













### 3.5.5. Triagem

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

### 3.5.6. Quarentena

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

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

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

### 3.5.7. Separação por espécies

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

## 4. procedimentos

### 4.1. Principais vias de administração de substâncias

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

#### Via oral:

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

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

#### Via subcutânea:

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

#### Via intracelomática:

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

#### Via intravenosa:

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

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

#### Via intramuscular:

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

### 4.2. Colheita de tecidos, fluidos, secreções e excreções

#### 4.2.1. Colheita de tecidos

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

#### 4.2.2. Colheita de amostras sanguíneas

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

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

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

#### 4.2.3. Colheita de veneno

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

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

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

### 4.3. Modificação de ingestão de alimento

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

## 5. Cuidados veterinários

### 5.1. Cuidados pré e pós-operatórios

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

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

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

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

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

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

Vias de administração: IM intramuscular; IV - intravenosa

### 5.2. Analgesia

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



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

Tabela 2. Drogas analgésicas

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

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

### 5.3. Anestesia

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

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

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

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

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

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

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

Tabela 3. Drogas anestésicas.

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

### 5.4. Cirurgia

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

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

### 5.5. Eutanásia

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

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

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

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

### 5.6. Necropsia

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

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

### 5.7. Destino das carcaças

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

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

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

### 7. Referências bibliográficas

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



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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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



## Anexo

## A) Características gerais das Serpentes

## Anatomia

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

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

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

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

## Órgãos dos sentidos

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

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

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

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

## Fisiologia

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

## Alimentação

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

## Reprodução

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

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

## B) Classificação

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

## C) Modelos de serpentes frequentemente utilizadas em pesquisa

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

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

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

## Referências bibliográficas

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



**Anexo II**  
**Formulário para envio de contribuições**

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

**I. Identificação do participante**

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

**II. Contribuições**

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

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

**RETIFICAÇÃO**

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

**AGÊNCIA ESPACIAL BRASILEIRA**

**EXTRATO DE CONTRATO Nº 4/2015 - UASG 203001**

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

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

**EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 3/2015 - UASG 203001**

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

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

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

**EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 4/2015 - UASG 203001**

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

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

**CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGIA ELETRÔNICA AVANÇADA S/A**

**EXTRATO DE CONTRATO Nº 16/2015 - UASG 245209**

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

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

**EXTRATO DE CONTRATO Nº 18/2015 - UASG 245209**

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

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

**EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 1/2015 - UASG 245209**

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

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

**AVISO DE LICITAÇÃO**  
**PREGÃO Nº 27/2015 - UASG 245209**

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

ANDREA LUCCI MASINA  
Pregoeira

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

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

**EXTRATO DE TERMO ADITIVO Nº 2/2015 - UASG 113210**

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

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

**INDÚSTRIAS NUCLEARES DO BRASIL S/A**

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

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

ALINE CEVESE RANGEL  
Pregoeira

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