

**CONSELHO NACIONAL DE CONTROLE DE
EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL**

RESOLUÇÃO NORMATIVA N 29, DE 13 DE NOVEMBRO DE 2015

Baixa o Capítulo "Anfíbios e serpentes mantidos em instalações de instituições de ensino ou pesquisa científica" do Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais em Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica.

O PRESIDENTE DO CONSELHO NACIONAL DE CONTROLE DE EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL - CONCEA, no uso das atribuições que lhe confere o art. 5º da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, resolve:

Art. 1º. Fica baixado o Capítulo "Anfíbios e Serpentes Mantidos em Instalações de Instituições de Ensino ou Pesquisa Científica" do Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais em Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal, na forma do Anexo a esta Resolução Normativa.

Art. 2º. Esta Resolução Normativa entra em vigor na data de sua publicação.

CELSO PANSERA

D.O.U. de 17/11/2015, Seção I, Pág.05.

ANEXO

Anfíbios e serpentes mantidos em instalações de instituições de ensino ou pesquisa científica

ANFÍBIOS

1. INTRODUÇÃO

1.1. 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, para fins de conservação, ou à extração de matéria prima utilizada na pesquisa ou para fins de produção.

1.2. 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, em geral, de pequeno porte e de hábitos secretivos. Além do mais, diferentemente das serpentes, não representam (ou representam muito pouco) problema para a saúde humana ou veterinária.

1.3. 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 pelé muito desprotegida e frágil (Duelmann e Trueb, 1989; Pough et al., 1993, Jared e Antoniazzi, 2009). Porém, o atual status de ameaça da classe como um todo, estabelecido pela International Union for Conservation of Nature (IUCN), vem sendo considerado uma motivação maior para estudos que visem à conservação desses animais.

2. CAPTURA NO CAMPO

2.1. A captura, manutenção ou utilização de animais silvestres para fins de pesquisa, ensino ou produção depende da 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), além do Comitê de Ética local. A Instrução normativa do ICMBio nº 03, de 02 de setembro de 2014 (ICMBio, 2014), regulamenta atividades científica ou didáticas que envolvam captura dos animais silvestres na natureza, transporte, manutenção destes em cativeiro por período inferior a 24 meses e a coleta de material biológico de animais silvestres mantidos em cativeiro. Já, a instrução normativa do IBAMA nº 169/2008, de 20 de fevereiro de 2008 (IBAMA, 2008), regulamenta os procedimentos para autorização de diferentes categorias de empreendimentos que se utilizem da fauna silvestre.

2.2. 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 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.

2.3. A captura de anfíbios na natureza 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 captura 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 captura de todos os taxa, com exceção das pererecas, que, por serem trepadoras, têm facilidade para escapar do interior dos baldes.

2.4. 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 folhicho, com movimentos certos, ainda que delicados. Os animais, quando avistados, 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 folhicho úmidos) para servir de abrigo, de modo a diminuir o nível de estresse dos animais. No caso dos pípidios, 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 pípidios, pode ser realizada por meio de tarrafas utilizadas para peixes.

2.5. É importante ressaltar a necessidade de se acondicionar dos anfíbios de serem acondicionados separados por espécie, de modo a que suas toxinas cutâneas não possam provocar danos para as demais espécies capturadas.

2.6. Caso a expedição para capturas se estenda 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 folhicho, galhos e fragmentos de casca de árvore. Quando os animais são fossórios, usa-se terra como principal substrato, além de folhicho úmido na superfície.

2.7. O transporte dos animais vivos, assim como a captura, 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. Mesmo em viagens curtas, o espaço a ser destinado para os animais deve considerar cuidados principalmente em relação à manutenção da umidade e ao controle da temperatura, que deve ser mantida amena.

2.8. 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 folhiço 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 folhiço, 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 renove, pelo menos diariamente, o ar dos sacos de acondicionamento. Também é adequado que os sacos e caixas contendo os animais sejam acomodados em uma caixa maior, de plástico ou isopor. Caso necessário, dependendo das condições climáticas, esta caixa poderá conter gelo embalado e protegido por panos ou papel, em quantidade suficiente para amenizar a temperatura no interior da caixa, mas sem entrar em contato direto com os animais.

2.9. 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.

2.10. Ao chegarem à instalação animal, os animais devem passar por um período de quarentena e, apenas posteriormente, poderão ser misturados a outros indivíduos que possam já existir no local, de preferência separados por local de procedência.

3. INSTALAÇÕES ANIMAIS

3.1. Caixas e tanques de contenção

3.1.1. 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 microhilídeos, podem ser acondicionados 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.

3.1.2. 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 responsável técnico utilize informação sobre cada espécie e seja um atento observador dos animais, assim como os cuidadores. Só dessa forma será possível a utilização do bom senso na escolha dos terrários.

3.1.3. 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 hidratarem.

3.1.4. 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 necessária aeração, pois a água deve ser trocada após a alimentação, devido à sujeira remanescente da mesma. 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 filtração e aeração.

3.2. Enriquecimento dos recintos

3.2.1. A proposição de itens de enriquecimento espécie-específicos, adequados às necessidades de cada uma das espécies e dos indivíduos, deve se apoiar na observação do comportamento dos animais em cativeiro, comparando-o com dados obtidos *in situ*.

3.2.2. Substrato de terra é utilizado somente para anfíbios fossórios ou com hábitos de chão de floresta. Para os animais fossórios, a fim de se estabelecer a altura da coluna de terra a ser utilizada, deve-se respeitar o tamanho de cada espécie e, na medida do possível, o hábito de vida dos animais, que podem colonizar diferentes níveis de profundidade do solo.

Por exemplo: anuros microhilídeos, 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.

3.2.3. 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, folhiço, 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 bem-vindas.

3.2.4. Os dendrobatídeos necessitam de ambiente mais enriquecido do que os outros anuros. O terrário deve conter substrato de terra e folhiço 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

3.3.1. 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 dispendiosa 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. Dessa forma, o controle da temperatura ambiente pode ser realizado com a utilização de ventiladores ou aquecedores, de acordo com a necessidade. A existência de gradientes de temperatura e umidade no interior dos terrários pode ser benéfica aos animais, propiciando-lhes a oportunidade de compensar as variações ambientais através do metabolismo e do comportamento, da mesma maneira que ocorre no ambiente natural.

3.3.2. 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, acesas manualmente todos os dias, ou ligadas a um temporizador.

3.3.3. 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 bem-vindos, 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 houver 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

3.4.1. 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 acepção 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 tenébrios (*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.

3.4.2. 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 microhilídeos, deve ser farta, 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 aumenta a chance de que todos os indivíduos tenham a possibilidade de se alimentar. Essa sobra deve ser mantida apenas por umas poucas horas no interior do terrário, sendo recolhida sempre no mesmo dia da alimentação. A familiaridade com cada indivíduo 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.

3.4.3. Antes da colocação do alimento, dependendo do comportamento de cada espécie ou mesmo de cada indivíduo, pode ser necessária a retirada parcial ou até mesmo total 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 microhilídeos, 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.

3.4.4. 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.

3.4.5. Para as cecílias, animais cegos para imagem, mas com excelente olfato, a percepção do alimento se dá através de quimiorrecepção. São muito carnívoras 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.

3.4.6. 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.

3.4.7. Os pipídeos, 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*.

3.4.8. 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

3.5.1. Nos terrários e caixas sem substrato, deve-se remover os animais para outra caixa e proceder à 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, caso as caixas apresentem detritos ou fezes.

3.5.2. No caso dos tanques, utilizados para sapos e rãs de grande porte, que quase sempre defecam em grande quantidade (fezes envolvidas por uma cápsula membranosa), 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).

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

3.5.4. 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.

3.5.5. 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

3.6.1.1. As pererecas, animais pertencentes à extensa família Hylidae, são trepadores e escaladores, 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. Devese, 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 tenébrios. A limpeza deve ser realizada um a dois dias após a alimentação, com lavagem completa das caixas, que devem ser borrifadas com água diariamente.

3.6.1.2. 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

3.6.2.1. 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 sapos-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. A água deve ser provida em recipientes grandes, estáveis e não muito fundos (como, por exemplo, gaiolas pequenas de camundongos), de forma que os animais possam se banhar. É aconselhável que o uso de substratos, como terra ou folhiço, seja dispensado, já que dificulta enormemente a limpeza dos tanques. O enriquecimento deve ser realizado com telhas de barro superpostas, de maneira a criar abrigos e formar rampas para acesso à água, além de servir como um substrato diferenciado. 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 tenébrios).

3.6.2.2. 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.

3.6.2.3. 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

3.6.3.1. Os sapos de pequeno porte também pertencem, na sua grande maioria, ao gênero *Rhinella* (família *Bufo*). 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 folhiço. 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 tenébrions) é oferecido semanalmente. A limpeza deve ser realizada semanalmente, trocando-se a terra e/ou folhiço. As caixas devem ser borrifadas diariamente.

3.6.4. Anuros semi-fossórios

3.6.4.1. 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.

3.6.4.2. 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.

3.6.4.3. 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 tenébrions, 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

3.6.5.1. 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

3.6.6.1. 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, 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

3.6.7.1. 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, constroem 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

3.6.8.1. As cecílias aquáticas pertencem à família Typhlonectidae. O ambiente ideal desses animais é semelhante aos aquários convencionais para peixes, com sistema de filtração 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 filtração e aeração. A alimentação semanal é realizada com minhocas e carne de boi ou frango moída. A filtração 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, utilizar lidocaína ou benzocaína em pomada ou gel por pincelamento no interior da boca ou na barriga e região inguinal. Outra opção é a administração intrapleuroperitoneal 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%, aguardando um período de cinco minutos, até que não haja reflexos. Pode-se ainda assegurar a morte com uma injeção intra craniana - via foramen magnum - de lidocaína ou bupivacaína (ver Sebben, 2007).

Os animais que venham a óbito, seja por morte natural, por doença, ou pelo procedimento de pesquisa científica, devem ser fixados em formalina (formaldeído a 10%) e tombados em coleções zoológicas, sempre que possível e quando houver interesse das mesmas. As coleções da região onde ocorre a pesquisa deverão ser consultadas previamente quanto ao interesse em receber estes animais para tombamento.

5. DOENÇAS MAIS COMUNS OBSERVADAS NO CATIVEIRO

A rotina de manejo e manutenção de um biotério de animais silvestres deve contar com uma equipe multidisciplinar composta, principalmente, por biólogos e veterinários, de modo a contemplar tanto a os aspectos biológicos quanto os clínicos referentes ao manejo.

Quaisquer anormalidades devem ser analisadas pelos membros da equipe, os quais devem permanecer sempre atentos a comportamentos que fogem à rotina, sinais de doença ou ferimentos que venham a surgir nos animais. Essa análise visa fornecer subsídios para a indicação de possíveis tratamentos clínicos pelos veterinários. Entretanto, em relação a anfíbios, a literatura que versa sobre aspectos clínicos e doenças é ainda muito escassa. Apresentamos, a seguir, algumas das doenças mais comuns que acometem esses animais no cativeiro.

5.1. Micose

5.1.1. Causa: diversos fungos

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

5.1.3. Tratamento: uso de antimicótico.

5.2. Doença da perna vermelha (red leg disease)

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

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

5.2.3. Tratamento: uso de antibiótico.

5.3. Amebíase

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

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

5.3.3. Tratamento: uso do medicamento à base de Metronidazol.

5.4. Miíase

5.4.1. Causa: proliferação de larvas de moscas (diversas espécies).

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

5.4.3. Tratamento: remoção mecânica e subsequente untamento com óleo e utilização de antiinflamatório e antibiótico de uso tópico.

5.5. Verminose

Causa: Várias espécies de vermes

Sintomas: muito variáveis conforme a espécie de parasita Tratamento: específico para cada espécie.

5.6. Protrusão intestinal

5.6.1. Causa: presumivelmente por infestação de nematódios.

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

5.7. Dificuldade na troca de pelé

5.7.1. Causa: desidratação.

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

5.8. Fraturas ósseas

5.8.1. Causa: acidentes causados pelos próprios animais.

5.8.2. Sintomas: membros quebrados

5.8.3. 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.
- SEBEN, A. Microdissecação fisiológica a 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.

II) SERPENTES

Introdução

1.1. As Serpentes são animais vertebrados ectotérmicos, que fazem parte do grupo dos répteis. Possuem o corpo alongado, sem patas e coberto por escamas, a cintura escapular está ausente quando a cintura pélvica está presente, ela é rudimentar e notam-se pequenos esporões ao invés de membros pélvicos (Vitt e Caldwell, 2009). 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 constrição 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.

1.2. Para produção, manutenção ou utilização para fins de pesquisa ou ensino, envolvendo serpentes ou qualquer outro animal silvestre, é necessária aprovação Comissão de Ética local e aprovação dos órgãos responsáveis (IBAMA, 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 2008, regulamenta procedimentos de autorização de diferentes categorias de empreendimentos utilizadores de fauna silvestre. A Instrução Normativa do ICMBio Nº 03, de 02 de setembro de 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 recintos (macro e microambientes) 2.1.1. As serpentes podem ser mantidas de duas maneiras distintas, serpentário fechado (criação intensiva) e serpentário aberto (semi-extensiva) (Leloup, 1984).

2.1.2. No serpentário fechado, as serpentes devem ser mantidas em caixas dentro de salas, enquanto que, no serpentário aberto, as serpentes devem ser mantidas em recintos delimitados em áreas externas. A rotina de manejo e manutenção em qualquer um dos serpentários deve contar com uma equipe de biólogos e, ao menos, um veterinário responsável.

Requisitos mínimos para produção, manutenção ou utilização de serpentes para atividades de ensino ou pesquisa científica são apresentados no Anexo II.

2.2. Área de recinto e condições ambientais

2.2.1. Serpentário fechado

É um tipo de instalação útil para casos de manutenção 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 mantém serpentes de áreas equatoriais em local com clima subtropical. No serpentário fechado, a reprodução pode ser controlada e as serpentes podem ser melhor acompanhadas individualmente quanto à sua alimentação, condições de saúde e etc (Leloup, 1984).

2.2.1.1. 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 a de dois animais por gaiola, sendo ideal apenas um animal. 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 semiaquáticas 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.

2.2.1.2. 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 ecdise. 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 enrodilhada 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-papagaio (*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 enterrem. Pode-se, então, utilizar vermiculita, sabugo de milho triturado, areia, etc. Para serpentes que vivem sob o folhígio 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 digestório (Care, 1980-1984). A origem do material utilizado deve ser verificada, evitando, assim, problemas como contaminação e lesões das serpentes.

2.2.1.3. 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 borrifar 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 oferecem bons indícios se a umidade do local é adequada. Dificuldades para realizar a ecdise e/ou acúmulo de discidises 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 pontos de ventilação nas gaiolas, aumentando o fluxo de ar pode ser a solução. Caso o problema não seja solucionado e se estenda a muitas gaiolas e animais, deve-se aumentar a ventilação da sala.

2.2.1.4. 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.

É recomendado proporcionar gradientes de temperatura no interior dos terrários, visando ao bem-estar dos animais. Caso sejam mantidas na sala serpentes com preferências térmicas diferentes, fontes de calor devem ser providenciadas. Existem produtos, como pedras aquecidas próprias para aquecimento de terrários, que podem ser usadas. 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.

2.2.1.5. 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 serpentário. 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.

2.2.2. Serpentário aberto

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

No cativeiro semiextensivo, 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 devem monitorar, à distância, se a serpente se alimenta ou não. A marcação para identificação das serpentes pode ser feita por meio de marcas naturais, tinta nas escamas ou microchip subcutâneo.

O trabalho do técnico do serpentário envolve familiaridade, com a manutenção e manejo de serpentes, principalmente no recinto das peçonhentas.

No Brasil, as serpentes usualmente mantidas em cativeiro semiextensivo 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.

2.2.2.1. Dimensões

No caso do serpentário 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)

2 2

por m , com 150 cm de altura mínima das laterais e 3 a 4 m para

2

serpentes maiores de 2m. Em casos de serpentários acima de 50m , sugere-se a divisão em unidades menores (bairros ou parques), a fim facilitar o manejo profilático. É fundamental que exista área sombreada para as serpentes, assim como abrigos, para que elas 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 serpentário, com um sistema de escoamento da água no chão ou mesmo uma cachoeira entre as pedras (Melgarejo-Gimenez, 2006).

2.2.2.2. Substrato

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

2.2.2.3. 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 serpentário 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 seco, 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 serpentário fechado, a presença de micoses nas escamas ou disecdises também são indicativos de possíveis desequilíbrios na umidade local. Importante lembrar que o recinto deve ter escoamento de água protegido por tela para que a água da chuva não se acumule, alagando o serpentário e nem as serpentes escapem.

2.2.2.4. Temperatura

O serpentário 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 corpórea. 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 serpentários fechados.

2.2.2.5. 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.

2.2.2.6. Higienização

A higienização do recinto deve ser realizada a cada 15 dias, com a lavagem dos bebedouros, paredes internas e externas, com água e sabão, enquanto os espelhos d'água com lavadora de alta pressão. Uma intervenção sanitária no serpentário (higienização completa das paredes e piso com hipoclorito de sódio) é realizada uma vez por ano em cada recinto ou a cada troca do plantel.

2.2.2.7. Alimentação

Viperídeos e boídeos 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.

2.2.2.8. 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 semiextensivo. A mensuração pode ser feita com o termômetro infravermelho que elimina a necessidade de contato com o animal.

O cativeiro semiextensivo 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, perseguição 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 semiextensivo. Tais registros constituem informações preciosas sobre a biologia reprodutiva desses animais, que, por sua vez, podem contribuir para o melhor manejo dos mesmos.

2.2.3. Quarentena e identificação

A quarentena dos animais recém-chegados é fundamental para evitar a propagação de doenças infectocontagiosas no plantel. A quarentena deve estar próxima ao biotério, mas separada por barreiras físicas, como portas. 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. Não havendo espaço físico para a separação em salas diferentes, pode-se utilizar prateleiras separadas para o isolamento dos animais recém chegados. Neste caso, o material de cada prateleira deve ser individualizado.

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 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 em quarentena. A ficha deve conter ainda registros das serpentes, tais como comprimento rostro-cloacal (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 agentes infecciosos podem ser transmitidos das serpentes para o homem.

O controle de endo e ectoparasitas deve seguir um programa estabelecido pelo responsável técnico da instalação. Durante o período de permanência na quarentena, as serpentes devem ser observadas quanto à frequência alimentar, regurgito, defecação e ecdise.

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 quarentena. Os animais só deverão ser encaminhados ao biotério de criação quando os resultados de todos forem negativos.

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 (Jacobson et al, 1992). 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.

2.2.3.1. 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.

2.2.3.2. Apoio técnico

Composto por uma área de higienização, sala de procedimentos (ambulatório 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).

2.2.3.4. 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, quarternário de amônio, clorexidine 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 posteriormente ser incinerado.

2.2.3.5. Ambulatório e centro cirúrgico

Quando a pesquisa/ensino necessitar de exames mais específicos ou cirurgias, deve haver um ambulatório e/ou centro cirúrgico, ou então convênios com locais que estejam adequados para tais procedimentos. O ambulatório e/ou 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 visor. Se nas salas houver janelas, estas devem permanecer fechadas durante os procedimentos para evitar a entrada de poeira e insetos.

2.2.3.6. 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.

2.2.3.7. 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, determinação do sexo, medida dos dados biométricos (como comprimento rostroroclocal e rostro-total) e uma balança para pesagem dos animais.

2.2.3.8. 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, para serem colocados na geladeira. Após a necropsia e coleta de material para exame histopatológico, os animais são adequadamente embalados em sacos plásticos e colocados no freezer até o descarte apropriado. Sempre que possível, as serpentes devem ser fixadas em formalina (fomaldeído a 10%) e tombadas em coleções zoológicas (mas informações no item 5.7).

2.3. Procedimentos de manejo

2.3.1. 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 conhecer 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 ela recusar, a presa deve ser oferecida viva. 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.

2.3.2. Higienização

Diariamente, os resíduos de excreções e ecdises 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 secar 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 arborícola precisa ser regularmente lavado e desinfetado. O recipiente com água, utilizado para as serpentes de hábito semiaquático, 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, carrapatos 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.

2.3.3. 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 deve ser 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 e retornar. 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), observando a ventilação do tubo para que não sufoque a serpente.

2.3.4. Enriquecimento ambiental

Embora sejam animais com metabolismo baixo, quando comparados aos mamíferos e aves, e assim, apresentem pouca atividade no seu recinto, o oferecimento de itens de enriquecimento ambiental é importante para promover melhor grau de bem-estar às serpentes. Serpentes arborícolas 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 devem 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).

2.3.5. 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 higidez dos animais e diagnosticar precocemente algumas doenças, respectivamente. A seguir, alguns itens importantes na prevenção de doenças em serpentes, inclusive antroponozoonoses (doenças transmitidas ao homem por um reservatório animal).

2.3.5.1. Inspeção diária

Diariamente, as serpentes devem ser vistoriadas por profissionais devidamente treinados. O médico veterinário responsável deve ser avisado de qualquer mudança de comportamento, presença de feridas, ectoparasitos ou qualquer anormalidade clínica, 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 ecdise 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, 2006; Jacobson, 2007; Grego, Rameh-de-Albuquerque, Kolesnikovas, 2014).

2.3.5.2. 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, Boidae, Pythonidae) deve ser treinada por profissionais com experiência na área. Equipamentos de proteção individual (EPI's), 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 microbiota 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 microbiota intestinal ou na microbiota 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 |
|---|-----|---|--------------|
| Salmonella Aeromonas hydrophila Citrobacter freundii | 2 | orofecal | Uso de EPI's |
| Corynebacterium sp Enterobacter sp Enterococcus sp | | | |
| Klebsiella pneumoniae Morganella morganii Proteus mirabilis | | | |
| Proteus vulgaris Providencia sp Pseudomonas sp Staphilococcus sp | | | |
| Mycobacterium | 2 | Ingestão ou contato direto com fluidos e exsudatos corporais. | Uso de EPI's |

* NB: nível de biossegurança.

2.3.5.3. 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.

2.3.5.4. 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. O veterinário responsável deve ser informado imediatamente de qualquer alteração de comportamento, presença de feridas, dissecção ou fraturas, a fim de realizar exames laboratoriais e 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, 2006; Grego, Rameh-de-Albuquerque & Kolesnikovas, 2014).

2.3.5.5. 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.

2.3.6. 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 susceptíveis ao paramixovírus, já os boídeos (*Boa*, *Epichrates*) são resistentes a esse vírus, podendo ser portadores assintomáticos.

2.4. Procedimentos

2.4.1. 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.

2.4.1.1. 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.

2.4.1.2. 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.

2.4.1.3. Via intracelomática

A injeção intracelomática deve ser feita na região ventral, cinco dedos acima da cloaca, entre as escamas, em uma angulação baixa ($< 45^\circ$). 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.

2.4.1.4. 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).

2.4.1.5. 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.

2.4.2. Colheita de tecidos, fluidos, secreções e excreções

2.4.2.1. 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.

2.4.2.2. 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 deve ter calibre adequado para o tamanho da serpente (20 x 0,55 para animais de pequeno porte; 25 x 0,70 para animais de médio porte e 30 x 1,0 para serpentes de grande porte). A agulha é 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 e 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.

2.4.2.3. Extração de peçonha

A extração de peçonha 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 caudocranial, 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 extração de peçonha 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 Wang et al (1993), o pH do sangue das serpentes que passam pelo dióxido de carbono, para a realização da extração de 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 iodopovidone 10% ou de clorexidina 0,12%.

2.4.3. 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).

2.5. Cuidados veterinários

2.5.1. 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 sete dias antes da cirurgia é recomendado para as serpentes, sem restrição hídrica.

Os pré-anestésicos são utilizados para sedar o animal e facilitar a intubação 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 cetamina também são utilizadas como pré-anestésicos: cetamina + midazolam; cetamina +

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 | Bennett, 1991 |
| Diazepam | 0,22 - 0,62mg/kg IM | Sedativo | Bennett, 1991 |
| Midazolam | 2,0mg/kg IM | Pré-anestésico | Bennett, 1991 |
| Propofol | 5-10mg/kg IV | Anestésico de curta duração | Tambourgi, et al.,2010 |
| Cetamina/midazolam | 40mg/kg de cetamina + 2mg/kg demidazolam 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

2.5.2. Analgesia

Apesar de dificilmente manifestarem dor, alguns sinais, como postura alterada, tremores, aumento da frequência respiratória ou cardíaca, podem ser indicativos de dor e desconforto nestes animais. Algumas 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 utilizadas em serpentes.

| Princípio ativo | Dosagem | Observações | Fonte |
|-----------------|---------------------------|--|-------------------------|
| Bubrenorfina | 0,02mg/kg IM | Leva horas para fazer efeito | Tambourgi, et al.,2010 |
| Butorfanol | 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 anti-inflamatório, Adm. a cada 24h. | Schumacker & Yelen,2006 |
| Cetoprofeno | 2mg/kg SC, IM | Administrar a cada 24h | Schumacker & Yelen,2006 |

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

2.5.3. 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, ao 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 quanto os sacos aéreos são delicados e facilmente danificados com a hiperinsuflação (Jacobson, 1993).

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

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 deve estar presente durante o manejo. Lembrando que todo procedimento de anestesia deve ser acompanhado por um médico veterinário. 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 lidocaína, infiltrada localmente a 2- 5mg/kg. Devido aos efeitos colaterais de toxicidade, a dose não deve exceder os 10mg/kg (Schumacher & 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 rápidas, com mínima depressão cardiovascular (Schumacher & Yelen, 2006).

Em relação aos agentes anestésicos injetáveis, várias combinações podem ser usadas, sendo que as associações com a cetamina 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 utilizadas em serpentes.

| Princípio ativo | Dosagem | Observações | Fonte |
|--|---|---|-------------------------|
| Isoflurano | 3-5% indução, 2-4% manutenção | Anestesia inalatória | Tambourgi, et al., 2010 |
| Propofol | 5-10mg/kg IV | Anestésico de curta duração | Tambourgi, et al., 2010 |
| Cetamina/acepromazina (10:1 em volume) | 40-60mg/kg de cetamina | Anestésico geral | Tambourgi, et al., 2010 |
| Cetamina/midazolam | 40mg/Kg de cetamina + 2mg/kg demidazolam IM | Anestésico geral Bouts e Gasthuys, 2002 | |
| Cetamina/xilazina | 40mg/Kg de cetamina + 1mg/kg dexilazina IM | Anestésico geral | Bouts e Gasthuys, 2002 |

| | | | |
|----------------------|-------------|---|--------------------------|
| Tiletamina/zolazepam | 2-5mg/kg IM | Anestésico geral, para pequenos procedimentos | Schumacker & Yelen, 2006 |
| Lidocaína | 2-5mg/kg | Anestésico local | Schumacker & Yelen, 2006 |

2.5.4. 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 a 28+1 C, até sua total recuperação, ou seja, dardejar 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.

2.5.5. 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 Resolução Normativa que trata das diretrizes da prática de eutanásia do CONCEA, 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 fazem apnéia, 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.

2.5.6. 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 & Puerto, 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, colocase 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.

2.5.7. 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 et al, 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, quanto 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).

2.6. 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 incomoda 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 soerguimento da serpente por um único ponto.

A investigação e o registro de questões de bem-estar animal são de responsabilidade de cada indivíduo envolvido. Cada instituição deve desenvolver métodos de relato e investigação de indicadores de bem-estar animal e todos os funcionários devem estar cientes da importância e dos mecanismos para o registro e os relatos de questões de bem-estar animal. A responsabilidade pela revisão de tais relatórios é do responsável técnico e das Comissões de Ética no Uso de Animais. A resposta a tais relatórios inclui a comunicação dos achados aos funcionários envolvidos, as medidas corretivas se cabíveis. Todos os relatórios e ações corretivas devem ser registrados de forma permanente (National Research Council, 2011).

2.7. 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.
- AUSTWICK, P.K.C.; KEYMER, I.F. Fungi and actinomycetes. In: Cooper, J.E.; Jackson, O.F.(eds), *Diseases of the Reptilia*. v1. 1981. pp 193-231
- BENNETT RA. A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. *J. Zoo Wildl. Med*, v. 22: 282-303, 1991.
- BOUITS T. ; GASTHUYS F. Anesthesia in Reptiles. Part 1: 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. 2002
- FUNK R.S. Snakes. In: Mader, DR (ed) *Reptile Medicine and Surgery* (2nd edition). Elsevier Saunders, pp. 42 - 58, 2006.
- FUNK R.S. ; DIETHELM G. Reptile formulary. In: Mader, DR (ed) *Reptile Medicine and Surgery* (2nd edition). Elsevier Saunders, pp. 1119- 1140, 2006.
- GOMES C.A.; ALMEIDA-SANTOS S.M. Microhabitat use by species of the genera *Bothrops* and *Crotalus* (Viperidae) in semiextensive captivity. *The Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases* 18 (4) p.393-398. 2012
- GOMES N.; PUORTO G. Atlas anatômico 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 anatômico de *Boa constrictor*. *Monografias Instituto Butantan*, 2: 1 - 59, 1989.
- GREGO, K. F.; ALBUQUERQUE, LCR de; KOLESNIKOVAS, C. K. M. Ordem Squamata-Subordem Ophidia (Serpente). In: Cubas Z.S., Silva J.C.R., Catão-Dias J.L.(2ed) *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca, v.1:186-218, 2014
- HEARD, D. J. Principles and techniques of anesthesia and analgesia for exotic practice. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract*, v. 23, n. 6, p. 1301-1327, 1993.
- 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 sorological findings. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, n. 23, p.318-327. 1992
- 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.
- MADER, D. R. *Reptile medicine and surgery*. California: Elsevier Saunders Company. 2006. 1242p.
- 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, (eds). *Animais de laboratório*. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, 2006. p. 175-99.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL, USA, 2011. *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals: Eighth Edition*. Disponível em <http://www.nap.edu/catalog/12910/guide-for-the-care-and-use-oflaboratory-animals-eighth>
- 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
- PARÉ JA, JACOBSON ER. Mycotic diseases of reptiles. In: Jacobson ER, editor. *Infectious diseases and pathology of reptiles*. CRC Press, Boca Raton, 2007;527- 547
- 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, 2006.
- 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.

Anexo I Do capítulo

(ANFÍBIOS E SERPENTES MANTIDOS EM INSTALAÇÕES DE INSTITUIÇÕES DE ENSINO OU PESQUISA CIENTÍFICA)

OBS. Considero importante realocar a última tabela, relativa aos ANFÍBIOS, para o início deste Anexo I do Capítulo (em vez de Anexo "II"), de forma a vir antes da tabela relativa a SERPENTES, considerando a ordem de referência no próprio título do Capítulo (que menciona, primeiro, anfíbios e, depois, serpentes), conforme por mim procedido abaixo.

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

| | | | | | |
|------------------------|---------------------------|---------------------|----------|-------------------|---------------|
| Necessidadesessenciais | Anfíbiosarborícolas(perer | Anfíbios terrestres | Anfíbios | Anfíbiosaquáticos | Dendrobatídeo |
|------------------------|---------------------------|---------------------|----------|-------------------|---------------|

| | | | | | |
|---------------------------|--|--|---|--|--|
| emcativeiro | ecas) | | semifossórios e fossórios | | s |
| Terrários | Caixasplásticas altas com | Caixas plásticas ou tanques | Caixas plásticascom tampa telada e bem | Aquários outanques dotados de filtro para | Terrários de vidro com substrato de terra. |
| | tampa telada e bem vedada. | azulejadoscom tampatelada e | vedada, comsubstrato de terra em profundidade | água e comtampa bem vedada | |
| | | bem vedada. | compatível com as dimensões da espécie. | | |
| Exigênciasde água/umidade | Água em recipientes que | Água em recipientes que possibilit | Substrato sempre umedecido porém não | Coluna de água com profundidade | Bandeja com profundidade (pequeno lago) |
| | possibilitem o mergulho total | em o mergulho total do corpo | encharcado. Recipientes rasos com água na superfície. | adequada para a natação. | contendo água corrente em circulação fechada. |
| | do corpo | | | | |
| Macroambiente | Temperatura média de 25°C Umidade relativa acima de 60% Ciclo de luz: 12h luz-12h escuro | oC | | 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 | Insetos vivos (grilos, baratas e tenébrios) e camund | Anuros: insetos vivos (grilos, baratas, tenébrios e cupins sem ferrão) e minhocas | Carne bovina e/ou de frango | Moscas de frutas, cupins e formigas |
| | (vivos). Eventualmente camund | tenébrios) e camund | tenébrios e cupins sem ferrão) e minhocas | moída, lascas de peixe, minhocas | sem ferrão, grilos, baratas e tenébrios |
| | ongos neonatos (vivos) para | ngos neonatos vivos (para | vivas. Cecílias: carne bovina, de frango ou | (para os pipídeos e cecílias). Peixes | recém-nascidos (todos vivos). |
| | espécies de grande porte. | sapos e grandes rãs) | de peixe moída, neonatos vivos de | vivos (somente para os pipídeos). | |
| | | | camundongo e minhocas vivas. | | |
| Enriquecimento ambiental | Galhos, folhas artificiais ou naturais, pedaços de cano de PVC | Canos de PVC, telhas e tijolos furados de barro. Folhço. | Folhço, canos de PVC, cascas de coco seco | Cecílias: cascalho e tocas de pedra, vegetação aquática. | Galhos e vegetação natural. |
| Contenção química | Banho em MS222 (tricáina metano sulfonato), a 0,1-0,2% | | | | |
| Eutanásia | Dose intraperitoneal de tiopental (tiopentato de sódio) a 50 | | | mucosa oral ou na região in- | |

| | | | | | |
|--|--|--|--|--|--|
| | mg/kg. Aplicação de lidocaína ou benzocaína vaginal. | | | | |
|--|--|--|--|--|--|

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

| | |
|-------------------------------|---|
| NECESSIDADES ESSENCIAIS EM CA | TIVEIRO |
| 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 alimentá-las 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 estomatite 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. |
| BIOSSEGURANÇA | Todas as pessoas que trabalham com serpentes devem passar por treinamento adequado e utilizar os equipamentos de proteção individual. |

Anexo II do capítulo

(ANFÍBIOS E SERPENTES MANTIDOS EM INSTALAÇÕES DE INSTITUIÇÕES DE ENSINO OU PESQUISA CIENTÍFICA)

Características gerais das Serpentes

1.1. 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 pelé, 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 pelé 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, Tropicophiidae 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 toxica 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 *Dypsadidae*). 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.

1.2. 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 bífida ao dardejar 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 bóideos

(cobra-de-veado e cobra-papagaio) e pitonídeos (pítons). 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)

1.3. 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).

1.4. 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 ontogenética 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).

1.5. 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 (Almeida-Santos e Salomão, 2002). Estes combates tendem a ser ritualizados, normalmente não causando ferimentos nos oponentes, mas em alguns casos, podem ocorrer mordidas ou picadas (ver item 7 - Ética e Bem Estar).

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), Tropicophiidae (1), Aniliidae (1), Boidae (12), Colubridae (34), Dyspsadidae (244), Viperidae (30) e Elapidae (30), sendo que as duas últimas famílias correspondem às serpentes peçonhentas de importância em saúde.

III) 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 constrição, denteção áglifa | Boa | jiboia |
| | | Epicrates | salamanta |
| | | Eunectes | sucuri |

| | | | |
|------------|---|-----------|-------------|
| Colubridae | Dentição áglifa ou opistóglifa, arborícolas ou terrícolas, geralmente ovíparas. | Spilotes | caninana |
| Dipsadidae | Dentição áglifa ou opistóglifa, arborícolas ou | Oxyrhopus | falsa-coral |

| | | | |
|-----------|--|----------------|---------------------------------------|
| | | Philodryas | cobra-verde, parelheira, cobra-cipó |
| | terrícolas, geralmente ovíparas. Grande | Sibynomorphus | dormideira |
| | | Thamnodynastes | corre-campo |
| | | Tomodon | cobra-espada |
| | variedade de formas, cores e habitats no Brasil | | |
| Viperidae | Dentição solenóglifa, presença de fosseta loreal | Bothrops | jararaca, jararacussu, urutu, caiçaca |
| | | Crotalus | casavel |
| | | Lachesis | surucucu pico dejaca |
| Elapidae | Dentição proteróglifa | Micrurus | coral verdadeira |

Referências bibliográficas

- ALMEIDA-SANTOS, SELMA MARIA; SALOMÃO, M. G. Reproduction in neotropical pitvipers, with emphasis on species of the genus *Bothrops*. In: Schuett, G. W., Höggren, M., Douglas, M. E.; Greene, H. W. *Biology of the Vipers*, Eagle Mountain Publishing. p. 445-462, 2002.
- 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.sbherpetologia.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.
- 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. 697p.
- WANG, T.; FERNANDES, W.; ABE, A. S. Blood homeostasis upon CO₂ anesthesia in the rattlesnake (*Crotalus durissus*). *The Snake*, v. 25, p. 21-26, 1993.

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.