

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **ANIMAIS SILVESTRES DE VIDA LIVRE**

#### **PEIXES**

##### **1. INTRODUÇÃO**

Peixes são organismos que sempre chamam a atenção das pessoas por seus diversos usos pela humanidade, desde para a alimentação, como para recreação, lazer, indústria de couro, e até para o relaxamento, em aquários domésticos. Esta utilização é devida a diferentes peculiaridades deste grupo, a iniciar por sua enorme diversidade. Os peixes são o grupo mais diverso entre os vertebrados, com cerca de 35.000 espécies válidas, um pouco mais da metade são marinhos e os demais estão distribuídos nos milhões de metros cúbicos de água doce do nosso planeta (ALBERT & REIS, 2011; ESCHMEYER & FONG, 2018). A ictiologia é o ramo da zoologia devotado ao estudo os peixes.

Para fornecer subsídios a estes diferentes setores, os peixes têm sido utilizados de diferentes maneiras em procedimentos de cunhos científicos e didáticos. O objetivo deste capítulo é garantir que a utilização desses animais seja justificada, levando em consideração os benefícios científicos ou educacionais e seus potenciais efeitos sobre o bem-estar dos animais, conforme preconizado pelo CONCEA. Para tanto, abordamos os principais métodos utilizados por biólogos, ictiólogos e afins, em atividades de ensino e pesquisa envolvendo peixes em vida livre. Também são apresentadas orientações e recomendações que priorizem o bem-estar animal e minimizem a dor, o sofrimento e as suas consequências negativas.

##### **2. AUTORIZAÇÕES, LICENÇAS E LEGISLAÇÃO VIGENTE**

De modo geral, no Brasil, as pesquisas envolvendo a biodiversidade, incluindo os peixes, são autorizadas, por meio do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade ([SISBio](#)), que é administrado pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade ([ICMBio](#)). A Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 fixa normas para a realização de coleta de material biológico e para a realização de pesquisas em unidades de conservação federais e cavernas. As autorizações emitidas pelo SISBio “NÃO eximem o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena, da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso”.

O Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), no que se refere à biodiversidade aquática, deve ser consultado para conhecimento dos procedimentos legais para atividades de aquarofilia, gestão pesqueira e períodos de defeso. Além disso, o licenciamento ambiental também é concedido pelo IBAMA, que emite autorizações específicas para captura, coleta e transporte de material biológico, no âmbito do licenciamento ambiental de empreendimentos, e para importação/exportação de fauna, ameaçada de extinção ou não. Os órgãos estaduais e municipais de meio ambiente, dentro das suas competências, que podem variar de estado para estado, fornecem autorizações mais específicas, sobretudo para captura em unidades de conservação, e devem ser igualmente consultados previamente ao início dos procedimentos envolvendo peixes de vida livre.

Além das licenças e autorizações citadas acima, as instituições que utilizam animais em atividades de ensino e pesquisa devem seguir as diretrizes e resoluções do CONCEA, em especial a Resolução Normativa nº 30 do MCTI, de 02 de fevereiro de 2016 - “Diretriz Brasileira para o Cuidado e a Utilização de Animais em Atividades de Ensino e Pesquisa Científica - DCBA”. As atividades de ensino ou de pesquisa científica que incluem animais não podem ser iniciadas antes da aprovação formal e autorização da CEUA (Comissão de Ética no Uso de Animais, com constituição, deveres e responsabilidades regidos pela Lei Federal nº 11.794/2008) da instituição do pesquisador principal ou professor responsável.

Atualmente, grande parte das revistas científicas exige a apresentação da autorização de pesquisa e da CEUA, o que assegura que a pesquisa foi desenvolvida conforme a legislação e que os pesquisadores mantêm padrões de procedimentos eticamente aceitáveis. Encorajamos os editores para que esta exigência seja mantida, contudo, a responsabilidade final ainda permanece com o pesquisador. Além disso, encorajamos os pesquisadores a publicar os efeitos negativos de suas investigações, para estimular o aperfeiçoamento de metodologias.

### **3. PLANEJAMENTO E CUIDADOS**

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Para a otimização do número de animais a serem coletados na natureza, de modo que sejam em quantidade suficiente para gerar dados confiáveis, e, por outro lado, não ter coleta de indivíduos em demasia, os estudos ecológicos devem ser conduzidos com hipóteses claras, com delineamentos amostrais adequados e pré-definidos, de forma que dados sejam coletados com critérios e com finalidades bem determinados, tanto em relação à coleta como a análises estatísticas a serem utilizadas para que as questões levantadas sejam respondidas adequadamente (FELIX & HACKRADT, 2006).

Algumas características comportamentais dos indivíduos são indicadoras do baixo bem-estar dos peixes durante os procedimentos amostragem, transporte e manejo, como comportamentos estereotipados, repetitivos e não característicos da espécie (nadar na superfície ou em posição oblíqua, por exemplo). Dependendo do estágio de maturação, pode-se observar ainda a liberação espontânea de gametas por ambos os sexos. Atividades humanas que potencialmente comprometem o bem-estar dos peixes incluem ainda não apenas aquelas relacionadas diretamente aos procedimentos e métodos científicos, mas são ainda influenciadas por alterações antropogênicas no ambiente, pesca comercial, recreacional, aquicultura, além da comercialização de espécies ornamentais. Todas essas atividades, quando investigadas cientificamente, necessitam ser conduzidas à luz da ética na experimentação animal (HUNTIGFORD et al., 2006).

Dentro dos princípios éticos de experimentação animal, o número de indivíduos, sempre que possível, deve ser reduzido (ANIMAL BEHAVIOR, 1998). Neste sentido, nos casos em que os animais poderão ser devolvidos ao ambiente, após a amostragem e o manejo na obtenção em campo de informações biológicas, deve-se observar com rigor e agilidade que os processos biológicos sejam garantidos. Para tanto, é necessário que o animal seja retirado do ambiente aquático somente quando todos os aparatos estiverem prontos para a obtenção das informações necessárias do espécime (dados biométricos, coleta de sangue, etc.) e que seu manuseio seja o mínimo possível, considerando que a perda de escamas ou mesmo ferimentos na pele poderão permitir a entrada de microrganismos nos tecidos do animal, levando-o a óbito. Para tanto, os profissionais envolvidos devem ser capacitados visando à redução do estresse durante o procedimento e o retorno do animal em condições saudáveis.

## **4. MÉTODOS UTILIZADOS E EFEITOS ADVERSOS**

### **Técnicas de captura passiva**

São equipamentos utilizados para captura que não são movidos ativamente por homens e/ou máquinas. Os mais comuns são: rede de espera, espinhel, anzol de galho e armadilhas (ex. covos,

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

armadilhas luminosas) (LAGLER, 1978; HUBERT, 1996; UIEDA & CASTRO, 1999). Hubert et al. (2012) separam a técnica de captura passiva em três grupos: (1) emalramento, (2) aprisionamento e (3) “angling gears” fisgados por anzol. No emalramento os peixes ficam enrolados em uma malha feita de materiais naturais ou artificiais, no aprisionamento os organismos entram em uma área fechada através de um ou mais funis que impedem a fuga e no “angling gears” os peixes são fisgados por um anzol. Abaixo são apresentadas as principais técnicas que foram compiladas a partir de Uieda & Castro (1999), Grosser & Becker (2005) e Hubert et al. (2012).

**Rede de espera** – De diferentes tamanhos e malhas, são indicadas para ambientes de águas lânticas e são recomendadas para captura de espécies que se deslocam ativamente. Estas devem ser firmemente fixadas com cordas em troncos, galhos ou estacas, ou com a utilização de pesos nas extremidades. As redes de espera podem ser colocadas na superfície, em meia água ou no fundo, dependendo do ambiente e das espécies que devem ser amostradas. A diferença no tamanho das malhas varia de acordo com o tamanho do peixe que é o objetivo da amostragem. O tamanho das malhas pode variar de 1,5 cm entre nós adjacentes, conhecidas como lambarizeiras, a malhas de 20 cm entre nós adjacentes para captura de peixes de maior porte. As redes podem ser de pano simples ou de pano triplo, também conhecidas como feiticeiras. Este é um dos métodos mais utilizados, o grau de injúria que será causado aos peixes depende do tempo de exposição da rede, da espécie capturada e da presença de predadores locais, como jacarés, botos, piranhas e aeglas, entre outros.

**Espinhel** – Consiste em um ou, geralmente, mais anzóis que, presos a uma linha de pesca, são amarrados em cordas que são geralmente fixadas a uma das margens. No anzol pode ser utilizada isca morta ou viva. No caso de iscas vivas, deve-se observar que o peixe utilizado deve ser nativo da bacia onde se está realizando a pesca, evitando assim a introdução ou translocação de espécies não nativas. Este método é bastante utilizado para captura de peixes piscívoros (traíras, dourados, pintados, jaús, etc.), mas também podem ser utilizados para captura de peixes frugívoros, com a utilização de frutos, grãos, etc. A injúria causada depende do tempo que o peixe permanece até ser retirado do anzol.

**Anzol de galho** – Método similar ao espinhel, porém a linhada com anzol é fixada em um galho da vegetação marginal. A injúria causada depende do tempo que o peixe permanece até ser retirado do anzol.

**Armadilha (covo)** – São estruturas que podem ser feitas de metal, linha de pesca, bambu, garrafas plásticas, etc., que têm uma ou mais entradas em forma de funil e podem ser dos mais diferentes tamanhos, de acordo com a espécie objeto da coleta. Comumente são colocadas iscas (minhocas, ração, milho, vísceras, frutos, etc.) no interior dessas armadilhas (SANCHES & SEBASTIANI, 2009).

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Existem também as armadilhas luminosas que são utilizadas para captura de peixes de águas turvas ou predadores visuais. Este método de coleta normalmente preserva os peixes vivos, assim aqueles que não são foco do estudo podem ser liberados.

### **Técnicas de captura ativa**

Consistem em métodos de captura que necessitam do manuseio por seres humanos ou por máquinas, os principais são: anzol de mão, vara, pesca elétrica, puçá, peneira, rede de arrasto e tarrafa. Fornecemos as principais técnicas com informações compiladas de Uieda & Castro (1999) e Grosser & Becker (2005).

**Arrasto de fundo** – Consiste no deslocamento de um saco de rede pela água, rebocado por uma embarcação, capturando na sua passagem espécimes maiores do que a abertura de malha da rede, os quais vão se acumulando no fundo do saco. As redes de arrasto de barcos comerciais são geralmente de maior tamanho que as artesanais e são puxadas por arrastões, barcos que são equipados para esta operação. O equipamento principal para esta atividade é um ou dois guinchos que enrolam e desenrolam os cabos das portas. As portas são placas mais ou menos planas que ficam presas transversalmente ao cabo do alado e das asas e que mantêm a rede aberta durante o arrasto. Em ambientes de alta profundidade e pressão, devido à mudança súbita, o dano aos peixes é alto, bem como à diversidade local, com a captura indiscriminada de muitas espécies que não são alvo da pesca.

**Observação visual** – Exige que o pesquisador tenha conhecimento de técnicas de mergulho, pois erros podem ser letais. As principais técnicas e equipamentos nesse tipo de estudo de peixes são:

- mergulho livre, o pesquisador utiliza máscara, nadadeiras e tubo respirador; esse método limita o tempo de observação de acordo com a capacidade física do mergulhador; método recomendado para locais rasos, por exemplo, riachos ou recifes;
- mergulho autônomo, também conhecido como “scuba”, o pesquisador utiliza equipamentos que possibilitam independência da superfície, permite que o pesquisador tenha mais tempo para observação ou coleta de exemplares, o tempo é limitado pela capacidade do cilindro de oxigênio;
- mergulho dependente, onde o mergulhador depende de fontes de ar provenientes da superfície, permitindo operações a grandes profundidades e por longo tempo; este método é recomendado para estudos com maior tempo de duração.

**Peneiras e puçás** – Podem ser de diferentes dimensões e de malhas usualmente pequenas, com o pano da malha podendo formar um saco para a apreensão dos peixes. Geralmente são equipamento de fácil

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

manuseio por uma ou duas pessoas, dependendo do tamanho e composição do material de arcabouço. São normalmente utilizados em regiões de ambientes aquáticos com vegetação marginal. Também podem ser utilizados em rios ou riachos rasos e pedregosos, onde uma ou duas pessoas posicionam a peneira ou puçá contra a correnteza, enquanto removem a vegetação e rochas, logo anteriormente à peneira ou puçá, de forma que os peixes possam cair na rede. O nível de danos é pequeno, podendo aqueles indivíduos não objeto do estudo serem retornados ao ambiente.

**Pesca com anzol e linha** – Pode ser a tradicional linha de mão (linha, chumbada e anzol), ou varas de bambu ou fibra (de vidro ou carbono), com molinetes ou carretilhas. Este é um método altamente seletivo e o grau de injúria varia de acordo com a espécie capturada.

**Pesca de arpão** – É uma técnica de pesca submarina a qual geralmente envolve o uso de um arpão arremessado por uma arma de pressão, bem como equipamento de mergulho associado, como máscara, snorkel e nadadeiras (FRISCH et al., 2008). Na maioria dos países a pesca com arpão se sobrepõe às áreas de pesca comercial, mas poucos dados são disponíveis sobre seus potenciais impactos à biodiversidade (COSTA NUNES et al., 2012). O nível de dano aos peixes capturados é obviamente alto.

**Pesca elétrica** – Método indicado para riachos com até 1 m de profundidade e com águas de baixa a moderada velocidade de fluxo. O manuseio do equipamento deve ser feito por pessoas com treinamento, pois acidentes podem ser fatais. Existem diferentes equipamentos, mas o princípio é a geração de um campo elétrico com descargas, de acordo do tipo de ambiente, de 300 a 500W, dependendo da condutividade elétrica da água. Conforme o objetivo do estudo e do tamanho da área estudada, podem ser utilizadas redes de bloqueio acima e abaixo dos locais amostrados para evitar a fuga dos peixes. Além disso, é possível realizar a pesca elétrica embarcada para amostragens em ambientes maiores. Para tanto, utiliza-se um puçá energizado e a embarcação funciona como polo oposto. O nível de injúria aos espécimes varia de acordo com a espécie e o tamanho do indivíduo. Normalmente, a metodologia de captura causa paralisia em indivíduos de pequeno porte (menores que cinco cm de comprimento total). Em caso de paralisia, em pouco tempo (dependendo do tamanho) os indivíduos retornam às suas condições normais e, se necessário, podem ser imediatamente libertados.

**Redes de arrasto** – Usualmente utilizadas em ambientes com fundo arenoso e para a captura de peixes de pequeno porte em zonas rasas e marginais. São de altura, comprimento e malhas de tamanhos variados. São dotadas, em sua região mediana, de uma dilatação que forma um saco, onde concentram-se os peixes coletados. Necessitam, para o seu manuseio, de ao menos duas pessoas que

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

se deslocam em direção à margem, cercando os peixes. O nível de danos aos peixes é menor quanto maior é o tamanho do animal, e aqueles que não são objeto do estudo e encontram-se sem injúrias podem retornar ao ambiente.

**Redes de cerco** – Podem ser as mesmas redes de arrasto, diferindo na forma de sua utilização. Para tanto, pode ser empregado um barco, onde seus coletores realizam um cerco a um banco de macrófitas aquáticas, ou parte dele, que pode ser separada com um facão. A rede envolve o banco de macrófitas ou a parte separada dele, a qual é arrastada gradativamente pelos lados da rede ao barco, recolhendo os peixes que nadam próximo às raízes das macrófitas. São peixes geralmente jovens e/ou peixes de pequeno porte. Portanto, a malha utilizada para este método deve ser pequena, de 5 a 10 mm. Existem riscos aos coletores devido à possível presença de serpentes e outros animais peçonhentos, enquanto o nível de danos aos peixes é pequeno, podendo aqueles indivíduos não objeto do estudo serem retornados ao ambiente.

**Tarrafa** – É uma rede de pesca circular, com pequenos pesos distribuídos em torno de toda a circunferência da malha e munida de um cabo fino no centro, pelo qual a rede é puxada. A *tarrafa* é arremessada de tal maneira que, ao se abrir após o lançamento, tenha seu diâmetro estendido ao máximo possível antes de cair na água. Ao entrar em contato com a coluna d'água, a rede afunda imediatamente, fechando-se e aprisionando os peixes. Tarrafas podem ter malhas geralmente de 1 a 10 cm e diâmetros variando de 8 a 25 m. Este método não é recomendado para locais muito profundos ou com correntezas muito fortes, devido à possibilidade de enroscar a malha no substrato, fazendo com que o coletor tenha de se arriscar entrando na correnteza ou mergulhando para soltar a tarrafa. O fato de o coletor usualmente amarrar a corda da tarrafa em um dos braços para o arremesso também traz riscos ao coletor quando este está sobre superfície escorregadia, podendo ser puxado sobre rochas ou ser levado pela correnteza. O nível de dano aos peixes é pequeno, podendo aqueles indivíduos não objeto do estudo serem retornados ao ambiente.

### **Métodos de coleta de peixes em suas fases iniciais de desenvolvimento (ovos larvas e jovens)**

Os peixes, dentre os vertebrados, correspondem a um dos grupos que apresenta uma das mais numerosas e diversas estratégias reprodutivas (BLACKBURN, 2015). Desde a coorte até o desenvolvimento dos jovens, os comportamentos e, conseqüentemente, a ocupação dos diversos habitats aquáticos garantem aos peixes sucesso nas diferentes táticas exibidas (BROWN-PETERSON et al., 2011). Estas variações se refletem nas suas formas de reprodução e conseqüentemente nos seus estágios iniciais de desenvolvimento. Assim, ovos e larvas de peixes podem ser encontrados em locais distintos, que requerem formas adequadas de aparelhos de coleta destas na natureza. Os ovos, larvas

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

e jovens variam em tamanho, morfologia, distribuição horizontal e vertical, e ainda em diferentes disponibilidades temporais e susceptibilidades a vários aparelhos de captura (NAKATANI et al., 2001; COSTA et al., 2016).

Durante o processo de coleta de campo, o método de captura mais adequado a ser empregado depende das características físicas do local de amostragem. Em ambientes lênticos ou semi lóticos, utiliza-se a captura ativa, com as redes sendo rebocadas por um barco. Por outro lado, em ambientes lóticos é empregada a captura passiva, com redes presas em pontos fixos (NAKATANI et al., 2001; COSTA et al., 2016).

**Captura ativa** – Utilização de redes de ictioplâncton com formato cônico, com malha 0,5 mm, com diâmetro da boca conhecido para o cálculo do volume filtrado em m<sup>3</sup>, a partir da aferição de um fluxômetro acoplado no centro da boca da rede. A rede pode ser usada de duas formas: arrastadas na sub superfície ou com um trenó no fundo, por uma embarcação em baixa e velocidade constante durante 10 minutos.

**Captura passiva** – Nesta modalidade as redes cônicas são dispostas transversalmente aos rios, presas a uma corda fixada de uma margem a outra. As redes, dependendo da largura e profundidade dos rios, podem ser presas em até três pontos (margens e meio) na sub superfície e fundo por um tempo determinado, que pode ser variável em função da velocidade e quantidade de material carregado pela correnteza.

**Captura com rede de arrasto e “peneirão”** – Nos casos de ambientes com bancos de macrófitas e junto às margens, pode-se usar redes de arrasto e “peneirões” (redes com moldura fixa) confeccionados com tecido de malha de 0,5 mm. Estes equipamentos são introduzidos sob a vegetação aquática flutuante e marginal, podendo ser com uso de embarcações ou manualmente, e erguidos rapidamente, seguido da separação de larvas e jovens do material vegetal.

#### **Marcação e recaptura**

Técnica que tem sido utilizada em estudos de parâmetros populacionais a fim de estimar o tamanho da população de uma espécie (SOUTHWOOD & HENDERSON, 2000), suas taxas de crescimento e sobrevivência (PRADEL, 1996; PINE et al., 2003). Para peixes também podem ser utilizadas nos estudos da história natural, abordando aspectos como preferência de hábitat, área de vida, padrões de movimentos e território de forrageamento (TRAJANO, 2001; MENDES, 2006). Diferentes métodos de marcação podem ser empregados, podendo ser internos (tinta acrílica ou *Passive Integrated Transponder (PIT) tag*) ou externos (etiquetas). Durante o período de manipulação,

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

o peixe deve ter sido anestesiado para diminuir o nível de estresse e injúria, conforme informado no item 7 deste capítulo. Exemplos de métodos:

- Tinta acrílica, solúvel e não tóxica, que é injetada na região subcutânea do peixe, normalmente no pedúnculo caudal (SUZUKI et al., 2010);
- *Passive Integrated Transponder (PIT) tag*, marcador interno que é introduzido no peixe com uma seringa ou através de uma incisão. O tamanho do transmissor depende do tamanho do peixe e o equipamento emite sinais (radio telemetria) que são recebidos por equipamentos portáteis ou por antenas fixas (CASTRO-SANTOS et al., 1996);
- Etiquetas externas, por serem aplicadas externamente ao corpo dos peixes, são de fácil detecção e dispensam o uso de equipamentos especiais para a sua identificação. Os exemplos destes tipos de etiquetas incluem fitas, linhas, fios, placas, discos, etc. (McFARLANE et al., 1990).

Os métodos de recaptura dependem do objetivo do estudo e das espécies marcadas, mas pode ser utilizado com qualquer um dos métodos citados anteriormente.

### **Parasitologia**

Os peixes podem ser capturados por um dos métodos descritos acima e, logo após a eutanásia, o material passa por necropsia para localização de ecto e/ou endoparasitas. Posteriormente, vários procedimentos podem ser realizados para preservação dos parasitos (EIRAS et al., 2006), dependendo do grupo e localização dos mesmos e objetivos do trabalho. As análises podem ser realizadas ainda em campo, ou o material pode ser transportado para o laboratório.

### **Transporte**

Deve ser feito de acordo com os objetivos do estudo, destacando-se que é necessária a licença prévia do SISBIO para coleta e transporte e, se amostragem for realizada em Unidades de Conservação Estaduais ou Municipais, ainda é necessária uma autorização dos órgãos relacionados. Após a coleta, os peixes podem ser eutanasiados ainda em campo, seguindo os protocolos estabelecidos pela resolução normativa do CONCEA nº 37 de 2018, que versa sobre diretriz da prática de eutanásia e pela resolução 1.000/2012-CFMV e, posteriormente, podem ser conservados em formaldeído, álcool etílico, nitrogênio líquido ou gelo. Para estudos com peixes vivos, os exemplares devem ser acondicionados em recipientes com aeração, que pode ser manual ou através de aeradores artificiais. O transporte de peixes vivos deve ser feito com bastante cuidado, pois situações estressantes como

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

excesso de luminosidade, variação de temperatura e falta de oxigênio podem levar os indivíduos à morte.

Durante o transporte e manejo devem ser observadas as seguintes recomendações:

1. A captura dos peixes no ambiente deve ser feita com equipamentos adequados à espécie, fase do ciclo de vida, hábitat e comportamento da mesma, visando à redução do *stress*, ferimentos e perda de indivíduos. Para tal, deve ser realizada por pessoal treinado para o procedimento de forma segura e rápida;
2. A qualidade da água e os fatores limnológicos associados são críticos para a manutenção da homeostase do animal. Durante o manejo, transporte ou manutenção, deve se buscar a redução do *stress* aos níveis mínimos, no que se refere às concentrações de O<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub>, N<sub>2</sub> (dissolvidos na água), bem como salinidade, pH, temperatura, luminosidade e de qualquer outro estímulo adverso;
3. Utilizar recipientes adequados, em conformidade com a espécie e o tamanho do indivíduo;
4. A densidade/biomassa de indivíduos deve ser adequada para que não ocorra comportamentos anormais como agressividade, ferimentos, canibalismo e mesmo gerando infestações parasitárias que conduzirão o indivíduo à morte. É necessário considerar as características biológicas e ecológicas dos organismos no que se refere à tendência de formar cardumes ou territorialidade. Outro aspecto refere-se à não alocação de indivíduos presa e predadores conjuntamente;
5. Se necessário manter o(s) indivíduo(s) por período prolongado, fornecer alimento adequado à espécie e ao tamanho. Práticas associando alimento à captura e ao transporte têm mostrado bons resultados na redução do estresse durante estes procedimentos (PEDRAZZANI et al., 2007);
6. O uso de anestésicos deve ser considerado, dependendo do caso e do objetivo do trabalho;
7. O transporte dos organismos vivos, quando inevitável, deve minimizar todo o procedimento que expõe os peixes a estímulos que alterem sua fisiologia (excesso de O<sub>2</sub>, contato com oxigênio do ar, por exemplo). É fundamental que o período de transporte seja o mais curto possível. O mesmo deve ser realizado com o auxílio de recipientes adequados para o transporte e acondicionamento e com a densidade de organismos, que não causem alterações fisiológicas, ou que comprometam a sobrevivência dos indivíduos (CARNEIRO et al., 2009);

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

8. Em experimentos laboratoriais, a captura, manejo e o transporte, que causem estresse ao animal (resposta fisiológicas e comportamentais a estímulos anormais e que podem aumentar a susceptibilidade a doenças ou mesmo comprometer o desempenho do organismo no meio), podem influenciar os resultados da pesquisa e, portanto, devem ser avaliados com cuidado no delineamento do trabalho com animais silvestres;
9. Os tratamentos terapêuticos, com a introdução de substâncias químicas na água (evitando a infecção por parasitas, por exemplo), devem ser administrados com cautela, uma vez que esses tratamentos causam estresse nos peixes, diminuindo suas habilidades no meio, incluindo a alimentação, e comprometendo os tecidos animais (especialmente as brânquias), em graus de severidade variados, dependendo do composto;
10. As mudanças drásticas do ambiente natural para confinamento em caixas de estocagem e/ou de transporte leva a alterações nos níveis de adrenalina e cortisol dos peixes, alterando seu metabolismo. Devido a isso, fazem-se necessárias práticas que amenizem tais efeitos, como o jejum prévio para o transporte e manutenção dos peixes em ambiente adequado para finalizar a depuração (esvaziamento do trato digestivo) antes do transporte, para que haja menor consumo de O<sub>2</sub>, e menor excreção de CO<sub>2</sub>, amônia e fezes, contribuindo assim para a manutenção da qualidade da água durante o transporte;
11. Para o transporte de peixes, é indicado o uso de recipientes adequados, como caixas térmicas com aeradores ou sacos plásticos com 1/3 de água e 2/3 de O<sub>2</sub> comprimido. Os sacos plásticos devem ser acondicionados em caixas de isopor ou de papelão revestidas de isopor e estes não devem estar expostos diretamente ao sol (KUBITZA, 2009);
12. A carga de peixes possível de ser transportada (em sacos plásticos ou em caixas de transporte) depende de diversos fatores: a) da temperatura da água; b) previsão do tempo necessário para o carregamento, para a viagem e para a soltura no destino; c) do tamanho ou peso médio dos peixes a serem transportados; d) da espécie de peixe e) da fase de desenvolvimento; dentre outros. Quanto mais baixa for mantida a temperatura da água, quanto maior for o tamanho dos peixes e quanto mais rápido for o transporte, maior pode ser a carga de peixes no transporte (em kg/m<sup>3</sup> ou em g/litro);
13. Durante o processo de soltura dos peixes, após o transporte, deve-se proceder a aclimação dos mesmos, visto que a água que irá recebê-los, normalmente, estará com condições físicas e químicas diferentes em relação à temperatura, pH, condutividade, oxigênio dissolvido, entre

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

outros. Assim, para evitar *stress*, é necessária a mensuração destes e, em seguida, a realização da mistura gradual da água do meio de transporte com a água do novo ambiente, sendo esta adicionada até que triplique o volume inicial.

## **5. PROCEDIMENTOS DE SOLTURA, TRANSLOCAÇÃO, INTRODUÇÃO, REINTRODUÇÃO, REPOVOAMENTO POPULACIONAL DE PEIXES**

A pesquisa de peixes em vida livre pode envolver procedimentos de soltura de diferentes tipos. Por ser esta uma forma de intervenção com impactos negativos potencialmente severos para o indivíduo ou para as comunidades de destino, projetos de pesquisa que envolvam soltura devem sempre ter objetivos claramente vinculados à melhoria do estado de conservação da espécie-alvo, de populações ou ao restabelecimento de funções ou processos ecológicos. Deve-se considerar ainda os princípios de bem-estar e saúde animal, tanto do indivíduo a ser solto quanto daqueles existentes no local de soltura. Esses princípios devem estar acima de outros interesses, sejam eles científicos ou de qualquer outra ordem. É importante ressaltar que a soltura de animais carrega riscos e problemas reais e, em geral, traz poucos benefícios à conservação e ao próprio animal liberado. Por essa razão, não é aceitável que qualquer atividade de soltura seja realizada com fins didáticos.

Além do exposto acima, projetos científicos que envolvam soltura devem avaliar condições essenciais para sua realização: distribuição geográfica original da espécie-alvo, existência de seu habitat preferencial, controle das ameaças que levaram a espécie a um declínio populacional, seleção adequada dos indivíduos a serem soltos (incluindo idade, sexo, condição física, sanitária, comportamental e variabilidade genética), marcação, tipo de soltura e monitoramento pós-soltura.

## **6. MANUTENÇÃO DE PEIXES EM CONDIÇÕES EXPERIMENTAIS E BIOTÉRIOS**

O emprego de experimentos em condições controladas é uma forma eficaz e prática de se responder de forma mais clara e objetiva as hipóteses levantadas, pois permite o controle das variáveis e a manipulação daquelas em que há o interesse de entender seus mecanismos e efeitos (GRANZOTTI & GOMES, 2016). Neste sentido, peixes são mantidos em cativeiro, ou utilizados por um certo período, para diversas áreas de pesquisas, sejam elas relativas a estudos de cunhos ecológicos, biológicos, genéticos, fisiológicos, zootécnicos, veterinários ou farmacológicos. Tais experimentos também podem ser em campo, seja em condições de cultivo, seja com manipulação de partes de ambientes naturais (UIEDA & CASTRO, 1999).

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Para estudos de desenvolvimento embrionário dos peixes e de suas fases iniciais (larvas e jovens), a reprodução em condições controladas permite se ter a idade conhecida e com controle das variáveis mais importantes, como temperatura (ANJOS & ANJOS, 2006), e segurança na identificação da espécie. Isso ajuda a resolver o obstáculo encontrado na identificação do material coletado em ambientes naturais, devido ao elevado número de espécies, aliado à grande similaridade morfológica (NAKATANI *et al.*, 2004) nas suas fases iniciais de desenvolvimento. Esta similaridade aumenta na razão inversa ao estágio de desenvolvimento e entre espécies próximas, como congêneres ou pertencentes à mesma família. Estudos em laboratório são base para que sejam feitas descrições que levam a chaves taxonômicas adequadas e servirão para a correta identificação do ictioplâncton dos ambientes naturais.

#### **Características desejáveis nas espécies que favorecem a adaptação ao cativeiro**

1. Apresentar conhecimento de sua biologia, ecologia e comportamento;
2. Ter suas técnicas de cultivo (estocagem, nutrição, manejo) e manutenção em cativeiro conhecidas;
3. Reproduzir-se naturalmente ou responder à reprodução induzida por hormônios, apresentando boas taxas de sobrevivência;
4. Apresentar conhecimento das faixas adequadas dos principais parâmetros de qualidade de água para que se possa implementar as condições de bem-estar dos indivíduos;
5. Ter suas necessidades nutricionais básicas conhecidas e que, de preferência, aceite ração artificial ou alimento vivo que seja de fácil produção e de baixo custo;
6. Ser pouco susceptível a doenças e que sejam conhecidas suas principais enfermidades e forma de tratá-las;
7. Apresentar relativa facilidade na obtenção de indivíduos da espécie. Espécies de importância econômica, normalmente, são de mais fácil aquisição em pisciculturas comerciais.

Ressalta-se ainda que muitos estudos podem ser realizados com espécies cujo único acesso é o ambiente natural. Nesse caso, deve ser considerada a solicitação das licenças ambientais, para captura e manutenção em biotérios. As recomendações para se trabalhar com esses animais estão descritas item VIII, sobre Animais Silvestres de Vida Livre, da Resolução Normativa CONCEA nº 30, que

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

baixa a Diretriz Brasileira para o Cuidado e Utilização de Animais em Atividades de Ensino ou de Pesquisa Científica – DBCA.

### **Tipos de instalações**

Um ponto de grande importância para o estabelecimento de protocolos de manutenção em cativeiro e experimentação, que atendam requisitos mínimos de bem-estar, é o conhecimento da biologia da espécie em questão, que pode ter especificidades únicas. Assim, devem ser utilizadas instalações que levem ao bem-estar animal, de modo que as questões a serem respondidas nas pesquisas possam ser estudadas com segurança e confiabilidade nos resultados. A manutenção dos peixes, dependendo do estudo e características da espécie nos biotérios, ocorre em aquários de diferentes dimensões, “hapas”, “bags”, caixas d’água, tanques-rede e tanques escavados.

Sempre que possível e necessário deve-se proporcionar enriquecimento ambiental com abrigo, controle das condições de oxigenação e temperatura e monitoramento dos fatores físicos químicos, segundo os conhecimentos destes parâmetros para cada espécie e nas suas diferentes fases.

### **Exigências e condições para manutenção de peixes em biotérios**

O CONCEA, na sua Resolução Normativa n. 34, descreve sobre a manutenção para pesquisa ou ensino nas áreas biológicas ou biomédicas para os lambaris (*Astyanax altiparanae* e *Astyanax fasciatus*), as tilápias (gêneros *Tilapia*, *Sarotherodon* e *Oreochromis*) e o zebrafish (*Danio rerio*). Estes critérios podem ser adaptados para a utilização de outras espécies de peixes em condições experimentais, respeitando suas características de necessidades de condições ambientais, fisiológicas, comportamentais, proximidade taxonômica e de fase de desenvolvimento.

## **7. ANALGESIA, ANESTESIA E EUTANÁSIA**

Evidências anatômicas, fisiológicas, comportamentais, evolutivas e farmacológicas têm demonstrado que os peixes experimentam sentimentos como dor e medo, além de outros, de maneira similar aos demais vertebrados (HUNTINGFORD & WRIGHT, 1989; BRAITHWAITE & HUNTINGFORD, 2004; VOLPATO et al., 2009; ROSE et al., 2014). Assim, os peixes têm potencialmente a capacidade de sofrer e apresentar outros sentimentos, isto é, são seres sencientes (PEDRAZZANI et al., 2007;

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

RUCINQUE et al., 2017). O aumento dos batimentos branquiais, a produção de feromônios de alarme, fuga imediata ou imobilização são alguns sinais que indicam que os peixes estão com medo. Em experimentação, ou mesmo em ambientes de fuga restrita ao animal, mudanças no ritmo e no padrão natatório, busca por refúgios, redução ou alteração no comportamento predatório e alimentar são algumas características comportamentais exibidas pelos peixes quando em situação de perigo ou estresse acentuado.

Durante o manuseio dos indivíduos, durante as práticas de campo, transporte ou mesmo na obtenção da biometria, uma maior movimentação do mesmo pode promover ferimentos na pele e/ou perda de escamas, propiciando a manifestação de patógenos e/ou posterior morte.

O emprego de anestésicos que visem reduzir o *stress*, a dor ou mesmo imobilizar o animal durante os procedimentos em campo ou em laboratório e aqueles que visem promover a eutanásia de forma rápida e sem sofrimento têm sido tema de interesse e de pesquisas entre biólogos e ecólogos (FARNSWORTH & ROSOVSKY, 1993; CUNHA et al., 2017; LOPES et al., 2018; BALDISSEROTTO et al., 2018). O uso de anestésicos, segundo normas do CONCEA, é imprescindível nos casos de eutanásia em coletas a campo ou em experimentos com peixes. No Brasil, segundo a Resolução Normativa do CONCEA nº 37, o não uso de anestesia apenas é permitido, como método restrito, quando, por questões de comprovada incompatibilidade experimental, diante da total impossibilidade de uso de outros métodos que possam comprovadamente interferir nos resultados da pesquisa e o uso de anestésicos não for possível. Nestes casos deve-se usar um método físico que assegure rápida destruição do cérebro, por perfuração ou esmagamento após o atordoamento, reduzindo assim o sofrimento.

Para tanto, 2-phenoxyethanol tem sido utilizado como na anestesia leve, enquanto a benzocaína na anestesia profunda (INOUE et al., 2004). Em outros casos o óleo de cravo, que tem como principal componente o eugenol (4-allyl-2-metox-yphenol) tem sido utilizado amplamente (GRIFFITHS, 2000; SMALL, 2004), devido à facilidade de ser adquirido. Pesquisas têm sido desenvolvidas nos últimos anos avaliando a eficácia da anestesia e os possíveis efeitos em peixes com o uso de óleos essenciais (OEs) (CUNHA et al., 2017; LOPES et al., 2018; BALDISSEROTTO et al., 2018). Os resultados obtidos têm demonstrado que determinadas concentrações para cada espécie de peixe apresenta potencial para anestesia rápida e que a composição química do OEs promove diferentes efeitos sanguíneos e plasmáticos (SOUZA et al., 2015; SOUZA et al., 2017), reforçando que esforços devem ser empreendidos em mais essa alternativa de obtenção de anestésicos. Entretanto, os anestésicos mais comumente utilizados e que figuram entre os recomendados pelo CONCEA, são a Benzocaína, o MS-

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

222 (TMS ou metanosulfonato de tricafina), o eugenol e o óleo de cravo da Índia (ZAHN et al., 2012; HAWKINS et al., 2016; BRAZ et al., 2017). Estes são de uso prático por serem empregados por diluição na água para agirem por imersão dos peixes a serem anestesiados e/ou eutanasiados.

Nos casos em que a eutanásia se faz necessária, seguir o preconizado pelo Anexo da Resolução Normativa nº 37, de 15 de Fevereiro de 2018, que rege a Diretriz da Prática de Eutanásia do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal - CONCEA e ainda, se necessário, consultar protocolos internacionais (BATT et al., 2005; AVMA, 2013), que descrevem cada agente e método necessário e adequado ao objetivo da pesquisa ou atividade em que o peixe será submetido.

Destaca-se ainda que, em experimentos em que seja necessária a implantação de marcas ou chips, o uso de anestésico deve ser implementado e o procedimento realizado por profissional experiente. Estes devem ser adequados à espécie e ao tamanho/peso do indivíduo de tal forma que não produza dor, sofrimento, estresse ou que não provoque redução das habilidades do indivíduo, produzindo maior risco de predação.

## **8. MÉTODOS ALTERNATIVOS**

Com base no princípio dos 3R de origem da língua inglesa (*Replace*: Substituição, *Reduce*: Redução e *Refine*: Refinamento), que visa minimizar o uso de animais em experimentação e sob a luz do principal objetivo de aplicação de reduzir a dor, o sofrimento e a morte dos organismos, sempre que possível, métodos alternativos que visem substituir o uso de peixes para pesquisa e ensino devem ser utilizados. Métodos observacionais são amplamente estimulados, embora seja sabido que para determinados estudos a presença do investigador pode ser um fator determinante nos resultados da pesquisa.

Métodos de marcação e recaptura também podem ser uma alternativa na redução do número de indivíduos mortos, entretanto devem ser escolhidos dentre aqueles que não produzam prejuízo ao organismo, como dor e medo, não aumentem os riscos de predação ou afetem a escolha do parceiro e conseqüentemente o sucesso reprodutivo (FARNSWORTH & ROSOVSKY, 1993).

Nem sempre, porém, os métodos alternativos substituem totalmente o estudo no organismo. Alguns deles tornam os experimentos mais precisos, de forma a diminuir o número de organismos a serem utilizados no experimento em campo, laboratório ou mesmo empregados para o ensino.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Coletar e armazenar dados permitirá em breve a elaboração de uma base de dados que auxiliará na elaboração de modelos para redução da quantidade de peixes a serem sacrificados para fins de conservação e estudos de biologia e ecologia. A viabilidade de uma análise de *big-data* foi explorada em um conjunto de informações referentes ao uso de mamíferos (ratos, cobaias, coelhos, cães e macacos) em toxicologia e os resultados obtidos demonstraram ser um poderoso método analítico (CLARK & HARTMANN, 2018). Embora estes bancos de dados estejam em crescimento contínuo, é necessário que mais pesquisas sejam implementadas em biomas e ecossistemas ainda não estudados e cuja composição de espécies é ainda desconhecida.

Por outro lado, os peixes têm sido empregados como modelos alternativos em pesquisas com roedores, como é o caso do paulistinha ou zebrafish, *Danio rerio* (REIS-PINTO et. al, 2012; MUSSULINI et al., 2013). Estes organismos, de crescimento rápido, preenchem uma lacuna importante no estudo de doenças humanas e para a análise e seleção de compostos candidatos a medicamentos. Para tanto, os procedimentos aqui destacados também devem ser aplicados aos animais utilizados em experimentação laboratorial. Este campo deve ampliar-se nos próximos anos, uma vez que biotérios têm sido implementados nas instituições para criação e crescimento.

## **9. ENSINO**

É de fundamental importância que estudantes, dos diferentes níveis de formação, sejam orientados sobre a sciência e suas implicações, especialmente no que se refere ao bem estar e eutanásia dos peixes (PEDRAZZANI et al., 2008). Desta forma, torna-se imprescindível que seja fomentada a inserção no ensino de temas relacionados às noções básicas de bem-estar animal, no que se refere às boas práticas de amostragem, manejo e dissecação (quando necessário). Devem ser incentivadas e buscadas constantemente, e sempre que possível, alternativas que substituam os animais por modelos, vídeos, fotos, organismos fixados ou conservados.

Neste sentido, destacam-se os seguintes pontos a serem considerados:

1. Enfatizar a importância do bem-estar animal;
2. Relacionar os conceitos morais, éticos e a sciência animal à interação homem-animal;
3. Orientar sobre a avaliação do bem-estar animal durante as futuras atividades profissionais relacionadas à pesquisa e ao ensino;

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

4. informar sobre a legislação relacionada ao bem-estar animal de animais de experimentação em laboratório e silvestres;
5. Divulgar as tendências nacionais e internacionais sobre o tema;
6. Estimular uma postura crítica nos temas relacionados ao bem-estar animal no que concerne à captura, manejo, experimentação e eutanásia;
7. Buscar a otimização do uso do mesmo animal em atividades de ensino e/ou pesquisa, depois de alcançado o objetivo fundamental de um projeto.

## **10. CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Tendo em vista tudo o que foi mencionado acima, temos a considerar que várias preocupações são relevantes na coleta, utilização e manuseio de peixes de vida livre. A principal delas é retirar o animal do seu ambiente natural apenas quando necessário, com propósitos planejados e calculados. Sempre que for preciso fazê-lo, seguir as orientações fornecidas pela legislação, solicitar as licenças dos órgãos ambientais e as autorizações dos atores diretamente relacionados com o ambiente ou animais a serem explorados. Isso deve ser considerado em todos os casos, desde a coleta com eutanásia, com manipulação e retorno ao ambiente, ou captura e transporte de animais vivos. A legislação sobre Espécies Exóticas e Espécies Ameaçadas também devem ser consideradas, além das já elencadas aqui no que se refere às espécies, em adição às referentes às Unidades de Conservação, tanto em níveis Federal, Estadual, Municipal ou Privado, que devem ser rigorosamente obedecidas para os ambientes. Todos os projetos envolvendo qualquer etapa com animais em vida livre devem ser previamente submetidos e aprovados pelos respectivos CEUAs.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **HERPETOFAUNA**

#### **INTRODUÇÃO**

A herpetologia é o ramo da zoologia que estuda os anfíbios e os répteis (Storer et al. 2003). Os anfíbios (Classe Amphibia) são representados mundialmente por 7.833 espécies viventes, a maioria representadas por sapos, rãs e pererecas (6.907 espécies da Ordem Anura), seguidos em número de espécies pelas salamandras (719 espécies da Ordem Caudata) e as cobras cegas ou cecílias, que são representadas pela ordem Gymnophiona, com 207 espécies viventes (Frost 2018). Desse total, foram registradas para o Brasil 1.080 espécies, sendo 1.039 sapos, 5 salamandras e 36 cobras-cegas (Segalla et al. 2016).

Os répteis, por sua vez, representam 10.711 espécies viventes apropriadamente descritas pela ciência. Esse grupo animal é representado pelos crocodilianos, quelônios, tuatara, lagartos, cobras-de-duas-cabeças e serpentes (Uetz & Hošek 2018). No Brasil há registro de 795 espécies de répteis, com representantes de quase todos os grupos, com exceção da tuatara, representada por uma única espécie semelhante a um lagarto, restrita a região da Nova Zelândia. O Brasil é o terceiro país do mundo em diversidade de répteis (Uetz & Hošek 2018), representado por seis espécies de jacarés (Ordem Crocodylia), 36 quelônios e 799 esquamados (Squamata), grupo animal formado pelos “lagartos” (276 spp.), serpentes (405 spp.) e cobras-de-duas-cabeça (72 spp.) (Costa & Bérnils 2018).

Diante dessa grande diversidade de espécies, hábitos de vida e ambientes que usam, a herpetofauna oferece uma gama de possibilidades de estudos relacionados a seus grupos animais. Dessa maneira, nosso objetivo aqui é apresentar de maneira sucinta: 1. Legislação vigente referente às autorizações e licenças para estudos e atividades didáticas com anfíbios e répteis silvestres em vida livre; 2. Métodos de captura; 3. Contenção, transporte e manutenção temporária (coleta - curto espaço de tempo); 4. Marcação; 5. Soltura; e 6. Eutanásia; e 7. Considerações éticas e populacionais, indicando os principais métodos utilizados no Brasil, boas práticas na aplicabilidade do método e suas restrições, visando, sobretudo, priorizar o bem-estar animal a fim de minimizar o sofrimento animal (dor e estresse).

#### **1. LEGISLAÇÃO VIGENTE REFERENTE AS AUTORIZAÇÕES E LICENÇAS.**

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

**1.a) Lei nº 11.794 de 08 de Outubro de 2008** - Conhecida como Lei Arouca, ao estabelecer os procedimentos para o uso de animais, sejam eles silvestres ou domésticos, para fins científicos e/ou didáticos, dispõe que, no caso de atividades educacionais, as mesmas ficam restritas a duas situações distintas: em estabelecimentos de ensino superior e em estabelecimentos de educação profissional técnica de nível médio circunscritos à área biomédica. A partir desse marco legal, o conjunto de legislação voltada à regulamentação do uso de animais em pesquisa científica e ações educacionais se pauta nos pressupostos emanados no mesmo, de modo a manter umnexo legal.

**1.b) Lei nº 13.123 de 20 de Maio de 2015** – Conhecida como Lei de Acesso à Biodiversidade, dispõe sobre o acesso ao patrimônio genético, sobre a proteção e o acesso ao conhecimento tradicional associado e sobre a repartição de benefícios para Conservação e uso sustentável da biodiversidade; revoga a Medida Provisória nº 2.186-16, de 23 de agosto de 2001; e dá outras providências. Para tanto, essa Lei cria o SisGen (Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado), sendo que tal Sistema se constitui em uma ‘Plataforma Eletrônica de Cadastramento Obrigatório’, de todas as pesquisas, experimentais ou teóricas, realizadas com o patrimônio genético brasileiro. Tal Plataforma foi criada pelo Decreto Regulamentador da Lei da Biodiversidade, a saber, o Decreto nº 8.772/2016. Consta que o SisGen está disponível na página do Ministério do Meio Ambiente e o link para o manual de uso é [https://sisgen.gov.br/download/Manual\\_SisGen.pdf](https://sisgen.gov.br/download/Manual_SisGen.pdf).

**1.c) Instrução Normativa ICMBio nº 03, de 1º de Setembro de 2014** – Essa normativa, ao criar e implantar o Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBio, estabelece as normas sobre a realização das seguintes atividades, com finalidade científica ou didática, no território nacional, na plataforma continental, no mar territorial e na zona econômica exclusiva:

A) captura ou marcação de animais silvestres *in situ*;

B) manutenção temporária de espécimes silvestres em cativeiro;

C) transporte de material biológico (no território nacional, quando o mesmo é oriundo de pesquisa autorizada no SISBio);

D) realização de pesquisa em UC Federal e/ou em Cavidade Natural Subterrânea.

**1.d) Resolução Normativa CONCEA nº 19, de 25 de Novembro de 2014** – em vista da proibição dada pela Lei Arouca, no tocante ao fato de que o uso de animais em atividades educacionais somente podem ser realizadas no escopo do ensino superior e/ou ensino profissional técnico de nível médio, na área biomédica, essa Resolução Normativa do CONCEA veio para possibilitar que os

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

centros públicos ou privados, que realizam procedimentos em animais vivos, em atividades de ensino, extensão, capacitação, treinamento, transferência de tecnologia, ou quaisquer outras com finalidade didática, possam atuar. E tal atuação somente será possível por meio da vinculação de tais centros ao CONCEA, mediante a formalização de instrumentos de cooperação com instituição de ensino previamente credenciada ao CONCEA.

**1.e) Instrução Normativa Conjunta ICMBio/IBAMA nº 01, de 08 de Dezembro de 2014** - Essa normativa estabelece, no âmbito do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais Renováveis - IBAMA e o do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio, os procedimentos para o uso compartilhado de informações e para a complementaridade das ações no que se refere ao manejo e à conservação da fauna silvestre, notadamente no que concerne no manejo de populações de fauna silvestre em vida livre, muito comum quando se trata, por exemplo, do manejo *in situ* de populações de quelônios amazônicos e de populações *in situ* de jacarés. Essa normativa prevê inclusive, que o uso compartilhado de informação poderá abranger inclusive o seu aproveitamento para o licenciamento ambiental e para o controle sobre os recursos faunísticos exercidos pelo IBAMA e para as ações de autorização, monitoramento e conservação da biodiversidade promovidas pelo ICMBio. Essa normativa conceitua PLANO DE MANEJO DE FAUNA EM VIDA LIVRE da seguinte forma: “instrumentos de gestão aprovados pelo IBAMA a serem utilizados no ordenamento das ações para o manejo da fauna silvestre não ameaçada de extinção em vida livre visando o uso ou o controle populacional das espécies da fauna silvestre ou exótica, bem como ações para retorno à natureza, introdução, reintrodução e monitoramento”.

**1.f) Resolução Normativa CONCEA nº 30, de 02 de Fevereiro de 2016** – Essa normativa baixa a DIRETRIZ BRASILEIRA PARA O CUIDADO E A UTILIZAÇÃO DE ANIMAIS EM ATIVIDADES DE ENSINO OU DE PESQUISA CIENTÍFICA - DBCA. A finalidade da DBCA é a de apresentar os princípios e as condutas que permitem garantir o cuidado e o manejo eticamente correto de animais produzidos, mantidos ou utilizados em atividades de ensino ou de pesquisa científica. Esta diretriz traz orientações para pesquisadores, professores, estudantes, técnicos, instituições, Comissões de Ética no Uso de Animais – CEUAs e todos os demais envolvidos no cuidado e/ou no manejo de animais produzidos, mantidos ou utilizados em atividades de ensino o de pesquisa científica.

**1.g) Resolução CFBio nº 301, de 08 de Dezembro de 2012, regulamentada pela Portaria CFBio nº 148/2012** – Essa legislação dispõe sobre os procedimentos que são recomendáveis, no caso do profissional biólogo, no tocante às ações de captura, contenção, marcação, soltura e coleta de animais vertebrados *in situ* e *ex situ*, e dá outras providências.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

**1.h) Resolução CFMV Nº 100, de 11 de Maio de 2012** – à semelhança da resolução do CFBio, também dispõe, no tocante a atuação do Médico Veterinário, sobre os procedimentos e métodos de eutanásia em animais e dá outras providências.

### **2. MÉTODOS DE CAPTURA**

Na maioria dos estudos com anfíbios e répteis, seja para inventários, monitoramento, obtenção de material biológico para caracterização da dieta, determinação de condições sanitárias, estudos genéticos, dentre tantos outros processos de investigação científica com o grupo, a captura se faz necessária para correta identificação da grande maioria das espécies.

Durante os procedimentos de captura é de grande relevância destacar que, além de conhecer o método, sua aplicabilidade exige responsabilidade e cuidado, visando garantir o bem-estar tanto animal, quanto dos pesquisadores e auxiliares de campo, já que a Herpetologia agrupa indivíduos com potencial de causar acidentes graves, como no caso de alguns anfíbios que secretam substâncias tóxicas, serpentes peçonhentas e crocodilianos.

Considerando a diversidade desses animais e variação dos ambientes ocupados pelos anfíbios e répteis, diversas são as metodologias de captura e, muitas vezes, em estudos como inventários e ecologia de comunidades, é necessária a combinação de diversas dessas metodologias bem como a adaptação dos métodos citados abaixo para um determinado ambiente.

#### **2.a – Busca Ativa**

O método consiste no pesquisador móvel que busca, nos mais variados ambientes, as espécies de anfíbios e répteis. Dependendo do objetivo do estudo, pode-se ater somente aos espécimes visíveis no ambiente ou realizar uma procura mais detalhada em abrigos em rochas, serapilheira, termiteiros, troncos podres, entre raízes, no interior de bromélias, dentre outros. Além disso, ela pode ou não ser delimitada por tempo pré-estabelecido (Procura Livre Limitada por Tempo – PLT); por um transecto (Transecções lineares) de comprimento pré-estabelecido; em quadrantes ou parcelas (delimitados ou não por lona plástica ou tela tipo “mosquiteira” e considerando-se (ou não) registros auditivos.

É uma das principais metodologias para amostragem de anfíbios, serpentes e crocodilianos, sendo complementar em estudos com quelônios, sobretudo espécies terrestres; lagartos e cobras-de-duas-cabeças.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Para anfíbios utiliza-se, normalmente, a captura manual para adultos. Para inventários de estágios larvais o uso de peneiras e/ou puçás são fundamentais. O mesmo é realizado para serpentes não peçonhentas e filhotes de crocodilianos. Já para as espécies com risco de acidente ofídico de interesse médico, são utilizados para auxílio da captura os ganchos metálicos, pinções e laço. Esses dois últimos petrechos de captura devem ser utilizados com cautela e por pesquisadores com experiência na aplicabilidade do método, sobretudo na captura de serpentes e grandes lagartos, já que podem ferir e até causar a morte do animal por estrangulamento ou lesão cervical (laço). Já para crocodilianos de maior porte, laço é o método mais indicado para captura, o qual é formado por um cabo de aço preso em uma corda longa e resistente a tensão, para que o animal seja subjugado da maneira mais segura e adequada, tanto para o pesquisador quanto para o animal.

Boas práticas: o pesquisador na aplicação desse método deve primar pelo cuidado durante o manuseio dos espécimes, pois, na maioria dos casos são organismos sensíveis. Cuidados especiais devem ser dados às salamandras e aos lagartos, os quais costumam apresentar o comportamento de autotomia (perda da cauda) em caso de estresse agudo, o que tem efeito na sobrevivência do animal após soltura, comportamento reprodutivo e interações de dominância com outros indivíduos da mesma espécie. O uso de luvas tipo raspa de couro (serpentes, lagartos e crocodilianos), luvas descartáveis (demais espécies). No caso de estudos nos quais se faz necessária uma busca mais minuciosa, no momento de se revirar troncos e rochas, aconselha-se que esse material seja devolvido na posição original, pois ainda que o(s) animal(ais) seja(m) capturado(s)(anfíbio ou réptil), certamente o abrigo é compartilhado com outras espécies que não são alvos do estudo. No caso da vasculha em bromélias é altamente recomendável que se altere o mínimo possível o ambiente, tendo em vista que a remoção das bromélias e sua coleta uma prática inaceitável, com exceção dos casos em que a identificação da planta seja um objetivo do estudo. Destaca-se ainda que se o espécime localizado for eventualmente coletado, a bromélia tornar-se-á um nicho vago a ser ocupado por outro espécime e, certamente, é um recurso limitante e muito importante para as espécies bromelícolas no local.

Sobretudo em estudos com anfíbios, o uso de repelentes de insetos e protetores solares nas áreas das mãos deve ser utilizado com cautela, já que a pele altamente permeável desses animais, para a maioria das espécies, os torna particularmente sensíveis a esses produtos. Cabe destacar ainda as toxinas presentes na pele de algumas espécies, nesses casos, tanto para o pesquisador como para as espécies capturadas posteriormente, indica-se o uso de luvas descartáveis que devem ser trocadas após a captura de animais cuja toxina é reconhecidamente prejudicial a outras espécies.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **2.b – “Viração”**

Essa é uma variação do método de busca ativa direcionado exclusivamente para quelônios, sobretudo do gênero *Podocnemis*. O método é aplicado em praias de desova nas quais as fêmeas são posicionadas, após término da desova, em decúbito dorsal com o objetivo de impedir que voltem ao curso d'água. Esse método é comumente utilizado quando o objetivo de estudo está relacionado à caracterização de padrões reprodutivos dessas fêmeas, relações alométricas entre os animais e seus ninhos, bem como relações genéticas, parasitológicas e/ou ecotoxicológicas entre fêmeas e seus respectivos filhotes.

Boas práticas: deve-se impactar ao mínimo o comportamento das fêmeas nas áreas de desovas, de maneira que o acampamento, iluminação e ruído nessas áreas devem ser minimizados. Além disso, as fêmeas devem ser “viradas” somente após o término do processo de desova, que pode durar cerca de três horas a partir da escolha do local do ninho até o seu completo fechamento. O período em decúbito dorsal da fêmea deve ser o menor possível, já que se trata de uma posição na qual o animal apresenta dificuldade no processo respiratório, sobretudo em um momento de exaustão devido ao processo de desova e alto estresse relacionado a vulnerabilidade do animal em terra. O número de fêmeas viradas por noite deve ser programado de maneira que se termine todo processo investigativo até, no máximo, o meio da manhã, pois devido as altas temperaturas a partir desse horário, o superaquecimento pode ser fatal. Casos de óbito de alguns animais, cujo número de “virações” foi superior à capacidade de processamento pela equipe, não são tão raros. Após o fim dos procedimentos é altamente recomendável que os animais sejam liberados às margens do rio e sejam acompanhados até total submersão na água.

Restrições: frente ao impacto desse método no processo reprodutivo da espécie, recomenda-se seu uso exclusivamente em estudos cujo objetivos estejam relacionados a aspectos da biologia reprodutiva.

### **2.c – Pesquisa e/ou manejo conservacionista com ovos e filhotes**

Em quelônios, os trabalhos de pesquisas/manejo estão relacionados ao monitoramento e manejo de ovos e filhotes de espécies de quelônios amazônicos da família Podocnemididae ou do gênero *Trachemys* na região sul, sendo raras essas práticas para outras espécies brasileiras.

Pressupõe-se que o sistema natural de reprodução de quelônios seja o mais adequado para as espécies, por ter evoluído por seleção natural nos últimos milhões de anos. Assim, a técnica de transferência de ninhos em atividades de manejo deve ser adotada como estratégia de Conservação

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

exclusivamente em casos extremos, nos quais é possível a manutenção *in situ* dos ninhos de populações localmente ameaçadas pelo processo de predação dos ninhos ou risco de alagamento dos mesmos, e consequente morte por afogamento dos filhotes.

Em casos de populações nas quais grande número de fêmeas desova em poucas praias (“tabuleiros de desova”), o trabalho de vigilância dos ninhos visando impedir a predação humana é facilitado. Porém, em locais nos quais as populações estão localmente ameaçadas é necessário o salvamento do maior número possível de ninhos. Os ninhos sujeitos a inundações repentinas (repiquetes) ou em locais de alagamento por influência de marés, podem ser salvos pela transferência para áreas mais altas, mas na mesma praia de origem.

Existem casos nos quais o objetivo da investigação científica necessita de um controle especial, no qual o objetivo é relacionar dados da fêmea aos seus respectivos filhotes. Visando um melhor controle do experimento, a transferência de ninhos ou coleta de ovos para incubação artificial é recomendada.

Diversos artigos têm demonstrado que a transferência de ninhos realizada em áreas comprovadamente alteradas permite protegê-los contra a predação humana e de eventuais predadores, aumentando a taxa de eclosão dos filhotes. Em algumas dessas áreas, caso nenhuma proteção for realizada, a predação pode variar de 87,7% a 100% dos ninhos.

A transferência de ovos de quelônios do local de desova para um local diferente incubação está sujeita a três principais problemas que podem afetar o sucesso da eclosão e o desempenho dos filhotes:

- A morte do embrião causada por movimentos bruscos de rotação dos ovos, que rompem a fixação do embrião em relação à câmara de ar do ovo. Esse problema pode ser evitado se alguns cuidados forem tomados.
- Alteração da razão sexual e redução da sobrevivência dos filhotes pelas novas condições ambientais. Em quelônios, diversas condições do micro-habitat do ninho podem afetar características dos filhotes como sexo, tamanho, mobilização de nutrientes, capacidade natatória, sobrevivência, entre outros. Se os cuidados forem tomados durante a transferência o problema é minimizado ou evitado.
- Os filhotes, quando adultos, não conseguem retornar a seus locais de nascimento para a desova. O desenvolvimento de técnicas moleculares na década de 1990 comprovou não só que as fêmeas de tartarugas marinhas retornavam anualmente às mesmas praias para desovar, como também que

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

essas eram as praias onde elas tinham nascido. Acredita-se que o mesmo ocorra com os quelônios da Amazônia da família Podocnemididae. Caso seja verdade, a transferência de ninhos para “maternidades” distantes da praia de nascimento compromete o comportamento desses quelônios.

É importante ressaltar que outros problemas oriundos da transferência de ninhos de quelônios podem ocorrer. Recentemente, foi descoberto que as “tartarugas-da-amazônia”, bem como outros quelônios, apresentam complexo sistema de comunicação por som, incluindo o cuidado parental pós-eclosão, por meio da agregação de filhotes com adultos para a migração em massa. Essa migração em massa pode ser para proteger os filhotes, pois dilui a pressão de predação. Sendo assim, a transferência de ninhos para locais artificiais de incubação e a posterior soltura dos filhotes longe de sua praia de origem podem aumentar a predação de filhotes, por causa da ausência de adultos durante a migração.

Outro problema relacionado à prática de translocação de ninhos é a seleção negativa de filhotes. Fêmeas de tartarugas diferem em sua preferência de local de nidificação. Se os ninhos que foram transferidos são de fêmeas que nidificam em áreas sujeitas à inundação, é possível que isso influencie a pressão de seleção dos filhotes, alterando o *pool* gênico da população. A descendência de fêmeas que desovam em áreas passíveis de alagamento, que poderia ser eliminada, passa a ter significativa representação para as gerações seguintes.

A fim de evitar a mortalidade embrionária induzida pela movimentação dos ovos, a transferência deve ser realizada nas primeiras 24 horas após a postura. Em situações em que não for realizada a transferência nesse período, mas existir possibilidade de alagamento dos ninhos, antes da eclosão dos filhotes, deve-se optar por deixar o ninho intacto o máximo de dias possível, até que passe o período crítico de 28-29 dias. Após o 30º dia de incubação, o risco de danos com a transferência dos ninhos é novamente reduzido. Não é exatamente a movimentação dos ovos que causa a mortalidade embrionária, mas a rotação ou vibração brusca.

Ovos de quelônios são suscetíveis à desidratação. Portanto, a transferência dos ninhos deve ser realizada nas horas mais frias do dia – entre 5 e 9 da manhã ou após as 17 horas. Preferencialmente, a coleta e a transferência dos ovos devem ser realizadas sequencialmente, no menor tempo possível. No entanto, nos casos em que não for possível transferir os ovos logo após a coleta, esses devem ser guardados em uma caixa de isopor, em local fresco, e a transferência realizada nas horas com temperatura amena. O ninho a ser transferido deve ser aberto cuidadosamente. Os ovos não

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

podem sofrer agitações ou vibrações bruscas, pois esses fatores podem causar o deslocamento dos embriões.

O transporte dos ovos deve ser realizado preferencialmente em caixas de isopor de até 25 litros, nas horas de temperatura mais amena. Para evitar que os ovos balancem durante o transporte devem ser posicionados, desde o fundo da caixa, sobre camadas de vermiculita, areia (preferencialmente, do próprio ninho), capim seco ou embalagens de ovos de galinha. Os ninhos não devem ser misturados.

A abertura de novas cavidades para o transplante dos ninhos também deve ser realizada nas horas mais frias do dia. A areia quente e solta da área a ser escavada deve ser retirada e, caso necessário, molhada. Para a abertura dessa cavidade pode ser utilizada uma cavadeira até a profundidade recomendada para a espécie. Em seguida, fazer o acabamento da câmara do ninho, utilizando as mãos, para dar o formato de uma bota onde serão colocados os ovos. A câmara deve ser construída com as características do ninho natural.

A profundidade de cada cavidade destinada ao transplante do ninho varia de acordo com a espécie e o tamanho da fêmea. Ninhos de *P. erythrocephala* devem ter profundidade de 20 cm, de *P. sextuberculata* 25 cm, de *P. unifilis* de 25 a 30 cm e de *P. expansa* de 80 a 100 cm de profundidade. O diâmetro das câmaras deve ser em torno de 20-25 cm. O ideal é que em cada região seja utilizada a média local para as profundidades e diâmetro/largura das câmaras dos ninhos.

O transplante dos ninhos deve ser feito nas horas mais frias do dia. Os ovos devem ser retirados das caixas de isopor e transplantados na câmara do novo ninho com o máximo cuidado. Os ovos devem ser colocados na mesma posição em que se encontravam e na ordem inversa em que foram retirados do ninho natural. Ovos de diferentes ninhos não devem ser misturados. Para o fechamento do ninho artificial, primeiro colocar a areia úmida (que estava no fundo do ninho) e cobrir os ovos, totalmente, sem nenhuma pressão.

O tempo médio de incubação da *P. expansa* é de 50 dias, de *P. unifilis* é de 60 e de *P. sextuberculata* é de 65 dias. Quando os filhotes estão próximos da eclosão, saem dos ovos e permanecem na câmara do ninho por 5 a 7 dias. Durante esse período, é possível identificar os ninhos nos quais os filhotes já saíram dos ovos, devido ao afunilamento da areia no topo do ninho. Alguns projetos de Conservação quelônios aceleram a saída dos filhotes, que são retirados dos ninhos nesse momento. Essa estratégia de manejo, mesmo não sendo recomendada, permite a contagem dos filhotes nascidos vivos naquele ninho.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Tendo em vista que, em algumas localidades, *P. expansa* apresenta cuidado parental, já que as fêmeas “esperam” os filhotes na beira da praia de desova, a soltura dos filhotes manejados, independentemente se oriundos de ninhos naturais ou transferidos, deve ser feita prioritariamente nesse local. Para facilitar essa logística, os filhotes de diversos ninhos podem ser soltos, juntos, na praia onde tiver ocorrido o maior número de coleta de ninhos. Caso a coleta tenha sido feita em grande área, será necessária a escolha de diversas praias de soltura, dando preferência àquelas com maior número de ninhos.

Apesar de controversa no meio acadêmico, essa técnica tem garantido aumento dos estoques populacionais em vários locais onde foi adotada, merecendo ser considerada em programas de Conservação de quelônios amazônicos da família Podocnemididae. Ressalta-se que a estratégia de Conservação ideal de proteção de ninhos de quelônios é mantê-los nos locais originais. Quando não é possível adotar essa estratégia, deve-se optar pela transferência dos ninhos ameaçados para áreas da praia original. Somente nos casos em que nenhuma das opções é possível, deve-se optar pela transferência para praias artificiais. O cuidado na transferência do ninho, evitando horários quentes do dia, movimentos bruscos dos ovos e transplante em área inadequada para a incubação dos ovos, é fator crucial para o sucesso dessa técnica. É importante lembrar que a disponibilidade e o interesse da comunidade devem ser considerados no momento de decidir qual estratégia será utilizada, sendo que essa decisão deve ser tomada em conjunto com os agentes de praia e os comunitários interessados.

Para crocodilianos, tanto nos estudos sobre biologia reprodutiva com ninhos como no manejo conservacionista com espécies localmente ameaçadas, todo o processo de investigação deve impactar o mínimo possível a área de estudo e os ninhos. Considerando o cuidado parental da fêmea durante todo o período de incubação dos ovos bem como após a eclosão dos filhotes, é muito importante para o sucesso reprodutivo da espécie que a translocação de ovos seja realizada exclusivamente em áreas de alagamento potencial de ninhos, em regiões com altas taxas de predação por animais domésticos nas quais as populações de crocodilianos estejam ameaçadas e a incubação dos ovos deve ser realizada em ambiente controlado, como em estudos relacionados a biologia reprodutiva na qual a coleta de ovos no ninho é fundamental.

#### **2.d – Monitoramento de sítios reprodutivos de quelônios**

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

O objetivo do monitoramento de sítios reprodutivos em quelônios é realizar pesquisas relacionadas à amostragem e monitoramento de ninhos, ovos e filhotes, sobretudo para espécies de Podocnemididae.

Monitorar o sítio reprodutivo mais importante e acessível da região de acordo com a espécie de interesse do monitoramento. A(s) espécie(s)-alvo será(ão) definida(s) via de regra considerando aquela(s) que seja(m) mais abundante(s) ou utilize(em) sítios reprodutivos relativamente próximos à(s) comunidade(s) envolvidas nos projetos/programas, quando for o caso e, eventualmente, constituam espécie(s) que possa(m) sofrer maior pressão de uso. Sem precedente de proteger o local, o indicador principal é o número de ninhos da(s) espécie(s)-alvo, por meio de contagem direta de ninhos no(s) sítio(s) reprodutivo(s) monitorado(s).

Deve-se percorrer toda a extensão do sítio reprodutivo ou até três km, fazendo busca ativa durante o período de maior número de desovas da(s) espécie(s)-alvo, que via de regra consiste no terço médio do período de nidificação (pico de desova), mas que em cada localidade deverá ser reconhecido com base na observação de séries históricas de desovas na região. Pelas manhãs ou finais da tarde, por 15 dias sequenciais durante o pico do período de desova da espécie, os ninhos devem ser contados.

Para esse objetivo do “componente sítios reprodutivos de Podocnemididae”, predita-se a marcação de uma amostra de ninhos para seu acompanhamento até a eclosão dos ovos. Recomenda-se a visita periódica aos sítios de desova para registro da situação dos ninhos: ninho alagado, ninho predado, ninho coletado/extraído, ninho com ovos eclodidos ou filhotes emergidos. Na sequência recomenda-se abrir os ninhos, de preferência aqueles cujos filhotes já emergiram para evitar o manuseio de eventuais imaturos, com isso deve-se contabilizar os ovos que eclodiram ou não, dos filhotes eclodidos vivos (utilizar as cascas para contar, caso os filhotes tenham emergido do ninho), filhotes eclodidos e mortos (natimortos).

Recomenda-se que a amostragem seja de até 45 ninhos, ou para distribuir em uma área (“especializar”) o sítio pode-se dividir a área de desova em três partes para marcação dos 15 primeiros ninhos encontrados de cada trecho durante o período de desova, seguindo o melhor período com maior (pico) abundância de ninhos, para posteriormente os mesmos serem abertos após 60 dias de incubação (a depender da espécie escolhida) contados desde a postura. Anualmente, deve-se fazer o acompanhamento dos indicadores “número de ninhos, número de ovos e a taxa de sucesso de eclosão dos ovos” do sítio reprodutivo escolhido para o monitoramento.

## Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### 2.e – Armadilhas de Intercepção e Queda (AIQ)

Também chamado de *pitfall traps*, essa técnica de captura consiste em recipientes enterrados no solo, que podem ser interligados por uma cerca-guia também enterrada no solo. A disposição, suas dimensões volumétricas e número de recipientes utilizados variam de acordo com o objetivo do estudo, sendo a metodologia mais comum para estudo com anfíbios, lagartos, cobras-de-duas-cabeças e serpentes terrestres. Dentre as vantagens do método está a captura de animais raramente capturados pelo métodos de busca ativa, como pequenos lagartos e anfíbios de folhiço, espécies com hábitos semi-fossoriais e espécies cuja camuflagem dificulta sua detecção visual indicada como metodologia complementar em estudos com quelônios terrestres e semi-aquáticos, que possuem o hábito de se deslocarem entre cursos d'água temporários ou apresentarem o comportamento de estivarem nos períodos mais secos do ano em regiões semiáridas.

Boas práticas: além das indicadas no item 1.1.a, a periodicidade de vistoria das armadilhas, sendo recomendada no mínimo uma vistoria diária, preferencialmente nas primeiras horas do dia; e idealmente duas vistorias, sendo a outra ao final da tarde. Destaca-se também os cuidados com a armadilha, no caso de amostragens em ambientes ensolarados, indica-se o sombreamento do balde, normalmente, nesses casos, utiliza-se a tampa do balde apoiada sobre uma estrutura de madeira sobre o balde para proporcionar o sombreamento nas horas mais quentes do dia. Além disso, em regiões com sazonalidade marcada (Caatinga, Cerrado, Pantanal, por exemplo) indica-se o uso de um recipiente com água no interior do balde nos períodos mais secos do ano, alternativamente pode se utilizar galhos de folhas verdes para manter a umidade local e servir de abrigo para as espécies nos horários de maior exposição solar. No período chuvoso a água deixa de ser um fator limitante e passa a ser um risco aos espécimes presentes nos recipientes, já que, em caso de acúmulo no interior dos baldes o risco de afogamento é alto. Como método aplicado para minimizar esse risco indica-se o uso de recipientes com pequenos furos, de maneira a permitir o escoamento do excesso de água e não permitir a fuga de animais vermiformes de pequeno porte, quando instalados em ambientes não alagados, além do uso de alguma placa flutuante (cortiça ou isopor) para que o animal possa se apoiar até que a água escoe (em caso de recipientes furados) ou até a chegada do pesquisador para vistoria, que deve ser repetida após uma chuva forte. Durante a operação da metodologia, recomenda-se a retirada de todos os detritos do interior do recipiente e, quando for o caso, escoamento do excesso de água. Além dos detritos, durante a revisão das armadilhas devem ser retirados de seu interior todos os seres vivos capturados, não são raros os

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

casos de mortes de anfíbios e pequenos répteis por aranhas, escorpiões e formigas. Já durante a interrupção dos trabalhos em campo, entre amostragens, os recipientes devem ser completamente vedados e a cerca-guia retirada ou enrolada, de maneira a permitir o fluxo de animais nos períodos em que as armadilhas não estiverem em operação. Ao final do estudo, todas as armadilhas devem ser retiradas e os buracos nos quais os recipientes estavam enterrados devem ser completamente cobertos para evitar a morte de outros animais que porventura caiam na cova.

Restrições: o uso de qualquer substância química no interior do recipiente para conter ou causar a morte do animal não é aceitável, já que nem todos os animais capturados serão coletados, ainda que sejam posteriormente coletados deve-se escolher um método que reduza o estresse e dor animal. Além disso, o método não é específico para o grupo animal em questão, capturando-se também pequenos mamíferos, filhotes de aves terrícolas e diversos invertebrados. O método não deve ser usado em áreas onde trafegam animais de grande porte como bovinos ou equinos, pois podem causar acidentes nestes animais. Pessoas que transitam nestes locais devem ser avisadas e os locais de armadilha sinalizados mesmo que as armadilhas estejam inativas.

#### **2.f – Armadilhas de funis ou covos**

Metodologia comumente utilizada para captura de quelônios semi-aquáticos, grandes lagartos e/ou serpentes. Esse método consiste em uma estrutura formada por aros metálicos ou plásticos que sustentam uma rede em seu entorno. Com diferentes formatos os covos possuem uma ou mais entrada em forma de funil invertido, por onde o animal entra, atraído por isca e/ou guiado por uma cerca, tendo dificuldade para sair por meios próprios. Em ambiente terrestre essa metodologia é associada as armadilhas de interceptação e queda, sendo os funis instalados junto às cercas-guias da AIQ.

Boas práticas: Para o uso dessa metodologia em ambiente terrestre, recomenda-se a sua instalação em ambiente sombreado de maneira que o sol e calor não causem estresse ou a morte do animal, recomenda-se ainda a fixação da armadilha ao solo para que não seja levada por predadores. Para os ambientes aquáticos sua instalação deve ter a maior parte da estrutura submersa e uma área para respiração do animal, a qual deve estar por todo o período de operação emersa, evitando o afogamento dos animais presos no covo. Em ambientes com oscilações do nível da água e/ou no período chuvoso, recomenda-se o uso de boias no interior do covo para que este acompanhe a oscilação do nível d'água. Tanto em ambiente terrestre quanto aquático a revisão deve ser diária.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **2.g – Armadilhas adesivas**

Também chamada de armadilhas de cola, são pranchas de material adesivo, originalmente utilizadas para captura de roedores urbanos. Elas são estrategicamente colocadas sobre troncos, cipós e galhos, para espécies arborícolas; em ambientes rochosos para espécies majoritariamente saxícolas e próximos a tocas para espécies que não possuem o hábito de deslocar-se por grandes áreas.

Boas práticas: priorizar a instalação em ambientes sombreados, fazer uso de solvente orgânico para retirada do animal coletado da armadilha e limpar minuciosamente a cola presente no animal antes do processo de soltura. Avaliar a viabilidade do método e utilizar somente em situações em que outras alternativas de captura menos impactantes seja inviável.

Restrições: esse método de captura é considerado como de aplicabilidade proibida em répteis pelo anexo I da Portaria CFBio nº 148/2012, devido a altas taxas de mortalidade.

### **2.h – Abrigos artificiais**

O método consiste em espalhar abrigos (pedaços de troncos, telhas, canos etc.) pelo ambiente e posteriormente, visitar os mesmos para captura dos animais abrigados. Método muito utilizado para lagartos e serpentes em dunas e demais formações abertas.

Boas práticas: retirar todos os abrigos após o término dos estudos em campo, visando não impactar o ambiente, quando no uso de madeira não devem ser utilizados troncos “tratados”, os quais liberam substâncias tóxicas no ambiente.

### **2.i – Redes**

Método aplicado exclusivamente para amostragem de quelônios na Herpetologia, que variam em tamanho de malha, quantidade de malha, formato, comprimento e largura. As redes comumente chamadas de malhadeira (*trammel net*, transmalha ou feiteiceira) é composta por três redes unidas nas extremidades, de maneira que as malhas externas possuam entre-nó de maior e é construída em fio mais espesso e a malha interna, com distância entre-nó menores, é até um terço mais alta que as externas, de maneira que enquanto as redes externas são mantidas esticadas na coluna d’água e quando o animal a atravessa, independente do lado de aproximação, ele fica preso em

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

uma bolsa formada pela rede central. Outra variação são as chamadas redes de arrasto, compostas de uma única malha, assemelham-se aos arrastos utilizados na pesca. Além dessas variações, um método comumente aplicado nos estudos com quelônios amazônicos são as redes localmente denominadas “capa-saco” e consiste em uma rede de náilon que pode ter diferentes distâncias entre nós e diâmetros do fio, na qual quanto maior for a distância entre nós e mais espesso for o fio, maior será o indivíduo capturado. Em cada extremo da rede existe um pedaço de madeira denominado localmente de calão (50 a 60 cm de diâmetro). Em cada calão se amarra uma corda que fixa a rede numa árvore da beira do rio. Em seguida, são instalados os pesos e boias ao longo da rede, que é solta em um local fundo, de correnteza, formando um saco. Os animais, ao entrarem no saco, normalmente não conseguem mais sair devido à força da correnteza.

Boas práticas: a revisão das redes deve ser em intervalos de no máximo 3 horas, para evitar o afogamento dos animais capturados.

Restrições: não aplicar a metodologia no período noturno devido a possibilidade de captura de jacarés, os quais vêm a óbito durante o período de vistoria de quatro horas.

#### **2.j - Pesca**

Método comumente utilizado na captura de quelônios do grupo podocnemidídeos e menos frequentemente utilizado para outros grupos de quelônios. Nesses casos são constituídos por boia, linha de náilon e anzol, comumente chamado de cambuim.

Boas práticas: sugere-se que sejam utilizados anzóis de tamanho pequeno, sem fisga e oxidável. Anzóis maiores podem causar hemorragias graves e atingir órgãos vitais como olhos e sistema nervoso; a ausência de fisga visa facilitar a retirada do anzol caso esse fixe nos tecidos do trato digestório do animal e caso haja o rompimento da linha, com o uso de anzol oxidável ele se corroerá e se soltará do animal. Sua instalação ainda deve ser evitada em locais com grande concentração de troncos e rochas já que, o animal pode se afogar caso a linha se embarace nessas estruturas.

Restrições: dentre as ressalvas da aplicabilidade do método está a possibilidade de o anzol prender-se aos tecidos do trato digestório do animal.

#### **2.l – Armas de fogo e de ar comprimido.**

O uso de arma de fogo é restrito às condições de campo, sendo uma maneira efetiva para coletar muitas espécies de lagartos saxícolas e serpentes e lagartos arborícolas, entretanto, os

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

herpetólogos que coletam com uma arma de fogo devem ter experiência com o método e estar devidamente licenciados/autorizados. A morte do animal por arma de fogo deve ser rápida. A munição utilizada deve ser apropriada para as espécies a serem coletadas e, caso o animal não venha a óbito prontamente com o tiro, deve ser eutanasiado rapidamente.

Boas práticas: o uso de arma de fogo ou de ar comprimido para captura de lagartos é aceitável quando os animais possuem porte médio ou grande e em situações onde a captura manual é dificultada ou outro método de captura com uso de armadilha seja inviável ou impossibilitado, como em terrenos rochosos por exemplo. Contudo, deve-se utilizar calibre e grão compatíveis com

### **2. m – Entrevistas**

A aplicação de entrevistas como forma de coleta de dados em pesquisas científicas é um procedimento utilizado desde a década de 70. Anfíbios e répteis são grupos animais que habitam o imaginário popular e as entrevistas são importantes ferramentas durante estudos com herpetofauna. Diversas são as lendas e crendices, alguns grupos são usados tradicionalmente no consumo de substância em comunidades tradicionais ou ainda com finalidade medicinal além do potencial de acidentes de interesse clínico para humanos e animais domésticos. De maneira geral, a entrevista pode ser do tipo “não estruturada” (aberta ou não diretiva); “estruturada” (diretiva ou fechada) e “semi-estruturada” (semidiretiva ou semi-aberta). Guias de campo, fotografias, gravações, dentre outros artefatos, podem ser utilizados na identificação das espécies, ambientes ou documentação de saberes locais sobre o grupo.

Boas práticas: é altamente recomendável que seja previamente agendado com a comunidade uma reunião prévia, a qual deverá ser informada que o estudo pretendido está devidamente autorizado. Além disso, as reuniões que se fizerem necessárias deverão ser documentadas por escrito, sendo que, ao término do estudo, todos os resultados e implicações do mesmo deverão ser apresentados na forma de oficinas. O entrevistador deve ser imparcial, não tentar ajudar durante as entrevistas, se necessário for fazer isso indiretamente através de conversas que estimulam a pessoa a refletir sobre o tema. Respeitar a vontade do entrevistado, permanecer no local apenas quando desejado, parar a entrevista assim que solicitado ainda que para a conclusão da mesma seja necessário voltar mais de uma vez na residência. Não se recomenda fazer a entrevista na presença de terceiros, quando isso acontecer, dar continuidade à conversa mas não à entrevista. Não permitir que mais de uma pessoa responda à mesma entrevista. Não é recomendado conduzir uma entrevista sozinho. Quando se fizerem necessárias fotografias, filmagens ou gravação, isso deve estar apropriadamente autorizado por escrito. Divulgar nomes reais não é recomendado em nenhum momento do

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

trabalho. É muito importante deixar claro que os entrevistados poderão se retirar dos trabalhos a qualquer momento sem nenhuma penalidade e que a identidade deles não será divulgada.

Restrições: em comunidades indígenas, além das licenças relacionadas à fauna, são necessárias autorizações junto à liderança grupal, que o projeto esteja protocolado junto ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), à Fundação Nacional do Índio (FUNAI) para liberação da entrada em terras indígenas, envio de solicitação para autorização de pesquisa ao Departamento do Patrimônio Imaterial do Instituto do Patrimônio Histórico e Artístico Nacional (IPHAN) bem como é necessário o parecer de Comitê de Ética em Pesquisa específico.

### **3. CONTENÇÃO, TRANSPORTE E MANUTENÇÃO TEMPORÁRIA (CURTO ESPAÇO DE TEMPO)**

Na grande maioria dos estudos com anfíbios e répteis em vida livre os métodos de contenção contemplam artifícios mecânicos.

Sempre que possível, a identificação, marcação (se for o caso) e coleta de materiais devem ser realizadas no local da captura. Entretanto, em alguns casos, após a captura, os espécimes capturados necessitam ser transportados para correta identificação ou procedimentos que necessitam de um ambiente mais controlado para a realização de atividades mais complexas. Nesses casos, a contenção, acondicionamento, condição do mantenedouro, transporte e manutenção após procedimentos para posterior soltura, são momentos muitas vezes negligenciados, porém altamente relevantes ao bem-estar animal.

Quelônios: recomenda-se que o acondicionamento do animal seja realizado em sacos de contenção confeccionados em tecido de algodão fino e macio em cor clara, de maneira a permitir ventilação e conforto para o animal. Devido ao estresse proveniente do processo de captura e transporte, deve-se transportar somente um indivíduo por saco de contenção, quando se tratar de exemplar adulto, evitando assim ferimentos e possível transmissão de patógenos e parasitos. Por esses motivos, sempre que possível, entre uma amostragem e outra deve ser realizada a higienização do saco para posterior reutilização. No caso de filhotes em trabalhos ou manejo reprodutivo, frequentemente utilizado para espécies do gênero *Podocnemis*, recomenda-se o transporte em caixas plásticas vazadas (caixa “hortifruti”), sendo indicado o transporte (por curto período de tempo) de no máximo 700 filhotes por engradado, para evitar o ferimento ou morte por pisoteio, pelo mesmo motivo, não se transportar tais recipientes com água, evitando o risco de afogamento.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Crocodilianos: o transporte de crocodilianos deve ser realizado somente em casos especiais. Trata-se de animais cujo cuidado parental é existente, são animais territorialistas e agressivos. Nesses casos, deve-se realizar a imobilização do animal por meio de cordas ou fitas adesivas, amarrando a boca, membros anteriores, posteriores e dependendo das dimensões do animal, a cauda também deve ser amarrada junto ao corpo do animal. Indica-se vendar o animal para reduzir o estresse da captura, transporte e manejo. No caso de filhotes, quando o transporte é imprescindível, recomenda-se que os mesmos sejam transportados em caixas de contenção em grupos, pois isso diminui o estresse por tratar-se de animais gregários nessa fase da vida.

Anfíbios: para anfíbios recomenda-se o transporte em sacos plásticos descartáveis, tomando cuidado para a manutenção de uma temperatura amena e arejamento suficiente no interior do recipiente.

Serpentes não peçonhentas e lagartos: sacos plásticos descartáveis para animais de pequeno porte e sacos de tecido ou caixas de transporte para animais maiores.

Serpentes peçonhentas: Caixa de contenção. É importante que os recipientes sejam limpos entre uma serpente e outra, evitando a transmissão de parasitas e patógenos e a identificação de perigo no recipiente deve ser ressaltada caso este fique desassistido por algum momento.

Ovos: o transporte de ovos deve ser realizado em recipientes de isopor, visando o controle da temperatura, em vermiculita hidratada ou outro substrato que estabilize o ovo e impeça sua desidratação.

Girinos: os girinos devem ser transportados em recipientes resistentes à perfuração, preferencialmente com água do local nos qual foi capturado mantendo-se o controle da temperatura e adicionando aeradores para transportes que levem mais de x horas.

#### **4. MARCAÇÃO**

A marcação de anfíbios e répteis é um método necessário em estudos nos quais a diferenciação entre indivíduos já capturados de indivíduos não capturados anteriormente se faz necessária. Existem ainda os casos em que a individualização dentro de uma espécie é fundamental, como em estudos nos quais o acompanhamento individual é objetivo da investigação, tanto para obtenção de dados relacionados ao seu crescimento, período reprodutivo, maturidade sexual, padrões de movimentação, preferência de micro-habitat, dentre outros fatores para a compreensão da dinâmica/ecologia populacional ou comportamental.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Considerando-se a heterogeneidade de formas de vida dos organismos agrupados dentro dos estudos em Herpetologia, os métodos de marcação são muito variados. Alguns específicos para determinados grupos, outros de aplicação mais geral. Cabe destacar que, em estudos de inventário, no qual o produto são listas de espécies, e outros estudos nos quais o método de captura/marcação/recaptura não se faz necessário, não se recomenda a marcação dos indivíduos, já que a grande maioria dos métodos disponíveis de marcação causam dor ou estresse nos animais. Ressalta-se o cuidado na utilização de material esterilizado nos procedimentos de marcação e desinfecção do local antes e após a marcação, sempre primando pela biossegurança por parte do pesquisador e seus auxiliares. A permanência da marcação também deve ser considerada ao determinar qual tipo de marcação deve ser usado, sendo que métodos de curta duração como pintura ou de marcação permanente como o microchip nem sempre são adequados em todas as situações. Por fim, os métodos de marcação devem ser considerados quanto à sua invisibilidade e possíveis alterações no comportamento de forrageamento ou que torne o animal mais suscetível à predação. Nestes casos os métodos menos invasivos e mais discretos são preferenciais, enquanto métodos que possam causar alterações no comportamento ou sobrevida do animal são considerados depois, somente então pode-se considerar os métodos invasivos que causam dor ou sofrimento aos animais, ainda que por curto período.

### **4.a – Etiquetas**

As etiquetas (“tags” ou lacres) podem ser confeccionados em plástico ou metal. A metodologia é largamente utilizada em quelônios, sendo que, preferencialmente, estes artifícios devem ser arrebitados nos escudos marginais da carapaça; e em crocodilianos, preferencialmente arrebitados na crista caudal de escama simples. Sua desvantagem é que ao longo do tempo as plaquetas podem se soltar devido à decomposição do plástico ou oxidação do metal.

### **4.b - Furos ou corte nos escudos marginais**

Metodologia tradicional de marcação aplicada para os quelônios. Nos estudos nos quais a marcação seja imprescindível e a diferenciação entre indivíduos não se faz necessário, recomenda-se a marcação de apenas um escudo marginal da carapaça, preferencialmente o nono (considerando contagem no sentido anti-horário a partir do escudo nugal, quando existente), por interferir o menos possível no comportamento reprodutivo. Nos casos em que a individualização dos espécimes é necessária, diversas combinações numéricas ou alfanuméricas são possíveis.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Boas práticas: deve-se evitar a marcação das escamas que compõem a região da ponte, região na qual há a união da carapaça e do plastrão, já que existe o risco de, dependendo da profundidade do corte, atingir a cavidade celomática do animal.

### **4.c – Pintura**

Este é um método de marcação provisório, podendo durar de três a seis meses, dependendo do grupo alvo da marcação. Em quelônios e crocodilianos ela pode ser útil quando pretende-se estudar o comportamento de espécies que têm o hábito de realizar a termorregulação sobre troncos ou pedras às margens de rios e lagos, já que permite a identificação do indivíduo sem a necessidade de captura. Em outros grupos, ela é indicada para estudos de curta duração, nos quais há diferenciação entre capturas e recapturas.

Boas práticas: os animais podem ser pintados com tinta atóxica à prova d'água. Recomenda-se manter os animais em cativeiro até que a tinta esteja completamente seca, processo que pode durar de 24 a 48 horas entre a captura e a soltura. Cabe destacar que cores podem atrair predadores e influenciar no sucesso reprodutivo do espécime.

Restrições: substância com pH ácido.

### **4.d – Brincos**

O método é comumente aplicado em filhotes de jacarés, os quais possuem as cristas das escamas caudais pequenas considerando-se as dimensões das etiquetas para marcação de animais adultos.

Boas práticas: Nesses casos, a aplicação dos brincos é realizada na membrana interdigital do membro posterior do animal, entre o terceiro e quarto dedo. Deve-se realizar assepsia do local e fixar bem o brinco de maneira que as falanges do animal não atravessem o interior do brinco.

### **4.e - Implante visível de elastômero fluorescente (VIFE)**

Inicialmente desenvolvido para promover marcas internas visíveis externamente para animais aquáticos o reconhecimento dos indivíduos é possível através do uso de diferentes localidades do corpo e combinações de cores. Dessa maneira, sua aplicabilidade é indicada a animais de pele translúcida como os anfíbios e alguns répteis, sendo inviável a utilização do método em serpentes, lagartos, quelônios e crocodilianos com pele altamente queratinizada. O método consiste na injeção do polímero em tecido transparente ou translúcido com uma seringa hipodérmica, o material consiste em um polímero líquido pastoso fluorescente que depois de aplicado subcutaneamente, solidifica-se, porém, se mantendo flexível e visível, dentro de 24 horas a temperatura ambiente.

### **4.f – Cintas**

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Método comumente utilizado em anfíbios e lagartos. O método consiste na marcação com linha confeccionada em algodão colorido amarrado na cintura do animal. O método pode ser adaptado adicionando uma combinação de miçangas de cores diferentes para identificação individual dos espécimes.

Boas práticas: avaliar a efetividade e impacto do método ao animal considerando-se seu comportamento e características ambientais de seu hábitat. Momentos de muda de pele em répteis devem ser evitados, deve-se respeitar a proporcionalidade entre as dimensões do animal a ser marcado e as missangas utilizadas além de avaliar o uso de cores, sobretudo em período reprodutivo.

Restrições: cuidados especiais devem ser tomados de maneira que as cintas não lesionem os espécimes marcados.

#### **4.g - Rádios transmissores (VHS e satélite)**

Metodologia utilizada para monitorar indivíduos a fim de realizar estudos sobre a área de vida, movimentação e seleção de hábitat, com alta eficiência. Os rádios transmissores de sinais de GPS via satélite permitem com maior praticidade e acurácia o monitoramento de espécimes, haja vista que não há a necessidade de incursões em campo para a recepção dos sinais, sendo que estes são registrados via internet em *softwares* específicos instalados nos computadores dos pesquisadores, que identificam os pontos de registros, os deslocamentos (rotas) e alguns sistemas coletam também dados de atividades como a termorregulação por assoalhamento ou estado de hibernação, e até mesmo informam o óbito do espécime monitorado. O custo desta metodologia é relativamente alto e o tempo de permanência do rádio ou do sonar varia entre os fabricantes, a depender do tamanho da bateria.

Boas práticas: as dimensões e o local de instalação do rádio não devem dificultar consideravelmente o deslocamento e cópula dos animais. Deve-se aplicar um método no qual o aparato desprenda-se do animal ao término do estudo e possa ser recuperado.

#### **4.h - Carretéis (*thead-bobbings*)**

O método consiste em um carretel com linha que se desenrola, do interior para a borda, na medida em que o animal ao qual está fixado se locomove. Comumente utilizado para se estimar a área de vida de pequenos répteis e anfíbios, aplicando-se satisfatoriamente a muitas espécies de quelônios terrestres e semiaquáticos para estudos relacionados a padrões de movimento, orientação, seleção de hábitat e intensidade de uso.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Boas práticas: recomenda-se que se pinte o final da linha, a qual fica na área externa do carretel, para que se possa averiguar se o mesmo desenrolou até o final ou se rompeu antes desse momento. As dimensões dos carreteis não devem dificultar consideravelmente ou inviabilizar o deslocamento dos animais. Seu uso fica limitado em áreas densamente vegetadas, pois o animal pode ficar embaraçado na linha do carretel, e, em casos de animais aquáticos, vir a óbito por afogamento. Destaca-se ainda que o aparato deve ser fixado de maneira a soltar-se ao final do estudo ou no processo de mudança de pele, preferencialmente com a utilização de material biodegradável.

### **4.i - Corte de escamas**

Método comumente utilizado para marcação de crocodilianos e serpentes. Em crocodilianos indica-se a marcação da primeira escama caudal da crista simples. Nos casos onde é necessária a individualização do animal, utiliza-se uma combinação de cortes de escamas simples e duplas. Normalmente o método adotado na literatura e nas atividades de monitoramento é a padronização de que nas cristas caudais das escamas simples marca-se as unidades, na crista de escama caudal dupla da direita as dezenas e as escamas duplas da esquerda as centenas. Para serpentes a marcação é realizada nas escamas ventrais, adotando-se a padronização de iniciar-se a contagem após a escama anal ou cloacal. De maneira que do lado esquerdo dessas escamas, da primeira a nona, marca-se as unidades; da parte direita as dezenas, da 10ª a 19ª marca-se as centenas e a partir da 20ª os milhares.

Boas práticas: a obtenção de material proveniente de tal procedimento pode ser aproveitado para compor bancos de DNA para futuras análises moleculares. Observar procedimento de biossegurança e assepsia adequados.

### **4.j - Ablação de artelhos/falanges**

O método consiste no corte de artelhos/falanges como método de marcação permanente. Apesar de muita discussão em torno da bioética relacionada a esta metodologia, a ablação de falanges não foi abolida, mas seu uso deve ser restrito a estudos de longa duração, nos quais a aplicabilidade de outros métodos seja inviável por ser, insegura, lesiva (injuriosa), potencialmente letal, pouco efetiva ou mesmo relativamente dispendiosa, como nos casos de animais de pequeno porte (p. ex., pequenos anfíbios, filhotes de quelônios etc.), em que é inviável a inoculação de *microchips*, já que seria a introdução de um corpo estranho dentro do organismo com volume de grande proporção em relação à dimensão corporal dos mesmos.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Boas práticas: a obtenção de material proveniente de tal procedimento pode ser aproveitada para compor bancos de DNA para futuras análises moleculares.

Restrições: não ablação de artelhos consecutivos; não ablação de mais de um artelho amputado por membro; não ablação de mais de três artelhos em um indivíduo; não ablação de artelhos de importância ao comportamento (ex.: polegares opositores - espécie arborícola); observar procedimento de biossegurança e assepsia adequados.

### **4.1 - Transponder/microchip**

Este talvez seja o método de marcação mais eficiente para quelônios, crocodilianos e demais répteis de médio/grande porte. A aplicação do método se dá a partir de uma pequena incisão utilizando-se um bisturi ou seringa própria para este tipo de procedimento. É recomendado que, após a marcação, o animal permaneça pelo menos 24 horas em cativeiro para confirmar o sucesso da marcação, uma vez que o *microchip* pode ser expulso pelo furo de inoculação do mesmo, através de uma reação inflamatória nesse período.

O custo deste método ainda é alto, pois o *chip (pit tag)* custa em torno de cinco dólares. Também é necessário um leitor de *pit tags* para identificar o animal em campo, mas este tem longo período de vida útil e é relativamente barato, cerca de 200 dólares um modelo universal.

Boas práticas: É oportuno ressaltar que o anexo III da Portaria CFBio 148/2012 sugere que o *microchip* deve ser introduzido na região umeral em quelônios. Pela incisão introduz-se o *microchip* com a seringa ou com uma pinça até que este esteja posicionado no espaço subcutâneo. Transponders devem ser introduzidos na cavidade celomática

## **5. SOLTURA**

A soltura do animal deve ser realizada idealmente no local *in situ* da sua captura e preferencialmente próximo ao horário no qual o animal foi capturado. Nesses casos, quando o animal é transportado para outra área para procedimentos mais complexos que necessitem uma estrutura específica mais controlada que em situações em campo, é indicado registrar-se dados como: horário de captura, coordenada geográfica, características do local de captura e relacionar tais anotações ao indivíduo capturado por meio de rótulos adicionados no recipiente ao qual o animal será transportado. Após soltura, o pesquisador deve acompanhar o animal e certificar-se de que esteja em perfeitas condições de deslocamento e, preferencialmente, até que se abrigue.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **6. EUTANÁSIA**

Ao contrário de alguns grupos animais como a maioria das aves e grandes mamíferos; e assim como nos peixes, a sistemática da herpetofauna brasileira ainda está sob definição, de maneira que, ao considerarmos a lista brasileira de anfíbios (Segalla et al. 2016) foram descritas mais de 250 novas espécies entre 2006 e 2016. Da mesma maneira, considerando-se a lista de répteis (Costa & Bérnils 2018) quase 100 espécies novas foram descritas para o país entre 2006 e 2016.

Destaca-se que métodos não letais de coleta de dados como fotografia, gravações de imagens e sons e até mesmo análises moleculares atualmente disponíveis, não são suficientes para identificação segura da maioria das espécies de anfíbios e répteis. Além disso, está consolidado como pré-requisito em publicação herpetológica a exigência do número de tomo em coleção científica, para a grande maioria dos grupos, como material testemunho.

Nos casos em que a eutanásia é necessária e imprescindível para o processo de investigação científica, recomenda-se seguir a Resolução Normativa nº 37 do Concea, a qual baixa as diretrizes da prática de Eutanásia do Conselho Nacional de Controle e Experimentação Animal - CONCEA. De acordo com essa normativa, os métodos de eutanásia podem ser classificados como "recomendados", "aceitos com restrições" ou "inaceitáveis".

### **7. CONSIDERAÇÕES ÉTICAS E POPULACIONAIS**

Do ponto de vista ético, o número de indivíduos a serem coletados varia de acordo com o objetivo do estudo e dos resultados que são esperados do mesmo. Em estudos relacionados a taxonomia e sistemática por exemplo, Simmons (2002) indica a coleta de 20 espécimes por espécie, já que englobar a variação regional do táxon é fundamental para sua definição e diferenciação dos demais. Em casos de inventários de herpetofauna, recomenda-se a coleta de até três indivíduos por área, preferencialmente um adulto macho, adulto fêmea (em casos de dimorfismo sexual), e um filhote. Outro fator importante na definição do número de espécimes coletados é seu estado de conservação, o qual pode ser obtido na lista global (IUCN), nacional (MMA) e/ou estaduais (OEMAs). Há que se levar em consideração ainda a situação de conservação da área de estudo. A pressão de coleta biológica em atividades com finalidade científica e didática pode ser desconsiderada em áreas nas quais a intervenção antrópica é minimizada ou restrita, como nos casos de unidades de conservação de proteção integral. Entretanto, em pequenos fragmentos, altamente impactados, a

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

pressão de coleta de um número considerável de indivíduos de anfíbios ou répteis na população pode ser considerável e impactar negativamente a comunidade ou população. Enfim, não existe um número ideal no qual deve-se restringir o estudo ou prática educacional com necessidade de coleta animal, dados como experiência da equipe executora do trabalho, objetivo do estudo, situação da área de estudo e estado de conservação da espécie devem ser considerados.

Por fim, cabe ressaltar que o procedimento de eutanásia não está limitado apenas ao momento da morte do animal. O tempo entre coleta e eutanásia deve ser o mais curto possível e os cuidados com o bem-estar animal devem se iniciar desde a captura, passando pela contenção, manuseio e transporte adequados, minimizando-se os estímulos visuais, auditivos e táteis. A busca pelo bem-estar animal deve-se considerar todos estes preceitos e também considerar as novas tecnologias e inovações que auxiliem no desenvolvimento deste campo que é tão dinâmico quanto imprescindível para um profissional ético.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **AVES**

#### **1. INTRODUÇÃO**

A amostragem, captura e manipulação de aves em vida livre possuem particularidades se comparadas às condições em laboratório ou cativeiro, por envolver ambiente não controlado. Os riscos devem ser previamente conhecidos e minimizados, mas não há forma de eliminá-los inteiramente. As lesões ou traumatismos podem comprometer o comportamento, a reprodução e a sobrevivência dos indivíduos. A mortalidade pode afetar a estabilidade ou existência de populações silvestres, especialmente para aquelas pequenas e ameaçadas de extinção.

O Brasil é um dos países com maior diversidade de aves, tendo sido registradas 1.919 espécies até 2015 (PIACENTINI *et al.*, 2015). A Classe Aves é diversa anatômica, comportamental e fisiologicamente e o pesquisador deve ter conhecimento sobre os melhores métodos, necessidades e tolerância do seu grupo alvo, arcando com o ônus de responsabilidade final pelas técnicas ou procedimentos escolhidos. É imperativo, portanto, que os projetos de pesquisa que envolvam aves em vida livre incluam pelo menos um membro da equipe com experiência em investigações ornitológicas em campo (GAUNT & ORING, 1999).

Neste capítulo abordamos os principais métodos utilizados por biólogos, ecólogos, médicos veterinários e afins, em atividades de ensino e pesquisa envolvendo aves em vida livre, apresentando orientações e recomendações que priorizem o bem-estar animal e minimizem a dor, o sofrimento e as suas consequências negativas.

#### **2. AUTORIZAÇÕES, LICENÇAS E LEGISLAÇÃO VIGENTE**

De modo geral, no país, as pesquisas envolvendo a biodiversidade, incluindo as aves, são autorizadas, por meio do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBio), que é administrado pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). A Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014, fixa normas para a realização das seguintes atividades com finalidade científica ou didática no âmbito do ensino superior: coleta de material biológico; captura e marcação de animais silvestres *in situ*; manutenção temporária de espécimes de fauna silvestre em cativeiro; transporte de material biológico; e realização de pesquisa em unidade de conservação federal ou em

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

cavidade natural subterrânea. As autorizações emitidas pelo SISBio apresentam a seguinte ressalva: “Esta autorização NÃO exige o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso”.

Na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 incentiva-se que as atividades de pesquisa ou didática realizadas em Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPN) e Áreas de Proteção Ambiental (APA) sejam submetidas ao SISBio. Além disso, o pesquisador titular deve buscar a anuência do proprietário da RPPN ou da propriedade dentro da APA.

As aves correspondem ao grupo faunístico mais estudado sistematicamente, pois inclui espécies relativamente abundantes, conspícuas, acessíveis e fáceis de capturar. Mais de 60.000 projetos foram submetidos ao SISBIO desde 2007, sendo que 22% desse total abrange a Classe Aves. No processo de autorização por meio do SISBio, o ICMBio busca a substituição dos métodos que causem dor ou sofrimento aos animais, sempre que existam métodos alternativos que possibilitem atingir aos objetivos propostos e que sejam comprovadamente eficazes para as espécies contempladas na solicitação.

O Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) e os órgãos estaduais e municipais de meio ambiente emitem autorizações específicas para captura, coleta e transporte de material biológico de aves em vida livre, no âmbito do licenciamento ambiental de empreendimentos (Instrução Normativa IBAMA nº 08/2017 e Lei Complementar 140/2011) ou para controle e manejo ambiental da fauna sinantrópica nociva (Instrução Normativa IBAMA nº 141/2006), de espécies invasoras e fauna em aeroportos federais e instalações militares, com o objetivo de reduzir o risco de colisões com aeronaves (Lei Federal nº 12.725/2012). Os órgãos estaduais de meio ambiente, dentro da sua competência, ainda controlam a apanha de espécimes da fauna silvestre, ovos e larvas destinadas à implantação de criadouros e à pesquisa científica.

Se o pesquisador pretende coletar espécimes com armas de fogo, deve possuir porte de arma de fogo, que tem validade de até cinco anos e deve ser requisitado na Polícia Federal. O uso de pólvora negra para armar redes de canhão também é um material controlado (Decreto Federal nº 3665/2000).

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Por último, mas não menos importante, para realizar o anilhamento de aves e outras técnicas de marcação associadas é necessário seguir a Instrução Normativa IBAMA nº 27/2012, que dispõe sobre as atividades de anilhamento e seus procedimentos executados no âmbito do Sistema Nacional de Anilhamento de Aves Silvestres (SNA), que é coordenado pelo Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (ICMBio/CEMAVE). A autorização de anilhamento deve ser solicitada por meio do SNA.Net. Para obter a autorização para anilhamento, é necessário possuir registro de anilhador sênior. O anilhador sênior tem pelo menos um ano de experiência comprovada com a técnica de anilhamento, métodos de captura e identificação das espécies de aves silvestres. O anilhador júnior é um aprendiz na técnica do anilhamento, não podendo, portanto, anilhar aves em campo sem o devido acompanhamento e orientação de um anilhador experiente. O anilhador sênior tem a obrigação de relatar o uso das anilhas, assim como marcadores auxiliares e recuperações (encontro de aves anilhadas).

Se a marcação de aves em vida livre não for associada ao uso de anilhas metálicas fornecidas pelo CEMAVE (por exemplo, se o pesquisador pretende utilizar apenas anilhas coloridas de plástico, para diferenciar os indivíduos alvo do seu estudo) ou a bandeirolas do PASP (Pan American Shorebird Program), cujos códigos também são fornecidos pelo CEMAVE, não se faz necessária a emissão da Autorização de Anilhamento, sendo a atividade de marcação, nesse caso, autorizada por meio do SISBio.

Além das licenças e autorizações citadas acima, as instituições que utilizam animais em atividades de ensino e pesquisa devem seguir as diretrizes e resoluções do CONCEA, em especial a “Diretriz Brasileira para o Cuidado e a Utilização de Animais em Atividades de Ensino e Pesquisa Científica - DCBA” (MCTI, 2016). As atividades de ensino ou de pesquisa científica que incluem animais não podem ser iniciadas antes da aprovação formal e autorização da CEUA (Comissão de Ética no Uso de Animais, com constituição, deveres e responsabilidades regidos pela Lei n. 11.794/2008) da instituição do pesquisador principal ou professor responsável. É facultado ao ICMBio solicitar ao pesquisador o parecer da CEUA da instituição à qual está vinculado, quanto ao uso de animais na sua pesquisa, para a análise da solicitação de autorização ou licença permanente junto ao SISBio.

Atualmente, a maioria das revistas científicas exige a apresentação da autorização de pesquisa e da CEUA, o que assegura que a pesquisa foi desenvolvida de acordo com a legislação e que os pesquisadores mantêm padrões de procedimento eticamente aceitáveis. Encorajamos os editores para que este seja mais um fator a ser analisado no aceite de artigos, entretanto, a responsabilidade final ainda permanece o pesquisador. Além disso, encorajamos os pesquisadores a publicar os efeitos

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

negativos de suas investigações, para estimular o aperfeiçoamento de metodologias, visto que outros podem encontrar os mesmos problemas.

### **3. PLANEJAMENTO E CUIDADOS**

Pesquisas que envolvem aves em vida livre podem aplicar uma diversidade de métodos. Tais métodos variam quanto à sua natureza, grau de intervenção e impacto sobre os organismos estudados. Para minimizar os riscos e impactos a elas associados, pesquisas que envolvam aves em vida livre devem satisfazer três condições:

- A. os dados devem ser coletados conforme um protocolo de amostragem, que seja estritamente compatível com os objetivos almejados pela pesquisa, particularmente no que se refere à extensão da escala espacial e a sua duração temporal, bem como quanto ao número de indivíduos que precisam ser manipulados e o tipo de manipulação a ser realizada;
- B. devem afetar minimamente os indivíduos e populações, propiciando o bem-estar das aves;
- C. deve-se pensar previamente em métodos alternativos às técnicas mais invasivas.

Faz parte do planejamento e desenho do estudo, de acordo com GAUNT & ORING (1999):

- i. Escolher táxons apropriados para responder às perguntas propostas.
- ii. Antes de iniciar o projeto, os pesquisadores devem estar familiarizados com o grupo a ser estudado e sua sensibilidade e resposta à perturbação, à captura e ao cativeiro, caso seja necessário mantê-lo temporariamente ou permanentemente após a captura em vida livre.
- iii. Os procedimentos e métodos devem ser planejados e escolhidos para responder às perguntas adequadamente.
- iv. A amostragem adequada implica no número mínimo de espécimes necessários para que a investigação científica seja estatisticamente válida, o que depende da natureza do estudo e extensão de variação nos parâmetros a serem utilizados, proporcionando validade investigativa e estatística. Estudos de campo requerem amostragem maiores do que estudos de laboratório, porque pesquisadores de campo tem menos controle sobre condições que produzem variação. Cálculos e modelagens por computador podem ajudar a definir o tamanho da amostra, ressaltando-se que não é recomendável submeter espécimes a efeitos adversos de amostragem sem a real necessidade.
- v. Deve-se evitar ou minimizar o estresse e a dor. Caso não seja possível evitar dor leve, momentânea ou estresse para os animais, os procedimentos devem ser conduzidos com

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

sedação ou analgesia apropriados, por profissional habilitado. Coletas ou eutanásia devem ser realizadas em acordo com as recomendações do CONCEA, somente quando não houver alternativa.

- vi. Caso necessária, as condições de manutenção temporária devem ser apropriadas para satisfazer os padrões de higiene, nutrição, densidade, composição e proteção contra estresse.
- vii. A manutenção e alimentação dos animais deve ser coordenada por pessoas treinadas e experientes, priorizando-se biossegurança, alimentação, instalações adequadas e bem-estar.
- viii. Deve-se maximizar o aproveitamento de espécimes pela preservação das peles, carcaças, esqueletos, amostras de DNA e tecidos específicos.
- ix. Se o propósito de um experimento é alterar o comportamento, potencial reprodutivo ou sobrevivência, a interferência não deve ser maior do que aquela necessária para testar a hipótese acuradamente.
- x. O pesquisador titular de autorização deve assegurar que toda a equipe sob sua responsabilidade tenha sido apropriadamente treinada. Estudantes e técnicos devem solicitar auxílio sempre que surgir alguma dúvida. Além disso, deve-se considerar que existem inúmeros amadores apaixonados pela Ornitologia, que podem se envolver em pesquisas como voluntários, entretanto, restrições e treinamento devem ser impostos pelo pesquisador responsável.

#### **4. MÉTODOS UTILIZADOS E EFEITOS ADVERSOS**

O estudo de aves em vida livre envolve diferentes métodos, variando quanto ao tipo, grau de intervenção e efeito adverso, tais como: sobrevoos, observação, imagem, gravação, captura, marcação, obtenção de amostras biológicas, coleta de espécimes, bioacústica, dentre outros.

Os trabalhos de campo com maiores efeitos adversos às aves em vida livre são: visitas a ninhos, censos aéreos, exploração ou passagem em áreas sensíveis, aproximação, captura e manipulação de aves. Descrevemos a seguir alguns métodos e como minimizar o efeito e impacto sobre os indivíduos e população.

**4.1. Observação, fotografia, filmagem e gravação sonora** de aves em vida livre são muito utilizadas em estudos etológicos e populacionais. São métodos preconizados para a ciência cidadã, em que leigos obtêm registros de ocorrência e os cadastram em repositórios on line (e.g. [wikiaves](#), [ebird](#), [ARA](#),

## Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

*inaturalist*). Também tem se destacado como atividade turística de observação de aves, despertando o interesse de amadores de aves no mundo inteiro. Para se ter uma ideia, somente nos Estados Unidos existiam, em 2011, 47 milhões de observadores em atividade no país (CARVER, 2013). No Brasil, apesar da falta de estatísticas oficiais, sabe-se que é uma atividade que tem atraído cada vez mais adeptos e o principal *site* direcionado à comunidade brasileira de observadores de aves, o *wikiaves*, conta atualmente com mais de 29.000 usuários e mais de 2 milhões de fotos de aves publicadas, o que o coloca como um dos principais repositórios de dados de aves no mundo. É um ótimo exemplo de como a ciência cidadã pode ser uma grande aliada da ciência tradicional, contribuindo com o aumento do conhecimento sobre a distribuição das espécies de aves no país. Estas atividades são de menor impacto para as aves, entretanto exigem aproximação cuidadosa e uma conduta visando o respeito ao bem-estar das aves e ao ambiente que elas ocupam. Aproximações indevidas de pessoas podem causar estresse às aves, possivelmente porque elas percebem os humanos como predadores. Por ser, algumas vezes, utilizado em associação à técnica de *playback*, pode ter efeitos adversos cumulativos (ver efeitos adversos no item 4.2).

**4.2. A técnica de *playback*** (reprodução eletrônica do canto de uma ave, com finalidade de atraí-la), bastante utilizada por pesquisadores e observadores de aves, também pode ter efeitos negativos sobre a avifauna se não for usada com bom senso e moderação. Dentre os principais efeitos conhecidos, citam-se: redução no tempo de forrageamento, aumento no gasto de energia com defesa do território (LANGHAM *et al.*, 2006; SEN, 2009), alterações hormonais e no comportamento reprodutivo (WINGFIELD, 1985; WINGFIELD *et al.*, 1990), aumento no tempo de construção do ninho (MOTA & DEPRAZ, 2004) e alteração no comportamento vocal (HARRIS & HASKELL, 2013).

**4.3. Visitas a ninhos:** aproximações descuidadas, especialmente se forem frequentes, podem resultar na diminuição de sucesso reprodutivo em aves terrestres e aquáticas por: fuga de adultos, expondo ovos e filhotes às intempéries e à ação de predadores; esmagamento por pisoteio de ninhos na superfície do solo; e abandono de ninhos (ROA, 2017). Além disso, podem provocar a destruição dos habitats (SEKERCIOGLU, 2002).

Listamos abaixo algumas recomendações para os pesquisadores que trabalham com aves em vida livre, visando reduzir ao mínimo possível o impacto das atividades listadas nos itens 4.1 a 4.3. As recomendações são baseadas em SEKERCIOGLU (2002), ABA (2003), MENQ (2014) e ROA (2017):

- Manter silêncio e evitar movimentos bruscos.
- Usar roupas camufladas e procurar manter-se camuflado com a vegetação, para ser notado o mínimo possível pelas aves.

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- Manter distância e não se aproximar mais quando for notado pelas aves.
- Permanecer sempre que possível em estradas, trilhas e caminhos existentes na área.
- Evitar o máximo possível aproximar-se de ninhos e filhotes, colônias de nidificação, dormitórios, áreas de descanso, áreas de forrageamento e arenas de exibição.
- Ter cuidado especial com espécies ameaçadas ou raras.
- Usar lentes de aproximação para observação, fotografia e filmagem.
- Evitar o uso de *flash* durante a fotografia ou filmagem.
- Evitar o uso de lanternas de alta intensidade de luz para observar, filmar ou fotografar aves noturnas, pois esses equipamentos deixam as aves desorientadas.
- Minimizar o uso de *playback*, não exagerar no volume (lembre-se que as aves ouvem melhor que os humanos) e reproduzir os cantos em intervalos reduzidos.
- Não reproduzir o som de uma espécie por mais de dois minutos (se a ave responder antes disso não há necessidade de continuar tocando) e dar intervalos de pelo menos três minutos entre uma reprodução e outra.
- Estabelecer uma distância mínima (pelo menos 200m para aves florestais e 400m para rapinantes) entre os pontos selecionados para *playback*, evitando, assim, atrair o mesmo indivíduo em áreas diferentes.
- Evitar o uso de *playback* na mesma área por vários dias consecutivos.
- Evitar o uso de *playback* durante período reprodutivo e quando envolver espécies ameaçadas ou raras.
- A aproximação a ninhos baixos ou na altura do solo deve ser feita tangencialmente, com um desvio de 3-4 m.
- Se bandeiras ou fitas forem utilizadas para marcar locais de ninhos, não podem bloquear o acesso aos pais e nem chamar a atenção de predadores.
- Em ninho que exige escalada e ascensão vertical ficar o mais breve possível ao redor do mesmo para evitar que os ovos percam calor no período de ovipostura, que os filhotes passem muito tempo sem serem alimentados ou que os pais abandonem o ninho.
- Pesquisas em ninhais expostos à insolação, como o de aves marinhas, deve-se evitar permanecer por períodos prolongados, pois isso pode causar exposição excessiva de ovos e filhotes ao sol e a predadores, devido ao afastamento dos pais.

**4.4. Sobrevoos:** voos baixos para observação e realização de censo perturbam as aves, especialmente espécies coloniais e com ninhos abertos e em áreas de dormitórios. Algumas vezes os efeitos podem

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

ser observados somente se a perturbação for crônica. Recomenda-se o seu uso em casos específicos, como para cobrir grandes extensões ou alcançar áreas remotas, ou para seguir técnicas já desenvolvidas e padronizadas, como por exemplo os censos aéreos de aves limícolas migratórias desenvolvidos por MORRISON & ROSS (1989), em que a perturbação é proposital. Nos demais casos, a aproximação gradual, primeiramente circulando os objetos de estudo à distância, voando ao redor, na periferia e não diretamente sobre a área sensível são cuidados importantes. Recomenda-se voo lento e silencioso e com atenção contínua para sinais de alterações nas populações.

**4.5. Aproximação e proximidade a áreas sensíveis:** tanto a proximidade quanto a passagem de pessoas podem causar efeitos negativos (*e.g.* abandono da área e exposição a predadores) em aves coloniais como pinguins e gaivotas. A atitude do pesquisador, o horário das visitas e sua duração são fatores importantes. Recomenda-se evitar atividades durante horários de descanso das aves, no momento em que elas se recolhem para seus dormitórios e no momento da alimentação de filhotes nos ninhos. A utilização de telescópio para observação de colônias ou área circundante pode representar uma alternativa. Drones, vants, gravadores automáticos e armadilhamento fotográfico podem minimizar o efeito do observador e maior número de dados coletados num curto espaço de tempo, aumentando o poder de testes estatísticos pelo número de réplicas.

#### **4.6. Captura**

As aves são provavelmente o grupo de animais que são mais capturados, manipulados e marcados em atividades científicas (ROOS, 2010). Pesquisadores capturam aves para marcação, coleta de espécimes destinados a coleções científicas, manutenção temporária em cativeiro e obtenção de material biológico e medidas morfométricas, para responder perguntas sobre os temas: inventários, demografia, deslocamentos, migrações, saúde, reprodução, dieta, comportamento, genética, vigilância epidemiológica, monitoramento ambiental, dentre outros.

Independente do objetivo, o pesquisador deve utilizar sempre o método de captura mais adequado ao táxon alvo da sua pesquisa. Além do instrumento adequado, capturar aves exige conhecimento, destreza e cuidado, visando garantir o bem-estar dos indivíduos capturados e evitar dor, estresse, sofrimento ou morte. Portanto, é fundamental que o pesquisador responsável, ao montar sua equipe de campo, assegure-se que os integrantes possuam conhecimento e experiência nos métodos e instrumentos de captura e propicie treinamento constante para aqueles que ainda não tem.

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Abaixo listamos alguns métodos de captura mais utilizados na Ornitologia, bem como algumas recomendações específicas.

**4.6.1. Redes ornitológicas ou redes de neblina:** são as armadilhas mais utilizadas para capturar aves, sendo bastante versáteis e eficientes para a captura de aves pequenas terrestres (como os beija-flores e Passeriformes) e aves limícolas. Também são bastante utilizadas para Sternidae e Rynchopidae. O método é muito eficiente para aves de sub-bosque ou de ambientes abertos, contribuindo para a detecção de espécies crípticas (BIBBY *et al.*, 2000), entretanto para aves maiores que 200 g outros métodos podem ser mais eficientes. Para aves que habitam o estrato superior florestal as redes de dossel ou bandeira são uma ótima opção, entretanto o esforço de instalação, abertura e revisão é maior. Para aves terrestres de pequeno porte, recomendamos o uso de redes com malhas de 32 mm e dimensões de 12 m de comprimento e 2,5 a 3,0 m de altura, dispostas individualmente ou em linhas, a depender das condições do ambiente e do desenho amostral. Para aves limícolas e costeiras de pequeno porte recomendamos redes com malhas de 38 mm.

**4.6.2. Redes de canhão:** são muito utilizadas para captura de aves gregárias, especialmente limícolas e aquáticas. Seu uso requer conhecimento sobre o comportamento das aves e envolve a manipulação de material explosivo, sendo recomendável o uso somente por pessoas com experiência e treinamento específico. A rede de elástico é um instrumento alternativo mais seguro, cujo princípio é semelhante à rede de canhão, porém sem uso de material explosivo.

**4.6.3. Armadilhas** de mecanismos e estratégias mais simples também são eficientes na captura de aves, como é o caso das armadilhas de laço, arapucas, alçapões, covos e a captura manual com puçás, com luvas de raspa de couro ou mesmo com mãos livres. Também podem ser utilizadas armadilhas de arame (*Young* ou *Tomahawk*) armadas sobre o solo para captura de tinamídeos e ralídeos (GHIZONI-JR & GRAIPEL, 2005), dentre outros. Existem certos tipos de armadilhas em que são colocadas cevas, chamas ou iscas para aumentar sua eficiência de captura. Animais vivos podem ser utilizados para atrair aves difíceis de serem capturadas (*e.g.* pombas e pardais para atração de aves de rapina ou aves de rapina para *mobbing*). Aqueles que usam esses procedimentos são responsáveis pelo bem-estar de todos os animais envolvidos, reconhecendo-se que as iscas estarão sujeitas a estresse e morte. Deve-se reduzir seu estresse, dando comida e água, por exemplo.

#### 4.6.4. Coleta de ovos

A coleta de ovos, quando devidamente autorizada, deve ser feita com extremo cuidado e em condições que viabilizem a incubação e eclosão, no caso de ovos férteis. Apresentamos a seguir

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

algumas recomendações importantes que o pesquisador deve observar durante a coleta de ovos, segundo ARMANDO *et al.* (2015):

- Manusear os ovos com as mãos limpas e com luvas de procedimento.
- Retirar os ovos preferencialmente após a saída do indivíduo adulto que está incubando no ninho, de forma rápida, para que ele não perceba a movimentação.
- É importante que a equipe permaneça em campo após a coleta dos ovos, observando o comportamento do indivíduo, para verificar se ele vai abandonar o ninho ou não. Em caso de abandono do ninho, todos os ovos devem ser coletados.

#### **4.6.5. Recomendações gerais**

Listamos a seguir alguns procedimentos gerais que devem ser seguidos para reduzir riscos à equipe e às aves e aumentar o sucesso na captura, independente do método ou instrumento utilizado:

- O pesquisador responsável ou membros da equipe deve sempre portar em suas atividades de campo a autorização compatível com a atividade a ser exercida, válida e emitida por órgão competente e apresentá-las aos órgãos de fiscalização sempre que for solicitado.
- A equipe deve manter silêncio, organização e limpeza durante os trabalhos de captura e manipulação de aves.
- A quantidade de armadilhas usadas para a captura deve estar adequadamente dimensionada ao número de aves que se deseja capturar e à capacidade da equipe em retirar as aves da armadilha e manipulá-las com segurança, em menor tempo possível e zelando pelo seu bem-estar. Para redes de neblina, recomendamos o uso de no máximo 10 redes por anilhador sênior.
- As armadilhas devem permanecer armadas apenas o tempo necessário para captura das aves. Finalizado o trabalho em campo, todas as armadilhas devem ser desmontadas e recolhidas.
- Redes abertas para espécies diurnas devem ser fechadas ao entardecer para evitar captura de espécies noturnas ou morcegos, e vice-versa.
- A segurança das aves deve vir em primeiro lugar: se a capacidade da equipe em revisar as armadilhas e processar as aves não é suficiente, deve-se fechá-las; locais com predação ou visualização/escuta de predadores devem ser excluídos ou monitorados constantemente pelos pesquisadores.
- As redes e outras armadilhas, devem, se possível, estar sombreadas ou posicionadas de maneira a evitar exposição ao sol.

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- As armadilhas não devem ser operadas em condições climáticas desfavoráveis, como chuva, vento, frio ou calor excessivos. Evite operá-las em temperatura do ambiente inferior a 0° C ou superior a 35° C.
- Deve-se evitar o uso de redes de neblina ou outros métodos de captura nos horários mais quentes do dia, especialmente em ambientes abertos. Da mesma forma, frio extremo causa problemas principalmente para espécies pequenas.
- As armadilhas devem ser revisadas com frequência, para que as aves não fiquem expostas à ação de predadores e às intempéries, evitando o sofrimento e danos desnecessários. Para redes de neblina o ideal é realizar a vistoria a cada 15 a 30 minutos, aumentando a frequência em ambientes abertos. Quanto maior o tempo na armadilha, maior a possibilidade de lesão ou morte do espécime.
- As aves devem ser retiradas das armadilhas, transportadas e manipuladas com o máximo de cuidado e no menor tempo possível. É mais seguro para as aves permanecerem em caixas ou sacos de transporte do que na armadilha, portanto, priorize retirá-las da armadilha com brevidade.
- Deve-se estabelecer prioridade de processamento de aves capturadas. As aves mais sensíveis são: Trochilidae, Pipridae, outros Passeriformes de pequeno porte (abaixo de 15 g). Também é importante dar preferência às aves recapturadas.
- Após o processamento, a soltura da ave deve ser realizada próximo ao local de captura, de forma delicada, próximo ao solo. De maneira alguma, a ave deve ser arremessada para o alto.
- As aves capturadas devem ser constantemente monitoradas quanto a sinais de estresse (*e.g.* respiração ofegante, com a cauda balançando ou abrindo o bico constantemente, apatia no corpo, penas eriçadas, olhos fechados). Aves com estes sinais não devem ser manipuladas, pois podem morrer. O pesquisador deve soltá-las, colocando-as em um local sombreado e fresco, monitorando-as até que se recuperem e voem. Algumas aves, entretanto, fazem tanatose e o pesquisador deve ficar atento às espécies susceptíveis (*e.g. Elaenia obscura, Hemitriccus margaritaceiventer*), não confundindo com sinais de estresse.
- Lesões, ferimento e mortalidade de aves podem ocorrer em campo, mesmo com pesquisadores experientes, devendo ser evitados ou minimizados. Equipes sem treinamento adequado são a maior causa de mortalidade de aves em atividades de captura e anilhamento (RALPH *et al.*, 1993). A mortalidade e ferimentos não deve ultrapassar 1% (SPOTSWOOD *et al.*, 2012). Caso a mortalidade ultrapasse esse patamar, o pesquisador deve adotar medidas urgentes para reverter a situação, reavaliando o método, revisando as armadilhas com maior

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

frequência, redimensionando a equipe de campo, reduzindo o esforço amostral ou investindo em treinamento.

- Em caso de ferimento, a ave deve ser tratada de forma adequada, sendo desejável a presença de um médico veterinário na equipe. Para ferimentos graves e algumas fraturas, que possam comprometer o bem-estar animal de forma irreversível, deve-se realizar a eutanásia, seguindo as diretrizes da Resolução CONCEA nº 13/2013. Para as aves em vida livre são indicados barbitúricos (intravenoso ou intracelomática), anestésicos gerais por via intravenosa (e.g. propofol) e associação com cloreto de potássio ou bloqueador neuromuscular (intravenoso) após a perda de reflexo corneal. A compressão torácica e deslocamento cervical são aceitáveis com restrições, podendo ser utilizados em situações de campo para aves com até 50 g ou 3 kg, respectivamente. Não utilizar compressão torácica em aves mergulhadoras, que fazem apneia fisiologicamente.
- Havendo óbito, o pesquisador deve, sempre que possível, encaminhar o espécime para coleção científica ornitológica, em conformidade com a autorização obtida.
- É recomendável que a equipe utilize equipamentos de proteção individual, como luvas, máscaras e/ou macacões descartáveis, durante todos os procedimentos de captura, transporte e manipulação das aves, para sua própria segurança e para a segurança das aves.
- Quando a atividade de captura for realizada em locais onde há visitação pública, a equipe deve explicar a importância do trabalho para pesquisa e conservação das aves. Oriente as pessoas a não tocar nas armadilhas e nas aves, entretanto, recomendamos a socialização das etapas da pesquisa com leigos, para incentivá-los a sua conservação.

Alguns procedimentos de captura em campo são inaceitáveis, por motivos legais, ou por comprometer a segurança e bem-estar das aves, como, por exemplo:

- Capturar aves sem a devida autorização emitida pelo órgão competente ou em desacordo com a autorização obtida.
- Utilizar armadilha tipo “sangra”, um tipo de arapuca utilizada no Nordeste Brasileiro para captura de avoantes (*Zenaida auriculata*) (BEZERRA *et al.*, 2012). Na abertura de uma das laterais dessa armadilha é colocada uma estrutura chamada “pente”, um conjunto de varetas afiadas com as pontas voltadas para o interior. Quando a armadilha captura muitas aves ao mesmo tempo, ocorrem ferimentos pelas pontas afiadas do “pente”; daí o nome popular de “sangra”.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- Utilizar substâncias aderentes para captura de aves, como cola ou “visgo” (látex cozido, extraído de certas árvores, com grande poder aderente), por ser prejudicial à ave e de difícil remoção. Em alguns casos o visgo pode causar cegueira na ave capturada e até mesmo óbito.
- Utilizar técnicas físicas e/ou químicas não recomendadas pelo CONCEA para eutanásia e coleta.
- Utilizar tranquilizantes ou drogas químicas para facilitar a visualização ou captura de aves, ressalvados os casos em que esse procedimento seja necessário e devidamente autorizado.
- Destruir proteções de ninhos, quando da captura de filhotes.

#### **4.7. Transporte**

As aves, após retiradas das armadilhas, devem ser transportadas até o local onde serão manuseadas para coleta de dados (*e.g.* estação de anilhamento), em sacos de contenção ou caixas de transporte. Os sacos de contenção devem ser confeccionados em tecido leve, recomendando-se o uso de tecido de algodão fino e macio e de cor clara (não branca), que permita boa ventilação e conforto para a ave durante o transporte e manutenção. Devem ter dimensões adequadas ao tamanho da ave capturada (a ave deve ficar confortável dentro do saco, sem que sua cauda fique dobrada), além de um sistema de fechamento eficiente, para evitar fuga. É recomendável utilizar os sacos de transporte do lado avesso para evitar que a anilha ou membros das aves enrosquem nos fios do saco, ocasionando fraturas. Os sacos podem ser identificados com fitas ou outro tipo de marcação com o horário de captura ou em casos especiais, como Trochilidae ou aves estressadas, para priorizar uma ordem de processamento. Nunca transportar mais de uma ave dentro do mesmo saco, pois aumentam as chances de ferimentos e de transmissão de patógenos e parasitos. Isso não vale para aves limícolas e gregárias, que normalmente são transportadas juntas em caixas de transporte.

Na estação de anilhamento, os sacos devem ser pendurados na sombra e afastados uns dos outros, propiciando a ventilação necessária. Durante o processamento, procurar manter os sacos pendurados em ordem temporal, e nunca em contato direto com o solo ou outra superfície. Os sacos de contenção sempre devem ser higienizados antes de serem reutilizados. Trata-se de uma medida importante para evitar a disseminação de patógenos ou parasitas entre as aves capturadas. Recomenda-se lavar com detergente e desinfetante a base de amônia ou cloro.

Para aves gregárias, muitos indivíduos de uma mesma espécie são capturados de uma só vez. Neste caso, geralmente, são utilizadas caixas de transporte para acondicionamento dos indivíduos. As caixas devem ser confeccionadas com material que permita a livre circulação de ar. É preferível caixas

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

de plástico com furos na parte superior e tapete antiderrapante. As caixas devem ter dimensões adequadas ao tamanho das aves capturadas. Idealmente, a caixa de transporte deve ser devidamente higienizada antes da sua reutilização com detergente e desinfetante a base de amônia ou cloro. As caixas de transporte com as aves capturadas devem ser mantidas na sombra antes e durante a sua manipulação.

Para atividades de pesquisa em que é autorizado o transporte de aves da área de captura até as instalações da instituição de pesquisa ou cativeiro, o pesquisador deve seguir as mesmas recomendações, ou seja, utilizar caixas de transporte individuais, compatíveis com o tamanho da ave e previamente higienizadas.

O transporte em veículos deve ser feito em condições que permita a livre circulação de ar, preferencialmente evitando-se os horários mais quentes do dia e de modo seguro, sem que a caixa se desloque durante o trajeto. As caixas podem ser de madeira ou plástico, preferencialmente com furos na parte superior, o que mantém o ambiente escuro e proporciona segurança às aves transportadas; e portas de guilhotina. As caixas podem ser recobertas com um tecido para diminuir o estímulo visual e evitar estresse, não esquecendo de mantê-las arejadas. Quando envolver longas distâncias, a caixa transporte deve ter tamanho suficiente para que a ave possa se mover, girar e descansar. Em alguns casos pode-se utilizar poleiro. Além disso, deve-se garantir o fornecimento de água e alimento às aves durante a viagem prolongada (idealmente nos momentos de parada do veículo), bem como o monitoramento das condições de cada animal transportado.

Quando o transporte é realizado de um estado para outro, faz-se necessário que o pesquisador providencie um atestado sanitário, bem como a Guia de Trânsito Animal (GTA), emitida pelo médico veterinário devidamente habilitado ou Defesa Sanitária Animal. Para transporte internacional é necessária a emissão da licença CITES de importação e exportação, conforme determina o Decreto Federal nº 3607/2000 e a Instrução Normativa IBAMA nº 14 0/2006, além da autorização zoosanitária de ambos os países e da Receita Federal. Uma vez que a maioria dos museus e zoológicos rotineiramente transportam espécimes por fronteiras internacionais, normalmente eles são familiarizados com os procedimentos. Pesquisadores individuais são encorajados a trabalhar com tais instituições, pois não é possível realizar importação ou exportação de espécimes vivos como pessoa física.

Quando o transporte envolver trecho aéreo, é necessário que o pesquisador verifique previamente a disponibilidade de voos, bem como as regras estabelecidas por cada companhia aérea para o transporte de animais. Os espécimes podem ser transportados como carga viva ou na cabine

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

da aeronave, idealmente em caixas de transporte individualizadas ou com parede de proteção entre os espécimes, evitando contato físico e visual.

O transporte de ovos, quando devidamente autorizado, deve ser feito com extremo cuidado, visando garantir a viabilidade da incubação e eclosão, no caso de ovos férteis. As recomendações elencadas a seguir são baseadas em ARMANDO *et al.* (2015):

- Se realizar a ovoscopia para verificar o estágio de desenvolvimento embrionário, tenha o cuidado de utilizar equipamento adequado a fim de evitar superaquecimento do ovo. Utilize lâmpada fria ou *led*.
- Se a incubação ainda não foi iniciada no ninho, os ovos devem ser transportados em uma caixa contendo algodão em grande quantidade, para evitar choques e mantê-los intactos, ou em uma incubadora portátil desligada.
- Se a incubação foi iniciada e os ovos estão férteis, o transporte deve ser realizado em chocadeira portátil na temperatura ideal para o grupo em que se está trabalhando e mantidos assim até o destino final.
- Caso se deva proceder a marcação de ovos, realizar com lápis, pois a tinta de canetas pode ser tóxica ao embrião.
- Transportar a caixa ou chocadeira com o máximo de cuidado, preferencialmente de forma suspensa, segurando-a com as mãos, para minimizar impactos e trepidação e a consequente quebra do ovo e morte do embrião.
- Quando envolver longas distâncias, é importante prever baterias sobressalentes para manter a temperatura adequada da chocadeira durante o deslocamento até o destino final.
- Em caso de transporte aéreo, o pesquisador deve entrar em contato com as companhias aéreas para conhecer as regras estabelecidas para o transporte de ovos e garantir que não passem pelo X no aeroporto.

#### **4.8. Marcação**

Assim como as pesquisas laboratoriais, muitas pesquisas de campo requerem que indivíduos sejam marcados para individualização e identificação futura. A individualização é proporcionada por diversos tipos de marcadores, como anilhas, *microchips*, bandeirolas, colares, mochilas, medalhas, etiquetas, dentre outros. Em geral, não existem marcadores sem efeitos adversos, entretanto estes efeitos podem ser minimizados pela escolha do marcador ideal.

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Para a escolha do marcador, idealmente, deve-se seguir as premissas:

- a) O marcador deve imputar menor interferência no comportamento, fisiologia, longevidade, vida social e nenhum desconforto imediato ou em longo prazo.
- b) A marcação deve ser rápida e de aplicação fácil.
- c) O código de marcação deve ser prontamente visível e distinguível.
- d) A marcação deve permanecer pelo período necessário para responder às perguntas da pesquisa.
- e) O registro dos dados deve ser feito com acurácia e precisão.

**4.8.1 Anilhamento** é um método amplamente utilizado para estimar as taxas de sobrevivência individual ao longo de anos, recrutamento e grau de dispersão entre habitats (RALPH *et al.*, 1993). Consiste em utilizar anilhas numeradas, usualmente de alumínio ou ligas metálicas. No Brasil as anilhas são fornecidas pelo CEMAVE, após aprovação da autorização de anilhamento. Para a leitura das anilhas os animais devem ser recapturados.

As anilhas devem ter o seu diâmetro ligeiramente superior ao diâmetro do tarso da ave, devendo o pesquisador conferir o diâmetro do tarso da ave capturada antes de anilhar. Anilhas apertadas ou muito folgadas podem ocasionar problemas sérios às aves, como edema, ferimentos, “efeito garrote”, necrose, perda do membro, que podem levar à morte. Caso tenha errado no tamanho, retire o marcador e se não houver lesão coloque um adequado. Os tamanhos de anilhas recomendados estão disponíveis em <http://www.icmbio.gov.br/cemave/downloads/viewdownload/7-sna/11-lista-de-tamANHOS-de-anilhas.html>.

Os anilhadores devem estar familiarizados com a técnica de anilhamento e as particularidades do objeto de estudo, diminuindo a chance de ferimentos, no momento da colocação ou futuramente. Duas ou mais anilhas de alumínio não devem ser aplicadas no mesmo membro, pois podem engatar-se e causar lesões. Cuidado com ninhegos, pois o diâmetro do tarso pode se modificar após a saída do ninho. Outras recomendações importantes:

- Não marcar com anilha metálica uma ave capturada, quando houver dúvida quanto à identificação precisa de sua espécie. As aves marcadas com identificação errada da espécie irão colocar em descrédito os bancos de dados, gerando informações errôneas

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

para o governo e para a sociedade. Fotografias podem servir de comprovação da correta identificação e atualmente existem repositórios de *e-vouchers* (e.g. Atlas de Registros de Aves Brasileiras - [ARA](#)).

- O pesquisador tem a responsabilidade de informar ao SNA.Net as recuperações, mesmo que sejam fruto de anilhamento de outro pesquisador.
- Os anilhadores não devem trocar anilhas de aves, a não ser que estejam apagadas ou que estejam interferindo na condição de vida daquele espécime. Também não se deve anilhar uma ave previamente anilhada.
- Recomenda-se utilizar para aves limícolas anilhas com liga *incoloy*, que permite aumentar a durabilidade das inscrições
- Não utilizar anilhas de alumínio para psitacídeos, pois eles podem quebrar com o bico ao tentar retirar e lesionar o membro. Utilizar anilhas de aço inoxidável.

**4.8.2. Anilhas coloridas plásticas** são frequentemente colocadas em um ou ambos os membros inferiores da ave, para o reconhecimento à distância, sem a necessidade de recapturá-las. São marcadores muito utilizados para estudos de comportamento e ecologia. Quando usadas em combinação com anilhas de alumínio, as anilhas plásticas devem ser do mesmo tamanho. Possuem poucos efeitos adversos, entretanto podem afetar o acasalamento, a dominância ou agressividade de algumas espécies. Existem no mercado anilhas de celulóide, que desbotam para diminuir estes efeitos, ou à prova de radiação UV para prolongar a utilização.

**4.8.3. Bandeirolas** são muito utilizadas para aves migratórias de longas distâncias, especialmente limícolas. As bandeirolas seguem a coloração do país em que a ave foi marcada, obedecendo o protocolo PASP ([Pan American Shorebirds Program](#)). Para alguns países as bandeirolas são usadas em associação a anilhas coloridas. No Brasil é utilizada a bandeirola azul escuro com código impresso em branco, associada a uma anilha colorida azul escuro. As bandeirolas proporcionam avistamento em longas distâncias com binóculos ou lunetas, sem necessidade de recaptura. O uso de bandeirolas em filhotes é desencorajado. Para a utilização deve-se consultar o CEMAVE, que distribui o código para a fabricação de bandeirolas.

**4.8.4. Tinturas, canetas ou corantes** são usados especialmente para aves aquáticas coloniais e pernaltas, e em estudos de curta duração. Também podem ser utilizados *sprays* com partículas fluorescentes visíveis sob luz ultravioleta. Lembre-se que a composição da fórmula do *spray* pode ter influência sobre o ambiente. Ácido pícrico não é recomendável pelo perigo de explosão e toxicidade.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Tintas à base de álcool ou detergente não devem ser usadas, pois podem interferir na impermeabilidade das penas e termorregulação dos indivíduos. Corantes podem causar mortalidade dos embriões de ovos, portanto priorize a marcação de ovos com lápis grafite. Lembre-se que as cores podem causar atração de predadores.

**4.8.5. Colares ou anilha para pescoço** são amplamente utilizadas para marcar anatídeos e mais recentemente para psitacídeos. São marcadores efetivos e possuem poucos efeitos adversos sobre psitacídeos (SENAR *et al.*, 2012), sendo utilizados inclusive para espécies ameaçadas. Por outro lado, em regiões muito frias existe a possibilidade de haver congelamento na área do colar, podendo ocasionar morte da ave. Esse tipo de marcador pode interferir na seleção sexual (FAIR *et al.*, 2010).

**4.8.6. Marcadores alares (etiquetas ou anilhas)** são aplicados em aves de grande porte, permitindo o seu avistamento à distância, com auxílio de binóculos ou lunetas, e permanecem na ave por períodos de tempo relativamente grandes. São utilizados para estudos de comportamento social, migração e fidelidade ao local de nascimento e de invernagem. De modo geral, estes marcadores possuem efeitos adversos que podem afetar a sobrevivência, predação, comportamento reprodutivo e habilidades por até quatro anos após a marcação. Etiquetas são aplicadas por perfuração do patágio ou instaladas ao redor da asa, podendo causar alguma calosidade e as penas na área da etiqueta podem não ser substituídas na época da muda. Por conta de ferimentos causados por anilhas alares metálicas, a marcação de pinguins com esse tipo de marcador está suspensa desde 2016, sendo atualmente recomendado o uso de *microchips*.

**4.8.7. Discos nasais** e "selas" numeradas e/ou coloridas são aplicadas em cada orifício do bico e apertadas através da abertura nasal, especialmente em anatídeos. Possuem altas taxas de perda do marcador, redução do sucesso reprodutivo e lesões (FAIR *et al.*, 2010), com morte devido ao emaranhamento com a vegetação submergida, além de interferirem na corte. Não é um método recomendado, podendo ser substituído pelos colares.

**4.8.8. Transmissores (rádio-transmissores VHF, UHF, via satélite, GPS, geolocalizadores)** são muito utilizados para o rastreamento à distância da posição da ave, útil para estudos de deslocamento, atividade, uso de hábitat, dentre outros. Os transmissores podem ter efeitos adversos na sobrevivência, sucesso reprodutivo, capacidade energética e comportamento. Ao utilizar este tipo de marcador, é preciso tomar cuidado para não comprometer a capacidade aerodinâmica das aves. Existe também o risco de aves se machucarem, caso os transmissores venham a ficar presos na vegetação, além do risco envolvido na auto-remoção do transmissor. Quando os transmissores representarem

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

alterações substanciais na qualidade de vida da ave e nos resultados da pesquisa, a técnica não deve ser utilizada.

As características da espécie alvo devem ser consideradas na escolha do transmissor, como massa corpórea, taxa de captura, comportamento e sensibilidade a distúrbios, além da facilidade de manuseio. Quanto menor o transmissor, menor é a potência e a sua durabilidade. Para espécies mergulhadoras ou de voo rápido, a força de arrasto deve ser considerada.

Os métodos de fixação de transmissores variam muito: arreios (incluindo mochilas), fixação na pele das costas com adesivos, suturas, colares, fixação nas retrizes, nas pernas, implantes abdominais ou subcutâneos, dentre outros. São necessários cuidados específicos na fixação, visando evitar o desacoplamento prematuro. O método de fixação irá influenciar diretamente na massa total do transmissor. As proporções da massa corporal muitas vezes são arbitrárias, visto que poucos estudos testaram o efeito de cargas extras no desempenho e comportamento de diferentes espécies. Isso também pode estar relacionado com a discrepância encontrada na literatura. GAUNT & ORING (1999) sugerem que o volume do transmissor não deve ultrapassar 10% da massa corporal, e idealmente, não devem exceder a 5%. Já KENWARD (2001) é mais conservador: transmissores acoplados às penas retrizes (cauda) não devem ultrapassar 2% da massa corpórea, não se deve ultrapassar 3% para transmissores acoplados com colares e 5% para transmissores com arreios. Cabe ao pesquisador pesar o custo-benefício da proporção corporal do transmissor e tempo de rastreamento, sendo responsável por observar e relatar os efeitos adversos dos transmissores. Mais informações podem ser encontradas em KENWARD (2001) e CANDIA-GALLARDO *et al.* (2010).

**4.8.9. Marcadores eletrônicos** como *microchips* são inseridos sob a pele, idealmente na musculatura peitoral, com assepsia prévia. O código pode ser detectado por um *scanner* que é passado no corpo do animal. Tem risco de infecção na instalação e pode interferir no voo de aves que realizam grandes migrações. Além disso, tem a desvantagem da leitura ter que ser realizada próxima ao animal.

Como recomendações gerais que o pesquisador deve observar durante as atividades de marcação de aves em vida livre, destacam-se:

- Observar e atender à legislação pertinente à atividade de marcação de aves em vida livre no Brasil (Instrução Normativa IBAMA nº 27/2002).
- Utilizar um marcador que seja adequado à espécie.
- Marcações com anilhas metálicas padrão CEMAVE, só devem ser realizadas se a espécie for corretamente identificada.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- As anilhas e bandeirolas devem ser fechadas corretamente. Deixar anilhas e bandeirolas abertas, facilita o enroscamento na vegetação e pode ocasionar a morte.
- Não colocar marcadores em aves feridas gravemente. Nessa situação, a ave deve ser devidamente tratada e solta, se tiver condições de voo. Se o ferimento for leve, a marcação pode ser feita, evitando-se a região ferida.

#### **4.9. Obtenção de Amostras Biológicas**

A obtenção de amostras biológicas pode estar relacionada a diferentes propósitos e pode ajudar a responder perguntas de diferentes áreas da Ornitologia. A obtenção de material biológico com fins de pesquisa de patógenos, por exemplo, é importante para a saúde humana, ambiental e animal. Além disso, as amostras biológicas são importantes para pesquisas envolvendo biogeografia, filogenética, ecologia e interações entre parasito-hospedeiro.

Além de aumentar o tempo de contenção e manipulação da ave, a obtenção de material biológico pode trazer efeitos letais e sub-letais. Os efeitos da coleta de sangue ainda são controversos, entretanto sabe-se que pode diminuir a sobrevivência no primeiro ano de vida de aves marinhas, a depender do volume de sangue obtido (BROWN & BROWN, 2009), e que efeitos sub-letais também podem ser observados (van OERS & CARERE, 2007). A fumigação para obtenção de ectoparasitos também tem efeitos colaterais especialmente se consorciada à coleta de sangue (BROWN & BROWN, 2009). Os efeitos são maiores em aves com alto metabolismo (*e.g.* beija-flores), e que estejam com grande intensidade de parasitos ou em períodos com grande demanda de energia (*e.g.* reprodução e muda) (FAIR *et al.*, 2010).

Alguns cuidados gerais para obtenção de material biológico de aves de vida livre estão listados abaixo:

- Os procedimentos a serem adotados devem estar de acordo com as questões a serem respondidas pelo estudo.
- A obtenção de amostras biológicas deve ser realizada minimizando o sofrimento, dor, aflição momentânea ou dano passageiro, considerando os princípios da biossegurança e de assepsia, utilizando métodos que permitam a diminuição do nível de consciência e estresse, com dosagens adequadas de anestesia quando necessária, causando efeito calmante com pouco ou nenhum impacto sobre as funções motoras ou mentais do animal. Bloqueios visuais e olfativos podem auxiliar a acalmar os animais e facilitar a obtenção de amostras.

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- O uso da fumigação deve ser evitado caso a ave esteja em reprodução ou muda de penas.

Os pesquisadores devem ser treinados para realizar os procedimentos de obtenção de amostras biológicas, podendo utilizar espécimes em cativeiro primeiramente, sempre recorrendo a métodos menos invasivos ou cruentos.

**4.9.1. Amostras de sangue** podem ser obtidas a partir das veias braquial, ulnar, metatársica ou jugular, dependendo do tamanho da ave. Recomendamos, baseando-se em FAIR *et al.* (2010) e OWEN (2011):

- Não ultrapassar o volume de no máximo 1% do peso vivo ou 2% do peso vivo a cada 14 dias.
- Não recomendamos utilizar seringa para obter sangue da veia ulnar em aves de pequeno porte. Utilizar somente agulhas pequenas e tubos capilares para evitar hematomas, que são mais frequentes neste acesso venoso e que podem representar perda de sangue e dificultar o voo. Para aves com até 7 g, preencher 1/3 a 1/2 de um tubo capilar (70 µl). Para aves de 7 a 15 g (*e.g. Hemitriccus margaritaceiventer*) pode-se coletar um ou dois tubos capilares. Para aves de 50 g (*e.g. Turdus rufiventris*) no máximo oito capilares podem ser coletados. Para aves de 100 g pode-se coletar no máximo 1 ml (contando-se aqui extravasamentos e hematomas).
- Para coleta de sangue a partir da veia ulnar (ideal para aves com menos de 100 g), a ave é contida com a mão esquerda (para destros) e a asa esquerda estendida pelo indicador e dedo médio. Deve-se fazer assepsia com álcool 70% na região da articulação úmero-radio-ulnar, onde se visualiza a veia ulnar. É preciso ter cuidado para não exagerar no álcool, para não afetar a impermeabilidade das penas, termorregulação e voo da ave. Realiza-se um pique com uma agulha 13x4,5mm e remove-se a agulha na mesma direção da inserção, o que evita hematomas. Coloca-se um capilar para a coleta de sangue e, após a retirada do capilar, fecha-se a asa da ave (com ou sem o uso de gaze ou algodão para auxiliar a hemostasia). Caso o sangramento não pare espontaneamente, aplique pressão no local da venipunção ou pó hemostático, encontrado em farmácias veterinárias (pode-se utilizar nitrato de prata ou permanganato de potássio, encontrados em farmácia humana). O capilar pode ser selado com uma massinha de modelar (em casos em que se necessite o plasma ou soro) ou imediatamente transferido para micro ou criotubos.
- Em aves com mais de 800 g pode-se utilizar seringa de 1 a 3 ml acoplada a uma agulha 13x4,5mm, coletando-se o sangue da veia braquial, veia metatársica ou veia jugular a depender da espécie. Para acessar a veia jugular direita, que é mais calibrosa, posiciona-se a ave contida em decúbito lateral esquerdo. Psitacídeos movem as asas quando contidos e

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

facilmente se observam hematomas. Aves de rapina não movem as asas, facilitando a obtenção de amostras, entretanto o acesso à veia metatársica também é fácil. Columbiformes e psitacídeos podem estar com o Inglúvio cheio de alimentos, o que dificulta o acesso à veia jugular, logo, outro acesso deve ser procurado.

- Não recomendamos o corte de unha (com exceção de Trochilidae), pois interfere na habilidade de empoleiramento e coleta uma quantidade de sangue inexpressiva.
- Não realize punção cardíaca, uma vez que possui alto risco de morte para a ave. Tal técnica só é recomendada para aves que acabaram de morrer.
- Para a obtenção de soro (capilares sem anticoagulante) ou plasma (capilares heparinizados ou com EDTA) pode-se utilizar os próprios capilares, centrifugando-os (15 min durante 2000 a 3000 x *g*) em microcentrifugas, quebrando-se o capilar logo acima do anel leucocitário; o soro ou plasma podem ser armazenados em microtubos, conservados a -20°C até o processamento.
- O sangue obtido nunca deve ser exposto ao sol e deve ser conservado em solução adequada ou em baixa temperatura (utilizar *cooler* e gelo reciclável ou botijão de nitrogênio caso seja necessário).
- Esfregaços sanguíneos podem ser requeridos para contagem diferencial de células sanguíneas ou pesquisa de hemoparasitos. Utilize duas lâminas limpas e realize o esfregaço imediatamente após a coleta, fixando-o em metanol 100% após a lâmina estiver seca. Acondicione em caixa de lâminas.
- Para estudos moleculares (*e.g.* genéticos ou pesquisa de patógenos) pouca quantidade de sangue é necessária, portanto, não obtenha mais sangue do que o necessário. O sangue pode ser armazenado em soluções tampões, álcool 100% PA, papel filtro ou cartões FTA. As amostras podem ser mantidas em temperatura ambiente (álcool 100% PA, papel filtro ou cartões FTA) ou refrigeradas (álcool 100% PA ou soluções tampões). Para RNA indica-se a utilização de nitrogênio líquido (e posterior armazenagem em freezer -80°C até o processamento) e soluções tampões (ver CHIARI & GALTIER, 2011; SCHWOCHOW *et al.*, 2012). Para estudos de hormônios amostras seriadas podem ser necessárias (consultar FAIR *et al.*, 2010; OWEN, 2011).
- Alternativamente pode-se coletar penas (bulbo da pena), casca de ovo (para DNA maternal) para estudos genéticos e de isótopos estáveis, enquanto as excretas são uma alternativa para análise de hormônios, apesar de não tão precisas e com necessidade de extensiva validação.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

**4.9.2. Penas** (rêmiges, retrizes e coberteiras) podem ser obtidas, entretanto a quantidade de penas a ser coletada deve considerar o não comprometimento da capacidade de voo.

**4.9.3. Excretas** são utilizadas para para análise de estrutura trófica de comunidades e condições físicas do ambiente (SABINO & DUCA, 2011). As amostras podem ser obtidas a partir do saco de contenção ou durante a manipulação das aves. Sugerimos colocar as amostras de excreta em criotubos com tampa de rosca com álcool 70%, para estudos morfológicos de invertebrados contidos na dieta. As excretas também podem ser utilizadas para levantamento de ovos e oocistos de parasitos, neste caso as amostras podem ser armazenadas refrigeradas por até 7 dias ou em formol 3% e processadas para exames de flutuação ou sedimentação. Para amostras de excreta de aves de pequeno porte pode-se manter as excretas acondicionadas em microtubos contendo solução fisiológica (refrigeradas), e a utilização da técnica de Sheather modificada (SANTOS *et al.*, 2011) para analisar excretas em baixa quantidade.

**4.9.4. Pellets e regurgitos** são muito utilizados para determinação da dieta de aves de rapina e aves marinhas. As restrições ou recomendações estão mais ligadas à aproximação e manipulação das aves, do que à obtenção dos *pellets*. Os eméticos, como tártaro emético (mais comum), apomorfina e ipecac apesar de serem utilizadas, possuem efeitos tóxicos para as aves (*e.g.* tártaro emético é absorvido, sendo difícil determinar a dose correta); por isso a utilização de análise de excreta deve ser priorizada em detrimento do uso de eméticos. Para obter o conteúdo alimentar não recomendamos o uso de ligaduras no pescoço para ninhegos, pois causa alta mortalidade e pode ser substituída por análise fecal. Métodos bioquímicos para análise da dieta que inclui análise de isótopos estáveis e análise quantitativa de ácidos graxos estão cada vez mais em uso. A última acessa a dieta de organismos marinhos, baseada no fato que a gordura apresenta sinais de itens predados, apresentando informações mais precisas que os isótopos estáveis (FAIR *et al.*, 2010).

**4.9.5. Ectoparasitos** incluem ácaros, carrapatos, piolhos (especialmente Mallophaga) e outros insetos (*e.g.* Hippoboscidae e Diptera), que podem se alimentar de sangue, fluidos ou penas. Para a amostragem deve ser considerada não somente o encontro do parasito, como os microhabitats propícios para todos os instares de cada espécie dos diferentes artrópodes. ARZUA & VALIM (2010) descrevem detalhadamente a amostragem qualitativa e quantitativa de ectoparasitos. O tempo de manuseio é um fator limitante para a inspeção e a devida amostragem de ectoparasitos. Pode-se utilizar a remoção manual, com pinças ou mesmo agulhas pequenas (*e.g.* Trombiculidae) embebidas em álcool. Cuidados devem ser tomados na utilização de álcool ou no corte de penas para obtenção

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

das amostras, não comprometendo a capacidade de voo e impermeabilização. Para técnicas quantitativas de amostragem de ectoparasitos, como *dust-ruffling* cuidados devem ser tomados com as mucosas e a toxicidade do produto. O tempo para a ação do pó é de 5 a 10 minutos. A postura e comportamento da ave devem ser observados quando a ave está sob o efeito do produto. As câmaras de fumigação utilizam produtos com toxicidade, como clorofórmio, acetato de etila ou éter durante no mínimo 5 minutos. Observar a reação das aves e da equipe, pois estes produtos são voláteis e podem causar efeitos como sonolência. Caso a ave se apresente apática e sem reação, retire-a da fumigação e a deixe descansar no saco de transporte, antes de soltá-la. A lavagem do corpo é um procedimento recomendado somente para aves mortas.

**4.9.6. Suabes cloacais e orofaríngeos** podem ser obtidos para proceder ao estudo da microbiota e pesquisa molecular de patógenos como, por exemplo, vírus da Influenza, Newcastle, doença do Oeste do Nilo, herpesvírus, *Salmonella* e *Chamydia*. A obtenção de múltiplos suabes da mesma área pode promover sangramento e lesões de mucosa, além de diminuir a quantidade de células obtidas. Tenha bom senso no número de suabes a serem coletados por espécime. A obtenção de suabe orofaríngeo é dificultada em aves que têm bico com forte prensão, como os psitacídeos. Além disso, algumas técnicas de abertura de bico podem causar lesão na mucosa e no bico.

#### **4.10. Coleta de indivíduos e ovos**

A coleta de espécime animal implica na remoção definitiva do indivíduo do ambiente natural (ICMBio, 2014). As pesquisas podem envolver a coleta de aves para a identificação acurada dos espécimes e pesquisas filogeográficas, genéticas, de dinâmica e estrutura populacional, anatomia e fisiologia comparadas, patologia, distribuição geográfica e ecologia. Cada animal serve como um *voucher* da espécie em questão naquele determinado lugar e tempo e provê uma rigorosa documentação, que pode ser reexaminada estruturalmente ou bioquimicamente no futuro. É importante que além da conservação da pele e esqueleto, o espécime possua informações contundentes (ossificação, condições de gordura e das gônadas, peso, estado reprodutivo, alimentação, rota migratória, exposição a poluentes, padrão demográfico, distinção genética) e representação de tecidos e órgãos, como tecidos moles e conteúdo estomacal (FAIR *et al.*, 2010). É imprescindível destinar o material biológico coletado a uma instituição científica, depositando-o em coleção biológica (ICMBio, 2014). A coleta do maior número de espécimes possível não é justificada atualmente; a simples deposição em coleções não deve ser o motivador da coleta. O motivador deve ser o objetivo do estudo em questão, ressaltando-se que as comparações requerem uma série de indivíduos para conclusões confiáveis. Por outro lado, muitas áreas geográficas são pouco

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

representadas em coleções ornitológicas. Espécimes depositados também não garantem obter as informações básicas de diferentes espécies (sexo, idade, plumagens alternativas ou formativas, variações geográficas e sazonais). Além disso, os espécimes testemunhos devem ser depositados em coleções, pois a Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica recomenda a descrição de táxons baseada em espécimes. Além da coleta, as coleções ornitológicas têm armazenado importantes informações por meio de fotografia, tecidos, bem como arquivos de vocalizações. Para atividades didáticas, a coleta de aves em vida livre dificilmente se justifica, considerando o caráter mais geral da aprendizagem e a existência de métodos alternativos em aulas práticas e de campo. Deve ser priorizado o uso de aves domésticas (*e.g.* pombos ou galinhas) para estudos de anatomia e fisiologia e para práticas de taxidermia, montagem de esqueleto, etc. Em campo, é possível realizar uma série de atividades de ensino sobre estudo de aves que não envolvem eutanásia, tais como identificação via observações, *playback*, registro por fotos ou gravação de sons e demonstrações de métodos de captura de exemplares, com soltura imediata, como já abordado neste capítulo. Também podem ser obtidos exemplares que venham a óbito em centros de triagem e zoológicos, excelentes fontes de material para implantação de coleções didáticas ou para uso em práticas de montagem e armazenamento de peças. A coleta é uma atividade muito particular, que deve ser utilizada com critério e não deve comprometer a viabilidade de populações, sobretudo de espécies ameaçadas de extinção. Caso o pesquisador realize coleta de espécimes e ovos, recomendamos:

- O método a ser empregado deve ser o mesmo utilizado para eutanásia, ou seja, de uma forma indolor, rápida ou instantânea e sem sofrimento mental. Ainda, é necessário evitar danos das partes do corpo necessárias para atingir ao objetivo da pesquisa.
- Deve-se minimizar ao máximo os estímulos visuais, auditivos e táteis no momento da coleta. Quando houver dificuldade de contenção física ou risco para os operadores, deve-se realizar contenção química com sedativos, analgésicos e/ou anestésicos. A via de injeção deve causar mínimo estresse e o uso de dardos e armas de captura/coleta podem ser necessários. Também podem ser úteis os fármacos administrados por via oral, misturados nos alimentos ou água.
- O método deve ser confiável, irreversível e compatível com as necessidades da espécie e da pesquisa.
- Todos os sinais a seguir devem ser verificados para confirmar a morte do animal: ausência de movimento respiratório (apneia); ausência de batimentos cardíacos (assistolia), preferencialmente, por meio do uso de estetoscópio, ou equipamento que o substitua, como, por exemplo, *doppler* ultrassom; ausência de pulsação, mucosas pálidas e perda do reflexo corneal ou àqueles próprios da espécie.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- São consideradas características indesejáveis nos métodos de eutanásia: métodos cruentos, uso de vácuo, uso isolado de miorelaxantes. Além disso, a ave não pode estar consciente antes da parada cardíaca e respiratória.
- Tiro com arma de fogo é restrito às condições de campo, sendo uma maneira efetiva para coletar muitas espécies. Ornitólogos que coletam aves com uma arma de fogo devem ter experiência com o seu uso e devem estar devidamente licenciados/autorizados. A morte por arma de fogo deve ser rápida. A arma e a munição utilizadas devem ser apropriadas para a espécie a ser coletada. Deve-se evitar causar inúmeros ferimentos nas aves e maximizar a probabilidade de recuperar o espécime. Se a ave não morrer prontamente com o tiro, deve ser eutanasiada rapidamente. Cuidados devem ser tomados para não danificar a pele e o espécime.
- Captura com redes de neblina seguida de eutanásia é recomendável para coleta de espécimes em vegetação densa, pois a arma de fogo é menos efetiva.
- Os métodos de eutanásia podem ser divididos em físicos ou químicos. Dentre os químicos, os mais frequentes são os agentes injetáveis. Normalmente, os agentes químicos, quando comparados aos métodos físicos, como a compressão torácica e deslocamento cervical. Entretanto, o propósito do estudo científico pode obstar o uso dos primeiros. É difícil utilizar gases anestésicos em campo, por isso desencorajamos a anestesia inalatória.
- Quando a via intravenosa for impraticável para a eutanásia, pode-se utilizar a via intracelomática. Como pela via intraperitoneal os animais permanecem por tempo mais prolongado no estágio II (excitação), eles devem ser colocados em espaços pequenos, como o saco de transporte, e em silêncio para evitar traumas.
- Qualquer fármaco que produza um estado de anestesia geral pode ser utilizado. Entre os de uso mais comum destacam-se o tiopental, o pentobarbital e o propofol. Desde que a inconsciência tenha sido confirmada, os anestésicos gerais podem ser seguidos por métodos complementares, como bloqueadores neuromusculares e/ou cloreto de potássio, que causam apneia e assistolia, respectivamente. Em nenhuma hipótese os bloqueadores neuromusculares e/ou cloreto de potássio devem ser utilizados em animais sem a confirmação da inconsciência.
- Ao utilizar um método físico, o procedimento deve ser apropriado à espécie e a aplicação do método deve ser precisa. A experiência, a prática do operador e a eficiência dos equipamentos utilizados também são críticas para o procedimento. A equipe deve ter qualificação e

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

capacitação para manusear os animais e aplicar o método de eutanásia de forma a minimizar o estresse nos animais

- Remoção permanente de grandes números de animais de dormitórios ou agregação reprodutiva devem ser terminantemente evitados. Da mesma forma, devem ser evitadas coletas de fêmeas nidificantes.
- Deve-se procurar informações em todas as coleções acessíveis antes de propor atividades de pesquisa para coleta, visto que os espécimes de interesse já podem estar disponíveis.
- A coleta pode ter efeitos irrecuperáveis para populações em rápido declínio ou população reduzida.

### **5. PROCEDIMENTOS DE SOLTURA, TRANSLOCAÇÃO, INTRODUÇÃO, REINTRODUÇÃO, REVIGORAMENTO POPULACIONAL DE AVES**

A pesquisa de aves em vida livre pode envolver procedimentos de soltura de diferentes tipos. Por ser esta uma forma de intervenção com impactos negativos potencialmente severos para o indivíduo ou para as comunidades de destino, projetos de pesquisa que envolvam soltura devem sempre ter objetivos claramente vinculados à melhoria do estado de conservação da espécie-alvo, de populações ou ao restabelecimento de funções ou processos ecológicos. Deve-se considerar ainda os princípios de bem-estar e saúde animal, tanto do indivíduo a ser solto quanto daqueles existentes no local de soltura. Esses princípios devem estar acima de outros interesses, sejam eles científicos ou de qualquer outra ordem. É importante ressaltar que a soltura de animais carrega riscos e problemas reais e, em geral, traz poucos benefícios à Conservação e ao próprio animal liberado. Por essa razão, não é aceitável que qualquer atividade de soltura seja realizada com fins didáticos.

Além do exposto acima, projetos científicos que envolvam soltura devem avaliar condições essenciais para sua realização: distribuição geográfica original da espécie-alvo, existência de seu habitat preferencial, controle das ameaças que levaram a espécie a declínio populacional, seleção adequada dos indivíduos a serem soltos (incluindo idade, sexo, condição física, sanitária e comportamental), marcação, tipo de soltura e monitoramento pós-soltura.

## Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### CINGULATAS E PILOSAS (TATUS, PREGUIÇAS E TAMANDUÁS)

#### Introdução Geral

A magna ordem Xenarthra consiste em um pequeno clado de mamíferos, que inclui aproximadamente 30 espécies viventes de tatus, preguiças e tamanduás (Gibb, 2016). Sua origem é incerta, mas antecede os 60 milhões de anos (Simpson, 1980; Delsuc *et al.*, 2012). O registro fóssil abrange mais de 200 gêneros e atesta a riqueza que esse grupo possuía, mas a sua posição filogenética em relação aos mamíferos eutérios continua sendo debatida (Delsuc *et al.*, 2002; Swartman, 2006). Pressupõe-se que a diversificação desse grupo tenha ocorrido na América do Sul, quando esta era isolada da América do Norte e da Antártica (Hubbe, 2013). Há apenas 10 mil anos atrás, durante as últimas glaciações do Pleistoceno, desapareceu grande parte dessa diversidade, incluindo algumas preguiças gigantes (e.g. *Megaterium*) e os enormes tatus (Gliptodontes) (Delsuc *et al.*, 2004). Por volta de três milhões de anos atrás, desenvolveu-se uma conexão contínua de terra entre a América do Sul e a do Norte, através do soerguimento da América Central, por onde ocorreu um grande intercâmbio entre as faunas dos dois subcontinentes, e nessa nova configuração geológica, os Xenarthra adquiriram ampla distribuição geográfica (Vizcaino & Loughry, 2008).

Hoje, esse grupo é reconhecido como um dos quatro maiores clados de placentários, o que põe em evidência a sua importância evolutiva (Delsuc, Douzery, 2004). As análises com mitogenomas também têm confirmado a origem monofilética do clado Xenarthra e de cada linhagem dentro dele: os tatus (Cingulata), as preguiças (Folivora, também conhecidos como Phyllophaga ou Tardigrada) e os tamanduás (Vermilingua) (Gibb *et al.*, 2016).

#### FAMÍLIAS BRADYPODIDAE E MEGALONYCHIDAE: PREGUIÇAS

No Brasil o gênero *Bradypus* é constituído de três espécies distintas: preguiça-de-bentinho (*Bradypus tridactylus*), restrita à região amazônica e preguiça-comum (*Bradypus variegatus*), de mais ampla distribuição, ocorrendo nas Américas Central e do Sul, desde a Costa Rica, incluindo Equador, Colômbia, Venezuela, Peru, Bolívia, Argentina e praticamente todo o Brasil. Já a preguiça-de-coleira (*Bradypus torquatus*), é uma espécie brasileira e endêmica da Mata Atlântica, atualmente está listada

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

como Vulnerável pela IUCN (Superina et al,2010).

As preguiças têm o corpo com reduzida massa muscular, cauda bastante curta, membros posteriores curtos e anteriores longos, ambos providos de três longas garras, ferramenta imprescindível para a sua locomoção no extrato arbóreo, além de ser instrumento de defesa e de acesso aos alimentos (Miranda, 2014).

### **FAMÍLIA DASYPODIDAE: TATUS**

Os tatus representam a ordem Cingulata, um antigo e primitivo grupo de mamíferos que, provavelmente, originou-se na América do Norte e migrou para a América do Sul, há cerca de 65 milhões de anos. Providos de carapaça, que tem como função a proteção contra predadores (McDonough & Lougry,2001), são caracterizados por terem o corpo coberto por escudos dérmicos, que cobrem a cabeça, dorso e laterais e em algumas espécies a cauda e as pernas (Emmons,1990). Esta ordem é composta pela família Dasypodidae, composta por 9 gêneros com 21 espécies. Destes, 5 gêneros e 11 espécies ocorrem no Brasil (Aguar, 2008). Uma espécie é endêmica, o tatu bola do nordeste (*Tolypeutes tricinctus*), que pode ser encontrado somente na caatinga. Este subcapítulo visa descrever dados de biologia, clínica e manejo das espécies de tatus brasileiro (Miranda, 2014).

### **INSTALAÇÕES:**

#### **Cingulata:**

Pouco se sabe sobre a manutenção de tatus em cativeiro, devido à variedade de espécies. Os recintos devem ser construídos observando-se os dados de conhecimento básico sobre a espécie, como área de vida, comportamento, reprodução etc. Comparada a outros mamíferos, essa ordem possui uma temperatura corpórea baixa, sendo que a maioria dessas espécies não tolera o frio Assim, muito embora as instalações devam ser adaptadas para cada espécie, as temperaturas entre 27 a 28° C provavelmente sejam adequadas à manutenção da maioria delas (Miranda e Costa,2006). Já é sabido que estes animais usam a toca para auxiliar na termoregulação, e que tocas mais fundas são feitas no verão, e as mais rasas no inverno. Em cativeiro este animal não poderá utilizar esta ferramenta, sendo de grande importância que os recintos sejam aquecidos ou resfriados dependendo da temperatura atmosférica. Embora o tamanho do recinto possa variar conforme a espécie, é imperativo que o seu piso seja de terra, sobre material resistente. O substrato pode ser composto de areia, mesclado com

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

terra e contendo vegetações com fortes raízes para dar estabilidade nas construções das tocas (rasas ou artificiais).

#### **Pilosa:**

Segundo a Instrução Normativa n.169- IBAMA, o recinto para o tamanduá-mirim, deve conter no mínimo 15m<sup>2</sup>, por animal, 3m de altura e possuir um abrigo elevado com área de alimentação. Apesar da espécie descer e explorar o chão, devemos prover abrigos e estruturas altas para que o animal passe a maior parte do tempo se deslocando em troncos. Como eles tem por hábito procurar pequenos insetos dentro de troncos é necessário observar a qualidade dos mesmos e, de tempos em tempos, trocá-los. Para os tamanduás mirins e tamanduás bandeira, o piso do recinto deve ser de terra, de preferência com grama ou qualquer outra forração. Troncos velhos (podres) devem ser fornecidos para que os tamanduás desgastem as unhas e que possam forragear. Recintos com árvores devem ter manutenção diferenciada. Para tamanduás mirins, é de suma importância fazer uso de forração de plástico ou alumínio, com uma proteção em torno do tronco para evitar a fuga. Os muros em torno dos recintos devem ser altos e lisos, sem nenhuma rachadura que possibilite ao animal escalar. Tamanduás-mirins são extremamente habilidosos e conseguem fugir com grande facilidade.

Os tamanduás, por serem de hábito noturno exclusivo, e terem uma dieta altamente seletiva, são difíceis de serem mantidos em cativeiro, razão pela qual somente uma instituição no mundo mantém essa espécie.

As três espécies de tamanduá são solitárias e os pares encontram-se apenas no período de acasalamento. Sua visão é reduzida, enquanto a audição e o olfato são bastante desenvolvidos (SHAW e CARTER, 1980).

O tamanduá-bandeira não apresenta estrutura social definida, vivendo como animal solitário a maior parte do tempo, com exceção dos breves encontros para reprodução e das fêmeas com filhotes, que são carregados durante os seis primeiros meses de vida (EISENBERG; REDFORD, 1999). Trata-se de uma espécie de reprodução lenta, alcançando a maturidade sexual ao redor dos dois anos, tendo somente uma cria por ano (CHEBEZ, 1994). O mesmo é observado para nos tamanduás mirins.

O tamanduá é de hábito noturno, e o mais arborícola dos tamanduás (BEST & HARADA, 1985). Assim como os demais, o tamanduá tem hábitos solitários, exceto durante a época reprodutiva e durante o período de lactação. Possuem dois dígitos em cada membro anterior, providos de fortes garras curvas, que além de funcionarem como uma ferramenta alimentar, permitindo a abertura de

## Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

formigueiros, auxiliam na locomoção do animal pelo estrato arbóreo e servem como instrumento de defesa.

### ENRIQUECIMENTO

O bem-estar animal deve ser um dever de toda instituição que mantém animais em cativeiro. Para tanto, é importante lembrar que a qualidade de vida destes indivíduos depende única e exclusivamente do que podemos lhes oferecer, pois estão privados da liberdade. Trabalhar com animais que vivem em cativeiro requer atenção e disponibilidade para lhes garantir um bom nível de bem-estar, que vai muito além de proporcionar cuidados básicos como assistência veterinária, alimentação adequada e higiene, que sem dúvida alguma são imprescindíveis (Ciprestes, 2010)

Ao trabalhar com enriquecimento ambiental é importante ter em mente que cada espécie apresenta uma necessidade comportamental e estas necessidades devem, na medida do possível, ser atendidas para que se atinja um bom nível de bem-estar. Passando pela qualidade do recinto até os estímulos utilizados, sem se esquecer de que cada indivíduo tem também suas particularidades, a atividade de enriquecimento deve ser elaborada com base nas informações coletadas ao longo de observações do animal em seu recinto e na bibliografia.

### NUTRIÇÃO:

#### Cingulatas:

Os tatus possuem os molares primitivos e pouco adaptados à mastigação de alimentos duros. A dieta básica de algumas espécies constitui-se de insetos, enquanto outras são onívoras, alimentando-se de material vegetal, invertebrados e pequenos vertebrados, ainda que em decomposição (Miranda e Costa, 2006). Estudo realizado em um fragmento de Cerrado em São Paulo, revelou que invertebrados são o item mais abundante na dieta de 3 espécies de tatus, ocorrendo em 100% das amostras. Os grupos mais consumidos por *Cabassus unicinctus* foram formigas (96,4%), cupins (96,4%) e besouros (46,4%). Já na espécie *E. sexcinctus* foi relatado consumo de *Hymenoptera* (90,1%) *Coleóptera* (68,1%) e *Isoptera* (59,1%), e também foram encontradas amostras de vertebrados nas fezes desta espécie, sendo eles aves, serpentes e roedores. Nos *Dasytus septencinctus* as amostras foram 100% compostas de invertebrados, sendo formigas e cupins encontrados em todas elas (Bonato, 2002).

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

No Brasil pouco se sabe sobre a manutenção de tatus em cativeiro, conseqüentemente pouco se sabe sobre a sua dieta. Poucas instituições mantem estas espécies pela dificuldade de mantê-los nutricionalmente saudáveis. Nas instituições da América Latina a dieta mais comum para essas espécies consiste em uma mistura de alimentos de origem bovina, frutas, legumes, ovos, vitaminas e suplementos minerais (Superina et al,2008)

A dieta de cativeiro para Dasypodidae é perfeitamente viável, considerando a sua natureza onívora, mas a maioria das espécies insetívoras sofrem com o cativeiro. Neste caso recomenda-se a suplementação com insetos (*Tenebrio sp*, *Gryllus sp*), criados para tal fim (Miranda e Costa,2006).

#### **Pilosas:**

As preguiças possuem hábitos arborícolas e são herbívoras. As espécies do gênero *Bradypus* são essencialmente folívoras, utilizando folhas jovens e maduras de árvores ou lianas que atingem o dossel da floresta. A dieta natural de todas as preguiças contém baixos níveis de carboidratos solúveis, e é rica em fibras (Plese e Moreno, 2005).

São animais bastante seletivos em sua dieta utilizando uma pequena porcentagem das espécies vegetais, com preferência por algumas famílias botânicas (Montgomery e Sunquist,1977). Estes autores listaram 28 espécies arbóreas e três lianas utilizadas para alimentação por nove preguiças-comum (*B. variegatus*) e Queiroz (1995) listou 16 espécies vegetais em estudo realizado também com preguiças-comum na Reserva de Mamirauá, na Amazônia. Esse último autor destaca as espécies de plantas consumidas como pertencentes às famílias Moraceae, Euphorbiaceae e Bombacaceae. Em cativeiro, se adaptadas, podem aceitar itens alimentares não habituais, tais como casca de banana e outros de textura macia.

O gênero *Choloepus* é onívoro, podendo ingerir uma enorme gama de alimentos: folhas, brotos, frutos, cocos de palmeiras. Quando em cativeiro, aceitam bem ração comercial, frutos, legumes e ovos, dentre outros alimentos. Atenção especial merecem os alimentos constipantes, principalmente quando oferecidos a animais jovens ou em fase de adaptação ao cativeiro (Miranda e Costa,2006). Esta não é uma tarefa fácil, uma vez que é registrado um alto percentual de problemas nutricionais e digestivos (45,7% e 12,3%) (Diniz e Oliveira,1999). Os problemas digestivos frequentes são diarreia, constipação e timpanismo. Uremia, urolitíase e falhas renais podem aparecer em preguiças que recebem dietas com excesso de proteína ou cálcio durante um período prolongado (Superina et al, 2008).

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Pouco se sabe sobre a dieta destas espécies em ambiente natural, mas estudo realizado no Pantanal sul mato-grossense demonstrou que os tamanduás bandeira consumiram proporção muito maior de formigas (81%) que de cupins (19%) (MEDRI, 2002). Os gêneros de formigas mais envolvidos na dieta são *Solenopsis*, *Camponotus*, *Azteca*, *Crematogaster* e *Odontomachus*. Já os gêneros de cupins mais comuns são: *Nasutitermes*, *Armitermes*, *Velocitermes*, *Diversitermes*, *Cornitermes* e *Cortariterme* (MEDRI, 2001). Não existe registro de predação de formigas do gênero *Atta*. Sua estratégia de alimentação se baseia em vários períodos de alimentação muito breve; supõe-se que estes animais não esgotem os cupinzeiros e formigueiros. Sendo assim, o tamanduá-bandeira necessita visitar numerosos sítios alimentares durante o dia. Tamanduás-mirins têm a alimentação natural constituída, basicamente, por cupins e formigas de chão e de árvores. Análises de conteúdos estomacais de tamanduás-mirins verificaram conter, aproximadamente, partes iguais de formigas e cupins, essas formigas consumidas em menor quantidade na estação úmida. Das dez espécies identificadas, a maioria era do gênero *Nasutitermes*, enquanto que as formigas identificadas eram dos gêneros *Solenopsis*, *Formicine* e *Camponotus* (Montgomery et al, 1977). Estudo realizado com tamanduá (*Cyclopes didactylus*) no nordeste brasileiro demonstrou que os conteúdos gastrointestinais de dois tamanduás somente continham fragmentos de formigas, que pertenciam a 4 gêneros, *Camponotus* (53%) , *Dolichoderus* (15%) *Pseudomyrmex* (4%) e *Solenopsis* (28%). O gênero *Camponotus* possui mais de 1.000 espécies, sendo mais de 400 delas neotropicais (Miranda et al, 2009). O referido estudo sugere que a dieta de *Cyclopes didactylus* se baseia em uma diversidade de alimentos muito limitada, o que faz com que esta espécie se torne vulnerável a mudanças de habitat e dificulta o estabelecimento de uma dieta adequada para condições de cativeiro.

A dieta usual em zoológicos para *Myrmecophaga* e *Tamandua* é constituída de leite com baixa lactose, ovos, carne moída, verduras, ração comercial para gato e suplementação vitamínico-mineral, com atenção especial na suplementação com vitamina K (5 mg/dia). A sua consistência deve ser pastosa e/ou granulosa, e oferecida em horários habituais. Os comedouros devem ser adequados a sua anatomia à higienização, de modo que evite riscos de acidentes, e colocados em substratos de cimento, sob grades de ferro, impedindo assim que sejam derrubados (Miranda & Costas,2007).

Para o tamanduá-mirim e tamanduá, a alimentação deve ser oferecida em plataformas nas árvores, ou bem acima do nível do chão, por melhor adequar ao hábito arborícola do animal. Alterações de dietas e de horários de seu fornecimento devem ser feitas de forma gradual, particularmente com animais oriundos da natureza.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Os filhotes nascem com os olhos abertos, com o corpo todo coberto de pelos, apenas a coloração é um pouco mais clara. Os filhotes de tamanduás-mirins nascem pesando entre 200 a 600 gramas e os de tamanduá-bandeira entre 1,0 a 1,5 quilos.

Cuidados especiais com filhotes envolvem, principalmente, a segurança psicológica, associada a uma dieta láctea enriquecida com suplementação vitamínico-mineral, obedecendo os critérios estabelecidos para outros mamíferos, levando sempre em conta a predisposição dos filhotes a distúrbios respiratórios e digestórios.

A partir de 1,2 a 1,4 quilos, os filhotes de tamanduá-mirim começam a comer cupim, podendo ser oferecido 1 vez ao dia. Quando atingem entre 1,8 a 2,0 quilos, começa a introdução de alimento pastoso que vai sendo substituído gradativamente até a suspensão total do leite, normalmente a substituição completa ocorre em torno de 1 semana. Já os filhotes de tamanduá bandeira, podem iniciar a suplementação com cupins ao atingirem 2,5 ou 3,0 quilos e a troca da alimentação em torno dos 12 quilos (Santiago,2011 *in press*).

#### **PROCEDIMENTOS DE MANEJO**

##### **Contenção Física:**

A maioria das espécies de cingulatas e pilosas pode ser capturada fisicamente, com auxílio de puçá, luvas de raspa de couro, caixas de contenção, entre outros, lembrando-se da importância da adequação do método à espécie a ser contida (Miranda,2007). As preguiças-de-dois-dedos são bastante rápidas e mais agressivas, e sugere-se que a sua contenção seja realizada com auxílio de um puçá. A anestesia pode ser manualmente aplicada, quando o animal se encontra no galho. Já as preguiças-de-três-dedos é mais facilmente manipulada, sua contenção física é geralmente realizada pelas extremidades dos braços ou pelas costas.

Para as três espécies de tamanduás a forma de contenção física varia bastante. Para os tamanduás bandeira a contenção deve ser feita de forma planejada e com um equipe treinada. A contenção física não é recomendada um vez que se trata de uma espécie de médio porte. No caso de um curativo a distância, ou aplicação de medicamentos diários, sugere-se o uso de um puçá por uma pessoa altamente capacitada. Pode-se utilizar escudo para manusear ou deslocar o animal de um recinto para o outro. O tamanduá-mirim pode ser contido fisicamente com o auxílio de puçá, ou até mesmo de luva de raspa de couro. Este deve ser feito por uma pessoa experiente, pois suas garras são extremamente fortes e o animal é bastante ágil. O tamanduáí pode ser manipulado com luva de raspa de couro, ou até mesmo contido com um pano (toalha).

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

As diversas espécies de tatus podem ser contidas com auxílio de luvas de raspa de couro, segurando o animal firmemente, pelas laterais da armadura, e com atenção aos movimentos das suas garras. Este procedimento se torna inviável para o tatu canastra, que pesa, em média, 40 kg. O taturinha pode ser contido após o fechamento da sua carapaça, minimizando assim o estresse da contenção e o risco de acidentes. Mas este procedimento impossibilita o exame clínico e a aplicação de medicamentos, necessitando ser anestesiado o indivíduo. Normalmente este procedimento é também utilizado para transporte.

#### **Contenção química:**

Para a realização de contenções químicas bem-sucedidas, detalhes da anatomia e fisiologia destas espécies devem ser levados em consideração (Miranda, 2007). Antes de realizar a sedação destes animais, deve-se manter em mãos um kit de traqueostomia, para utilização em caso de emergências respiratórias, uma vez que a abertura da boca é pequena, dificultando a intubação, especialmente nos tamanduás.

Uma vez administrado o fármaco, procura-se minimizar os estímulos externos (ruídos, conversas, contatos, etc.). Procura-se observar o animal, e o monitoramento é iniciado assim que o animal esteja em decúbito, e não respondendo aos estímulos (tempo de indução). Antes de manipular qualquer animal anestesiado, deve-se assegurar que este animal está em plano anestésico. Em seguida as garras devem ser contidas (esparadrapo, atadura, etc.) para evitar possíveis acidentes.

Uma vez comprovado que se pode manipular o animal sem risco, este deverá ser colocado em decúbito lateral, com a cabeça e pescoço ligeiramente estirados para que este possa respirar com tranquilidade. No caso dos tatus, este procedimento não se torna viável, requerendo maior observação e monitoramento na sua contenção. A boca deverá estar posicionada em uma posição inferior ao pescoço, caso haja salivação. Antes de seguir com o manejo do animal, deve-se comprovar que o animal respira com tranquilidade e verificar se as mucosas estão rosadas (Miranda et al, 2006). É de suma importância que o animal seja mantido em uma área de silêncio, protegida de frio ou calor, evitando o contato direto com o sol. Estas espécies possuem uma temperatura corporal muito baixa, que pode variar, em condições normais, entre 32 e 34° C.

Após o monitoramento inicial, deve-se aplicar uma pomada oftálmica lubrificante, para prevenir a desidratação da córnea, após o que, deve-se colocar uma venda sobre os olhos para minimizar o efeito dos estímulos externos. A língua pode ser gentilmente umedecida com solução fisiológica. No caso de contenção química com zarabatana ou arma anestésica (tamanduá bandeira) a

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

área de aplicação do dardo deve ser cuidadosamente examinada. Caso necessário, limpar e desinfetar a área de aplicação.

### **EMERGÊNCIA ANESTÉSICAS:**

#### **1.1 Parada respiratória ou depressão respiratória**

a) O diagnóstico se baseia em:

- Baixa ou nenhuma frequência respiratória
- Mucosas de coloração azulada ou cinza
- Saturação de oxigênio <80%

b) Possíveis causas:

- A própria droga anestésica
- Obstrução das vias respiratórias, posição ruim da cabeça ou pescoço, excesso de salivagem ou regurgitação, edema laríngeo ou obstrução pela língua.
- Pressão sobre o diafragma por conteúdo intestinal.
- Acumulação de CO<sub>2</sub>, que altera a respiração normal

c) Tratamento:

- Não administrar mais drogas anestésicas. No caso de anestesia inalatória, fechar o circuito anestésico, esvaziar o circuito de gases e manter o aporte de oxigênio.
- Verificar que não há obstrução de vias aéreas por postura anormal da cabeça ou pescoço, língua ou excesso de salivagem, vomito ou corpo estranho
- Ventilar o animal, manualmente ou com bolsa de ressuscitação
- Colocar oxigênio com máscara
- Administrar antagonista apropriado
- Traqueostomia

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

#### **1.2 Parada cardíaca:**

##### a) Diagnóstico:

- Pulso ou batimento cardíaco débil ou ausente
- Mucosas cianóticas
- Tempo de retorno capilar retardado
- Extremidades frias

##### b) Causas:

- Parada respiratória
- Induzida pela droga
- Desequilíbrio ácido-básico

##### c) Tratamento:

- Não administre nenhuma droga anestésica adicional
- Assegure-se que o animal pode respirar antes de iniciar uma massagem cardíaca
- Comece uma massagem cardíaca externa. Aplique pressão firme de 40-60 ciclos/minuto sobre a área cardíaca. Um assistente deverá palpar a artéria femoral para assegurar que as massagens estão sendo bem realizadas
- Administrar 0.02 mg/Kg de solução de adrenalina 1:1000 (1 mg/ml) endovenosa ou intracardíaca e continuar com a massagem externa
- Administrar 20 ml/kg de soro Ringer lactato por via endovenosa
- Se não houver resposta rápida, repetir a administração de adrenalina a intervalos de 5 minutos.

#### **1.3 3. Hipertermia**

***\* Deve se evitar anestesiar animais em dias quentes.***

a) Diagnóstico: É considerado hipertermia quando a temperatura retal  $<37^{\circ}\text{C}$ .

##### b) Causas:

- Produção de calor interno por excesso de atividade física (contenção física)
- Absorção de calor externo (Imobilização em dias quentes)
- Comprometimento do centro regulador de temperatura pelas drogas

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- Inibição da atividade termoreguladora devido à anestesia

c) Tratamento:

- Manter o animal na sombra

- Colocar panos molhados em água fria ou bolsas de gelo sobre as axilas, virilhas e abdome do animal.

- Administrar um enema de água fria

- Administrar 20 ml/kg de solução de ringer lactato, preferivelmente fresca, por via endovenosa.

- Aferir a temperatura a cada 5-10 minutos, para determinar se ela está diminuindo. Continuar molhando o animal se a temperatura seguir alta.

### **MEDICINA PREVENTIVA (CINGULATAS E PILOSAS)**

A melhor conduta a ser tomada com os animais em cativeiro é o manejo preventivo. Os animais devem ser mantidos em recintos e manejo adequados, com uma nutrição balanceada e um bom programa de medicina preventiva. Não há indicação de nenhuma vacina para as espécies de cingulatas e pilosas. Exames coproparasitológicos e vermifugações devem ser realizados de forma rotineira, assim como uma contenção anual com um exame clínico completo, realização de exames complementares e coleta de material para armazenamento. A anotação e manutenção dos dados são também de grande importância, vide exemplo de ficha clínica em anexo. Os animais que vierem a óbito devem ser submetidos a um exame necroscópico (Miranda & Dejute, 2011, in press).

Os animais recém-chegados às instituições, assim como os possíveis candidatos de retorno à natureza, devem ser submetidos a um rigoroso programa de quarentena. A quarentena tem a função de impedir que novos patógenos sejam introduzidos na coleção ou, no caso de animais que serão liberados, que estes patógenos sejam introduzidos no ambiente (Miranda *et al*, 2007).

A quarentena deve estar fisicamente separada dos outros recintos da instituição. Deve haver uma pessoa designada para trabalhar somente nesta área, usando roupas e botas exclusivas para a quarentena. Todo o material utilizado para a limpeza da quarentena é de uso exclusivo desta sala, assim como todos os procedimentos, a alimentação e a manipulação dos animais, devem ser realizados dentro da mesma. Não se deve introduzir um novo animal até que todo o processo de quarentena seja

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

concluído. Caso haja contato com algum novo animal, a contagem do tempo deve se iniciar do zero (Miranda *et al*, 2007).

O tempo de quarentena indicado para Cingulatas e Pilosas é de 15 dias. O exame clínico deve abranger exame físico e laboratoriais do animal, aferição e observação de parâmetros fisiológicos, biometria, sexagem e pesagem. Estes exames devem ser realizados no início e no final da quarentena. Quanto aos exames laboratoriais, sugere-se realizar hemograma completo, bioquímica sérica, exame de urina, exame coproparasitológico com métodos de direto, flutuação, sedimentação e coprocultura de larvas, cultura de fezes principalmente para pesquisa de *Salmonella*, *Shigella*, *Campylobacter* e *Yersinia*, e pesquisa de ecto e hemoparasitas (Silva & Corrêa, 2007).

Pode-se realizar, ainda na quarentena, exames complementares como Raio-X do tórax para exames, principalmente do coração, e amostras de lesões de pele, se e quando houver. Exames sorológicos para os seguintes agentes infecciosos ou enfermidades podem ser realizados: *Toxoplasma gondii*, *Trypanossoma cruzi*, *Trypanossoma evansi*, Leptospirose, Parvovirose, Rotavírus, Neospora, Cinomose, *Brucella canis* e *Brucella abortus* (Miranda *et al*, 2007).

Os animais que entram no processo de quarentena só devem ser anestesiados quando tiverem condições físicas para tal. Alguns animais muito debilitados, ou provenientes de vida livre, podem não suportar o estresse de uma contenção física ou química. Nestes casos, pode-se realizar durante 15 dias apenas o exame físico visual, determinação de condição corporal, estresse, estado geral e exame coproparasitológico. E então, se o animal estiver em boas condições, realizar a contenção (Miranda *et al*, 2007). O principal problema, quando o animal é recebido de vida livre, é a sua adaptação à nova dieta. Muitos animais vêm a óbito por inanição. É de suma importância a oferta de cupins para tamanduás recém-chegados da natureza. Para as preguiças, deve-se oferecer diferentes tipos de folhas que compõe a dieta. Para os tatus, é muito importante verificar a espécie envolvida, pois cada espécie possui uma dieta apropriada.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### **BOAS PRÁTICAS EM PRIMATOLOGIA DE CAMPO**

#### **1. INTRODUÇÃO**

Os pesquisadores geralmente seguem um conjunto de princípios éticos definidos em resoluções e políticas sobre o tratamento dos primatas não-humanos na pesquisa, especialmente em estudos biomédicos no contexto de cativeiro. Por outro lado, pesquisas em ambiente natural, especialmente estudos de observação do comportamento, têm sido alvo de um menor escrutínio público e de menor regulamentação ética do que a pesquisa laboratorial. Os “3Rs” – Reposição, Redução e Refinamento – que normalmente caracterizam o bom manejo de animais usados em atividades de pesquisa e ensino, algo exigido das instituições que solicitam permissão para realizar pesquisa com primatas, geralmente têm pouco valor e relevância para estudos em campo, exceto em projetos que envolvam captura, manipulação, marcação, coleta invasiva de amostras biológicas ou experimentação.

Os estudos de primatologia em campo envolvem considerações éticas complexas, que incluem tanto os primatas não-humanos quanto as populações humanas que habitam os locais de estudo, e seu entorno. Essas considerações requerem nossa reflexão sobre os efeitos positivos e negativos da presença dos pesquisadores nestes locais (Fedigan 2010). Essa realidade exige o reconhecimento de nossa responsabilidade de respeitar o bem-estar das pessoas e dos animais e seus habitats. Ela também situa nossa responsabilidade em relação aos sujeitos de estudo no contexto das culturas locais, sociedades em geral e do ambiente global onde vivemos (Curtis & Setchell 2003; MacKinnon & Riley 2010; Malone et al. 2010).

Dessa forma, o presente texto visa estabelecer normas que promovam o desenvolvimento de pesquisas com primatas não-humanos em campo que atendam adequadamente esse cenário ético contemporâneo. Além de salientar um conjunto de questões éticas que devem ser consideradas nas pesquisas em campo, este texto destaca um conjunto de práticas que devem ser adotadas para enfrentá-las. Ele também fornece uma base para a análise de amostras biológicas por pesquisadores de laboratório que colaboram com os pesquisadores de campo, e para a escolha das práticas de pesquisa pelos pesquisadores e a avaliação de projetos e manuscritos por revisores, membros de comitê editorial, editores e financiadores. O texto visa promover a responsabilidade dos agentes envolvidos, seja como educadores, seja como cientistas no estudo, conservação e respeito das populações silvestres de primatas não-humanos, seus habitats e as populações humanas locais.

## **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Portanto, recomenda-se que a elaboração de projetos de pesquisa de campo siga uma abordagem de análise de risco (Strier 2010), que considere os impactos positivos e negativos em relação às suas dimensões éticas (MacKinnon & Riley 2010).

### **2. RESPONSABILIDADE: NÃO MALTRATE E NÃO PREJUDIQUE**

#### **a. Responsabilidades com os animais para pesquisa ou ensino**

No nível mais básico, os pesquisadores de campo têm obrigações éticas fundamentais com as espécies que estudam e as pessoas com as quais trabalham ou interagem durante o desenvolvimento de um estudo. Um objetivo primordial de um código de ética que defenda princípios de “responsabilidade” e “de não maltratar e não prejudicar” é concentrar a atenção nos animais com os quais os pesquisadores trabalham, e nas pessoas cujas vidas e culturas são afetadas por esse trabalho. Uma ponderação responsável das obrigações éticas primárias em comparação com o objetivo de obter novos conhecimentos e outras responsabilidades (e.g., frente a patrocinadores ou clientes, membros da população humana local, os animais ou o sistema ecológico estudado) pode até mesmo levar à decisão de não realizar um determinado estudo ou proposta didática, ou de interromper um projeto de ensino e/ou pesquisa em andamento. Tais obrigações éticas incluem:

- (a) evitar causar danos ou infringir a lei, entendendo que o desenvolvimento do conhecimento pode promover mudanças positivas ou negativas para os animais estudados ou as pessoas que trabalham conosco ou junto às quais trabalhamos;
- (b) garantir o bem-estar dos primatas não-humanos e humanos;
- (c) refletir sobre os possíveis benefícios e efeitos negativos da presença de pesquisadores e seus métodos de campo sobre os sujeitos do estudo, o ecossistema, a biodiversidade local e a população humana local;
- (d) avaliar se existe mesmo a necessidade de realizar coletas invasivas de amostras biológicas e de espécimes, avaliando se os resultados científicos gerados pela pesquisa apresentarão a menor intervenção possível na(s) população(ões) de primatas não-humanos, e considerando a geração de efeitos positivos para a conservação da(s) espécie(s) alvo;
- (e) buscar ativamente o aconselhamento das pessoas da área de estudo com o objetivo de estabelecer uma relação de trabalho que seja benéfica para todos os envolvidos, inclusive os primatas alvo das atividades de pesquisa e/ou ensino;

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

(f) trabalhar para a conservação de longo prazo das populações de primatas não-humanos e seus habitats. Isso deve incluir a divulgação de resultados científicos da pesquisa, mas também das ameaças específicas e dos problemas de conservação mais urgentes enfrentados pela população ou espécie de estudo.

A lista a seguir inclui as principais questões que os pesquisadores de campo e educadores em atividades de campo devem considerar durante a elaboração, implementação e disseminação de seus projetos de ensino e/ou pesquisa com primatas.

#### a. Responsabilidades com os animais com os quais os pesquisadores trabalham

Os profissionais devem respeitar as diretrizes específicas para o uso de animais desenvolvidas por organizações profissionais reconhecidas, tais como *International Primatological Society*, *American Society of Primatologists*, *American Psychological Association*, *American Society of Mammalogists*, *Animal Behavior Society/Association for the Study of Animal Behaviour*, *Society for Neuroscience*, entre tantas outras. No Brasil, as diretrizes específicas são regulamentadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), integrante do Ministério da Ciência e Tecnologia, constituindo-se em instância colegiada multidisciplinar de caráter normativo, consultivo, deliberativo e recursal. Essas diretrizes são geralmente aplicáveis à pesquisa com primatas. As considerações especiais que se aplicam ao trabalho com primatas incluem:

(a) Os profissionais devem aceitar a responsabilidade de proteger os primatas não-humanos, e essa responsabilidade deve ser evidente no tratamento e em protocolos de ensino e/ou pesquisa em campo, laboratório e outros ambientes. Os pesquisadores podem e devem ser os principais defensores do tratamento humano dos primatas e da sua conservação.

(b) Os profissionais devem aceitar a obrigação de respeitar as regulamentações internacionais, federais, estaduais e municipais relevantes sobre o bem-estar dos animais.

(c) Os profissionais devem consultar as políticas da Organização Mundial da Saúde (OMS) sobre o uso de primatas na pesquisa biomédica. Indivíduos de espécies ameaçadas não devem ser coletados em ambiente natural para uso em pesquisa biomédica, exceto se a pesquisa apresentar potencial para melhorar a saúde e a conservação das próprias espécies. Considerando que espécies na categoria “Menos Preocupante” da IUCN podem se tornar ameaçadas no futuro, a decisão de coletar indivíduos de espécies atualmente categorizadas nos níveis mais baixos de risco para uso na pesquisa biomédica deveria ser considerada cuidadosamente em relação a alternativas, vantagens e desvantagens, e todas as regulamentações internacionais, federais, estaduais e municipais relevantes sobre o bem-estar dos

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

animais.

(d) Em todos os casos, os benefícios potenciais de qualquer pesquisa devem ser avaliados em relação aos potenciais riscos aos primatas não-humanos objeto do estudo. O sacrifício de primatas silvestres para coletar dados biomédicos, genéticos, fisiológicos ou outra informação, deve ser evitado. Essa recomendação deve ser seguida quando existirem outros métodos de coleta de dados, mesmo aqueles com maior custo financeiro, logístico ou mais demorados. Se a coleta for considerada necessária, após a avaliação cuidadosa de todas as alternativas possíveis e de acordo com as regulamentações nacionais e institucionais, é indispensável que essa se restrinja ao menor número possível de indivíduos para garantir a validade da pesquisa. Há um debate atual sobre a coleta de espécimes-tipo para a identificação taxonômica de populações. Embora alternativas devam ser sempre consideradas, a coleta de *vouchers* é fundamental em alguns casos (Clemann et al. 2014; Krell & Wheeler 2014; Minter et al. 2014; Rocha et al. 2014; Dubois 2017; Gutiérrez & Pine 2017; Hope et al. 2018), e decisões e estratégias de conservação podem ser prejudicadas se baseadas num conhecimento limitado acerca da taxonomia, ocorrência e distribuição das espécies. No entanto, cada decisão acerca da coleta de *vouchers* para o estudo com primatas deve ser considerada de acordo com o contexto do estudo, a região, os estudos precedentes com a população em questão, quando for o caso, etc. Este tópico será mais detalhado adiante, na seção 7 “Diretrizes e conduta para a coleta de espécimes”.

(e) A captura e outras formas de manipulação de primatas não-humanos em ambiente natural também requerem uma avaliação cuidadosa e o respeito aos costumes locais e às regulamentações municipais, estaduais, nacionais e internacionais (Jolly et al. 2011).

(f) Os custos e benefícios de habituar grupos de primatas não-humanos que vivem no interior de unidades de conservação e de outras áreas protegidas, onde a probabilidade de contato com a população humana local é relativamente baixa (exceção pode ser dada às unidades de conservação de uso sustentável), devem ser comparados aos custos e benefícios de habituar grupos que vivem mais próximos do ser humano.

(g) Coleta não-invasiva, ou minimamente invasiva, de amostras deve ser usada sempre que possível. A decisão de conduzir amostragem invasiva ou letal deve ser embasada por publicação ou relatório científico, e justificada no que se refere aos impactos positivos para a conservação das espécies estudadas.

(h) O número de indivíduos usados em qualquer procedimento que envolva captura, amostragem invasiva, manutenção em cativeiro, marcação com colares ou outros métodos, uso de equipamento

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

de rádio telemetria ou coleta com objetivo taxonômico, quando absolutamente necessário, deve ser o menor possível que permita a obtenção de resultados de pesquisa válidos e aplicáveis para a conservação.

(i) O estresse e o sofrimento animal devem ser mantidos no menor nível possível em todos esses procedimentos. Os pesquisadores que capturarem ou manipularem primatas silvestres deverão empregar procedimentos que evitem ou minimizem a dor e o desconforto em todas as etapas do processo. Eles também devem desenvolver um plano criterioso e cuidadoso de ação ou intervenção no caso de um animal ferido necessitar de cuidado veterinário ou eutanásia. A captura deveria ser usada apenas quando não há outro método menos invasivo para obter as informações ou amostras biológicas necessárias. Se a captura não puder ser evitada, os pesquisadores devem minimizar o contato direto com os primatas e usar protocolos validados para prevenir a transmissão bidirecional de doenças, além de possuir recursos humanos, logísticos e instrumentais para solucionar quaisquer situações de emergência. Os animais de estudo devem ser expostos ao menor número de pesquisadores possível.

(j) Os estudos que envolverem experimentos de campo, tais como *playback* de vocalizações, modelos de predadores, tarefas de resolução de problemas ou outras manipulações, devem minimizar os riscos aos animais (Cuthill 1991). A pesquisa experimental de campo deve adotar protocolos experimentais minimamente perturbadores, que resultem em novos conhecimentos e, quando possível, serem conduzidos com espécies que não estejam ameaçadas de extinção.

#### **b. Responsabilidades com o ecossistema onde os animais vivem**

Os profissionais devem considerar cuidadosamente as consequências de sua presença e de suas atividades de pesquisa e/ou ensino com os animais e seu ambiente. Em atividades em que os animais estão cativos este cuidado deve incluir o conhecimento sobre a história natural da espécie para, quando necessário, melhorar o manejo e enriquecer o ambiente destes animais, porque o seu bem-estar físico e psicológico são essenciais para a saúde do animal e a validade dos resultados da atividade de ensino e/ou pesquisa. Já no caso de estudos de campo, estes podem resultar em consequências potencialmente negativas para os sujeitos do estudo e seu ambiente, incluindo a transmissão de doenças, a introdução de lixo e outros resíduos da atividade humana, os efeitos da abertura de trilhas e do tráfego de pessoas sobre a vegetação, a influência da presença de observadores humanos, a habituação e a suplementação alimentar dos animais, que podem aumentar

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

o seu risco à caça (Goldberg 2008; Köndgen et al. 2008; Pusey et al. 2008; Walsh 2008; Fedigan 2010; Strier 2010; Bezanson et al. 2013; Gruen et al. 2013). O corte de vegetação para a abertura de trilhas, especialmente de árvores adultas, deve ser minimizado, bem como práticas para reduzir a erosão do solo nas trilhas devem ser adotadas. Materiais biodegradáveis devem ser usados para marcar trilhas e árvores, especialmente naqueles casos nos quais o pesquisador não planeja continuar a pesquisa por longos períodos. Nesses casos, o pesquisador deve incluir a remoção das marcações após a conclusão da pesquisa. Os pesquisadores devem considerar as diferentes implicações de estudos de curto-prazo em relação aos de longo-prazo, em suas respectivas áreas de estudo. Ambos os modelos possuem custos e benefícios. A presença quase constante de pesquisadores em projetos de longo-prazo faz com que alguns macacos não saibam o que é viver sem a presença de observadores humanos. Os pesquisadores precisam estar cientes dessa pegada ecológica (Strier 2010). Porém, essa presença quase constante de pesquisadores pode resultar em um aumento na proteção dos primatas contra a caça, dessa forma superando os custos potenciais da pegada ecológica. O mesmo ocorre em relação à predação por predadores silvestres, pois esses tendem a evitar a aproximação de humanos.

#### **c. Responsabilidades com as pessoas cujas vidas e culturas são afetadas pela atividade**

O ambiente atual das atividades de ensino e pesquisas de campo representa uma paisagem de complexidade crescente para o desafio de compatibilizar as necessidades dos primatas não-humanos com as necessidades e interesses humanos. A habilidade de integração no contexto cultural local é um fator geralmente essencial para o sucesso de pesquisas de campo em primatologia (MacKinnon & Riley 2013). Os pesquisadores de campo devem reconhecer que existem muitos conhecimentos da cultura tradicional local e regional que podem auxiliar a melhorar o desenvolvimento e os resultados da pesquisa para aprender. Algumas tradições locais podem ter efeitos positivos na sobrevivência dos primatas não-humanos e das florestas das quais estes dependem. Além disso, antes de ir a campo ou logo após a chegada em campo, é aconselhável conhecer como os membros das culturas e populações humanas locais percebem e tratam as diferentes espécies de primatas não-humanos – por exemplo, como ancestrais a serem respeitadas, ou como pragas que atacam as culturas agrícolas a serem eliminadas. Por fim, é essencial explicar a importância do estudo e os detalhes do projeto para as populações locais antes do início da atividade de ensino e/ou pesquisa, pois elas são importantes mandatárias do sucesso do produto dos projetos a serem executados. Dentre as responsabilidades atribuídas aos profissionais em campo, destaca-se:

(a) Os profissionais devem pensar cuidadosamente sobre os possíveis impactos negativos dos

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

resultados científicos sobre o bem-estar das populações humanas locais ao conduzir e divulgar a pesquisa. Os profissionais de campo devem se informar antecipadamente se os anfitriões e informantes desejam permanecer anônimos ou serem publicamente reconhecidos, e respeitar tais desejos.

(b) Os profissionais de campo devem obter o Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (TCLE) se a atividade de ensino e/ou pesquisa envolver sujeitos humanos (i.e., uma pessoa sobre a qual o pesquisador obtém informação via intervenção ou interação ou o uso de dados pessoais identificáveis). A legislação brasileira regulamenta esse aspecto e exige que as universidades e institutos de pesquisa nacionais possuam Comitês de Ética em Pesquisa para avaliar essa dimensão dos estudos que envolvem seres humanos (Resolução CNS 466/2012, item VII). Os protocolos de solicitação de permissão para desenvolver tais pesquisas requerem que os pesquisadores avaliem cuidadosamente os aspectos operacionais dos estudos propostos, os seus riscos potenciais aos participantes e os meios para mitigá-los, assim como a comprovação da existência prévia ou do compromisso de obtenção dos TCLEs. A amplitude do TCLE dependerá da natureza do projeto e do tipo de dados pessoais a serem obtidos, bem como de possíveis regulamentações estaduais, municipais ou institucionais porventura mais restritivas do que a regulamentação brasileira. Além disso, vale ressaltar, que o processo de consentimento informado é dinâmico e contínuo; ou seja, ele deve ter início na concepção do projeto e continuar durante toda a sua implementação por meio do diálogo e negociação permanentes entre as partes envolvidas, se necessário. Os pesquisadores devem esclarecer aos participantes da pesquisa os possíveis impactos das diferentes escolhas ou informações fornecidas (por exemplo, informação autoincriminatória de caçadores que capturam ou matam primatas ilegalmente, imagens de armadilhas fotográficas que podem ser usadas para envergonhar ou perseguir membros das populações locais), e deixar claro que a confidencialidade pode não ser garantida em algumas situações, a despeito do esforço do pesquisador.

(c) Os profissionais de campo que estabelecem vínculos fortes e duradouros (i.e. alianças) com informantes, assistentes ou anfitriões devem respeitar as obrigações de franqueza e consentimento informado e, simultaneamente, negociar cuidadosa e respeitosamente os limites do relacionamento.

(d) Apesar de os profissionais de campo terem ganhos pessoais oriundos de seus estudos, esses ganhos não devem resultar da exploração de pessoas, grupos, animais ou materiais culturais e biológicos. Eles devem reconhecer sua dívida com as sociedades com as quais trabalham e sua obrigação de retribuir seus anfitriões de maneira adequada, que reflita as expectativas e regulamentações das populações envolvidas. Essa reciprocidade deve incluir, desde que consentidas pela comunidade em geral e suas

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

lideranças, apresentações sobre conservação da biodiversidade, voltadas para as audiências infantil e da 3ª idade (Dolins et al. 2010; Kuhar et al. 2010), ou esforços sinceros de apoiar o ingresso de membros colaboradores locais em suas universidades e instituições.

(e) A caça de subsistência é recorrente em algumas regiões do Brasil. Esse é o caso, por exemplo, da Amazônia, onde a carne de caça pode representar uma importante fonte de proteína para populações que vivem em áreas mais remotas. Embora muitos pesquisadores não aprovem a caça, mesmo nessas situações, do ponto de vista da ética conservacionista eles não devem difamar essas práticas ancestrais e culturais legítimas. Difamá-las normalmente não é a melhor abordagem de colaborar com as populações locais ou de compartilhar e aprender os respectivos valores das culturas. Contudo, o pesquisador deve estudar se essas práticas são sustentáveis e identificar mecanismos para reduzir a pressão de caça e promover a conservação em longo-prazo das populações de primatas afetadas.

### **3. AUTORIZAÇÕES E LICENÇAS**

O planejamento de pesquisas científicas e/ou atividades de ensino envolvendo coleta de material biológico de primatas, e/ou *vouchers* para depósito em coleções científicas requer, necessariamente, a submissão do respectivo projeto para análise técnico-científica e ética. O descumprimento desta etapa implica em penalidades previstas em Lei.

No Brasil, qualquer pesquisa ou atividade didática envolvendo captura e coleta de primatas precisa ser autorizada pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (Sisbio), administrado pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio). Todos os instrumentos legais, referentes às atividades de pesquisa e didáticas que envolvem o uso dos recursos naturais e o acesso às unidades de conservação federais, são regulamentados em normas estabelecidas pela Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014. O Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Primatas Brasileiros (CPB) é um dos 14 centros de pesquisa do ICMBio, e tem entre suas atribuições analisar solicitações e emitir autorizações para atividades com finalidade científica ou didática envolvendo primatas brasileiros. Além disso, o CPB coordena o planejamento estratégico para a conservação dos primatas brasileiros, incluindo a avaliação do estado de conservação das espécies e a elaboração e implementação dos Planos de Ação Nacional para a conservação dos *taxa* ameaçados de extinção. É de atribuição do CPB, portanto, a análise do cumprimento de normas estabelecidas pela Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014, bem como dos possíveis impactos sobre as populações de primatas, de todas as atividades (científicas ou didáticas) que envolvam captura, manipulação, marcação, coleta

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

invasiva de amostras biológicas, experimentação e manejo de primatas, realizadas ou não em unidades de conservação (UCs). Porém, a autorização ou não das atividades em UCs federais também se obtém por intermédio do Sisbio. Nos casos em que as atividades sejam realizadas em UCs das esferas estadual, municipal ou de propriedade privada (Reserva Particular do Patrimônio Natural), é necessário também, além da autorização Sisbio, se obter autorização dos respectivos órgãos gestores.

Além da autorização emitida pelo Sisbio, toda atividade envolvendo primatas no que se refere à ensino e pesquisa científica, incluindo criação, utilização, manipulação e eutanásia deverá, necessariamente, ter aprovação da Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA). É obrigação de toda instituição de ensino e/ou pesquisa em território nacional, que utilize primatas e outros vertebrados, requerer o credenciamento da CEUA junto ao Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), de acordo com o disposto na Lei Federal 11.794, de 8 de outubro de 2008.

A maioria dos periódicos científicos e muitas agências financiadoras de pesquisas exigem, além da autorização emitida pelo Sisbio, o número do parecer emitido pela CEUA. Este protocolo visa garantir que a pesquisa seja planejada e executada em acordo com a legislação vigente e dentro de procedimentos éticos aceitáveis, assegurando o bem-estar e o menor impacto possível em indivíduos e populações de primatas. É recomendado, portanto, que a equipe responsável pela pesquisa reflita sobre os efeitos positivos e negativos do trabalho, incluindo os métodos aplicados aos sujeitos da pesquisa, ao ecossistema, à biodiversidade e à população humana local. É de responsabilidade dos pesquisadores, e da instituição à qual a pesquisa é designada, informar da forma mais clara e objetiva possível para a CEUA, toda e qualquer circunstância que tenha implicações éticas na execução do trabalho.

#### **4. DIRETRIZES E CONDUTA PARA OBSERVAÇÃO EM CAMPO**

Pesquisas e atividades didáticas de campo com primatas envolvem uma série de métodos e protocolos que são determinados pelo profissional, e a escolha das melhores práticas depende das perguntas que se pretende responder, do grupo taxonômico e do ambiente onde a espécie está inserida. Para reduzir possíveis impactos na população de primatas e em seu ambiente, uma série de condições com implicações éticas deve ser levada em consideração.

O protocolo de amostragem deve considerar os objetivos da pesquisa, sendo compatível à extensão das escalas espacial e temporal do estudo, bem como o número de espécies, grupos ou indivíduos amostrados. O bem-estar dos animais, e o menor impacto possível sobre eles devem ser sempre

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

priorizados durante o planejamento e a execução da atividade. Se possível, o pesquisador deve optar por métodos menos invasivos como alternativa para minimizar possíveis impactos no grupo dos objetos de estudo.

Diversos métodos são conhecidos e aplicados mundialmente em pesquisas não-invasivas com primatas (i.e. quando há coleta de dados sistemáticos e que não requerem contato físico com os animais). Especialmente para primatas de vida livre, a coleta de dados comportamentais e ecológicos geralmente depende de um processo de habituação dos primatas à presença de pessoas. Isso significa que um tempo extra, precedente ao início da pesquisa, deve ser empregado para acostumar os primatas à presença de pessoas, até que eles ignorem essa presença e não apresentem sinais de medo ou comportamento de fuga. Para primatas africanos não expostos à atividade de caça, o tempo para habituação varia de uma semana (bushbabies: *Galago* spp.) até cinco anos (bonobos, chimpanzés e gorilas: *Pan paniscus*, *Pan troglodytes* e *Gorilla gorilla*, respectivamente) (Williamson & Feistner 2003). Embora não haja um estudo comparativo demonstrando o tempo de habituação para primatas neotropicais, a habituação da maioria das espécies pode durar de poucas semanas até um ano. Uma vez que várias espécies de primatas podem reconhecer faces humanas, é altamente recomendável que, ao menos durante os estágios iniciais do processo de habituação, o trabalho seja conduzido pelas mesmas pessoas. Para assegurar a mínima intervenção de pesquisadores em seus hábitos, deve ser observada uma série de recomendações visando o menor impacto possível:

- (a) Manter uma atitude discreta, evitando ruídos e usando roupas conspícuas;
- (b) A visibilidade dos primatas pode variar de acordo com o tipo de terreno, altura e densidade da vegetação. Dentro do possível, deve ser mantida uma distância mínima dos animais, utilizando binóculos para manter contato visual e registrar o comportamento;
- (c) Não falar alto e não gesticular bruscamente. No caso do uso de gravadores para registro de informações, usar tom de voz baixo;
- (d) Uma vez que muitas espécies de primatas são suscetíveis a diversas doenças que afligem o ser humano, qualquer risco de transmissão deve ser evitado. Desta forma, deve-se evitar qualquer trabalho de habituação ou de coleta sistemática de dados quando constatadas doenças infecto-contagiosas nos observadores;
- (e) Recolher qualquer tipo de resto de material de pesquisa ou ensino (ex. fitas de marcação) e alimentos consumidos durante o trabalho.

Detalhes sobre conduta de pesquisadores, escolha da área e de grupos de estudo, utilização de sistema

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

de trilhas, fatores que afetam a habituação e implicações éticas podem ser consultadas no capítulo “Habituating primates: processes, techniques, variables and ethics” (Williamson & Feistner 2003).

Há uma ampla variedade de métodos e protocolos utilizados em pesquisas de campo e ensino da primatologia no Brasil e no mundo, quando o primata é o alvo de interesse para observação ou quando o alvo é o ambiente onde ele está inserido. Uma série de práticas e condutas são recomendáveis de acordo com cada método, devendo ser consideradas antes do início de qualquer atividade de ensino e/ou pesquisa com primatas:

a- Dados comportamentais: os métodos de coleta de dados comportamentais mais amplamente utilizados por primatólogos em todo mundo, tanto em cativeiro como para animais de vida livre, consistem em observações repetidas em intervalos pré-estabelecidos. Tais métodos visam registrar o comportamento de vários ou todos os indivíduos do grupo social (amostragem de varredura) ou de um único indivíduo (animal-focal) (Altmann 1974). Para a coleta de dados sistemáticos de comportamento, o mesmo protocolo do processo de habituação deve ser seguido. Considerando-se a necessidade do registro de comportamentos em intervalos pré-estabelecidos, o pesquisador deve locomover-se em meio à vegetação da forma mais discreta possível, evitando movimentos bruscos que possam assustar os animais. O uso de binóculos com lentes de qualidade é imprescindível para garantir a boa visualização dos animais, assegurando que o dado comportamental seja registrado satisfatoriamente, mantendo distância dos primatas. Embora não haja um consenso sobre a distância mínima adequada entre primatas e seus observadores humanos, uma vez que a visibilidade depende do tipo de vegetação e do comportamento da espécie, deve ser considerado que movimentos bruscos de afastamento ou emissão de vocalização de alarme são indicativos de que os observadores devem se afastar do indivíduo ou do grupo de primatas sob observação.

b- Levantamentos populacionais: levantamentos populacionais consistem basicamente no emprego de censos, cujo método de amostragem de distâncias é o mais amplamente utilizado (Buckland et al. 1993; Buckland et al. 2001). Em geral, o método é aplicado em estudos focados em conservação, uma vez que é capaz de estimar o tamanho populacional das espécies e, em casos de monitoramento de longo prazo, demonstrar a flutuação da população ao longo do tempo, indicando seu declínio, aumento ou estabilidade (Peres 1999; Paim et al. no prelo). Tais parâmetros servem como base para a avaliação do estado de conservação das espécies, como a da União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN 2012). O método consiste em percorrer trilhas pré-estabelecidas de forma uni- ou bidirecional com o objetivo de avistar e registrar primatas e coletar dados sistemáticos, como medição da trilha até o primeiro animal avistado ou o centro do grupo, número de indivíduos, entre outras

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

variáveis pertinentes ao projeto. Uma vez que a atitude discreta e o deslocamento de forma lenta e silenciosa (~1 km/h) é uma premissa do método, já que os dados devem ser coletados na posição inicial do animal e antes do movimento de fuga, possíveis impactos ou distúrbios para os primatas são provavelmente mínimos. Ainda assim, é recomendável que as etapas de medição e contagem dos indivíduos sejam realizadas da forma mais discreta possível. Por outro lado, as etapas prévias que antecedem a coleta de dados em trilhas são mais preocupantes em relação aos possíveis distúrbios aos animais. As trilhas utilizadas pelos pesquisadores podem ser previamente existentes, sendo já usadas pela população humana local, ou por pesquisas anteriores. Pode existir, no entanto, a necessidade de instalação de novas trilhas para o estudo, as quais são geralmente selecionadas de forma aleatória na área de interesse. Ruídos e movimentos bruscos gerados durante tal processo são praticamente inevitáveis e podem afugentar os primatas durante algum tempo da região. Recomenda-se que a instalação das trilhas seja realizada da forma mais breve possível e que seja removida vegetação somente do espaço suficiente para uma pessoa passar sem dificuldade. Árvores de grande porte e espécies frutíferas, que podem ser uma fonte potencial de recurso alimentar para primatas, não devem ser removidas. Para evitar viés nos dados, é recomendado que a coleta sistemática seja realizada uma semana após a abertura e manutenção das trilhas. A literatura abordando o tema é vasta. Sugere-se a leitura do capítulo “Survey and census methods: population distribution and density” (Ross & Reeve 2003), que apresenta informações detalhadas sobre o planejamento, a execução e a análise de dados de amostragem de distâncias.

c- Gravação de vocalizações e *playback*: equipamentos de áudio para gravação ou reprodução de vocalizações de primatas são úteis para uma ampla variedade de estudos comportamentais, taxonômicos e populacionais. Parâmetros bioacústicos podem contribuir significativamente para a compreensão das relações taxonômicas em nível de espécie, pois podem ser tão característicos quanto os aspectos morfológicos, anatômicos ou bioquímicos (Sick 1979; Vielliard 1996). Os primeiros estudos abordando análises bioacústicas em primatas estavam focados na definição do repertório vocal das espécies, que, além de serem úteis para a análise comportamental, poderiam ser aplicados em diversas pesquisas. A análise de parâmetros de vocalizações de espécies filogeneticamente próximas pode auxiliar na elucidação de questões em taxonomia ou biogeografia, sendo uma importante ferramenta especialmente em estudos que incluem espécies ameaçadas (Paim & Queiroz 2009). Para estudos populacionais, o uso de *playback* pode ser aplicado em conjunto com o método de amostragem de distâncias, uma vez que essa associação pode auxiliar na detecção de grupos inteiros, especialmente daquelas espécies que vivem em grupos sociais pequenos, como *Callicebus* spp. e *Alouatta* spp. (Salcedo et al. 2014; Gestich et al. 2017). Entretanto, é preciso avaliar se a espécie alvo de estudo

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

responde ao estímulo antes da tomada de decisão pelo uso de métodos envolvendo *playback*. O macaco-prego-do-peito-amarelo (*Cebus xanthosternos*), por exemplo, não responde aos chamados de *playback* (Kierulff et al. 2004). Para a aplicação de tais métodos, desta disponível atualmente uma ampla variedade de equipamentos, incluindo gravadores, microfones e reprodutores de som. A capacidade do equipamento em registrar as informações necessárias deve ser levada em consideração na escolha da marca e do modelo mais adequados. Especialmente para o uso de *playback*, é recomendado que o equipamento seja usado com bom senso e moderação, seguindo-se alguns cuidados:

- (a) Para a gravação de vocalizações, aproximar-se a uma distância máxima de 20 m e direcionar o microfone para o animal que estiver vocalizando. É importante salientar que microfones direcionais com alta capacidade e qualidade de registros estão disponíveis no mercado;
- (b) Para o uso de *playbacks*, manter distância mínima de 100 m dos animais no momento da emissão das vocalizações, não exagerando no volume e reproduzindo os sons em intervalos de, pelo menos, cinco minutos;
- (c) Evitar utilizar *playbacks* durante o período de cópulas ou de fêmeas em período de lactação;
- (d) Evitar o uso de *playbacks* em dias consecutivos. Recomenda-se um intervalo mínimo de três dias para que o método seja aplicado na mesma área;
- (e) Ao constatar sinais de fuga ou medo por parte dos animais, parar imediatamente a emissão de sons.

d- Estudos envolvendo a ceva dos primatas: cevar (prover alimentos) os primatas para facilitar a sua captura (ver 5a, abaixo), acostamá-los a visitar estações de ceva (de oferta de alimentos), entre outros objetivos, é uma estratégia comum na Primatologia. Tais estudos devem fornecer alimentos *in natura* e sem excesso, para evitar o consumo de substâncias e/ou quantidades potencialmente prejudiciais à saúde dos primatas. Também se deve evitar que os primatas se tornem dependentes do alimento fornecido e parem de seguir a sua rotina diária normal. A duração do período de ceva também deve levar em consideração o risco desse processo aumentar o sucesso reprodutivo da espécie acima da capacidade de suporte do ambiente. Por fim, há necessidade de prever um período após o final da coleta de dados no qual o alimento fornecido seja sistematicamente reduzido, visando extinguir o hábito dos primatas de visitar o(s) local(is) de ceva em busca do alimento.

e- Métodos em ecologia florestal: questões focadas em ecologia florestal são de interesse de primatólogos, uma vez que estas ajudam a elucidar padrões de distribuição geográfica, uso do habitat,

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

ecologia alimentar, uso medicinal de plantas, entre outros aspectos. Desta forma, muitos estudos requerem amostragem do ambiente onde os primatas estão inseridos, seja em áreas contínuas ou fragmentadas, dentro ou fora de unidades de conservação. A abertura de parcelas botânicas para levantamentos florísticos, instalação de coletores para análise de biomassa e fenologia estão entre os métodos mais comumente empregados por primatólogos em campo. O número de parcelas ou unidades amostrais instaladas deverá ser suficiente para responder às perguntas de interesse. Testes estatísticos podem ser empregados para determinar a suficiência amostral. Uma vez que a instalação de parcelas e unidades amostrais, bem como seu monitoramento, implicam na geração de ruído e movimentos bruscos da equipe, deve-se considerar o menor número possível destas unidades. Pesquisas de curto prazo podem utilizar materiais biodegradáveis para a marcação de árvores ou outros pontos amostrais. Como alternativa, o material de marcação pode ser recolhido ao final da pesquisa. Pesquisas de longo prazo podem usar materiais permanentes, como placas e pregos de alumínio, que devem estar devidamente e fortemente fixados no substrato, de forma a garantir que os primatas não removam as marcações. É altamente recomendável que os pesquisadores se certifiquem da presença de primatas na área antes do início do trabalho, para que as perturbações decorrentes da implementação do método não causem impactos negativos nos grupos da região. Informações mais detalhadas sobre métodos, amostragem e diferentes equipamentos utilizados em questões de ecologia florestal aplicadas em estudos com primatas podem ser consultadas no capítulo “Habitat description and phenology” (Ganzhorn 2003).

#### **5. DIRETRIZES E CONDUTA PARA A CAPTURA DE ANIMAIS DE VIDA LIVRE**

A captura de primatas de vida livre é uma das atividades mais desafiadoras na área de Primatologia, uma vez que pode incluir longos períodos de ceva, complexa logística em campo e equipe qualificada. Dados provenientes de capturas são de extrema relevância para a obtenção de material biológico e medidas morfométricas, necessários para trabalhos que envolvem saúde e epidemiologia, comportamento, ecologia, genética e monitoramento. Para o sucesso da atividade e para garantir o bem-estar dos animais, é imprescindível que a equipe siga minuciosamente o protocolo de pesquisa aprovada pelo Sisbio e pela CEUA, que deve seguir algumas recomendações:

- a) Ceva: para capturas passivas, o período de ceva pode ser imprescindível para a habituação dos primatas às plataformas e às armadilhas. O tempo dedicado a esta etapa da captura é variável entre espécies, podendo variar de quinze dias a seis meses. Recomenda-se que as plataformas sejam construídas da forma mais discreta possível, e instaladas na altura em que os animais

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

costumam se deslocar. Armadilhas que são acionadas por contato, como as do modelo *Tomahawk*, devem ter suas portas travadas durante todo o período da ceva, para que não fechem acidentalmente e assim venham a ferir os animais. As iscas devem ser compostas por itens usuais da dieta, como frutas frescas e invertebrados. Para evitar quaisquer tipos de contaminação, recomenda-se o uso de luvas descartáveis durante a manipulação das frutas.

- b) Escolha das armadilhas: a escolha da armadilha depende do comportamento e do tamanho da espécie. Para espécies de pequeno porte, como calitriquídeos, as armadilhas mais eficientes são compostas por gatilho manual, como proposto por Encarnación et al. (1990) e Watsa et al. (2015). Para a decisão da distância entre a plataforma e a tocaia, devem ser levadas em consideração a boa visualização da armadilha pelo pesquisador, mas distante o suficiente para não gerar medo nos animais. Para espécies de médio porte, como cebídeos, armadilhas de modelo *Tomahawk* são eficientes e seguras. O modelo escolhido deve ser de tamanho suficiente para que o animal fique preso e consiga se movimentar sem dificuldade. Armadilhas com 40 x 40 x 70 cm (largura, altura e comprimento) são ideais para *Saimiri* spp., *Cebus* spp. e *Sapajus* spp. (Paim & Rabelo 2015). Como o fechamento da armadilha ocorre devido ao contato do animal com a mesma, recomenda-se que as plataformas sejam vistoriadas a cada 3 h, evitando-se que os animais fiquem presos por longos períodos de tempo.
- c) Captura com uso de dardos: algumas espécies, devido ao comportamento e tamanho, não entram usualmente em armadilhas, sendo o método de busca ativa e uso de dardos anestésicos o mais indicado. Esse é o caso dos atelídeos (Thorington et al. 1979; Rodríguez-Luna & Cortés-Ortiz 1994; Karesh et al. 1998). A projeção do dardo pode ser realizada com zarabatanas, pistolas ou rifles. Para primatas de grande porte, especialmente aqueles que ocupam os estratos superiores da floresta, o mais indicado é a injeção de dardos com auxílio de rifle com propulsão à base de CO<sub>2</sub> comprimido e injeção com butano, sendo mais moderno e silencioso. O tipo de droga e a dosagem variam de acordo com o peso do animal, devendo ser observados protocolos estabelecidos, como o recomendado pelo Ministério da Saúde (2017) e, no caso das espécies ameaçadas, aqueles definidos pelos Planos de Ação Nacional coordenados pelo ICMBio.
- d) Anestesia e colheita de material biológico: os procedimentos de anestesia, e preferencialmente também de colheita de material biológico, devem ser conduzidos por um veterinário com experiência em primatas e seguir o protocolo apresentado ao Sisbio e à CEUA. O volume de sangue coletado deve ser cuidadosamente observado e adequado ao peso do

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

animal, especialmente de fêmeas, uma vez que existe a possibilidade de gravidez, e de juvenis. A colheita de sangue, especialmente para primatas de pequeno porte, cujo calibre de veias e artérias é muito pequeno, deve ser conduzida por um veterinário experiente (Verona & Pissinatti 2014). Outros materiais biológicos, como pelos, urina, fezes, ectoparasitos, sêmen e secreções devem ser coletados seguindo os protocolos estabelecidos pelos laboratórios que realizarão tais análises, e com aprovação prévia do Sisbio e da CEUA. Durante todo o procedimento de colheita de materiais biológicos, os sinais vitais do animal deverão ser monitorados por um veterinário. Após a finalização do protocolo, o animal deverá permanecer em repouso em ambiente confinado e distante do movimento da equipe de pesquisa até a completa recuperação de suas atividades, para então ser liberado no mesmo local de captura.

- e) **Marcação artificial:** algumas pesquisas exigem a marcação temporária ou definitiva dos animais, especialmente as que tem foco em comportamento e necessitam do reconhecimento dos animais em nível sexo-etário ou mesmo individual. Diversos métodos de marcação têm sido empregados em primatas, como tatuagem, tintura, colares e microchip, cuja escolha depende do tipo de dado que se pretende coletar e da duração do projeto. Recomenda-se que o animal esteja anestesiado para que seja realizada a marcação (Neto 2014).
- i) **Tatuagem:** é um método permanente de marcação que consiste em tatuar um código específico para cada animal (letras, números ou a combinação de ambos), geralmente realizado na face interna da coxa, após tricotomia. Por ser uma região de difícil visualização em animais durante atividades na copa das árvores, alternativamente, quando necessário, deve-se optar pelo uso de marcações temporárias como tinturas ou tricotomia de pelos, ou colares, conforme descrito abaixo.
  - ii) **Tricotomia e tintura:** ambos os métodos são temporários e pouco invasivos, sendo possível avistar os animais a curtas ou médias distâncias. Por essas razões são recomendados em estudos de curto prazo e que não necessitem de recaptura ou que a recaptura seja possível. A tricotomia consiste em raspar uma parte do pelo da cauda e/ou dos membros. Para tanto, é necessária a criação de códigos/padrões individuais. A tintura consiste no mesmo princípio da tricotomia, utilizando-se tintas para coloração de cabelos em humanos, sendo possível criar códigos com cores, tanto nos membros como na cauda do primata. Cuidado deve ser tomado para verificar se a espécie não tem seu sistema de reconhecimento de conspecíficos e de membros do mesmo grupo ou família, baseado na coloração da pelagem. Neste caso, não é

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

recomendável a aplicação de tinta de pelos.

- iii) Colares: o uso de colares de contas é uma alternativa mais definitiva e pode substituir a tricotomia ou tinta. O colar é preso no pescoço do animal, sendo disponibilizado para cada indivíduo um código baseado em formas e/ou cores das contas. O colar deve ser fixado de forma firme e justa ao pescoço (porém com uma folga para não estrangulá-lo no presente ou no futuro, se o primata for marcado antes de atingir o tamanho adulto), o suficiente para o animal não conseguir retirá-lo ou colocá-lo na boca, e para que o mesmo não corra o risco de ficar preso em galhos. Também deve ser leve para não atrapalhar em sua locomoção e alimentação. A desvantagem do método é que é indicado principalmente para indivíduos adultos, uma vez que filhotes e juvenis poderão ser estrangulados durante o crescimento se o cuidado acima não for realizado ou se ele não for efetivo.
- iv) Microchips: são úteis em pesquisas em que haja possibilidade e/ou necessidade de recaptura, normalmente para monitoramento de parâmetros biológicos. Os microchips são inseridos subcutaneamente na região interescapular e apresentam um código único que pode ser lido apenas com um leitor específico. Para primatas neotropicais, recomenda-se o tamanho de 2 mm de diâmetro e 10 mm de comprimento. Existem diversos modelos disponíveis, mas recomenda-se o uso dos que são apresentados em embalagens individuais esterilizadas, e com aplicador próprio descartável.
- f) Uso de radiotransmissores: o uso de radiotransmissores gera informações sobre localização e movimentação de animais, permitindo a identificação do uso da área, de rotas de vida e para fins de monitoramento. Estes podem ser utilizados na forma de colar fixo no pescoço do animal, devendo-se ter os mesmos cuidados que para os colares de contas, não deixando apertado ou frouxo demais, para não provocar injúrias ou até mesmo o óbito do animal, nem correr o risco de perda do equipamento. Por estas razões, o uso de colares é indicado somente para indivíduos adultos. Outra forma de se utilizar radiotransmissores em primatas é na forma de “mochila”, com fixação pelos membros anteriores e peito do animal. O impacto do equipamento no indivíduo sempre deve ser considerado, e o número de espécimes que recebem o equipamento deve ser minimizado. Há uma série de modelos com diferentes capacidades, aplicações e custos disponíveis no mercado. O tamanho corporal da espécie é fator determinante para a escolha do equipamento, sendo que o peso do colar não pode afetar

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

qualquer atividade do animal. Colares com transmissão de sinal VHF/UHF requerem o uso de uma antena e de um transmissor, necessitando, portanto, da presença do pesquisador em campo para registro dos dados. Atualmente, há disponíveis colares com transmissores que emitem sinal GPS, não necessitando da presença constante do pesquisador em campo. Devido ao peso da bateria, esses colares podem ser pesados demais para muitas espécies de primatas neotropicais, que possuem baixo peso corporal. Considerando que o peso máximo recomendado de colares para uso em primatas é de 5% do peso corporal do animal (American Society of Mammalogists 1998), poucos modelos estão disponíveis para várias espécies, como os calitriquídeos. Durante o planejamento da pesquisa deve ser levado em consideração qual equipamento é compatível com as perguntas que se pretende responder, os custos associados aos equipamentos e ao monitoramento, e, acima de tudo, o bem-estar dos animais.

#### **6. DIRETRIZES E CONDUTA PARA A COLETA DE ESPÉCIMES**

A regulamentação para a coleta de material zoológico no Brasil e a sua disponibilização, acesso e uso dos dados e informações geradas, estão previstos na Instrução Normativa (IN) Nº 3, de 1º de setembro de 2014 do ICMBio, mencionada anteriormente. Essa IN também determina as normas para a utilização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade–Sisbio. Toda a fundamentação legal envolvendo a coleta de material biológico está especificada no Manual do Sisbio (ICMBio 2015). Dentro desta estrutura se insere a coleta de qualquer material biológico destinado a atividades de pesquisa e didáticas com primatas no Brasil. Conforme mencionado anteriormente, a emissão da autorização de coleta de espécimes por intermédio do Sisbio é de atribuição do CPB e das unidades de conservação federal, quando for o caso, que consideram o cumprimento das normas da IN, a necessidade da coleta diante da sua justificativa (i.e. espécie pouca ou não representada em coleções zoológicas), do objetivo e dos resultados esperados do estudo, os métodos de coleta em relação ao impacto sobre as populações de primatas e seus habitat, e as implicações para a conservação.

A coleta de espécimes *in situ* consiste na retirada definitiva do indivíduo de seu habitat natural (ICMBio 2014). Sua destinação inclui cativeiro (zoológicos, criadouros), coleções científicas, ou outra, dependendo do contexto da pesquisa ou da atividade em questão. Importante mencionar que a autorização de coleta emitida pelo Sisbio já contempla o transporte do material do local da coleta ao seu destino – ambos informados na autorização. Este processo, no entanto, é válido apenas para o território nacional, sendo o transporte de material biológico para o exterior inserido no âmbito da Convenção sobre Comércio Internacional das Espécies da Flora e Fauna Selvagens em Perigo de

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Extinção (CITES), necessitando nestes casos de licença CITES emitida pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA).

A coleta de espécimes para fins científicos é prevista para diferentes grupos taxonômicos. Para vertebrados, a importância de *vouchers* e das coleções científicas é demonstrada para pesquisas em taxonomia, sistemática, biogeografia, morfologia, biologia molecular entre outras (Clemann et al. 2014; Holmes et al. 2016; Dubois 2017; Hope et al. 2018). Alguns autores sugerem que a coleta de *vouchers* pode agravar o problema da perda de biodiversidade e aumentar as chances de extinção. Por exemplo, Minter et al. (2014) atribuem um papel importante da coleta na extinção e declínio populacional de algumas espécies e defendem o uso de diferentes alternativas para a descrição de espécies e para estudos taxonômicos. Tais alternativas incluem fotografias, áudios, e análises moleculares provenientes de amostras não invasivas. Embora essas alternativas sejam importantes para complementar nosso conhecimento acerca da biodiversidade, vários autores têm demonstrado que elas não substituem a coleta de *vouchers* (Clemann et al. 2014; Krell & Wheeler 2014; Rocha et al. 2014; Dubois 2017; Gutierrez & Pine 2017; Hope et al. 2018).

No caso da pesquisa científica envolvendo o campo da Zoologia no Brasil, a coleta de *vouchers* é regulamentada pela legislação vigente, autorizada via Sisbio, para então ser avaliada e autorizada pelos Comitês de Ética da instituição ao qual o pesquisador está vinculado. Diante deste processo, o número de indivíduos a ser coletado por localidade também é avaliado e ajustado de acordo com a finalidade e justificativa do estudo em questão.

Considerando todas as etapas previamente discutidas, caso a coleta de espécimes seja realizada, os seguintes pontos são fundamentais:

1. Buscar o número mínimo de espécimes por população/localidade e respeitar o número máximo permitido na autorização Sisbio.
2. Caso mais do que um indivíduo precise ser coletado, é preferível considerar coletas em diferentes áreas, aumentando a representatividade geográfica da amostragem, do que focar em uma região apenas.
3. O método de coleta e eutanásia deve ser confiável, irreversível e devem ser consideradas as particularidades das espécies em estudo. Caso o pesquisador opte por coletar o indivíduo usando um dos métodos de captura descritos na seção anterior, devem ser buscados métodos de eutanásia animal minimamente traumáticos, respeitando as Diretrizes da Prática de Eutanásia do CONCEA (Resolução Normativa N°37 de 15 de fevereiro de 2019). Neste sentido,

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

torna-se imprescindível a presença de um veterinário para a realização de eutanásia. Embora técnicas de captura tenham sido estudadas e aprimoradas para alguns grupos de primatas (e.g. calitriquídeos), para muitos a captura com arma de fogo ainda é o método mais utilizado por ser mais rápido. Do ponto de vista técnico, devem ser considerados o tamanho e especificidades da arma, o tamanho dos cartuchos e do chumbo, de acordo com o tamanho do espécime e, principalmente, a presença de um atirador com muita experiência. Do ponto de vista legal, devem ser consideradas questões sobre licenças, registro e porte de arma de fogo para fins de coleta de material zoológico, que devem ser requisitados à Polícia Federal.

4. Embora já especificado na autorização de coleta emitida pelo Sisbio, é importante ressaltar que todo o material coletado deve ser depositado em coleções científicas. Deve ser atribuído um código de campo por indivíduo e, posteriormente, o número de tombo da coleção destinatária, o que garante que o material estará disponível publicamente. Desta forma, todo o material (pele, crânio, tecido, sangue, vísceras) deve ser devidamente identificado de acordo com estes códigos de referência.
5. O pesquisador é o responsável pelo cuidado e tratamento de todo o material coletado e deve garantir que o mesmo chegue íntegro até a instituição destinatária. Neste sentido, a taxidermia deve ser realizada em campo evitando a perda da pele. Na maioria das vezes é imprescindível a presença de um técnico taxidermista, sendo de responsabilidade do pesquisador coordenador do projeto viabilizar o procedimento.
6. Uma vez que um indivíduo será removido da população, o pesquisador deve também coletar, preparar e identificar todo o material proveniente daquele indivíduo. Mesmo que esse material não seja usado no contexto do estudo em questão, ele estará disponível para estudos futuros. Por exemplo, para um estudo direcionado a questões taxonômicas, provavelmente o foco principal serão pele, ossos e tecidos para análises moleculares. No entanto, muito pode se entender sobre a ecologia e o comportamento dos primatas avaliando o conteúdo estomacal, a anatomia dos sistemas digestório e reprodutivo, etc. Desta forma, este material deve, sempre que possível, ser preparado ainda em campo, seguindo a mesma organização para sua identificação, sendo responsabilidade do pesquisador garantir seu armazenamento adequado e disponibilização para posteriores estudos científicos.

## Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

### REFERÊNCIAS

- ABA - AMERICAN BIRDING ASSOCIATION. (2003). The American Birding Association's Code of Birding Ethics. ABA Member Handbook, p. 24. Disponível em: <http://americanbirding.org/abaethics.pdf>. Acesso em: 15 de março de 2018.
- Aguiar JM, Fonseca GABd. 2008. Conservation status of the Xenarthra. En: Loughry WJ, Vizcaíno SF, eds. The Biology of the Xenarthra. Gainesville: University Press of Florida. p 215-231.
- ALBERT, J. S. & REIS, R. E. (2011). Introduction to Neotropical Freshwaters. In: ALBERT, J. S. & REIS, R. E. (Eds). Historical Biogeography of Neotropical Freshwater Fishes. Berkeley: University of California Press, p. 1-19.
- Altmann J (1974) Observational Study of Behavior: Sampling Methods. Behaviour 49: 227-267.
- American Society of Mammalogists (1998) Guidelines for the capture, handling, and care of mammals as approved by the American Society of Mammalogists. Journal of Mammalogy 74:1416–1431.
- Anexos da Portaria CFBio nº 148/2012:
- ANIMAL BEHAVIOR. (2001). Guidelines for the treatment of animals in behavioral research and teaching. 61(1): 271-275. [No authors listed].
- ANJOS, H. D. B. & ANJOS, C. R. (2006). Biologia reprodutiva e desenvolvimento embrionário e larval do cardinal tetra, *Paracheirodon axelrodi* Schultz, 1956 (Characiformes: Characidae), em laboratório. Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo, 32(2): 151-160.
- ARMANDO, A. P. R. N.; AZEVEDO, T.; BARBOSA, M.; KOOJI, R.; LINS, L. V.; MEDEIROS, R. C. S.; ROSSATO, R. M.; SANTOS, F. R. & SILVEIRA, L. F. (2015). Protocolo de coleta de ovos do pato-mergulhão. Plano de Ação Nacional para Conservação do pato-mergulhão. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Brasília-Df. 4p. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/downloads/finish/3-protocolos/27-protocolo-para-coleta-de-ovos-do-pato-mergulhao.html>. Acesso em: 23 de março de 2018.
- ARZUA, M. & VALIM, M. P. (2010). Bases para o estudo qualitativo e quantitativo de ectoparasitos em aves. In: VON MATTER, F.; STRAUBE, F. C.; CÂNDIDO JR., J. F.; PIACENTINI, V.; ACOORDI, I. (Ed.). Ornitologia e Conservação: ciência aplicada, técnica de pesquisa e levantamento. Rio de Janeiro: Technical Books. p. 347-365.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- AVMA. (2013). AVMA Guidelines for the euthanasia of animals. Schaumburg, American Veterinary Medical Association. 102pp.
- BALDISSEROTTO, B.; BARATA, L. E. S.; SILVA, A. S.; LOBATO, W. F. F.; SILVA, L. L.; TONI, C. & SILVA, L. V. F. (2018). Anesthesia of tambaqui *Colossoma macropomum* (Characiformes: Serrasalminidae) with the essential oils of *Aniba rosaeodora* and *Aniba parviflora* and their major compound, linalool. *Neotropical Ichthyology*, 16(1): e170128.
- Bartmann W. 1983. Haltung und Zucht von grossen Ameisenbären, *Myrmecophaga tridactyla*, im Dortmunder Tierpark. *Zoologischer Garten NF* 53(1):1-31.
- Batista, J.S, Moura. M.O, Lopes, K.R, Costa, W.P, 2005. Pesquisa de aglutininas anti-leptospira em tatu peba (*Euphractus sexcintus*) criados em cativeiro. IX Congresso e XIV Encontro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens- ABRAVAS. P 40.
- BATT, J.; BENNETT-STEWARD, K.; COUTURIER, C.; HAMMELL, L.; HARVEY-CLARK, C.; KREIBERG, H.; IWAMA, G.; LALL, S.; LITVAK, M.; RAINNIE, D.; STEVENS, D.; WRIGHT, J. & GRIFFIN, G. (2005). Guidelines on: the care and use of fish in research, teaching and testing. Canadian Council on Animal Care. 87pp.
- Best CRC, Harada AY. 1985. Food habits of the silky anteater (*Cyclopes didactylus*) in the central Amazon. *Journal of Mammalogy* 66:780-781.
- Bezanson M, Stowe R & Watts SM (2013) Reducing the ecological impact of field research. *American Journal of Primatology* 75: 1-9.
- BEZERRA, D. M. M.; ARAUJO, H. F. P. & ALVES, R. R. N. (2012). Captura de aves silvestres no semiárido brasileiro: técnicas cinegéticas e implicações para conservação. *Tropical Conservation Science*, 5(1): 50-66.
- BIBBY, C.J.; BURGESS, N.D.; HILL, D.A.; MUSTOE, S. (2000). *Bird Census Technique*. 2nd. Edition. London: Academic Press, 302 p.
- BLACKBURN, D. G. (2015). Evolution of vertebrate viviparity and specializations for fetal nutrition: a quantitative and qualitative analysis. *Journal of Morphology*, 276(8): 961-990.
- Bonato. V, 2002. Ecologia e Historia natural de tatus do cerrado de Itirapina, São Paulo.( Xenarthra: Dasypodidae). Dissertação de Mestrado. Universidade estadual de Campinas. 80 pp.
- Boubli, J. P., Byrne, H., da Silva, M. N. F., Silva-Júnior, J., Costa Araújo, R., Bertuol, F., et al. (2019). On a new species of titi monkey (Primates: *Plecturocebus* Byrne et al., 2016), from Alta Floresta,

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- southern Amazon, Brazil. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 132, 117–137.
- BRAITHWAITE, V.A. & HUNTINGFORD, F.A. (2004). Fish and welfare: do fish have the capacity for pain perception and suffering? *Animal Welfare*, 13: 587-592.
- BRAZ, R. S.; SILVA, I. O.; TESSER, M. B.; SAMPAIO, L. A. & RODRIGUES, R. V. (2017). Benzocaína, MS-222, eugenol e mentol como anestésicos para juvenis de tainha *Mugil liza*. *Boletim do Instituto de Pesca*, 43(4): 605-613.
- BROWN-PETERSON, N. J.; WYANSKI, D. M.; SABORIDO-REY, F.; MACEWICZ, B. J. & LOWERRE-BARBIERI, S. K. (2011). A standardized terminology for describing reproductive development in fishes. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science*, 3: 52-70.
- BROWN, M. B. & BROWN, C. R. (2009). Blood sampling reduces annual survival in Cliff Swallows (*Petrochelidon pyrrhonota*). *Auk* 126:853-861.
- Buckland ST, Anderson DR, Burnham KP, Laake JL, Borchers DL & Thomas L (2001) Introduction to distance sampling. Oxford: Oxford University Press.
- Buckland ST, Burnham KP, Anderson DR & Laake JL (1993) Distance Sampling: Estimation of Abundance of Biological Populations. London: Chapman and Hall.
- CANDIA-GALLARDO, C.; AWADE, M.; BOSCOLO, D.; BUGONI, L. (2010). Rastreamento de aves através de telemetria por rádio e satélite. In: VON MATTER, F.; STRAUBE, F. C.; CÂNDIDO JR., J. F.; PIACENTINI, V.; ACOORDI, I. (Ed.). *Ornitologia e Conservação: ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento*. Rio de Janeiro: Technical Bools Editora. pp.255-280.
- CARNEIRO, P. C. F.; KAISELER, P. H. S.; SWAROFISKY, E. A. C. & BALDISSEROTTO, B. (2009). Transport of jundiá *Rhamdia quelen* juveniles at different loading densities: water quality and blood parameters. *Neotropical Ichthyology*, 7(2): 283-288.
- CARVER, E. (2013). Birding in the United States: A Demography and Economic Analysis. Adendum to the 2011 National Survey of Fishing, Hunting, and Wildlife-Associated Recreation. Report 2011-1. U.S. Fish & Wildlife Service. Division of Economics. Arlington, VA. 16p.
- Cassano, C.R, 2006: Ecologia e conservação da preguiça-de-coleira (*Bradypus torquatus* Illiger, 1811) no sul da Bahia [M.S. thesis]. Ilheus, Universidade Estadual de Santa Cruz, p106.
- CASTRO-SANTOS, T., HARO, A. & WALK, S. (1996). A passive integrated transponder (PIT) tag system for monitoring fishways. *Fisheries Research*, 28: 253-261.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- CHEBEZ, J.C. **Los que se van**: especies argentinas en peligro. Buenos Aires: Editorial Albatros, p. 1994. 604
- CHIARI, Y. & GALTIER, N. (2011). RNA extraction from sauropsids blood? Evaluation and improvement of methods. *Amphibia-Reptilia*, 136-139.
- CLARK, M. & STEGER-HARTMANN, T. (2018). A big data approach to the concordance of the toxicity of pharmaceuticals in animals and humans. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, 96: 94-105.
- Clemann N, Rowe KMC, Rowe KC, et al (2014) Value and impacts of collecting vertebrate voucher specimens, with guidelines for ethical collection. *Mem Museum Victoria* 72:141–151. doi: 10.24199/j.mmv.2014.72.09
- COSTA NUNES, J. A. C.; MEDEIROS, D. V.; REIS-FILHO, J. A.; SAMPAIO, C. L. S. & BARROS, F. Reef fishes captured by recreational spearfishing on reefs of Bahia State, northeast Brazil. *Biota Neotropica*, 12(1): 179-185.
- COSTA, A., GARCIA, D., CLARO-GARCIA, A., BALCONI, A., MIRANDA, D. C. C., LEME, G. L. A., PINE, M. B., DE SOUZA, A., BIALETZKI, A., ORSI, M. (2016). Metodologia de coleta, triagem e identificação de ovos, larvas e juvenis. *In*: ORSI, M. L., ALMEIDA, F. S., SWARÇA, A. C., CLARO-GARCÍA, A., VIANNA, N. C. GARCIA, D. A. Z., BIALETZKI, A. (Eds.). Ovos, larvas e juvenis dos peixes da bacia do rio Paranapanema. Uma avaliação para a conservação. Ed. 1, Cap. 4: Duke Energy - Triunfal, p. 31-36.
- COSTA, H.C. & BÉRNILS, R.S. 2018. Répteis do Brasil e suas Unidades Federativas: Lista de espécies. *Herpetologia Brasileira* 7(1):11-57.
- CUNHA, J. A.; SCHEEREN, C. A.; SALBEGO, J.; GRESSLER, L. T.; MADALUZ, L. M.; BANDEIRA JUNIOR, G.; BIANCHINI, A. E., PINHEIRO, C. G.; BORDIGNON, S. A. L.; HEINZMANN, B. M. & BALDISSEROTTO, B. (2017). Essential oils of *Cunila galioides* and *Origanum majorana* as anesthetics for *Rhamdia quelen*: efficacy and effects on ventilation and ionoregulation *Neotropical Ichthyology*, 15(1): e160076.
- Curtis DJ & Setchell JM (2003) Introduction. *In*: Field and Laboratory Methods in Primatology: A Practical Guide. Setchell JM & Curtis DJ (eds.) Cambridge University Press: Cambridge.
- Cuthill, I. 1991. Field experiments in animal behaviour: methods and ethics. *Animal Behavior* 42: 1007-1014.
- Dalponte JC, Silva FE & Silva-Júnior J de S 2014. New species of titi monkey, genus *Callicebus* Thomas, 1903 (Primates, Pitheciidae), from Southern Amazonia, Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 54(32): 457-472.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Decreto Federal nº 3607, de 21/09/2000 - Dispõe sobre a implementação da Convenção sobre Comércio Internacional das Espécies da Flora e Fauna Selvagens em Perigo de Extinção (Cites), e dá outras providências.

Decreto Federal nº 3665, de 20 de novembro de 2000 - Dá nova redação ao Regulamento para a Fiscalização de Produtos Controlados (R-105), do Ministério da Defesa, que regula o fabrico, comércio, transporte e uso dos materiais controlados.

Decreto nº 8.772/2016, regulamenta a Lei da Biodiversidade:

Dereure, J. Barnabé, C., Vieié, J. C., Madélenat, F., Raccurt, C., 2001. Trypanosomatidae from wild mammals in the neotropical rainforest of French Guiana. *Ann trop med parasitologia*, p 157.

Diniz, L.S.M.; EO. Costa; Oliveira, P.M.A. 1997 Clinical disorders in armadillo (*Dasypos, edentate*) in captive. *Journal of Veterinary Medicine*. 44:577-582.

Diniz, L.S.M.; Oliveira, P.M.A. (1999). Clinical problems of sloths (*Bradypus* sp. and *Choloepus* sp) in captivity. *J. Zoo. Wildl. Med.*, 30, 76-80.

Dolins FL, Jolly A, Rasamimanana H, Ratsimbazafy J, Feistner ATC & Ravoavy F (2010) Conservation education in Madagascar: three case studies in the biological diverse island continent. *American Journal of Primatology* 72: 391-406.

Dubois A (2017) The need for reference specimens in zoological taxonomy and nomenclature. *Bionomina* 12:4–38. doi: 10.11646/bionomina.12.1.2

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. (2006). Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2ª Ed. Eduem, Maringá. 199pp.

Eisenberg JF, Redford KH. 1999. *Mammals of the Neotropics. Vol. I: The Northern Neotropics; Panama, Colombia, Venezuela, Guyana, Suriname, French Guyana*. Chicago: The University of Chicago Press. p.449

EMMONS, L., AND FEER. 1990. *Neotropical rainforest mammals: a Field guide*. University of Chicago Press, Chicago.

Encarnación F, Soini P, Tapia J & Aquino R (1990) La captura de Callitrichidae (*Saguinus* y *Cebuella*) en la Amazonia Peruana. In: *La Primatología en el Peru: Proyecto Peruano de Primatología*. Castro-Rodríguez NE (ed.) Lima: Proyecto Peruana de Primatología, pp. 1–24).

**Encke, B. 1978.** Sieben Jahre Tamanduas (*Tamandua tetradactyla*) in Krefelder **Zoo**. *Zool Garten NF*. 48:19-30. 3001

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- ESCHMEYER, W. N. & FONG, J. D. (2018). Species by family/subfamily. (<http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/SpeciesByFamily.asp>).
- FAIR, J., PAUL, E. & JONES, J. (2010). Guidelines to the Use of Wild Birds in Research. Washington, D. C. The Ornithological Council. 215p.
- FARNSWORTH, E. J. & ROSOVSKY, J. (1993). The ethics of ecological field experimentation. *Conservation Biology*, 7(3): 463-472.
- Fedigan LM (2010) Ethical issues faced by field primatologists: asking the relevant questions. *American Journal of Primatology* 72: 754-771.
- FELIX, F. C. F. & HACKRADT, C. W. (2006). Importância do planejamento amostral em estudos ecológicos: um estudo de caso no litoral do paraná. *Estudos de Biologia*, 28(65): 69-75.
- FONSECA, G. A. B.; A. B. RYLANDS; C. M. R. COSTA; R. B. MACHADO, Y. L. R. LEITE (Eds.). **Livro vermelho dos mamíferos brasileiros ameaçados de extin o**. Belo Horizonte: Biodiversitas. 1994. 460 p.
- FRISCH, J., BAKER, R., HOBBS, J-P.A. & NANKERVIS, L. (2008). A quantitative comparison of recreational spearfishing and linefishing on the Great Barrier Reef: implications for management of multi-sector coral reef fisheries. *Coral Reefs*. 27: 85-95.
- FROST, D.R. 2018. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0 (01/10/2018). Disponível em: <<http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>>.
- Ganzhorn JU (2003) Habitat description and phenology. In: *Field and Laboratory Methods in Primatology: A Practical Guide*. Setchell JM & Curtis DJ (eds.) Cambridge: Cambridge University Press, pp. 40-56.
- GAUNT, A. S.; ORING, L. W.; ABLE, K. P.; ANDERSON, D. W.; BAPTISTA, L. F.; BARLOW, J. C. & WINGFIELD, J. C. (1999). Guidelines to the use of wild birds in research. The Ornithological Council, Washington, D. C. Tradu o: Fontana, C. S. Museu de Ciências e Tecnologia, PUCRS, Porto Alegre/RS. 115p
- Gestich CC, Caselli CB, Nagy-Reis MB, Setz EZF, & Cunha RGT (2017) Estimating primate population densities: the systematic use of playbacks along transects in population surveys. *American Journal of Primatology* 79: 1-9.
- GHIZONI-JR, I. R. & GRAIPEL, M. E. (2005). Capturas acidentais de vertebrados em estudos com pequenos mamíferos no estado de Santa Catarina, sul do Brasil. *Biotemas*, 18(1):163 - 180.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- Gilmore, D.P., Costa, and D.P.F. Duarte. 2000. An update on the physiological of two and three-toed sloths. *Brazilian Journal of Medical and Biological Research* 33:129-46.
- Goldberg TL (2008) Commentary on “Pandemic human viruses cause decline of endangered great apes” by Kondgen et al. 2008, *Current Biology* 18: 260-264”. *American Journal of Primatology* 70: 716-718.
- GRANZOTTI, R. F. & GOMES, L. C. (2016). Princípios básicos para testes de hipóteses com uso de experimentos manipulativos em ecologia: relato de um experimento de predador-presa. *Arquivos do MUDI*, 20(2): 1-10.
- GRIFFITHS, S. P. (2000). The use of clove oil as an anaesthetic and method for sampling intertidal Rockpool fishes. *Journal of Fish Biology*, 57: 1453-1464.
- GROSSER, K. M. & BECKER, F. G. (2005). Métodos e estudo em peixes. *In*: Timm, L. L. & Cadermatori, C. V. (Orgs.). *Caderno La Salle XI, Canoas*, 2(1), 161-172pp.
- Gruen L, Fultz A & Pruetz J (2013) Ethical issues in African great ape field studies. *ILAR Journal* 54: 24-32.
- Gutiérrez EE, Pine RH (2017) Specimen collection crucial to taxonomy. *Science* (80- ) 355:1275–1275. doi: 10.1126/science.aan0926
- HARRIS, J. B. C. & HASKELL, D. G. (2013) Simulated Birdwatchers’ Playback Affects the Behavior of Two Tropical Birds. *PLoS ONE* 8(10): e77902.
- HAWKINS, P.; PRESCOTT, M. J.; CARBONE, L.; DENNISON, N.; JOHNSON, C.; MAKOWSKA, I. J.; MARQUARDT, N.; READMAN, G.; WEARY, D. M. & GOLLEDGE, H. D. R. (2016). A Good Death? Report of the Second Newcastle Meeting on Laboratory Animal Euthanasia. *Animals*, 6(50): 1-28.
- Holmes MW, Hammond TT, Wogan GOU, et al (2016) Natural history collections as windows on evolutionary processes. *Mol Ecol* 25:864–881. doi: 10.1111/mec.13529
- Hope AG, Sandercock BK, Malaney JL (2018) Collection of Scientific Specimens: Benefits for Biodiversity Sciences and Limited Impacts on Communities of Small Mammals. *Bioscience* 68:35–42. doi: 10.1093/biosci/bix141
- <http://portal.cfmv.gov.br/lei/index/id/326>
- <http://www.agrarias.ufpr.br/portal/wp-content/uploads/2015/02/RN19-2014-Regulativa-vincula%C3%A7%C3%A3o-de-centros-p%C3%BAblicos-e-privados-de-uso-de-animais.pdf>

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

[http://www.cfbio.gov.br/admin/\\_lib/file/docAnexos/Por148.pdf](http://www.cfbio.gov.br/admin/_lib/file/docAnexos/Por148.pdf)

[http://www.cfbio.gov.br/admin/\\_lib/file/docAnexos/Por148ANEXOS.pdf](http://www.cfbio.gov.br/admin/_lib/file/docAnexos/Por148ANEXOS.pdf)

<http://www.cfbio.gov.br/artigos/RESOLUCAO-N%C2%BA-301-DE-8-DE-DEZEMBRO-DE-2012>

[http://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Instrucao\\_normativa/2014/in\\_icmbio\\_ibama\\_01\\_2014\\_procedimentos\\_entre\\_icmbio\\_ibama\\_manejo\\_conserva%C3%A7%C3%A3o\\_fauna\\_br.pdf](http://www.icmbio.gov.br/cepsul/images/stories/legislacao/Instrucao_normativa/2014/in_icmbio_ibama_01_2014_procedimentos_entre_icmbio_ibama_manejo_conserva%C3%A7%C3%A3o_fauna_br.pdf)

[http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes\\_normativas/IN146\\_2007\\_Empreendimentos.pdf](http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes_normativas/IN146_2007_Empreendimentos.pdf)

[http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes\\_normativas/INSTRU%C3%87%C3%83O\\_NORMATIVA\\_ICMBio\\_N%C2%BA\\_3\\_DE\\_2014\\_\\_com\\_retifica%C3%A7%C3%A3o\\_do\\_DOU18062015.pdf](http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes_normativas/INSTRU%C3%87%C3%83O_NORMATIVA_ICMBio_N%C2%BA_3_DE_2014__com_retifica%C3%A7%C3%A3o_do_DOU18062015.pdf)

[http://www.planalto.gov.br/ccivil\\_03/\\_ato2007-2010/2008/lei/l11794.htm](http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2007-2010/2008/lei/l11794.htm)

[http://www.planalto.gov.br/ccivil\\_03/\\_Ato2015-2018/2015/Lei/L13123.htm](http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_Ato2015-2018/2015/Lei/L13123.htm)

[http://www.planalto.gov.br/ccivil\\_03/\\_ato2015-2018/2016/decreto/D8772.htm](http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/_ato2015-2018/2016/decreto/D8772.htm)

HUBERT, W. A. (1996). Passive capture techniques. *In*: Murphy, B.R. & Willis, D.W. (Eds.) Fisheries techniques. 2nd ed. Bethesda, Maryland: American Fisheries Society. p. 157-181.

HUBERT, W. A., K. L. POPE, AND J. M. DETTMERS. (2012). Passive capture techniques. *In*: Zale, A. V.; Parrish, D. L. & Sutton, T. M. (Eds). Fisheries techniques, 3rd edition. American Fisheries Society, Bethesda. p. 223-265.

HUNTINGFORD, F. A.; ADAMS, C., BRAITHWAITE, V. A.; KADRI, S.; POTTINGERS, T. G.; P. SANDØE; P. & TURNBULL, J. F. (2006). Current issues in fish welfare. *Journal of Fish Biology*, 68: 332-372.

HUNTINGFORD, F.A. & WRIGHT, P. J. (1989). How sticklebacks learn to avoid dangerous feeding patches. *Behavioural Processes*, 19: 181-189.

ICMBio (2015) Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (Sisbio). *In*: Rev. Hist. (Costa Rica). <http://www.icmbio.gov.br/sisbio/>. Accessed 28 Apr 2019.

ICMBio. (2014). Instrução Normativa do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade nº 03/2014, Diário Oficial da União nº 168, Seção 1, p. 60, dia 02/09/2014. Acesso em: 06/03/2018.

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

ICMBio. (2014). Instrução Normativa do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade nº 03/2014, Diário Oficial da União nº 168, Seção 1, p. 60, dia 02/09/2014. Acesso em: 06/03/2018. Disponível em:

[http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes\\_normativas/INSTRUCAO\\_NORMATIVA\\_ICMBio\\_Nº\\_3\\_DE\\_2014\\_com\\_retificacao\\_do\\_DOU18062015.pdf](http://www.icmbio.gov.br/sisbio/images/stories/instrucoes_normativas/INSTRUCAO_NORMATIVA_ICMBio_Nº_3_DE_2014_com_retificacao_do_DOU18062015.pdf)

INOUE, L. A. K. A.; HACKBARTH, A. & MORAES, G. (2004). Avaliação dos anestésicos 2-phenoxyethanol e benzocaína no manejo do matrinxã *Brycon cephalus* (Günther, 1869). Biodiversidade Pampeana, 2: 10-15.

Instrução Normativa IBAMA 27, de 23/12/2002 - Dispõe sobre os procedimentos do Sistema Nacional de Anilhamento de Aves Silvestres - SNA.

Instrução Normativa IBAMA nº 141/2006, de 19/12/2006 - Regulamenta o controle e o manejo ambiental da fauna sinantrópica nociva.

Instrução Normativa IBAMA nº 08, de 07/08/2017 - Estabelece os procedimentos para a solicitação e emissão de Autorização para Captura, Coleta e Transporte de Material Biológico (Abio) no âmbito dos processos de licenciamento ambiental federal.

Instrução Normativa IBAMA nº 140, de 18/12/2006 - Institui o serviço de solicitação e emissão de licenças do Ibama para a importação, exportação e reexportação de espécimes, produtos e subprodutos da fauna e flora silvestre brasileira, e da fauna e flora exótica, constantes ou não nos anexos da Convenção Internacional sobre o Comércio das Espécies da Flora e Fauna Selvagens em Perigo de Extinção (Cites).

Instrução Normativa Ibama nº 146/2007:

Instrução Normativa ICMBio nº 03, de 01 de setembro de 2014 - Regulamenta a coleta de material biológico para fins científicos e didáticos (no âmbito do ensino superior) e a execução de pesquisa em unidades de conservação e cavernas.

Instrução Normativa ICMBio nº 03, de 01/09/2014 - Regulamenta a coleta de material biológico para fins científicos e didáticos (no âmbito do ensino superior) e a execução de pesquisa em unidades de conservação e cavernas.

Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014:

Instrução Normativa ICMBio/Ibama nº 01/2014:

IUCN (2012) The IUCN Red List Categories and Criteria v. 3.1. 2<sup>nd</sup> Edition. <http://www.iucnredlist.org>.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Accessed 20 Apr 2019.

Jolly CJ, Phillips Conroy J & Muller AE (2011) Trapping primates. In: Field and Laboratory Methods in Primatology: a Practical Guide. Setchell JM & Curtis DJ (eds.) Cambridge University Press: Cambridge, pp. 133-146.

Karesh WB, Wallace RB, Painter RL, Rumiz D, Braselton WE, Dierenfeld ES, Puche H (1998) Immobilization and health assessment of free-ranging black spider monkeys (*Ateles paniscus chamek*). American Journal of Primatology 44(2):107-23.

KENWARD, R. E. (2001). A Manual of Wildlife Radio Tagging. Academic Press, London, UK. 311p.

Kierulff MCM, Santos GR, Canale G, Guidorizzi CE & Cassano C (2004) The use of camera-traps in a survey of the buffy headed capuchin monkey, *Cebus xanthosternos*. Neotropical Primates 12(2): 56–59.

Köndgen S, Huhl H, N’Goran PK, Walsh PD, Schenk S, Ernst N, Biek R, Formenty P, Matz-Rensin K, Schweiger B, Junglen S, Ellerbrok H, Nitsche A, Briese T, Lipkin WI, Pauli G, Boesch C & Leendertz FH (2008) Pandemic human viruses cause decline in endangered great apes. Current Biology 18: 1-5.

Krell F-T, Wheeler QD (2014) Specimen collection: Plan for the future. Sci Mag 344:815–816

KUBITZA, F. (2009). Manejo na produção de peixes. Parte 7 - Boas práticas no transporte de peixes vivos. Panorama da Aquicultura. 18(114): 14-23.

Kuhar CW, Bettinger TL, Lehnhardt K, Tracy O & Cox D (2010) Evaluating for long-term impact of an environmental education program at the Kalinzu Forest Reserve, Uganda. American Journal of Primatology 72: 407-413.

LAGLER, K. F. (1978). Capture, sampling and examination of fishes. In: Bagenal, T. (Ed.). Methods for assessment of fish production in fresh waters. Blackwell Scientific Publications, Oxford, UK. p. 7-47.

LANGHAM, G. M; CONTRERAS, T. A. & SIEVING, K. E. (2006). Why pishing works: titmouse (Paridae) scolds elicit a generalized response in bird communities. EcoScience 13: 485–496.

Lei Complementar nº 140, de 08/12/2011 - Fixa normas para a cooperação entre a União, os Estados, o Distrito Federal e os Municípios, nas ações administrativas decorrentes do exercício da competência comum relativas à proteção das paisagens naturais notáveis, à proteção do meio ambiente, ao combate à poluição em qualquer de suas formas e à preservação das florestas, da fauna e da flora; e altera a Lei nº 6938, de 31 de agosto de 1982.

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Lei Federal nº 11.794, de 08 de outubro de 2008 - Regulamenta o inciso VII do § 1º do art. 225 da Constituição Federal, estabelecendo procedimentos para o uso científico de animais; revoga a Lei nº-6.638, de 8 de maio de 1979; e dá outras providências.

Lei Federal nº 11.794, de 08/10/2008 - Regulamenta o inciso VII do § 1º do art. 225 da Constituição Federal, estabelecendo procedimentos para o uso científico de animais; revoga a Lei nº 6.638, de 8 de maio de 1979; e dá outras providências.

Lei Federal nº 12.725, de 16/10/2012 - Dispõe sobre o controle da fauna nas imediações de aeródromos.

Lei nº 13.123/2015, Lei da Biodiversidade:

LOPES, J. M.; SOUZA, C. F.; SCHINDLER, B.; PINHEIRO, C. G.; SALBEGO, J.; SIQUEIRA, J. C.; HEINZMANN, B. M. & BALDISSEROTTO, B. (2018). Essential oils from *Citrus x aurantium* and *Citrus x latifolia* (Rutaceae) have anesthetic activity and are effective in reducing ion loss in silver catfish (*Rhamdia quelen*). Neotropical Ichthyology, 16(2): e170152.

MacKinnon KC & Riley EP (2010) Field primatology of today: current ethical issues. American Journal of Primatology 72: 749-753.

MacKinnon KC & Riley EP (2013) Contemporary ethical issues in field primatology. In: Ethics in the Field: Contemporary Challenges. MacClancy J & Fuentes A (eds.) Berhahn: New York, pp. 98-107.

Malone NM, Fuentes A & White FJ (2010) Subjects of knowledge and control in field primatology. American Journal of Primatology 72: 779-784.

MARGARIDO, T.C. 1997; DIETA E UTILIZAÇÃO DE HÁBITAT DO TATU-CANASTRA (*Priodontes maximus* Kerr, 1792) NUMA ÁREA DE CERRADO DO BRASIL CENTRAL. [M.S. thesis]. Brasília: Universidade de Brasília. 200 p.

MCBEE, K.; BAKER, R.J. *Dasyopus novemcinctus*. Mammalian Species. v.162. Northampton: 1982, p.1-9.

MCDONOUGH, C.; LOUGRY, W.J. Armadillo. In: MACDONALD, D. (Ed). The new encyclopedia of mammals. Oxford University Press, 2001, p. 796-799.

McFARLANE, G. A.; WYDOWSKI, R. S.; PRINCE, E. D. (1990). External tags and marks, historical review of the development of external tags and marks. American Fisheries Society Symposium, 7: 9-29.

MCTI. (2016). Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação. Diretriz Brasileira para o Cuidado e a Utilização de Animais para Fins Científicos e Didáticos – DBCA. Resolução Normativa n. 30, de 02 de fevereiro de 2016. Acesso em 07/03/2018. Disponível em:

### Animais silvestres de vida livre

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

<http://www.mctic.gov.br/mctic/export/sites/institucional/institucional/concea/arquivos/publicacoes/ebook-normativas.pdf>.

- Medri IM. 2002. Área de vida e uso de hábitat de tamanduá-bandeira - *Myrmecophaga tridactyla* Linnaeus, 1758 - nas Fazendas Nhumirim e Porto Alegre, Pantanal da Nhecolândia, MS. [M.S. thesis]. Cuiabá, Brasil: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul.
- MENDES, L. F. (2006). História natural dos amborés e peixes-macaco (Actinopterygii, Blennioidei, Gobioidei) do Parque Nacional Marinho do Arquipélago de Fernando de Noronha, sob um enfoque comportamental. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23(3): 817-823.
- MENQ, W. (2014). Payback em aves de rapina. Aves de rapina Brasil: Informações sobre a biologia, ecologia e etologia das aves de rapina do território brasileiro. Disponível em: <http://www.avesderapinabrasil.com/playback.htm>. Acesso em 20 de março de 2018.
- Ministério da Saúde (2017) Guia de vigilância de epizootias em primatas não humanos e entomologia aplicada à vigilância da febre amarela. Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis. 2 ed. Brasília: Ministério da Saúde.
- Minteer BA, Collins JP, Love KE & Puschendorf R (2014) Avoiding (re)extinction. *Science* 344: 260.
- Miranda & Superina 2010; Miranda, F. and Superina, M. 2010. New distribution records of the silky anteater *Cyclopes didactylus* (Mammalia, Pilosa, Cyclopedidae) in coastal northeastern Brazil. *Mastozool. Neotrop.* 17:
- Miranda F, Veloso R, Superina M, Zara FJ. 2009. Food habits of wild silky anteaters (*Cyclopes didactylus*) of São Luis do Maranhão, Brazil. *Edentata* 08-10. P 01-05.
- Miranda F. 2008. Pesquisa de anticorpos contra bactérias do gênero *Brucella* spp, *Leptospira* spp, *Chlamydophila* spp em tamanduás-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*, Linnaeus, 1758), da RPPN SESC Pantanal, Parque Nacional da Serra da Canastra e Parque Nacional das Emas. [M.S. thesis]. Piracicaba: Universidade de São Paulo. 116 p.
- Miranda, F.; Superina, M.; Orozco, M.; Jiménez, I. 2006. Manual de cuarentena del oso hormiguero gigante (*Myrmecophaga tridactyla*). Conservation Land Trust – Manual técnico- Argentina.
- Miranda, F.; Superina; 2006. Manual clínico ena del oso hormiguero gigante (*Myrmecophaga tridactyla*). Conservation Land Trust – Manual técnico- Argentina. P 23.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- MIRANDA, F.R.; CORREA, S.H.; TEIXEIRA, R.H.; FEDULLO, D.; DIAS, J. C. Retrospective study of causes death in giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). In: FUNDAÇÃO PARQUE ZOOLOGICO DE SÃO PAULO . (FPZSP) - **from 1964 to 2003**. San Diego: American Association of Zoo Veterinarians, 2004.
- MIRANDA, F.R.; KLUYBER, D.; TEIXEIRA, R.H.; DEJUSTE, C. Avaliação sanitária dos Tamanduás cativos no Brasil. In: CONGRESSO INTERNACIONAL SOBRE MANEJO DE FAUNA SILVESTRE NA AMAZÔNIA E AMÉRICA LATINA, 7., 2006, Ilhéus. **Anais... Ilhéus, 2006**.
- MIRANDA, F.R.; MESSIAS, A. Xenarthras (Tamanduás, Tatu e preguiça). In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**. São Paulo: Roca, 2006. cap. 26.
- MONTGOMERY, G. G.; Y. D. LUBIN. Prey influences on movements of Neotropical anteaters. In: Proceedings of the 1975 Predator Symposium, R. L. Phillips e C. Jonkel. Montana Forest and Conservation Experiment Station: University of Montana, p.103-131. 1977.
- Montgomery, Gene G., ed. and Sunquist M.E. 1978. *The Ecology of Arboreal Folivores*. Washington D.C. Smithsonian Institution Press.
- MORRISON, R. I. G. & R. K. ROSS, R. K. (1989). Atlas of Nearctic shorebirds on the coast of South America. Canadian Wildlife Service Special Publication, Ottawa, Ontario.
- MOTA, P. G. & DEPRAZ, V. (2004). A test of the effect of male song on female nesting behaviour in the serin (*Serinus serinus*): a field playback experiment. *Ethology* 110: 841–850.
- MUSSULINI, B. H. M.; LEITE, C. E.; ZENKI, K. C.; MORO, L.; BAGGIO, S.; RICO, E. P.; ROSEMBERG, D. B.; DIAS, R. D.; SOUZA, T. M.; CALCAGNOTTO, M. E.; CAMPOS, M. M.; BATTASTINI, A. M. & OLIVEIRA, D. L. (2013). Seizures induced by pentylentetrazole in the adult zebrafish: a detailed behavioral characterization. *PLoS ONE* 8(1): e54515.
- Mutlow, A.G.; Dryden, M.W.; Payne, P.A. 2006. Flea (*Pulex simulans*) infestation in captive giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. n.37, v.3, p.427-429.
- NAKATANI, K., AGOSTINHO, A. A, BAUMGARTNER, G., BIALETZKI, A., SANCHES, P. V., MAKRAKIS, M. C. & PAVANELLI, C. S. (2001). Ovos e larvas de peixes de água doce: desenvolvimento e manual de identificação. EDUEM. Maringá. 378pp.
- NAKATANI, K.; BIALETZKI, A. & SANCHES, P. V. (2004). Eggs and larvae of fishes in the Upper Paraná River floodplain. In: AGOSTINHO, A. A.; RODRIGUES, L.; GOMES, L. C.; THOMAZ, S. M. & MIRANDA,

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- L. E. (Eds.). Structure and functioning of the Paraná River and its floodplain. Maringá: EDUEM, 2004b. p. 157-161.
- Neto LLS (2014) Métodos de Marcação e Identificação. In: Tratado de Animais Selvagens - Medicina Veterinária. Cubas ZS, Silva JCR & Catão-Dias JL (eds.) Roca: São Paulo, pp. 46-62.
- OWEN, J. C. (2011). Collecting, processing, and storing avian blood: a review. *Journal of Field Ornithology*, v. 82, n. 4, p. 339-354.
- Paim FP & Queiroz HL (2009) Diferenças nos parâmetros acústicos das vocalizações de alarme das espécies de *Saimiri Voigt, 1831* (Primates, Cebidae) na Floresta de Várzea – Reserva Mamirauá. *Uakari* 5: 49-60.
- Paim FP, El Bizri HR, Paglia AP & Queiroz HL (In press) Long-term population monitoring of the threatened and endemic black-headed squirrel monkey (*Saimiri vanzolinii*) shows the importance of protected areas for primate conservation in Amazonia. *American Journal of Primatology*. doi: 10.1002/ajp.22988.
- PEDRAZZANI, A. S.; MOLENTO, C. F. M.; CARNEIRO, P. C. F. & FERNANDES-DE-CASTILHO, M. (2007). Senciência e bem-estar de peixes: Uma visão de futuro do mercado consumidor, *Panorama da Aquicultura*, (julho-agosto): 24-29.
- PEDRAZZANI, A. S.; OSTRENSKY NETO, A.; CARNEIRO, P. C. F.; GAYER, M. V. & MOLENTO, C. F. M. (2008). Opinião pública e educação sobre abate humanitário de peixes no município de Araucária, Paraná. *Ciência Animal Brasileira*, 9(4): 976-983.
- Peres CA (1999) General guidelines for standardizing line-transect surveys of tropical forest
- PIACENTINI, V. Q.; ALEIXO, A.; AGNE, C. E.; MAURICIO, G. N.; PACHECO, J. F.; BRAVO, G. A.; BRITO, G. R. R.; NAKA, L. N.; OLMOS, F.; POSSO, S.; SILVEIRA, L. F.; BETINI, G. S.; CARRANO, E.; FRANZ, I.; LEES, A.C.; LIMA, L. M.; PIOLI, D.; SCHUNCK, F.; AMARAL, F. R.; BENCKE, G. A.; COHN-HAFT, M.; FIGUEIREDO, L. F. A.; STARUBE, F. C. & Cesari, E. (2015). Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee / Lista comentada das aves do Brasil pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. *Revista Brasileira de Ornitologia* 23(2): 91-298.
- PINE, W. E.; POLLOCK, K. H.; HIGHTOWER, J. E.; KWAK, T. J. & RICE, J. A. (2003). A review of tagging methods for estimating fish population size and components of mortality. *Fisheries Research*, 28(10): 10-23.
- Portaria CFBio nº 148/2012:

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

PRADEL, R. (1996). Utilization of capture-mark-recapture for the study of recruitment and population growth rate. *Biometrics*, 52: 703-709.

primates. *Neotropical Primates* 7: 11-16.

Projeto PRODES (2018) Projeto de Estimativa de Desflorestamento da Amazônia. <http://www.dpi.inpe.br/prodesdigital/prodes.php>. Accessed 5 October 2018

Pusey AE, Wilson ML & Collins DA (2008) Human impacts, disease risk, and population dynamics in the chimpanzees of Gombe National Park, Tanzania. *American Journal of Primatology* 70: 738-744.

QUEIROZ, H.L. **Preguiças e Guaribas: Os Mamíferos Folívoros Arborícolas do Mamirauá**. Sociedade Civil Mamirauá/ MCT – CNPq, 1995, 160p.

RALPH, C. J.; GEUPEL, G. R.; PYLE, P.; MARTIN, T. E. & DESANTE, D. F. (1993). Handbook of field methods for monitoring landbirds. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-144. Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U.S. Department of Agriculture, Albany, 41 p.

REDFORD, K. H. Emas National Park and the plight of the Cerrados. **Oryx**, v. 19, n. 4, p. 210-214. 1985.

REDFORD, and EISENBERG. 1992. Mammals of the neotropics volume 2. The southern cone: Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay. University of Chicago Press. Chicago.

REIS-PINTO, F. C.; BARBALHO, P. G.; MANGOLIN, R. F. P. & MAURER-MORELLI, C. V. (2012). Análise temporal dos transcritos dos genes bdnf e ntrk2 em cérebro de zebrafish induzido à crise epiléptica por pentilenotetrazol. *Journal of Epilepsy and Clinical Neurophysiology*. 18(4): 107-113.

Resolução CFBio nº 301/2012:

Resolução CONCEA nº 19/2014:

Resolução do CFMV nº 1000/2012:

Resolução nº 1000 CFMV, de 11 de maio de 2012 - Dispõe sobre procedimentos e métodos de eutanásia em animais e dá outras providências.

Resolução Normativa CONCEA nº 13/09/2013 - Diretrizes da Prática de Eutanásia do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal -CONCEA.

Resolução Normativa CONCEA nº 30, de 02 de fevereiro de 2016 – Diretriz Brasileira para o Cuidado e a Utilização de Animais em Atividades de Ensino ou de Pesquisa Científica – DBCA.

Resolução Normativa CONCEA nº 34, de 27 de julho de 2017 - Institui o Capítulo "Peixes mantidos em instalações de instituições de ensino ou pesquisa científica para fins de estudo biológico ou

### **Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

biomédico I - Lambari (*Astyanax*), Tilápia (*Tilapia*, *Sarotherodon* e *Oreochromis*) e Zebrafish (*Danio rerio*) do Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais em Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica.

Resolução Normativa CONCEA nº 37, de 15 de agosto de 2017 - Diretriz da Prática de Eutanásia do Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal – CONCEA

Resolução Normativa MCTI nº 30, de 02 de fevereiro de 2016 - Diretriz Brasileira para o Cuidado e a Utilização de Animais para Fins Científicos e Didáticos – DBCA.

ROA - Rede de Observação de Aves. (2017). Código de Boas Práticas para Observação de Aves. Departamento de Oceanografia e Pescas da Universidade dos Açores. Disponível em: <http://www.azores.gov.pt/Gra/srrn-natureza/conteudos/projectos/2017/Junho/Codigo+de+Boas+Praticas+para+a+Observacao+de+Aves.html>. Acesso em 20 de março de 2018.

Rodrigues FH, Medri IM, de Miranda GHB, Camilo-Alves C, Mourão G. 2008. Anteater behavior and ecology. En: Loughry WJ, Vizcaíno SF, eds. The Biology of the Xenarthra. Gainesville: University Press of Florida. p 257-268.

ROOS, A. L. (2010). Capturando aves. In: VON MATTER, F.; STRAUBE, F. C.; CÂNDIDO JR., J. F.; PIACENTINI, V.; ACOORDI, I. (Ed.). Ornitologia e Conservação: ciência aplicada, técnica de pesquisa e levantamento. Rio de Janeiro: Technical Books. p. 77-104.

ROSE, J. D.; ARLINGHAUS, R.; COOKE, S. J.; DIGGLES, B. K.; SAWYNOK, W.; STEVENS, E. D. & WYNNE, C. D. L. (2014). Can fish really feel pain? Fish and Fisheries, 15: 97-133.

Ross C & Reeve N (2003) Survey and census methods: population distribution and density. In: Field and Laboratory Methods in Primatology: a Practical Guide. Setchell JM & Curtis DJ (eds.) Cambridge University Press: Cambridge, pp. 90-109.

RUCINQUE, D. S.; SOUZA, A. P. O & MOLENTO, C. F. M. (2017). Perception of fish sentience, welfare and humane slaughter by highly educated citizens of Bogotá, Colombia and Curitiba, Brazil. PLoS ONE, 12(1): e0168197.

SABINO, U. & Duca, C. (2011). Utilização do tártaro emético no estudo de dieta de aves. Natureza on line 9 (3): 144-145.

Salcedo RA, Mejia M, Slocombe K & Papworth S (2014) Two case studies using playbacks to census Neotropical Primates: *Callicebus discolor* and *Alouatta palliata aequatorialis*. Neotropical Primates

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

21(2): 200-204.

SANCHES, E. G. & SEBASTIANI, E. F. (2009). Atratores e tempo de submersão na pesca artesanal com armadilhas. *Biotemas*. 22(4): 199-206.

Sanches T.; Miranda F.R, Matushima E, 2011: Manutenção de tamanduás em cativeiro. editora Cubo – pag 202 in press.

SANTOS, T.; OLIVEIRA, J. B.; VANGHAN, C. & SANTIAGO, H. (2011). Health evaluation of an ex situ population of raptors (Falconiformes and Strigiformes) in Mexico: diagnosis of internal parasites. *Revista de Biología Tropical*, 59(3): 1265-1274.

Schauerte E; L. Osmani: 2011 Manutenção de tamanduás em cativeiro. editora Cubo – pag 202 in press.

SCHWOCHOW, D.; SERIEYS, L. E. K., WAYNE, R. K. & THALMANN, O. (2012). Efficient recovery of whole blood RNA- a comparison of commercial RNA extraction protocols for highthroughput applications in wildlife species. *Biotechnology*, 12:33.

SEGALLA, M.V.; CARAMASCHI, U.; CRUZ, C.A.G.; GRANT, T.; HADDAD, C.F.B.; GARCIA, P.C.A.; BERNECK, B.V.M. & LANGONE, J. 2016. Brazilian Amphibians: List of Species. *Herpetologia Brasileira* 5(2):34-46.

SEKERCIOGLU, C. H. (2002). Impacts of birdwatching on human and avian communities. *Environmental Conservation* 29(3):282-289.

SEN, S. K. (2009). The ethics and science of bird call playback. Disponível em: <https://www.kolkatabirds.com/callplayback.html>. Acesso em: 20 de maio de 2018.

SENAR, J. C.; CARRILLO-ORTIZ, J. & ARROYO, L. (2012). Numbered neck collars for long-distance identification of parakeets. *Journal of field ornithology* 83(2):180-185.

SHAW, J. H.; T. S. CARTER. Giant Anteaters – Getting too close to this toothless creature could result in a fatal embrace. **Natural History**. v. 89, p. 62-67. 1980.

Sick HA (1979) A Voz como caráter taxonômico em aves. *Boletim do Museu Nacional do Rio de Janeiro* 294: 1-11.

Silva J.C.R e Correa S.H. Manejo sanitário e Biossegurança. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens**: medicina veterinária. São Paulo: Roca, 2006. cap. 72.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

- Simmons, J. E. 2002. Herpetological collecting and collections managements. Herpetological circular nº 42.
- STORER, T.I.; USINGER, R. L.; STEBBINS, R.C. & NYBAKKER, J.N. 2003. Zoologia Geral. São Paulo: Companhia editora nacional. 816p.
- SMALL, B. C. (2004). Effect of isoeugenol sedation on plasma cortisol, glucose and lactate dynamics in channel catfish *Ictalurus punctatus* exposed to three stressors. *Aquaculture*, 238: 469-481.
- SOUTHWOOD, T. R. E. & HENDERSON, P.A. (2000) *Ecological Methods*. Third Edition, Blackwell Science, USA, 575pp.
- SOUZA, C. F.; BALDISSERA, M. D.; SALBEGO, J.; LOPES, J. M.; VAUCHER, R. A.; MOURÃO, R. H. V.; CARON, B. O.; HEINZMANN, B. M.; SILVA, L. V. F. & BALDISSEROTTO, B. (2017). Physiological responses of *Rhamdia quelen* (Siluriformes: Heptapteridae) to anesthesia with essential oils from two different chemotypes of *Lippia alba*. *Neotropical Ichthyology*, 15(1): e160083.
- SOUZA, C. F.; SALBEGO, J.; GRESSLER, L. T.; GOLOMBIESKI, J. I.; FERST, J. G.; CUNHA, M. A.; HEINZMANN, B. M.; CARON, B. O.; GLANZNER, W. G.; GONÇALVES, P. B. D. & BALDISSEROTTO, B. (2015). *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824), submitted to a stressful condition: effect of dietary addition of the essential oil of *Lippia alba* on metabolism, osmoregulation and endocrinology. *Neotropical Ichthyology*, 13(4): 707-714.
- SPOTSWOOD, E. N; GOODMAN, K. R.; CARLISLE, J.; CORMIER, L. R.; HUMPLE, D. L.; RUSSEAU, J.; GUERS, S. L. & BARTON, G. G. (2012). How safe is mist netting? evaluating the risk of injury and mortality to birds. *Methods in Ecology and Evolution*, 3:29-38.
- Strier KB (2010) Long-term field studies: positive impacts and unintended consequences. *American Journal of Primatology* 72: 772-778.
- Superina, M. Miranda.F.R, Aba.A 2010; **The 2010 Anteater Red List Assessment** .Edentata 11 (2).p 96.
- Superina, M.; Miranda, F.; Plese, T. 2008. Maintenance of *Xenarthra* in captivity. In: *The Biology of Xenarthra*. Ed. Vizcaino, S.F.; Loughry, W.J. University Press of Florida. p.232-243.
- SUPERINA,M.;AGUIAR,J. A reference list common names for the edentates- edentata.Washington:n 7, p.33-44,2006.
- SUZUKI, F. M; ZAMBALDI, L. P. & POMPEU, P. S. (2010). Uso de marcação e recaptura para estimar a abundância e densidade de *Trichomycterus brasiliensis* (Siluriformes, Trichomycteridae) em poções

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

do córrego da Bexiga, Carrancas, Minas Gerais, Brasil. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (N. Sér.) 28: 89-104.

Thorington JRRW, Rudran R, Mack D (1979) Sexual dimorphism of *Alouatta seniculus* and observations of capture techniques. In: Vertebrate ecology in the northern neotropics. Eisenberg JF (ed.) Smithsonian Institution Press: Washington. pp: 97-106.

TRAJANO, E. (2001). Habitat and population data of troglobitic armored cave catfish, *Ancistrus cryptophthalmus* Reis, 1987, from central Brazil (Siluriformes: Loricariidae). Environmental Biology of Fishes, 62: 195-200.

UETZ, P. & HOŠEK, J. 2018. The Reptile Database (06/03/2018). Disponível em <[www.reptile-database.org](http://www.reptile-database.org)>.

UIEDA, V. S. & CASTRO, R. M. C. (1999). Coleta e fixação de peixes de riachos. In: CARAMASHI, E. P.; MAZZONI, R. & PERES-NETO, P. R. (Eds.) Ecologia de Peixes de Riachos. Rio de Janeiro, Brasil: Série Oecologia Brasiliensis, PPGE-UFRJ. VI, p. 1-22.

VAN OERS, K. & CARERE, C. (2007). Long-term effects of repeated handling and bleeding in wild caught Great Tits *Parus major*. Journal of Ornithology, 148(Supplement 2):185-190.

Verona CE, Pissinatti A (2014) Primates - Primatas do Novo Mundo (Sagui, Macaco-prego, Macaco-aranha, Bugio e Muriqui). In: Tratado de Animais Selvagens - Medicina Veterinária. Cubas ZS, Silva JCR & Catão-Dias JL (eds.) Roca: São Paulo, pp. 723-743.

Vielliard JME (1996) The current state of bioacoustical phylogeny. Bioacoustics 6: 310-311.

VOLPATO, G. L.; GIAQUINTO, P. C.; CASTILHO, M. F.; BARRETO, R. E. & FREITAS, E. G. (2009). Animal welfare: from concepts to reality. Oecologia Brasiliensis, 13(1): 05-15.

Walsh PD (2008) A rank on infectious disease and ape research priorities. American Journal of Primatology 70: 719-721.

Watsa M, Erkenwick G, Halloran D, Kane EE, Poirier A, Klonoski K, Cassalett S, Maciag E, Mangale MR, Dinsmore MP, McCready H, Boughan BK, Parker C, Hickmott A, Bazan IEN & Zuñiga A (2015) A field protocol for the capture and release of callitrichids. Neotropical Primates 22(2): 59-68.

Wetzel RM. 1985. The identification and distribution of recent *Xenarthra* (=Edentata). En: Montgomery GG, ed. The evolution and ecology of armadillos, sloths and vermilinguas. Washington and London: Smithsonian Institution Press. p 5-21.

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

Williamson EA & Feistner A (2003) Habituating primates: Processes, techniques, variables and ethics. In: Field and Laboratory Methods in Primatology: A Practical Guide. Setchell JM & Curtis DJ (eds.) Cambridge: Cambridge University Press, pp. 25-39.

WINGFIELD, J. C. (1985). Short-term changes in plasma levels of hormones during establishment and defense of a breeding territory in male song sparrows, *Melospiza melodia*. Horm Behav 19: 174–187.

WINGFIELD, J. C.; HEGNER, R. E.; DUFTY JR., A. M. & BALLI, G.F. (1990). The "challenge hypothesis": theoretical implications for patterns of testosterone secretion, mating systems, and breeding strategies. Am Nat 136: 829-846.

ZAHL, I. H.; SAMUELSEN, O. & KIESSLING, A. (2012). Anesthesia of farmed fish: implications for welfare. Fish Physiology and Biochemistry, 38: 201-218.

**ANEXO I**

**MEDICINA PREVENTIVA (CINGULATAS E PILOSAS)**

***Ficha de Avaliação Clínica***

<b>Número do Projeto:</b>		<b>Data:</b>	
<b>NOME CIENTÍFICO:</b>		<b>NOME VULGAR:</b>	
<b>SEXO:</b>	<b>IDADE:</b>	<b>REC.</b>	<b>CAD. :</b>
<b>Exame Clínico:</b>			

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

--

**Cavidade oral:**

**Palpação:**

**Peso:**

**BIOMETRIA**

<b>Comprimento Total Cabeça/Cauda</b>	
<b>Comprimento Total da Cauda</b>	
<b>Comprimento Total da Pata Anterior Direita Esticada</b>	
<b>Tamanho da Mão</b>	
<b>Circunferência da Ponta do Focinho</b>	
<b>Circunferência na Altura do Olho</b>	
<b>Circunferência da Base da Cabeça</b>	
<b>Circunferência da Base da Cauda</b>	
<b>Circunferência do Pescoço</b>	
<b>Circunferência do Tórax</b>	
<b>Distância Entre os Olhos</b>	
<b>Distância Entre as Orelhas</b>	
<b>Comprimento da Orelha Direita</b>	
<b>Coxim Plantar</b>	

**Procedência do animal:**

		<b>Data: 26/11/2005</b>
<b>Nome científico:</b>		<b>Nome Comum:</b>
<b>Nº Cadastro:</b>		<b>Marcação:</b>
<b>Idade:</b>	<b>Sexo:</b>	<b>Rec.</b>
<b>Razão da contenção química:</b>		
<b>Avaliação da Anestesia:</b>		
<b>Hora de aplicação:</b>	<b>Peso estimado:</b>	
<b>Tempo de indução:</b>	<b>Dose estimada:</b>	
<b>Tempo de trabalho:</b>	<b>Peso real:</b>	

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

<b>Tempo de retorno:</b>		<b>Dose real:</b>				
<b>Parâmetro da Anestesia</b>						
Hora	Droga/ Concentração	Vol. (ml)	Dose (ml)	Via	Equipamento	
<b>Parâmetro Fisiológico</b>						
Hora	Freq. Card.	Freq. Resp.	Sat. O <sub>2</sub>	Reflexo Pupilar	Relax. Musc.	Sens Dor
<b>Observações sobre parâmetro fisiológico e parâmetros Anestésicos:</b>						

<b><i>Ficha de Avaliação Clínica</i></b>			
<b>Número do Projeto:</b>			<b>Data:</b>
<b>NOME CIENTÍFICO:</b>		<b>NOME VULGAR:</b>	
<b>SEXO:</b>	<b>IDADE:</b>	<b>REC.</b>	<b>CAD. :</b>
<b>Exame Clínico:.</b>			

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

<b>Cavidade oral:</b>	
<b>Palpação:</b>	
<b>Peso:</b>	
<b>BIOMETRIA</b>	
Comprimento Total Cabeça/Cauda	
Comprimento Total da Cauda	
Comprimento Total da Pata Anterior Direita Esticada	
Tamanho da Mão	
Circunferência da Ponta do Focinho	
Circunferência na Altura do Olho	
Circunferência da Base da Cabeça	
Circunferência da Base da Cauda	
Circunferência do Pescoço	
Circunferência do Tórax	
Distância Entre os Olhos	
Distância Entre as Orelhas	
Comprimento da Orelha Direita	
Coxim Plantar	
<b>Procedência do animal:</b>	

<b><i>Ficha Anestésica</i></b>		<b>Data:</b>
<b>Nome científico:</b>		<b>Nome Comum:</b>
<b>Nº Cadastro:</b>	<b>Marcação:</b>	
<b>Idade:</b>	<b>Sexo:</b>	<b>Rec.</b>
<b>Razão da contenção química:</b>		
<b>Avaliação da Anestesia:</b>		
<b>Hora de aplicação:</b>	<b>Peso estimado:</b>	
<b>Tempo de indução:</b>	<b>Dose estimada:</b>	
<b>Tempo de trabalho:</b>	<b>Peso real:</b>	
<b>Tempo de retorno:</b>	<b>Dose real:</b>	

**Animais silvestres de vida livre**

Guia brasileiro de produção, manutenção ou utilização de animais em atividades de ensino ou pesquisa científica

<b>Parâmetro da Anestesia</b>						
<b>Hora</b>	<b>Droga/ Concentração</b>	<b>Vol. (ml)</b>	<b>Dose (ml)</b>	<b>Via</b>	<b>Equipamento</b>	
<b>Parâmetro Fisiológico</b>						
<b>Hora</b>	<b>Freq. Card.</b>	<b>Freq. Resp.</b>	<b>Sat. O<sub>2</sub></b>	<b>Reflexo Pupilar</b>	<b>Relax. Musc.</b>	<b>Sens Dor</b>
<b>Observações sobre parâmetro fisiológico e parâmetros Anestésicos:</b>						