



MÉTODOS DE LEVANTAMENTO DE FAUNA POR GRUPO TAXONÔMICO

1. ANFÍBIOS

1.1. Informações Gerais

Segundo a Lista de Anfíbios da Sociedade Brasileira de Herpetologia, atualizada em abril de 2012, cerca de 946 espécies de anfíbios ocorrem no Brasil (SEGALLA *et al.*, 2012). De um modo geral, uma vez que a maiorias espécies de anuros não realiza grandes deslocamentos, há uma tendência de maior ocorrência de espécies endêmicas em regiões de maior altitude (MUSSO, 2002).

No Brasil, 16 espécies de anfíbios estão em alguma categoria de ameaça (BRASIL, 2008), sendo 9 espécies criticamente ameaçadas, 3 espécies vulneráveis, 3 espécies em perigo e 1 espécie extinta (ICMIBIO). Das 16 espécies ameaçadas, 10 são listadas em Minas Gerais (MINAS GERAIS, 2010).

Poucas espécies de anuros se reproduzem ao longo de todo o ano. As condições climáticas e os locais adequados para a deposição de ovos pela maioria das espécies são mais disponíveis ao longo da estação chuvosa de cada região. Por isso, a sazonalidade deve ser levada em conta quando planejamos um cronograma de campanhas de monitoramento. A maioria das espécies de anuros não é capaz de se dispersar por distâncias muito grandes e muitas têm distribuição restrita (SIMÕES, 2012).

Em estudos direcionados à Florestas Equatoriais, que poderiam também servir para certas localidades de Mata Atlântica, os anuros diurnos formam um grupo bom para ser usado em análises de complementaridade entre unidades de conservação, em estudos de biogeografia, ou em qualquer análise ecológica envolvendo diversidade-beta (β) (SIMÕES, 2012). A diversidade β corresponde à diversidade entre habitats ou outra variação ambiental qualquer, isto é, mede o quanto a composição de espécies varia de um lugar para outro (BARROS, 2007).

Apesar das vantagens em se trabalhar com anuros diurnos, vale lembrar que eles representam apenas uma pequena parcela do total de espécies de anuros encontradas em uma determinada área. Assim, para um levantamento completo da diversidade de anfíbios de qualquer região deve ser haver também levantamentos de espécies noturnas.

A fixação dos anuros é feita com formol 5% para girinos e 10% para adultos. Posteriormente os girinos e desovas são preservados em formol 10% e os adultos em álcool 70%.



1.2. Metodologias

1.2.1. Busca ativa

Método consiste em caminhar lentamente por um percurso que muitas vezes varia de acordo com os corpos d'água e outros ambientes propícios ao registro de anuros ou ao longo de trilhas, quando existirem. São vistoriados a serrapilheira, troncos em decomposição, cavidades de troncos, a vegetação dentro de buracos no solo, tocas, sob troncos e pedras de areias abertas, margens de riachos, sob acúmulos de folhagens, principalmente para o encontro de anfíbios e reptéis. Pode ser feito no período diurno ou noturno. Ideal tentar realizar pelo menos 100 horas de busca ativa por período. São eficientes em levantamentos de riqueza e abundância relativa

Importante também vistoriar troncos podres, pedras, interior de bromélias, cascas de árvores, e outros micro-habitats utilizados por esses animais. Dos animais avistados ou ouvidos, mas não coletados, cuja identificação seja segura, registra-se hora e lugar.

1.2.2. Vocalização

A vocalização das espécies de anuros é o principal método que permite realizar levantamentos de forma muito similar à que ornitólogos aplicam em levantamentos de espécies de aves, registrando as espécies através de buscas visuais e auditivas, sem necessitar de um grande investimento em equipamentos ou armadilhas (SIMÕES, 2012).

É necessário aprendizado prévio para que os profissionais adquiram a habilidade de identificar vocalizações e reconhecer as espécies por meio delas. Além disso existem situações em que cantos menos evidentes podem ser negligenciados, principalmente se ocorrem junto com espécies que vocalizam alto ou em explosões reprodutivas.

1.2.3. Sistema RAPELD

As grades e módulos RAPELD são sistemas de trilhas e parcelas permanentes e padronizados. É um sistema muito específico apenas para algumas áreas. A figura 1 mostra o mapa esquemático de uma grade do sistema RAPELD. As linhas representam trilhas, que normalmente têm 5 km de comprimento e distanciam-se 1 km entre si, e as linhas vermelhas a distribuição de parcelas uniformemente distribuídas.

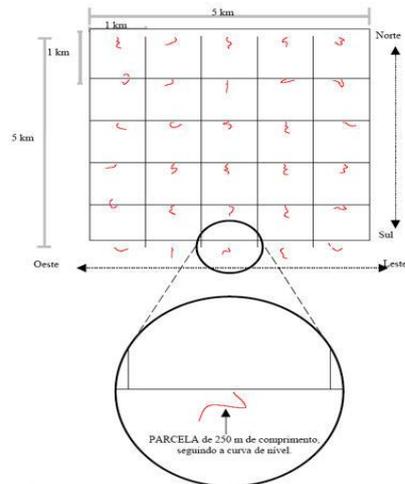


Figura 1. Exemplo de grade do sistema RAPELD, indicando trilhas (em preto) e parcelas de amostragem uniformemente distribuídas (linhas vermelhas).

As parcelas seguem a curva de nível do terreno, com segmentos retos de 10 metros. As trilhas são marcadas por piquetes numerados, distribuídos a cada 50 metros, contendo plaquetas com o nome da trilha e a distância percorrida ao longo da trilha.

O método aplicado no levantamento de anuros diurnos através do sistema RAPELD é o de busca ativa visual e acústica. A busca é realizada ao longo dos segmentos de 10m que constituem a parcela. Um corredor de deslocamento é normalmente delimitado por uma linha paralela à linha central da parcela. Manter os indivíduos coletados em saquinhos plásticos, com algumas folhas úmidas dentro, em um local sombreado. Com um marcador-permanente, escrever em cada saquinho as informações sobre o local (grade/módulo, trilha, parcela) e tempo (data, hora de início da amostragem na parcela) da coleta, assim como informações sobre a gravação, se houver (faixa/*track* em que a gravação se encontra) (SIMÕES, 2012).

1.2.4. Armadilhas de queda (pitfall traps)

Armadilhas de interceptação e queda consistem de recipientes enterrados no solo (pitfalls) e interligados por cercas-guia (driftfences; CORN 1994). Quando um pequeno animal se depara com a cerca, geralmente a acompanha, até eventualmente cair no recipiente mais próximo. Estas armadilhas são amplamente utilizadas para a amostragem de anfíbios, répteis e pequenos mamíferos (CECHIN; MARTINS, 2000).

A metodologia de “pitfalltraps” fornece uma estimativa da abundância relativa ou aparente (GARDNER *et al.* 2007). Wachlevski & Rocha (com. pess.) sugerem que a combinação de mais de um método de amostragem pode aumentar o sucesso de captura dos anfíbios anuros (RIEVERS, 2010).



Dependendo dos objetivos da amostragem, um planejamento levando em conta a sazonalidade do grupo a ser amostrado pode levar à obtenção de altas taxas de captura em um curto período. Por exemplo, amostragens realizadas durante os meses de maior pluviosidade resultarão em maiores taxas de captura de anfíbios do que aquelas feitas em meses de menor pluviosidade (CECHIN; MARTINS, 2000).

Em qualquer caso, como ocorre com qualquer método de amostragem, os resultados obtidos por armadilhas de queda são sempre tendenciosos para a fauna suscetível às mesmas. Neste caso, somente são amostrados os animais que se deslocam sobre o chão ou pela camada mais superficial do solo. Recipientes adequados são lixeiras, baldes ou tambores de plástico. Independente do tamanho, a boca do recipiente deve ficar ao nível do solo (Fig. 1). Em terrenos com declividade acentuada, o solo ao redor do recipiente deve ser aplanado ou, ainda, a parte superior do recipiente deve ser cortada de forma a acompanhar a declividade. É sempre recomendável a realização de orifícios ou cortes no fundo ou nas laterais da base do recipiente, por onde a água de chuva eventualmente acumulada escoará para o solo. Estes orifícios ou cortes devem, entretanto, ser grandes o suficiente para que não sejam facilmente obstruídos por detritos e pequenos o suficiente para impedir que pequenos animais alongados (gimnofionas, anfisbenas, lagartos e serpentes) escapem pelos mesmos; orifícios de 3-4 mm parecem ser adequados e são facilmente feitos com furadeiras elétricas. Detritos eventualmente acumulados no fundo do recipiente devem ser periodicamente removidos e os orifícios ou cortes, desobstruídos (CECHIN; MARTINS, 2000).

Quanto à cerca, telas ou lonas plásticas são adequadas; as lonas geralmente podem ser encontradas por menor preço, mas seu manuseio é mais difícil, especialmente para manter uma cerca alta na posição vertical. Em locais com ventos constantes e/ou fortes, as telas de plástico são mais apropriadas por permitirem a passagem do vento. A altura da cerca de 50 a 60 cm são suficientes para a maioria dos anfíbios. É muito importante que a base da cerca seja enterrada a pelo menos 10 cm de profundidade. A vegetação ao longo da cerca deve ser retirada, já que anfíbios e répteis poderiam utilizá-la como "ponte" para transpor a cerca-guia. As distâncias de 300 a 500 m entre pontos amostrais parecem ser adequadas para a maioria dos anfíbios e répteis. Se não forem necessárias réplicas, linhas longas podem ser utilizadas, facilitando a construção e as inspeções posteriores (CECHIN; MARTINS, 2000).

Armadilhas de interceptação e queda capturam, além de anfíbios e répteis, vários outros pequenos animais, incluindo escorpiões e aranhas que podem representar perigo durante a inspeção. Por isso é recomendado que a inspeção se faça com auxílio de um bastão para remover os detritos acumulados para a detecção de animais eventualmente capturados; localizados os animais



de interesse, os mesmos são colhidos com pinças ou com as mãos protegidas por luvas de raspa de couro; os animais que não são de interesse para o estudo devem ser removidos e libertados. Idealmente, as inspeções das armadilhas devem ser feitas diariamente (CECHIN; MARTINS, 2000).

1.3. Métodos de Contenção

1.3.1. **Anestésicos inaláveis:** Dióxido de Carbono (CO₂), Monóxido de Carbono (CO), Halotano, Isoflurano.

1.3.2. **Anestésicos injetáveis:** Lidocaína, Barbitúricos (Pentobarbital, Tiopentato de Sódio), Tricaino-metano-sulfonato (MS-222); Imersão em MS-222, Hidroclorato de Benzocaína, Benzocaína.

Alguns pesquisadores da área não recomendam o uso de produtos químicos para a contenção, apenas para a eutanásia.

1.4. Métodos de Marcação

Os métodos de marcação permitidos pela Portaria 148/2012 do CFBio são: Transponder/microchip, telemetria, tintas fluorescentes atóxicas, tatuagens com tintas subcutâneas e com nitrogênio líquido, cintas coloridas, anilhas metálicas e plásticas e ablação de falanges. Sendo que a tatuagem com nitrogênio líquido e a ablação de falanges, são métodos que devem ser evitados, o empreendedor deve justificar sua utilização e esclarecer qual a impossibilidade de usar os demais métodos.

Restrição

Ablação de falanges: no máximo três dedos não consecutivos; em espécies arborícolas não subtrair o segundo dedo da mão e nem o primeiro do pé; em machos de espécies que possuem calos nupciais subtrair somente distal destes calos. Na utilização desta técnica devem ser ponderados, entre outros, a história natural da espécie; como os pés são utilizados no ambiente do animal; e o tamanho dos dedos. É obrigatório que o instrumento de corte esteja perfeitamente afiado.

A ablação deverá ser feita com o animal anestesiado.



Observação

Transponders devem ser introduzidos na cavidade celomática. Cuidados para que as cintas coloridas não lesionem o espécime.

Proibição

Tatuagem a quente e substâncias de pH ácido/básico

1.5. Eutanásia

1.5.1. Eutanásia Química

1.5.1.1. Anestésicos inaláveis: Dióxido de Carbono (CO₂), Monóxido de Carbono (CO), Halotano, Isoflurano.

Os anestésicos inaláveis devem ser seguidos de outro procedimento para assegurar a morte do animal. São pouco recomendados pois os anfíbios terrestres possuem a habilidade de prender a respiração. Cunha (2008), ainda ressalva a necessidade de longo tempo de exposição para dióxido de carbono e a possibilidade da substância irritar os tecidos destes animais.

1.5.1.2. Anestésicos injetáveis: Lidocaína, Barbitúricos (Pentobarbital, Tiopentato de Sódio), Tricaino-metano-sulfonato (MS-222).

Os anestésicos injetáveis devem ser precedidos de medicação pré-anestésica e administrados via intravenosa e apenas na impossibilidade desta, por via intraperitoneal, em dose suficiente para produzir a ausência do reflexo corneal. Após a ausência do reflexo corneal, pode-se complementar com o cloreto de potássio associado ou não ao bloqueador neuromuscular, ambos por via intravenosa.

Pentobarbital ou Tiopentato de Sódio: 60 a 100mg/kg. Caso não seja possível a aplicação intravenosa sugere-se a associação com lidocaína para evitar a dor local. O tempo de óbito é de até 30 minutos.

1.5.1.3. Imersão em MS-222, Hidroclorato de Benzocaína, Benzocaína e outros permitidos

Hidroclorato de benzocaína (>250mg/L) é solúvel em água, enquanto benzocaína deve ser dissolvida em acetona ou etanol (100mg/L). A solução deve ser tamponada até o pH 7.



Para larvas ou pequenos anuros (em torno de 30 mm de comprimento rostro-cloacal), por exemplo, o contato direto com soluções de lidocaína, em concentrações entre 1,5 e 5,0 mg/ml é muito eficiente, graças à rápida difusão cutânea do anestésico. Nesse caso, o tempo necessário para a instalação da analgesia completa varia em função da concentração utilizada. Com boa margem de segurança, recomenda-se para cloridrato de lidocaína 1,5 mg/ml cerca de cinco minutos de contato. A inoculação complementar de volumes em torno de 0,1 ml, por via intra-pleuroperitoneal (IPP), pode ser administrada para garantir uma overdose com segurança e a instalação do quadro irreversível desejado. Para espécimes de porte intermediário (em torno de 50 mm de CRC), ou de grande porte (em torno de 200 mm de CRC), a complementação deve ser feita diretamente no sistema nervoso central, via *foramen magnum*. O resultado é rapidamente observado, com imobilização total estabelecendo-se em poucos segundos (SEBBEN, 2007).

O resfriamento de anfíbios e répteis é, talvez, um dos métodos mais comumente utilizados, porém é considerado **inaceitável**. O resfriamento reduz o metabolismo, induz letargia e facilita o manuseio dos animais, mas não há evidências de que ele reduza a sensibilidade à dor. Desta forma, a prática de resfriamento para imobilização de animais ectotérmicos é considerada inaceitável e desumana (SEBBEN, 2007).

1.6. Referências Bibliográficas

BARROS, R.S.M. **Medidas de diversidade biológica**. Programa de Pós-Graduação em Ecologia Aplicada ao Manejo e Conservação de Recursos Naturais –PGECOL. Universidade Federal de Juiz de Fora – UFJF. Juiz de Fora, MG. 2007.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente - MMA. Livro Vermelho das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção. MACHADO, A. B. M.; DRUMMOND, G. M.; PAGLIA, A. P. (Eds.). 1. ed. Brasília: MMA. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas. 2008.

CECHIN, S. Z.; MARTINS, M. **Eficiência de armadilhas de queda (pitfalltraps) em amostragens de anfíbios e répteis no Brasil**. Revista Brasileira de Zoologia, v.17, n.3, p.729-740. 2000.

CONSELHO NACIONAL DE CONROLE E EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL - CONCEA. **Diretrizes da prática de eutanásia do CONCEA**. Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação. Brasília/Distrito Federal, 2013.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

CRUZ, C. A. G.; FEIO, R. N. Endemismos em anfíbios em áreas de altitude na Mata Atlântica no sudeste do Brasil. In: NASCIMENTO, L. B.; OLIVEIRA, M. E. **Herpetologia no Brasil II**. Belo Horizonte: Sociedade Brasileira de Herpetologia, p. 117-126, 2007.

CUNHA, A. C. L. B. **Eutanásia em animais não domésticos**. Especialização em Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Selvagens e Exóticos, Universidade Castelo Branco. Arraial d'Ajuda, Setembro de 2008.

ICMBio. **Lista de Espécies Ameaçadas**. Disponível em:
<<http://www.icmbio.gov.br/portal/biodiversidade/fauna-brasileira/lista-de-especies.html?task=listaEspecie&start=10>> Acesso em: 11 de Junho de 2014.

MINAS GERAIS. Deliberação Normativa COPAM nº 147, de 30 de abril de 2010. Aprova a Lista de Espécies Ameaçadas de Extinção da Fauna do Estado de Minas Gerais. Belo Horizonte: Diário do Executivo de Minas Gerais, 4 maio 2010. Disponível em:
<<http://www.siam.mg.gov.br/sla/download.pdf?idNorma=13192>>. Acesso em: 19 mai. 2014.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Instrução Normativa nº 003, de 26 de Maio de 2003. **Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção**. Disponível em:
<http://www.mma.gov.br/estruturas/179/_arquivos/179_05122008034002.pdf> Acesso em: 11 de Junho de 2014.

MUSSO, C.M. **Zoneamento Ambiental da Reserva Ecológica de Jacarenema, Vila Velha-ES: Clima e Condições Meteorológicas/ Hidrografia e Hidrologia**. Associação Vila-velhense de Proteção Ambiental (AVIDEPA), p. 25, 2002.

NATURE CONSULTORIA AMBIENTAL. **Projeto Básico Ambiental – PBA: AHE Jurau**. Energia Sustentável do Brasil. Dezembro, 2008.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

Portaria CFBio Nº 148/2012. Brasília, DF. 8 de Dezembro de 2012. Disponível em:
<http://www.crbio03.gov.br/website/bancoimg/1130220200313PORTARIACFBioN148_2012_CapturaAnimais.pdf> Acesso em: 10 de fevereiro de 2013.

RIEVERS, C.R. **Anfíbios anuros de serrapilheira do parque estadual do rio doce: resposta à disponibilidade de recursos e aos fatores climáticos.** Pós- Graduação em Biomas Tropicais da Universidade Federal de Ouro Preto-Instituto de Ciências Biológicas, Ouro Preto, MG. 2011.

SEBBEN, A. Microdissecação fisiológica *a fresco*: uma nova visão sobre a anatomia de anfíbios e répteis. **Herpetologia no Brasil II**, Parte III – Técnicas de Estudo Aplicadas à Herpetologia. 2007.

SEGALLA, M. V.; CARAMASCHI, U.; CRUZ, C. A. G.; GARCIA, P. C. A.; GRANT, T.; HADDAD, C. F. B. & LANGONE, J. **Lista de Anfíbios do Brasil.** Sociedade Brasileira de Herpetologia, 2012. Disponível em:
<<http://www.sbherpetologia.org.br>> Acesso em: 11 de Junho de 2014.

SIMÕES, P.I; LIMA, A.P; ARAÚJO, M.C. Roteiro para Levantamentos e Monitoramento de anuros diurnos em grades e módulos RAPELD do PPBio. <http://ppbio.inpa.gov.br/repositorio/dados>. 2012.

http://www.econatureconsultoria.com.br/index.php?option=com_content&view=article&id=103&Itemid=57



2. AVES

2.1. Informações Gerais

As aves estão, de modo geral, presentes em todos os biomas e ocupam uma grande diversidade de nichos ecológicos, por estas razões são consideradas excelentes indicadores de diversidade em ecossistemas. Além disso, apresentam taxonomia bem estabelecida e comportamento conspícuo, permitindo a identificação em campo, sem a necessidade de captura e coleta (JACQUES *et al.*, 2010). Porém, a experiência do técnico em campo é determinante para a qualidade do levantamento. A identificação das espécies através da vocalização, nidificação e observação, seja do animal em voo ou pousado, requer muita experiência.

Geralmente o tempo para o levantamento de ornitofauna, realizados em consultorias, é restrito e isso limita a eficiência dos relatórios de Estudo e Relatório de Impacto Ambiental (EIA/RIMA), Relatório de Controle Ambiental (RCA), Plano de Controle Ambiental (PCA) e de monitoramento (VASCONCELOS, 2006). O levantamento de ornitofauna em ambientes de alta diversidade, como é o caso das florestas tropicais, é ainda mais dificultoso e dependente de tempo (JACQUES *et al.*, 2010).

O tamanho da área e a diversidade de fitofisionomias e micro-habitats, também demandam maior tempo de levantamento, caso contrário apenas uma parcela das espécies será relatada. É ideal que as campanhas sejam realizadas pelo menos em duas estações (seca e chuvosa) e é essencial que as condições climáticas sejam levadas em consideração. Por exemplo, caso a campanha ocorra em épocas frias e secas, ou em dias chuvosos, o resultado será prejudicado e somente uma pequena porcentagem da ornitofauna total que ocorre na área será inventariada. Caso a campanha inclua a estação reprodutiva, aumenta as chances de detectar um maior número de espécies, pois os indivíduos da maioria delas tornam-se mais ativos e vocalizam com maior frequência durante esse período. Além disso, as espécies migratórias podem ficar excluídas das listagens que forem baseadas em um único episódio de amostragem (VASCONCELOS, 2006).

Outro ponto de suma importância a ser abordado é a documentação dos registros obtidos. Muitas vezes as listagens de aves apresentadas em estudos ambientais omitem esta importante informação, que é o tipo de registro (se auditivo ou visual), e a forma de documentação dos mesmos (por meio de coleta de espécimes, fotografia ou gravação). A documentação dos registros é particularmente recomendável para espécies raras, ameaçadas de extinção, ou que não tenham sido previamente detectadas para determinada área (novos registros ou extensões de distribuição geográfica). Isto aumenta a confiabilidade dos estudos ambientais e até mesmo dá maiores subsídios



ao estabelecimento de programas de conservação e condicionantes ambientais a serem implantadas na área. Entretanto, deve-se salientar que a forma de documentação deve ser adequada para cada caso (MCKELVEY *et al.*, 2008), por exemplo, para espécies ameaçadas de extinção, apenas uma gravação ou fotografia é suficiente para confirmar sua ocorrência na área, não sendo necessária a coleta de indivíduos.

Poucos estudos ambientais são baseados em levantamentos de campo conduzidos em mais de uma estação do ano, sendo a maioria baseados em uma ou duas campanhas (STRAUBE *et al.*, 2010). É importante que, pelo menos uma das campanhas inclua a estação reprodutiva da maioria das espécies, a fim de aumentar as chances de detecção de grande parte da comunidade de aves da região, uma vez que as mesmas se tornam mais ativas e vocalizam mais neste período (VASCONCELOS, 2006; STRAUBE *et al.*, 2010). Entretanto, ressalta-se a importância da realização de campanhas também durante o inverno, uma vez que diversos migrantes austrais só se encontram em determinadas regiões durante este período do ano (VASCONCELOS, 2006; STRAUBE *et al.*, 2010). Assim, o cenário ideal para um levantamento de ornitofauna seria a realização de pelo menos quatro campanhas espaçadas ao longo do ano. No entanto, por restrições logísticas e financeiras, recomenda-se que, minimamente, o levantamento de ornitofauna para um estudo de impacto ambiental contemple duas estações do ano (período seco e período chuvoso).

2.2. Metodologias

De maneira geral pode-se dividir as metodologias utilizadas para estudos de ornitofauna em dois grupos: métodos que envolvem captura (com ou sem marcação dos espécimes), e métodos que não envolvem captura (baseados na observação direta e reconhecimento das vocalizações dos indivíduos).

2.2.1. Métodos Qualitativos

O levantamento qualitativo, *per se*, consiste em anotar a presença ou ausência da espécie em determinado local, sem a necessidade do pesquisador/consultor se ater a determinada metodologia quantitativa, realizando-se caminhadas aleatórias pela área de estudo (observações *ad libitum*). Este levantamento qualitativo busca incrementar a lista de espécies de determinada região, anotando-se as espécies não registradas pelos outros métodos utilizados (e.g. Pontos de Escuta ou Transecções). Eventualmente, registram-se as espécies durante o deslocamento em veículos, entre os pontos amostrados, ou fora dos horários mais propícios para observação. Adicionalmente, recomenda-se a



realização de amostragens em período noturno, com o objetivo de registrar aves de hábito predominantemente crepuscular, como corujas, urutaus e bacuraus.

A lista geral ou prévia ao levantamento é criada principalmente por revisão bibliográfica e auxilia na delimitação da área de impacto e na escolha da metodologia. Neste sentido, deve ser dada prioridade aos trabalhos publicados em periódicos científicos e aos espécimes depositados em museus, pois estas duas fontes apresentam maior confiabilidade. Estes dados permitem a listagem das espécies com potencial ocorrência na área, além da revisão do conhecimento disponível para a região, bem como das lacunas do mesmo. É imprescindível que qualquer listagem de ornitofauna elaborada atualmente, siga a versão mais atual da “Lista das Aves do Brasil”, de acordo com a ordem taxonômica e nomenclatural proposta pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (CBRO), facilmente obtida através do site <http://www.cbro.org.br>. Entrevistas com moradores locais podem auxiliar na composição da lista geral de espécies. Muitas espécies com valor comercial, alimentar ou habitualmente mantidas em cativeiro podem estar raras ou extintas na área, sendo relatada a presença pelos entrevistados (Straube *et al.*, 2010).

O levantamento qualitativo possui metodologia variável em que muitas vezes o principal padrão é o tempo de observação. A tabela a seguir cita exemplos de metodologias (horários) utilizados em alguns trabalhos.

Metodologia (horários de observação)	Referência bibliográfica
De 5 às 10 horas e de 15 às 17 horas	Cabral et al. 2006
Iniciou uma hora após o amanhecer , observando por quatro após isso.	Franchin e Marçal Jr., 2004
De 6 às 7 horas por 24 dias.	Silva e Blanires, 2007
De 5 às 11 horas	Toledo, 2007

Tabela 1. Exemplos de horários de observação das aves em levantamentos qualitativos.

2.2.1.1. Inventário por Lista Simples

O observador caminha aleatoriamente por trilhas e até por dentro de matas e campos. Gasta-se o tempo que for necessário para identificar as espécies avistadas ou ouvidas e/ou gravar as aves não identificadas. Posteriormente é feita a análise dos registros diários, fornecendo uma lista das espécies e com isso a síntese da riqueza local (RIBON, 2010). Este método é muito utilizado como avaliação preliminar da área.



2.2.2. Métodos Quantitativos

O levantamento quantitativo procura estimar a abundância relativa das espécies em determinada localidade. As estimativas são feitas com base no número de contatos (auditivos ou não) obtidos em pontos ou áreas pré-determinados (ALEIXO & VIELLIARD, 1995). Além da riqueza da área, a determinação da abundância relativa das espécies é importante para avaliações futuras de declínio populacional (STRAUBE *et al.*, 2010). Geralmente os levantamentos de ornitofauna associam duas ou mais metodologias.

2.2.2.1. Captura e Recaptura

A captura de aves é feita por meio de armadilhas. Pode-se realizar complementarmente a captura manual, geralmente utilizada para capturar aves chocando ou filhotes. A principal vantagem da captura dos espécimes é a possibilidade de obtenção de dados biológicos, morfológicos, coleta de parasitas e marcação individual (ROOS, 2010).

A arapuca é a armadilha mais simples, que consiste em uma caixa ou similar virada de cabeça para baixo apoiada em graveto e este amarrado a um barbante que é puxado quando a ave entra para pastejar, a caixa cai sobre a ave e essa fica presa. A arapuca também pode ter acionamento automático. Os covos ou sangras são gaiolas grandes com entrada em forma de funil, onde a ave entra facilmente, mas sente dificuldade em sair. Sua abertura pode possuir estruturas pontiagudas, que podem machucar as aves (IBAMA, 1994).

As redes de neblina são armadilhas mais utilizadas em estudos ambientais. Este método se destaca dos demais pela versatilidade, segurança e praticidade, se mostrando eficiente para o registro de espécies pouco conspícuas e de difícil observação (ROOS, 2010). No entanto, vale ressaltar que essa é uma metodologia complementar a ser utilizada em um levantamento de ornitofauna, uma vez que ela não é efetiva para registro de espécies de dossel e as taxas de captura são variáveis de acordo com o tamanho da espécie e padrões de distribuição espacial. O tamanho e comprimento da rede de neblina, assim como o tamanho da malha, variam de acordo com a necessidade e deve ser avaliado profissional. Por exemplo, malhas pequenas são indicadas para captura de beija-flores, enquanto malhas maiores são mais adequadas para captura de falconiformes, icterídeos, columbídeos, etc.

As redes de neblina permanecem abertas exclusivamente durante o período de captura. Deve-se evitar o uso das mesmas em condições climáticas extremas, uma vez que as aves capturadas nestas situações se tornam mais vulneráveis, podendo sucumbir rapidamente por hipotermia ou hipertermia. O período de captura geralmente são os horários de maior atividade das aves o que



deve ser analisado pelo profissional de acordo com a região onde será desenvolvido o trabalho, a fim de evitar a captura de morcegos ou exposição das aves a temperaturas extremas (ROOS, 2010). Geralmente são abertas 15-20 minutos antes do amanhecer e fechadas 30 minutos antes do anoitecer (ROOS, 2010).

O número de redes varia de acordo com o tamanho da área amostrada, bioma e objetivos do estudo. Para determinar o número de redes é necessário levar em consideração o tamanho da equipe e o grau de experiência de seus integrantes. O número de redes não pode ser superior a 10 redes para cada um ou dois pesquisadores experientes. Pessoas inexperientes não devem checar as redes sozinhas, já que o manuseio das aves que estiverem presas pode causar sérios danos se não for realizado com o devido cuidado. As redes devem ser checadas a cada 30-60 minutos e este tempo diminui para 15-20 minutos se estiverem localizadas em ambiente desfavoráveis para as aves (ROOS, 2010).

Sugere-se que o cálculo do esforço amostral seja feito seguindo a metodologia proposta por Straube & Bianconi (2002), que adota a unidade metros quadrados hora ($m^2.h$). Dessa forma, para se calcular o esforço, é multiplicada a área da rede (comprimento x altura) pelo tempo de exposição (horas x dias) e, por fim, pelo número de redes (STRAUBE & BIANCONI, 2002). Tem-se então a equação:

$$E = \text{área} \times h \times n$$

Sendo: **E** – esforço amostral; **área** – área de cada rede; **h** – tempo de exposição e **n** – número de redes.

A tabela a seguir apresenta dados compilados da captura por redes de neblina em diferentes biomas de acordo com as biografias pesquisadas.



Bioma amostrado	Tamanho das redes	Distância entre redes	Horário de captura	Esforço amostral	Referência
Floresta de platô	-	-	06:00 - 12:00	240 horas/rede	Borges e Guilherme, 2000
Cerrado	12m comprimento 2,5m altura e Ø 36 mm	-	06:00 - 12:00	-	Medeiros e Marini, 2007
Floresta Estacional Semidecidual	12m comprimento 2,5m altura e Ø 32 mm	10 m a 100 m	-	3270 horas/rede	Faria <i>et al.</i> , 2007

Tabela 2. Exemplos de tamanhos e diâmetros de redes, relacionados com o bioma, distância entre redes e esforço de captura.

2.2.2.2. Listas de Mackinnon

A metodologia consiste em anotar em uma caderneta de campo, de maneira contínua, todas as espécies vistas e/ou ouvidas ao longo de um trajeto. Mackinnon & Phillips (1993) propõe o uso de listas de 20 espécies, porém recomenda-se a utilização de listas de 10 espécies conforme proposto por Herzog *et al.* (2002), com o objetivo de aumentar o número de unidades amostrais e minimizar o risco de se anotar uma mesma espécie mais de uma vez em uma mesma lista. Quando forem anotadas as primeiras 10 espécies diferentes, inicia-se uma nova lista de 10 espécies, e assim sucessivamente (RIBON, 2010). Não existe um número de listas pré-determinado para cessar as amostragens e o número de listas necessário para se obter um quadro da riqueza real da área dependerá de diversos fatores (RIBON, 2010). É importante salientar que uma das vantagens do método é a possibilidade de se poder interromper a amostragem a qualquer momento e retomá-la quando quiser, sem prejuízo para a qualidade dos dados (RIBON, 2010).

O método de listas de Mackinnon melhora a qualidade dos dados obtidos em listagens qualitativas, pois controla o tamanho das amostras e possibilita maior confiabilidade em comparações realizadas em diferentes locais ou em um mesmo local em diferentes épocas (RIBON, 2010). O uso das listas de Mackinnon permite o cálculo da frequência de ocorrência das espécies em determinada área (Índice de Frequência – ou IFL), basicamente dividindo-se o total de listas em que determinada espécie apareceu, pelo total de listas obtidas na área (RIBON, 2010). Assume-se que, quanto mais comum for uma espécie, em mais listas ela aparecerá, e maior deve ser o seu IFL (RIBON, 2010). Além disso, esta metodologia destaca-se por gerar boas estimativas de riqueza,



permitindo a aplicação de diversos estimadores de riqueza (e.g. *Jackknife* de 1ª e 2ª ordens, *Bootstrap*, *Chao 1* e *2*, dentre outros). Entretanto, vale salientar que não é possível calcular Índices de Diversidade através do método de Listas de Mackinnon (HERZOG *et al.*, 2002).

2.2.3. Amostragem por Pontos

Para realizar o levantamento por pontos de escuta e observação, é necessário marcar pontos em trilhas já estabelecidas ou abertas para o levantamento. Os pontos devem ser dispostos uniformemente pela área a uma distância mínima de 200 m entre eles, para evitar que um mesmo indivíduo seja registrado em mais de um ponto de escuta. (VIELLIARD *et al.*, 2010).

Cada ponto será tratado como uma amostra. O número de pontos a serem locados em cada área não é fixo e deve ser ajustado de forma a abranger o máximo de fisionomias e microhabitats presentes nos ambientes amostrados, da maneira mais uniforme possível (VIELLIARD *et al.*, 2010). As amostragens devem se concentrar no período de maior atividade das aves e o profissional deve permanecer em cada ponto por 10 minutos, registrando todas as aves vistas e/ou ouvidas, assim como o número de indivíduos. É importante sortear a ordem de amostragem dos pontos para que a detecção das aves em determinado ponto não seja prejudicada pelo horário. Os pontos podem ser realizados com raio de registro ilimitado, ou estabelecendo-se distâncias pré-determinadas raio de registro, a partir do centro do ponto (por exemplo 50 m). Esta determinação do raio de registro do ponto de escuta fica a cargo do profissional, de acordo com os objetivos do estudo.

O método de pontos de escuta tem como vantagens a facilidade de ajustes às condições da área de estudo, além da possibilidade de obtenção de um número relativamente alto de amostras (VIELLIARD *et al.*, 2010). Além disto o método permite acompanhar as variações quantitativas de uma comunidade de aves, através do uso de parâmetros como número de espécies (global e por amostras), índices pontuais de abundância cumulativos e médios, índice de diversidade e equidistribuição das espécies (VIELLIARD *et al.*, 2010). Outras vantagens deste método segundo Bibby *et al.* (1998) são:

- O profissional pode se concentrar apenas na identificação das espécies, sem se preocupar em caminhar a uma velocidade constante;
- Mais tempo para identificar os indivíduos;
- Maior probabilidade de detectar espécies crípticas;
- Mais fácil correlacionar a ocorrência da uma determinada espécie às características do ambiente.



Além disso, em comparação à captura/recaptura, o método de pontos de escuta é mais eficiente em determinar a riqueza da área. Machado (1996) registrou 102 espécies em 63 horas de escuta, contra 33 espécies em 1070 horas de rede de neblina. Porém o método de pontos de escuta apresenta suas limitações, por exemplo, espécies de copa de árvores com vocalização mais aguda podem ser sub-amostradas, pois apresentam coeficiente de detectabilidade inferior a 200 m (VIELLIARD, *et al.*, 2010).

Através dos pontos de escuta, calcula-se a abundância relativa das espécies em determinada área (Índice Pontual de Abundância – ou IPA), basicamente dividindo-se o total de contatos obtidos para determinada espécie pelo número total de amostras (pontos de escuta) realizadas na área. Como esta metodologia gera dados de abundância relativa, é também possível calcular Índices de Diversidade (por exemplo o Índice de Shannon – H') e Equitabilidade (Índice de Pielou) para as áreas amostradas.

Em ambientes florestais, mais de 90% dos registros são auditivos, logo é de suma importância que o profissional responsável pela coleta dos dados tenha um bom conhecimento da ornitofauna do local, sendo capaz de reconhecer a maioria das espécies por meio de suas vocalizações, o que depende de anos de treinamento (VIELLIARD *et al.*, 2010). Outro limitante é a identificação de espécies não descritas, raras, endêmicas ou ameaçadas, em que somente o registro da vocalização não é suficiente para publicar a ocorrência (VASCONCELOS, 2006).

Existem variações desta metodologia: amostragem por pontos de raio longo, amostragem por ponto de raio curto e amostragem por pontos com bandas. A primeira e a segunda variam apenas no tamanho do raio de detecção, sendo o raio longo de 100 m e o curto de 50 m, por exemplo. O que ocorre nestas metodologias é que o observador é treinado e consegue determinar a distância relativa do ponto de observação e o local de vocalização, e considera apenas as vocalizações no raio determinado (ANJOS *et al.*, 2010). A amostragem por pontos com bandas é utilizada para censo de grandes aves não Passeriformes. O método não estabelece distâncias máximas entre a ave e o observador, porém não contabiliza aves voando, somente aves pousadas e aves localizadas no ponto são sempre contadas. Mesmo não existindo limite de distância, a distância deve ser relatada para o cálculo da densidade (ANJOS *et al.*, 2010).

A tabela a seguir apresenta dados compilados da amostragem por pontos em diferentes biomas de acordo com as biografias pesquisadas.



Bioma	Total de pontos	Distância entre pontos	Tempo de observação/ponto	Horário de observação	Referência
Floresta de platô	20	100 m	20 minutos	a partir das 5:30 e a partir das 14:30	Borges e Guilherme, 2000
Floresta Estacional Semidecidual	35	200 m	10 minutos	Madrugada 5:30-7:30 Tarde 11:00-13:00 Noite 16:00-18:00	Faria et al., 2007
Mata de Araucaria	18	200 m	20 minutos	Manhã 6:00 as 9:00 Noite 19:00 as 21:00	Barbosa e Almeida, 2008
Cerradão	100	200 m	20 minutos	de 5:30 as 10:00	Almeida, 2002

Tabela 3. Exemplos das variáveis (total de pontos, distância entre pontos; tempo e horário das observações) utilizadas na metodologia de amostragem por ponto, relacionadas ao bioma amostrado.

2.2.4. Amostragem em transecção

Para amostragem em transecção o observador percorre uma trilha padrão em velocidade pré-determinada registrando e contabilizando (auditiva e/ou visualmente) os indivíduos. É importante que as trilhas estejam em boas condições e limpas, possibilitando que o observador faça o mínimo de barulho ao caminhar. Deve-se tomar cuidado para não registrar o mesmo indivíduo mais de uma vez (ANJOS *et al.*, 2010).

Nesse método, o observador registra todos os indivíduos observados na comunidade anotando ou não a distância perpendicular do objeto de estudo em relação ao transecto. O registro da distância perpendicular é utilizado para o cálculo da densidade. E ainda, o pesquisador deve fazer mais do que uma observação, começando pelas extremidades do transecto alternadamente (por exemplo, ponto 1 em direção ao ponto 5 em um dia e ponto 5 em direção ao ponto 1 em outro dia). Isso é importante para que haja mais chance de detectar um número maior de espécies.

Geralmente a caminhada inicia ao amanhecer, horário de maior atividade das aves. Pode-se padronizar a distância máxima de registro em cada lado da trilha (ex. 100 metros), com o objetivo de homogeneizar o esforço amostral. Através da aplicação deste método é possível gerar estimativas de abundância relativa, denominadas taxas de encontro, sendo expressas como número de contatos por distância percorrida (ANJOS *et al.*, 2010).



As vantagens deste método segundo Bibby *et al.* (1998) são:

- Cobrir uma área maior e possivelmente registrar mais espécies;
- Menor chance de registrar o mesmo indivíduo mais de uma vez;
- Método mais eficiente para registro de espécies mais móveis e mais conspícuas;
- Possíveis erros nas estimativas de distância são menos graves do que aqueles cometidos na metodologia de pontos de escuta.

Existe a variação, transecção com bandas ou método por trajetos de largura variável. Esta metodologia é baseada no registro de indivíduos, casais, grupos ou aves pousadas, sendo mensurada a distância dos mesmos em relação a transecção. Esse método permite estimativas de densidade populacional (ANJOS *et al.*, 2010).

2.2.5. Amostragem por quadrado

A área de estudo é dividida e delimita-se a parte a ser amostrada. É importante que todos ou a maior parte dos biomas que compõe a área sejam amostrados. Este método é muito utilizado para avaliar nidificações por busca ativa dentro da área estabelecida. Trata-se de um método raramente utilizado em estudos ambientais.

2.2.6. Alguns índices utilizados para levantamento da ornitofauna

- Índice pontual de Abundância (IPA): indica a abundância de cada espécie em função do seu coeficiente de conspicuidade, através do número de contatos com determinada espécie em relação ao número total de amostras.
- Índice de frequência nas listas de Mackinnon (IFL): indica a frequência de ocorrência da espécie na área de estudo. É obtido dividindo-se o total de listas de Mackinnon em que determinada espécie apareceu pelo total de listas obtidas na área.
- Índice de Diversidade de Shannon (H'): permite o conhecimento do grau de heterogeneidade da área, baseando-se na abundância proporcional de todas as espécies da comunidade. Depende não só do número total de indivíduos e do número total de espécies, mas também da proporção do número de indivíduos em cada espécie.
- Índice de Equidade de Pielou (E): demonstra como o número de indivíduos está distribuído entre as espécies registradas. Baixa equidade significa grande probabilidade de vários indivíduos tomados de forma aleatória e independente da comunidade serem de uma mesma espécie (MARTINS & SANTOS, 1999).



- Índice de Densidade Geral (IDG): corresponde ao número de indivíduos constatados a cada hora de observação, determinado através da divisão do número total de contatos pelo total de horas de observação, para cada período amostral.
- Frequência Relativa (FR): percentagem da somatória dos indivíduos de uma população, capturados ou recapturados, em relação à somatória dos indivíduos da comunidade, capturados ou recapturados.
- Índice de Frequência (IF) ou Frequência de Ocorrência (FO): representa a somatória dos dias em que indivíduos de uma mesma espécie são capturados, em relação ao número total de dias de coleta.
- Índice de Recaptura (IR): a somatória do número de indivíduos de uma população recapturados em relação ao número de indivíduos desta mesma população capturados, durante todo do período de coleta.

2.3. Marcação

A marcação geralmente é realizada através de anilhas metálicas e plásticas, mas outros métodos como transponder/microchip, telemetria, bandeirolas, corantes não tóxicos e tatuagem, também são autorizados (CFBio, 2012). Alguns trabalhos realizam um pequeno entalhe na cauda das aves, apenas para evitar a recontagem quando essas são recapturadas.

Em estudos de impacto e monitoramento ambiental o método de marcação mais utilizado é o anilhamento. Apenas profissionais capacitados devem realizar o anilhamento, sendo cuidadosos e criteriosos ao fazê-lo. É importante que o diâmetro da anilha ou colar escolhido leve em consideração o porte da ave em fase adulta. Quando utilizados transponders, os mesmos devem ser introduzidos na musculatura peitoral ou da coxa. Os corantes utilizados devem ser não tóxicos e temporários. É proibido o uso de tatuagem a quente ou com substâncias de pH ácido/básico (CFBIO, 2012).

2.4. Coleta de aves

A coleta de exemplares contribui para o conhecimento e documentação da ornitofauna, uma vez que os mesmos permanecem nas coleções, possibilitando inclusive futuras reavaliações taxonômicas (STRAUBE *et al.*, 2010). Pouco ainda é conhecido sobre a distribuição geográfica das diversas espécies de aves do Brasil, de modo que existem inúmeras espécies que não podem ser identificadas claramente por meio de observações em campo (espécies crípticas). A identificação das mesmas só pode ser feita de maneira confiável, caso sejam coletadas e comparadas com as séries



referenciais que se encontram depositadas nas coleções científicas. Muitos dos registros destas espécies baseados unicamente em observações de campo devem levar a erros por parte do observador que não poderão ser checados posteriormente.

Outra vantagem da coleta de espécimes como meio de documentação dos registros é a possibilidade que os exemplares nos fornecem de checarmos a honestidade dos autores dos respectivos registros. Sem a existência de espécimes, é difícil ou quase impossível descobrir possíveis fraudes (PACHECO & BAUER, 2001).

Os recentes estudos de campo em Ornitologia, não apenas no Brasil, mostram um forte declínio nas atividades de coleta científica de espécimes (REMSEN, 1995; WINKER, 1996; PETERSON *et al.*, 1998; TUBELIS & TOMAS, 2003; FREYMANN & SCHUCHMANN, 2005). Vários são os motivos que fizeram os ornitólogos brasileiros pararem ou diminuírem suas atividades de coleta. Dentre eles, existe a idéia de que os museus já estão abarrotados de espécimes e não é mais necessário coletar aves, de modo que tal atividade poderia comprometer a conservação das espécies. Entretanto, cálculos científicos demonstraram que a coleta de exemplares não afeta a maioria das populações de aves. Neste caso, são as atividades humanas as grandes responsáveis pela maior perda da biodiversidade da ornitofauna.

Ao se coletar um espécime, o máximo de informações sobre o mesmo deve ser anotado em campo, para serem posteriormente transcritas na etiqueta que acompanha a ave taxidermizada (CORADO, 2005). Cada exemplar taxidermizado recebe uma etiqueta contendo diversos dados, dentre eles: localidade de coleta (com suas respectivas coordenadas geográficas), data de coleta, nome do coletor, hábitat, altitude, sexo, comprimento total da ave, peso, coloração do bico, dos tarsos, dos olhos, porcentagem de ossificação craniana, quantidade de gordura e conteúdo estomacal (veja VAN TYNE, 1952; FOSTER & CANNEL, 1990). A etiqueta com dados incompletos reduz o valor científico do exemplar, que poderia fornecer inúmeras informações usadas em estudos sobre zoogeografia, distribuição geográfica e sazonal, padrões de muda, variação geográfica, dimorfismo sexual, alimentação, dentre outros (CORADO, 2005). É também muito importante preparar as etiquetas com letra legível para que qualquer pessoa que estude o exemplar não tenha dúvida sobre quaisquer dados relativos ao mesmo.

Para a realização da coleta, principalmente de aves de médio e grande porte em matas altas, o uso de armas de fogo e de armas de pressão é autorizado pelo Conselho Federal de Biologia (CFBIO, 2012). Porém devido ao “Estatuto do Desarmamento”, a nova legislação não contempla a categoria pesquisador. Neste sentido, dada a dificuldade (ou quase impossibilidade) de se conseguir autorizações para o uso de armas de fogo no Brasil, incentiva-se que, ao menos o uso de armas de



pressão (carabinas ou pistolas) seja autorizado em estudos de impacto ambiental, desde que selecionado o calibre correto (4,5 a 6 mm). É importante salientar que o uso de armas de pressão não necessita de porte nem licenças (deve-se portar apenas cópia da nota fiscal de compra e possuir mais de 18 anos, para armas acionadas por mola, ou mais de 21 anos, para armas acionadas por gás comprimido), sendo autorizado pela Portaria nº36-DMB, de 09 de dezembro de 1999.

A eutanásia em aves pode ser feita com o uso de Barbitúricos ou outros anestésicos gerais injetáveis; anestésicos inalatórios seguidos de outro procedimento para assegurar a morte. O uso de métodos aceitos sob-restrição (N₂/argônio; deslocamento cervical; decapitação; CO₂) terão necessariamente que serem justificados e explicitada a inviabilidade de outros métodos (CFMV, 2012).

2.5.Referências Bibliográficas

ALEIXO, A.; VIELLIARD, J. M. E. Composição e dinâmica da avifauna da Mata de Santa Genebra, Campinas, São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, nº12131: 493-511. 1995.

ALMEIDA, M. E. C. **Estrutura de comunidades de aves em áreas de cerrado da região Nordeste do estado de São Paulo**. Tese de Doutorado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos – SP. 2002.

ALVARENGA, H. M. F., HÖFLING, E. & SILVEIRA, L. F. *Notharchus swainsoni* (Gray, 1846) (Bucconidae) é uma espécie válida. **Ararajuba** 10:73-77. 2002.

ANJOS, L.; VOLPATO, G. H.; MENDONÇA, L. B.; SERAFINI, P. P.; LOPES, E. V.; BOÇON, R.; SILVA, E. S.; BISHEIMEIR, M. V. Técnicas de levantamento quantitativo de aves em ambiente florestal; uma análise comparativa baseada em dados empíricos. **Ornitologia e Conservação, Ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**, pág. 63-76. 1ª Edição, 2010.

ASSIS, C. P., RAPOSO, M. A., STOPIGLIA, R. & PARRINI, R. Validation of *Thamnophilus capistratus* Lesson, 1840 (Passeriformes: Thamnophilidae). **Auk** 124:665-676. 2007a.

ASSIS, C. P., RAPOSO, M. A. & PARRINI, R. Validação de *Poospiza cabanisi* Bonaparte, 1850 (Passeriformes: Emberizidae). **Rev. Bras. Ornitol.** 15:103-112. 2007b.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

BARBOSA, A. F.; ALMEIDA, A. F. Levantamento quantitativo da avifauna em uma Mata de *Araucaria e Podocarpus*, no Parque Estadual de Campos do Jordão, SP. **Instituto Florestal Sérgio Registros** n. 33, p. 1-11, 2008.

BIBBY, C. J.; BURGESS, N. D.; HILL, D. A. **Bird Census Techniques**. Academic Press: London. 257p. 1992.

BORGES, S. H.; GUILHERME, E. Comunidade de aves em um fragmento florestal urbano em Manaus, Amazonas, Brasil. **Ararajuba**, nº8(1):17-23. 2000.

CABRAL, S. A. S.; AZEVEDO JÚNIOR, S. M. ; LARRAZÁBAL, M.E. Levantamento das aves da Área de Proteção Ambiental de Piaçabuçu, no litoral de Alagoas, Brasil. **Ornithologia** 1(2):161-167, Junho 2006.

CICERO, C. & JOHNSON, N. K. Declining scientific standards in studies of avian distribution. *Auk* 113:522-523. 1996.

CORADO, R. The importance of information on specimen labels. **Ornitol. Neotrop.** 16:277-278. 2005.

CONSELHO FEDERAL DE BIOLOGIA. Portaria nº148 de 2012.

CONSELHO FEDERAL DE MEDICINA VETERINÁRIA. Resolução nº1000 de 11 de maio de 2012.

DUBOIS, A. & NEMÉSIO, A. Does nomenclatural availability of nomina of new species or subspecies require the deposition of vouchers in collections? **Zootaxa** 1409:1-22. 2007.

FOSTER, M. S. & CANNEL, P. F. Bird specimens and documentation: critical data for a critical resource. **Condor** 92:277-283. 1990.

FRANCHIN, A. G. & MARÇAL JR. O. A riqueza da avifauna no Parque Municipal do Sabiá, zona urbana de Uberlândia (MG). **Biotema**, 17 (1): 179 - 202, 2004.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

FREYMANN, B. & SCHUCHMANN, K.–L. Collecting history of the hummingbird genera *Chaetocercus* Gray, 1855 and *Lophornis* Lesson, 1829. **J. Ornithol.** 146:61-64. 2005.

HERZOG, S. K., M. KESSLER & T. M. CAHILL. Estimating species richness of tropical bird communities from rapid assessment data. **Auk** 119: 749–769. 2002.

IBAMA. Manual de anilhamento de aves silvestres. 2ª ed. rev. amp. - Brasília: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, 148p. 1994.

ISLER, M. L., ISLER, P. R. & WHITNEY, B. M. Biogeography and systematics of the *Thamnophilus punctatus* (Thamnophilidae) complex. **Orn. Monogr.** 48:355-381. 1997.

ISLER, M. L., ISLER, P. R. & WHITNEY, B. M. Species limits in antbirds (Passeriformes: Thamnophilidae): the *Myrmotherula surinamensis* complex. **Auk** 116:83-96. 1999.

JACQUES, M. E.; VIELLIARD, M. E. C. A.; ANJOS, L.; WESLEY, R. S. Levantamento quantitativo por pontos de escuta e o Índice Pontual de Abundância (IPA). LIVRO

MACHADO, D. A. **Estudo de Populações de aves silvestres da região do Salto Piraí, Joinville, SC.** Dissertação de Mestrado. Escola Superior de agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba – SP. 1996.

MACKINNON, S. & PHILLIPS, K. **A Field Guide to the Birds of Borneo, Sumatra, Java and Bali.** Oxford: Oxford University Press. 692 p. 1993.

MARTINS, F. R. & SANTOS, F. A. M. Técnicas usuais de estimativa da biodiversidade. **Revista Holos** 1(1): 236-237. 1999.

MCKELVEY, K. S., A. B. KEITH & M. K. SCHWARTZ. Using anecdotal occurrence data for rare or elusive species: the illusion of reality and a call for evidentiary standards. **Bioscience** 58(2): 549-555. 2008.

MEDEIROS, R. DE C. S.; MARINI, M. A. Biologia reprodutiva de *Elaenia Chiriquensis* (Lawrence) (Aves Tyrannidae) em Cerrado do Brasil Central. **Revista Brasileira de Zoologia** n. 24(1): 12-20. 2007.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

PACHECO, J. F. & BAUER, C. A lista de aves do Espírito Santo de Augusto Ruschi (1953): uma análise crítica. *In*: Albuquerque, J. L. B., Cândido Jr., J. F., Straube, F. C. & Roos, A. L. (eds.) **Ornitologia e conservação: da ciência às estratégias**. Tubarão: Ed. Unisul. 2001.

PETERSON, A. T., NAVARRO-SIGUENZA, A. G. & BENITEZ-DIAZ, H. (1998) The need for continued scientific collecting: a geographic analysis of Mexican bird specimens. **Ibis** 140:288-294.

RAPOSO, M. A. & PARRINI, R. On the validity of the Half-collared Sparrow *Arremon semitorquatus* Swainson, 1837. **Bull. Brit. Orn. Club** 117:294-298. 1997.

RAPOSO, M. A. & TEIXEIRA, D. M. Revalidação de *Chamaeza meruloides* Vigors, 1825 (Aves, Formicariidae). **Bol. Mus. Nac., N. Sér.** 350:1-11. 1992.

RAPOSO, M. A., PARRINI, R. & NAPOLI, M. Taxonomia, morfometria e bioacústica do grupo específico *Hylophilus poicilotis* / *H. amaurocephalus* (Aves, Vireonidae). **Ararajuba** 6:87-109. 1998.

REMSEN, J. V., Jr. The importance of continued collecting of bird specimens to ornithology and bird conservation. **Bird Conserv. Intern.** 5:145-180. 1995.

RIBON, R. Amostragem de Aves pelo método de listas de Mackinnon. Pp. 33-44 *in*: Matter, S. V., F. C. Straube, I. Accordi, V. Piacentini & J. F. Cândido-Jr (Orgs.). **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books. 516p. 2010.

ROJAS-SOTO, O. R. & ITA, A. O. Los inventarios avifaunísticos: reflexiones sobre su desarrollo en el Neotrópico. **Ornitol. Neotrop.** 16:441-445. 2005.

ROOS, A. L. Capturando aves. Pp. 79-104 *in*: Matter, S. V., F. C. Straube, I. Accordi, V. Piacentini & J. F. Cândido-Jr (Orgs.). **Ornitologia e Conservação: Ciência Aplicada, Técnicas de Pesquisa e Levantamento**. Rio de Janeiro: Technical Books. 516p. 2010.

SILVA, F.D.S; BLAMIREs, D. Avifauna urbana no Lago Pôr do Sol, Iporá, Goiás, Brasil. **Lundiana** 8(1):17-26, 2007.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

TOLEDO, M. C. B. **Análise das áreas verdes urbanas em diferentes escalas visando a conservação da avifauna**. Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista. Botucatu, SP. 2007.

TUBELIS, D. P. & TOMAS, W. M. The contributions of museum collections and of records not involving collections to the knowledge of the bird species composition of the Pantanal, Brazil. **Ararajuba** 11:207-214. 2003.

VAN TYNE, J. Principles and practices in collecting and taxonomic work. **Auk** 69:27-33. 1952.

VASCONCELOS, M. F. Uma opinião crítica sobre a qualidade e a utilidade dos trabalhos de consultoria ambiental sobre avifauna. **Atualidades Ornitológicas** 131: 10-13. 2006.

VELLIARD, J. M. E.; ALMEIDA, M. E. C.; ANJOS, L.; SILVA, W. R. Levantamento quantitativo por pontos de escuta e o Índice Pontual de Abundância (IPA) In: MATTER, S. V.; STRAUBE, F. C.; ACCORDI, I.; PIACENTINI, V.; CÂNDIDO-JR, J. F. **Ornitologia e Conservação: Ciência aplicada, técnicas de pesquisa e levantamento**. 1. ed. Rio de Janeiro: Technical Books. p. 47-60. 2010.

WHITNEY, B. M., PACHECO, J. F., ISLER, P. R. & ISLER, M. L. *Hylopezus nattereri* (Pinto, 1937) is a valid species (Passeriformes: Formicariidae). **Ararajuba** 3:37-42. 1995a.

WHITNEY, B. M., PACHECO, J. F. & PARRINI, R. Two species of *Neopelma* in southeastern Brazil and diversification within the *Neopelma*/Tyrannetes complex: implications of the subspecies concept for conservation (Passeriformes: Tyrannidae). **Ararajuba** 3:43-53. 1995b.

WHITNEY, B. M. & COHN-HAFT, M. Fifteen New Species of Amazonian Birds. p. 225-239. In: DEL HOYO, J., ELLIOT, A., SARGATAL, J. & CHRISTIE, D. A. **Handbook of the birds of the World**. Special Volume: New species and Global Index. 812 p. 2013.

WILLIS, E. O. Sibling species of greenlets (Vireonidae) in southern Brazil. **Wilson Bull.** 103:559-567. 1991.

WILLIS, E. O. Three *Chamaeza* antthrushes in eastern Brazil (Formicariidae). **Condor** 94:110-116. 1992.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

WILLIS, E. O. *Drymophila rubricollis* (Bertoni, 1901) is a valid species (Aves, Formicariidae). **Rev. Bras. Biol.** 48:431-438. 1988.

WINKER, K. The crumbling infrastructure of biodiversity: the avian example. **Conserv. Biol.** 10:703-707. 1996.

WINKER, K. Natural History museums in a postbiodiversity era. **BioScience** 54:455-459. 2004.

ZIMMER, K. J. Species limits in Olive-backed Foliage-gleaners (*Automolus*: Furnariidae). **Wilson Buletin.** 114:20-37. 2002.



3. INVERTEBRADOS

3.1. Informações Gerais

Quanto à fauna de invertebrados não é possível determinar um esforço amostral adequado. Este grupo é extremamente diverso e o que vai determinar o esforço é o tamanho da área, o objetivo do inventário, recursos, variáveis ambientais, tempo disponível para o trabalho de campo, dentre outros.

O que deve realmente ser analisado são os dados gerados pelo inventário realizado, como a curva de acúmulo de espécies (curva do coletor). Esta curva indica se o esforço foi suficiente para amostrar as espécies de determinado local. Quando a curva tende para a estabilidade, significa que o esforço amostral de determinado inventário foi suficiente e que a maioria das espécies encontradas ali foram relacionadas.

Vale lembrar que a adequada amostragem da fauna depende da aplicação simultânea de métodos complementares entre si, no intuito de otimizar os resultados de coleta no sentido de amostrar indivíduos que ocupam diferentes microhabitats e com diferentes ritmos temporais. Além disso, é de extrema importância realizar no mínimo duas campanhas no ano, sendo uma no período de seca e uma no chuvoso.

Sendo assim, muitos métodos podem e devem ser empregados num levantamento, dependendo de fatores como o objetivo do estudo, variáveis ambientais, tempo disponível para o trabalho de campo e a disponibilidade de recursos. Deve-se também realizar campanhas de levantamento nas épocas de chuva e de seca.

3.2. Metodologias - Invertebrados terrestres

3.2.1. Busca ativa

Os animais localizados através de inspeção visual (solo, paredes, blocos de rocha, corpos d'água) cuja identificação já é conhecida deverão ter apenas sua presença registrada em planilha. Já as espécies não conhecidas deverão ser coletadas com pinças entomológicas, pincéis, sacos plásticos, potes plásticos, sugadores e redes de mão, e fixados em álcool 70% (maioria dos invertebrados) para posterior identificação em laboratório.

Para o levantamento de cupins (Isoptera), NATURE (2008), utilizou a metodologia de transectos de 300m de extensão com 10 parcelas de 10m² onde a procura foi feita nos seguintes microhabitats: cupinzeiros epígeos e arbóreos, em madeira de grandes troncos caídos, em madeira



de troncos mortos e ainda eretos, com ou sem sinais de ataque, em galerias externas construídas sobre os troncos e galhos das árvores, nos fragmentos menores de madeira (pedaços de troncos, galhos e cascas) caídos ou semi-enterrados na serrapilheira e na camada de terreno logo abaixo destes locais, em meio á serrapilheira, em raízes de plantas, fezes de animais, frutos em decomposição, sob grandes e pequenos fragmentos de rochas dentre outras localidades. Para exame do solo escavou-se duas pequenas trincheiras no subsolo, com 30 cm de profundidade por 60 cm de comprimento e 20 cm de largura, buscando detectar a presença de cupins em galerias subterrâneas. O trabalho em cada parcela deverá ser efetuado por dois coletores durante 30 minutos.

3.2.2. Armadilhas de interceptação e queda

Consiste em recipientes enterrados no solo (pitfalls) e, às vezes, interligados por cercas-guia. Quando um pequeno animal se depara com a cerca, tende a acompanhá-la, até eventualmente cair no recipiente mais próximo. Costuma ser utilizada a vaselina no recipiente (em uma quantidade que seja impossível causar o afogamento de outros grupos – répteis, anfíbios, pequenos mamíferos), para que o indivíduo não consiga sair da armadilha. Neste caso, os recipientes devem ser visitados periodicamente, para que os animais não sejam predados (no mínimo uma vez ao dia). Uma das vantagens do método é a captura de animais que raramente são amostrados nos métodos tradicionais de busca ativa.

As espécies não conhecidas são fixadas em álcool 70% para posterior identificação em laboratório.



Figura 1. Armadilha de queda "Pitfall", com uso de cerca guia.



3.2.3. Guarda-Chuva Entomológico

Trata-se de um pano branco com amarração de madeira usado para coletar insetos que vivem sobre a vegetação. Coloca-se o guarda-chuva aberto sob uma árvore na qual se bate com uma vara para que os insetos caiam sobre o pano e então são coletados com pinças.



3.2.4. Funil de Berlese

Trata-se de um funil com a abertura maior voltada para cima onde é colocado solo ou serrapilheira coletados da área de amostragem. Uma lâmpada acesa fica posicionada sobre o funil, acima do substrato. Com o aquecimento os insetos se movimentam para baixo e caem em um recipiente com líquido preservante acoplado à abertura menor do funil.

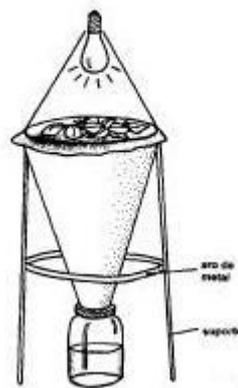


Figura 3. Funil de Berlese

3.2.5. Extratores de Winkler

É um método também utilizado para a amostragem de animais forrageadores. Trata-se de um saco de tecido pendurado com redes em seu interior para depósito de serrapilheira e com a



ponta inferior afunilada onde coloca-se um frasco coletor. Definem-se áreas de 1 m² de onde serão retiradas a serrapilheira e camadas superficiais do solo que são colocadas no extrator por período mínimo de 48h. Com o passar do tempo os insetos se movem para baixo caindo no recipiente. Depois o substrato é revisado manualmente em busca de animais remanescentes no folhicho.



Figura 4. Extrator de Winkler

3.3. Metodologias - Invertebrados aquáticos

Os instrumentos de coleta de invertebrados aquáticos são definidos pelo ambiente de coleta (habitats lóticos – água corrente – ou lênticos – água parada) e pelo tipo de material do substrato a ser amostrado (fundo pedregoso, pedregulhos, pedras menores, sedimentos bons, detritos ou plantas aquáticas). Instrumentos usados em ambientes lóticos usam a corrente de água para facilitar a coleta, sendo exemplos deles o *Hess* e *Surber*. Ambos são constituídos por redes que funcionam como filtros. Em ambientes lênticos são utilizados cilindro e amostragem de bomba onde a abertura de um plástico ou tubo de metal, de área conhecida, é empurrada no substrato e uma bomba de mão é usada para bombear os sedimentos, detritos e invertebrados para uma rede (AGUILAR, 2013)

Normalmente a coleta de invertebrados aquáticos envolve o uso de peneiras (malha 2 mm) para capturar os indivíduos associados à vegetação marginal ou escondidos no leito do rio; pode-se também utilizar armadilhas iscadas com coração de frango, colocadas no leito do rio no final do período da tarde de um dia e recolhidas na manhã do dia seguinte.

Outra forma de amostragem utilizada é por meio de arrasto horizontal à superfície da água por 5 minutos utilizando-se uma rede cônica de plâncton, com diâmetro de 20 cm e abertura de



malha de 65 μm . As amostras deverão ser acondicionadas em frascos de vidro e fixadas em uma solução de formaldeído a 4%, tamponada com carbonato de cálcio.

Para macroinvertebrados bentônicos o procedimento de coleta de amostras em campo e o material utilizado irão depender da natureza do corpo hídrico estudado. A metodologia de coleta utilizada em riachos é diferente daquela de rio em regiões de foz ou potamal, uma vez que as condições hidrológicas são completamente diversas. O sedimento da calha principal também será diferente, assim como a fauna associada. Assim, o tipo de coletor irá variar de acordo com o ambiente estudado. É importante também que haja amostras de sedimento para o estudo das comunidades (SILVEIRA, 2004).

Para rios de pequeno porte (até 3ª ordem), como córregos e nascentes, o amostrador do tipo *Surber* é bastante indicado. Em geral, a área amostrada do *Surber* é de 900cm² e a malha coletora usada é de 250 micrômetros. Entretanto, o tamanho da malha do coletor dependerá dos objetivos da pesquisa, tais como a importância ou não da coleta de indivíduos muito pequenos e imaturos, número de espécimes coletados ou outros. Para a coleta, o procedimento é feito da seguinte maneira:

- Posicionar o *Surber* contra a correnteza, e fixar a área de amostragem no leito do rio;
- Recolher com a mão, ou com a ajuda de uma pequena escova (no caso, por exemplo, de coleta de perifíton aderido a rochas) todo o substrato contido dentro da área de 900 cm² para dentro da rede coletora;
- Transferir o material recolhido para sacos plásticos (50 x 80x 0,12 cm); Verificar cuidadosamente se nenhum animal ficou preso na rede;
- Fixar a amostra em álcool etílico a 70% e
- Fechar os sacos plásticos com um nó simples e acondicioná-los em baldes plásticos (SILVEIRA, 2004).

Em geral, nos riachos há 4 tipos principais de substrato disponíveis. Desta forma recomenda-se que a coleta seja de no mínimo 3 amostras para cada tipo de substrato, de modo que, neste caso haverá um conjunto de 12 amostras (4 tipos de substrato com 3 repetições) por ponto de coleta (SILVEIRA, 2004).

3.4. Metodologias - Invertebrados voadores

As armadilhas utilizadas em levantamento de insetos podem ser divididas em dois grandes grupos: armadilhas que exigem a presença do operador para capturar os insetos (rede entomológica,



armadilha de sucção costal, choque de inseticidas, etc.); e armadilhas que capturam os insetos mesmo na ausência do operador (armadilha luminosa, frasco caça-mosca, bandeja, armadilhas de Malaise, tipo janela, tipo alçapão, etc.). Todas essas armadilhas são freqüentemente utilizadas em entomologia e permitem estimar, dependendo do tipo de armadilha, população absoluta, relativa ou índices de população. Para captura de invertebrados maiores, como lepidópteros, são utilizadas as redes entomológicas e armadilhas contendo iscas no período vespertino ou noturno, de acordo com o ritmo biológico da espécie.

Os lepidópteros coletados devem ser transportados em envelopes entomológicos e podem ser mortos por compressão do tórax ou congelamento.

3.4.1. Modelo de armadilha Malaise Townes (1972)

O princípio de captura e operação das armadilhas Malaise baseiam-se na intercepção de voo por meio de uma barreira de tecido e subsequente fototropismo apresentada pelos insetos. Os insetos são atraídos pela luz do sol, interceptados no topo da armadilha e caem dentro de um vaso com álcool. A presença do coletor pode ser dispensável para o máximo de uma semana, após o que o pote é substituído. A área da barreira vertical de intercepção de voo deve ser de 1,80 m de comprimento 1,40 m de altura.

3.4.2. Modelo Masner & Goulet (1981)

Uma barreira de tecido impregnado com inseticida intercepta os insetos, que caem em uma bandeja cheia de água e detergente. As armadilhas são construídas de acordo com os autores, mas com uma barreira de intercepção de 1,80 m x 1,40 m. As bandejas de coleta podem ser feitas de folha galvanizada na dimensão de 1,80 m de comprimento 0,60 m de largura. Ao contrário do uso originalmente recomendada de solução salina saturada, pode ser utilizada uma solução de formalina a 2,5% como preservador. A barreira de intercepção é impregnada com uma pirethroid, que pode ser a deltametrina insecticida Decis[®], 30 ml para 10 litros de água.

3.4.3. Modelo van Someren-Rydon

Armadilha eficiente para lepidópteros que são atraídos por frutas fermentadas, carne em decomposição e excrementos de animais. Consiste em um cilindro de tela fina, fechado na extremidade superior e amarrado a uma plataforma de plástico onde são colocados potes contendo as iscas, assim as borboletas entram pela abertura inferior, se alimentam na plataforma e no



momento de sair voam para cima ficando presas na tela do cilindro. Pode ser montada em diferentes alturas, o que permite a capturas de animais de dossel.

3.4.4. Armadilhas Luminosas de Sucção, Tipo CDC

Este equipamento é utilizado para a coleta de insetos cuja atividade se dá no período noturno, especialmente os flebotomíneos e vários maruins. Espécies de culicídeos também podem ser capturadas com esta técnica, embora este não seja o método de escolha. A armadilha atrai os insetos com uma fonte luminosa e os suga por ação de um ventilador, mantendo os insetos vivos dentro de um saco de tecido. As armadilhas podem permanecer armadas por um período de 12 horas (18:00 às 6:00 horas). Após o recolhimento da armadilha, o saco é retirado e os exemplares cuidadosamente transferidos para frascos, onde são sacrificados. Posteriormente são transferidos para tubos contendo álcool 70%, ou são mantidos dessecados, para montagem em laboratório.

3.4.5. Varreduras Manuais com Redes Entomológicas

Este método usa pequenos puçás entomológicos feitos com tecido leve para captura de insetos delicados. Os puçás são usados para captura de mosquitos (*Culicidae*) em vôo, borboletas e mariposas (*Lepidoptera*), e outros insetos voadores.

Os culicídeos são atraídos pela presença dos técnicos ou iscas e se dispõem em diferentes ambientes de cada ponto de amostragem. Três horários de coleta distintos visam permitir a captura das espécies que usam diferentes períodos do dia para forragear: início da manhã (6:00 h às 8:00 horas), meio do dia (13:00 às 15:00 horas) e entardecer (17:00 às 19:00 horas). Os exemplares capturados podem ser cuidadosamente transferidos para frascos com naftalina, onde são sacrificados. Parte do material é mantido nestes frascos para conservação futura.

3.5. Metodologias - Invertebrados cavernícolas

As metodologias utilizadas para invertebrados cavernícolas (hipógeos) é a mesma para organismos epígeos (que vivem fora das cavernas). Os organismos cavernícolas são classificados de acordo com a relação e dependência que eles têm com o meio hipógeo, sendo divididos em troglóxenos, troglófilos e troglóbios. Os animais troglóxenos são aqueles frequentemente encontrados no meio hipógeo, mas que precisam sair da caverna em algum momento para completar seu ciclo de vida como por exemplo, os morcegos. Os organismos troglófilos são aqueles comumente encontrados no ambiente hipógeo, mas que podem viver tanto dentro como fora da caverna, como por exemplo, as aranhas e insetos. Esses organismos apresentam adaptações que os



permitem sobreviver nesse meio, como a presença de apêndices e de sensores táteis e químicos desenvolvidos. Já os troglóbios são espécies restritas ao ambiente subterrâneo, apresentando especializações, como por exemplo, ausência de olhos, adquiridas ao longo da evolução, geralmente por isolamento geográfico nesse meio.

O mais importante a ser analisado nos levantamentos realizados em ambientes cavernícolas é a presença de organismos troglóbios, devido ao surgimento do Decreto 6.640/08. Este Decreto diz, em seus artigos 3º e 4º, que a *“cavidade natural subterrânea com grau de relevância máximo e sua área de influência não podem ser objeto de impactos negativos irreversíveis, sendo que sua utilização deve fazer-se somente dentro de condições que assegurem sua integridade física e a manutenção do seu equilíbrio ecológico”*. Porém, a *“cavidade natural subterrânea classificada com grau de relevância alto, médio ou baixo poderá ser objeto de impactos negativos irreversíveis, mediante licenciamento ambiental”*.

A Instrução Normativa MMA Nº 2, de 20 de agosto de 2009, estabelece a metodologia que classifica as cavernas brasileiras em seus níveis de relevância. De acordo com o art. 3º dessa instrução normativa, as cavernas com grau de relevância máximo devem possuir ao menos um dos atributos abaixo: *“I - gênese única ou rara; II - morfologia única; III - dimensões notáveis em extensão, área ou volume; IV - espeleotemas únicos; V - isolamento geográfico; VI- abrigo essencial para a preservação de populações geneticamente viáveis de espécies animais em risco de extinção, constantes de listas oficiais; VII - habitat essencial para preservação de populações geneticamente viáveis de espécies de troglóbios endêmicos ou relíctos; VIII - habitat de troglóbio raro; IX - interações ecológicas únicas; X - cavidade testemunho; ou XI - destacada relevância histórico-cultural ou religiosa”*.

Dessa forma, ao analisar os inventários faunísticos de cavidades naturais subterrâneas, é de extrema importância avaliar a presença ou ausência de organismos troglóbios nesses locais para que habitats de espécies restritas não sejam destruídos.

3.5.1. Método de coleta busca ativa para cavernícolas terrestres

A metodologia mais usual na coleta bioespeleológica tanto em consultorias como em pesquisas científicas é a técnica denominada de Busca Ativa. Esta metodologia envolve a busca na maior diversidade possível de ambientes encontrados no interior das cavidades, dando prioridade a pontos nos quais os organismos são frequentemente encontrados (substrato rochoso, bancos de sedimentos, depósitos de guano, detritos vegetais e carcaças de animais mortos dentre outros) no solo, parede e teto das mesmas, nas quais os espécimes troglomórficos (organismos que possuem



estruturas de adaptação ao ambiente cavernícola) podem ser visualizados e capturados manualmente, com o auxílio de pinças e pincel.

Bem menos utilizada que a metodologia supracitada, outro método de possível utilização em algumas cavernas é o de quadrantes. Este consiste em recolher o substrato de uma quadrícula de tamanho e profundidade pré-estabelecido para análise. Alguns pesquisadores utilizam a metodologia de quadrantes para estudos específicos de guano. Nestes casos é estabelecido o tamanho e profundidade das quadriculas, o material é retirado e pode ser utilizado para análise de estrutura de comunidades, quantificar a percentagem de matéria orgânica, teor de unidade, pH dentre outros.

3.5.2. Métodos de coleta ativa para cavernícolas aquáticos

Em métodos de coleta ativa de cavernícolas aquáticos frequentemente são utilizadas peneira e puçá. Nestes métodos o coletor busca com o auxílio dos instrumentos próprios de coleta o maior número de indivíduos possíveis. A coleta ativa consiste na captura com uso de instrumentos que perturbam o ambiente, tanto pela movimentação dos coletores quanto pelas alterações provocadas na estrutura dos micro-habitats. Além disso, as capturas por esse método podem ser altamente dependentes da habilidade do coletor. Após a coleta o pesquisador busca identificar e devolver o indivíduo ao ambiente, caso não seja possível a identificação *in situ* e o mesmo possua licença, o material coletado é encaminhado a um laboratório para posterior identificação.

3.5.3. Método de coleta passiva para captura de cavernícolas terrestres

Neste método pode se utilizar armadilhas de solo do tipo *pitfall*. As armadilhas são distribuídas em diversos locais das cavernas. Pratos de borda baixa ou baldes enterrados em substratos terrígenos inconsolidados, de modo a criar poças artificiais de fácil acesso à fauna local, instaladas em locais com e sem guano no substrato das cavernas, com ou sem auxílio de isca, em locais onde não existam poças naturais ou estas ocorram apenas em caráter sazonal.

3.6. Referências Bibliográficas

AGUILAR, T. M. **Diagnóstico e Avaliação de Impactos II – Meio Biótico**. Belo Horizonte, 2013. Apostila do curso MBA em Consultoria e Licenciamento Ambiental, Centro Universitário UNA.

ARCADIS TETRAPLAN. **Estudo de Impacto Ambiental: Ramal Ferroviário Sudeste do Pará**. Anexo 17. Vale, São Paulo, Janeiro de 2011.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

BRASIL. **Decreto 6.640, de 07 de novembro de 2008.** Dá nova redação aos arts. 1º, 2º, 3º, 4º e 5º e acrescenta os arts. 5-A e 5-B ao DDecreto nº 99.556, de 1º de outubro de 1990, que dispõe sobre a proteção das cavidades naturais subterrâneas existentes no território nacional.

BRASIL. **Instrução normativa MMA nº 2.** Ministério de Estado do Meio Ambiente, de 20 de agosto de 2009.

COSTA, F. L. M. da; OLIVEIRA, A & CALLISTO, M.: **Inventário da diversidade de macroinvertebrados bentônicos no reservatório da estação ambiental de Peti, MG, Brasil.** Neotropical Biology and Conservation1(1):17-23 may - august 2006.

CAMPOS, W. G.; PEREIRA, D. B. S & SCHOEREDER, J. H.: **Comparação da eficiência de modelos de armadilhas de interceptação de vôo na amostragem de Hymenoptera e outros insetos.** Anais da Sociedade Entomológica do Brasil. vol.29 no.3 Londrina Sept. 2000

DOLIBAINA, D. R; et al: **Borboletas (Papilionoidea e Hesperioidea) de Guarapuava e arredores, Paraná, Brasil: um inventário com base em 63 anos de registros.** Biota Neotrop. 2011, 11(1): 341-354.

FULONE, L. J; LIMA, A. F; ALVES, G. M; VELHO, L. F. M & LANSAC-TÔHA, F. A: **Composição de amebas testáceas (Protozoa-Rhizopoda) de dois córregos do Estado de São Paulo, incluindo novos registros para o Brasil.** Acta Sci. Biol. Sci. Maringá, v. 27,no. 2, p. 113-118, April/June, 2005.

ISERHARD, C. A & ROMANOWSKI, H. P.: **Lista de espécies de borboletas (Lepidoptera, Papilionoidea e Hesperioidea) da região do vale do rio Maquiné, Rio Grande do Sul, Brasil.** Rev. Bras. Zool. vol.21 no.3 Curitiba Sept. 2004

MIELKE, O. H. H; EMERY, E. O & PINHEIRO, C. E. G.:**As borboletas Hesperiiidae (Lepidoptera, Hesperioidea) do Distrito Federal, Brasil.** Rev. Bras. entomol. vol.52 no.2 São Paulo 2008.

NATURE CONSULTORIA AMBIENTAL. **Projeto Básico Ambiental – PBA: AHE Jurau.** Energia Sustentável do Brasil. Dezembro, 2008.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

NOGUEIRA, T. A. **Análise da diversidade e efeito de borda na assembléia de borboletas frugívoras da Reserva Biológica de Sooretama – ES.** Dissertação de Mestrado em Diversidade Tropical, Universidade Federal do Espírito Santo. São Mateus, Fevereiro de 2012.

REIS, A. S. & KRAEMER, B. M: **Fauna cavernícola terrestre: revisão bibliográfica dos métodos de coleta de invertebrados e vertebrados.** Anais do 32º Congresso Brasileiro de Espeleologia. Barreiras-BA; Sociedade Brasileira de Espeleologia. jul. 2013.

ROCHA, S. A. da & BUENO, S. L de S: **Crustáceos decápodes de água doce com ocorrência no Vale do Ribeira de Iguape e rios costeiros adjacentes, São Paulo, Brasil.** Rev. Bras. Zool. vol.21 no.4 Curitiba Dec. 2004.

SCHIAVONE, D. C ; MONZANE, T. E. G & LUCCA, J. V. de: **Inventário taxonômico preliminar da comunidade bentônica nos reservatórios do rio jaguari e do rio jacareí – sistema cantareira sabesp – São Paulo, SP.** VIII Fórum Ambiental da Alta Paulista, v. 8, n.2, 2012, p. 223-234.

SILVEIRA, M. P.; QUEIROZ, J. F.; BOEIRA, R. C. **Protocolo de coleta e preparação de amostras de macroinvertebrados bentônicos em riachos.** Comunicado Técnico 19, ISSN 1516-8638. Jaguariúna, SP. Outubro, 2004. Disponível em: <http://www.cnpma.embrapa.br/download/comunicado_19.pdf> Acesso em: 21 de Maio de 2014.

STRAMASSO, R. D; FONTES, K. E & FIRMO, C. L.:**Inventário da fauna noturna de lepidoptera na escola “e.p.g. vereador faustino ramalho”(Guarulhos, São Paulo).** Trabalho apresentado na IX Jornada de Iniciação Científica da UnG.

TRAJANO, E. **Fauna de invertebrados: um mundo à parte.** Disponível em <<http://www.redespeleo.org.br/artigodet.asp?txtid=109>>. 2004. Acesso em 03 de junho de 2011.

ZACCA, T. & BRAVO, F.: **Borboletas (Lepidoptera: Papilionoidea e Hesperioidea) da porção norte da Chapada Diamantina, Bahia, Brasil.** Biota Neotrop. vol.12 no.2 Campinas Apr./June 2012.



4. MAMÍFEROS DE MÉDIO E GRANDE PORTE

4.1. Informações Gerais

Os mamíferos desempenham papéis importantes nas comunidades. Esses animais são familiares da população e promovem o bem-estar e admiração nas pessoas e tem um grande apelo conservacionista. Por outro lado, muitas espécies são vistas como prejudiciais e o estudo de suas comunidades e manejo deve ser estimulado para se alcançar um equilíbrio na preservação frente à presença humana. Entre as espécies, destacam-se alguns carnívoros (p. ex., onças pintada, parda e lobo-guará) que são acusados, muitas vezes de forma não comprovada, de predarem exaustivamente mamíferos e aves de criação.

A caracterização de uma comunidade de mamíferos, além de fornecer uma idéia melhor da importância biológica da área, fornece subsídios para avaliar o status de conservação das espécies. Tem também importante papel nos ecossistemas em que se encontram atuando como polinizadores, dispersores e predadores contribuindo para o equilíbrio das populações e comunidades a eles associados (Calaça, 2009).

Segundo Hülle (2006), para alguns autores são considerados de médio porte os mamíferos com massa corporal superior a 5kg, enquanto Bocchiglieri (2010) considerou em sua pesquisa os animais com massa maior ou igual a 1kg. Já Cherem *et al.* (2007) caracteriza os mamíferos de médio porte como aqueles que possuem massa média de 1 a 10kg e de grande porte aqueles com massa igual ou superior a 10 kg. As ordens que contém indivíduos que podem ser considerados de médio e grande porte são: Artiodactyla, Carnivora, Lagomorpha, Perissodactyla, Primates, Rodentia, Sirenia, Cetacea, Cingulata e Pilosa.

O uso de diversos métodos é essencial para um levantamento de médios e grandes mamíferos mais completo, já que as espécies possuem hábitos bastante distintos e, portanto, diferentes graus de detectabilidade (Hülle, 2006).

4.2. Métodos de Captura

De acordo com a Portaria 148/2012 do Conselho Federal de Biologia, a captura de médios e grandes mamíferos pode ser feita de forma manual ou com uso de puçá, laço, redes, armadilhas de captura de animais vivos (queda ou pitfalls e Tomahawk), espera ou perseguição (dardos anestésicos), currais, cercos, baias, trincheiras e outros permitidos. O período mínimo de visitação das armadilhas varia conforme o hábito da espécie. Porém as armadilhas de captura de animais vivos devem ser vistoriadas no mínimo uma vez ao dia. Arma de fogo/pressão com munição não letal (que



não tenha como propósito levar ao óbito ou causar severa injúria) tem seu uso restringido e quaisquer armadilhas que utilizam o esmagamento como forma de captura, como armadilha de pressão por molas, são proibidas. O número de armadilhas utilizadas é estabelecido de acordo com o tamanho da área amostrada.

Aponta ainda alguns procedimentos de biossegurança que devem ser respeitados como utilizar luvas de raspa de couro, cambão, corda e redes de contenção. São feitas também as seguintes observações:

- Para onças, seguir os protocolos estabelecidos em Deem & Karesh (2005).
- Para antas, seguir os protocolos estabelecidos em Medici *et al.* (2007).

Após pesquisa bibliográfica evidenciou-se que na grande maioria dos estudos o levantamento de médios e grandes mamíferos se dá pela contagem visual, pelo uso de armadilhas fotográficas e pela amostragem indireta. Vários pesquisadores realizam também entrevistas com moradores das regiões, visando obter informações complementares. Porém outros condenam essa metodologia pois os moradores conhecem os nomes populares (que variam de espécie para cada região) e não tem a habilidade de reconhecimento de caracteres taxonômicos distinguíveis entre espécies.

4.2.1. Contagem visual

Para a realização das Contagens Visuais (CVI) normalmente são usadas trilhas no interior das áreas florestadas, nas estradas principais e os caminhos de acesso. Normalmente esses trechos são percorridos a uma velocidade lenta (aproximadamente 1km/h). São registradas as espécies de mamíferos de médio porte com atividade diurna e/ou crepuscular. Os censos são realizados no período da manhã, entre 08:00 e 12:00h, e à tarde, entre 12:00 e 18:00h. A cada avistamento de indivíduo ou grupo, os dados sobre o mesmo são registrados em formulário padronizado, com detalhes sobre local, hora, altura, atividade, distância da trilha. Para a observação de espécies arborícolas normalmente utiliza-se binóculos. Este método é eficiente principalmente para primatas e esquilos, mas espécies de outros grupos também podem ser visualizados.

Hülle (2006) percorreu uma rota pré-estabelecida de 35km usando os aceiros da Estação Ecológica de Itirapina, de modo que o percurso apresentasse o maior comprimento possível e com poucas sobreposições. Percorreu-se a rota em uma caminhonete com velocidade máxima de 20 km/h nos períodos da manhã e da noite. No período noturno utilizou-se um holofote alógeno de 5.500 velas.



Iwanaga utilizou transectos lineares onde foram abertas trilhas de 5 e 6km para censos diários que se iniciavam às 6h. O recenseador se deslocava a velocidade de 1,6 km/h. A cada avistamento, os seguintes dados eram anotados em relação ao primeiro indivíduo avistado: distâncias perpendicular e de avistamento, identificação da espécie, hora e local de avistamento, altura, atividade e número total de indivíduos e composição do agrupamento.

Este método pode se tornar inviável e de pouca acessibilidade devido aos hábitos crepusculares ou noturnos dos mamíferos de médio e grande porte (Calaça, 2009). O bioma amostrado também deve ser levado em consideração, sendo um método ineficiente em áreas de vegetações densas.

4.2.2. Armadilhas fotográficas

São máquinas fotográficas automáticas ligadas a um sensor infravermelho (capta calor e movimentos) que são disparadas toda vez que um animal passa pelo campo de ação do sensor evitando-se locais de passagem de pesquisadores ou outras pessoas, mas próximas as trilhas usadas pela mastofauna, como os chamados carreiros. Na foto devem ser registradas a data e a hora do disparo e para aumentar a chance de visita e passagem da mastofauna pelos locais das armadilhas são dispostas cevas compostas com banana, linguiça defumada, essências aromáticas e ração de gato no solo da mata no campo de detecção de cada câmera. Hülle (2006) ainda utilizou um toldo sobre cada máquina para evitar que o sol atingisse diretamente os sensores e realizou checagem quinzenalmente para a troca de filmes e baterias. Calaça (2009) acoplou o dispositivo a uma caixa protetora para prevenir a ação de intempéries do meio e distribuiu as câmeras em estações previamente marcadas nas áreas de estudo em transectos. Cada câmera foi instalada em tronco de árvore a uma altura de 30 a 40 cm acima do solo.

As armadilhas fotográficas são bastante eficazes, principalmente na amostragem de espécies de hábitos crípticos, como os felinos (Hülle, 2006). Têm também grande importância devido a sua natureza não invasiva permitindo obtenção de dados de riqueza, abundância, padrões relacionados à densidade, atividade e uso do habitat (Calaça, 2009).



Figura 1: Armadilha Fotográfica armada (Rodrigo Maia-Nogueira)
<http://pivniroadbook.files.wordpress.com/2011/06/dsc05342.jpg>



Figura 2: Armadilha Fotográfica
http://static.wixstatic.com/media/d7e253_ab4a15b6bd44488d4197900b30198892.jpg_srz_397_270_85_22_0.50_1.20_0.00_jpg_srz



Figura 3: Registros de Armadilha Fotográfica de espécies de mamíferos ameaçados de extinção obtidos durante a amostragem em Aruanã, Goiás - da esquerda para a direita: onça-pintada e melânica (*Panthera onca*), onça-parda (*Puma concolor*), tatu-canastra (*Priodontes maximus*), tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga trydactyla*), jaguatirica (*Leopardus pardalis*) e gato-maracajá (*Leopardus wiedii*). (Calaça, 2009)

4.2.3. Amostragem indireta

A fim de enriquecer a coleta de dados e identificação de espécies são feitos estudos qualitativos obtidos por meio de evidências, como pegadas (fora das parcelas), fezes, tocas, arranhados em árvores, observados durante o tempo das campanhas de amostragem. A análise de rastros, vocalizações e outros sons, ossadas e fezes de animais é bastante utilizada e fornece indicações precisas de mamíferos de médio e grande porte e do seu uso de habitats. Porém, fatores climáticos podem interferir na capacidade de identificação dos vestígios (Calaça, 2009). A análise de pêlos e tocas também pode se utilizada na identificação dos animais.



Rocha (2006) realizou 24 rastreamentos em um transecto com 2.820m de extensão no período de janeiro a dezembro, além de percorrer aleatoriamente a área da reserva onde realizou seu estudo. O levantamento de pegadas foi a principal forma de identificação das espécies. Adicionalmente, sinais acústicos, fezes e tocas foram utilizadas para a detecção dos mamíferos. Para evitar recontagem de rastros adotaram-se os seguintes procedimentos: na estação de chuvas os rastreamentos eram feitos na manhã seguinte a uma tarde chuvosa e na estação seca as pegadas velhas no transecto eram apagadas.

Ainda pode-se lançar mão de artefatos chamados “armadilhas de pegadas”. Um exemplo de como o método pode ser empregado é descrito por Oliveira (2009): “Armadilhas de pegadas foram confeccionadas utilizando-se caixas de madeira de 70 e 50 cm² e três centímetros de altura, preenchidas com areia úmida. Estas foram dispostas em transectos abertos em cinco diferentes áreas: área de borda de uma mata ciliar, área antropizada, ocupada por gramíneas e mangueiras, interior de mata ciliar, cerrado *sensu stricto* e capão de mata. Cada área dispunha de dois transectos com cinco armadilhas distantes 60 metros entre si, totalizando 300 metros por transecto. As armadilhas foram iscadas, alternadamente, com sardinha, abacaxi e um composto de amendocrem, banana, aveia, canjiquinha e óleo de sardinha. As armadilhas de pegadas foram utilizadas durante dez meses (de outubro/2001 a julho/2002)”.

Para esse tipo de armadilhamento a areia deve ser umidificada periodicamente e as parcelas serão conferidas no mínimo duas vezes por semana. As pegadas devem ser fotografadas e as fotos incluídas no banco de dados para posterior comparação e identificação.



Figura 4: Exemplos de rastros de mamíferos (Adaptado de: Carvalho Jr. e Luz, 2008).



4.2.4. Puçá

Método utilizado para a captura de médios mamíferos. O arco deve ser revestido por material macio para evitar que o animal se machuque e seu diâmetro deve ser, no mínimo, do tamanho (altura) do animal a ser capturado. O saco deve ter sempre, no mínimo, o dobro do tamanho do diâmetro do arco, para possibilitar o giro do puçá sobre o animal. A malha deve ser sempre menor do que a boca ou focinho e patas do animal (Reis).

4.2.5. Laço

Tubo metálico contendo no seu interior uma corda, presa em uma de suas extremidades, formando um laço. Nesta extremidade existe uma mangueira plástica revestindo o tubo, para evitar traumatismo no animal. Deve-se inicialmente afrouxar a corda de tal modo a se formar um laço compatível com o porte do animal a ser capturado. Passar a laçada pela cabeça, na medida do possível, envolve-se também um dos membros anteriores. Manter a corda tracionada para conter o animal, tomando cuidado com o excesso de pressão para não machucar o animal. Para liberação basta aliviar a tensão na corda, afrouxando a laçada e permitindo a saída do animal (Reis).

4.2.6. Redes

Gelinski (2008) enumera três diferentes métodos de captura com o uso de redes:

- **Redes de Direcionamento (Drive Nets):** São posicionadas de forma linear, em “L”, em “J” ou em “V” (depende das características do animal, da topografia e da vegetação) em locais pré-definidos onde se espera que o animal passe após algum estímulo ou que seja conduzido até a mesma. São longas com até 2,5 a 3 m de altura devendo ficar um excesso de rede junto ao chão, devidamente preso formando um saco no momento em que o animal entrar nela.
- **Redes Levantadas (Jump Nets):** As redes são estendidas no chão e são levantadas rapidamente por cordas, molas ou manualmente quando o indivíduo se encontra sobre elas.
- **Redes de Arremesso:** Caixa adaptada com sistema de detonação que aloja a rede e contrapesos que são arremessados contra um ou mais animais. Pode ser posicionada no chão ou na carroceria de veículos.

As redes são geralmente feitas de polipropileno preto, já que as redes brancas são avistadas à distância pelos animais. O buraco da malha depende do animal a ser capturado e deve permitir a passagem da cabeça e dos membros, mas não do corpo. O animal deve ser contido imediatamente após a queda para evitar que se machuque tentando escapar (Gelinski, 2008).



4.2.7. Armadilhas tipo Tomahawk

Armadilha do tipo gaiola que varia em tamanho e na abertura da malha de arame, possibilitando a captura de espécies de diferentes tamanhos e idades.

Durante 20 dias de coletas, Henrique *et al.* (2007) utilizaram 16 armadilhas sendo 12 de dimensões médias (0,45m x 0,21m x 0,21m) e 4 grandes (1,25m x 0,40m x 0,40m) distribuídas em trilhas com espaçamento de 10m entre elas. As armadilhas médias foram iscadas com uma mistura de sardinha, fubá, banana e amendoim, utilizando-se uma rodela de mandioca como base e as grandes com iscas vivas e pedaços de frango. Já Prado *et al.* (2008) utilizaram 10 armadilhas de dimensões 70,0 x 23,5 x 30,5 cm e usaram carne ou frutas como iscas.



Figura 5: Armadilha Tomahawk

4.2.8. Armadilhas de queda (Pitfalltraps)

São recipientes de plástico enterrados no solo com a abertura ao nível da superfície. Os animais são capturados por acidente ou atraídos por iscas no fundo da armadilha. Podem ser usadas barreiras de lona ou outros materiais com a intenção de conduzir os animais para as armadilhas. Nesse caso costuma-se criar uma disposição em linha reta ou em “Y”.

Não foi encontrado estudo científico utilizando este método para a amostragem de médios e grandes mamíferos, porém, muitos animais podem ser acidentalmente capturados nos pitfalls e auxiliar na caracterização da mastofauna local. Acredita-se que o uso do mesmo seja inviável para estes animais porque o tamanho e a profundidade dos recipientes utilizados variam de acordo com o tamanho e a agilidade das espécies a serem capturadas para evitar a fuga do animal. Apesar disso, é um método de captura permitido pela Portaria 148 do CFBio para este grupo.

4.2.9. Dardos Anestésicos



Método utilizado para animais que não permitem uma aproximação, sendo então sedados para que possa haver manipulação. O dardo pode ser disparado com o uso de zarabatanas ou arma própria para disparo.

Piovesan et al. (2006) utilizaram para a captura de veados campeiros dardos contendo uma associação de tiletamina e zolazepan disparados por pistola de CO₂ com pressão regulável ou por uma zarabatana de 2m x 11mm de diâmetro. Aproximando-se lentamente, em movimentos aproximadamente espirais, a meta do atirador era de chegar a uma proximidade de cerca de 15m dos animais, distância considerada segura para tiro. Apenas veados posicionados lateralmente ao atirador foram alvejados (Fig. 6).

É indicado que após a contenção química os animais sejam observados até que possam ficar de pé e caminhar coordenadamente para evitar ataques de predadores ou oportunistas. Isso garante que o animal se recupere em segurança até que a equipe deixe o local de captura (Embrapa, 2006).



Figura 6: Exemplo de condição considerada ideal para disparo de dardo anestésico a fim de capturar *Ozotoceros bezoarticus*. (Embrapa, 2006)

4.2.10. Currais

Segundo Costa *et al.* (2006) os currais são as armadilhas mais usadas na captura de ungulados solitários ou que vivem em grupos, como por exemplo, os catetos e queixadas. Deve ter dimensões compatíveis com o animal ou com o grupo a ser manejado, porém não pode possibilitar que os indivíduos capturados possam correr demasiadamente no seu interior. Para evitar a saída do animal usa-se portas do tipo guilhotina ou em funil (Junior, 2006 apud Silva).



Figura 7: Curral de captura para Tayassuidae (Renata C. F. Santos)

4.2.11. Trincheiras

Constituem buracos feitos no solo e podendo estar colocados sob um ponto de ceva (com alimento). Na captura de grandes ungulados, como antas, devem também estar camuflados. Quando se trata da captura de grandes animais é preciso conciliar a profundidade e metragem da trincheira com a capacidade de fuga da espécie em questão, a fim de evitar ferimentos ao animal capturado, além de ponderar a possibilidade de contenção química e retirada do animal da trincheira depois de realizado o manejo necessário (Mangini, 1998 apud Silva).

4.3. Métodos de Contenção

4.3.1. **Anestésicos inaláveis:** Halotano, metofani, Isoflurano, Sevoflurano, Dióxido de Carbono (CO₂), Monóxido de Carbono (CO).

4.3.2. **Anestésicos injetáveis:** Propofol Ketamina, Ketamina associada Zolazepam ou Xilasina, Tiletamina associada ao Zolazepam, Etomidato, Benzodiazepinas, Barbitúricos (Pentobarbital-Sódico).

Silva discrimina as seguintes concentrações de anestésico para a contenção de mamíferos:

- **Xenarthra (Cingulata e Pilosa):** associação de cloridrato de cetamina (10 mg/Kg) e cloridrato de xilazina (2 mg/Kg), ou associação de zolazepam e tiletamina (2 a 5 mg/Kg) ou ainda a associação de cetamina (10 mg/Kg) com midazolam (0,5 mg/Kg).



- **Primates:** cloridrato de cetamina (10 a 20 mg/Kg) e cloridrato de xilazina (2 mg/Kg) ou associação de tiletamina e zolazepam (2 a 6 mg/Kg).
- **Rodentia e Lagomorpha:** cloridrato de cetamina (15mg/Kg) associada a xilazina (1 mg/Kg).
- **Felidae:** cloridrato de cetamina (7 a 10 mg/Kg) com xilazina (0,5 a 1 mg/Kg) e para os felídeos pequenos emprega-se 10 a 20 mg/Kg de cetamina com 1 a 2 mg/Kg de xilazina. Não se deve empregar o zolazepam com a tiletamina para tigres devido à possibilidade de ressedação e conseqüentemente o aparecimento de sinais nervosos como ataxia, rigidez e convulsões.
- **Canidae:** cloridrato de cetamina (7 a 10 mg/Kg) associado com midazolam (0,3 a 05 mg/Kg).
- **Procyonidae:** cloridrato de cetamina (10 mg/Kg) com diazepam (0,5 mg/Kg), cetamina (10 mg/Kg) com midazolam (0,25 mg/Kg), tiletamina com zolazepam (7 a 10 mg/Kg).
- **Mustelidae:** cloridrato de cetamina (10 mg/Kg) com xilazina (1 mg/Kg) ou cetamina (10 mg/Kg) com midazolam (0,25 mg/Kg).
- **Cervidae:** para cervídeos sul americanos pode-se utilizar zolazepam com tiletamina na dose de 4 a 15 mg/Kg, intravenoso com atropina para diminuir a salivagem, ou empregar cloridrato de cetamina (5 a 10 mg/Kg) associado com xilazina (0,5 a 1,5 mg/Kg).

4.4. Marcação

A marcação de mamíferos de médio e grande porte pode ser feita com o uso de transponder/microchip, telemetria, brincos, tatuagem, descoloração de pêlos. No uso de colares deve-se verificar a idade do indivíduo, prevendo o aumento do diâmetro do pescoço; também ter prévio conhecimento da dieta da espécie, de forma a não causar sufocamento. É proibida a realização de tatuagem a quente e o uso de substâncias de pH ácido/básico (Portaria 148/2012, CFBio).

4.5. Eutanásia

4.5.1. Primatas não humanos

- **Anestésicos inaláveis:** Halotano, metofani, Isoflurano, Sevoflurano, N₂, Ar, Dióxido de Carbono (CO₂), e Monóxido de Carbono (CO).
- **Anestésicos injetáveis:** Propofol, Ketamina, Ketamina associada Zolazepam ou Xilasina, Tiletamina associada ao Zolazepam, Etomidato, Benzodiazepinas, Barbitúricos (Pentobarbital-Sódico).



4.5.2. Outros mamíferos de grande porte

- **Anestésicos inaláveis:** Halotano, metofani, Isoflurano, Sevoflurano, N₂, Ar, Dióxido de Carbono (CO₂), Monóxido de Carbono (CO).
- **Anestésicos injetáveis:** Propofol, Ketamina, Ketamina associada Zolazepam ou Xilasina, Tiletamina associada ao Zolazepam, Etomidato, Benzodiazepinas, Barbitúricos (Pentobarbital-Sódico).

De acordo com a Resolução 1000/2012 do Conselho Federal de Medicina Veterinária, em todos os casos e para todas as espécies, os barbitúricos e outros anestésicos injetáveis devem ser precedidos de medicação pré-anestésica e ser administrados por via intra-venosa. Apenas na impossibilidade desta poderá ser administrado por via intraperitoneal. A dose deve ser suficiente para produzir ausência de reflexo corneal. Após a ausência do reflexo corneal, pode-se complementar com o cloreto de potássio associado ou não ao bloqueador neuromuscular, ambos por via intravenosa. Já os anestésicos inalatórios devem ser seguidos de outro procedimento para assegurar a morte do animal.

4.6. Referências Bibliográficas

BOCCHIGLIERI, A. **Mamíferos de médio e grande porte em uma área afetada de Cerrado: estrutura da comunidade, sobreposição de nicho e densidade.** Programa de Pós-Graduação em Ecologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília. Brasília, 2010. Disponível em: <<http://www.pgecl.unb.br/images/sampled/Arquivos/teses/2000a2010/2010/Adriana%20Bocchiglieri.pdf>> Acesso em: 03 de Junho de 2014.

CALAÇA, A. M. **A utilização da paisagem fragmentada por mamíferos de médio e grande porte e sua relação com a massa corporal na região do entorno de Aruanã, Goiás.** Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Evolução, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Goiás. Goiânia, Fevereiro de 2009. Disponível em: <http://www.ecoevol.ufg.br/uploads/102/original_Analice.pdf> Acesso em: 02 de Junho de 2014.

CARVALHO JR., O.; LUZ, N. C. 2008. **Pegadas: Série Boas Práticas, v. 3.** Belém, PA: EDUFPA. 64p.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

CHEREM, J. J.; KAMMERS, M.; GHIZONI-JR, I. R.; MARTINS, A. Mamíferos de médio e grande porte atropelados em rodovias do Estado de Santa Catarina, sul do Brasil. **Revista Biotemas**, 20(3): 81-96. Setembro de 2007.

COSTA, J. C. R.; PIOVEZAN, U.; ANDRIOLO, A. **fauna visitante junto a ceva preparada para atração de catetos (*Tayassu tajacu*) na fazenda Nhumirim, sub-região de Nhecolândia, MS**. XXIX Semana de Biologia e XII Mostra de Produção Científica, Universidade Federal de Juiz de Fora, 2006. Disponível em: <<http://simonprojetos.files.wordpress.com/2012/12/costa-et-al-2006-cateto-pegadas-cevas-mastofauna.pdf>> Acesso em: 04 de Junho de 2014.

PIOVESAN, U.; ZUCCO, C. A.; ROCHA, F. L. 2006. **Uso de dardos anestésicos para a captura de veados campeiros (*Ozotoceros bezoarticus*) no Pantanal**. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, n. 71. Corumbá – MS: EMBRAPA Pantanal. Novembro de 2006. Disponível em: <<http://www.cpap.embrapa.br/publicacoes/online/BP71.pdf>> Acesso em: 03 de Junho de 2014.

GELINSKI, C. S. **Contenção física e química em cervídeos de cativeiro**. Instituto Qualittas de Pós-Graduação. Brasília, Abril de 2008. Disponível em: <<http://qualittas.com.br/uploads/documentos/Contencao%20Fisica%20e%20Quimica%20em%20Cervideos%20de%20Cativeiro%20-%20Clariana%20Sousa%20Gelinski.PDF>> Acesso em: 03 de Junho de 2014.

HENRIQUE, J. M.; SILVA, B. L. A. A.; FIGUEIREDO, F. J.; GOMES, C. M.; OLIVEIRA, A. M.; PARANHOS, J. D. N. **Levantamento preliminar de mamíferos de médio e grande porte na área do Riacho dos Bois no Parque Nacional Serra das Confusões - Piauí, Brasil**. Anais do VIII Congresso de Ecologia do Brasil, 23 a 28 de Setembro de 2007, Caxambu – MG. Disponível em: <<http://www.seb-ecologia.org.br/viiiiceb/pdf/1498.pdf>> Acesso em: 03 de Junho de 2014.

HÜLLE, N. L. **Mamíferos de médio e grande porte num remanescente de Cerrado no sudeste do Brasil (Itirapina, SP)**. Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, Departamento de Ecologia. São Paulo, 2006.

IWANAGA, S. Levantamento de mamíferos diurnos de médio e grande porte no Parque Nacional do Jaú: Resultados preliminares. **Mamíferos de Médio e Grande Porte**, Capítulo 13.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

OLIVEIRA, V. B.; CAMARA, E. M. V. C.; OLIVEIRA, L. C. Composição e caracterização da mastofauna de médio e grande porte do Parque Nacional da Serra do Cipó, Minas Gerais, Brasil. **Mastozool. neotrop.**, Mendoza, v. 16, n. 2, dic. 2009. Disponível em: <http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0327-93832009000200008&lng=es&nrm=iso>. Acesso em: 03 de Junho de 2014.

Portaria 148/2012, CFBio. **Regulamenta os procedimentos de captura, contenção, marcação e coleta de animais vertebrados previstos nos Artigos, 4º, 5º, 6º e 8º da Resolução CFBio nº 301/2012.** Brasília, Distrito Federal. 08 de Dezembro de 2012.

PRADO, M. R.; ROCHA, E. C.; GIUDICE, G. M. L. Mamíferos de médio e grande porte em um fragmento de mata atlântica, Minas Gerais, Brasil. **Revista Árvore**, v. 32, n. 4. Viçosa, Agosto de 2008. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-67622008000400016&lng=en&nrm=iso> Acesso em: 03 de Junho de 2014.

REIS, M. L. **Noções básicas do manejo de animais silvestres brasileiros.** Treinamento a agentes ambientais, Fundação Pólo Ecológico de Brasília.

Resolução 1000/2012, CFMV. **Dispõe sobre procedimentos e métodos de eutanásia em animais e dá outras providências.** Diário Oficial da União, 11 de Maio de 2012.

ROCHA, E. C.; DALPONTE, J. C. Composição e caracterização da fauna de mamíferos de médio e grande porte em uma pequena reserva de Cerrado em Mato Grosso, Brasil. **Revista Árvore**, v. 30, n. 4, pp. 669-678. Viçosa, 2006. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rarv/v30n4/31689.pdf>> Acesso em: 03 de Junho de 2014.

SILVA, L. C. S. **Contenção e Contenção e Captura de Animais Selvagens.** Centro Científico Conhecer. Disponível em: <<http://www.conhecer.org.br/download/CONTENCAO%20E%20CAPTURA%20DE%20ANIMAIS%20SELVAGENS/Curso%20contencao%20e%20captura%20de%20animais%20selvagens.pdf>> Acesso em: 04 de Junho de 2014.



5. MAMÍFEROS VOADORES

5.1. Informações Gerais

Os mamíferos voadores, também chamados de quirópteros (ordem Chiroptera), são os morcegos. Esses animais são reconhecidamente importantes na regulação dos ecossistemas tropicais representando, em algumas áreas, uma relevante porcentagem das espécies de mamíferos. Os animais desse grupo apresentam diversas formas, adaptações morfológicas e hábitos alimentares podendo, assim, ocupar diversos nichos.

A realização de estudos e procedimentos de campo com mamíferos, em especial com quirópteros, requer prévio planejamento das atividades a serem desenvolvidas. Alguns aspectos relevantes no planejamento de trabalho de campo são: definição do local de coleta, o número de noites de coleta, o período total em que o trabalho será desenvolvido, os materiais e métodos necessários, o uso de equipamentos de proteção individual e vacinação das pessoas envolvidas, dentre outros.

Os animais capturados cuja identificação não é possível em campo geralmente são coletados e transportados em sacos de pano individualmente e, após a eutanásia, são fixados em formol 10% podendo ser preservados em álcool 70% ou taxidermizados.

5.2. Metodologias

5.2.1. Redes de neblina

A rede de neblina montada ao nível do chão é o método mais utilizado atualmente. São fixadas com auxílio de hastes e barbantes, possuem diversos tamanhos e devem ser posicionadas de várias formas, podendo ser distendidas em áreas de circulação dos animais, nas margens ou trilhas de matas, próximas a abrigos, junto a fontes alimentares, sobre cursos d'água, etc. Porém, há a restrição da abertura das mesmas no interior de cavernas. Para a captura de animais cavernícolas as redes são estendidas na abertura das cavidades e os morcegos são capturados ao saírem para forragear.

Devem ser abertas ao anoitecer e fechadas até o amanhecer tomando-se cuidado para não capturar aves, pois estas apresentam atividade intensa no amanhecer. Estudos no Brasil regularmente realizam amostragens de apenas seis horas a cada noite (do anoitecer até a sexta hora seguinte à abertura das redes), concentrando a amostragem no maior horário de atividade dos morcegos. O ideal é que se visite a rede em intervalos de 15 minutos para evitar ferimento ou morte do animal e danos à malha da rede. O período máximo de vistoria aceitável é a cada uma hora.



Sugere-se que para maior eficiência na captura de alguns grupos de morcegos, especialmente os insetívoros aéreos, algumas redes sejam suspensas alcançando alturas acima de 3 m do solo e/ou sejam colocadas sobre cursos d'água.

5.2.2. Harp Traps

Harp Traps (ou armadilhas em harpa) consistem em duas ou mais fileiras verticais de fios finos ou cordas de nylon suspensos em molduras acima de um saco aberto. Os morcegos que se chocam com os fios caem dentro do saco de onde são facilmente removidos. É considerado um método que gera menos estresse para o animal do que as redes de neblina.

As harpas devem ser armadas perpendicularmente às rotas de vôo dos quirópteros, em trilhas ou sobre riachos. Por apresentar pequena dimensão a localização deve ser bem escolhida para que os elementos da paisagem canalizem os animais em sua direção. É um método mais usual e eficaz para captura de morcegos que estão saindo de seus abrigos diurnos, especialmente para as espécies que formam grandes colônias.

O período de uso recomendado são as primeiras seis horas após o por do sol e ao amanhecer; intercalar por dois dias, evitando as recapturas de animais que conseqüentemente não puderam se alimentar na primeira captura. Deve-se, porém, salientar que pesquisas indicam que apenas alguns grupos de quirópteros são susceptíveis a esse método de captura. Esse método é pouco utilizado no Brasil e é mais recomendado para saídas de abrigos diurnos previamente identificados.

5.2.3. Funil de Davis

Consiste em um saco plástico preto fixado a uma armação de arame para onde o animal é direcionado ao sair do seu abrigo. Na saída do abrigo coloca-se um plástico transparente que direcionará o animal para dentro da armadilha.

Segundo pesquisadores é um método pouco eficaz, e por isso muito raramente utilizado. É trabalhoso, exige tempo e experiência do profissional que irá conduzir a montagem e costuma permitir a fuga de uma parte dos morcegos.

5.2.4. Busca ativa

Geralmente feita de forma complementar aos outros métodos de captura. Faz-se a inspeção de abrigos como casas abandonadas, cavernas e grutas, fenda de rochas, ocos de árvores, etc. Utilizam-se lanternas para localizar os animais e para capturá-los usa-se puçá, pinças ou até mesmo



fazer a captura manual. Quando possível é interessante fechar a entrada desses refúgios com rede de neblina ou armadilhas em harpa.

É o método utilizado dentro das cavernas para o levantamento de quirópteros cavernícolas em associação com redes de neblina colocadas na abertura das cavidades.

5.2.5. Puçá

O diâmetro do aro de metal e o tamanho da rede do puçá devem ser adequados ao tamanho do animal a ser capturado. Sacos mais longos diminuem a chance de escape. Puçás são particularmente úteis na captura de morcegos que se refugiam em cavernas, túneis, bueiros de estrada e forros de casas. Morcegos que se refugiam sob as folhas de árvores também podem ser capturados com um puçá, dobrando-se o aro da rede de modo que forme um ângulo de aproximadamente 45 graus com o cabo, facilitando a aproximação dos exemplares.

5.2.6. Pinças

Pinças longas podem ser utilizadas para a captura de animais em fendas de pedras, entre as telhas de um telhado ou entre as telhas e o madeiramento e outros locais de similar dificuldade de acesso. Porém, devido à possibilidade de causar trauma, devem ser usadas por profissionais com prévia experiência.

5.2.7. Captura Manual

Quando os morcegos apresentam atividade reduzida e permitem aproximação suficiente, a captura pode ser feita sem auxílio de equipamentos, mas deve-se usar proteção nas mãos, como por exemplo, luvas de raspas de couro.

5.2.8. Detecção de espécies por Bioacústica

Em paisagens abertas, como Cerrado arbustivo, Savana Estépica, Mata Seca e Caatinga (todos presentes em Minas Gerais), a capturabilidade de morcegos tende a ser baixa, e por isso a lista de espécies se torna bastante insuficiente para avaliações de “curto prazo”, como EIA. Seria de grande valia para tais licenciamentos que, em áreas abertas e com baixa capturabilidade, de forma completar as capturas, fosse utilizado método de detecção de espécies por bioacústica, através da gravação ultrassonora da ecolocação dos morcegos. Tal método permite, inclusive, a detecção de espécies consideradas mais “raras”, por dificilmente serem capturadas em redes de neblina.



A gravação da ecolocação dos morcegos pode ser realizada utilizando-se o Anabat Detector®, um detector de ultrassom simples e que gera sonogramas com as vocalizações de morcegos passíveis de serem identificados a nível específico.

5.3. Métodos de Marcação

O método de marcação permanente mais utilizado para os morcegos são as anilhas metálicas ou plásticas. Coloca-se a anilha no antebraço do animal de forma que ela deslize livremente e não comprometa o seu crescimento. Anilhas não devem estar justas no antebraço, pois a fricção poderá gerar lesões na pele dos animais.

Colares ou coleiras também podem ser utilizados desde que montadas e ajustadas corretamente considerando a idade e possível crescimento e as flutuações de massa do indivíduo ao longo do ano. Devem ser duráveis, flexíveis e difíceis de serem perdidos.

É permitido o uso de microship do tipo “*transponder*” implantados no tecido cutâneo, sob a pele. Esses dispositivos são verificados digitalmente com auxílio de um scanner. Cada microchip deve ser implantando com aplicador individual.

As anilhas, coleiras e microships não devem exceder 5% da massa dos animais (Portaria CFBio Nº 148/2012).

A marcação do tipo telemetria pode ser feita anexando radiotransmissores no dorso do animal com adesivo cirúrgico. Porém quando a bateria do transmissor acaba não há mais como fazer o monitoramento daquele espécime.

Pode-se também marcar os animais com furos no patágio, porém é um método temporário. Estudos indicam a duração de aproximadamente 50 dias. Os furos devem ser feitos por profissional com experiência e com correta assepsia do material que será usado para fazer as perfurações. Como os trabalhos de licenciamento geralmente duram mais tempo do que a duração desta marcação, não é recomendada para este fim.

5.4. Métodos de Contenção Química

5.4.1. Anestésicos inaláveis

Halotano, Isoflorano, Óxido Nitroso, Dióxido de Carbono (CO²), Monóxido de Carbono (CO).

5.4.2. Anestésicos injetáveis

Barbitúricos (Pentobarbital, Tiopentato de sódio), Propofol, Ketamina e associação de ketamina com Rompum ou Xilasina.



Pesquisadores afirmam que não há necessidade de conter quimicamente os morcegos que serão soltos por se tratarem de animais pequenos e pelo fato de que os profissionais que atuam na área sabem manipulá-los causando o mínimo de estresse e sem risco de mordedura. A sedação somente aumentaria o risco para o animal e para a saúde do profissional que terá que manipular agulhas com sangue dos morcegos.

5.5. Métodos de Coleta

5.5.1. Eutanásia Química

- **Anestésicos inaláveis:** Halotano, Isoflorano, Óxido Nitroso, Dióxido de Carbono (CO²), Monóxido de Carbono (CO);

Os anestésicos inalatórios são utilizados apenas para promover inconsciência, sendo necessário outro procedimento que assegure o óbito.

- **Anestésicos injetáveis:** Barbitúricos (Pentobarbital, Tiopentato de sódio), Propofol, Ketamina, Acepromazina e outros permitidos.

Os anestésicos injetáveis devem ser precedidos de medicação pré-anestésica e administrados via intravenosa e apenas na impossibilidade desta, por via intraperitoneal, em dose suficiente para produzir a ausência do reflexo corneal. Após a ausência do reflexo corneal, pode-se complementar com o cloreto de potássio associado ou não ao bloqueador neuromuscular, ambos por via intravenosa.

5.5.2. Eutanásia Física

De acordo com a Portaria 148 do Conselho Federal de Biologia, o deslocamento cervical é permitido, mas apenas com prévia anestesia. Deve ser executado por profissional experiente e capacitado.

5.6. Referências Bibliográficas

BREDT, A.; UIEDA, W.; MAGALHÃES, E. D. Morcegos cavernícolas da região do Distrito Federal, centro-oeste do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, 16(3), 1999. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/rbzool/v16n3/v16n3a12.pdf>> Acesso em: 22 de Maio de 2014.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

CAJAIBA, R. L. Morcegos (Mammalia, Chiroptera) em cavernas no município de Urará, Pará, norte do Brasil. **Biota Amazônia**, v. 4, n. 1, p. 81-86. Macapá, 2014.

CENTRO ESTADUAL DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. **Guia de Manejo e Controle de Morcegos: Técnicas de identificação, captura e coleta**. Secretaria de Saúde, Governo do Estado do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, 2012.

ÉSBERARD, C. E. L. Efeito da coleta de morcegos por noites seguidas no mesmo local. **Revista Brasileira de Zoologia**, n. 23, v. 4, pp. 1093-1096. Dezembro de 2006.

ESBERARD, C. E. L.; BERGALLO, H. G. Influência do esforço amostral na riqueza de espécies de morcegos no sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, volume 25, número 1, Março 2008. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-81752008000100010&lng=en&nrm=iso>. Acesso em: 22 de Maio 2014.

GREGORIN, R., GONÇALVES, E., AIRES, C.C. & CARMIGNOTTO, A.P. Bats (Mammalia: Chiroptera) from Estação Ecológica Serra Geral do Tocantins. **Biota Neotropical** 11(1). Disponível em: <<http://www.biotaneotropica.org.br/v11n1/en/abstract?article+bn03811012011>> Acesso em: 22 de Maio de 2014.

LOURENÇO, E. C. **Marcação-recaptura de morcegos: Relevância e exemplos de estudos ecológicos**. 2011. 85p Dissertação (Mestrado em Biologia Animal). Instituto de Biologia, Departamento de Biologia Animal, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2011.

PERACCHI, A. L.; NOGUEIRA, M. R.; LIMA, I. P. Métodos de captura de quirópteros. **Técnicas de Estudos Aplicadas aos Mamíferos Silvestres Brasileiros**. USEB.

PERACCHI, A. L.; NOGUEIRA, M. R.; LIMA, I. P. Novos achegos à lista dos quirópteros do município de Linhares, estado do Espírito Santo, sudeste do Brasil (Mammalia, Chiroptera). **Chiroptera Neotropical**, 17 (1), Julho de 2011.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

Portaria CFBio Nº 148/2012. Brasília, DF. 8 de Dezembro de 2012. Disponível em:
<http://www.crbio03.gov.br/website/bancoimg/1130220200313PORTARIACFBioN148_2012_CapturaAnimais.pdf> Acesso em: 10 de fevereiro de 2013.

SILVA, L. C. S. **Contenção e Contenção e Captura de Animais Selvagens**. Centro Científico Conhecer. Disponível em:
<<http://www.conhecer.org.br/download/CONTENCAO%20E%20CAPTURA%20DE%20ANIMAIS%20SELVAGENS/Curso%20contencao%20e%20captura%20de%20animais%20selvagens.pdf>> Acesso em: 10 de fevereiro de 2013.

VOSS, R. S.; EMMONS, L. H. **Mammalian diversity in neotropical lowland rainforests: A preliminary assessment**. Bulletin of the American Museum of Natural History, number 23. New York, September, 1996.



6. PEQUENOS MAMÍFEROS

6.1. Informações Gerais

Os pequenos mamíferos terrestres são representados pelas ordens Rodentia (ratos, camundongos e preás) e Didelphimorphia (neste caso, exemplificados pelos gambás, saruês e cuícas). Esses animais representam 42,6% das espécies de mamíferos viventes (Paglia *et al.* 2012) e sobrevivem nos mais diferentes ambientes não antrópicos (florestais e não florestais) e antrópicos. A morfologia externa e craniana é extremamente complexa, inclusive o grupo dos roedores é considerado por muitos pesquisadores como “caos taxonômico”. Essa complexidade morfológica está relacionada às suas respectivas histórias naturais que geram, por exemplo, ampla variação do peso que pode variar de algumas gramas até pouco mais de um quilo. Normalmente, espécies terrestres com peso acima de 1kg, que inclui todas as outras ordens, são encaixados em mamíferos de médio e grande porte, incluindo primatas abaixo desse peso.

Apesar da diversidade de espécies, os pequenos mamíferos apresentam (com algumas exceções) hábitos solitários, crepusculares ou noturnos, são principalmente onívoros e multíparos. Essas características foram selecionadas evolutivamente por serem presas de uma vasta gama de predadores como corujas, cobras e até outros pequenos mamíferos.

O levantamento da biodiversidade de pequenos mamíferos terrestres necessita a análise de variáveis bióticas e abióticas. Diante disso, um primeiro aspecto importante é a sazonalidade. As condições pluviométricas podem ser determinantes na abundância das espécies. O Brasil não apresenta as quatro estações (verão, primavera, outono e inverno) bem delimitadas como em regiões temperadas. Normalmente são encontradas estações quentes e úmidas (meses de outubro a março) ou frias e secas (meses de abril a setembro). A comunidade de pequenos mamíferos está em consonância com tais variáveis. Passamani (2000) verificou uma associação negativa entre pluviosidade e captura de marsupiais. Já os roedores mostraram-se menos abundantes em florestas semidecíduais, o que pode ser justificado pela influência negativa da ausência de chuvas nestas espécies (Moura, *et al.* 2008). Em áreas de cerrado o número de capturas é maior durante a estação chuvosa (Marinho-Filho *et al.* 1994, Vieira & Palma 2005). Independente da área amostrada, as campanhas de captura e coleta para levantamento de pequenos mamíferos devem ser no mínimo de duas, sendo uma na estação seca e outra na chuvosa.

Normalmente, as espécies de pequenos mamíferos são estudadas a partir de registros obtidos com armadilhas de captura de animais vivos (*live traps*) em programas de captura-marcação-recaptura. Para algumas espécies de pequenos mamíferos são necessários métodos especiais de



captura (Moura, *et al.*, 2008). Como por exemplo, a cuíca-d'água, *Chironectes minimus* (Zimmerman, 1780), que é o único marsupial semi-aquático e que para maior eficiência de captura a armadilha de dupla entrada, sem isca, deve permanecer parcialmente submersa no leito do córrego (Bressiani e Graipel, 2008).

6.2. Metodologias

Não existe um método padrão para o levantamento de pequenos mamíferos, mas algumas variáveis devem ser consideradas. O esforço de captura (número de armadilha/noite) é a variável de maior influência na determinação de abundância e riqueza de espécies. O bioma é decisivo para a delimitação do esforço e arranjo (transecto ou grade) das armadilhas (Moura *et al.*, 2008). O número de noites amostradas pode não ser tão determinante para a avaliação da abundância e riqueza de marsupiais e roedores, considerando um mínimo de cinco noites de amostragem.

Para empreendimentos de rodovias e ferrovias, as campanhas de amostragem de vertebrados terrestres deverão ter sete noites efetivas de execução por módulo amostral, desconsiderando o tempo gasto para a mobilização e desmobilização da equipe e equipamentos. O empreendedor deverá realizar quatro campanhas ao longo de doze meses, com periodicidade trimestral, sendo duas campanhas realizadas para obtenção da Licença Prévia (LP - Licença Prévia) e duas realizadas para obtenção da Licença de Instalação (LI – Licença de Instalação) (IN 13/2013). Apesar de tal recomendação, existem princípios que necessitam serem levados em consideração. Primeiramente é o tamanho do empreendimento. Categorizar tal variável é de extrema complexidade, por esse motivo recomenda-se que o tamanho da amostragem seja tão grande quanto o tamanho do empreendimento. Para fins de padronização recomenda-se que a amostragem acima descrita seja usada em empreendimentos considerados de pequeno porte. Para empreendimentos de médio e grande porte uma amostragem mais ampla se faz necessário com acréscimo do número de armadilhas, noites de amostragem e número de campanhas.

O número de estratos amostrados influencia positivamente na determinação da riqueza de marsupiais, portanto é preconizado que as armadilhas sejam colocadas no solo e nas árvores (Moura, *et al.* 2008). As armadilhas podem ser postas ao nível do solo e, em cipós e galhos de árvore, a uma altura de 0,5 a 2,0 metros.

A utilização de métodos complementares (mais de um tipo de armadilha, arranjos diferentes, vários tipos de iscas etc.) aumenta a eficiência de captura (Lyra-Jorge & Pivello 2001).

6.2.1. Tipos de Armadilhas e suas características



Os pequenos mamíferos terrestres têm importante função nas comunidades e devido aos diferentes habitats em que podem estar alocados qualquer trabalho necessita de metodologias mistas de amostragem. A maioria dos estudos utiliza gaiolas do tipo Sherman, Tomahawk ou ainda gaiolas de grade de arame galvanizado (Cullen, 2006).

As armadilhas do tipo gaiolas, “Tomahawk” (Fig. 1) ou “Sherman” (Fig. 2) variam no tamanho e na abertura da malha de arame o que possibilita a captura de diversas espécies de tamanhos diferentes e idade variada. Para tanto, o número de estratos influencia positivamente na determinação da riqueza de marsupiais, portanto é preconizado a princípio que as armadilhas de gaiola sejam colocadas no solo e nas árvores (Moura *et al.* 2008). As armadilhas podem ser postas ao nível do solo e, em cipós e galhos de árvore, a uma altura de 0,5 a 2,0 metros. Reitera-se que a utilização de métodos complementares (mais de um tipo de armadilha, arranjos diferentes, vários tipos de iscas, etc.) aumenta a eficiência de captura (Lyra-Jorge & Pivello 2001).

Para as espécies fossoriais estas armadilhas parecem não ser tão eficientes como as armadilhas de queda. As armadilhas de queda ou “PitfallTraps” são feitas de recipientes plásticos (baldes, canos de PVC etc.) (Fig. 3), que são enterrados no solo com a abertura no mesmo nível da superfície. Os animais são capturados por acidente ou atraídos por iscas no fundo da armadilha.

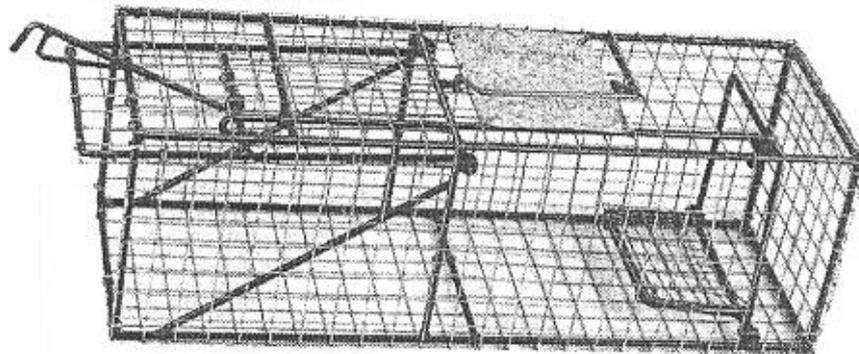


Fig. 1. Armadilha modelo gaiola Tomahawk “livetrap”

ap”).

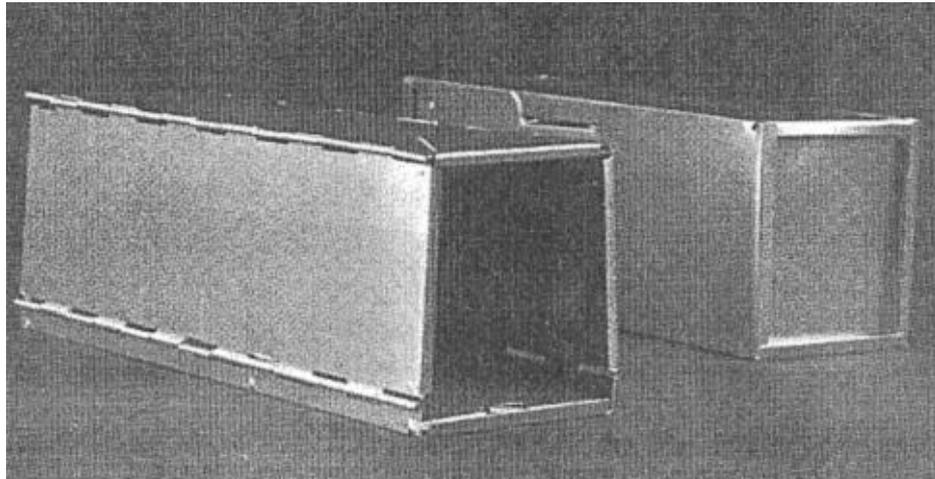


Fig. 2. Armadilha modelo caixa (Sherman "livetrap")

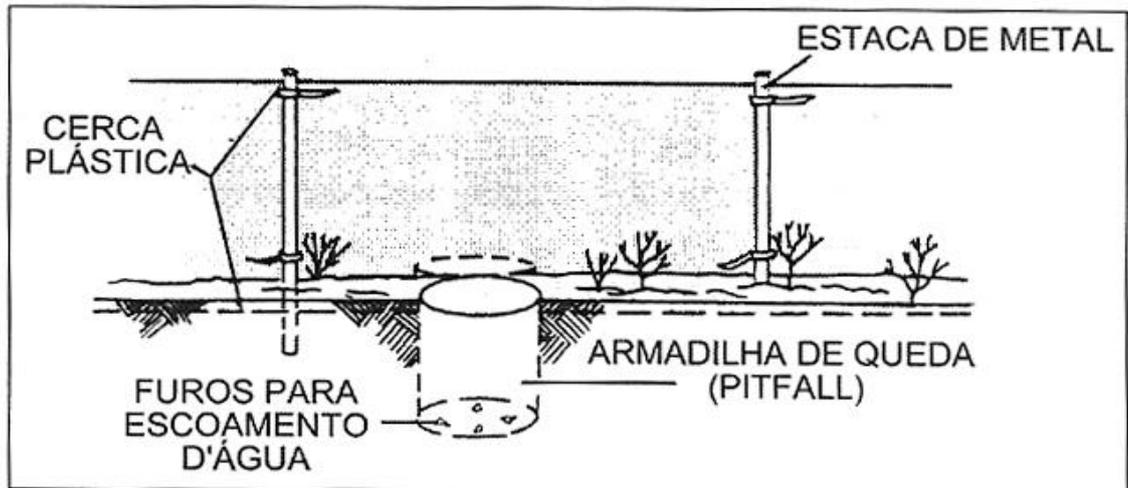


Fig. 3. Armadilha de queda (pitfalltrap).

A profundidade dos recipientes varia de acordo com o tamanho e a agilidade das espécies a serem capturadas, evitando assim, a fuga do animal. Para espécies que pesam em média 100 gramas e apresentam hábito fossorial, a armadilha pode apresentar 50-60 centímetros de profundidade e para animais maiores e mais ágeis as armadilhas devem ser mais profundas. Esta armadilha não é seletiva podendo capturar mais de um indivíduo ou até mesmo outros grupos de animais como diversas espécies de insetos, aracnídeos, répteis, anfíbios e aves. Entretanto, este modelo captura espécies fossoriais e consideradas raras que os outros tipos de armadilhas não capturam (por exemplo *Monodelphis* e *Blarinomys*).

A maioria dos estudos utiliza artifícios como cercas ou barreiras na forma de lâminas plásticas ou outros materiais (telas) entre as armadilhas para aumentar a eficiência de capturas



dessas armadilhas. Esta “cerca-guia” que auxilia na condução dos animais pode ser colocada em linha reta (transecção linear), mas muitas vezes é posta formando a letra Y (Fig. 4).

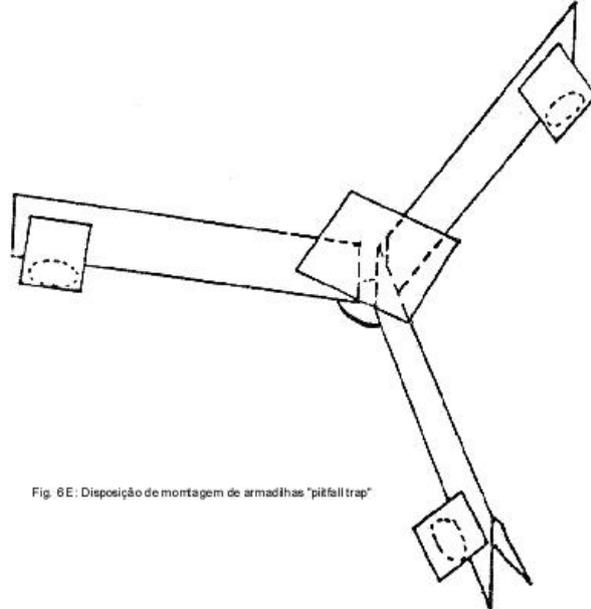


Fig. 8E: Disposição de montagem de armadilhas "pitfall trap"

Fig. 4. Forma de arranjo da armadilha de queda "Pitfalltrap".

Devem ser feitas perfurações, nas laterais e no fundo dos recipientes plásticos para que a água da chuva seja drenada, impossibilitando óbitos desnecessários por afogamento dos indivíduos coletados na armadilha. Não é recomendável o uso de líquidos (formalina, álcool, etc.) nestes recipientes, pois isso pode acarretar o óbito e/ou sofrimento dos animais, tanto das espécies de pequenos mamíferos, quanto de outros grupos acidentais (répteis e anfíbios). Essas perfurações devem ser mínimas para propiciar a saída de água e não favoreça a fuga do animal.

Devido à possibilidade de vários animais de grupos diferentes serem capturados ao mesmo tempo, inclusive presas e predadores, e animais venenosos e peçonhentos é recomendável que o técnico que estiver a campo utilize Equipamentos de Proteção Individual (EPI), como luvas e botas. Outra recomendação, devido às características das armadilhas de queda, é a checagem dessas duas vezes ao dia e o fechamento hermético dos recipientes sempre que cessar o período de captura.

O período mínimo recomendado entre revisões durante a captura varia conforme o hábito da espécie capturada. Armadilhas de captura de animais vivos (Sherman, Tomahawk, PitfallTrap etc.): no mínimo uma vez ao dia. (Portaria CFBio nº148/2012).

É proibido o uso de quaisquer armadilhas que utilizam o esmagamento como forma de captura. Exemplo, armadilha de pressão por molas, como ratoeiras (Portaria CFBio nº148/2012).

6.2.2. Distribuição das armadilhas



São muitas as formas de se dispor as armadilhas no campo. Os mais comuns são os transectos (linhas) ou as grades (quadrados):

Transectos (linhas): são linhas imaginárias que atravessam a vegetação, com pontos de captura equidistantes entre si. Este tipo de disposição permite amostrar mais ambientes com poucas armadilhas e por isso este sistema é aconselhado para levantamentos de mamíferos. Estes transectos são facilmente utilizáveis em áreas de relevo montanhoso.

A forma de disposição em transectos deve ser priorizada para aumentar a eficiência na riqueza de espécies.

Grade (quadrados): são várias linhas com pontos de captura equidistante entre si formando uma rede ou malha de armadilhas. Neste caso, o tipo de disposição permite estimar a densidade e biomassa por área e explorar parte ou toda área de atividade de uma espécie. As grades são mais indicadas para estudos populacionais.

Posicionamento das armadilhas dentro das linhas ou grades

As armadilhas podem ser dispostas nas estações de captura de cada linha ou grade ao acaso ou em locais (microhabitat) utilizados por alguma espécie de interesse em particular.

Não existe uma definição única para a determinação das parcelas, tamanhos de linhas, intervalo entre armadilhas etc. A Instrução normativa 13 de 2013, estabelece diretrizes para o levantamento e monitoramento de fauna em empreendimentos de rodovia e ferrovia: as armadilhas de contenção viva (do tipo "live-trap") - deverá ser estabelecida em cada parcela uma zona de "live-traps", locada paralelamente à linha central dessa parcela, em distância padrão de 20 m. Nessa zona deverão ser dispostas duas linhas de armadilhas, distantes 30 m entre si. Cada linha deverá ser composta por oito pares de armadilhas "Tomahawk" e "Sherman", dispostas alternadamente no chão e sub-bosque (1,5 a 2,0 m de altura), com espaçamento longitudinal de 20 m entre cada um dos pares de armadilhas. Armadilhas de interceptação e queda ("pitfalls") – deverá ser estabelecida em cada parcela uma zona de "pitfalls", locada paralelamente à linha central dessa parcela, à distância padrão de 20 m. Na zona de "pitfalls" deverá ser implantada estação amostral composta por 20 baldes, divididos em cinco "Y" (Figura 4), distantes 30 m entre si.

O disposto nesta na IN 13/2013 poderá ser utilizado no licenciamento ambiental de outros empreendimentos lineares, adaptando-se os métodos e procedimentos aqui estabelecidos às peculiaridades existentes nas demais tipologias.

6.2.3. Número de armadilhas a serem utilizadas



Existem trabalhos publicados onde os autores utilizaram desde 40 a 60 até 200 a 500 armadilhas. Geralmente mais de 100 armadilhas é recomendável, mas isso dependerá do tamanho da área a ser estudada e do tipo de trabalho a ser realizado, experimento científico, consultoria ambiental. A determinação da riqueza absoluta de uma área é praticamente impossível.

Uma amostragem piloto se faz necessária para indicar o planejamento mais apropriado para a área.

6.2.4. Iscas a serem utilizadas

Não são todas as armadilhas que necessitam de iscas para a captura de animais. Armadilhas do tipo "pitfall" em conjunto com as cercas para direcionamento dos animais funcionam efetivamente bem sem iscas, entretanto, essas podem aumentar a probabilidade de capturas, evitando às vezes fugas desnecessárias.

Em estudos de ecologia de pequenos mamíferos utilizam-se várias misturas como iscas. Os mais utilizados são: chumaço de algodão embebido em óleo de fígado de bacalhau (emulsão scott) com um pedaço de fruta, abacaxi ou banana; massa feita de creme de amendoim, óleo de sardinha, farelo de aveia, canjiquinha e banana caturra; mistura de creme de amendoim, fubá, banana e óleo de fígado de bacalhau; banana madura e pasta de amendoim bem como o uso de pequenos pedaços de carnes defumadas como linguiças, salames ou mortadela. Em estudos de dispersão e predação de sementes, pode-se utilizar sementes e/ou frutos de espécies de interesse específico como isca para descobrir possíveis predadores ou dispersores.

6.3. Marcação individual

Estudos de ecologia muitas vezes necessitam que indivíduos sejam marcados para obter informações detalhadas da dinâmica das populações, dos movimentos, do comportamento e de outros parâmetros que permitam um melhor entendimento da espécie. Para rodovia e ferrovias é indispensável a marcação dos espécimes capturados (IN 13/2013).

Para identificar um indivíduo é necessário um método que não deixe dúvidas, e um dos utilizados com mais frequência é a aplicação de "ear tags" (brincos de orelhas), com numeração até 1000. Também pode ser utilizado, na ausência dos brincos, o furador de couro, com o qual é possível criar um código que possibilita a marcação de até 100 animais por espécie. É proibida a utilização de métodos de marcação que mutilem ou provoquem alterações do comportamento natural da espécie e marcações ou tatuagens a quente. Qualquer procedimento de marcação que envolva ou acarrete



danos permanentes deve ser submetido ao respectivo CEUA (Comissão de Ética no Uso de Animais) (IN 13/2013; Res.CFBio 301/2012).

Em rodovias e ferrovias deverão ser escolhidas espécies-alvo para utilização de radiotelemetria, abrangendo espécies tanto com hábitos generalistas quanto especialistas (quando ocorrentes na área de estudo) (IN 13/2013).

6.4.Métodos de captura

Captura manual, puçá, laço, armadilhas de captura de animais vivos (queda, pitfalls, Sherman e Tomahawk) e trincheiras (Portaria CFBio nº 148/2012).

6.4.1. Métodos de Contenção e Coleta

A contenção pode ser física ou química. A contenção física pode ser realizada com o uso de luvas de raspa de couro ou panos grossos (toalhas e cobertores), os animais podem ainda, permanecer em caixas de transporte de madeira ou metal.

A contenção química é a administração de medicamentos que causem anestesia ou sedação. Caso o procedimento a ser realizado seja doloroso e/ou coloque o manipulador em risco é necessário a anestesia geral do animal, induzir o estado comatoso. Este procedimento deve ser realizado por profissional habilitado.

A coleta deve ser realizada apenas quando a identificação do animal não for possível em campo, o que é muito comum em pequenos mamíferos. Muitas espécies só podem ser diferenciadas em laboratório. A eutanásia deve ser realizada por profissional habilitado, em ambiente tranquilo, o manejo pré-eutanásia deve ser baseado nas características comportamentais de cada espécie.

A eutanásia química de pequenos mamíferos deve ser realizada através de barbitúricos ou outro anestésico geral injetável (via endovenosa ou intraperitoneal) precedido de medicação pré-anestésica, a dose deve ser suficiente para que o reflexo corneal seja perdido. Após a ausência do reflexo corneal, pode-se complementar com o cloreto de potássio associado ou não ao bloqueador neuromuscular, ambos por via intravenosa. Pode-se utilizar anestésicos inalatórios seguidos de outro procedimento para assegurar a morte (Resolução CFMV nº 1000/2012).

É essencial a confirmação da morte antes do descarte do animal, sendo necessário a avaliação dos seguintes sinais: apneia, assistolia, ausência de pulsação, mucosas pálidas e perda de reflexo corneal (CONCEA, 2013).



Durante os dias de coleta, os indivíduos capturados deverão ter anotados as seguintes informações:

- a. Sexo;
- b. Peso;
- c. Estágio reprodutivo;
- d. Tipo de hábitat;
- e. Armadilha na qual o espécime foi capturado;
- f. Morfometria: comprimento da cabeça + corpo, da cauda, orelha e pé;
- g. Extração de fígado de todos os indivíduos sacrificados para análise moleculares futuras.
- h. Data e
- i. Local

As informações obtidas em campo devem obrigatoriamente ser incorporadas as informações presentes na ficha de tombo dos animais em suas respectivas coleções científicas. Caso não haja o sacrifício dos animais, essas informações devem ser anexadas em anexo no relatório final.

Observar o ANEXO IV desta nota orientativa e utilizar como padrão o disposto na Resolução do CFMV nº 1000 de 2013, Portaria do CFBio nº 148 de 2012 e Guia Brasileiro de Boas Práticas para a Eutanásia de Animais. É necessário que a metodologia de eutanásia seja aprovada nas três referências.

6.5.Referências Bibliográficas

B. BRESSIANI, V. B. e GRAIPEL, M. E. Comparação de Métodos para captura da Cuíca-d'água, *Chironectes minimus*(ZIMMERMAN,1780) (Mammalia, Didelphidae) no Sul do Brasil. **Mastozoología Neotropical**, 15(1):33-39. 2008.

CECHIN, S.Z.; MARTINS, M. Eficiências de armadilhas de queda (pitfalltraps) em amostragens de anfíbios e répteis no Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**. V.17. 729-740, 2000.

CONSELHO FEDERAL DE BIOLOGIA. Resolução nº 301 de 08 de dezembro de 2012.

CONSELHO FEDERAL DE BIOLOGIA. Portaria nº 148 de 2012.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

CONSELHO FEDERAL DE MEDICINA VETERINÁRIA. Resolução nº 1000 de 11 de maio de 2012.

CONSELHO NACIONAL DE CONTROLE DE EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL. Diretrizes da prática de eutanásia CONCEA. Ministério da Ciência Tecnologia e Inovação. Brasília, DF. 2013.

CULLEN JR. L.; RUDRAN, R.; VALLADARES, P. C. Métodos de estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre. Editora. Universidade Federal do Paraná, 2 ed. Revisada, 2012. Curitiba, Paraná. 2006.

INSTITUTO BRASILEIRO DE MEIO AMBIENTE E RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS. Instrução Normativa Nº 13, de 19 de julho de 2013. Diário Oficial da União.

LYRA-JORGE, M.C. & PIVELLO, V.R. Combining live trap and *pitfall* to survey terrestrial small mammals in savanna and forest habitats, in Brazil. *Mammalia*65(4):524-530. 2001.

MAGALHAES, J.D.R.; LIMA, A.G. de.; NUNES, A.V.A.; LIMA, D.A.A.; QUIRINO, A.A.S.Q.; SANTOS, L.G.P.; SANTOS, E.M. dos. Eficiência das técnicas de capturas aplicadas aos estudos de répteis no Brasil.

MARINHO-FILHO, J., RODRIGUEZ, F.H.G. & JUAREZ, K.M. The Cerrado mammals: diversity, ecology, and natural history. In *The Cerrados of Brazil* (Oliveira, P.S. & Marquis, R.J., eds.). Columbia University Press, New York, p. 266-286. 2002.

MOURA, M. C.; GRELE, C. E. V. e BERGALLO, H. G. How does sampling protocol affect the richness and abundance of small mammals recorded in tropical forest? An example from the Atlantic Forest, Brazil. ***Neotropical Biology and Conservation***,3(2):51-58.2008.

PAGLIA, A. P., FONSECA, G. A. B., RYLANDS, A. B., HERRMANN, G., AGUIAR, L. M. S., CHIARELLO, A. G., LEITE, Y. L. R., COSTA, L. P., SICILIANO, S., KIERULFF, M. C. M., MENDES, S. L., TAVARES, V. C., MITTERMEIER, R. A. & PATTON, J. L. 2012. Lista anotada dos mamíferos do Brasil. 2. ed. *Occas. Pap. Conserv. Biol.* 6:1-76.

PASSAMANI, M. Análise da comunidade de marsupiais em Mata Atlântica de Santa Teresa, Espírito Santo. ***Boletim do Museu de Biologia Professor Mello Leitão***, 11(12): 215-228.2000.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

VIEIRA, A. L. M. Análise comparativa de comunidades de pequenos mamíferos em fragmentos de Mata Atlântica ligados por um corredor agroflorestal no município de Seropédica, RJ, 2010, 64f. – Dissertação de mestrado. UFRRJ.

VIEIRA, E.M. & PALMA, A.R.T. Pequenos mamíferos do Cerrado: distribuição dos gêneros e estrutura das comunidades nos diferentes habitats. In Cerrado: ecologia, biodiversidade e conservação (A. Scariot, J. M. Felfili & J. C. Sousa-Silva, eds.). Ministério do Meio Ambiente, Brasília, p. 265-282.2005.



7. RÉPTEIS

7.1. Informações Gerais

Os répteis são animais que possuem em comum a ectotermia (capacidade de utilizar fontes externas de calor para regular a temperatura corporal) e a pele recoberta por escamas. Esse grupo inclui (lagartos, serpentes, anfisbenas, quelônios e jacarés).

Existem cerca de 744 espécies de répteis no Brasil: 702 Squamata (386 serpentes, 248 lagartos, 68 anfisbenídeos), 6 crocodilianos e 36 quelônios (Bérnils; Costa, 2012). O Cerrado e Mata Atlântica têm mais de 60 espécies de lagartos e anfisbenídeos, a diversidade de serpentes também é alta, 117 espécies no Cerrado e 134 na Mata Atlântica e chegam a quase 60 as espécies de lagartos endêmicas desses biomas (RODRIGUES, 2005).

Apesar da alta diversidade de espécies no Brasil, as informações sobre répteis ainda são preliminares. Os dados sobre a fauna reptiliana em Minas Gerais são pontuais e revelam carência de informações sobre esse grupo, principalmente em regiões de transição entre a Mata Atlântica e o Cerrado (SOUSA *et al.*, 2010).

Devido à diversidade de habitats ocupados pelos répteis, as diferentes fitofisionomias devem ser amostradas utilizando-se variados métodos de captura. O esforço de captura deve ser proporcional ao estágio de regeneração da área e a riqueza do bioma amostrado.

7.2. Metodologias

Devido à variação sazonal das atividades de répteis, idealmente, as coletas devem ser feitas em diversas estações do ano. Na área a ser amostrada poderão ser mensuradas as seguintes variáveis ambientais: umidade do ar, temperatura (ar, solo e água), precipitação pluviométrica, tipo de solo e abertura do dossel. A eficiência das técnicas de captura depende da composição da fauna a ser amostrada, do período de coleta e dos recursos financeiros.

Os répteis geralmente são fixados em formol 10% e preservados em álcool 70%. A extração de alíquotas de tecidos para análises moleculares é feita, em geral, através da retirada de escamas ou de partes do músculo femoral, no caso de lagartos. As amostras devem ser preservadas em álcool absoluto (100%) e mantidas em freezer.

7.2.1. Captura e contenção física

A captura pode ser manual, com auxílio de equipamentos ou por meio de armadilhas, seguindo as particularidades das espécies ou comunidades alvos do estudo, devendo ser



posicionadas em locais e horários de acordo com a biologia da espécie ou comunidade. Lembrando-se que sua revisão deve ser efetuada no menor tempo possível, considerando a temperatura e insolação local, buscando reduzir o estresse e sofrimento do animal, devendo-se observar os tempos para revisão das armadilhas (PORTARIA CFBI 148/2012).

Os equipamentos utilizados para a contenção física de répteis dependem da idade, peso e forma física dos animais manejados. A seguir alguns dos equipamentos mais utilizados:

- Gancho: Para contenção de serpentes. É um cabo de madeira ou ferro e em uma de suas extremidades possui uma haste de ferro na forma de “L” ou de “C”.
- Pinças: Também utilizadas no manejo de serpentes. É uma haste com uma pinça articulada na ponta acionada por gatilho para a contenção das mesmas.
- Laço de Lutz: Formado por um cabo de madeira com uma tira de couro ou tecido resistente que pode ser movimentado para a contenção física de serpentes na região da cabeça das mesmas;
- Bastão bifurcado: Bastão que possui em uma de suas extremidades uma bifurcação tipo forquilha, para conter a cabeça dos répteis e em seguida manuseá-los com as mãos;
- Luvas de raspas de couro: Para a proteção das mãos do manipulador, na contenção direta de um animal em associação a outro equipamento de contenção física. Lembrando-se que o uso de luvas diminui a sensibilidade das mãos ao manipular o animal, devendo ter-se cuidado para não sufocar o animal e não deixá-lo fugir;
- Tubos de PVC: Utilizados de diferentes diâmetros para a contenção de serpentes. O diâmetro do tubo deve ser de acordo com o tamanho da serpente para evitar que ela vire a cabeça ou volte o corpo para trás;
- Puçás: É um cabo de madeira ou de ferro que possui em uma de suas extremidades um aro de metal, que sustenta uma rede de corda ou saco de pano fechado, onde o animal ficará contido;
- Cambões: Utilizado para a contenção de lagartos e jacarés de pequeno e médio porte. Constitui-se em um cabo que tem em sua extremidade um laço para conter o animal, que pode ser afrouxado ou apertado. Deve ser utilizado por pessoas experientes, para evitar traumatismos nos animais.

Na contenção das serpentes peçonhentas deve-se manuseá-las com bastante cautela. A contenção física com o laço de Lutz oferece maior segurança ao técnico permitindo a realização de pequenos procedimentos. Fraturas e luxações podem ocorrer se a contenção física não for feita de maneira correta. Nunca se deve sustentar o peso do corpo do animal apenas pela cabeça.



Para a contenção de lagartos, pode-se lançar sobre o animal uma toalha molhada, esperar que ele se acalme e em seguida, capturá-lo pela base do pescoço e cintura pélvica, deixando os membros posteriores para trás. Nunca segurar um lagarto pela cauda, pois ela pode desprender-se como mecanismo de defesa.

Já cágados e jabutis, não apresentam grande dificuldade de captura e manuseio, contudo algumas espécies podem infligir mordidas graves. Quando um jabuti recolhe seus membros, o manipulador deve ter o cuidado de não deixar seus dedos presos entre o membro locomotor e a carapaça. Em geral estes animais possuem bico córneo forte que podem provocar lesões durante a manipulação. A contenção de animais jovens pode ser feita segurando-se os membros anteriores junto ao casco. Isso evita a movimentação do animal e mantém as mãos do manipulador a uma distância segura do bico. As tartarugas não devem ser erguidas pelas nadadeiras para evitar luxação e fratura.

O método de captura de crocodilianos é feito aplicando o cambão ao redor do pescoço (região torácica e axilar de um dos membros anteriores), mantendo-o sempre tracionado. Em um segundo momento, deve ser colocado um pano molhado nos olhos do animal, fazendo com que fique mais. Percorre-se uma das mãos sobre as costas do animal, chegando até a cabeça. Esta deve ser pressionada contra o chão para que a boca fique fechada. A imobilização deve ser então realizada por forte pressão manual no focinho, sentando-se sobre o animal. A partir desse momento, com o auxílio de tiras circulares de borracha ou fita isolante (que é preferível pelos pesquisadores), a boca é mantida imobilizada com segurança. Os crocodilianos perdem calor pela mucosa oral, e dessa forma, é importante deixar algo como um cabo de vassoura atravessado na boca, para evitar hipertemia em manejos demorados ou em dias muito quentes.

7.2.2. Armadilhas de interceptação e queda (pitfalltraps)

Consiste de recipientes (geralmente baldes) enterrados no solo e interligados por cercas-guias. Quando um animal se depara com a mesma, geralmente a acompanha, até eventualmente cair no recipiente mais próximo. As armadilhas podem ser montadas em diferentes ambientes, considerando principalmente a presença de riachos, vegetação densa e volume de serrapilheira e permitindo assim a comparação entre diferentes áreas. Existem várias formas de disposição para montagens dos pitfalltraps. As mais utilizadas são: a disposição linear, ou em forma de “y”, dependendo principalmente do relevo de cada terreno e do objetivo do estudo. A profundidade dos recipientes é determinante no tamanho dos répteis coletados, principalmente serpentes (CECHIN E MARTINS, 2000).



Durante o período de amostragem, os baldes devem ser vistoriados diariamente no período da manhã e no final da tarde, para coleta dos animais retidos. Entre os períodos de amostragem, os baldes devem permanecer fechados.

Uma das vantagens do método é a captura de animais que raramente são amostrados pelo método de procura visual. Entretanto um dos limitantes do “Pitfall” é o custo, tanto de material (baldes, cercas, etc.), quanto de mão-de-obra para cavar os buracos, porém o esforço na instalação pode ser compensado pelo menor esforço na captura propriamente dita (CECHIN E MARTINS, 2000).

7.2.3. Armadilhas de funil (funneltraps)

Consiste em cones laminados de PVC rígido transparente recortado em semicírculos e fixados por grupos. Os semicírculos recortados para a produção dos cones dos funis possui diâmetro total de 7,5 cm e diâmetro de recorte da bocada aproximadamente 14,6 cm. O corpo cilíndrico das armadilhas de funis é confeccionado com tela plástica, revestido por tela de náilon e costurado com fio encerado de poliéster nº4. As bocas dos funis ficam com aproximadamente 8 cm de diâmetro e 85 cm de comprimento.

São mais eficientes as armadilhas de funil para capturar serpentes e répteis semifossoriais, terrestres e semi arborícolas. Uma das vantagens do método é a captura de animais que raramente são amostrados pelo método de procura visual.

O diâmetro da abertura da armadilha influencia diretamente no tamanho dos animais a serem capturados.

7.2.4. Armadilhas tipo covão

Método para captura de quelônios aquáticos e semi-aquáticos. Podem ser de dois tipos (NATURE, 2008):

- **Hooptraps** (LEGLER 1960): são armadilhas do tipo covão constituído por quatro argolas de alumínio que sustentam uma rede de nylon formando um túnel cuja entrada é em forma de um funil invertido. As alturas das argolas são de 60 e 80 centímetros (HTp e HTg, respectivamente) e o comprimento total da armadilha é de 1,5m. Pode-se utilizar iscas para atrair os animais. O esforço de captura é calculado multiplicando-se o número de armadilhas pelo tempo em que estas permaneceram na água (SETE SOLUÇÕES E TECNOLOGIA AMBIENTAL LTDA., 2012).
- **Fyke nets** (VOGT 1980): são compostas por duas armadilhas do tipo hooptraps com argolas com um metro de altura conectadas por uma malha com 10 metros de comprimento. Esta



barreira tem o objetivo de direcionar o quelônio para a abertura da armadilha. Também se podem utilizar iscas e o esforço de captura é calculado da mesma maneira que se calcula o das hooptraps (SETE SOLUÇÕES E TECNOLOGIA AMBIENTAL LTDA., 2012).

7.2.5. Armadilhas de cola

Método de uso restrito devido à possibilidade de altas taxas de mortalidade. Consiste em um método que fornece dados complementares às armadilhas de interceptação e queda, visto que as armadilhas de cola registram principalmente lagartos arborícolas, animais estes capturados apenas eventualmente nos pitfalls. Estas armadilhas podem ser expostas distante 50 m das armadilhas de interceptação e queda, fixadas em troncos caídos e em algumas árvores eretas na altura de 0,5 a 2m. É importante que o empreendedor justifique a utilização deste método e não de outro, como por exemplo, a busca ativa.

7.2.6. Busca ativa

O método consiste em caminhar lentamente ao longo da grade de trilhas. A cada lado da trilha, uma área de 5 metros é amostrada até uma altura de 3 a 4 metros. São vistoriados a serrapilheira, troncos em decomposição, cavidades de troncos, a vegetação, buracos no solo, tocas, sob troncos e pedras, margens de riachos, acúmulos de folhagens. Pode ser feito no período diurno e/ou noturno. Dos animais avistados ou ouvidos, mas não coletados, cuja identificação seja segura, registra-se hora e local de avistamento. São eficientes em levantamentos de riqueza e abundância relativa. As horas gastas na busca dependem do tamanho da área e da estrutura e complexidade do ambiente e da vegetação amostrada.

A busca ativa e interceptação por armadilha de queda são os métodos complementares mais comuns em inventários de espécies de répteis.

7.2.7. Transecto em paralelo

Método bastante parecido com o método de “busca ativa”, diferindo deste por ser uma procura realizada em linhas de tamanho conhecido dispostas sistematicamente em ambientes de interesse ao passo que no encontro visual a procura é aleatória. De qualquer forma, nada impede que seja feita uma interação entre os dois métodos. Na amostragem em transectos, estipulando uma área de abrangência da procura ao longo do transecto, exemplo cinco metros para cada lado do transecto, têm-se informações de densidade, entretanto também são obtidos dados de abundância relativa e riqueza de espécies.



É importante estipular um limite de tempo para se vistoriar cada transecto para não correr o risco de detalhar mais a procura em um do que no outro.

Como a procura deve ser feita de forma minuciosa requer muito tempo para aplicação, porém tem um custo baixo, ficando restrito basicamente ao transporte até a área e baterias para lanternas.

7.2.8. Transecto em quadrado

Método que tem como regra geral a estipulação de uma série de quadrados ou quadrantes de tamanho conhecido em determinadas áreas ou ambientes. As amostras são retiradas de dentro do quadrado, onde cada amostra é independente e são obtidos dados de densidade, abundância relativa e riqueza de espécies. Normalmente os lados do quadrado são constituídos de lona plástica que é rapidamente posicionada no ambiente a ser amostrado, de forma a não permitir a fuga dos organismos. Requer treinamento de uma equipe de trabalho e muito tempo para aplicação, pois a área dentro do quadrante tem de ser vistoriada minuciosamente.

É de baixo custo e os resultados são bem refinados e até surpreendentes se comparados com outros métodos.

7.3. Contenção química

A contenção química sem algum tipo de treinamento veterinário é seriamente condenada pelos pesquisadores. O responsável pela contenção deve ser capacitado para tal.

Uma boa droga deve permitir o uso intramuscular, ter uma grande margem de segurança, o menor período de indução e apresentar um pequeno volume a ser injetado. Qualquer fármaco injetável via intramuscular deve ser administrado nos membros anteriores, para evitar a excreção do medicamento anteriormente ao seu metabolismo, devido ao sistema porta-renal diferenciado nos répteis. Sempre tendo como objetivos a imobilização, analgesia e relaxamento muscular suficientes do animal para a efetuação do procedimento a ser executado. É importante lembrar que o metabolismo dos répteis varia conforme a temperatura ambiente, dependendo do procedimento a ser realizado é necessário aumentar ou diminuir a temperatura, isso pode demandar uma infraestrutura específica.

7.3.1. Anestésicos

Os répteis são animais ectodérmicos e, portanto possuem metabolismo baixo. Os anestésicos gerais de rápido efeito e depuração são uma alternativa para a redução de tempos de indução e



recuperação, o que é importante para o restabelecimento da homeostase humoral. É importante o aquecimento desses animais quando submetidos à anestesia, pois a recuperação anestésica está relacionada com a velocidade de metabolização, a qual se torna reduzida em temperaturas abaixo de determinados níveis.

O sulfato de atropina na dose (0,01 a 0,04 mg/kg) é recomendado nos casos de bradicardia intensa e prolongada. Os fenotiazínicos não promovem sedação adequada em répteis, mas podem reduzir a dose do agente indutor. Emprega-se a acepromazina nas doses de 0,1 a 0,5mg/kg.

Os benzodiazepínicos são representados pelo diazepam, midazolam e zolazepam. São utilizados para sedação, porém são mais empregados com associação com anestésicos dissociativos. Diazepam na dose de 0,37mg/kg em crocodilos, associados a succinilcolina, promove contenção química tão eficiente quanto só a succinilcolina, com a vantagem adicional de não promover apnéia.

Anestésicos dissociativos são representados pelo cloridrato de quetamina ou cetamina e o cloridrato de tiletamina que se encontra associado ao benzodiazepínico zolazepam, devido à alta incidência de convulsões quando utilizado sozinho. A dose recomendada de tiletamina + zolazepam é 10 a 30 mg/kg para a maioria dos répteis. A cetamina (5mg/kg intramuscular), associada à medetomidina (0,005mg/kg) pode ser utilizada em tartarugas-marinhas. Em cascavel a cetamina é feita na dose de 80mg/kg intramuscular, recomendando sempre aquecer o animal. Em serpentes a cetamina é feita na dose de 6 mg/kg intra-venosa podendo causar hipertensão e em crocodilos (110mg/kg, intramuscular) a cetamina pode provocar apnéia e bradicardia.

Agonistas alfa 2 – adrenérgicos representados pela xilazina e cloridrato de medetomidina, produzem relaxamento muscular, analgesia visceral, sedação, hipotensão e bradicardia. São pouco utilizados em répteis.

O propofol é muito utilizado em répteis, principalmente por sua rápida metabolização. O período de latência é de 1 a 2 min e a recuperação anestésica de 30 a 60min em iguanas. Pode ocorrer apnéia e redução da saturação de oxigênio, bem como bradicardia, por isso recomenda-se a administração de oxigênio.

Os opióides, classificados como analgésicos, diminuem a dose de anestésicos quando são empregadas concomitantemente. Possui boa atividade analgésica, porém limitadas propriedades de relaxamento muscular. A morfina, meperidina, butorfanol, buprenorfina e fentanil são os principais representantes. A meperidina é indicada na dose de 20mg/kg a cada 12 às 24h. O butorfanol possui potência analgésica 5 vezes mais que a morfina, sendo observada a sedação em iguanas, jabutis e tartarugas após a administração de 0,4 a 1mg/kg intramuscular. A buprenorfina (0,03mg/kg,



intramuscular), apesar do período de latência em répteis, apresenta tempo de ação longo com poucos efeitos colaterais.

7.4. Métodos de Marcação

Transponder/microchip, telemetria, tintas fluorescentes atóxicas, tatuagens com tintas subcutâneas e com nitrogênio líquido, corte de escama(s), picotes de escudos marginais de quelônios, anilhas metálicas e plásticas.

Observação

Transponders devem ser introduzidos na região umeral (em quelônios) e porção dorsal da base da cauda (em serpentes e lacertídeos).

Restrição

A ablação de falange é um método que deve ser evitado, o empreendedor deve justificar sua utilização e esclarecer qual a impossibilidade de usar os demais métodos.

Ablação de falanges: no máximo três dedos não consecutivos; em espécies arborícolas não subtrair o primeiro dedo da mão e nem o primeiro do pé. Na utilização desta técnica devem ser ponderados, entre outros, a história natural da espécie; como os pés são utilizados no ambiente do animal; e o tamanho dos dedos. É obrigatório que o instrumento de corte esteja perfeitamente afiado e esterilizado. Cabe salientar que este procedimento deverá ser feito com o animal anestesiado.

Proibição

Tatuagem a quente e substâncias de pH ácido/básico.

7.5. Eutanásia

Eutanásia significa morte humanitária de um animal. Quando necessária, deve ocorrer através de inconsciência rápida, sem dor, agonia, stress para outros animais, minimização do sofrimento para a pessoa que a executa e segurança para a mesma, apropriados com a idade, espécie, estado de saúde do animal. Além disso, deve-se proceder ao mínimo a contenção do animal. Esse procedimento deve sempre ser realizado por profissional habilitado e experiente.

Pode ser realizada por métodos físicos e químicos. As técnicas devem ser seguidas da confirmação da parada cardíaca como um dos principais indicadores da morte, associada à avaliação



de outros parâmetros vitais. A simples monitoração da respiração não é suficiente, pelo menos nos primeiros momentos, uma vez que algumas drogas podem provocar apnéia antes da parada cardíaca.

Conforme o anexo 1 da Resolução CFMV n. 1000/2012 os métodos aceitáveis e aceitos sob restrição de eutanásia para répteis, são:

- **Métodos aceitáveis:** Barbitúricos ou outros anestésicos gerais injetáveis (precedidos de medicação pré-anestésica e administrados por via intravenosa e apenas na impossibilidade desta, por via intraperitoneal, em dose suficiente para produzir a ausência do reflexo corneal. Após a ausência do reflexo corneal, pode-se complementar com o cloreto de potássio associado ou não ao bloqueador neuromuscular, ambos por via intravenosa), anestésicos inalatórios seguidos de outro procedimento para assegurar a morte (algumas espécies).
- **Métodos aceitos sob restrição:** Pistola de ar comprimido, arma de fogo, decapitação, secção da medula espinhal após anestesia geral, CO₂.

Para répteis em geral, é recomendável o uso de derivados do ácido barbitúrico. Esses agentes deprimem o sistema nervoso, causando perda de consciência progressiva. Em overdoses, a anestesia profunda progride para apnéia devido à depressão do centro respiratório. Para eutanásia são recomendadas doses entre 60 a 100 mg/kg de pentobarbital sódico (JAVMA, 2001 apud SEBEN, 2007).

O resfriamento de répteis e anfíbios é, talvez, um dos métodos mais comumente utilizados, porém é considerado **inaceitável**. O resfriamento reduz o metabolismo, induz letargia e facilita o manuseio dos animais, mas não há evidências de que ele reduza a sensibilidade à dor. Desta forma, a prática de resfriamento para imobilização de animais ectotérmicos é considerada inaceitável e desumana (SEBEN, 2007).

Sempre que um projeto mencionar métodos de eutanásia aceitos sob restrição, deve-se justificar o uso e esclarecer a impossibilidade da utilização de outros métodos.

7.5.1. Métodos químicos de eutanásia

7.5.1.1. Anestésicos injetáveis

Barbitúricos – São amplamente aceitos e utilizados no ato da eutanásia para a maioria das espécies animais. A aplicação de medicação pré-anestésica (MPA), antes dos barbitúricos, pode



reduzir em até 30% a dosagem necessária para induzir a morte. Os barbitúricos são classificados como depressores gerais do sistema nervoso central, produzindo depressão central gradativa que se inicia no córtex até atingir o centro cardiorespiratório bulbar. Os barbitúricos mais utilizados são:

- Tiopental – É necessária uma dose, no mínimo três vezes maior que a indutora de plano anestésico, quando se quer eutanásia. Assim, esta dose elevada garante que ocorra inicialmente anestesia (de 15 a 30 segundos) e depois a morte, não manifestando, em nenhuma destas fases, excitação. Quando aplicado lentamente, é redistribuído em outros órgãos que não o cérebro, impedindo assim a promoção da morte.
- Pentobarbital – É administrado via intra-venosa, no entanto, pode ser administrado por via intra-peritoneal, neste caso recomenda-se associação com anestésico de rápida ação, por provocar irritação e dor. A dose mínima necessária para eutanásia é aproximadamente três vezes maior que a dose necessária para produzir anestesia com concentração de 325mg/ml.

7.5.1.1.1. Anestésicos injetáveis aceitos somente em combinação

- T61® – É um produto comercial (Hoechst Roussel Vet), sendo uma associação do anestésico geral embutramida, que paralisa o sistema respiratório, com o mebezônio, um agente curarizante do tipo não despolarizante, que causa paralisia dos músculos estriados esqueléticos e músculos respiratórios, e o anestésico local tetracaína empregado para reduzir a dor no local da injeção. Deve ser administrado somente pela via intra-venosa, sendo a morte provocada por severa depressão do sistema nervoso central, hipóxia e colapso circulatório. É necessário sedar o animal antes da aplicação, para facilitar no manejo do mesmo.
- Cloreto de potássio (KCL)- É um íon cardiotóxico. O seu uso em um animal consciente causa excitação das fibras nervosas do tipo C, o que promove extrema dor antes que ocorra a morte. Portanto, o KCL só pode ser utilizado após anestesia geral do animal, sendo a sua aplicação exclusiva por via intra-venosa. Nestes casos podem ser utilizadas soluções saturadas de cloreto de potássio. Este agente produz fibrilação ventricular cardíaca e morte, entre 1 a 2 minutos.

7.5.1.2. Anestesia inalatória

O uso de anestésicos voláteis, dióxido de carbono ou óxido de nitrogênio não são recomendados para a eutanásia de répteis, pois essa classe de animais possui taxas respiratórias relativamente baixas. A presença de substâncias diferentes no gás inalado pode levar o animal a



prender a respiração ou redução voluntária da taxa respiratória. Estes animais podem reduzir sua capacidade respiratória a um ponto em que a inspiração do gás anestésico não seja adequada para induzir o estado anestésico, fazendo com que este método de eutanásia seja ainda mais difícil de se completar.

7.5.2. Métodos físicos de eutanásia

Métodos físicos para realizar eutanásia em répteis, como atordoamento elétrico, destruição do sistema nervoso central, pancada na cabeça, deslocamento cervical e armas de fogo devem somente ser usados em situações emergenciais. Disparos de arma de fogo são aceitáveis somente em algumas situações de aplicação em campo. Estes métodos também requerem pessoal treinado e habilitado para realizar o procedimento garantindo segurança e bem-estar do animal.

Decapitação tem sido condenada como método de eutanásia inaceitável para quelônios e aceitável somente sob prévia inconsciência, seguido pela destruição do cérebro. O cérebro de um quelônio permanece viável até uma hora após a decapitação. O cérebro de crocodilos pode funcionar com níveis baixos de oxigênio após mais de uma hora, sendo mais aceito armas de fogo ou penetração de armas pontudas para a eutanásia destes animais.

7.6. Referências Bibliográficas

BÉRNILS, R. S.; COSTA, H. C. 2012. **Brazilian reptiles – List of species**. Disponível em: <<http://www.sbherpetologia.org.br>> Sociedade Brasileira de Herpetologia. Acesso em 20 mai. 2014.

Comissão de Ética no Uso de Animais. **Métodos anestésicos e eutanásia**. Universidade Nove de Julho, 2012. Disponível em: <http://www.uninove.br/PDFs/Publicacoes/MANUAL%20CEUA_ANESTESIA_EUTANASIA_%20UNINOVE%202012.pdf> Acesso em: 12 de fevereiro de 2013.

Contenção farmacológica e anestesia em répteis. Disponível em: <http://www.webposgrad.propp.ufu.br/ppg/producao_anexos/004_corpo_disserta__oRAUL%201.pdf> Acesso em: 12 de fevereiro de 2013.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO DIAS, J.L. **Tratado de Animais Selvagens Medicina Veterinária**. Editora Rocca. São Paulo, 2006.

CUNHA, 2008. **Eutanásia em animais não-domésticos**. Curso de especialização em Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Selvagens. Universidade Castelo Branco. Arraial d'Ajuda, 2008.

Guia Brasileiro de Boas Práticas para Eutanásia de animais. Disponível em: <http://www.cfmv.gov.br/portal/_doc/guiabbbp_eutan%C3%A1sia_animal.pdf> Acesso em: 12 de fevereiro de 2013.

NATURE CONSULTORIA AMBIENTAL. **Projeto Básico Ambiental – PBA: AHE Jurau**. Energia Sustentável do Brasil. Dezembro, 2008.

Portaria CFBio Nº 148/2012. Brasília, DF. 8 de Dezembro de 2012. Disponível em: <http://www.crbio03.gov.br/website/bancoimg/1130220200313PORTARIACFBioN148_2012_CapturaAnimais.pdf> Acesso em: 10 de fevereiro de 2013.

RODRIGUES, T.M. Conservação dos répteis brasileiros: desafios para um país megadiverso. **Megadiversidade**, v. 1, nº1. Julho de 2005.

SEBBEN, A. Microdissecação fisiológica *a fresco*: uma nova visão sobre a anatomia de anfíbios e répteis. **Herpetologia no Brasil II**, Parte III – Técnicas de Estudo Aplicadas à Herpetologia. 2007.

Sete Soluções e Tecnologia Ambiental Ltda. **Monitoramento de Quelônios na Área de Influência da UHE Santo Antônio do Jarí**. Belo Horizonte, Janeiro de 2012.

SILVA, L. C. S. **Contenção e Contenção e Captura de Animais Selvagens**. Centro Científico Conhecer. Disponível em: <<http://www.conhecer.org.br/download/CONTENCAO%20E%20CAPTURA%20DE%20ANIMAIS%20SELVAGENS/Curso%20contencao%20e%20captura%20de%20animais%20selvagens.pdf>> Acesso em: 10 de fevereiro de 2013.



GOVERNO DO ESTADO DE MINAS GERAIS
Sistema Estadual de Meio Ambiente
Instituto Estadual de Florestas

SOUSA, B. M.; NASCIMENTO, A. E. R.; GOMIDES, S. C.; RIOS, C. H. V.; HUDSON, A. A.; NOVELLI, I. A.
Répteis em fragmentos de Cerrado e Mata Atlântica no Campo das Vertentes, Estado de Minas
Gerais, Sudeste do Brasil. **Biota Neotrop.**, vol. 10, no. 2. 2010.