

Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Répteis e Anfíbios

**Protocolo de monitoramento de Répteis  
Squamata em Unidades de Conservação  
Federais no bioma Caatinga.**

Goiânia, 2012.

## Conteúdos

1.	Introdução	03
2.	Protocolo de monitoramento	04
2.1.	Técnicas de coleta	04
	Armadilhas de interceptação e queda (pitfall)	05
	Funnel traps (covos)	07
	Busca Ativa (Visual e Auditiva)	08
2.2.	Manipulação de espécimes	10
2.3	Preparação e preservação de material científico	10
	Procedimento para sacrifício	11
	Procedimento para obtenção de tecidos	
	Procedimento para fixação	11
	Procedimento pra preservação	12
3.	Referências Bibliográficas	12
	Anexo 1. Ficha de campo pitfall	19
	Anexo 2. Ficha de campo funnel trap	20
	Anexo 3. Ficha de campo procura ativa	21
	Anexo 4. Lista de materiais	23

## 1. Introdução

Dentro da Classe Reptilia, a Ordem Squamata é representada pelas subordens Serpentes (cobras), Sauria (lagartos) e Amphisbaenia (anfísbênios; cobras-de-duas-cabeças) (Pough et al., 2003). São conhecidas 9.193 espécies de Squamata no mundo (The Tigr Reptile-Data Base, 2012), sendo que no Brasil ocorrem 357 serpentes, 232 lagartos e 62 anfísbênios (Bérnils, 2010).

O estudo das espécies de répteis do semi-árido nordestino é relativamente recente, inicialmente composto por informações bastante difusas para regiões particulares, correspondendo a listagens de espécies e registros de coletas esparsas no espaço e no tempo, realizadas por diferentes autores (Burt & Burt, 1933; Johnson, 1952; Lema, 1969). A partir da década de 70, um maior número de trabalhos abrangendo o nordeste semi-árido começaram a ser publicados, ainda na grande maioria, correspondendo a sínteses sistemáticas, tanto para o país (Amaral, 1978a; 1978b) como para áreas mais restritas do território (Cordeiro & Hoge, 1973; Vanzolini, 1974; Dias & Lira-Da-Silva, 1998, Rodrigues, 1988, 1991a, 1991b, 1991c, 1991d, 1993a, 1993b, 1996; Fioravanti, 2000; Rodrigues, 2003; Rodrigues, 2005; Arzabe et al, 2005; Borges-Nojosa & Cáscon, 2005; Borges-Nojosa & Santos, 2005; Borges-Nojosa, 2007; Ribeiro et al., 2008; Loebmann & Haddad, 2010).

Até o momento somente em sua feição característica semi-árida, foram registradas 47 espécies de lagartos (Anguidae, Gekkonidae, Gymnophthalmidae, Iguanidae, Polychrotidae, Teiidae, Tropicuridae e Scincidae), 10 espécies de anfísbênios (*Amphisbaenidae*) e 52 de serpentes (Boidae, Colubridae, Elapidae, Leptotyphlopidae, Typhlopidae e Viperidae). Se incluirmos as espécies de lagartos e anfísbênios dos enclaves de floresta úmida na Caatinga (os brejos nordestinos do Brasil), o número de espécies sobe para 73 de lagartos e anfísbênios e 75 serpentes. Destes, 25 lagartos são considerados endêmicos do bioma.

Entre os domínios morfoclimáticos brasileiros, da Caatinga, que ocupa uma área aproximada de 800.000 km<sup>2</sup> é, de modo geral, o mais bem conhecido quanto à sua fauna de répteis e anfíbios. Porém, por melhor que seja sua posição relativa face à dos demais ecossistemas, é ainda muito insatisfatório. A revisão da literatura revelou um total de 150 localidades amostradas (material depositado no MZUSP) com a existência de uma grande lacuna de regiões geográficas pouco ou ainda

não amostradas. Das localidades amostradas, poucas contam com coleções representativas da herpetofauna local (Rodrigues et al, 2005).

De forma geral, apesar do avanço significativo do conhecimento da diversidade de Squamata no semi-árido, faz-se necessário um maior entendimento da riqueza e distribuição geográfica das espécies, a fim de avaliar a integridade das comunidades e o quanto dessa diversidade está inserida em áreas protegidas. Essas informações permitirão determinar a efetividade das UCs para a proteção das espécies e as diretrizes para o planejamento de trabalhos futuros voltados para a diversidade de Squamata no bioma.

A partir do Projeto Nacional de Ações Integradas Público-Privadas para Biodiversidade – PROBIO II foi elaborado o Programa de Monitoramento da Biodiversidade para as Unidades de Conservação Federais do Bioma Caatinga. Em uma oficina realizada em 2011 foram selecionados e priorizados os táxons alvos para o programa, bem como discutidos os delineamentos amostrais e os protocolos para coleta de dados de cada grupo.

Assim, apresenta-se aqui o protocolo preliminar para o levantamento e monitoramento de Squamata no interior de Unidades de Conservação (UCs) Federais do bioma Caatinga.

## **2. Protocolo de Inventário e Monitoramento**

Um inventário é o estudo de uma área, lugar ou hábitat, para se determinar a riqueza (número de espécies), sendo o resultado final uma lista de espécies. Um monitoramento consiste em um estudo da riqueza e abundância ao longo do tempo. A base para os programas de monitoramento de populações de Squamata é o conhecimento da riqueza e a estimativa da abundância absoluta e relativa com o objetivo de inferir sobre variações ao longo do espaço e do tempo.

**Grupos de interesse:** Ordem Squamata

**Técnicas de coleta:**

Diferentes métodos de obtenção de espécimes foram utilizados em estudos sobre Squamata na região Neotropical; entre eles os mais utilizados foram: procura ativa (limitada ou não por tempo), armadilhas de interceptação e queda, coletas por terceiros e encontros ocasionais (Ver Cunha, &

Nascimento, 1978; Martins, 1991; Strüssman & Sazima, 1993; Vitt, 1995; Martins & Oliveira, 1999; Bernarde & Abe, 2006; Gardner et al, 2007; Macedo et al., 2008). Outros métodos utilizados são: covos (*funnel trap*; Greenberg et al., 1994), armadilhas adesivas (*Glue traps*; Bauer & Saddler, 1992; Whiting, 1998), abrigos artificiais (Parmelee & Fitch, 1995; Sawaya et al, 2008) e procura com veículo (Sazima, 1988; Valdujo et al, 2002; Sawaya et al., 2008).

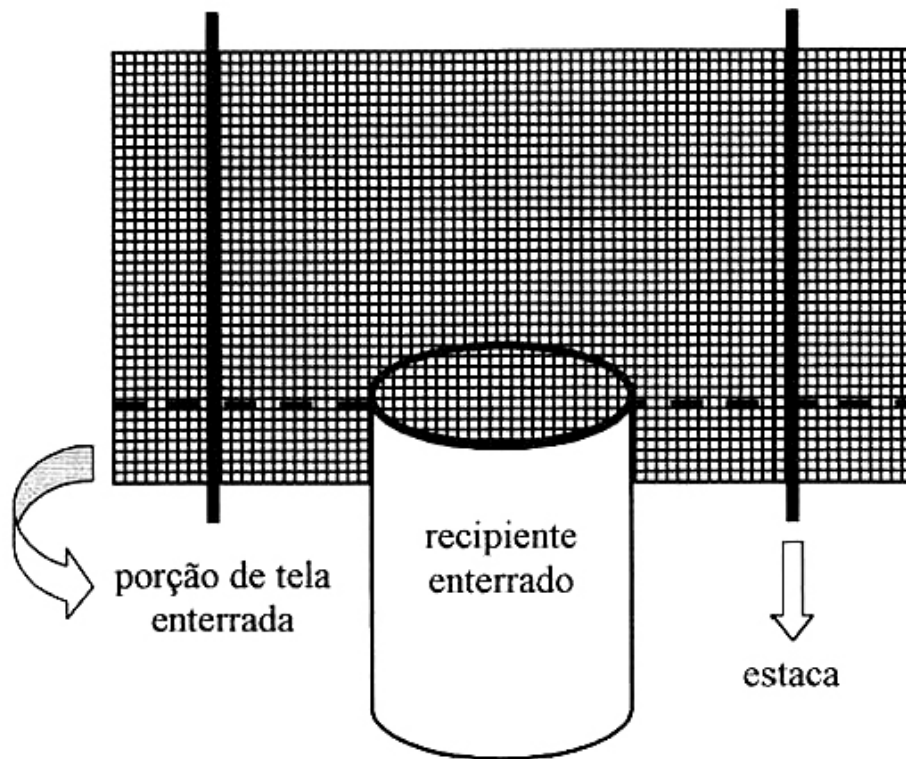
Devido a algumas espécies serem registradas exclusivamente por um determinado método, em estudos de comunidade recomenda-se a utilização de métodos complementares, visando amostrar espécies com diferentes hábitos (Cechin & Martins, 2000; Macedo et al, 2008).

Ao grupo dos Squamata foi definido um monitoramento com uso de armadilhas de interceptação e queda - "*pitfall traps with drift fence*". No entanto, visando melhor caracterizar a fauna de Squamata das Unidades de Conservação, um inventário inicial será realizado, antes do monitoramento, com a adoção de técnicas complementares às das amostragens utilizadas durante o monitoramento, visando registrar táxons de diferentes hábitos e obter, em um curto espaço de tempo, um *check-list* da riqueza de espécies. Tal listagem será imprescindível à elaboração dos guias de campo, instrumento que será utilizado na capacitação da comunidade local, esta que atuará em parceria na execução deste projeto.

#### **Técnica de coleta 1:** Armadilhas de interceptação e queda

Armadilhas de interceptação e queda consistem de recipientes enterrados no solo (*pitfall*) e interligados por cercas-guia (*drift-fences*; Corn, 1994) (**Figura 1**). Quando um animal se depara com a cerca, geralmente a acompanha, até eventualmente cair no recipiente mais próximo. Estas armadilhas são amplamente utilizadas para amostragem de anfíbios, répteis e pequenos mamíferos (Mengak & Guynn, 1987; Willians & Braun, 1983; Cechin & Martins, 2000). Uma das vantagens do método é a captura de animais que raramente são amostrados através dos métodos tradicionais que envolvem procura visual (Campbell & Christman, 1982). Armadilhas de queda podem ser utilizadas em vários tipos de estudo incluindo levantamentos de riqueza, comparações de abundância relativa, estudos que envolvem marcação e recaptura (e.g. ecologia de populações, monitoramentos), estudos sobre atividade sazonal e amostragem de presas potenciais de carnívoros (Campbell & Christman, 1982, Corn, 1994). Vale ressaltar que o uso das armadilhas de queda elimina os vieses causados pelas variações,

entre coletores, na capacidade de encontrar animais visualmente (Voght & Hine, 1982; Cechin & Martins, 2000). Ainda, fornecem dados sobre a presença ou ausência de espécies, sendo possível quantificar e padronizar o esforço de captura em todas as áreas de estudo. Assim, relações de abundâncias podem ser calculadas e estimativas mais reais do tamanho da população podem ser obtidas. Como o esforço amostral é quantificado e padronizado tornam-se possíveis comparações dos resultados entre métodos, fisionomias, e outras pesquisas (Corn & Bury, 1990; Bernarde, 2008).

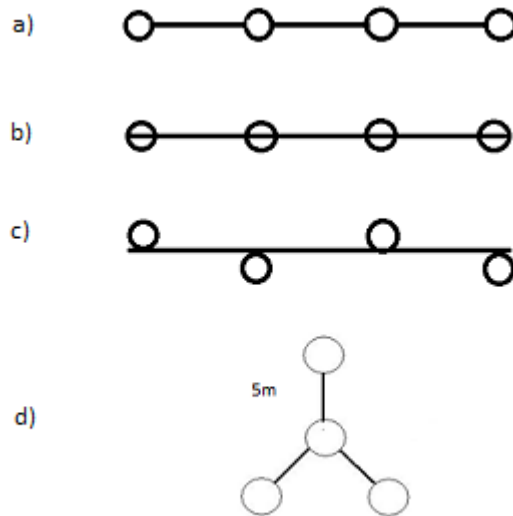


**Figura 1.** Desenho Esquemático de um trecho de armadilha de queda com cerca-guia, na qual a cerca passa pela parte superior do recipiente. A linha tracejada representa o nível do solo. (Fonte: Cechin & Martins, 2000).

Existem na literatura sugestões de disposições de armadilhas de interceptação e queda, sendo as mais comuns disposições em linha e radiais (Campbell & Christman, 1982; Corn, 1994; Greenberg et al., 1994; Cechin & Martins, 2000) (**Figura 2**).

Procedimentos de campo:

Estas armadilhas devem ser inspecionadas diariamente nos primeiros horários da manhã e últimos horários da tarde. Todos os dados dos espécimes capturados serão incluídos em ficha de campo (ANEXO 1).



**Figura 2.** Desenho esquemático apresentando as disposições das armadilhas de interceptação e queda em linha reta (a, b e c) e radial ('Y'; d).

Esforço amostral: Cada armadilha será confeccionada enterrando-se dez baldes de 30 litros cada, a intervalos de dez metros em disposição linear ("a"; **Figura 2**) e interligados por lona plástica. Em cada UC serão montadas dez linhas de armadilha no interior e dez no entorno. A amostragem deverá ser feita 4 vezes por ano (no início e final das estações seca e chuvosa) durante dez dias, totalizando um esforço amostral de 200 recipientes-dia ou 2000 recipientes em cada período.

Unidade amostral: um balde de 30 litros

Amostragens complementares- fase inventário:

**Técnica de coleta 2.** Covos ou Armadilha de Funil (*Funnel trap*)

As armadilhas de funil consistem em um cilindro com cones (gargalos) colocados invertidos nas extremidades, direcionados para dentro do cilindro (indicar locais onde serão instaladas). Os cones dos funis são confeccionados com laminado de PVC rígido transparente (*vinitherm standard*, espessura de 0,40mm x largura 138cm) recortado em semicírculos e fixado por grampos. Os semicírculos recortados para produção dos cones dos funis possuíam diâmetro total de 75cm e diâmetro do recorte da boca de aproximadamente 14cm (**Figura 3**). O corpo cilíndrico das armadilhas de funis é confeccionado com tela plástica, revestido por tela de náilon e costurado com fio encerado de poliéster nº 4 (Hudson et al., 2006).

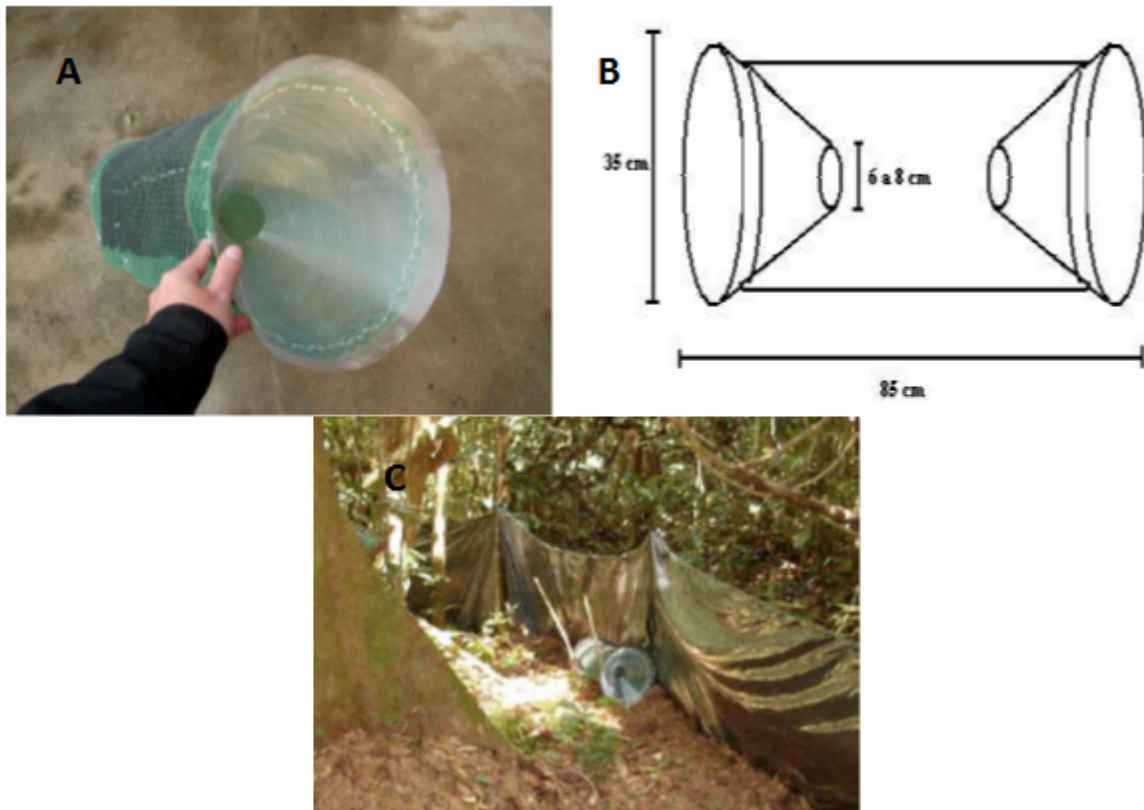
Procedimentos de campo:

Estas armadilhas devem ser inspecionadas diariamente nos primeiros horários da manhã e últimos horários da tarde. Todos os dados dos espécimes capturados serão incluídos em ficha de campo (**ANEXO 2**).

Esforço amostral: Cada armadilha de interceptação e queda terá 10 armadilhas de funil a cada lado da cerca. A amostragem deverá ser feita 4 vezes por ano (no início e final das estações seca e chuvosa) durante dez dias, acompanhando a amostragem por *pitfall*. Totalizando um esforço amostral de 1200 armadilhas-dia em cada período.

Unidade amostral: uma armadilha de funil





**Figura 3.** A. Armadilha de Funil costurada; B. Dimensões da armadilha de funil; C. Cerca guia com funnil trap. FONTE: Hudson, 2006.

**Técnica de coleta 3.** Procura ativa- (Acho perigoso colocar um assistente de campo para realizar esta atividade, sem que este passe por um longo período de treinamento e capacitação para tal função!

Mas, se esta metodologia for utilizada somente na fase de inventário - t0, deve-se deixar claro que esta será de responsabilidade única dos herpetólogos do RAN).

*Busca ativa sem limitação de tempo (BANLT)*

A procura ativa consiste em procura visual, em trilhas ou ambientes propícios à presença de répteis, durante o dia e a noite em busca de espécimes, revisando minuciosamente todos os microhabitats disponíveis (serrapilheira, debaixo de troncos caídos e pedras, entre raízes aéreas, buracos no chão ou em árvores, todos os estratos da vegetação, ambientes aquáticos, cupinzeiros e etc.) (Vanzolini & Papavero, 1967; Lema & Leitão-de-Araújo, 1985; Franco et al., 1992). Incluem buscas

efetuadas durante o deslocamento da equipe de um ponto para outro. Lagartos e serpentes estão presentes em vários tipos de ambientes, desde campos, florestas, áreas de pastagens, lavouras e áreas urbanas. O objetivo é registrar o maior número de possíveis espécies.

Procedimentos de campo:

A amostragem deverá ser feita uma vez por ano, no final da estação seca. Todos os dados do registro de espécimes coletados e não coletados serão incluídos em ficha de campo (**ANEXO 2**).

*Procura ativa limitada por tempo (Standardized visual transect sampling)*

A procura ativa através do *Standardized visual transect sampling (SVTS)* consiste em censos por transectos de 100m de comprimento por 4m de largura, com duração de 1 hora cada, por dois pesquisadores, realizadas entre as 9:00 e 12:00 e 19:00 e 24:00 ou o horário de atividade da maioria de répteis e anfíbios (ver Rödel & Ernst, 1994). Estes são utilizados na avaliação da riqueza (lista de espécies) e na caracterização ecológica das espécies. Sugere-se que os transectos sejam realizados em todas as fisionomias presentes na área de amostragem.

O esforço de procura abrange todos os microhábitats visualmente acessíveis (SVTS). Para a quantificação do encontro de répteis utiliza-se a taxa de encontro de espécimes baseada no tempo de procura, ou seja, o número de animais encontrados por hora-homem de procura (Martins & Oliveira, 1999). Esse tipo de amostragem fornece dados sobre presença e ausência de espécies, permitindo cálculo de estimativas de abundâncias. Com o esforço amostral quantificado e padronizado tornam-se possíveis comparações entre métodos, fisionomias, e outras pesquisas (Corn & Bury, 1990; Bernarde, 2008).

Esforço amostral: Serão realizados transectos (SVTS) diurnos e noturnos em todas as fisionomias presentes nas UCs. As expedições deverão ter duração dez dias, e realizadas uma vez por ano, no final da estação seca.

Unidade amostral: 1 hora de 1 observador.

### **3. Captura de espécimes ou procedimentos de campo(?)**

Os espécimes devem ser capturados cuidadosamente. Os pesquisadores e assistentes de campo devem passar por treinamentos específicos de técnicas de captura da herpetofauna (Dunham et al, 1988; Heyer et al, 1994; Brown, 1997; Simmons, 2002). Devem-se evitar ou minimizar injúrias ou estresse aos indivíduos, especialmente evitar contato com a cauda dos lagartos, que podem ser autotomizadas.

Lagartos, anfisbênias e serpentes não peçonhentas podem ser capturados manualmente. Serpentes não-peçonhentas, mas que desferem mordidas, e opistóglifas podem ser capturadas utilizando luvas de raspa de couro. Deve-se evitar manipular serpentes peçonhentas, pois podem perfurar a luva e causar envenenamento (Martins & Oliveira, 1999). Assim, serpentes peçonhentas devem ser manipuladas somente com auxílio de pinçães ou cambão e, exclusivamente, por pessoas treinadas para tal procedimento.

Todos os espécimes capturados na procura ativa ou armadilhas serão acondicionados individualmente em sacos de tecido ou plástico ou caixas para posterior identificação e soltura (?). Cada saco deverá conter a identificação assim como a ficha de campo deverá ser preenchida com (ver **ANEXOS 1, 2 e 3**) a data, local que o indivíduo foi encontrado e o método de captura utilizado. Todas as espécies capturadas devem ser fotografadas antes da soltura.

Deve-se garantir a manutenção da integridade física do indivíduo durante a manipulação e verificar se suas condições no momento são apropriadas para a soltura. A manipulação não deve comprometer sua sobrevivência.

4. Procedimentos de laboratório: indicar a pessoa que vai realizar esta técnica. Sinceramente, acho complicado os pontos focais nas UCs (assistentes de campo - com nível de ensino fundamental) realizarem.

#### **4. Preparação e preservação de material científico**

A documentação das espécies registradas em projetos sobre a biodiversidade e inventários, frequentemente incluem a preparação de exemplares-testemunho. Esses exemplares são valiosas

fontes de informação científica, sendo utilizadas em estudos de sistemática, biogeografia, evolução e ecologia.

Os indivíduos coletados devem ser sacrificados (indução de eutanásia), fixados e posteriormente depositados em coleções científicas referenciadas (seria interessante informar quais coleções irão abrigar o material testemunho, deixando inclusive em anexo, os endereços destas instituições).

### Eutanásia

Para a escolha da técnica de eutanásia deve-se considerar as diferenças do metabolismo, respiração e tolerância à hipóxia cerebral de animais ectotérmicos. Ainda, deve-se considerar a espécie, o tamanho, o local para o procedimento e a experiência pessoal. A morte deve ser indolor e induzida de forma mais rápida possível.

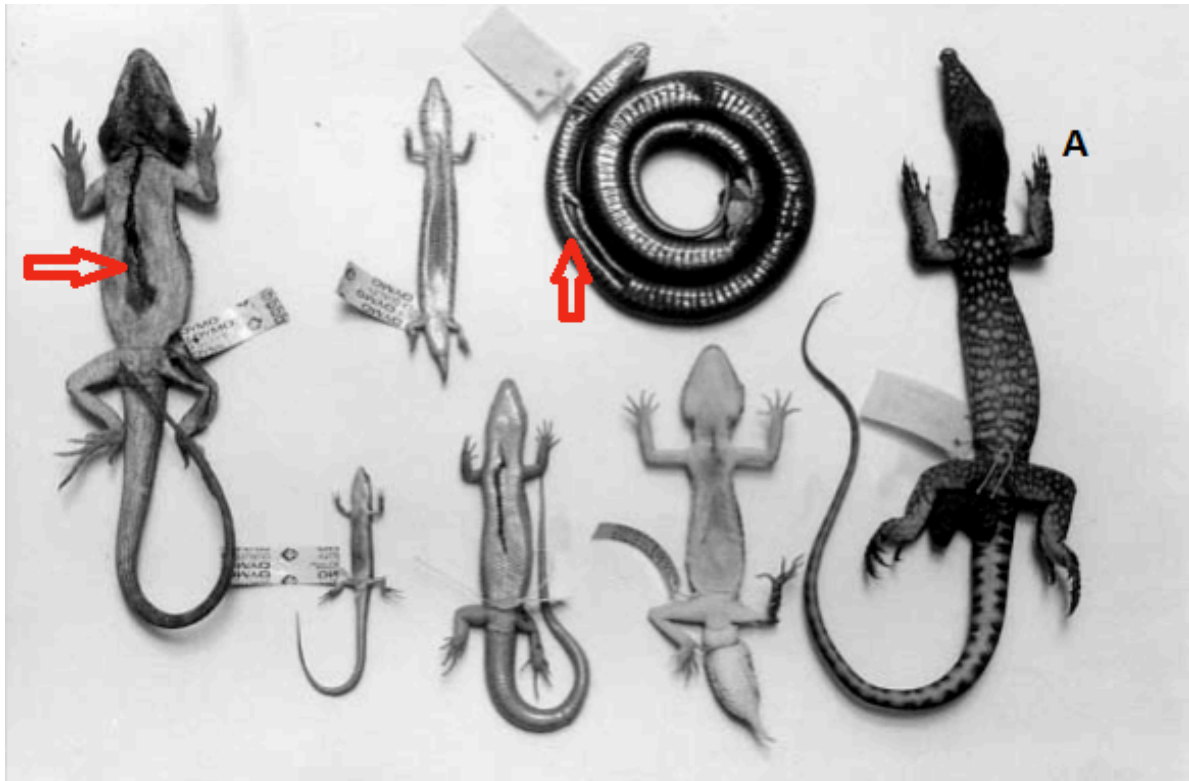
O método mais apropriado, de acordo com o Conselho Federal de Medicina Veterinária (AVMA, 2007), consiste na administração de barbitúricos (e.g. Pentobarbital sódico) e outros anestésicos gerais injetáveis:

- Injeção de Pentobarbital sódico (60 a 100 mg/kg de peso corporal) administrada por via intravenosa, e apenas na impossibilidade desta, por via intraperitoneal. Após a ausência do reflexo corneal, pode-se complementar com o cloreto de potássio, associado ou não ao bloqueador neuromuscular, ambos por via intravenosa. O tempo para efeito é variável, podendo chegar a 30 minutos.

### Procedimento para obtenção de tecido

Antes de fixar os indivíduos serão retiradas amostras de tecidos ou sangue, que serão preservadas em etanol p.a. (álcool etílico absoluto pró-análise) ou congeladas, respectivamente, visando maximizar o aproveitamento do material. A escolha do tecido a ser extraído dependerá do objetivo da investigação. Para análise de DNA a extração de fígado é apropriada e deve-se fazer uma pequena incisão no espécime (**Figura 4**) causando danos mínimos a pele, ossos e órgãos indesejados. As posições relativas dos órgãos internos são caracteres para estudos sistemáticos. Colocar os tecidos obtidos de cada indivíduo separadamente em microtubos de centrifugação com rosca contendo álcool p.a. Uma

etiqueta, contendo o número provisório e o nome da espécie (escrito com tinta insolúvel no álcool), deve ser colocada junto com o tecido no interior do tudo.



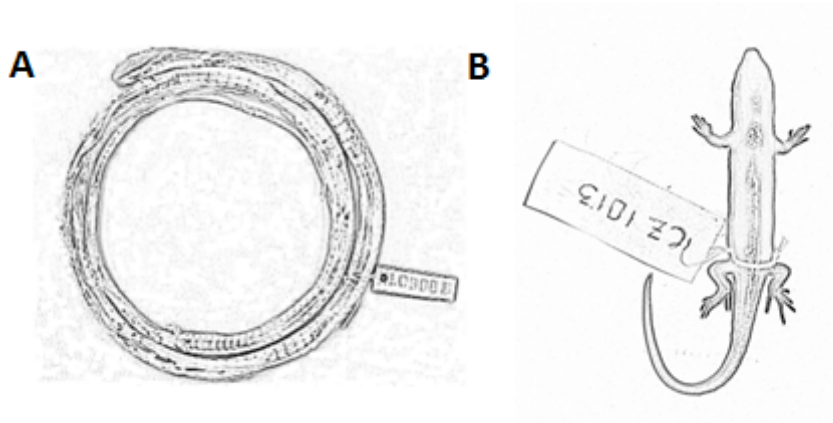
**Figura 4.** Incisões para retirada de tecido (fígado) em lagartos e serpentes. FONTE: modificado de Schwaner & Banks, 1993.

### Fixação

Após a eutanásia deve-se injetar uma solução de formol (10%) pelas cavidades, membros e cauda do espécime, e posteriormente posicioná-los de forma adequada (**Figura 5**) em uma bandeja. Todos os indivíduos devem receber uma etiqueta impermeável. Nesta etiqueta deve constar o nome científico, a localidade e um número provisório. Todas as informações da coleta serão registradas em um caderno de campo.

Após posicionar adequadamente os espécimes na bandeja é necessário cobri-los com papel absorvente e então embeber o recipiente com solução de formol (10%), até que cerca de um terço de sua profundidade fique coberta (MacDiarmid, 1994). Dado que o formol (ou formaldeído) é um gás, sua exposição ao ar fará com que a solução perca sua concentração e se acidifique. Portanto, recomenda-se

envolver a bandeja com algum tipo de película protetora (e.g. saco plástico). O processo de fixação tem duração mínima de 24 horas.



**Figura 5.** Posição em que devem ser fixados os espécimes e colocadas as etiquetas. A. Serpentes e cobras-cegas; B. Lagartos.

### Preservação

Após o período de fixação, os exemplares devem ser preservados em substâncias que evitem sua degradação, atuando como germicidas. Assim, recomenda-se retirar os exemplares da imersão em solução de formol e preservá-los em recipiente de vidro (?) contendo álcool etílico a 70%, submergindo todo o corpo do animal (Simmons & Muñoz-Saba, 2005) e identificado por etiquetas e números de coletas(?) (fotos? Figuras?).

### **5. Referências Bibliográficas**

AMARAL, A. Estudos sobre lacertílios neotrópicos 4. Lista remessiva dos lacertílios do Brasil. Mem. Inst. Butantan, n. 11, p.167–204, 1978a.

AMARAL, A. Serpentes do Brasil. São Paulo: Universidade de São Paulo. 246p, 1978b.

ARZABE, C., SKUK, G., SANTANA, G.G., DELFIM, F.R., LIMA, Y.C.C. & ABRANTES, S.H.F. 2005. Herpetofauna da Área de Curimataú, Paraíba. In *Análise das Variações da Biodiversidade do Bioma Caatinga* (F.S. Araújo, M.N.J. Rodal & M.R.V. Barbosa, eds.). Ministério do Meio Ambiente, Brasília, p.259-274.

AVMA 2007. Report of the AVMA Panel on Euthanasia. Home Page: [http://www.cfmv.org.br/portal/legislacao\\_resolucoes.php](http://www.cfmv.org.br/portal/legislacao_resolucoes.php). Acesso em 20 de fevereiro de 2012.

BAUER, A.M., & R.A. SADLER. 1992. The use of mouse glue traps to capture lizards. *Herpetological Review*, 23:112-113.

BERNARDE, P. S. & ABE, A. S. 2006. Snake community at Espigão do Oeste, Rondônia, Southwestern Amazon, Brazil. *South American Journal of Herpetology*, 1:102-113.

BERNARDE, P. S. 2008. Ecologia e métodos de amostragem de Répteis Squamata. Pp. 189-201 In: SILVA, F.P.C.; GOMES-SILVA, D.A.P.; MELO, J.S. & NASCIMENTO, V.M.L. (Orgs.). Coletânea de textos - Manejo e Monitoramento de Fauna Silvestre em Florestas Tropicais. VIII Congresso Internacional Sobre Manejo de Fauna Silvestre na Amazônia e América Latina, Rio Branco, AC.

BÉRNILS, R.S. 2010. Brazilian reptiles - List of species. Electronic Database accessible at <http://www.sbherpetologia.org.br>. Brazilian Society of Herpetology, Brazil. Captured on 06 June 2010.

BORGES-NOJOSA, D.M. & CASCON, P. 2005. Herpetofauna da Área Reserva da Serra das Almas, Ceará. In *Análise das Variações da Biodiversidade do Bioma Caatinga* (F.S. Araújo, M.N.J. Rodal & M.R.V. Barbosa, eds.). Ministério do Meio Ambiente, Brasília, p.245-260.

BORGES-NOJOSA, D.M. & SANTOS, E.M. 2005. Herpetofauna da Área de Betânia e Floresta, Pernambuco. In *Análise das Variações da Biodiversidade do Bioma Caatinga* (F.S. Araújo, M.N.J. Rodal & M.R.V. Barbosa, eds.). Ministério do Meio Ambiente, Brasília, p.277-291.

BORGES-NOJOSA, D.M. 2007. Diversidade de Anfíbios e Répteis da Serra de Baturité, Ceará. In *Diversidade e Conservação da Biota na Serra de Baturité, Ceará* (T.S. Oliveira & F.S. Araújo, eds.). Edições UFC, Fortaleza, p.225-247.

BURT, C. E.; BURT, M. D. 1933. A preliminary check list of the lizards os South America. *Trans. Acad. Sci.*, n. 28, p.104.

CAMPBELL, H.W. & CHRISTMAN, S.P. 1982. Field techniques for herpetofaunal community analysis. In *Herpetological Communities: a Symposium of the Society for the Study of Amphibians and Reptiles and Herpetologists' League* (N.J. Scott Jr., ed.). Fish Wildlife Service, Washington, p.193-200.

CECHIN, S.Z & MARTINS, M. 2000. Eficiência de armadilhas de queda (pitfall traps) em amostragens de anfíbios e répteis no Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*. 17: 729-740.

CORDEIRO, C. L.; HOGE, A. R. Contribuição ao reconhecimento das serpentes do estado de Pernambuco. *Mem. Inst. Butantan*, n. 37, p. 271–290, 1973.

CORN, P.S. & BURY, R.B. 1990. Sampling methods for terrestrial amphibians and reptiles. In A. C. Carey and L. F. Ruggiero (eds.), *Wildlife-Habitat Relationships: Sampling Procedures for Pacific North-west Vertebrates*, pp. 1-28. U.S. Dept. Agri. For. Serv., Gen. Tech. Rep. PNW-GTR. 256.

CORN, P. S., 1994. Straight-line drift fences and pitfall traps. *In*: W. R. Heyer, M. A. Donnelly, R. W. McDiarmid, L. A. C. Hayek e M. S. Foster. Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press. Pp 109-117.

CUNHA, O. R. & F. P. NASCIMENTO, 1978. Ofídios da Amazônia X- as cobras da região leste do Pará. *Publicações Avulsas do Museu Paraense Emílio Goeldi*. 31:1-218.

DIAS, E. J. R.; LIRA-DA-SILVA, R. M. Utilização dos recursos alimentares por quatro espécies de lagartos (*Phyllorhynchus pollicaris*, *Tropidurus hispidus*, *Mabuya macrorhyncha* e *Vanzosaurus rubricauda*) da Caatinga (USINA HIDROELÉTRICA DE XINGÓ). *Brazilian Journal of Ecology*, n. 02, p.97-101, 1998.

DUNHAM, A.E., MILES, D.B., REZNICK, D.N. 1988. Life history patterns in squamate reptiles. *In*: *Biology of the Reptilia*, Volume 16, Ecology B, p. 441-522. Gans, C., Huey, R.B., Eds, Alan R. Liss, Inc., New York, USA.

FIORAVANTI, C. 2000. Um tesouro a beira do Velho Chico. *Pesquisa FAPESP*, n. 57.

FRANCO, F. L.; SALOMÃO, M. G. & AURICCHIO, P. Répteis. *In*: AURICCHIO, P. & SALOMÃO, M.G. 2002. *Técnicas de Coleta e Preparação*. São Paulo, Instituto Pau Brasil de História Natural. p. 75-123.

GARDNER, T. A.; RIBEIRO-JÚNIOR, M. A.; BARLOW, J; ÁVILA-PIRES, T. C. S.; HOOGMOED, M.; & PERES, C. 2007. The Value of Primary, Secondary and Plantation Forest for a Neotropical Herpetofauna. *Conservation Biology*, 21:775-787.

GREENBERG, C.H., NEARY, D.G. & HARRIS, L.D. 1994. A comparison of herpetofaunal sampling effectiveness of pitfall, single-ended, and double-ended funnel traps used with drift fences. *J. Herpetol*. 28(3): 319-324.

HEYER, W.R, DONNELLY, M.A, MCDIAMIRD, R.W, HAYEK, L.C. & FOSTER, M. 1994. Measuring and monitoring biological diversity: standard methods for amphibians. Washington: Smithsonian Institution Press.

HUDSON, A.A; SOUZA, M.B; LOPEZ, N.C. 2006. Eficiência de armadilhas de funil na amostragem de serpentes. Disponível em: [HTTP://www.dacbio.ufjf.br/resumos\\_sembio\\_pdf\\_2/37%20-%20Alexandre%20assis%20%20resumo%20serpentes%20zoosemfig.pdf](http://www.dacbio.ufjf.br/resumos_sembio_pdf_2/37%20-%20Alexandre%20assis%20%20resumo%20serpentes%20zoosemfig.pdf). Acesso em 10 de fevereiro de 2012.

JOHNSON, M. L. 1952. Herpetological notes from Northeastern Brazil. *Copeia*, n. (4), p.283-284.

LEMA, T. 1969. *Apreciação geral sumária sobre os répteis do Estado de Pernambuco e adjacências*. 2ª. ed. Recife, PE: 9p.,

LEMA, T. & LEITÃO-DE-ARAÚJO, M. 1985. *Manual de técnicas para preparação de coleções zoológicas*. 38. São Paulo., Sociedade Brasileira de Zoologia. 20p.



LOEBMANN, D. & HADDAD, C. F. B. Amphibians and reptiles from a highly diverse area of the Caatinga domain: composition and conservation implications. *Biota Neotrop.*, 10 (3): 227-255.

MACEDO, L. M.; BERNARDE, P. S. & ABE, A. S. 2008. Lagartos (Squamata: Lacertilia) em áreas de floresta e de pastagem em Espigão do Oeste, Rondônia, sudoeste da Amazônia, Brasil. *Biota Neotrop.*, 8: 133-139.

MARTINS, M. 1993. The Lizards of Balbina, Central Amazonia, Brazil. *Stud. Neotrop. Fauna. Environ.*, 26:179-190.

MARTINS, M. & OLIVEIRA, M. E. 1999. Natura history of snakes in Forests of the Manaus region, Central Amazonia, Brazil. *Herpetol. Nat. Hist.*, 6: 78-150.

MENGAK, M.T. & GUYNN JR D.C.. 1987. Pitfalls and snap traps for sampling small Mammals and herpetofauna. *Amer. Midl. Nat.* 118: 284-288.

PARMELEE, J. R & FITCH, H.S. 1995. An experiment with artificial shelters for snakes: effects of material age and surface preparation. *Herpetol. Nat. Hist.* 3(2): 187-191.

PISANI, G.R. 1973. A guide to preservation techniques for amphibians and reptiles. *Herpetological Circular No. 1, SSAR*, 22 pp.

POUGH, F.H.; JANIS, C. M. & HEISER, J. H. 2003. *A Vida dos Vertebrados*. São Paulo, Atheneu Editora, 699p.

RIBEIRO, S.C., FERREIRA, F.S., BRITO, S.V., SANTANA, G.G., VIEIRA, W.L.S., ALVES, R.R.N. & ALMEIDA, W.O. 2008. The Squamata Fauna of the Chapada do Araripe, Northeastern Brazil. *Cad. Cult. Cienc.* 3:1-14.

RODRIGUES, M.T. 2003. Herpetofauna da Caatinga. In *Ecologia e Conservação da Caatinga* (I.R. Leal, M. Tabarelli & J.M.C. Silva, eds.). Universidade Federal de Pernambuco, Recife. p.181-236.

RODRIGUES, M. T. 1988. Estudos sobre a especiação e ecologia da fauna das dunas interiores do Rio São Francisco, BA: implicações paleoambientais. *Boletim do Instituto de Geociências/USP*, n. 16, p.101-102,

RODRIGUES, M. T. 1991a. Herpetofauna das dunas interiores do Rio São Francisco: Bahia: Brasil: I. Introdução a área e descrição de um novo gênero de microteídeos (*Calyptommatius*) com notas sobre sua ecologia, distribuição e especiação (Sauria, Teiidae). *Papéis Avulsos de Zoologia*, v. 37, n. (19), p.285-320.

RODRIGUES, M. T. 1991b. Herpetofauna das dunas interiores do Rio São Francisco: Bahia: Brasil. II. *Psilophthalmus*: um novo genero de microteídeos sem pálpebra (Sauria: Teiidae). *Papéis Avulsos de Zoologia*, v. 37, n. (20), p.321-327.

RODRIGUES, M. T. 1991c. Herpetofauna das dunas interiores do Rio São Francisco: Bahia: Brasil. III. *Procellosaurinus*: um novo gênero de microteídeo sem pálpebra, com a redefinição do gênero *Gymnophthalmus* (Sauria: Teiidae). Papéis Avulsos de Zoologia, v. 37, n. (21), p.329-342.

RODRIGUES, M. T. 1993a. Herpetofauna das dunas interiores do Rio São Francisco: Bahia: Brasil. V. Duas novas espécies de *Apostolepis* (Ophidia, Typhlopidae). Memórias do Instituto Butantan, v. 54, n. (2), p.53-59.

RODRIGUES, M. T. 1993b. Herpetofauna of paleoquaternary sand dunes of the middle São Francisco river: Bahia: Brazil. VI. Two new species of *Phimophis* (Serpentes: Colubridae) with notes on the origin of psammophilic adaptations. Papéis Avulsos de Zoologia, v. 38, n. (11), p.187-198.

RODRIGUES, M. T. 1996. Lizards, snakes and amphisbaenians of the quaternary sand dunes of the Rio São Francisco: Bahia: Brazil. Journal of Herpetology, v. 30, n. (4), p.513-523.

RODRIGUES, M. T. 2003. Herpetofauna da Caatinga. In: LEAL, I. R.; TABARELLI, M.; SILVA, J. M. C. (Orgs.), Ecologia e Conservação da Caatinga. Recife: UFPE, p. 489-540.

RODRIGUES, M.T. 2005. Herpetofauna da Caatinga; p. 181-236 In I.R. Leal, M. Tabarelli and J.M.C. Silva (ed.). *Ecologia e conservação da Caatinga*. Recife: Editora Universitária, Universidade Federal de Pernambuco.

RÖDEL, M. O. & ERNST, R. 2004. Measuring and monitoring amphibian diversity in tropical forests. I. An evaluation of methods with recommendations for standardization. *Ecotropica*, 10: 1-14.

SAWAYA, R.J, MARQUES, O.A.V & MARTINS, M. 2008. Composição e história natural das serpentes de Cerrado de Itirapina, São Paulo, sudeste do Brasil. *Biota Neotropica*, 8(2).

SAZIMA, I. 1988. Um Estudo da Biologia comportamental da Jararaca, *Brothrops jararaca*, com uso de marcas naturais. Memórias Instituto Butantan, 50: 83-90.

SIMMONS, J. E. 2002. Herpetological Collecting and Collections Management. *Herpetological Circular*, 31: 153.

SIMMONS, J. E. & Y. MUNOZ-SABA. 2005. Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas. Conservation International. Serie Manuales de campo. Bogot, D. C. Colombia.

STRÜSSMANN, C. & SAZIMA, I. 1993. The assemblages of the Pantanal at Poconé western Brazil: faunal composition and ecology summary. *Stud. Neotrop. Fauna Environ.*, 28: 157-168.

SCHWANER, T. D. & BANKS, C.B. 1993. Collection and Preservation of the Reptilia. In: GLASBY, C.G. ROSS, G.J.B. & BEESLEY, P.L (eds). 1993. Fauna of Australia, Volume 2A. 439p.

THE TIGR REPTILE DATABASE, 2012. Disponível em: <http://www.reptile-database.org>. Acesso em: 10/02/2012.

VANZOLINI, P. E & PAPAVERO, N. (ORG.) 1967. Manual de coleta e preparação de animais terrestres e de água doce. Departamento de Zoologia da Universidade de São Paulo e Secretaria da Agricultura do Estado de São Paulo, São Paulo, Brasil, 222pp.

VANZOLINI, P. E. 1974. Ecological and geographical distribution of lizards in Pernambuco, Northeastern Brazil (Sauria). Papéis Avulsos Zool., v. 28, n. (4), p.61-90.

VALDUJO, P. H., NOGUEIRA, C., MARTINS, M. 2002c. Ecology of *Bothrops neuwiedi pauloensis* (Serpentes: Viperidae: Crotalinae) in the Brazilian Cerrado. Journal of Herpetology. 36 (2):169-176.

VITT, L. J. 1995. The Ecology of Tropical lizards in the Caatinga of Northeast Brazil. Occ. Pap. Ok. Mus. Nat. Hist., 1: 1-29.

VOGT, R.C. & R.L. HINE. 1982. Evaluation of techniques for assessment of amphibian and reptile populations in Wisconsin, p. 201-217. In: SCOTT JR. N. J.,(Ed.). Herpetological communities. Washington, U.S. Fish Wild. Serv Wildl. Res. Rep. 13, IV+239p.

WITHING, M.J. 1998. Increasing lizard capture success using baited glue traps. Herpetological Review, 29:34

WILLIAMS, O.F. & BRAUN, S.E. 1983. Comparison of pitfall and conventional traps for sampling small mammal populations. Jour. Wildl. Managc. 47: 841 -845.


**ANEXO 1.** Ficha de campo para amostragem com pitfall (armadilha de queda)

**FICHA DE CAMPO PITFALL**

DATA		UA (UNIDADE AMOSTRAL)				NÚMERO DA ARMADILHA				⌚ HORA	
EQUIPE											
PITFALL											
ESPÉCIE	C / S	B1	B2	B3	B4	B5	B6	B7	B8	B9	B10
OBSERVAÇÕES:											
c: COLETADO; s: SOLTO- colocar legenda: o que é B1, B2, ..?											

**ANEXO 2.** Ficha de campo para amostragem com funnel trap

**FICHA DE CAMPO FUNNEL TRAP**

<b>DATA</b>		<b>EQUIPE</b>	
<b>UA (UNIDADE AMOSTRAL)</b>		 <b>HORA</b>	
<b>AMOSTRAGEM</b>			
<b>ESPÉCIE</b>	<b>QTD</b>	<b>COL / SOLT</b>	<b>OBS</b>
<b>OBSERVAÇÕES:</b>			
<b>C: COLETADO; S: SOLT</b>			

**ANEXO 3.** Ficha de campo para amostragem com procura ativa

**FICHA DE CAMPO PROCURA ATIVA**

DATA	BREVE DESCRIÇÃO DA ÁREA /COORDENADA UTM						
CONDIÇÕES CLIMÁTICAS							
Sol intenso	<input type="checkbox"/>	Nublado	<input type="checkbox"/>	Úmido	<input type="checkbox"/>	Muito quente	<input type="checkbox"/>
Sol ameno	<input type="checkbox"/>	Chuva	<input type="checkbox"/>	Seco	<input type="checkbox"/>	Ameno	<input type="checkbox"/>
PROCURA ATIVA							
UNIDADE AMOSTRAL	INÍCIO	FIM	TEMPERATURA	UMIDADE			
ESPÉCIE	QTD	COL/SOL	OBS				
OBSERVAÇÕES:							
C: COLETADO; S: SOLTO							

#### **ANEXO 4. Lista de Materiais e equipamentos**

##### Armadilhas de interceptação e queda:

200 baldes de 30L

2 bobinas de lona preta (50x8)- tem gramatura específica?

200 estacas de madeira (3cm diâmetro X 1 m altura)

Grampeador (Rocama)

Caixa de grampos

(20 linhas de armadilhas de interceptação e queda)

Picareta para furar os buracos (?)

Quantos sacos de linho para acondicionamento dos bichos (?)

Luvas de raspa de couro

##### Armadilhas de funil:

PVC rígido transparente

Tela plástica

Tela de nylon

Fio encerado de poliéster

(120 armadilhas de funil)

##### Procura ativa

Lanterna

Gancho herpetológico e/ou cambão

GPS

Luvas de raspa de couro

Máquina fotográfica

Equipamentos de segurança?

Materiais de laboratório?

Álcool

Formol

Vidros para material testemunho

Luvas cirúrgicas

Seringas

Medicamentos para anestésicos/eutanásia?

Etc....