o mergulho total do corpo	Substrato sempre umedecido porém não encharcado. Recipientes rasos com água na superfície.	Coluna de água com profundidade adequada para a natação.	Bandeja com profundidade (pequeno lago) contendo água corrente em circulação fechada.
Macroambiente	Temperatura média de 25°C Umidade relativa acima de 60% Ciclo de luz: 12h luz-12h escuro			Temperatura média de 25°C Ciclo de luz: 12h luz-12h escuro	Temperatura média de 25°C Umidade relativa acima de 60% Ciclo de luz: 12h luz-12h escuro
Alimentação	Grilos, baratas e tenébrios (vivos). Eventualmente camundongos neonatos (vivos) para espécies de grande porte.	Insetos vivos (grilos, baratas e tenébrios) e camundongos neonatos vivos (para sapos e grandes rãs)	Anuros: insetos vivos (grilos, baratas, tenébrios e cupins sem ferrão) e minhocas vivas. Cecílias: carne bovina, de frango ou de peixe moída, neonatos vivos de camundongo e minhocas vivas.	Carne bovina e/ou de frango moída, lascas de peixe, minhocas (para os pípidos e cecílias). Peixes vivos (somente para os os pípidos).	Moscas de frutas, cupins e formigas sem ferrão, grilos, baratas e tenébrios recém-nascidos (todos vivos).
Enriquecimento ambiental	Galhos, folhas artificiais ou naturais, pedaços de cano de PVC	Canos de PVC, telhas e tijolos furados de barro. Folhíço.	Folhíço, canos de PVC, cascas de coco seco cortadas ao meio, frutos de sapucaia.	Cecílias: cascalho e tocas de pedra, vegetação aquática.	Galhos e vegetação natural.
Contenção química	Banho em MS222 (tricaina metano sulfonato), a 0,1-0,2%				
Eutanásia	Dose intraperitoneal de tiopental (tiopentato de sódio) a 50 mg/kg. Aplicação de lidocaína ou benzocaína na mucosa oral ou na região inguinal.				

REQUISITOS MÍNIMOS PARA PRODUÇÃO, MANUTENÇÃO OU UTILIZAÇÃO DE SERPENTES PARA ATIVIDADES DE ENSINO OU PESQUISA CIENTÍFICA

NECESSIDADES ESSENCIAIS EM CATIVEIRO	
TEMPERATURA	Manter temperaturas ambientais adequadas à espécie mantida em cativeiro para que a mesma possa realizar as suas atividades fisiológicas e comportamentais.
UMIDADE	Oferecer umidade adequada à espécie mantida em cativeiro.
ILUMINAÇÃO	Oferecer um ciclo de luz semelhante ao ambiente natural da serpente ou, pelo menos, um ciclo de 12 h claro/12 h escuro.
ALIMENTAÇÃO	Pesquisas que mantiverem as serpentes por mais de 30 dias, devem alimentar as mesmas com presas específicas da sua dieta, mensalmente, ou a cada 15 dias.
GAIOLA	As gaiolas de plástico são as mais indicadas por serem leves, fáceis de serem lavadas e difíceis de serem quebradas. Deve ser compatível com o tamanho da serpente. A serpente enrolada não pode ocupar mais do que 1/3 da área da gaiola. Para as serpentes arborícolas, a altura deve compreender no mínimo à metade do comprimento da serpente. Serpentes semiaquáticas devem ter um local que possam nadar ou banhar-se, mas ter a opção de um local que possam manter todo o seu corpo em ambiente seco.
SUBSTRATO	Deve ser trocado sempre que estiver sujo ou com excesso de umidade. Evitar substratos pequenos que possam grudar na presa e serem ingeridas pelas serpentes, causando estomateite ou mesmo obstrução do trato gastrointestinal.
ABRIGO	Oferecer abrigos para as serpentes que são mantidas em serpentários abertos (criação semi-intensiva)
ÁGUA	A água oferecida deve ser tratada, estar sempre à disposição do animal e ser trocada a cada 3 dias no mínimo.
SALA DE EXPERIMENTAÇÃO	A sala de experimentação não deve ser a mesma da manutenção.
CONTENÇÃO FÍSICA	A escolha do material de contenção deve ser feita de acordo com a espécie e finalidade. O tubo plástico deve ser utilizado quando se pretende realizar algum procedimento no 1/3 posterior da serpente; o laço deve ser confeccionado com espuma e tira de couro para não causar lesões nas serpentes e ser utilizado tanto para realizar procedimentos no 1/3 anterior como posterior do corpo.
BIOSEGURANÇA	Todas as pessoas que trabalham com serpentes devem passar por treinamento adequado e utilizar os equipamentos de proteção individual.

Anexo

A) Características gerais das Serpentes

Anatomia

As serpentes possuem todo o corpo coberto por escamas, sendo que diferentes grupos apresentam diferentes tipos de escamas. Seu número, formato e disposição são utilizados como caractere taxonômico para diferenciação entre as espécies. Periodicamente, as serpentes realizam a ecdise ou "muda", que é troca da camada mais superficial da pele. Esta troca se inicia pelos lábios e se desprende do corpo numa peça única. Alguns dias antes da realização da ecdise, a serpente produz um líquido lubrificante entre a velha e a nova pele, deixando a coloração da serpente com aspecto opaco e leitoso. Os olhos das serpentes nesta fase se tornam azulados e opacos também. Após a muda, as serpentes voltam a ter uma pele com aspecto brilhoso novamente.

O esqueleto das serpentes é formado basicamente por crânio, vértebras e costelas, sendo que apenas alguns grupos ainda possuem vestígios de cintura pélvica e membros posteriores reduzidos a um esporão (por exemplo, Aniliidae, Boidae, Pythonidae, Tropidophiidae e Typhlopidae) (Bauchot, 2006). As vértebras não possuem grande mobilidade entre si, tendo movimentação dorso-ventral e lateral restritas. No entanto, o grande número de vértebras (algumas espécies com mais de 400) permite uma grande flexibilidade do corpo (Shine, 1995).

Muitas serpentes possuem adaptações cranianas para ingerir grandes presas: caixa craniana resistente, maxilas suspensas com grande mobilidade, ausência de sínfise mandibular e grande mobilidade do quadrado entre outras adaptações. Quatro tipos básicos de dentições são encontrados nas serpentes (Hartline, 1971). Dentição áglifa - não existe diferenciação entre os dentes para inoculação de peçonha (e.g., Scolecophidae, Boidae, Pythonidae, Colubridae). Estas serpentes não têm glândulas de veneno, mas algumas possuem saliva tóxica para suas presas. Dentição opistóglifa - existem dentes modificados na porção posterior da boca adaptados a inoculação da peçonha produzida por glândulas de Duvernoy (e.g. alguns Dipsadidae). As serpentes brasileiras que possuem estes tipos de dentições na maioria das vezes não são capazes de produzir um envenenamento grave nos seres humanos e são consideradas como serpentes sem importância em saúde (por exemplo Oxyrhopus, Philodryas, Thamnodynastes). Dentição proteróglifa - Possuem dentes especializados para inoculação de peçonha na região anterior da boca (e.g corais-verdadeiras, najas e mambas). Dentição Solenóglifa - possuem um sistema de inoculação de peçonha altamente especializado. Além de ter grandes presas, a articulação do maxilar possibilita que durante o bote as presas sejam projetadas para frente (e.g. cascavéis e jararacas). Estes dois últimos tipos de dentição pertencem às serpentes causadoras de acidentes em seres humanos e são chamadas de serpentes peçonhentas de importância em saúde e, em caso de acidente, deve-se tomar soro-antiofídico específico para combater a peçonha.

Os órgãos internos também possuem adaptações para se alojar no corpo cilíndrico das serpentes. Eles são alongados e, quando são pares, se apresentam deslocados em relação ao seu par (o direito mais cranial) ou então ausentes, como é o caso do pulmão esquerdo ausente ou reduzido em algumas serpentes (Bauchot, 2006). Algumas espécies possuem traquéia-pulmonar, ou seja, ao longo de quase toda a sua extensão, existe parênquima pulmonares (ver item 6.3 Anestesia). As serpentes não possuem diafragma, sendo que a respiração ocorre por movimentação da musculatura intercostal.

Órgãos dos sentidos

As serpentes não possuem ouvido externo e o ouvido médio é modificado. A columela tem o formato alongado e é articulada com o osso quadrado, dando-lhes a capacidade de amplificar as vibrações emitidas pelo substrato em contato com a cabeça (Bauchot, 2006). Embora a literatura indique que as serpentes são incapazes de perceber ondas sonoras aéreas, estudos recentes têm demonstrado que as serpentes respondem a sons aéreos (Young e Aguiar, 2002).

Algumas famílias têm os olhos atrofiados (e.g. Typhlopidae, Leptotyphlopidae), sendo conhecidas como cobras-cegas, enquanto outras possuem visão desenvolvida e enxergam em três dimensões (por exemplo a serpente arborícola Aethula que tem 45° de visão binocular). A visão junto com outros órgãos dos sentidos desempenha importante papel no comportamento predatório.

Todas as serpentes possuem o sistema vomeronasal bem desenvolvido. A abertura do órgão vômero nasal ou órgão de Jacobson se dá no palato das serpentes. As partículas químicas do ambiente são captadas pela língua bifida ao dardejear e, quando entra na boca, encosta na abertura deste órgão, desencadeando o estímulo nervoso. O sentido vômero nasal é de fundamental importância para as serpentes, elicitando comportamentos predatórios, defensivos, reprodutivos, etc.

Alguns grupos de serpentes possuem órgãos termossensoriais, que podem ser em número par (um em cada lado da face), denominado fosseta loreal ou em maior número localizados nas escamas labiais (fossetas labiais). O primeiro tipo é encontrado nas serpentes crotalíneas (cascavel, jararaca, surucucu) e, o segundo, em serpentes da família dos boídeos (cobra-de-veado e cobra-papagaio) e pitonídeos (pitons). É um órgão extremamente sensível, diferenciando variações de até 0,05°C, sendo muito utilizado na captura de presas endotérmicas pelas serpentes que os possui (Vitt e Caldwell, 2009)

Fisiologia

Serpentes são animais ectotérmicos, sendo dependentes de fontes externas de calor para manutenção da sua temperatura corpórea dentro do intervalo térmico ideal. A temperatura corpórea nem sempre é constante. Dependendo da atividade da serpente, ela tende a procurar diferentes temperaturas (Avery, 1982). Fêmeas vivíparas gestantes são exemplos de situações em que a serpente tem temperaturas preferenciais maiores (Ming-Chung e Hutchison, 1994).

Alimentação

Todas as serpentes são carnívoras, sendo que a dieta é variável entre as espécies. Algumas espécies se alimentam de diversos itens, anfíbios, insetos, roedores; enquanto outras são especialistas se alimentando ou tendo preferência por um tipo de item (Sant'anna e Abe, 2007). Algumas serpentes, por outro lado, possuem variação ontogênica na dieta. Quando jovens se alimentam de presas ectotérmicas e, quando adultas, predam animais endotérmicos (Martins et al., 2002). As serpentes não têm condições de partir seu alimento, portanto elas sempre ingerem suas presas inteiras e normalmente iniciam pela cabeça. São animais oportunistas, no sentido de poderem ingerir presas que foram encontradas mortas (necrofagia) (Sazima e Strussman, 1990).

Reprodução

A reprodução das serpentes pode ser basicamente dividida em dois tipos: as que botam ovos, denominadas ovíparas; e aquelas que parem os filhotes já completamente formados, as vivíparas. Nos dois casos, as fêmeas antes do período reprodutivo, armazenam gordura e, quando entram no período de reprodução, transformam a gordura em vitelo que será depositado nos folículos ovarianos. Após a cópula as serpentes fêmeas têm a capacidade de armazenar os espermatozoides, controlando o momento da fecundação (Halpert et al., 1982). Portanto apesar de termos certeza do momento da cópula, não conseguimos definir o momento da fecundação. Após o nascimento (vivíparas ou ovíparas), os filhotes possuem em seu interior reservas de vitelo que podem durar alguns dias ou semanas.

No período reprodutivo, machos de algumas espécies realizam uma disputa pela fêmea. Estes combates tendem a ser ritualizados, não causando ferimentos nos oponentes, mas em alguns casos, podem ocorrer mordidas ou picadas (ver item 7 - Ética e Bem Estar).

B) Classificação

De acordo com o Reptile Database (Uetz, 2014), existem 27 diferentes famílias, com cerca de 3500 espécies de serpentes no mundo. No Brasil encontramos 10 famílias (Bérnils e Costa, 2012): Anomalepididae (7 espécies), Typhlopidae (6), Leptotyphlopidae (16), Tropidophiidae (1), Aniliidae (1), Boidae (12), Colubridae (34), Dipsadidae (244), Viperidae (30) e Elapidae (30), sendo que as duas últimas famílias correspondem às serpentes peçonhentas de importância em saúde.

C) Modelos de serpentes frequentemente utilizadas em pesquisa

No Brasil, existe cerca de 380 serpentes que podem ser mantidas em cativeiro para estudos relativos a comportamento, fisiologia, reprodução, patologia entre outros tópicos, mas também muitas serpentes podem ser mantidas em cativeiro para estudo dos venenos e sua utilização na produção de imunobiológicos. Os grupos mais comumente mantidos por períodos mais longos para pesquisa e ensino são as jararacas (Bothrops) e as cascavéis (Crotalus) entre as peçonhentas e as jiboias (Boa) entre as não-peçonhentas (Quadro 1). Outras espécies são utilizadas na pesquisa e ensino, mas, normalmente, em menor número ou a manutenção, ocorre por tempo reduzido (até dois anos). Entretanto, as bases de manejo das serpentes em cativeiro aqui descritas servem como parâmetros para o grupo como um todo.

Tabela 1 - Principais famílias e gêneros brasileiros de serpentes mantidas em cativeiro para pesquisa, produção e ensino

Família	Características	Gênero	Nome popular
Boidae	Vivíparas, matam por constricção, dentição áglifa	Boa	jiboia
		Epicrates	salamanta
		Finisectes	sucuri
Colubridae	Dentição áglifa ou opistóglifa, arborícolas ou terrícolas, geralmente ovíparas.	Spilotes	caninana
Dipsadidae	Dentição áglifa ou opistóglifa, arborícolas ou terrícolas, geralmente ovíparas. Grande variedade de formas, cores e habitats no Brasil	Oxyrhopus	falsa-coral
		Philodryas	cobra-verde, parelheira, cobra-cipó
		Sibynomorphus	dormideira
		Thamnodynastes	corre-campo
		Tomodon	cobra-espada
Viperidae	Dentição solenóglifa, presença de fosseta loreal	Bothrops	jararaca, jararacussu, urutu, caiçaca
		Crotalus	cascavel
		Lachesis	surucucu pingo de jaca
Elapidae	Dentição proteróglifa	Micrurus	coral verdadeira

Referências bibliográficas

- EVERY, R. Field studies of body temperatures and thermoregulation. *Biology of the Reptilia*, v. 12, n. 4, p. 93-166, 1982.
- BAUCHOT, R. Snakes: A Natural History. Sterling Publishing Company, Inc., 2006
- BÉRNILS, R. S.; COSTA, H. C. Répteis brasileiros: Lista de espécies, Versão 2012.1., Sociedade Brasileira de Herpetologia, 2012. Disponível em: < <http://www.sbrherpetologia.org.br/> >. Acesso em: 20/10/2014.
- HALPERT, A. P.; GARSTKA, W. R.; CREWS, D. Sperm transport and storage and its relation to the annual sexual cycle of the female red-sided garter snake, *Thamnophis sirtalis* parietalis. *Journal of Morphology*, v. 174, n. 2, p. 149-159, 1982.
- HARTLINE, P. H. Physiological basis for detection of sound and vibration in snakes. *Journal of Experimental Biology*, v. 54, n. 2, p. 349-371, 1971.
- IBAMA. INSTRUÇÃO NORMATIVA IBAMA N.º 169/2008 - Normatiza procedimentos de autorização de diferentes categorias de empreendimentos utilizadores de fauna silvestre ou de suas partes e produtos. 2008.
- MARTINS, M.; MARQUES, O. A.; SAZIMA, I. Ecological and phylogenetic correlates of feeding habits in Neotropical pitvipers of the genus *Bothrops*. In: Schuett, G. W., Höggren, M., Douglas, M. E.; Greene, H. W. *Biology of the Vipers*, Eagle Mountain Publishing. p. 307-328, 2002.
- MING-CHUNG, T.; HUTCHISON, V. H. Influence of pregnancy on thermoregulation of water snakes (*Nerodia rhombifera*). *Journal of Thermal Biology*, v. 19, n. 4, p. 255-259, 1994.
- SANT'ANNA, S. S.; ABE, A. S. Diet of the rattlesnake *Crotalus durissus* in southeastern Brazil (Serpentes, Viperidae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, v. 42, n. 3, p. 169-174, 2007.
- SAZIMA, I.; STRUSSMAN, C. Necrofagia em serpentes brasileiras: exemplos e previsões. *Revista Brasileira de Biologia*, v. 50, p. 463-468, 1990.
- SHINE, R. Australian snakes: a natural history. Cornell University Press, 1995. 229p.
- UETZ, P. The Reptile Database. 2014. Disponível em: < <http://www.reptile-database.org> >. Acesso em: 20/10/2014.
- VITT, L. J.; CALDWELL, J. P. *Herpetology: an Introductory Biology of Amphibians and Reptiles*. Academic Press, 2009. 697.
- YOUNG, B. A.; AGUIAR, A. Response of western diamondback rattlesnakes *Crotalus atrox* to airborne sounds. *Journal of Experimental Biology*, v. 205, n. 19, p. 3087-3092, 2002.



Anexo II
Formulário para envio de contribuições

	<p>"Anfíbios e Serpentes Cativeiros em instalações para produção, manutenção ou utilização em atividades de ensino ou pesquisa científica" do Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais para Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica do CONCEA.</p>
--	---

I. Identificação do participante

Nome Completo:		
Endereço:		
Cidade:	UF:	
Telefone: (..)	Fax: (..)	E-mail:

II. Contribuições

Texto atual publicado – informar o item e página	Proposta (inclusão, exclusão ou nova redação)
Justificativa:	

Texto atual publicado informar o item e página	Proposta (inclusão, exclusão ou nova redação)
Justificativa:	

RETIFICAÇÃO

No Edital nº 01, publicado no Diário Oficial da União de 25 de março do ano de 2015, Seção 3, página 9, onde se lê: "Guia Brasileiro de Produção e Utilização de Animais para Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA)", leia-se: "Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais para Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA)".

AGÊNCIA ESPACIAL BRASILEIRA

EXTRATO DE CONTRATO Nº 4/2015 - UASG 203001

Nº Processo: 01350000010201522.
PREGÃO SISPP Nº 4/2015. Contratante: AGENCIA ESPACIAL BRASILEIRA - AEB-CNPJ Contratado: 72643836000115. Contratado : POSITIVE IDIOMAS LTDA - EPP -Objeto: Contratação de empresa para serviços de tradução e gravação. Informe que após o deson-to de 64,61%(sessenta e quatro virgula sessenta e um por cento) o valor do contrato ficou estimado em R\$ 17.601,56(dezessete mil, sessentos e um reais e cinquenta e seis centavos). Fundamento Legal: Lei nº 10.520/02, Dec. nº 2.271/97, Dec. nº 5.450/05 e Lei nº 8.666/93. Vigência: 24/04/2015 a 23/04/2016. Valor Total: R\$49.736,48. Fonte: 100000000 - 2015NE800064. Data de Assinatura: 24/04/2015.

(SICON - 28/04/2015) 203001-20402-2015NE800001

EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 3/2015 - UASG 203001

Número do Contrato: 10/2013.
Nº Processo: 01350000167201124.
DISPENSA Nº 30/2012. Contratante: AGENCIA ESPACIAL BRASILEIRA - AEB-CNPJ Contratado: 12082373000138. Contratado : NOVA LOCADORA DE VEICULOS E -TRANSPORTES LTDA - ME. Objeto: Prorrogar o contrato por mais 12(doze) meses. Fundamento Legal: Art. 57, inciso II da Lei nº 8.666/93. Vigência: 23/03/2015 a 22/03/2016. Valor Total: R\$214.875,00. Fonte: 100000000 - 2015NE800015. Data de Assinatura: 20/03/2015.

(SICON - 28/04/2015) 203001-20402-2015NE800001

Este documento pode ser verificado no endereço eletrônico <http://www.in.gov.br/autenticidade.html>, pelo código 00032015042900017

EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 4/2015 - UASG 203001

Número do Contrato: 12/2012.
Nº Processo: 01350000168201250.
INEXIGIBILIDADE Nº 19/2012. Contratante: AGENCIA ESPACIAL BRASILEIRA - AEB-CNPJ Contratado: 01773463000159. Contratado : OMNISYS ENGENHARIA LTDA -Objeto: Prorrogar o prazo de execução e vigência do contrato 12/2012. Fundamento Legal: Arrt. 57 da Lei nº 8.666/93. Vigência: 28/04/2015 a 20/07/2015. Data de Assinatura: 24/04/2015.

(SICON - 28/04/2015) 203001-20402-2015NE800001

CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA ELETRÔNICA AVANÇADA S/A

EXTRATO DE CONTRATO Nº 16/2015 - UASG 245209

Nº Processo: 01213002402201509.
PREGÃO SISPP Nº 26/2015. Contratante: CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA -ELETRONICA AVANÇADA S.A. CNPJ Contratado: 88176995000197. Contratado : NOVUS - PRODUTOS ELETRONICOS LTDA-Objeto: Serviços de retirada, calibração, certificação e reinstalação dos instrumentos existentes na planta da CEITEC S.A. Fundamento Legal: Lei 8.666/93. Vigência: 16/04/2015 a 15/04/2016. Valor Total: R\$74.336,00. Fonte: 100000000 - 2015NE800327. Data de Assinatura: 16/04/2015.

(SICON - 28/04/2015) 245209-24209-2015NE800012

EXTRATO DE CONTRATO Nº 18/2015 - UASG 245209

Nº Processo: 01213002148201531.
PREGÃO SISPP Nº 30/2015. Contratante: CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA -ELETRONICA AVANÇADA S.A. CNPJ Contratado: 53276010000110. Contratado : HEXIS CIENTIFICA S/A -Objeto: Fornecimento de reagentes para análises químicas a serem utilizados nas análises físico-químicas de controle do tratamento de efluentes industriais da planta do CEITEC com entrega sob demanda. Fundamento Legal: Lei 8.666/93. Vigência: 27/04/2015 a 26/04/2016. Valor Total: R\$22.651,36. Fonte: 100000000 - 2015NE800353. Data de Assinatura: 27/04/2015.

(SICON - 28/04/2015) 245209-24209-2015NE800012

EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 1/2015 - UASG 245209

Número do Contrato: 12/2014.
Nº Processo: 01213001512201464.
PREGÃO SISPP Nº 13/2014. Contratante: CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA -ELETRONICA AVANÇADA S.A. CNPJ Contratado: 35820448006339. Contratado : WHITE MARTINS GASES INDUSTRIAIS -LTDA. Objeto: Prorrogação da vigência contratual por 12 (doze) meses. Fundamento Legal: Lei 8.666/93. Vigência: 01/04/2015 a 31/03/2016. Valor Total: R\$29.820,00. Fonte: 100000000 - 2015NE800172. Data de Assinatura: 05/03/2015.

(SICON - 28/04/2015) 245209-24209-2015NE800012

AVISO DE LICITAÇÃO
PREGÃO Nº 27/2015 - UASG 245209

Nº Processo: 01213000829201564 . Objeto: Serviços de manutenção sob demanda de equipamento instalado na planta da Sala Limpa da CEITEC S/A para os módulos de processo 1 e 2 Total de Itens Licitados: 00001. Edital: 29/04/2015 de 09h00 às 12h00 e de 14h às 17h30. Endereço: Estrada Joao de Oliveira Remiao, 777 PORTO ALEGRE - RS. Entrega das Propostas: 13/05/2015 às 10h00

ANDREA LUCCI MASINA
Pregoeira

(SIDEC - 28/04/2015) 245209-24209-2015NE800012

COMISSÃO NACIONAL DE ENERGIA NUCLEAR
DIRETORIA DE PESQUISA E DESENVOLVIMENTO
COORDENAÇÃO DO LABORATÓRIO DE POÇOS DE CALDAS

EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 2/2015 - UASG 113210

Número do Contrato: 1/2013.
Nº Processo: 01346.00052/2012.
PREGÃO SISPP Nº 2/2013. Contratante: COMISSAO NACIONAL DE ENERGIA -NUCLEAR. CNPJ Contratado: 09356435000148. Contratado : ALPEM - SERVICOS TERCEIRIZADOS -LTDA - ME. Objeto: O presente Termo Aditivo tem por objeto a prorrogação da vigência prevista na cláusula IV - DA VIGÊNCIA do contrato originário no. 01/2013-CNEN/LAPOC, firmado em 22 de abril de 2013. Fundamento Legal: Lei 8.666 de 21 de junho de 1993, com redação dada pela Lei 8.883 de 08 de junho de 1994. Vigência: 22/04/2015 a 22/04/2016. Valor Total: R\$90.446,88. Fonte: 100000000 - 2015NE800005. Fonte: 174110100 - 2015NE800011. Data de Assinatura: 20/04/2015.

(SICON - 28/04/2015) 113210-11501-2015NE800025

INDÚSTRIAS NUCLEARES DO BRASIL S/A

RESULTADO DE JULGAMENTO
PREGÃO ELETRÔNICO GESUP/F Nº 1.020/2015

Em cumprimento ao disposto na Lei 10.520, de 17 de julho de 2002 e em conformidade com o parágrafo 1º do artigo 109 da Lei 8.666/93, Indústrias Nucleares do Brasil S.A. - INB torna público que a empresa ARDO DO BRASIL DISTRIBUIDORA DE PEÇAS E SERVIÇOS LTDA foi considerada vencedora no resultado final do julgamento das propostas apresentadas ao Pregão Eletrônico acima mencionado, cujo objeto é Fornecimento de 01 (um) Barra redonda Ø440 X 220mm liga 1.4876 (Incoloy 800), posto CIF na Fábrica de Combustível Nuclear - FCN, sito na Rodovia Presidente Dutra, Km 330 - Engenheiros Passos - Resende - RJ, em conformidade com o Termo de Referência - Anexo I do Edital.

ALINE CEVESE RANGEL
Pregoeira

Documento assinado digitalmente conforme MP nº 2.200-2 de 24/08/2001, que institui a Infraestrutura de Chaves Públicas Brasileira - ICP-Brasil.