



EDUCAÇÃO A DISTÂNCIA

METODOLOGIA DE CAMPO I

EDITORA
UFMG

METODOLOGIA DE CAMPO I



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

Reitor: Ronaldo Tadêu Pena

Vice-Reitora: Heloisa Maria Murgel Starling

Pró-Reitoria de Graduação

Pró-Reitor: Mauro Braga

Pró-Reitora Adjunta: Carmela Maria Pólito Braga

Coordenadora do Centro de Apoio à Educação a Distância:

Maria do Carmo Vila

EDITORA UFMG

Diretor: Wander Melo Miranda

Vice-Diretora: Silvana Cóser

Conselho Editorial

Wander Melo Miranda (presidente)

Carlos Antônio Leite Brandão

José Francisco Soares

Juarez Rocha Guimarães

Maria das Graças Santa Bárbara

Maria Helena Damasceno e Silva Megale

Paulo Sérgio Lacerda Beirão

Silvana Cóser

MÁRIO DE MARIA
ALEXANDRE SALINO
CRISTIANO SCHETINI DE AZEVEDO
FERNANDO HENRIQUE AGUIAR VALE
HUMBERTO ESPÍRITO-SANTO DE MELLO
JOÃO AGUIAR NOGUEIRA BATISTA
PAULINA MARIA MAIA BARBOSA
UBIRAJARA DE OLIVEIRA

METODOLOGIA DE CAMPO I

Belo Horizonte
Editora UFMG
2006

© 2006, OS AUTORES

© 2006, Editora UFMG

Este livro ou parte dele não pode ser reproduzido por qualquer meio sem autorização escrita do Editor.

M332	Metodologia de campo I / Mário De Maria...[et al.]. – Belo Horizonte: Editora UFMG, 2006. 160 p. : il. – (Educação a Distância)
	Inclui referências. ISBN: 85-7041-539-7 ISBN: 85-7041-542-7 (Série)
	1. Espécies zoológicas – Coleção e preservação. 2. Anestesia animal. I. De Maria, M. II. Série.
	CDD: 579 CDU: 579.6

Elaborada pela Central de Controle de Qualidade da Catalogação da Biblioteca Universitária da UFMG

Este livro recebeu o apoio financeiro da Secretaria de Educação a Distância do MEC.

COORDENAÇÃO DE PRODUÇÃO DE TEXTOS DE BIOLOGIA: Gleydes Gambogi Parreira

EDITORAÇÃO DE TEXTOS: Ana Maria de Moraes

REVISÃO E NORMALIZAÇÃO: Maria do Carmo Leite Ribeiro

REVISÃO DE PROVAS: Demétrius Nolasco e Samiri Coelho

PRODUÇÃO GRÁFICA: Warren M. Santos

PROJETO GRÁFICO e CAPA: Eduardo Ferreira

FORMATAÇÃO: Luiz Flávio Pedrosa

ILUSTRAÇÕES: Sérgio Luz e Humberto Espírito-Santo de Mello

EDITORA UFMG

Av. Antônio Carlos, 6.627 - Ala direita da Biblioteca Central - Térreo

Campus Pampulha - 31270-901 - Belo Horizonte - MG

Tel.: (31) 3499-4650 - Fax: (31) 3499-4768

www.editora.ufmg.br - editora@ufmg.br

PRÓ-REITORIA DE GRADUAÇÃO

Av. Antônio Carlos, 6.627 - Reitoria - 6º andar

Campus Pampulha - 31270-901 - Belo Horizonte - MG

Tel.: (31) 3499-4654 - Fax: (31) 3499-4060

www.ufmg.br - info@prograd.ufmg.br - educacaoadistancia@ufmg.br

O Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas da UFMG, modalidade a distância, foi concebido tendo em vista dois princípios fundamentais. O primeiro deles se refere à democratização do acesso à educação superior; o segundo consiste na formação de professores de alto nível, comprometidos com a qualidade da educação no país.

A coletânea da qual este volume faz parte visa dar suporte aos estudantes do Curso. Cada volume está relacionado com um tema, eleito como estruturante na matriz curricular. Ele apresenta os conhecimentos mínimos que são considerados essenciais no estudo do tema. Isto não significa que o estudante deva se limitar somente ao estudo do volume. Ao contrário, ele é o ponto de partida na busca de um conhecimento mais amplo e aprofundado sobre o assunto. Nessa direção, cada volume apresenta uma bibliografia, com indicação de obras impressas e obras virtuais, que deverá ser consultada à medida que se fizer necessário.

Cada volume da coletânea está dividido em aulas, que consistem em unidades de estudo do tema tratado. Os objetivos, apresentados em cada início de aula, indicam as competências e habilidades que o estudante deve adquirir ao término de seu estudo. As aulas podem se constituir em apresentações, reflexões e indagações teóricas, em experimentos ou em orientações para atividades a serem realizadas pelos estudantes.

Para cada aula ou conjunto de aulas foi elaborada uma auto-avaliação, com o objetivo de levar o estudante a avaliar o seu progresso e a desenvolver estratégias de metacognição ao se conscientizar dos diversos aspectos envolvidos em seus processos cognitivos. A auto-avaliação auxiliará o estudante a tornar-se mais autônomo, responsável, crítico, capaz de desenvolver sua independência intelectual. Caso ela mostre que as competências e habilidades indicadas nos objetivos não foram alcançadas, ele deverá estudar com mais afinco e atenção o tema proposto, reorientar seus estudos ou buscar ajuda dos tutores, professores especialistas e colegas.

Agradecemos a todas as instituições que colaboraram na produção desta coletânea. Em particular, agradecemos às pessoas (autores, coordenador da produção gráfica, coordenadores de redação, desenhistas, diagramadores e revisores) que dedicaram seu tempo e esforço na preparação desta obra que, temos certeza, em muito contribuirá para a educação brasileira.

Maria do Carmo Vila
Coordenadora do Centro de Apoio à Educação a Distância
UFMG



Parte 1 - AMOSTRAGEM: POR QUE AMOSTRAR, TÉCNICAS BÁSICAS E CUIDADOS PARA AMOSTRAR.....	9
Aula 1	Introdução 11
	Método científico 12
Aula 2	Um pouco sobre a história da Ecologia..... 13
	Domínios da Ecologia..... 14
Aula 3	Amostragem 17
	Introdução 17
	Para que amostrar 19
Aula 4	Técnicas básicas de amostragem..... 21
	Marcação e Recaptura 21
Aula 5	Remoção 23
	Armadilhas..... 23
Aula 6	Amostragem, separação e preservação de invertebrados do solo 29
	Preservação 31
	Amostragem em ambientes aquáticos..... 31
Aula 7	Comunidade Bentônica 33
Aula 8	Os amostradores para <i>bentos</i> mais comumente utilizados..... 35
	Separação dos animais do sedimento 37
Aula 9	Comunidade planctônica 39
	Redes de plâncton..... 39
	Garrafa de Van Dorn..... 40
	Armadilhas de Schindler-Patalas 40
Aula 10	Fixadores e corantes 41
Aula 11	Contagem dos organismos 43
Aula 12	Peixes..... 45
	Rede de espera 45
	Redes de mão 46
Aula 13	Método de parcelas ("Plots")..... 47
Aula 14	Transecto 49
	Método dos quadrados 50
Bibliografia	51
Parte 2 - ANESTESIA, FIXAÇÃO E PRESERVAÇÃO DE ANIMAIS PARA COLEÇÕES	53
Introdução	55
Aula 1	Anestésicos 57
Aula 2	Fixação..... 59
Aula 3	Preservadores..... 61
	Material básico de coleta (para saída a campo) 65

	Preparação	65
	Apêndice	67
	Material de coleta.....	67
	Equipamento para coleta de insetos aquáticos.....	68
	Procedimentos a serem adotados para alguns grupos zoológicos	71
Aula 4	Porifera	73
Aula 5	Cnidaria	75
Aula 6	Ctenophora	77
Aula 7	Plathelminthes	79
Aula 8	Nematoda	81
Aula 9	Insecta	83
Aula 10	Arachnida	85
Aula 11	Crustacea	87
Aula 12	Echinodermata.....	89
Aula 13	Chordata.....	91
	Urochordata.....	91
Aula 14	Cephalocordata	93
Aula 15	Hemicordata.....	95
Aula 16	Peixes.....	97
Aula 17	Anfíbios.....	105
Aula 18	Répteis.....	113
Aula 19	Aves.....	117
Aula 20	Mamíferos	121
	Bibliografia recomendada	127
	Parte 3 - METODOLOGIA DE CAMPO EM BOTÂNICA	129
Aula 1	Introdução	131
	Herbário.....	132
Aula 2	Coleta para anatomia	141
	Coleta e fixação	141
Aula 3	Fitossociologia	145
	Método de parcelas.....	146
	Método de quadrantes.....	146
Aula 4	Coleta de dados no campo.....	147
Aula 5	Cálculos de parâmetros e índices.....	151
Aula 6	153
Aula 7	155
Aula 8	157
	Auto-avaliação	158
	Referências bibliográficas	159

PARTE I
AMOSTRAGEM: POR QUE AMOSTRAR,
TÉCNICAS BÁSICAS E CUIDADOS PARA AMOSTRAR

Paulina Maria Maia Barbosa

Introdução

Se quisermos, por exemplo, determinar a importância de uma área para fins conservacionistas, o tamanho de uma população, descrever a dinâmica de uma população e entender as causas do seu declínio ou persistência numa área, conhecer os requerimentos de uma espécie, entender o sucesso/fracasso de uma proposta de manejo, entender os efeitos de pesticidas sobre uma determinada população, é necessário realizar censos adequados a cada tipo de pergunta e grupo de organismo a ser trabalhado. Medidas básicas, como *densidade* (número de indivíduos/unidade de área ou volume), *freqüência* (o número de vezes que determinado evento acontece, como o número de vezes que determinada espécie visita uma área para se alimentar, ou número de amostras nas quais a espécie foi encontrada), *cobertura* (área ocupada por determinada espécie) e *biomassa* (peso dos indivíduos de uma população ou grupos populacionais, expresso por área ou volume), entre outras, são normalmente utilizadas para descrever populações e comunidades. A partir delas outras medidas ecológicas importantes podem ser determinadas, como distribuição da população, dominância, diversidade e produtividade.

Numa tentativa de interpretar ou entender alguns fenômenos, os ecólogos precisam, quase sempre, coletar informações quantitativas sobre o habitat de uma espécie, uma população ou comunidade. Como é impossível, ou impraticável, monitorar todo o habitat, ou obter medidas de todos os organismos de uma área, amostras são coletadas e inferências são feitas a partir dessa amostragem. Aqui começam as dúvidas: como podemos garantir que a amostra será realmente representativa de um habitat, população ou comunidade? Que tipo de metodologia ou técnica devemos utilizar? Qual o melhor horário para as coletas? De quantas amostras precisamos? Como nossos dados serão estocados? E a lista continua...

O que determina a metodologia a ser empregada e define o desenho amostral é o *objetivo do estudo*. O objetivo do estudo determinará, por exemplo, se para um estudo populacional é necessário contar todos os indivíduos de uma determinada área, ou se o uso de subamostras é possível. Ele também será importante para saber até que ponto minha população pode ser subdividida (sexo, idade, tamanho etc.) ou, ainda, durante quanto tempo preciso fazer observações. *Então, qualquer trabalho de campo só deve ser feito após a formulação de uma hipótese de trabalho e a definição clara do(s) objetivo(s) do estudo.*

MÉTODO CIENTÍFICO

O método científico é um conjunto de técnicas de investigação usadas pelos cientistas para tentar explicar de forma adequada fenômenos da natureza. Por exemplo, quando estamos interessados em resolver um problema, ou responder a uma pergunta cientificamente, um conjunto de procedimentos padronizados e critérios definidos é usado para minimizar os efeitos das influências de crenças pessoais e culturais sobre a resolução do problema. O uso dessa abordagem metodológica permite a aquisição de novos conhecimentos.

O método científico se baseia em evidências e não em crenças, e os cientistas trabalham com fatos, ou seja, com *observações* diretas sobre o seu ambiente, que podem ser confirmadas e repetidas por outras pessoas. Mas o método científico não pode ser visto como uma simples receita a ser seguida. Ao contrário, requer inteligência, imaginação e muita criatividade para que novos modelos sejam propostos e testados, garantindo a continuidade do ciclo de geração de conhecimento.

O método científico envolve várias etapas:

1. *Observação* – um fato (informação) relevante a ser investigado, passível de ser testado e repetido por outras pessoas. Dessa observação é formulada uma *questão* a ser respondida e testada.
2. *Questão* – é talvez a parte mais importante do trabalho científico, já que conduzirá toda a investigação (tudo que for feito posteriormente terá como principal objetivo responder à questão formulada, ou seja, “resolver o problema”).
3. *Formulação de Hipótese(s)* – soluções possíveis para o(s) problema(s) formulado(s). Explicações hipotéticas que serão *testadas*. A hipótese é formulada após o levantamento de informações sobre o tema (conhecimento prévio sobre o tema) e, quanto mais específicas, melhores. Podem indicar, ou não, uma relação de causa e efeito.
4. *Experimentação* – testes das hipóteses formuladas que serão confirmadas ou não. Planejamento dos experimentos: variáveis a serem testadas, definição do “controle”, observações e coleta dos dados.
5. *Análise* – os dados coletados serão organizados na forma de tabelas, gráficos, desenhos, fotos etc., testados através de métodos estatísticos e comparados com dados de outros pesquisadores.
6. *Conclusão* – Foi possível comprovar a hipótese formulada? Ela estava correta? Se a resposta for negativa, é possível explicar o porquê? O que será feito de diferente num próximo experimento?

Um pouco sobre a história da Ecologia

A Ecologia, considerada como um ramo da Biologia, é uma ciência relativamente nova, embora o conhecimento do ambiente e dos indivíduos que nele vivem tenha sido fundamental para a sobrevivência das tribos antigas. A obtenção do alimento, por exemplo, dependia do conhecimento de onde, quando e como conseguir esse alimento. Mais tarde, o estabelecimento da agricultura e a necessidade de controle de algumas pragas levaram à ampliação do conhecimento sobre a Ecologia das plantas e animais.

Aristóteles e seu discípulo Theophrastus são considerados por muitos como os primeiros ecologistas, pelo interesse e descrições apresentadas sobre várias espécies animais e suas relações com o ambiente ainda no século IV a.C.

Durante o séc. XVIII e início do XIX grandes expedições marítimas foram organizadas pela Inglaterra, Espanha e Portugal com o objetivo de iniciar o comércio com outros países e de descobrir e catalogar novos recursos naturais. Muitos cientistas participaram dessas expedições, entre eles, o botânico Alexander von Humboldt, que estudou a fauna, a flora e a topografia do continente sul-americano, se interessou pela distribuição geográfica e altitudinal das plantas (Fitogeografia). Foi o primeiro a chamar a atenção para a relação entre altitude e latitude, vegetação e clima.

Com os trabalhos de Darwin (1850) e Wallace, entre outros, a Ecologia assume um modelo evolutivo, e muitos autores passam a reconhecer que as espécies não vivem independentes umas das outras, podendo ser agrupadas em “biocenosis”, termo proposto por Möbius (1877).

Em relação ao termo Ecologia (do grego *oikos* — casa e *logos* — estudo), foi proposto pela primeira vez, pelo biólogo alemão Ernst Haeckel, em 1869, para definir as inter-relações entre os organismos e seu ambiente. Por ser considerada muito ampla e vaga, outras definições foram propostas posteriormente, buscando especificar melhor o objeto de estudo da Ecologia.

Em 1927, Charles Elton, um pioneiro do estudo das comunidades, animais, particularmente das relações tróficas, considerou Ecologia, no seu livro *Animal Ecology*, como “um estudo científico da história natural”, definição ainda muito vaga, mas que já apontava a origem de muitos dos nossos problemas ecológicos.

Em 1935, Arthur Tansley propõe o termo *ecossistema* para descrever as relações entre os organismos e o ambiente onde eles vivem. A partir daí, a Ecologia se torna a ciência do ecossistema, sendo este termo adotado mais tarde pelo biólogo Eugene Odum.

Andreawartha (1961) via a Ecologia como “o estudo da distribuição e abundância dos organismos”. Apesar de mais objetiva, a definição não considerava as “inter-relações” um dos temas centrais da Ecologia. Em 1963, Eugene Odum incorpora à definição a idéia de “forma e função” quando considera a Ecologia como “o estudo da estrutura e função da natureza”. Krebs (1972) propõe uma definição mais clara e informativa “é o estudo das interações que determinam a distribuição e abundância dos organismos”, ou seja, onde os organismos estão, quantos ocorrem na área e por quê. Neste conceito estava a idéia central de que a interação dos indivíduos com o seu ambiente, ou seja, com os fatores físicos, químicos (abióticos) e biológicos (bióticos) é que vai determinar a sua distribuição e abundância.

DOMÍNIOS DA ECOLOGIA

Segundo Begon *et al.* (1986), os estudos ecológicos se concentram em três níveis de integração: *indivíduos, populações e comunidades*. No caso de indivíduos, por exemplo, os estudos procuram avaliar como são afetados por seu ambiente e como podem afetá-lo; para populações (definida como um conjunto de indivíduos de uma mesma espécie, vivendo numa mesma área), os estudos buscam identificar os fatores que determinam a sua presença ou ausência numa área, a abundância e as flutuações de suas densidades ao longo do tempo. No caso de comunidades (definida como o conjunto de populações que habitam uma mesma área), os enfoques relacionam-se à composição (estrutura) e funcionamento, ou seja, os caminhos percorridos pela energia e elementos químicos numa comunidade e que determinarão suas taxas de produção. Alguns autores sugeriram que o *ecossistema* (comunidade biótica + fatores abióticos) fosse considerado a unidade básica da Ecologia, mas de acordo com Krebs (1972), este seria apenas mais um dos níveis de organização, objeto de estudo da Ecologia, já que cada um deles tem uma série de atributos e problemas importantes para a compreensão dos demais. Geralmente, estes enfoques estão interligados. Assim, quando se busca compreender, por exemplo, as mudanças numéricas que ocorrem numa população ao longo de um tempo, é necessário, muitas vezes, conhecer os mecanismos que operam sobre os indivíduos, e ainda

tentar prever as conseqüências destes eventos para as comunidades e ecossistemas. Para isso, podem ser usados modelos matemáticos, informações coletadas no campo, ou geradas sob condições laboratoriais. Qualquer que seja o enfoque, medições são necessárias.

Se no início os estudos ecológicos procuravam compreender as forças que determinavam o comportamento de grupos (plantas e animais) no seu *habitat natural*, atualmente contemplam também populações e ambientes artificiais, ou influenciados pelo homem, como campos agrícolas, reservas naturais, tanques de piscicultura etc. Através de avaliações descritivas os ecólogos buscam entender e explicar os mecanismos que regem a estruturação das comunidades numa determinada área, e ainda predizer o que poderá acontecer com uma comunidade, ou com uma população, sob determinadas condições. Isso permite, por exemplo, o manejo adequado de espécies, o controle de pragas e a definição de políticas visando a preservação de espécies.

Para entender as interações entre os organismos e seu ambiente, a Ecologia necessita do conhecimento de outras áreas, como a genética, evolução, fisiologia, geologia, pedologia, climatologia, química, física, entre outras, sendo, por isso, considerada uma ciência multidisciplinar.



Ernst Haecker

Fonte: <http://www.ihm.nlm.nih.gov>

Amostragem

INTRODUÇÃO

Conhecer a espécie com a qual se vai trabalhar também é fundamental para a definição da metodologia a ser utilizada, e isso pode ser feito tanto através da leitura de artigos especializados, quanto pela observação direta em campo.

Como nenhuma técnica de amostragem é perfeita, e pode fornecer dados sobre todo o habitat, população ou comunidade, é necessário definir a entidade natural amostrada e o procedimento utilizado. Por exemplo, quando usamos uma rede de plâncton para capturar microcrustáceos, na realidade, estamos amostrando apenas aqueles indivíduos que não conseguiram escapar da rede e que se encontravam na área amostrada no momento da coleta. Devemos nos lembrar, ainda, que essa amostragem pode não conter todos os estágios do ciclo de vida destes indivíduos.

Na maioria das vezes, as amostras devem ser coletadas de forma aleatória, o que significa que cada medida da população (por exemplo) terá igual chance de ser selecionada como parte da amostra, e que a ocorrência de uma medida na amostra não influencia a inclusão de outra. Então, técnicas que favoreçam a captura de alguns membros da população em detrimento de outros não devem ser usadas. Normalmente, uma tabela de números aleatórios pode ajudar a obter amostras aleatórias.

Geralmente, uma única medida é insuficiente para atender aos objetivos propostos, ou representar de forma mais fiel a realidade. Então, réplicas são necessárias para que possamos calcular valores médios e determinar qual o erro dessa estimativa. Mas quantas réplicas devem ser feitas? Não existe uma resposta para essa pergunta, embora a construção de uma curva espécie-área possa ajudar a determinar quando parar de amostrar.

Na curva espécie-área (Tabela 1 e Fig. 2) o número cumulativo de espécies é plotado contra o tamanho cumulativo da área amostrada.

O número de amostras será considerado suficiente quando a curva estabilizar. Se a curva estabiliza com um número muito pequeno de amostras, indica que o tamanho da área demarcada (ou intervalo entre as amostragens) está muito grande. Se a área física de amostragem for muito pequena (ou o intervalo entre as amostragens), um número muito maior de amostras será necessário até que a curva estabilize.

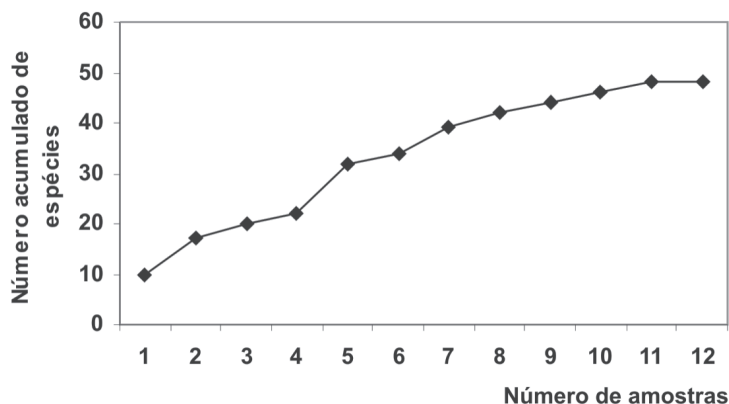


Fig. 1 – Curva espécie-área

Tabela 1
Dados para a construção da curva espécie-área

Amostras	Nº de espécies	Nº de espécies novas	Nº cumulativo de espécies novas
1	10	10	10
2	15	7	17
3	18	3	20
4	18	2	22
5	25	10	32
6	27	2	34
7	30	5	39
8	35	3	42
9	38	2	44
10	30	2	46
11	28	2	48
12	31	2	48

Após a seleção das questões que se deseja responder, das variáveis a serem estudadas e da escolha do método de amostragem, será definido o desenho experimental, ou seja, o planejamento do estudo em campo ou laboratório. O desenho experimental é construído antes da coleta de dados, mas após a definição dos objetivos, dos procedimentos de amostragem e de como os dados serão analisados.

O desenho experimental mais comum em estudos ecológicos é a comparação entre duas amostras. Isso pode ser feito comparando-se duas áreas com características muito semelhantes, e com apenas uma característica diferenciando as áreas. Podemos comparar, por exemplo, a densidade de macroinvertebrados bentônicos entre dois córregos com semelhanças no tamanho, na velocidade da corrente, na produção, mas com diferenças nas características do sedimento (granulometria, teor de matéria orgânica etc.). Podemos perceber diferenças na composição e densidade das populações de macroinvertebrados presentes nas duas áreas, mas ainda assim não podemos concluir que as diferenças estão *diretamente* relacionadas *apenas* às características do sedimento.

PARA QUE AMOSTRAR?

I - *Escolher uma área para conservação de espécies* – Numa determinada região, como definir áreas mais importantes? Um levantamento rápido das espécies presentes e, quando possível, sua abundância podem ajudar. Para esse objetivo, é importante utilizar metodologias diferentes, amostrar o maior número e tipos de habitats e, ainda, no maior tempo possível. A construção da curva espécie-área, descrita acima, poderá ajudar na definição de “quanto” ainda será preciso amostrar. Se um dos interesses for a descrição da distribuição das espécies na área, é importante documentar a área amostrada.

II – *Estimar o tamanho de populações* – Uma das abordagens é tentar contar todos os indivíduos de uma determinada área. Como isso é praticamente impossível, torna-se necessário definir alguns pontos para amostragem. Um erro comum neste caso é visitar apenas as áreas mais conhecidas ou consideradas as melhores para as espécies. Devemos lembrar, no entanto, que, se o objetivo é estimar o tamanho de uma população, todos os habitats devem ser visitados. Um método utilizado nesse propósito é a divisão da área em parcelas de tamanho conhecido e a amostragem aleatória das espécies nestas parcelas (por exemplo: método dos quadrados, usado preferencialmente para plantas ou animais sésseis, e método dos quadrantes, que serão descritos no próximo item).

III – *Monitorar mudanças numa determinada população* – Alguns estudos têm como objetivo acompanhar as flutuações apresentadas por uma determinada população (por exemplo, monitorar as densidades de uma determinada praga ou entender por que algumas populações flutuam e quais os prováveis fatores responsáveis por tais flutuações). Neste caso, é necessário descrever exatamente a metodologia utilizada para o levantamento dos dados, incluindo todas as adaptações/modificações realizadas, para que mais tarde outros pesquisadores possam continuar o monitoramento sem interferência de alterações da metodologia. Para atender a este objetivo,

é importante monitorar também algumas variáveis ambientais para detectar se as mudanças na população foram determinadas por alterações ambientais. A regularidade do monitoramento vai depender das espécies envolvidas e das taxas de mudanças de suas populações. Assim, para árvores, o intervalo de amostragem pode ser maior (chegando a décadas, dependendo da espécie) e, para espécies de ciclo curto (algas, por exemplo), deverá ser mais curto (dias). O período de amostragem também deve ser padronizado, mas se houver necessidade pode ser antecipado ou retardado (exemplo: para monitorar os visitantes de espécies de plantas em floração, a época da amostragem deverá ocorrer no período de floração, que poderá variar de uma estação para outra).

IV – *Conhecer as necessidades de habitat de uma espécie* – Para este estudo não há necessidade de se estimar o tamanho absoluto da população, mas apenas a abundância relativa. Aqui também um erro comum é a visita apenas às áreas onde a espécie é encontrada e onde, normalmente, várias medidas relacionadas ao habitat serão feitas. Sem os dados de áreas onde a espécie é pouco encontrada, este trabalho tem pouca utilidade. Uma técnica que pode ser utilizada é a comparação entre pontos onde a espécie ocorre, com uma coleção aleatória de pontos. Nessa comparação é possível incluir informações, como abundância de presas e de predadores, locais para nidificação, variáveis relacionadas à estrutura do habitat, além de variáveis ambientais. Uma alternativa é dividir a área em parcelas e comparar aquelas que contêm a espécie com aquelas que não contêm. Num estudo sobre aves, por exemplo, podemos comparar os locais numa mata, onde elas são vistas se alimentando, com pontos aleatórios, árvores que são usadas para nidificação etc.

V – *Entender por que algumas espécies estão reduzindo suas densidades numa determinada área* – Este estudo pode ser feito através de comparações entre as características de uma área onde a espécie tem tido sucesso com a área onde seus números estão decrescendo. Se a área vem sendo monitorada há algum tempo, pode-se comparar as características atuais e as anteriores, e tentar definir as prováveis causas (fatores que apresentaram modificações) da redução na população. Uma outra abordagem seria o estudo de alguns parâmetros da história de vida da espécie: fecundidade, sobrevivência nos estágios iniciais e na fase adulta (A população está conseguindo se sustentar? Está havendo recrutamento? Que fatores limitantes estão colaborando para a redução da fecundidade ou sobrevivência dos indivíduos?).

VI – *Monitorar o manejo de uma reserva* – Áreas manipuladas devem ser comparadas com áreas não manipuladas para verificar a eficiência da proposta de manejo. Os experimentos devem ser longos para permitir a colonização por diferentes grupos e em réplicas.

Técnicas básicas de amostragem

MARCAÇÃO E RECAPTURA

Usado para estimativa do tamanho de uma população, o método consiste na captura e marcação de uma proporção de indivíduos de uma população. Esses indivíduos são soltos e após algum tempo, suficiente para permitir a completa mistura destes indivíduos com o restante da população, uma segunda amostragem é feita, e o número de indivíduos marcados recapturados é contado. Supõe-se que a proporção entre indivíduos marcados e não marcados nesta amostragem seja mantida para a população total. O tamanho da população pode ser estimado através da equação:

$$N = Mn/R \text{ onde:}$$

N = tamanho da população

M = n° de indivíduos marcados inicialmente

n = n° total de indivíduos coletados na segunda amostragem

R = n° de indivíduos marcados e recapturados

Suponha que no laboratório você tenha um pote contendo uma quantidade desconhecida de grãos de milho. Você retira uma amostra de 150 grãos e marca todos eles (com tinta vermelha, por exemplo). Devolve os grãos para o pote, mistura e retira uma segunda amostra, com um total de 250 grãos. Destes, 50 estavam marcados.

$$N = 150 \times 250/50$$

$$N = 750$$

Os métodos de marcação variam de acordo com as características das espécies e os objetivos do estudo e podem ter durabilidade variável. Podem ser usados, por exemplo, anéis, marcas com tinta (esmalte de unha ou tinta fluorescente, por exemplo) aplicada em local de fácil visibilidade, etiquetas com papel adesivo, retirada de escamas, tatuagens (marcação com ferro quente), corte de um dedo ou de uma pequena parte da nadadeira caudal, isótopos radioativos, e mais

recentemente o uso de radiotelemetria (transmissores elétricos colocados em coleiras, ou colados ao corpo).

O uso de marcadores pressupõe que:

- todos os indivíduos da população têm a mesma chance de ser capturados (as marcas não devem modificar/afetar o comportamento ou fisiologia do indivíduo e torná-lo mais susceptível à captura);
- não haverá grandes mudanças na relação marcados/não marcados na população, ou seja, o tempo entre a captura e recaptura não deve ser longo o bastante para permitir que a população perca (mortalidade ou emigração) ou ganhe (natalidade ou imigração) indivíduos;
- indivíduos marcados e não marcados têm a mesma distribuição.

O uso deste método implica num conhecimento sobre a história natural da espécie: o período de reprodução implica mudanças no comportamento da espécie que poderão afetar a possibilidade de captura? A espécie está em declínio? As marcas podem afetar o movimento (comportamento) ou a fisiologia dos indivíduos? A taxa de mortalidade pode ser alterada com a marcação? Indivíduos de mesmo sexo e de diferentes idades têm a mesma chance de serem capturados? Indivíduos estão hibernando?

Alguns problemas: o uso de marcadores poderá tornar a espécie mais visível, aumentando sua chance de ser predada; indivíduos mais jovens podem ser mais sensíveis a substâncias usadas nos marcadores; marcas podem ser perdidas ou sair com o tempo (lavadas, por exemplo); o manuseio do animal durante a marcação poderá provocar injúria, afetando sua expectativa de vida ou seu comportamento; algumas marcas são de alto custo.

Remoção

Quando os pressupostos do método apresentado anteriormente não puderem ser contemplados, e a população a ser estudada puder ser amostrada sem reposição dos indivíduos capturados, então, o método de remoção pode ser utilizado. Este método se baseia em capturas sucessivas de membros da população e no princípio de que o número de indivíduos capturados e removidos da população num dado tempo de armadilha será maior do que o número capturado posteriormente, ou seja, à medida que o tamanho da população é reduzido, o número de indivíduos capturados na armadilha também diminui.

Aqui também alguns pressupostos devem ser respeitados:

- a captura não deve favorecer nenhuma classe de idade, sexo ou um indivíduo em detrimento de outro;
- nascimentos e mortes podem ocorrer, mas devem ser contrabalançados por movimentos migratórios para que o tamanho da população seja mantido;
- o esforço de amostragem deve ser o mesmo em cada período de coleta e as chances de capturar um organismo devem permanecer constantes. Isto quer dizer que as condições de coleta devem ser semelhantes.

ARMADILHAS

Dois tipos básicos: aquelas que capturam e aquelas que atraem os animais.

a - *Armadilhas de interceptação* - são aquelas que capturam os animais à medida que se movimentam pelo ambiente (seja na água, ar ou solo) (Fig. 2).

b - *Armadilhas de atração* - são as que capturam os animais utilizando “atrativos” (fonte luminosa, iscas). Apresentam várias formas e podem ser construídas utilizando-se uma variedade grande de materiais, para atenderem a objetivos ou grupos específicos. Serão apresentadas, a seguir, as formas mais comumente utilizadas:

- *Armadilha de interceptação de vôo* – rede preta de malha fina ou de algodão que é aberta entre árvores, por exemplo, interceptando a passagem de insetos voadores. Duas bandejas são dispostas abaixo da rede, contendo água e algumas gotas de detergente (para reduzir a tensão superficial), para a coleta dos insetos que caírem na armadilha. A armadilha Malaise, embora mais elaborada, também é bastante usada. Consiste de uma tenda de nylon ou algodão, aberta frontalmente, e com um tubo coletor de plástico no teto, contendo um líquido para preservação dos animais capturados (veja tópico sobre preservação). As armadilhas devem ser checadas pelo menos uma vez por semana. Geralmente, estas armadilhas capturam poucos insetos pequenos e ativos, e proporcionalmente mais insetos pesados, como as abelhas de maior tamanho.

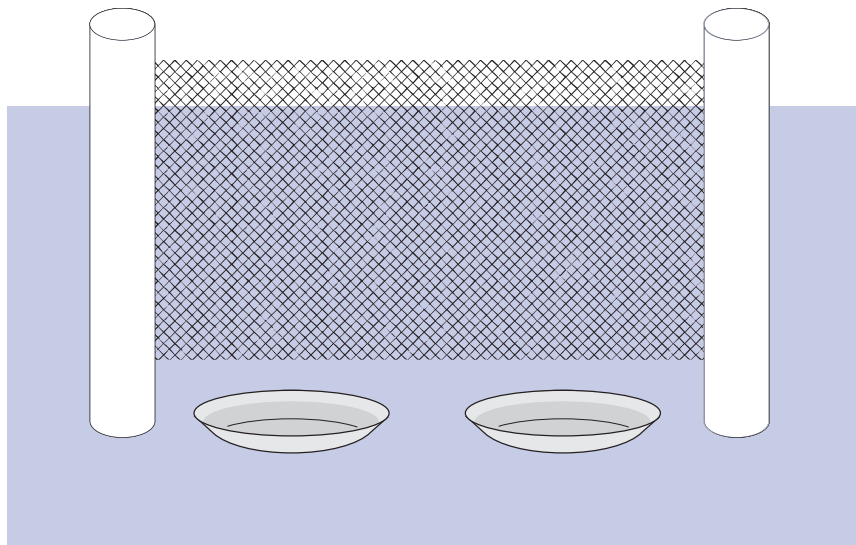


Fig. 2 – Esquema de uma armadilha de interceptação de vôo

- *Armadilhas luminosas* (Fig. 3) – são as mais usadas para captura de insetos. A armadilha mais simples consiste em dependurar uma lâmpada (de mercúrio, ultravioleta ou mesmo a lâmpada comum) próxima a uma parede ou um pano branco, para atração dos insetos. Quanto maior a intensidade luminosa, maior a captura. A armadilha deve ser colocada em local onde a luz não sofra sombreamento pela vegetação, e não deve ser usada em dias de chuva. Para preservação dos insetos pode ser usado álcool ou uma solução açucarada.

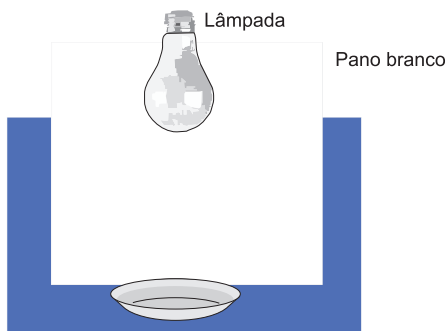


Fig. 3 – Esquema de uma armadilha luminosa simples

- *Armadilhas tipo "Pitfall"* – são usadas para amostragem de pequenos mamíferos, anfíbios e invertebrados. São de baixo custo, de fácil manipulação e grande eficiência. O número de armadilhas e a disposição delas dependerão do grupo a ser trabalhado e dos objetivos do estudo. Para pequenos mamíferos e anfíbios, a armadilha poderá ser feita utilizando uma lata (1 a 2 litros) e, para insetos, um copo de plástico (300ml), enterrados no solo (sua abertura coincidindo com a superfície do solo). Neste caso pode-se proteger a armadilha com

um pratinho de plástico preso em palito de churrasco (Fig. 4). Muitos animais ao caminharem pela área cairão e não poderão escapar pela superfície lisa. Podem ser usados como “atrativos”: frutas frescas cortadas, pedacinhos de carne, pasta de atum, queijo, fezes humanas ou de animais. Quando “iscas” forem usadas, não se deve utilizar produtos preservativos para não mascarar o cheiro dos “atrativos”. Quando isto não for feito, pode-se colocar no fundo do recipiente um pouco de solução salina concentrada, álcool (que tem o inconveniente de evaporar rapidamente) ou formaldeído, para preservação dos organismos. As armadilhas devem ser dispostas de forma aleatória ao longo de um transecto. Os dados serão expressos em termos de número de indivíduos por unidade de esforço ou amostragem, calculando-se o número de indivíduos capturados por armadilha por dia amostrado.

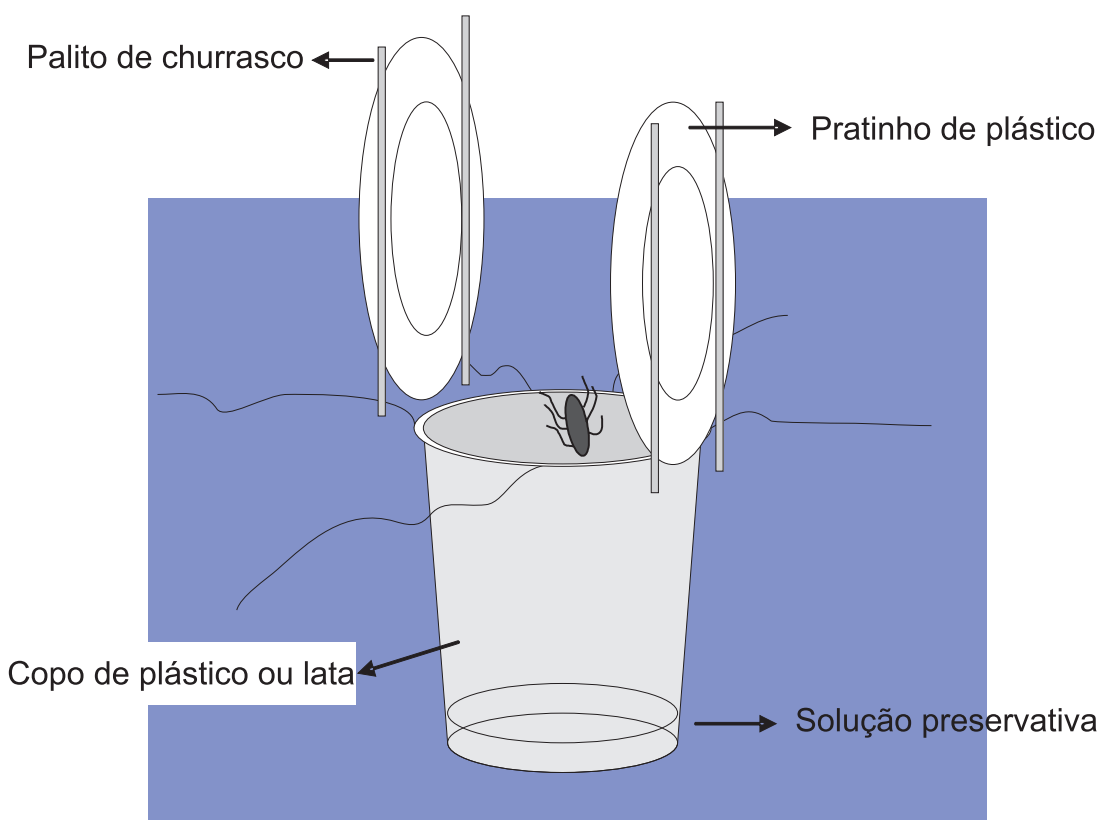


Fig. 4 – Esquema de uma armadilha tipo Pitfall

- *Armadilhas adesivas* – um papel adesivo é colado em uma superfície para reter animais que por ele passarem. Papéis do tipo “papa-mosca” são eficientes, podendo ser usados outros tipos de adesivos, como óleos e graxas. Podem ser construídas com diversos materiais e de diferentes formas: de madeira, de lâminas de vidro, de plástico, cilíndricas, retangulares e podem ser dispostas vertical ou horizontalmente.

- *Armadilhas de emergência* – usadas para capturar insetos adultos que estão emergindo da fase de pupa. O desenho da armadilha depende do local onde será usada: na água, solo ou madeira morta. Normalmente, é feita com uma caixa de metal, madeira ou um suporte de madeira, coberto com uma rede fina e contendo um frasco para captura dos insetos. Os insetos serão recolhidos do frasco usando-se uma solução de álcool 70% (*spray*) ou segurando-se a armadilha na luz e removendo-se os insetos com um pincel mergulhado em solução de álcool 70%. A armadilha é fixada numa área conhecida ou na superfície da água, de onde os insetos adultos vão emergir. Quando se deseja acompanhar o desenvolvimento de ovo a adulto, pode-se cobrir a desova com um copo plástico transparente, com alguns furos pequenos para aeração. Neste caso, o acompanhamento deve ser diário.

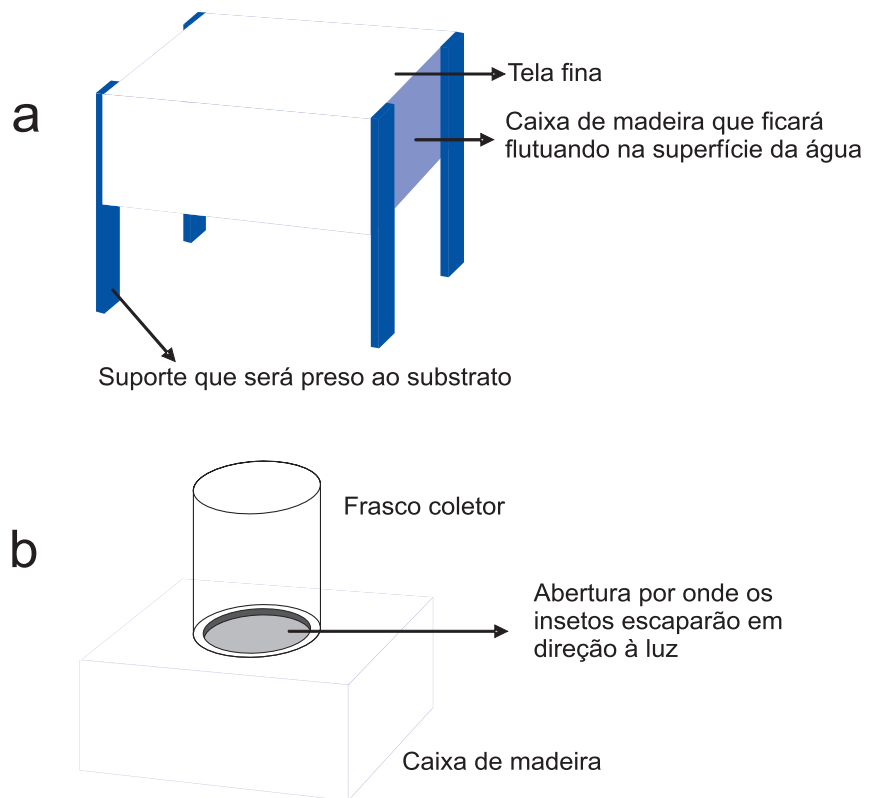


Fig. 5 – Esquema de uma armadilha de emergência para ambientes aquáticos (a) e ambientes terrestres (b)

- *Armadilha de água* – a confecção da armadilha baseia-se no princípio de que muitos insetos são atraídos por cores. Então são usados recipientes coloridos (mais frequentemente branco e amarelo), de vidro, de plástico ou de metal (tipo bandejas ou pratos), contendo água, um pouco de detergente e uma solução para preservação (geralmente formalina). Os recipientes podem ser presos ao suporte de madeira com elásticos, para evitar que se soltem com o vento (Fig. 6).

Uma desvantagem é que essas armadilhas precisam ser monitoradas com frequência, principalmente nos períodos de chuva, para evitar que transbordem. Além disso, como nas outras armadilhas, o número de insetos capturados dependerá da abundância na área, atividade e atratividade pela cor do recipiente. Uma vantagem é que os animais capturados, geralmente, estão em boas condições para identificação.

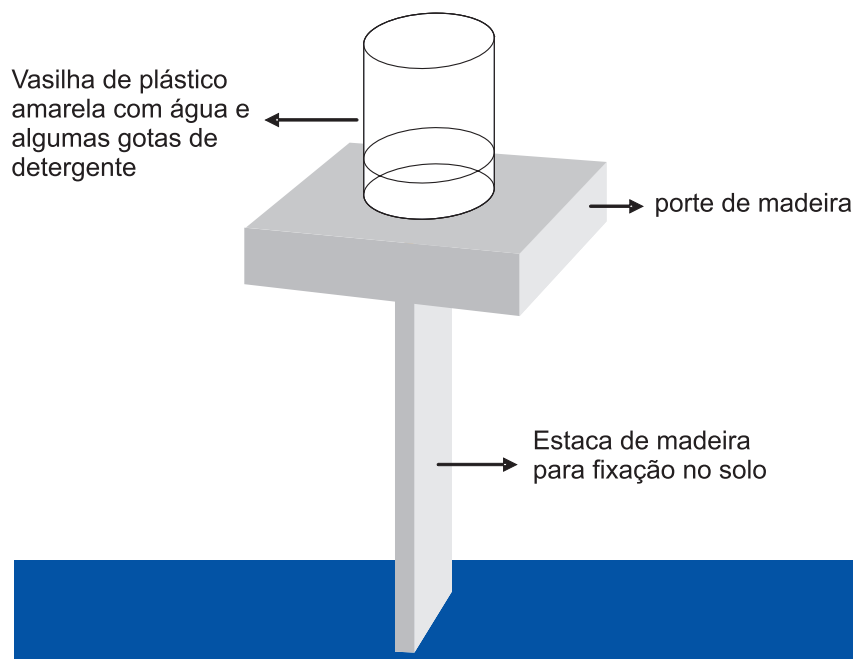


Fig. 6 – Esquema de uma armadilha de água

- *Armadilhas para animais de maior porte (mamíferos, aves etc.)* – as mais simples consistem de gaiolas ou alçapão, construídas com madeira, metal e de tamanho variável. Normalmente, uma isca é colocada para atração dos animais. A isca é presa por uma corda que também mantém a porta da gaiola aberta. Quando o animal entra na gaiola e puxa a isca, a porta da gaiola se fecha. Os animais são mantidos vivos na armadilha, implicando exames frequentes.

Amostragem, separação e preservação de invertebrados do solo

Para a análise, um volume conhecido de solo deve ser removido (cerca de 10 cm de profundidade) com uma pá, um amostrador de solo ou corer, quando se tratar de solos macios. Um quadrado de metal ou de madeira, de tamanho conhecido, pode ser usado para demarcação da área.

A amostra de solo deverá ser colocada numa bandeja e, à medida que o solo for “quebrado” com as mãos, os invertebrados de maior tamanho (macroinvertebrados, como minhocas, larvas de mosca e de besouro) poderão ser separados.

Para a separação dos organismos de menor tamanho, o solo seco deverá ser peneirado numa folha de papel, pano branco ou bandeja branca, e sob luz forte (alguns organismos são atraídos pela luz e, outros, estimulados pelo calor produzido por ela), utilizando peneiras de abertura de malha variável (começando com 3-4 mm até 0,5 mm). Alguns invertebrados, como os besouros e pseudo-escorpiões, tendem a ficar parados durante este processo, portanto, deve-se esperar alguns minutos antes de descartar o material peneirado. Quando o substrato for muito fino, ou muito úmido, a separação dos organismos deverá ser feita utilizando um jato de água durante o processo de peneiramento. Organismos de menor tamanho serão mais facilmente coletados com uma pipeta ou pincel. Este método é especialmente interessante para a coleta de besouros, mas, para que outros invertebrados flutuem, será necessário adicionar açúcar ou sal, a fim de aumentar a gravidade específica da água. Os organismos coletados deverão ser lavados em água o mais rápido possível. Se o objetivo do estudo for a comparação da densidade de invertebrados entre pontos, ou num mesmo ponto em diferentes épocas, a concentração da solução salina/açucarada deverá permanecer a mesma, para evitar a interferência sobre a flutuação dos organismos.

Para a extração de pequenos artrópodes do solo e da serrapilheira, o funil de Berlese-Tullgren é comumente utilizado. Neste caso um

volume conhecido de solo é colocado num funil de boca larga com uma fonte de luz acima do funil. Isso criará um ambiente seco, quente e iluminado nas porções superiores do solo, fazendo com que os animais que preferem ambientes mais úmidos, sombreados e frios busquem camadas mais profundas até caírem do funil num frasco contendo uma solução preservativa. Os funis, geralmente, são deixados por uma semana em funcionamento, mas, caso seja necessária a coleta dos organismos vivos, os exames devem ser diários. Existem vários modelos de funis para coleta de invertebrados do solo.

Um dos problemas do uso de jato de água para a coleta de organismos é que precisa ser feito em um tanque e normalmente vem acompanhado de muita sujeira. Organismos muito pequenos podem ser perdidos nesse processo, e os que morreram, muitas vezes, são difíceis de ser visualizados. O uso do funil é menos trabalhoso, entretanto, a captura pode ser afetada pelo tamanho do funil (quanto maior, maior a captura de invertebrados de maior tamanho).

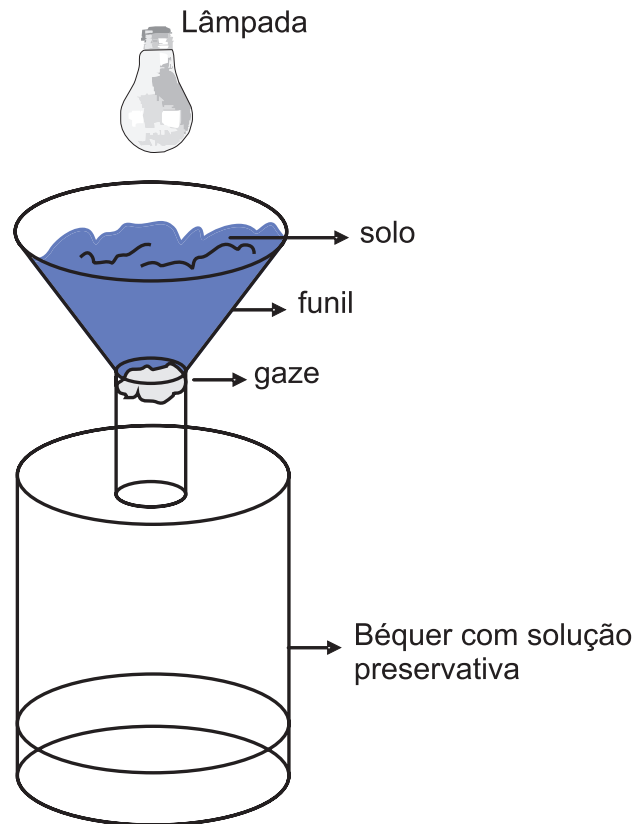


Fig. 7 – Esquema do Funil de Tullgren

PRESERVAÇÃO

Para matar os animais pode-se utilizar uma solução de álcool 70% ou acetato etílico. Neste último caso pode-se embeber um pedaço de tecido ou papel, que será colocado no fundo de um recipiente onde os animais serão depositados. O processo de fixação consiste em estabilizar os constituintes protéicos do tecido dos organismos, para que a forma possa ser mantida como se eles ainda estivessem vivos. Para aqueles indivíduos que serão utilizados em coleções taxonômicas, isso é importante. Para a fixação dos animais pode-se utilizar álcool 70%, tomando-se cuidado de vedar ou até selar bem o frasco. Se os animais forem estocados por um período superior a um ano, é interessante adicionar glicerol (5%) para impedir que os animais se tornem quebradiços.

AMOSTRAGEM EM AMBIENTES AQUÁTICOS

Os organismos num ambiente aquático podem ser encontrados em diferentes estratos: na superfície da água (*neuston*), em associação com o sedimento (*bentos*) ou na coluna d'água (*necton* — se são bons nadadores como os peixes, ou *plâncton* — se são nadadores de baixa eficiência como o *zooplâncton*). Há ainda aqueles que crescem em substratos submersos — *perifiton* — ou que vivem sobre ou ao redor de plantas aquáticas submersas. Então, as técnicas usadas para amostragem quantitativa dos organismos de ambientes aquáticos dependem do substrato onde estão os organismos.

Comunidade bentônica

É formada por um agrupamento muito diversificado de organismos, embora a maior parte dos estudos enfoque os estágios imaturos de insetos, que constituem a parte dominante da biomassa total neste habitat. Quase todas as ordens estão representadas nesta comunidade, sendo algumas totalmente aquáticas, enquanto outras vivem no ambiente aquático apenas durante um estágio da vida. Vários métodos e equipamentos podem ser usados para amostragem da comunidade bentônica. A escolha do método mais apropriado deve levar em conta, além dos objetivos do estudo:

- características do animal;
- natureza do substrato a ser amostrado (por exemplo: duro ou macio, presença de pedras);
- correnteza;
- profundidade.

Se o objetivo é a estimativa quantitativa da fauna bentônica, além de procedimentos de amostragem eficientes, os organismos devem ser separados do substrato, identificados e contados.

Independentemente do amostrador escolhido, alguns cuidados devem ser tomados (embora nenhum dos amostradores existentes possa atender a todos de uma vez):

- o amostrador precisa penetrar numa profundidade suficiente para capturar todos os organismos que habitam aquela área definida (se mais de uma amostra for coletada, é preciso que as áreas tenham o mesmo tamanho);
- o amostrador deverá provocar o menor distúrbio possível na superfície do sedimento para evitar o escape dos organismos;
- o amostrador precisa fechar completamente para evitar perda de sedimento e de organismos.

Amostradores para *bentos* mais comumente utilizados

A - *Draga tipo Ekman* – mais adequada para sedimentos do tipo fino (sedimentos predominantemente arenosos ou pedregosos impedem o fechamento adequado da draga). Consiste numa caixa de metal quadrada ou retangular, de tamanho conhecido (de 15 a 30 cm), onde será acumulado o sedimento coletado. A armadilha é presa por uma alça de metal (que funciona como uma mandíbula) e suspensa por uma corda grossa. A draga é descida aberta, até tocar o sedimento (o peso da armadilha é suficiente para fazê-la penetrar no sedimento). Um mensageiro é lançado pela corda fechando a draga. Esta é então puxada, aberta, e o conteúdo é colocado num saco plástico grosso para posterior análise. Como a armadilha tem um tamanho conhecido, é possível estimar o número de organismos por unidade de área ou volume. Uma desvantagem é a possibilidade de perda de sedimento (e de organismos). Além disso, como o fundo da armadilha tem o formato de um arco, a penetração no sedimento não ocorre de modo uniforme.

B - *Draga tipo Petersen* – mais adequada para sedimentos arenosos ou pedregosos porque é bem mais pesada que a anterior, e penetra de forma mais eficiente no sedimento. O princípio básico de funcionamento é o mesmo da anterior. Como desvantagens, temos o peso da armadilha, além da possibilidade de perda de material.

C - *Rede tipo “Surber”* – adequada para águas rasas. Consiste numa moldura de metal, de área conhecida, com uma rede costurada (Fig. 8). A armação de metal é posicionada no sentido oposto ao da corrente. Os animais presentes nessa área serão direcionados para a rede pela correnteza. Rochas e gravetos presentes devem ser retirados, colocados numa bandeja e analisados posteriormente (muitos animais ficam aderidos neste substrato). Os resultados podem ser expressos em número de organismos por unidade de área.

Um método muito usado é chutar o substrato ao longo de um trecho do rio através de uma rede de 0,9 mm de malha (*kick sampling*). É fácil

e pode ser padronizado. É uma amostra relativa e não deve ser utilizada para estimar densidade populacional. A desvantagem da técnica é que os organismos firmemente presos a um substrato (pedras e gravetos, por exemplo), ou muito pesados, dificilmente serão carregados para a rede.

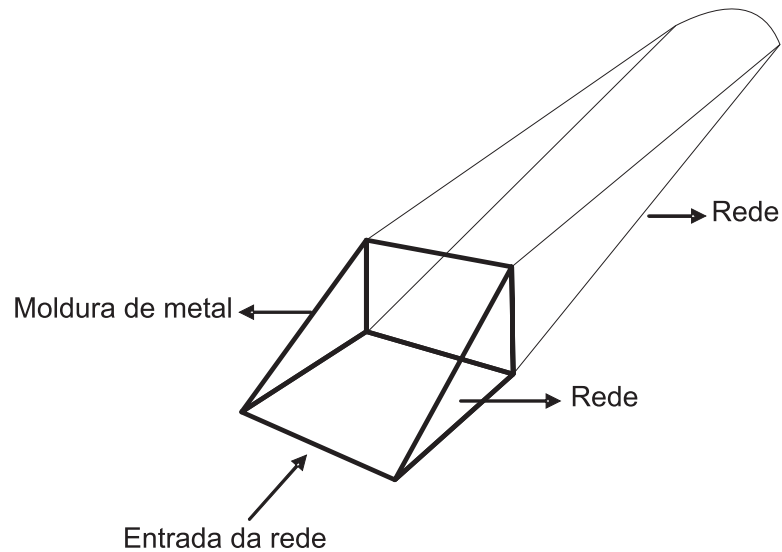


Fig. 8 – Esquema do amostrador “Surber”

D - *Corer* – Consiste de um tubo de plástico ou de metal, preso por uma corda. O tubo desce na coluna d’água na posição vertical até o sedimento. Um tampão (geralmente uma borracha firme) é colocado no fundo permitindo que o cilindro seja retirado da água e seu conteúdo colocado num saco plástico grosso ou num outro container. Este tipo de corer é adequado para ambientes rasos. Para águas profundas, o tubo tem que ser mais comprido. Neste caso, a tampa de borracha é colocada na porção superior, criando um vácuo que impedirá que o material coletado escorra. O tubo é então retirado da água com muito cuidado. O uso do corer permite a amostragem estratificada do sedimento, sendo descartadas as parcelas não utilizadas no estudo. Como normalmente têm pequena área (10 a 50 cm²), réplicas são necessárias. Uma desvantagem do método é que os organismos podem ser danificados durante a coleta. Uma vantagem é que se a tampa for adequada não ocorrerá perda de material.

E - *Peneiras e conchas* – a comunidade bentônica da região litorânea de lagos e rios pode ainda ser amostrada com o uso de material mais simples e de baixo custo, como conchas e peneiras amarradas a um suporte de madeira. O sedimento revolvido será acumulado nas conchas e peneiras (por exemplo, as de plástico usadas na cozinha), transportado para bandejas e os organismos, separados. Este aparato

é eficiente para a coleta de organismos de maior tamanho. Como a área é conhecida, pode-se fazer uma estimativa do número de indivíduos por área.

F - *Substratos artificiais* – são usados permitindo que os organismos fiquem aderidos a eles. Diferentes tipos de material podem ser utilizados, como placas de vidro (para algas e *perifiton*), placas de plástico, madeira. Algumas vezes, são utilizados pedras e blocos de concreto.

SEPARAÇÃO DOS ANIMAIS DO SEDIMENTO

Todos os métodos de separação utilizados são demorados e requerem paciência e cuidado. Se a separação não pode ser feita ainda no campo e poucas horas após a coleta, as amostras devem ser fixadas com solução de formaldeído (40%).

A separação pode ser feita com o auxílio de peneiras de diferentes tamanhos. Quanto menor a abertura de malha, um maior número de organismos pode ser capturado, mas também uma quantidade maior de sedimento é retida. Um tamanho de malha adequado é 0,25 mm, que representa o limite inferior para estudos gerais de animais bentônicos. Entretanto, essa definição dependerá dos objetivos do estudo. Quando os menores estágios são necessários para o estudo (por exemplo, quando se deseja analisar crescimento e produtividade), as menores malhas têm que ser usadas. Pequenas quantidades de sedimento podem ser transferidas para bandejas brancas (tipo aquelas utilizadas em fotografia), iluminadas, ou colocadas em cima de um suporte com luz fluorescente, e analisadas manualmente. Métodos de *flotação* são normalmente usados para auxiliar na separação dos organismos bentônicos. Uma solução salina concentrada (ou açucarada) é misturada a pequenas porções do sedimento numa proporção de 1:5 ou 1:10. Os organismos flutuam e devem ser retirados rapidamente. A solução deve ser misturada várias vezes. Alguns organismos não flutuam (como moluscos, e *Plecoptera* com a casinha) e devem ser retirados da amostra manualmente. Se as amostras apresentam uma grande quantidade de material vegetal, este método não funciona porque os restos vegetais também flutuam. Um jato de água pode ser usado para separação dos organismos, usando-se peneiras de malhas distintas.

Se o objetivo do estudo é avaliar a riqueza da fauna de invertebrados, uma boa idéia é o uso de diferentes amostradores. As redes, por exemplo, podem ser movidas formando um oito logo acima do sedimento, de tal forma que os invertebrados sejam deslocados e capturados quando tentam nadar para fugir da corrente formada. Podem também ser pressionadas contra a vegetação, movimentadas em diferentes profundidades, dentro de um banco de macrófitas. Se as redes e o esforço amostral são padronizados, comparações entre pontos, ou entre ambientes diferentes é possível.

É importante lembrar que, mesmo tomando todos os cuidados, é extremamente difícil obter amostras quantitativas de invertebrados bentônicos em ambientes lóticos. Vários fatores contribuem para isso:

- a heterogeneidade de habitat determina uma distribuição diferencial dos organismos;
- organismos se distribuem em profundidades diferentes do sedimento;
- estágio de vida dos organismos (alguns permanecem apenas durante uma fase do estágio de desenvolvimento no ambiente aquático);
- variações na velocidade da corrente;
- transporte dos organismos pela corrente.

Comunidade planctônica

A *coleta* de fitoplâncton (algas) e zooplâncton é feita através de redes ou garrafas especiais (de vários tipos e materiais), que permitem a amostragem em profundidades específicas. A escolha do equipamento a ser utilizado dependerá dos objetivos do estudo.

REDES DE PLÂNCTON

As redes de plâncton são produzidas com uma malha muito fina (normalmente 20 a 40 μ m no caso do fitoplâncton, e 65 a 80 μ m, para o zooplâncton), que é presa a uma haste de metal circular, contendo na extremidade inferior um copo para coletar o plâncton (Fig. 9). A rede é amarrada a uma corda e pode amostrar diferentes profundidades. Pode também ser puxada ou lançada do barco. O volume de água filtrado dependerá do diâmetro da haste de metal (boca da rede), da velocidade do barco e do tempo de arraste. Estas variáveis devem ser padronizadas para todas as amostras (assim como a profundidade de arraste), a fim de permitir uma comparação entre os dados. Como a malha da rede é extremamente fina, o arraste deve ser feito lentamente. Para o zooplâncton, estimativas de densidade podem ser feitas, já que o diâmetro da boca da rede e o seu comprimento são conhecidos, assim como a profundidade de coleta. Estes dados permitem estimar o volume de água filtrado, e os dados podem ser expressos em termos de organismos por m³ ou litro. No caso do fitoplâncton, isto não é recomendado, já que muitas espécies dessa comunidade têm tamanho muito inferior ao da malha utilizada para a confecção da rede e não seriam capturadas. Nesse caso, o uso da garrafa é aconselhável. Para avaliação qualitativa (riqueza de espécies) tanto do fitoplâncton quanto do zooplâncton, arrastos horizontais e verticais devem ser feitos em diferentes pontos.

Para estimativa do volume filtrado (VF) a seguinte fórmula pode ser usada:

VF= A/D, onde:

A= área da boca da rede

D= distância percorrida (profundidade)

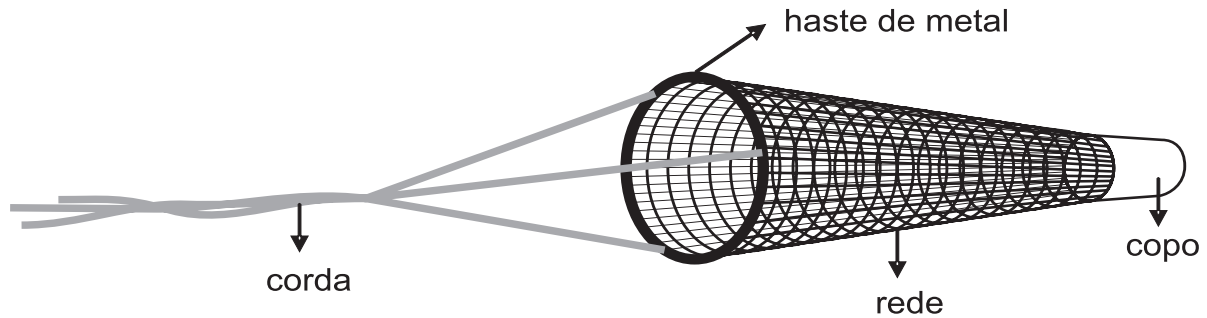


Fig. 9 - Esquema de uma rede de plâncton

GARRAFA DE VAN DORN

A garrafa é feita de material não metálico, já que é também utilizada para coleta de água para avaliação da concentração de nutrientes. É presa numa corda, por onde desce à profundidade desejada. Um peso de metal (conhecido como mensageiro) percorre a corda e fecha a garrafa coletando a água. No caso de amostras de fitoplâncton, o material deve ser recolhido em garrafas de plástico de volume conhecido (500 ml, por exemplo) e fixado imediatamente.

ARMADILHA DE SCHINDLER-PATALAS

Consiste de uma caixa confeccionada com acrílico transparente (ou outro material resistente e transparente), capaz de coletar um volume maior de água (12 a 30 l). A armadilha tem uma “porta” que é fechada, através de um “mensageiro” (peso de metal), permitindo amostragem em uma determinada profundidade, e uma rede de plâncton lateral por onde o material coletado é filtrado (Fig. 10).

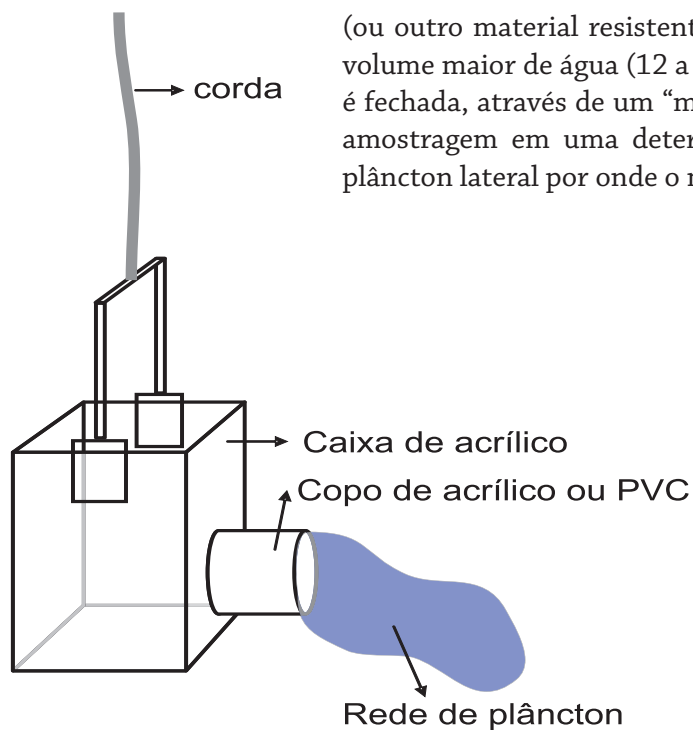


Fig. 10 – Esquema da armadilha de Schindler-Patalas

Fixadores e corantes

Para algas, o melhor fixador, e também o mais usado, é a solução de lugol acético (20 g de iodeto de potássio misturado em 200 ml de água destilada. Essa solução é saturada adicionando-se 20 ml de iodeto e acidificada com 20 ml de ácido acético. A solução final deve ser mantida em frasco escuro). Algumas gotas são suficientes para a fixação da amostra (até que a amostra fique com cor amarelo-claro), que também deve ser mantida no escuro. O uso de lugol, geralmente, incrementa o peso das algas, acelerando a sedimentação. Uma solução de formalina (0,5 a 2% tamponada com NaOH) pode também ser usada como fixador, mas não é o mais recomendável, por provocar ruptura e deformações na membrana de espécies delicadas.

Amostras de zooplâncton podem ser coradas com algumas gotas de corante vital Rosa de Bengala, o que facilitará a visualização de organismos quando o material estiver muito sujo (sedimento ou material vegetal particulado). A fixação é feita com solução de formalina (40% para produzir uma concentração final de 4%). Embora este seja o fixador mais comumente utilizado, ele pode provocar alterações na forma (rotíferos, por exemplo) ou até desintegrar espécies mais frágeis (como os protozoários). Uma avaliação dos organismos ainda vivos pode minimizar este problema.

Amostras de plâncton podem também ser fixadas com gluteraldeído (3%) neutralizado com NaOH (pH 7). Apesar de provocar menores distorções nas células, não é muito utilizado.

Contagem dos organismos

O melhor método para a análise quantitativa do fitoplâncton é o da sedimentação. Câmaras de sedimentação são vendidas por um grande número de firmas e são de alto custo. Podem ser construídas com um tubo de acrílico ou vidro suportado por grandes lâminas de vidro. O volume de cada câmara (tubo de acrílico) ou vidro deve ser determinado com precisão. As câmaras comerciais têm volume de 1, 5, 10, 25, 50 e 100 ml. As câmaras e as lâminas de vidro devem ser bem lavadas entre uma análise e outra a fim de evitar contaminação. O tubo de acrílico é montado sobre a lâmina de vidro, através de um anel de metal (cuidado especial quando enroscar o tubo no anel, pois a câmara quebra facilmente se a pressão for muito forte). As amostras previamente coletadas e estocadas nas garrafas devem ser misturadas gentilmente, com movimentos de inversão, e colocadas nas câmaras. Se o ambiente é muito pobre, uma subamostra de 50 ou 100 ml será necessária, caso contrário 5 a 10 ml serão suficientes. A câmara deve ser preenchida até a borda, com excesso, para evitar a entrada de ar e a formação de bolhas, quando coberta com uma lâmina (Fig. 11). Para permitir a sedimentação da maioria dos organismos, o tempo de sedimentação (em horas) deve ser pelo menos três vezes a altura da câmara de sedimentação (em cm). Durante o processo de sedimentação a câmara deve permanecer em local sem vibração. Estas amostras serão analisadas sob microscópio invertido (Fig.12).

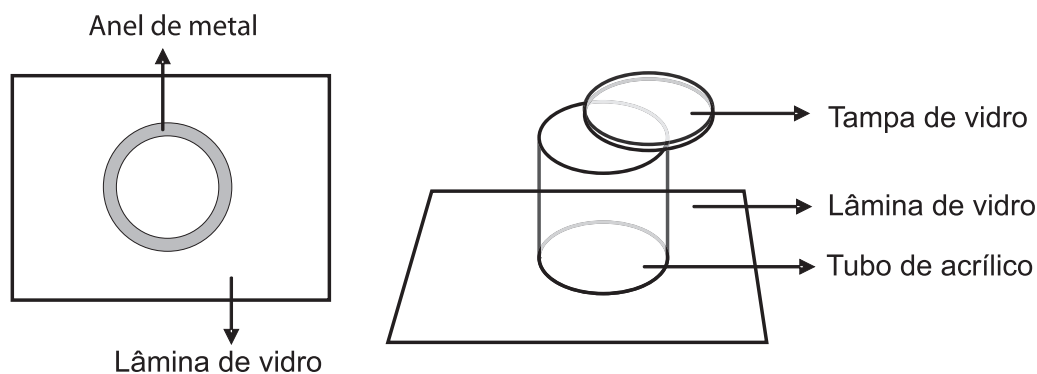


Fig. 11 - Esquema de uma câmara de sedimentação

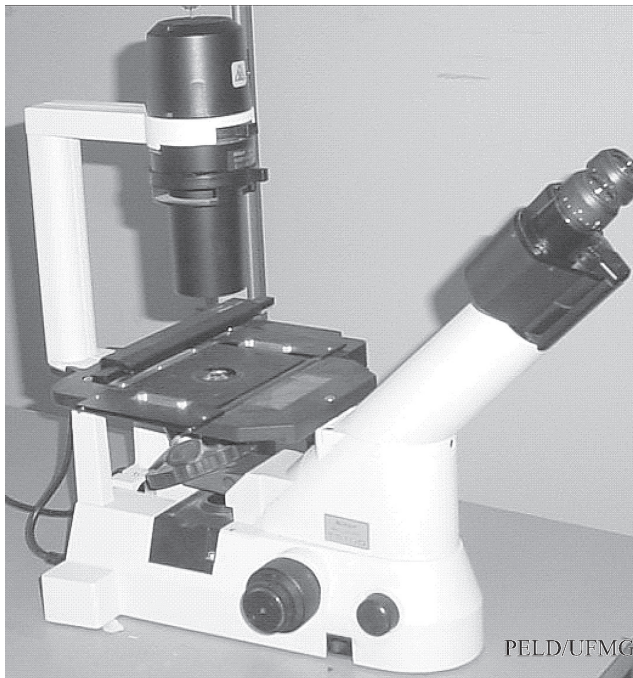


Fig. 12 – Microscópio invertido

Se o objetivo do estudo é apenas avaliar a riqueza de espécies, pode-se utilizar lâminas e lamínulas comuns, e a observação pode ser feita sob microscópio óptico. Um número maior de lâminas deve ser montado, já que o volume analisado será muito pequeno.

As contagens de zooplâncton são feitas em Câmara de Sedgwick-Rafter, uma câmara de vidro de 50 mm de comprimento e 20 mm de largura, quadriculada (para facilitar a orientação durante as contagens) e calibrada para receber 1 ml de amostra (Fig. 13). A amostra deve ser homogeneizada antes de colocada na câmara de contagem. A câmara é recoberta com uma lamínula de vidro. Os resultados são expressos em número de organismos em 1 ml. Se o objetivo do estudo é a avaliação da riqueza de espécies, a análise pode ser feita utilizando lâminas, lamínulas e microscópio óptico.

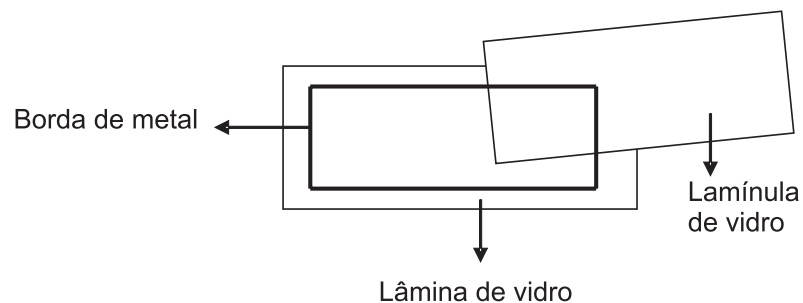


Fig. 13 - Esquema de uma câmara de Sedgwick-Rafter

Peixes

A coleta de peixes é feita com aparatos geralmente de alto custo. Os métodos de captura de peixes podem ser divididos em dois grupos: *passivos* — quando o peixe, nadando, cai em uma armadilha ou rede, e *ativos* — quando o peixe é perseguido.

Muitas das técnicas utilizadas são seletivas (influenciadas, por exemplo, pelo tamanho da malha da rede ou pela ecologia da espécie) e poucas, quantitativas, como a captura por unidade de esforço (CPUE), comumente utilizada para estimativas de densidade. A escolha da metodologia a ser utilizada dependerá das características do habitat a ser amostrado (profundidade, presença de vegetação, velocidade da corrente) e de algum conhecimento sobre o comportamento e ecologia das espécies presentes. Existem inúmeras técnicas para amostragem de peixes (redes variadas e adequadas a diferentes ambientes e profundidades, puçás, e até eletrossondas). Serão apresentadas, aqui, as mais utilizadas e economicamente viáveis.

REDE DE ESPERA

É uma técnica passiva. Uma rede é aberta verticalmente na coluna d'água. A abertura da malha (no formato de diamante) é larga o suficiente para permitir a passagem da cabeça do animal, mas não do corpo. O peixe fica preso pelas nadadeiras ou espinhos. Este tipo de rede tem flutuadores na linha superior e pesos na inferior. Dependendo do peso, a rede pode tocar o fundo, ou ficar suspensa permitindo a captura em diferentes profundidades. Se a área é rasa a rede pode ser ancorada no fundo, permitindo amostrar toda a coluna d'água (Fig. 14). Para armar a rede uma das pontas deve ser amarrada a um objeto fixo (bóia, tronco caído etc.) e, à medida que o barco se move, a rede vai sendo aberta. Quando toda aberta, a segunda ponta também deverá ser amarrada a um ponto fixo. O tempo de espera deve ser marcado e, se houver necessidade dos animais vivos, a rede deverá ser checada com maior frequência. Se o objetivo do estudo é a estimativa de densidade, os resultados serão expressos como captura

por unidade de esforço (CPUE), onde o esforço é calculado como o comprimento da rede \times o tempo de espera.

Redes de espera, geralmente, têm custo baixo e alta durabilidade, embora exijam manutenção regular. Quando a rede é muito longa, a retirada dos peixes e a limpeza da mesma constituem um processo demorado. São mais eficientes em lagos ou rios mais calmos (em rios caudalosos, a rede precisa ser presa no fundo ou não conseguirá ficar aberta na posição vertical) e em ambientes com baixa visibilidade. São bastante seletivas, já que o tamanho da malha define o tamanho do peixe a ser coletado (isso pode ser uma vantagem ou não, dependendo dos objetivos do estudo). Além disso, peixes de fundo dificilmente são capturados. Uma forma de se evitar a seletividade é usar redes de diferentes tamanhos. Uma outra desvantagem do uso dessas redes é que podem machucar os peixes e, assim, reduzir as chances de sobrevivência (normalmente os peixes morrem). Podem, além disso, aprisionar outros animais, como tartarugas, aves e mamíferos aquáticos.

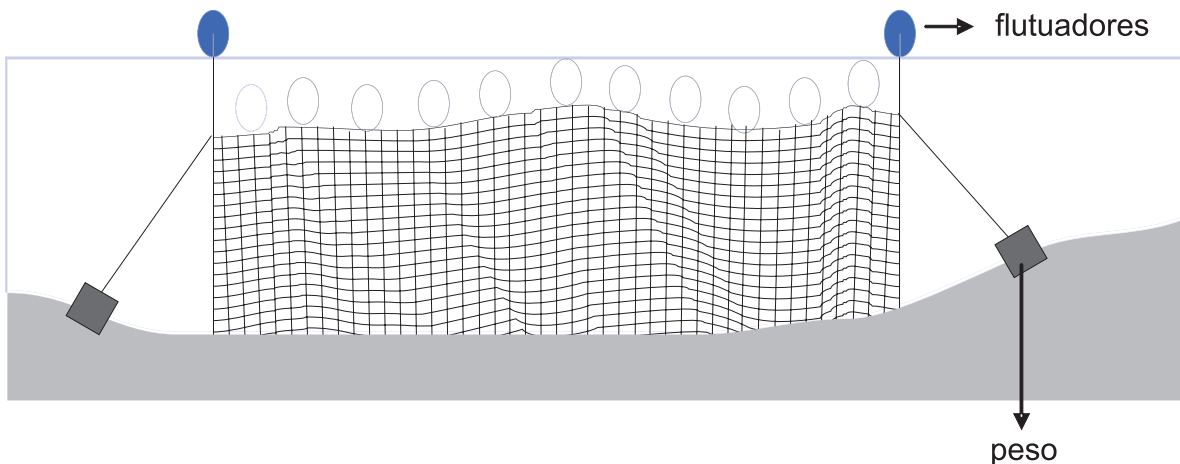


Fig. 14 - Esquema de uma rede de espera

REDES DE MÃO

Redes presas a uma armação de metal que mantém a boca da rede aberta (tipo puçás). Têm um longo cabo, são colocadas na água e puxadas rapidamente. São normalmente usadas para a captura de peixes pequenos, em ambientes rasos, ou na superfície de ambientes profundos. São de confecção fácil e de baixo custo e devem ser usadas em áreas com vegetação esparsa.

Além desses métodos, podem ser usadas peneiras (principalmente para locais rasos e para peixes de menor tamanho) e também captura com anzol.

Método das Parcelas (“Plots”)

É um método simples e comumente usado para amostragem de diversos grupos de animais. Numa área maior é definida uma parcela de tamanho conhecido. Desta parcela, serão identificados, contados e, quando for o caso, medidos todos os indivíduos aí encontrados. Para análises do solo ou de ambientes aquáticos, geralmente, a parcela é removida para análise. Esta amostragem deve ser repetida (réplicas) usando parcelas do mesmo tamanho para que os dados sejam representativos da área. É recomendado para estudos de solo, vegetação, animais com movimentação mais lenta, e para animais bentônicos de ambientes aquáticos. Em estudos de vegetação, normalmente, as parcelas são retangulares e de tamanho variável, de acordo com o tipo de vegetação (0,71 x 1,41 m a 7,07 x 14,14 m). Para macroinvertebrados de ambientes aquáticos, a parcela consiste num quadrado de 31,6 x 31,6 cm (o tamanho pode ser adequado ao tamanho dos organismos). As parcelas devem ser determinadas aleatoriamente, tomando-se o cuidado para que representem de forma adequada a área amostrada. Após a identificação e contagem dos organismos, os dados devem ser plotados numa tabela, e as seguintes estimativas podem ser feitas:

Densidade (D) = número de indivíduos em uma unidade de área

$D_i = n_i/A$, onde:

D_i = densidade da espécie i

n_i = número total de indivíduos da espécie i contados

A = área total amostrada

Densidade relativa (DR) = número de indivíduos de uma dada espécie (n_i) como uma proporção do número total de indivíduos de todas as espécies ($\sum n$)

$DR_i = n_i/\sum n$, onde:

DR_i = densidade relativa da espécie i

n_i = número de indivíduos da espécie i

$\sum n$ = número total de indivíduos de todas as espécies

Frequência (f) = é a chance de uma espécie ser encontrada na amostra

$F_i = j_i / k$, onde:

F_i = frequência da espécie i

j_i = número de amostras nas quais a espécie i foi encontrada

k = número total de amostras

A frequência de ocorrência de uma espécie é influenciada pelo tamanho das parcelas. Assim, em parcelas de tamanho muito grande, a chance de se encontrar a maioria das espécies numa parcela é maior.

A frequência relativa pode também ser estimada conforme explicado anteriormente.

Cobertura (C) = proporção do solo ocupado por uma projeção vertical do solo a partes aéreas da planta

$C_i = a_i / A$, onde:

a_i = área total ocupada pela espécie i (estimada através da área basal ou cobertura basal)

A = área total amostrada

A cobertura relativa também pode ser estimada como explicado anteriormente.

A soma de todas as três medidas relativas (densidade relativa, frequência relativa e cobertura relativa) gera um índice conhecido como Valor de Importância (VI).

$VI = DR_i + FR_i + CR_i$

O índice de valor de importância varia de 0 a 1, e indica a importância de uma dada espécie de planta na comunidade.

Transecto

É comumente usado para comunidades de áreas de transição ou de sucessão, ou seja, para avaliar mudanças na vegetação, ao longo de um gradiente ambiental ou através de diferentes habitats. Consiste em demarcar uma faixa da área a ser estudada e onde todos os organismos serão identificados e contados. O comprimento do transecto pode variar de vários centímetros a dezenas de quilômetros, dependendo do objetivo do estudo. Se a largura e o comprimento do transecto são conhecidos, estimativas podem ser feitas como no método dos quadrados. Vários tipos de transectos podem ser usados:

- *transecto de interceptação linear* – principalmente para estudos de ecologia vegetal. Uma linha é demarcada, e são contadas e identificadas todas as plantas que tocam a linha do transecto. Pode-se definir, por exemplo, que as análises serão feitas a cada 10 cm ou 10 m. Como a área não está sendo amostrada, é possível estimar, com os dados obtidos, a densidade relativa, utilizar índices de densidade e estimar a cobertura de uma espécie na área.

- *transecto retangular* – um grande retângulo é demarcado, e dentro dele todos os organismos serão identificados e contados. Molduras quadradas de tamanho conhecido podem ser dispostas ao longo do transecto demarcado, onde será avaliada a cobertura vegetal ou frequência de ocorrência das espécies. As variações nas medidas ao longo do transecto podem ser determinadas e correlacionadas com gradientes nas condições ambientais.

- *transecto linear* – usado no estudo de vertebrados terrestres. Alguns botânicos usam os termos transecto linear e de interceptação linear como se fossem sinônimos, embora sejam técnicas diferentes. Consiste em demarcar com uma linha um transecto, que deverá ser percorrido anotando todos os indivíduos que possam ser vistos da linha. Pode ser estimado, por exemplo, o número de animais observados por distância percorrida; o número de animais visualizados por tempo de observação. Este método é bastante usado em censos de atropelamentos de animais em estradas, para contagem de pássaros, e pequenos mamíferos capturados em armadilhas.

MÉTODO DOS QUADRADOS

Molduras de forma quadrangular, tamanho conhecido, e confeccionadas com plástico, metal, madeira etc. Quando feitas com tubo de PVC podem ser desmanchadas, facilitando o transporte e o estoque. Para vegetação aquática, os quadrados normalmente são feitos de madeira ou plástico, já que flutuam, o que facilita o estudo. O tamanho do quadrado depende do tipo de vegetação em estudo, sendo os mais comuns: 0,01 – 0,25 m² para briófitas, líquens e comunidades de algas de rochas, por exemplo; 0,25 - 16 m² para campo, plantas herbáceas de maior tamanho ou comunidade de macrófitas; 0,25 - 100 m² para arbustos maiores e 400 - 2500 m² para árvores em florestas. Numa mesma área, diferentes tamanhos de quadrados podem ser usados. Os quadrados podem ser dispostos na área de acordo com o desenho experimental ou de forma aleatória. Com o método dos quadrados é possível estimar a densidade, a cobertura vegetal, a frequência de ocorrência e a biomassa (quando a vegetação é retirada). Esses cálculos foram apresentados anteriormente.

Vários outros métodos são usados em estudos ecológicos e não foram apresentados aqui. Procuramos apresentar nesta aula os métodos mais comumente utilizados, quase sempre de baixo custo. Estudos ecológicos podem ser feitos ainda através de “pistas” deixadas pelos animais, como rastros, fezes, ecdises, sinais de alimentação; pelo acompanhamento da vocalização como, por exemplo, nas aves e anfíbios; contagem de ninhos de uma área etc.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BROWER, J. E.; ZAR, J. H.; ENDE, C. N. *Field and Laboratory Methods for General Ecology*. USA: Wm. C. Brown Publisher, 1990. 237 p.

SOUTHWOOD, T.R.E. *Ecological methods*. New York: John Wiley & Sons, 1978. 524 p.

SUTHERLAND, W. J. *Ecological census techniques – a handbook*. UK: Cambridge University Press, 1998. 336p.

PARTE 2

ANESTESIA, FIXAÇÃO E PRESERVAÇÃO DE ANIMAIS PARA COLEÇÕES

Mário de Maria

Cristiano Schetini de Azeredo

Humberto Espírito-Santo de Mello

Ubirajara de Oliveira

Introdução

Os animais coletados em um trabalho de campo, para coleções didáticas ou científicas, devem ser preparados para que possam ser utilizados para esses fins. Para isso é necessário o conhecimento dos métodos adequados de anestesia, fixação e preservação dos espécimes. Os métodos devem ser adequados para cada grupo, pois devem causar o menor sofrimento possível ao animal, fixar seus tecidos de forma que permaneçam com as características bem próximas às do espécime vivo, e preservar adequadamente o animal de forma que este possa ser conservado por longos períodos.

É importante salientar que a coleta só deve ser feita com um objetivo específico (para pesquisa, coleções didáticas ou científicas), e sempre levar em consideração o que está sendo coletado e para que fim está sendo coletado. Por exemplo, para uma coleção didática não existe necessidade de se coletar espécies raras, deve-se, então, coletar espécies mais comuns e com populações maiores, tentando, assim, reduzir o impacto da coleta sobre estas populações. Não se deve, portanto, coletar espécies ameaçadas de extinção, salvo em raras exceções e com a permissão (licença) dos órgãos competentes.

Anestésicos

É importante que o animal não sinta dor em nenhum dos procedimentos, conforme recomendado pelo código de ética em experimentação animal. Ao se trabalhar com diversos grupos de animais, sempre que possível, deve-se estar atento a esses dois procedimentos utilizados em humanos:

Anestesia: é o estado de bloqueio mental, sensorial, motor e dos reflexos.

Analgesia: é o estado de bloqueio sensitivo da dor.

Álcool: utilizado em geral em 10 ou 20%. É utilizado, em geral, para animais pequenos e de corpo mole.

Mentol: É recomendado para animais aquáticos, que são colocados em frascos ou outro recipiente com água, e alguns cristais de mentol são colocados nessa água.

Éter e Clorofórmio: seus vapores são altamente narcotizantes e, prolongado o tratamento, causam a morte do animal.

Pentabarbital Sódico ou Nembutal: anestésico para vertebrados em geral. A anestesia é individual e rápida e de rápida recuperação.

Propofol: anestésico venoso mais atual, capaz de promover anestesia de boa qualidade e mais segura, principalmente se associado a ópio, que garante a analgesia. É uma droga muito cara, apresentada em ampolas, que não podem ser guardadas para o uso posterior, porque, como não tem conservantes, funciona como excelente meio de cultura. A sobra deve ser descartada, o que provoca grande prejuízo. Para uso em animais de pequeno porte, seria necessária a apresentação de ampolas de menor volume.

Acetato de Etila: é ótimo para anestésiar e matar artrópodes terrestres.

Fixação

Fixação é o processo que estabiliza as proteínas constituintes dos tecidos do animal, de forma que estes permaneçam o mais próximo possível do estado em que se encontravam em vida. A maior parte dos fixadores químicos coagulam as proteínas, enquanto outros, como é o caso do formol, atuam convertendo as proteínas a formas mais viscosas. A escolha do fixador depende do material a ser fixado e da finalidade para a qual se destina o material fixado.

Regras básicas para fixação:

- O volume de fixador dentro do recipiente deve ser sempre maior que o volume de material a fixar.
- Coloca-se o líquido fixador até dois terços da capacidade do recipiente e, então, colocam-se os exemplares a fixar até o limite da capacidade do recipiente.
- Todas as partes do animal devem ser banhadas pelo fixador.
- Animais de pele espessa e impermeável, como aves, mamíferos, répteis e alguns anfíbios (os sapos, ou animais relativamente grandes – 15 cm ou mais de comprimento), devem ser injetados com o fixador. Essa injeção se faz nas cavidades gerais do corpo (tórax e abdômen), de forma a enchê-las sem estufar o animal.
- Durante o processo de fixação é conveniente examinar periodicamente o seu andamento.

Formol: A concentração mais usada é a 10%, ou seja, uma parte de formol puro para nove partes de água. (Obs.: O formol puro comercial é uma solução aquosa de aldeído fórmico 40%.)

Álcool: Para fixação utiliza-se o álcool a 70%.

Mistura de Bouin ou Picro-Formol de Bouin: Quando o material é destinado a estudos histológicos simples, feitos em cortes, este fixador é indicado. É um fixador muito penetrante, que permite boa coloração dos cortes. É preparado da seguinte forma:

ácido pícrico (solução aquosa saturada) 75 ml
formol puro 25 ml
ácido acético glacial 5 ml

Preparar a mistura no momento de usar. Deve-se observar que o ácido pícrico é explosivo e pode realmente detonar em contato com certos metais ou perder sua umidade. Portanto, deve ser guardado somente em frascos de vidro, bem tampados.

O material deve ser fixado por um tempo de duas a 48 horas, dependendo do tamanho da peça, sendo, então, lavado em álcool a 70%, onde é conservado. Em alguns casos o material pode ficar definitivamente no fixador.

A mistura de Bouin mancha indelevelmente roupas, madeiras e outros materiais, inclusive a pele, da qual a mancha só sai por descamação.

Preservadores

A preservação permite que o material seja guardado indefinidamente, sem distorções sérias dos espécimes ou destruição de suas partes constituintes, evitando destruição das células por autólise (ou seja, autodigestão das células por enzimas nelas contidas) e, ainda, evitando o ataque ao material por bactérias e fungos.

Álcool: para conservação adequada dos espécimes é utilizado o álcool a 70% (podendo utilizar-se também álcool até no máximo 80%); sua concentração nunca deve tornar-se inferior a 50%, pois perde a capacidade preservativa. Caso ocorra turvação do álcool, é sinal de que a concentração baixou e está ocorrendo proliferação de fungos e bactérias; a solução deve ser imediatamente trocada por uma nova.

Formol: para conservação utiliza-se geralmente formalina 5% ou formalina 10%, dependendo do grupo a ser preservado; o formol tende a enrijecer o material, tornando-o quebradiço e de difícil manuseio.

Via Seca: alguns grupos (insetos, poríferos, alguns equinodermos, aves e mamíferos) podem ser preservados a seco; para isso os animais devem ser desidratados em uma estufa. Adota-se este tipo de preservação para material de difícil decomposição, especialmente peles, ossos, conchas e exoesqueletos. A preservação a seco exige alguns cuidados especiais, pois a coleção pode ser atacada por pragas. Para evitar isso o material da coleção deve ser guardado em locais com umidade e temperatura controladas para melhor preservação dos exemplares. Também são utilizados naftalina e outros produtos químicos para repelir as pragas.

Em alguns casos, como nas peles, é necessário complementar a secagem com o uso de preservativos, que garantirão maior durabilidade e resistência; em outros (exoesqueletos), a simples secagem garante a preservação do material.

O preparo de peles para exposição ou estudo denomina-se taxidermia. Tradicionalmente, taxidermizam-se para coleções mamíferos e aves — mamíferos menores (exceto morcegos, que são fixados em formalina 10%, e preservados em álcool 70%) e a quase totalidade das aves.

Capturados em armadilhas ou abatidos a tiro, os animais serão completamente limpos (remoção de sangue, dejeções e secreções). Antes de escafelados (separação da pele) tomam-se as diversas medidas segundo o tipo de material.

É boa providência aguardar algum tempo (variável de acordo com o tamanho do animal), entre a morte e o início da escafelagem, para que o sangue coagule, e os líquidos internos comecem a secar.

Ossos

Esqueletos de pequenos animais podem ser tratados por inteiro; os dos grandes são desmontados para facilitar a embalagem e o transporte.

A preparação de ossos no campo é quase sempre preliminar, uma vez que a preparação definitiva realiza-se no laboratório. No campo, os ossos devem ser separados das partes moles, tratados com formol a 10% e postos a secar. No laboratório, são lavados e descarnados completamente com o auxílio de solventes (NaOH, por exemplo) a quente.

Conchas

Podem frequentemente ser coletadas já separadas das partes moles do animal (nas praias, por exemplo). Contudo, podem ainda abrigar o animal e, neste caso, cuida-se de removê-lo. As técnicas de remoção variam segundo os diferentes grupos de Mollusca.

Exoesqueletos

Parcela considerável dos artrópodes, especialmente insetos, preservam-se a seco.

A tabela a seguir apresenta uma síntese dos principais produtos utilizados para anestésiar, fixar e conservar alguns grupos de animais. É importante observar que existem procedimentos mais específicos, dependendo dos especialistas e dos objetivos a serem alcançados.

Grupo	Anestésico	Fixador	Conservador
Plâncton		Formalina 5 %	Formalina 5 % ou Álcool 70%
Porifera		Álcool 70%	Álcool 70% ou conservar a seco
Cnidaria	MgCl ₂ 7,5%, mentol ou cloral hidratado	Formalina 5 %	Formalina 5 %
Ctenophora		Ácido nítrico 3% ou Ácido fosfórico 5%	Formalina 5 %
Plathelminthes	Mentol ou Cloral hidratado	Formalina 5% ou Álcool 70%	Formalina 5% ou Álcool 70%
Nematoda	Água destilada no refrigerador	A.F.A (Álcool, Formalina e Ácido acético)	Álcool 70%
Annelida	MgCl ₂ 7,5%, Álcool 70%, pouco a pouco, ou clorofórmio, pouco a pouco	Formalina 5 % ou Álcool 70%	Formalina 5% ou Álcool 70%
Arachnida		Álcool 70%	Álcool 70%
Crustacea		Formalina 5 % ou Formalina 10 %	Formalina 5 %, Álcool 70% ou conservar a seco
Insecta	Acetato de etila	Álcool 70%	Conservar a seco ou Álcool 70%
Mollusca	MgCl ₂ 7,5%	Formalina 5 % ou Álcool 70%	Formalina 5% ou Álcool 70%
Bryozoa	Mentol		Formalina 5 %
Echnoidea e Asteroidea	Mentol	Formalina 5 %	Formalina 5 % ou conservar a seco
Crinoidea	MgCl ₂ 7,5%	Formalina 5 %	Formalina 5 %
Holoturoidea	MgCl ₂ 7,5% ou mentol	Formalina 5 %	Formalina 5 % ou Álcool 70%
Ophiuroidea		Formalina 5 % ou Álcool 70%	Formalina 5%, Álcool 70% ou conservar a seco
Urocordata	MgCl ₂ 7,5%	Formalina 5 %	Formalina 5 %
Hemicoradata	MgCl ₂ 7,5%	Formalina 5 %	Álcool 70%
Vertebrata		Formalina 10 %	Formalina 10 %

Coleções

- Recipientes plásticos são bons para o transporte de formol ou álcool, apesar de que, neste uso, possam se rachar depois de algum tempo.
- Para fixar e guardar o material preservado necessita-se de vidros de vários tamanhos.
- Não se deve usar frascos com tampas metálicas; o álcool e, principalmente, o formol atacam o metal, provocando oxidação, e a tampa fura em pouco tempo.
- Para guardar pequenos animais, como vermes, aranhas, opiliões e outros, é conveniente utilizar-se tubos de vidro de vários tamanhos; os animais serão colocados dentro dos tubos, que serão

cheios de líquido preservador e tampados com um chumaço de algodão. Todos os tubos vão dentro de um frasco maior, também cheio de líquido preservador.

- Atualmente é muito comum a reutilização de tubos de Ependorph (utilizados em laboratórios de bioquímica e biologia molecular), para guardar pequenos invertebrados, principalmente artrópodes.
- Exemplares preparados por via seca podem ser transportados em caixas de papelão, caixotes de madeira ou em latas. Os animais devem ser arrumados em camadas, alternadas com algum material macio e absorvente (papel, palha, algodão).
- Um exemplar deve trazer consigo alguns dados fundamentais que o identifiquem. Os dados básicos de um exemplar são três: a localidade, a data de coleta e o nome do coletor.
- Outros dados: no rótulo, pode-se anotar, ainda, outros dados, como a altitude do lugar, a profundidade, horário da coleta, condições climáticas, latitude, altitude etc. Quando se trata de animais parasitas, os nomes do hospedeiro ou associado devem ser anotados.
- Um bom procedimento é rotular o material no campo, durante a coleta. Confiar na memória, para rotular o material depois, pode levar a graves enganos.
- Antes de se proceder às operações, recomendam-se cuidados. Primeiramente, os exemplares a serem preparados deverão estar isentos de material estranho, que geralmente os acompanha: algas, conchas, areia etc. Para isso, no caso de coletas marinhas, dever-se-á lavar os exemplares em água do mar, se possível, filtrada.

Depois dos procedimentos de preparação do material (anestesia, fixação e preservação), este deve ser colocado em uma coleção. Para coleções de fins didáticos, o material pode ser montado em vidros, de modo que se evidencie determinada estrutura. Para fins didáticos o material não precisa necessariamente possuir os dados de coleta, porém sempre é desejável que o possua.

Para coleções científicas é indispensável que o material possua os dados de coleta e seja adequadamente tombado em uma coleção (de um museu ou instituição científica). O material deve receber um número individual (ou de lote) e é tombado, sob este número de coleção, num livro de registro ou livro de tombo. Conserva, entretanto, sempre, os dados de procedência no rótulo que lhe é afixado.

Basicamente, os livros de tombo contêm: número de coleção, data de acesso, dados de procedência, número de campo, nome científico, sexo e anotações. O espaço para o nome científico é preenchido após a identificação do exemplar. O nome do especialista que fez a identificação pode constar em uma ficha separada.

Algumas instituições adotam fichários de registro. Cada ficha numerada (número de coleção) contém informações idênticas às do livro

de registro. O tombamento das coleções com auxílio de computadores já está sendo levado a efeito nos grandes museus.

MATERIAL BÁSICO DE COLETA (PARA SAÍDA A CAMPO)

- roupas especiais
- botas especiais
- perneiras
- facão
- vidros de diversos tamanhos
- recipientes plásticos
- caixas de fósforo, remédio
- câmara mortífera
- algodão
- espátula
- estilete
- vidro de relógio, placa de Petri
- seringa com agulha
- placa de isopor
- peneiras de diversos tamanhos
- conchas
- rede de captura
- guarda-chuva de coleta
- pinças
- pincel
- envelopes entomológicos
- fichas de identificação provisórias

PREPARAÇÃO

Uma vez coletados os animais, os mesmos devem ser conduzidos ao laboratório, que deverá ter os seguintes materiais:

- material básico de dissecação (pinças, tesouras etc)
- anestésicos (éter, clorofórmio, mentol, acetato de etila, nembutal), fixadores, preservadores (álcool e éter)
- fichas de identificação definitivas
- vidros de vários tamanhos, para preservação definitiva
- caixas para coleções

- alfinetes entomológicos — material para preparação de lâminas definitivas
- lâminas e lamínulas
- materiais específicos para a preparação dos diferentes grupos zoológicos

O desempenho de um coletor e o resultado de uma coleta podem ser seriamente comprometidos pela falta ou inadequação do equipamento geral de coleta e dos objetivos bem determinados da mesma. Esse equipamento fornece a base operacional da coleta, completada pelos equipamentos e condutas específicas para cada grupo animal a ser coligido. Ainda assim, mesmo o equipamento geral deve estar adaptado ao tipo de ambiente a ser explorado.

- Rótulos - Para animais preservados por via úmida, o rótulo deve ir dentro do frasco que contém material.
- Etiquetas - Para material preservado por via seca, via de regra, utiliza-se uma etiqueta. Esta é amarrada à peça, presa ao alfinete ou colocada em um canto da lâmina. É importante que o fio ou o alfinete que prende a etiqueta não dilacere o papel.
- Rotulagem ou etiquetagem - Exige três dados básicos de um exemplar: a localidade, a data de coleta e o nome do coletor. Um bom procedimento é rotular o material no campo, durante a coleta, ou fazer uso do caderno de campo, nos casos em que se deseja registrar mais dados que caberiam nos rótulos ou etiquetas comuns; a presença do número indica que existem observações sobre o material anotadas no caderno de campo.
- Caderno de campo - O diário de viagem registra os incidentes científicos e humanos do trabalho de campo. É indispensável identificar cuidadosamente os locais visitados e fazer uma descrição fisionômica e ecológica do local: condições climáticas da região, temperatura e umidade relativa do ar, perfil do terreno, cobertura vegetal e descrições do habitat particular pesquisado. O catálogo numérico traz, para cada número, todas as informações anotadas sobre o exemplar ou lote de exemplares a ele correspondentes. Além deste último, devem-se anotar também todas as características que se perdem ou se alteram no processo de morte e preservação.

Apêndice

MATERIAL DE COLETA

Aspirador

Este é um instrumento muito útil para captura de insetos pequenos, principalmente se desejamos coletá-los e mantê-los vivos. Várias formas de aspiradores têm sido imaginadas, mas um dos mais simples e mais fáceis para manejo é a do tipo frasco. Aspirando-se através da peça bucal, muitos insetos pequenos penetram no frasco, e um pano na extremidade interna do tubo da peça bucal impedirá que os insetos aspirados entrem na boca do operador. Se tivermos uma série de frascos que se ajustem à rolha deste tipo de aspirador, basta remover um frasco cheio de insetos e substituí-lo por um vazio. Os insetos apanhados no frasco podem ser mortos substituindo-se a rolha do aspirador por uma rolha contendo o agente venenoso.

Aspiradores elétricos também podem ser utilizados para coleta de ácaros que vivem na poeira doméstica.

Guarda-Chuva Entomológico

É constituído de uma armação que sustenta um tecido branco ou lona de cor clara. Posicionando-se essa armação abaixo do galho de uma planta, sacode-se esta com o auxílio de uma vareta, então, os animais que estão nela caem sobre o pano e podem ser coletados (são encontrados principalmente insetos e aranhas).

Peneiras

Muitos insetos pequenos e incomuns, encontrados em lixo e restos de folhas, são mais facilmente coletados com algum tipo de instrumento para peneirar; os insetos que ocorrem nestes materiais não podem, freqüentemente, ser coletados de outra forma. O procedimento de coleta mais simples é tomar uma porção do material e peneirá-la lentamente sobre um pedaço grande de pano, oleado, ou papelão brancos; os pequenos animais caindo na superfície branca são percebidos pelos seus movimentos e podem ser apanhados com um aspirador ou um pincel molhado. O material pode também ser peneirado sobre um pano branco com uma pequena caixa com fundo de tela.

Funil de Berlese

Talvez o meio mais simples de retirar insetos e outros animais do solo, liteira, seja usar um funil de Berlese. Um funil de Berlese é um funil comum, contendo um pedaço de tela ou tecido grosso, com um recipiente com álcool embaixo dele e o material a ser peneirado posto sobre a tela. À medida que o material seca — e isto pode ser acelerado colocando-se uma lâmpada elétrica sobre o funil — os insetos e outros animais vão para baixo e, eventualmente, caem no recipiente embaixo do funil, onde são mortos. O funil de Berlese é o melhor instrumento para se coletar insetos, ácaros, pseudo-escorpiões e pequenas aranhas que vivem na serrapilheira.

Pitfall

São armadilhas de solo utilizadas para capturar animais de solo (artrópodes, répteis). Para artrópodes são utilizados pitfalls de 500 ml, cheios de álcool 70%. A armadilha consiste em um copo enterrado, até o nível do solo, cheio de álcool 70% e algumas gotas de detergente (para quebrar a tensão superficial). Essa armadilha é deixada durante alguns dias no solo, os animais que andam no solo caem nela e são fixados no álcool. Para répteis, utilizam-se pitfalls sem álcool.

EQUIPAMENTO PARA COLETA DE INSETOS AQUÁTICOS

Muitos insetos aquáticos podem ser coletados com as mãos ou com pinças quando se está examinando plantas, pedras ou outros objetos na água, mas um número maior pode ser coletado usando-se uma rede de imersão, um coador ou outro instrumento.

Frascos mortíferos

Se o inseto vai ser conservado após sua captura, deve ser morto de tal forma que não seja danificado ou quebrado; para isso precisamos de frascos mortíferos. Frascos de vários tamanhos e formas podem ser usados, dependendo do tipo de inseto, e várias substâncias podem ser usadas como agentes para matar.

Os melhores materiais para se usar em um frasco mortífero são acetato de etila ou cianeto. Frascos contendo qualquer um desses materiais matam relativamente depressa e duram muito tempo. Acetato de etila é um líquido mortífero, e frascos que o contêm devem possuir também algum material que o absorva. Muitos tipos diferentes de material absorvente podem ser usados — algodão, feltro ou mesmo papel, gesso. O gesso torna o frasco mais durável. Uma mistura de gesso e água é despejada no fundo do frasco e deixada assentar e secar completamente; algumas gotas de acetato de etila adicionadas sobre o gesso são absorvidas, e o frasco está pronto para ser usado.

Se o frasco for fechado com uma rolha, pode ser colocado algodão em um orifício feito no fundo da rolha e aí mantido com uma cobertura de tecido, e o acetato de etila pode ser adicionado ao algodão.

Rede de Plâncton

É o método mais utilizado para coleta de plâncton; consiste em uma rede em forma de funil que termina em um recipiente. Ela é arrastada na superfície da água, capturando o plâncton no recipiente, que será fixado.

**Procedimentos a serem adotados para
alguns grupos zoológicos**

Porifera

As espécies de águas costeiras ou rasas podem ser facilmente coletadas sem equipamento especial, e as espécies de águas profundas podem ser obtidas por mergulho ou dragagem. Sempre que possível, as esponjas inteiras devem ser coletadas ainda presas ao seu substrato. O martelo e o formão podem ser necessários, mas se este método de coleta for impraticável, a esponja poderá ser suavemente levantada com uma faca. Se a esponja for muito grande para ser conservada inteira, uma porção contendo todas as suas características típicas pode ser cortada e guardada separadamente, evitando-se a troca de espículos superficiais (esses elementos esqueléticos são usados para identificação). Uma proveitosa série de estudos marinhos pode ser feita coletando-se dois espécimes de cada esponja, guardando-se uma seca, e a outra em álcool. Não é necessário secar esponjas de água doce. Ao fazer a amostragem de uma área, todo cuidado deve ser tomado para assegurar-se de que uma espécie não seja coletada até a sua extinção. Exceto em casos muito especiais, pequenas esponjas de menos de 2 mm de diâmetro devem ser coletadas, já que são de limitado valor taxonômico.

Complementando os dados básicos da coleta, notas devem ser feitas, num caderno separado, sobre o formato, tamanho (medidas totais se somente uma porção da esponja for cortada), cor e consistência do animal vivo. Registra-se, também, qualquer mudança inusitada que ocorrer na conservação, tal como uma excessiva descarga de muco ou abundante expulsão de espículos.

As esponjas devem ser conservadas logo após a coleta, uma vez que se deterioram facilmente. O álcool é o conservante mais utilizado. Os espécimes devem ser completamente imersos em álcool a 50% e, depois de cerca de 12 horas, transferidos para outra mistura limpa na mesma proporção (50%). Depois de outras 12 horas, transferem-se os espécimes para a solução de álcool a 70%. É recomendável o uso do líquido de Bouin aquecido, quando o material fixado se destinar a estudos histológicos.

As esponjas marinhas podem ser secas em local bem ventilado e fresco, mas, antes da secagem, devem ser encharcadas em água doce para remoção do sal.

Como o estudo taxonômico de poríferos é baseado fundamentalmente no conhecimento de suas escleras, é importante a preparação de lâminas dos conjuntos espiculares de cada exemplar.

Há dois tipos de preparações: dissociação espicular e cortes histológicos. A dissociação espicular é utilizada para observar as escleras, quanto à sua forma e tamanho.

Cnidaria

Os cifozoários pelágicos menores podem ser coletados por meio de uma rede de arrasto e águas-vivas maiores podem ser conseguidas com redes de imersão ou baldes. Deve-se tomar cuidado para evitar o contato com os cnidócitos dos tentáculos das espécies maiores.

Os cnidários pelágicos podem ser fixados numa solução de formalina neutralizada a 20%. Não é necessário anestésiar as espécies planctônicas. Algumas espécies podem ser anestesiadas usando-se o mentol. Consegue-se uma melhor fixação de algumas espécies com uma solução de formalina neutra a 10%, também adequada para a conservação; ou os espécimes podem ser transferidos para o álcool a 70%, em etapas graduais.

Muitos hidrozoários sésseis da zona litorânea ou de águas rasas sublitorâneas podem ser facilmente coletados sem auxílio de equipamento especial, embora o martelo e o formão possam ser necessários para extrair porções de rocha contendo colônias de hidróides.

As hidromedusas podem ser apanhadas em redes de arrasto, com mais sucesso, à noite, na superfície. Hidras de água doce também podem ser coletadas, mais raramente pode-se coletar também medusas de água doce.

Os animais são colocados em um recipiente com água onde se adicionam uns poucos cristais de mentol espalhados sobre a superfície. O tempo necessário para a anestesia varia, mas os animais podem ser considerados anestesiados quando cessam de responder aos estímulos. Se outras substâncias não estiverem disponíveis, a solução de formalina bem fraca pode ser usada como anestésico para alguns hidróides e pequenas medusas.

A coleta de antozoários que formam grandes colônias é feita com mais eficiência usando-se as mãos, além de martelo e formão, quando se fizerem necessários.

As espécies que possuem esqueleto calcáreo devem ser conservadas em álcool a 70-90%, uma vez que o material calcáreo é dissolvido pela formalina. Outros antozoários podem ser fixados em formalina a 20% e

conservados tanto em uma solução de formalina 10% quanto em álcool a 70%. O mentol é um anestésico muito utilizado, mas age vagarosamente. Para antozoários deve-se utilizar uma câmara escura com anestésico a fim de se obterem melhores resultados.

Ctenophora

Coletados em mar raso, com uma rede em forma de saco ou com um balde de plástico. Os ctenóforos bentônicos podem ser encontrados principalmente em algas, os quais devem ser coletados e despeitados em uma cuba contendo água do mar, que é então coberta com um pano preto grosso. Após cerca de uma hora, retira-se o pano e passa-se à procura dos animais, flutuando na superfície da água; se a cuba for transparente, podem ser vistos aderidos à sua parede. São animais pequenos e não comuns nas costas brasileiras. A fixação, principalmente dos ctenóforos grandes, também é muito problemática, e o formol a 5% não é aconselhável, pois raramente dá resultados satisfatórios.

Plathelminthes

Os turbelários marinhos que vivem em substrato duro podem ser encontrados em qualquer tipo de fenda, entre rochas, debaixo de pedras, entre aglomerados de cracas ou mexilhões. Embaixo ou dentro de conchas vazias etc., podem se abrigar turbelários grandes. Os vermes são retirados com pincel e colocados em frascos plásticos com um pedaço de alga e sem água. Cuidados devem ser tomados a fim de preservar a umidade necessária para manter os animais vivos.

Os turbelários de água doce devem ser procurados debaixo de pedras e folhas caídas. É comum encontrarmos estes vermes em locais com pouca luz. Para sua captura pode-se usar iscas de fígado de animais, presos por um cordão. As iscas são lançadas na água e analisadas a cada período de 30 minutos. Os animais podem ser retirados do fígado com o auxílio de uma pipeta ou uma espátula. Junto às raízes de plantas aquáticas, como aguapés, esses animais poderão ser encontrados mais facilmente.

Os turbelários terrestres são obtidos na maioria das vezes procurando-se intensamente nos substratos adequados. É mais fácil encontrá-los nas épocas secas, quando se concentram em lugares úmidos que lhes fornecem abrigo.

Toda fixação, de preferência feita individualmente, deve começar com o verme bem distendido, colocado numa placa de petri, com água apenas suficiente para que se distenda bem.

Pode ser necessário o uso de anestésicos para uma melhor fixação dos espécimes. Consegue-se distensão satisfatória de polycladidos, quando os vermes, em placa de Petri, individuais, com pouca água, são colocados no freezer durante 20 minutos. Retirados do freezer, despeja-se um pouco do fixador (cobrir o verme) a quente (50 - 60°C) diretamente sobre o verme. Após 15 minutos transfere-se o verme para um vidro contendo o fixador, onde ficará de 7 a 24 horas, dependendo do fixador e do tamanho do verme. A conservação é feita em formol a 5% ou álcool 70%, depois de passar pela série decrescente.

No campo, planárias podem ser fixadas a frio com o líquido de Steiraieman, Bouin ou álcool 70%.

Nematoda

Nematodas de vida livre podem ser encontrados principalmente no solo na água, sendo facilmente coletados. Os nematodas parasitas requerem técnicas especiais para sua coleta, sendo geralmente transferidos para solução fisiológica ainda vivos na coleta.

Insecta

Insetos são muito fáceis de ser encontrados em praticamente todos os lugares e geralmente são encontrados em números consideráveis. A melhor época para a coleta é o verão, mas no Brasil os insetos podem ser encontrados durante o ano todo. Como cada espécie é ativa em horas diferentes do dia, deve-se coletar em vários horários para se obter uma melhor amostragem dos insetos de um determinado local. As melhores horas para se coletar a maioria das espécies é durante o dia. Más condições de tempo, como chuva ou baixa temperatura, reduzem a atividade de muitos insetos, tornando assim mais difícil encontrá-los ou coletá-los; mas outros são indiferentes e podem ser coletados com qualquer tempo.

Em noites quentes, insetos de várias procedências são atraídos pela luz e podem ser coletados nas luzes das ruas ou de terraços, nas janelas ou telas de salas iluminadas ou em luzes colocadas especialmente para atraí-los. De fato, este é um dos processos mais fáceis para se coletar muitos tipos de insetos.

Muitos insetos, geralmente as formas imaturas e, em alguns casos, formas adultas, são coletados dentro da água. Tipos diferentes de habitats aquáticos e partes diferentes de qualquer lago ou córrego contêm espécies diferentes. Podem ocorrer na superfície, nadar livremente, estar na vegetação aquática, presos a pedras, a outros objetos, ou embaixo deles, e na areia ou lodo do fundo, os quais cavam. Muitos insetos aquáticos podem ser coletados a mão ou com pinça; outros são mais facilmente coletados com vários tipos de equipamento de coleta aquática.

O equipamento mínimo necessário para se coletar insetos são as próprias mãos e recipientes para os espécimes coletados. Para uma coleta geral é bom ter, pelo menos, os equipamentos seguintes:

- Rede para insetos
- Frascos mortíferos
- Caixas com lenços de papel

- Envelopes, ou papel para fazê-los
- Frascos com líquidos para conservação
- Pinças
- Lente manual
- Aspirador
- Guarda-chuva entomológico
- Peneira
- Armadilhas
- Equipamento para coleta aquática

Arachnida

Podem ser coletados com diversos métodos, dependendo do grupo que se deseja amostrar. As coletas visuais, principalmente de aranhas e escorpiões, geralmente são feitas durante a noite, pois a maioria desses animais possui hábito noturno, porém algumas aranhas podem ser encontradas durante o dia. É muito comum o uso de “pitfalls” para coleta de aracnídeos que vivem na liteira, sendo também comum o uso de funil de Berlesse para este fim. O guarda-chuva entomológico é muito utilizado para coleta de aranhas que vivem em arbustos.

Os aracnídeos podem ser colocados diretamente em álcool 70%, pois este age como fixador e preservador.

Como os escorpiões são mais ativos durante a noite, e durante o dia eles permanecem em seus esconderijos, é necessário procurá-los nesses locais. Como os escorpiões são fluorescentes sob a luz UV, pode-se utilizar lâmpadas UV (luz negra) para procurar escorpiões à noite. É sempre importante ressaltar que para coletar escorpiões e aranhas é fundamental o uso de pinças longas para evitar ferroadas.

Crustacea

Devido a grande diversidade de habitats ocupados pelos crustáceos, os métodos para coleta destes é bastante variável, dependendo do grupo a ser estudado. Para crustáceos planctônicos usam-se redes de plâncton e garrafa de Van Dorph; outros crustáceos, como decápodos podem ser coletados em mangues, na zona entre marés durante a maré baixa ou mesmo com redes de arrasto. Anfípodos marinhos podem ser coletados com dragas ou mesmo junto à vegetação aquática; os terrestres podem ser coletados manualmente, assim como os isópodes. Os crustáceos geralmente são fixados em formalina 5% e depois conservados em álcool a 70%. Para crustáceos planctônicos a fixação é feita em formalina 4%.

Echinodermata

Diferentes classes de equinodermos podem ser encontradas facilmente em uma mesma área; podendo-se, assim, coletar uma grande variedade de representantes do filo em um pequeno espaço do domínio marinho. Eles podem ser encontrados desde a zona entre marés até profundidades de mais de 10 mil metros. São encontrados tanto em fundos arenosos e lodosos quanto em fundos rochosos.

Para águas profundas (aquelas não alcançadas por mergulho autônomo), é indispensável o uso de dragas e pegadores de fundo. Para se trabalhar com esses equipamentos devem-se utilizar também embarcações apropriadas. A coleta durante períodos de maré baixa ou por mergulho (com ou sem tubos de oxigênio) é mais do que satisfatória. Em praias arenosas, estrelas e ouriços-do-mar podem ficar expostos durante a maré baixa; as holotúrias de grande tamanho são muito comuns sob ou entre fendas rochosas submersas; os crinóides ocorrem a pouca profundidade abaixo da marca inferior da maré, fixados a substratos duros, e os ofiuróides são coletados sob pedras, entre algas e/ou esponjas.

Chordata

UROCHORDATA

Todos os tunicados são marinhos, fixos ao substrato (bentônicos) ou livre natantes (pelágicos).

Exemplares pequenos podem ser fixados gotejando-se, no frasco contendo água do mar, formol puro em quantidade suficiente para se obter a proporção de 4%.

Exemplares grandes podem ser anestesiados com cloreto de magnésio seguindo-se a técnica usual para animais marinhos. Coloca-se o exemplar em um recipiente contendo água do mar do local da coleta em quantidade suficiente para cobri-lo totalmente. Em seguida, acrescenta-se, lentamente e até atingir o mesmo volume da água do mar, uma solução de cloreto de magnésio isotônica em relação à água do mar (cerca de 73 g de $\text{MgCl}_2 \times 6 \text{H}_2\text{O}$ por litro de água destilada) com salinidade de 34%. Quando o animal não apresentar movimentos espontâneos nem reação ao toque, transferi-lo para o formol a 4%.

Para anestésiar ascídias utiliza-se a solução de cloreto de magnésio acima descrita ou cristais de mentol, cobrindo-se a superfície da água do recipiente que contém as ascídias.

Para a fixação recomenda-se o uso de formalina neutra 5%. O uso do fixador neutro é muito importante, pois numerosas ascídias possuem espículas calcáreas, geralmente valiosas para a identificação, que se desfazem no fixador ácido. A conservação pode ser feita em formalina neutra 5% ou em álcool 70%.

Cephalocordata

O anfioxo vive semi-enterrado em praias arenosas de granulação grosseira. No litoral brasileiro foi encontrado em diversos locais, tais como a Praia da Ribeira, em Salvador; Baía de Sepetiba, no Rio de Janeiro; Enseada do Flamengo, em Ubatuba; Praia do Perequê, na Ilha de São Sebastião; Ilha das Palmas em Santos; entrada da Baía de Paranaguá; Praia do Tinguá, em Santa Catarina. Os anfioxos podem ser colocados vivos diretamente em Bouin. Podem ser conservados nesse mesmo fixador ou transferidos 24 horas depois para álcool 70%.

Hemicordata

No Brasil, são encontrados nas praias arenosas *Schizocardium brasiliense*, *Willeyia loya*, *Balanoglossus clavigerus*, *Balanoglossus gigas*. Após a coleta, os animais devem ser colocados em um recipiente com água do mar, sem arejamento e, se possível, no escuro, a fim de eliminarem o sedimento, areia, lodo e fragmentos de conchas, que se encontram no tubo digestivo. O esvaziamento é um processo fundamental para uma boa preservação destes animais. A anestesia se dá com cloreto de magnésio a 7,5%. Para a fixação, pingam-se duas ou três gotas de formol diluído na região intestinal do animal. Se houver contração pronunciada, continua-se a anestesia por mais tempo. Não havendo mais reação, pingam-se várias gotas de formol puro para matar o animal. Após a morte, transferi-lo para uma cuba de vidro contendo o fixador definitivo (Bouin salino), tomando-se o cuidado de distender o animal o máximo possível. Após certo tempo, nunca superior a 24 horas, os animais devem ser transferidos para álcool 70 ou 80%.

PEIXES

Nesta aula, abordaremos as principais técnicas de coleta, preservação e contagem de vertebrados (peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos). Muitas das técnicas são utilizadas em levantamentos populacionais e censos, mas os índices calculados com cada uma não serão abordados aqui. Cada método apresenta prós e contras, e muitos deles funcionam melhor para certas espécies animais que para outras. Estas informações serão passadas sempre que necessário, mas a leitura das referências bibliográficas é fortemente recomendada sempre que existirem dúvidas acerca do melhor método a ser empregado. Ainda, é importante lembrar que para coletar animais silvestres é necessária uma autorização do IBAMA, órgão governamental responsável pelo meio-ambiente no Brasil. Sem esta autorização, você estará cometendo um crime ambiental, e estará sujeito às penas previstas em lei. Informe-se sobre como conseguir estas licenças na página do IBAMA na Internet (www.ibama.gov.br). Vejamos as técnicas mais empregadas para cada classe de vertebrados.

Para amostrar populações de peixes, podemos utilizar três estratégias diferentes: capturá-los ativamente, capturá-los passivamente ou apenas observá-los, sem precisar capturá-los.

O tipo de amostragem mais simples é, obviamente, a observação dos indivíduos, que pode ocorrer tanto de fora da água (sentado em locais cuja visibilidade dos animais seja facilitada) quanto de dentro da água (mergulhos apenas com *snorkel* ou com aparelhagem mais sofisticada). Este tipo de amostragem consiste na observação direta dos peixes, sem a sua captura; são anotados dados sobre as espécies observadas, a quantidade de indivíduos de cada espécie, sua distribuição no corpo d'água (mais próximo das margens, no centro do corpo d'água, na superfície, no fundo, no meio da coluna d'água etc.), dados comportamentais, tipo de alimentação, períodos de maior atividade etc. A observação dos peixes de fora da água só pode ser realizada em corpos de águas calmas, cristalinas, sem vegetação e com profundidade pequena a média. Em corpos d'água com profundidades maiores, a observação precisa ser feita de dentro da água, com a utilização de *snorkels* e/ou equipamentos de mergulho completos (Fig. 1).

Para as observações realizadas de fora da água, divide-se o corpo d'água em seções contíguas, mas não sobrepostas. Os peixes presentes em cada uma das seções são contados e as estimativas populacionais são calculadas (Fig. 2). É importante esperar cinco minutos antes de iniciar a coleta dos dados, em cada ponto de amostragem.



Fig. 1 – Equipamentos para observação de peixes de dentro da água. *Snorkel*, equipamentos completos de mergulho, minissubmarinos, batiscafos etc.

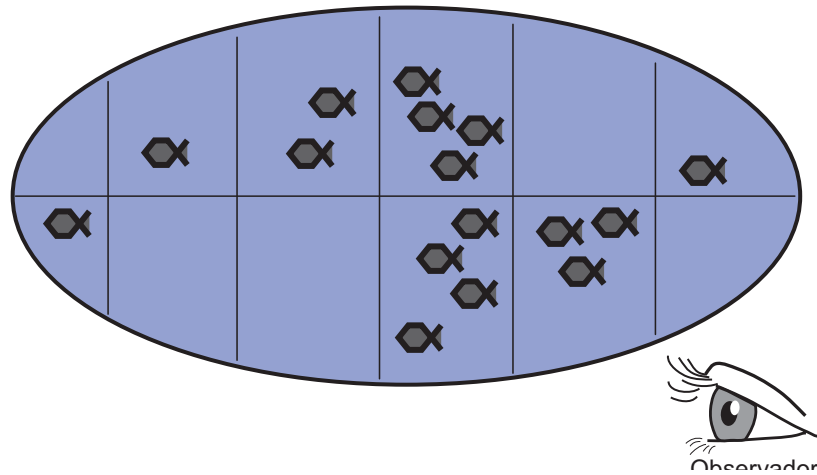


Fig. 2 – Esquema da divisão de um corpo d'água para o estudo de peixes, observados de fora da água. O corpo d'água é dividido em seções, contíguas e não sobrepostas. Os peixes de cada seção são contados, e diversos tipos de informações podem ser coletados (espécie, distribuição no corpo d'água, alimentação, comportamento etc.).

Esta atitude minimiza os distúrbios causados pelo deslocamento do observador nas margens e evita que peixes que tenham se escondido durante a movimentação do pesquisador não sejam avistados e contados.

Para as observações realizadas de dentro da água, são utilizados os métodos transecto linear e de ponto-fixo. Com o método do transecto linear, uma corda é esticada no fundo do corpo d'água, e o pesquisador a percorre, parando em intervalos de 1-5 metros (o comprimento da corda depende do tamanho do corpo d'água e dos objetivos da pesquisa). Em cada uma destas paradas, o pesquisador anota (com papel e caneta especiais à prova d'água) os dados dos peixes observados até uma certa distância da corda — cinco metros, por exemplo (Fig. 3).

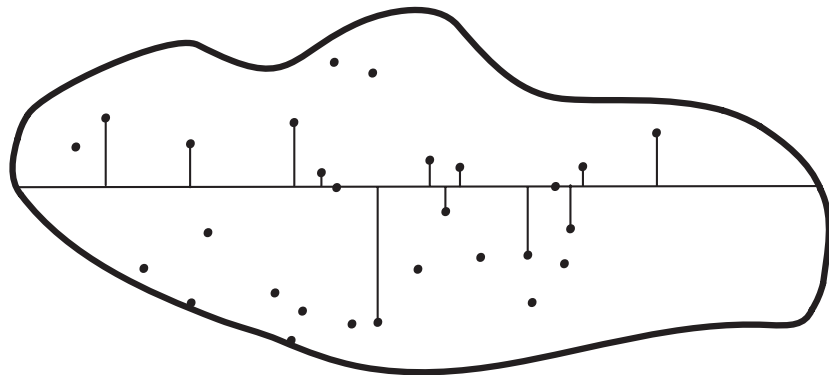


Fig. 3 – Método do transecto linear. Uma corda é esticada no fundo do corpo d'água. Ela é percorrida pelo pesquisador, que pára de cinco em cinco metros e anota todos os indivíduos visualizados a uma certa distância da corda (pontos do desenho indicam os animais). A distância perpendicular de cada indivíduo em relação à corda é anotada (linhas perpendiculares no desenho). Estas distâncias são utilizadas nos cálculos do tamanho das populações. Quanto mais longe o animal estiver do transecto, menor será a chance de sua detecção.

No método do ponto-fixado, o pesquisador fica submerso, parado em um ponto-fixado, anotando os dados de interesse sobre os peixes visualizados (espécie, tamanho etc.). O pesquisador anota também a distância aproximada dos peixes observados em relação a ele, pois estas distâncias são necessárias para os cálculos populacionais — normalmente, o pesquisador coloca os peixes dentro de raios imaginários em volta de seu corpo (Fig. 4). Novamente, é concedido um tempo para a habituação dos animais à presença do pesquisador antes do início da coleta dos dados.

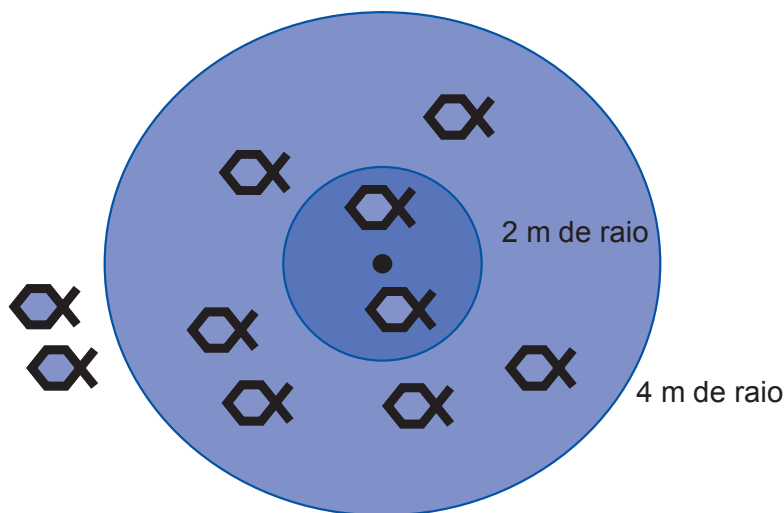


Fig. 4 – Método do ponto-fixado. Neste método, o pesquisador fica submerso e parado em algum ponto do corpo d'água (ponto preto no desenho indica o pesquisador). Após alguns minutos reservados para a habituação dos peixes, o pesquisador anota todos os indivíduos observados ao seu redor, apontando as distâncias dos animais em relação a ele. São imaginados círculos concêntricos de diversos raios (no desenho, o primeiro círculo ao redor do pesquisador tem dois metros de raio, o círculo mais externo tem quatro metros de raio, e assim por diante). As distâncias são utilizadas nos cálculos dos tamanhos populacionais. Quanto mais longe do pesquisador estiver o peixe, menor a chance de ele ser detectado.

Nas estratégias de captura ativa, os peixes são perseguidos ativamente pelo pesquisador para serem capturados. Para isso, são utilizados diversos tipos de apetrechos de pescaria, sendo os principais as redes de arrasto, redes de cerco, as tarrafas e os dispositivos elétricos e explosivos.

As redes de arrasto têm formatos levemente retangulares (o meio é um pouco mais largo que as pontas), comprimentos e alturas variáveis (200 a 300 metros de comprimento; um a 10 metros de altura) e malhas de diversos tamanhos (1,5 a seis centímetros entre nós adjacentes). Normalmente, os fios são finos e de material resistente, principalmente poliamida. O fio externo superior, também chamado de relinga superior, é dotado de flutuadores, e o fio inferior, também chamado de relinga inferior, é dotado de um lastro (estrutura para dar estabilidade, contrapeso à rede). Entre as duas relingas está a

malha de captura dos peixes. Os flutuadores e o lastro servem para manter a malha esticada verticalmente na coluna d'água. Nas extremidades da rede, as relingas estão ligadas a cordas de tração. As redes de arrasto não são fixas; elas são puxadas pelas extremidades até completarem um semicírculo. A figura 5 representa uma rede de arrasto. O barco que lançará a rede sai do ponto A em direção ao ponto D. No ponto A, um pescador segura a extremidade de um dos cabos de tração enquanto o barco descreve o semicírculo, voltando à margem no ponto D, onde a outra extremidade do cabo de tração é entregue a outro pescador. Os pescadores puxam os cabos em A e D caminhando ao encontro uns dos outros ao longo da margem. Quando as extremidades da rede chegam à margem, um dos pescadores puxa a relinga inferior enquanto os outros seguram a relinga superior, prestando atenção para não puxarem mais depressa de um lado que do outro. Quando a rede chegar quase à margem, os peixes têm tendência a saltar para escaparem. Deve-se, então, levantar a relinga superior acima da água. Os peixes são capturados com a utilização de pequenas redes de mão. A captura dos peixes depende do tamanho da malha; ela deve ser suficientemente pequena para evitar a fuga da maioria das espécies. Obviamente, se a captura for seletiva, ou seja, de apenas uma espécie, o tamanho da malha será escolhido de acordo com o tamanho médio dos alvos, evitando, assim, a captura de peixes menores. Estas redes só podem ser utilizadas em áreas sem obstáculos, caso contrário, a rede poderá se prender e rasgar.

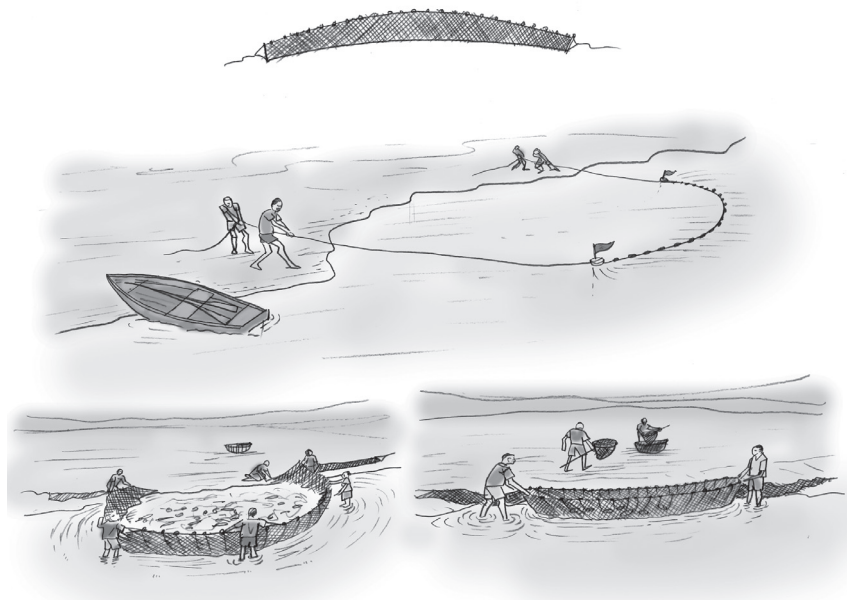


Fig. 5 – Rede de arrasto (adaptado de Bard *et al.*, 1974)

As redes de cerco são aquelas utilizadas na pesca comercial em alto-mar; normalmente estão acopladas a embarcações (traineiras). Estas redes têm um formato de cone, e sua boca é sustentada por cordas

mais fortes e barras que a mantêm aberta (Fig. 6). Estas redes são arrastadas pelos barcos e todos os peixes que forem interceptados são capturados. As redes são recolhidas e os peixes capturados são despejados no convés da embarcação e armazenados em câmaras frigoríficas adequadas.

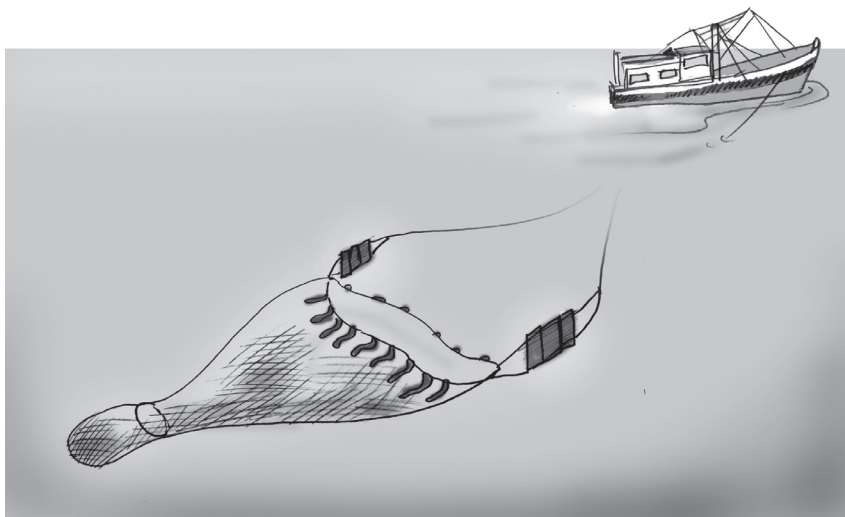


Fig. 6 – Rede de cerco sendo arrastada por uma traineira, embarcação típica para pesca de alto-mar.

A tarrafa é uma pequena rede manual circular, com chumbos nas bordas e uma corda ao centro (Fig. 7). O pescador a arremessa aberta e a retira fechada da água, puxando-a pela corda central. O chumbo nas bordas ajuda na submersão da rede. Os peixes são capturados quando a rede colapsa ao ser puxada pelo pescador. Existem vários tamanhos e malhas de tarrafas.

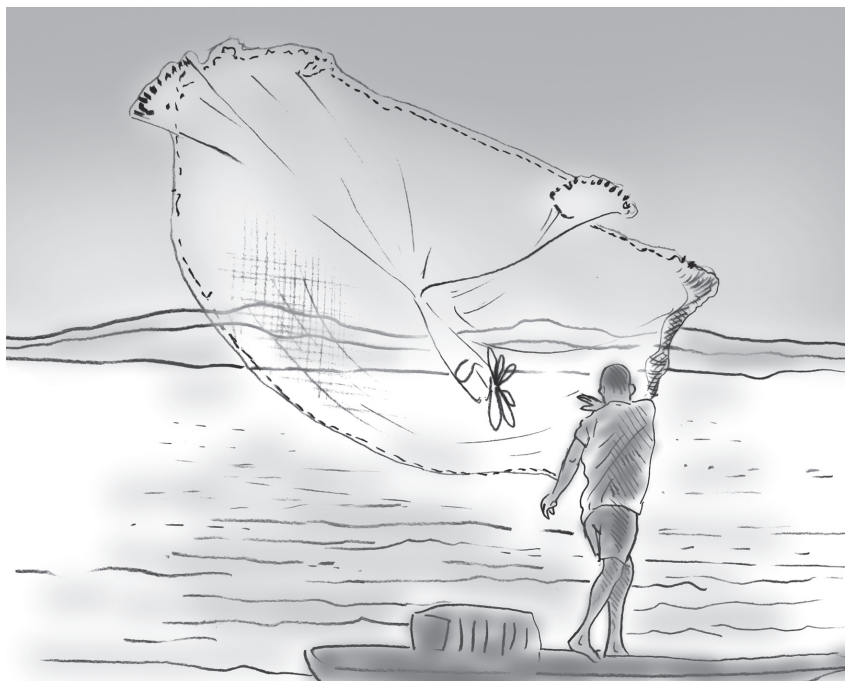


Fig. 7 – Pesca com tarrafa

Os dispositivos elétricos são pouco utilizados devido ao perigo a que submetem os pescadores e os peixes (morte por choques elétricos). Este método envolve a passagem de uma corrente elétrica pela água, que desorienta os peixes, facilitando a sua captura por meio de redes pequenas. Os equipamentos necessários para uma “pescaria elétrica” são uma bateria para gerar eletricidade, um cátodo (pólo positivo) e um ânodo (pólo negativo). O cátodo é segurado pelo pescador, e o ânodo fica preso ao barco de pesca. A corrente elétrica fica mantida durante a pescaria. Os peixes, atordoados, são capturados, e os dados são coletados. Os peixes são mantidos em recipientes de recuperação antes de serem soltos novamente na água. O uso de explosivos é extremamente impactante ao ambiente, pois mata não só os peixes, mas todos os organismos da área. Esta prática é proibida por lei no Brasil. Os explosivos são lançados na água e, ao explodirem, matam os peixes próximos, que bóiam e são capturados por redes manuais.

Nas estratégias de captura passiva, os peixes nadam para dentro de armadilhas ou para redes armadas, sem serem perseguidos pelos pesquisadores. Existem diversos tipos de armadilhas para captura de peixes. Além delas, os principais apetrechos necessários são redes de emalhar, linhas e anzóis, e palangres ou espinéis.

Existem diversas formas de armadilhas para peixes, mas todas elas podem ser divididas em dois tipos principais: armadilhas-de-funil e armadilhas labirínticas (Fig. 8). As armadilhas-de-funil apresentam uma sucessão de funis; os peixes entram pela boca maior dos funis, passam pela boca menor e ficam presos no último funil, cuja boca menor não é aberta. As armadilhas labirínticas confundem os peixes, que entram pelas bocas largas, mas ficam presos em área de fundo cego das armadilhas. As armadilhas devem ser vistoriadas diariamente e devem permanecer abertas por pelo menos uma noite. As armadilhas podem ser iscadas, dependendo dos peixes a serem capturados (pedaços de carne para peixes carnívoros; arroz para peixes onívoros etc.).

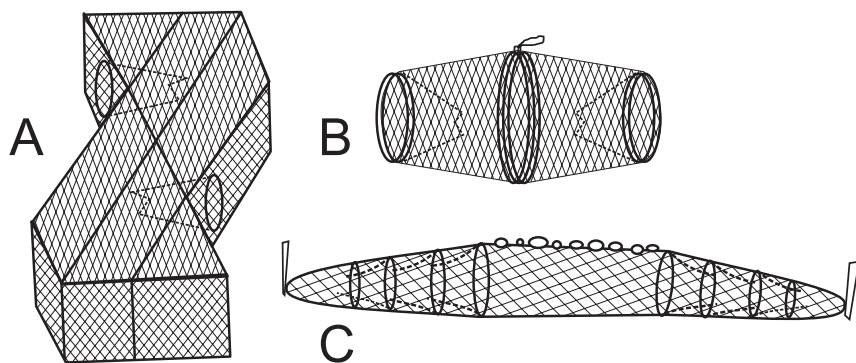


Fig. 8 - Exemplos de armadilhas utilizadas para captura peixes. A: armadilha labiríntica; B e C: armadilhas-de-funil.

As redes de emalhar têm formatos retangulares, comprimentos e alturas variáveis (20 a 100 metros de comprimento; um a três metros de altura) e malhas de diversos tamanhos (1,5 a seis centímetros entre nós adjacentes). Normalmente, os fios são finos e de material resistente, geralmente poliamida. O fio externo superior, também chamado de relinga superior, é dotado de flutuadores, e o fio inferior, também chamado de relinga inferior, é dotado de um lastro (estrutura para dar estabilidade à rede). Entre as duas relingas está a malha de captura dos peixes. Os flutuadores e o lastro servem para manter a malha esticada verticalmente na coluna d'água (Fig. 9). Os peixes são capturados quando a rede os intercepta e eles tentam fugir. Quando a profundidade da água for pequena, as redes de emalhar devem ser lançadas de forma que os flutuadores da relinga superior apareçam à superfície da água. Se a profundidade for grande, a relinga inferior deve ficar no fundo do corpo d'água; então, os lastros devem ser pesados o suficiente para mantê-la no fundo. As redes devem ser armadas ao entardecer e retiradas na manhã do dia seguinte, permanecendo expostas na coluna d'água por aproximadamente 12 horas. A captura dos peixes depende do tamanho da malha; ela deve ser suficientemente pequena para evitar a fuga da maioria das espécies. Obviamente, se a captura for seletiva, ou seja, de apenas uma espécie, o tamanho da malha será escolhido de acordo com o tamanho médio dos alvos, evitando, assim, a captura de peixes menores.

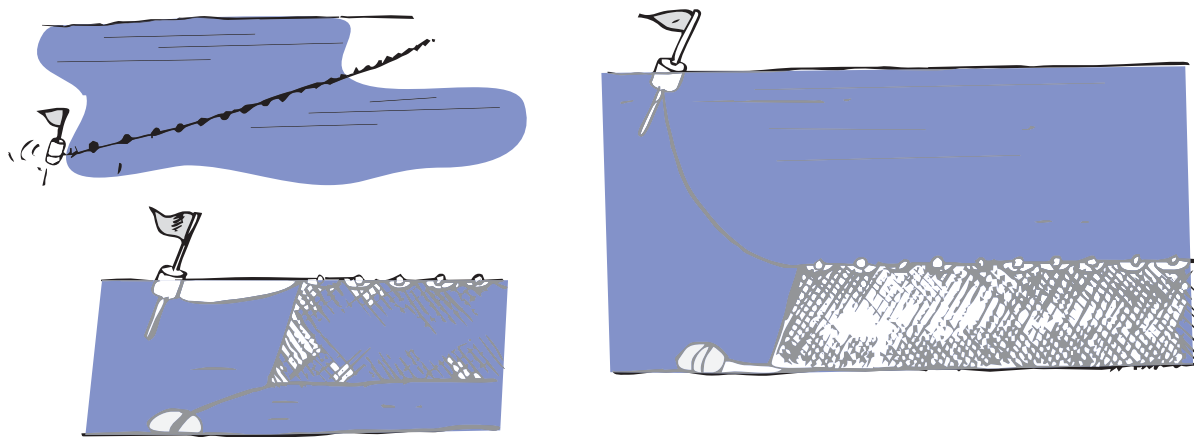


Fig. 9 – Redes de emalhar armadas na superfície (direita) e fundo (esquerda) dos corpos d'água

As linhas e anzóis são bastante utilizados na captura de peixes. Consiste na utilização de uma isca presa a um anzol. O anzol é preso a uma linha, segura por uma vara. Pode ser usado um molinete caso a linha seja muito comprida. Os peixes mordem as iscas, o que desencadeia um movimento rápido para cima por parte do pescador. Este movimento faz com que o anzol se fixe na boca do peixe, que fica preso e pode ser recuperado juntamente com a linha. Os palangres e espinhos utilizam esta mesma técnica, porém possuem mais anzóis

e são particularmente indicados para a captura de Siluriformes — bagres, peixes-de-couro e afins (Fig. 10).

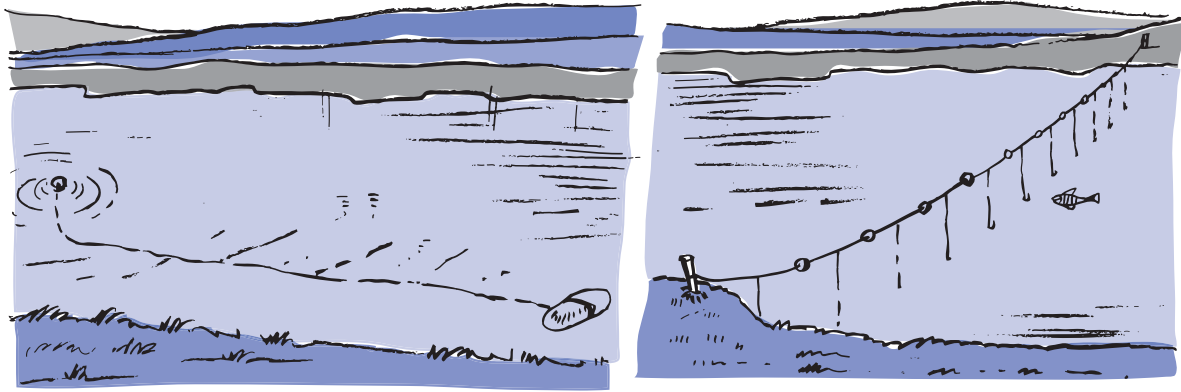


Fig. 10 – Palangres colocados no fundo (esquerda) e na superfície (direita) dos corpos d'água

Todos os peixes coletados podem ser acondicionados em sacos plásticos, potes plásticos ou bombonas plásticas (dependendo do tamanho e quantidade de animais). Para viagens rápidas, os peixes podem ser armazenados em recipientes fechados contendo gelo. Peixes pequenos podem ser fixados com formalina (formol a 10-15%). Os peixes grandes são fixados através da injeção de formalina na cavidade celômica, base das nadadeiras e músculos. Depois de fixados, peixes pequenos e grandes podem ser conservados com álcool 70%.

Anfíbios

Geralmente, a maioria das técnicas para amostragem de anfíbios envolve a captura dos animais, tendo em vista o grande número de espécies e a dificuldade de sua identificação correta, a menos que se capture o animal, e a necessidade de se coletar informações adicionais, como seu tamanho, peso, sexo, estágio de desenvolvimento e outros. Os anfíbios são relativamente fáceis de amostrar, especialmente se comparados com técnicas de captura e marcação de alguns mamíferos e aves. Além disso, são animais que normalmente ocorrem em altas densidades em habitats florestais ou se congregam em torno de corpos d'água temporários, como poças ou não, brejos, lagos e córregos. O grupo mais difícil de se amostrar são os Gymnophiona (cecílias), devido ao seu hábito fossorial. A única maneira de achá-las, além de encontros ocasionais durante períodos de chuva, é cavar buracos no solo, normalmente perto de lagos e córregos.

Alguns fatores devem ser considerados antes de se iniciar a observação, inventário ou monitoramento de anfíbios, principalmente diante de possíveis restrições e limitações financeiras ou de pessoal. 1) Existe um número de espécies novas, não identificadas ou recém-descritas por taxonomistas, que podem ser confundidas, tornando muito importante o conhecimento sistemático das espécies. 2) Algumas espécies e seus estágios de desenvolvimento são difíceis de distinguir, mesmo para pesquisadores experientes. A coloração e morfologia podem variar consideravelmente entre indivíduos. 3) A variedade de comportamentos e estratégias reprodutivas dos anfíbios deve ser considerada para se obter e interpretar os resultados amostrais. 4) No campo, para a observação dos animais, deve ser considerado o ciclo reprodutivo anual (extenso ou por poucos dias e semanas); eventos sazonais imprevisíveis que possam impedir sua captura (frio intenso, calor excessivo, chuvas fortes, seca); períodos de atividade noturna e diurna; condições ideais de temperatura e umidade do ambiente e do solo; noites nubladas propiciam maior atividade dos animais devido ao aumento da umidade, enquanto que noites claras inibem sua atividade ao expô-los a predadores; e buscar ambientes com maior disponibilidade de presas para os anfíbios,

apesar de algumas espécies possuírem dietas especiais. 5) Ocorrência das espécies, que varia de locais geograficamente isolados a distribuição ampla, com difícil definição de seus limites. Podem ocorrer em estrutura de metapopulação e o intercâmbio entre as populações ou alguns indivíduos pode ser naturalmente raro ou abundante. 6) As populações podem flutuar ou ser estáveis em resposta às condições ambientais e ecológicas. 7) Pouco se sabe sobre emigração, imigração e extinção natural das espécies. Durante o curso de sua história natural e evolutiva, a extinção e recolonização naturalmente ocorrem, sobretudo em populações pequenas, isoladas ou estruturadas em metapopulações. 8) Existem várias técnicas de amostragem de anfíbios, cada qual com seu propósito e limitações que devem ser consideradas na análise final. Protocolos de amostragem vêm sendo desenvolvidos e testados para melhor se obter um inventário de espécies, ou mesmo o monitoramento adequado de uma população.

As amostragens de anfíbios são realizadas principalmente à noite e as coletas diurnas têm como objetivo a observação de girinos e espécies ativas nesse período. Os anfíbios podem ser amostrados de maneira ativa ou passiva. A procura ativa é mais fácil de ser realizada, podendo ser por encontro visual ou auditivo, quando os machos são localizados pelo canto. Transectos predeterminados, como trilhas, margens de um riacho ou lagoa/poças, em meio a folhagens ou no folhicho de matas, deverão ser utilizados. Todo o trajeto deve ser feito em silêncio, pois muitos anfíbios param de vocalizar quando o pesquisador se aproxima. Os girinos são procurados de dia, visualizados e capturados com pequenas redes manuais (redes de aquarismo), peneiras ou puçás. Os indivíduos adultos são capturados manualmente ou com puçás e redes (se estiverem dentro da água). As principais metodologias da amostragem ativa são:

- *Procura visual limitada por tempo*: nesta técnica, um tempo predefinido é utilizado para a amostragem da área ou habitat. A presença de diferentes espécies e o número de indivíduos são registrados por encontro visual, além de informações sobre sua história natural e seu habitat.
- *Procura visual limitada por área*: o habitat é selecionado para amostragem. O pesquisador deve selecionar randomicamente áreas pequenas ou maiores, ou pesquisar um brejo, lago, margem de córrego ou entrada de uma caverna, independentemente de quanto tempo seja necessário. A presença de diferentes espécies e o número de indivíduos são registrados por encontro visual, além da obtenção de informações sobre sua história natural, seu habitat e uma pequena estimativa de densidade populacional (área/número de indivíduos). Um exemplo da amostragem de uma determinada área de 30 x 40 m está representado na Fig. 11.

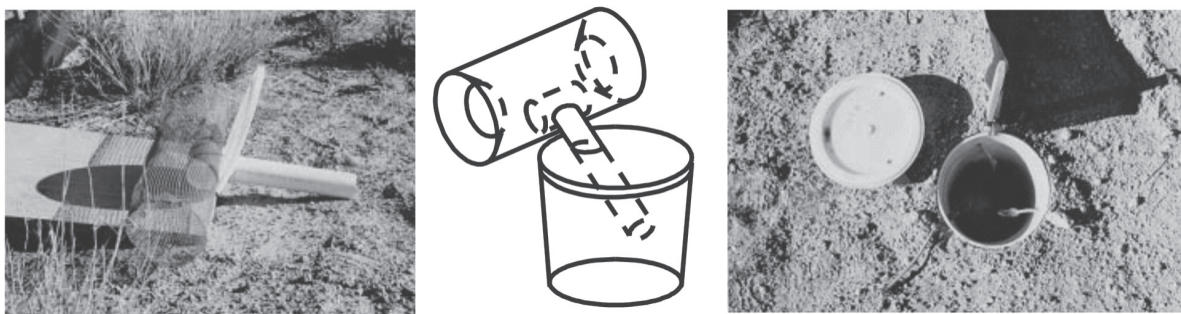


Fig. 11 – Esquema da amostragem de uma área de 30 x 40 m. A grade é marcada em intervalos de 5 metros, bem como as interseções internas e seu perímetro. O pesquisador caminha pelas linhas a procura dos animais. O córrego foi incorporado ao esquema para se obterem registros de ambos os ambientes (adaptado de Dodd Jr., 2003)

- *Amostragem por transectos*: a técnica de encontro visual é utilizada em transectos, onde uma linha pré-selecionada é traçada e percorrida (Fig. 12). As espécies são visualizadas e contadas. Pode ser utilizada em conjunto com técnicas de amostragem passiva, como a utilização de abrigos artificiais (Fig. 13). A presença de diferentes espécies, o número de indivíduos, informações sobre sua história natural, seu habitat e uma pequena estimativa de densidade populacional também são registrados.

- *Amostragem por varredura*: esta técnica visa a procura exaustiva de estágios larvais e indivíduos jovens em um determinado brejo ou lago. Os locais de amostragem devem ser escolhidos randomicamente ou ao longo das margens de um lago (a cada 10 ou 15 m, por exemplo), dependendo das circunstâncias da área amostrada. Outra opção seria a formação de quadrantes (10 x 10 m) em habitats terrestres, limitados por cercas de lona plástica, onde o pesquisador também faria a procura de exemplares em toda sua extensão. São registradas a presença de diferentes espécies no tempo de amostragem, informações sobre sua história natural (quando os ovos são depositados e os estágios de desenvolvimento dos girinos), seu habitat e uma pequena estimativa de densidade populacional.

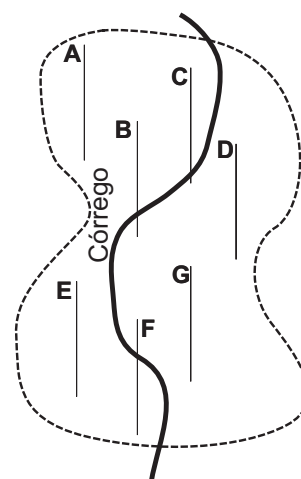


Fig. 12 – Desenho esquemático representando a marcação randômica de transectos de 100 metros de comprimento em determinada área a ser amostrada. As várias feições ambientais são contempladas.

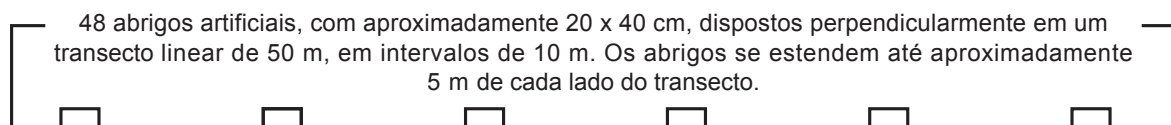


Fig. 13 – Combinação esquemática da amostragem por transecto e abrigos artificiais (adaptado de Dodd Jr, 2003)

- *Encontro auditivo*: machos de anfíbios anuros demarcam território e atraem fêmeas para reprodução vocalizando. Estas espécies, que muitas vezes são difíceis de se encontrar durante o ano, são facilmente localizadas pela vocalização, bem como seus sítios de reprodução. A presença de indivíduos adultos no tempo de amostragem, as condições ambientais e dias de vocalização dos machos, a localização de sítios de reprodução e uma estimativa de abundância relativa de machos reprodutores são registrados.

- *Contagem de ninhos ou massas de ovos*: alguns anfíbios depositam massas globulares ou cordões de ovos que são facilmente identificados e contados. Outras espécies depositam ovos em habitat terrestre, no fundo de poças secas ou na vegetação marginal, esperando seu enchimento e a inundação dos ovos para eclosão. A contagem da massa de ovos indica a reprodução durante o período amostral. Informações sobre o número de fêmeas reprodutoras no ano, as datas e as condições ambientais quando os ovos são depositados e sobre o sucesso reprodutivo da espécie são coletadas. Uma pequena estimativa no número de indivíduos metamorfoseados produzidos (número de massa de ovos x percentagem de massas com sucesso de eclosão x média do número de ovos por massa) poderá ser obtida. No caso de ninhos, o potencial reprodutivo (número de ninhos x média do número de ovos por ninho) poderá ser determinado.

A amostragem passiva pode ser dividida em simples ou intensiva. Na *amostragem passiva simples* o observador não necessita estar presente. Ela consta da utilização de abrigos artificiais, tubos de PVC ou da instalação de gravadores automáticos nos sítios de reprodução dos anfíbios. Os *abrigos artificiais* são lâminas de madeira compensada ou plástico cortadas em pequenos pedaços (30 x 30 cm) e colocadas no substrato de forma variada, servindo de abrigo para os animais. São obtidas informações sobre a presença de espécies no tempo amostral, sobre sua história natural e habitat.

Os *tubos de PVC*, recomendados para anfíbios do grupo Hylidae, são colocados no solo ou em ramagens e troncos de árvores. Os tubos são facilmente colonizados pelos animais, mesmo durante as estações não reprodutivas. O método pode estar também associado a transectos (Fig. 14) e fornece informações sobre a presença de espécies no tempo amostral, sua história natural, os padrões de movimento de espécies, a direção e a distância de dispersão.

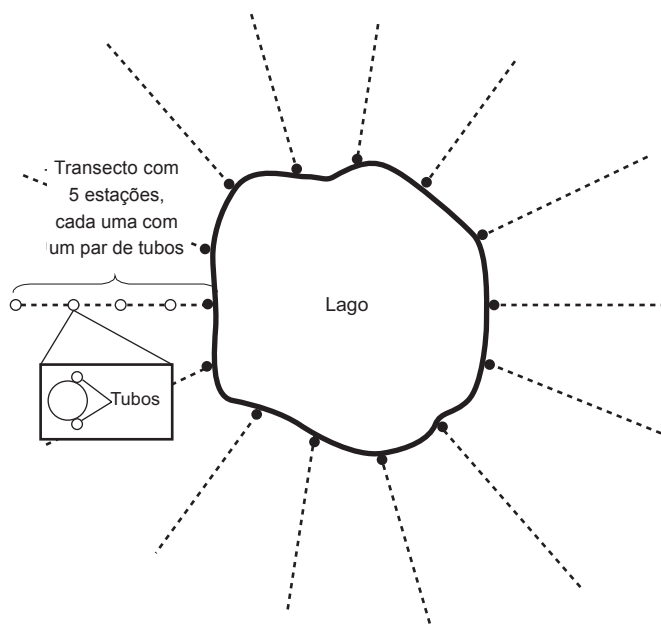


Fig. 14 – Planejamento de pesquisa utilizando-se tubos de PVC presos a árvores em intervalos de 5 a 10 m, associados a transectos demarcados no perímetro de um lago (10 m de intervalo). A primeira série de tubos, marginal ao lago, é colocada no solo (adaptado de Dodd Jr., 2003).

A *instalação de gravadores automáticos* é utilizada para determinar a presença de machos de anfíbios anuros nos sítios de reprodução e obter informações sobre sua história natural, as influências ambientais em sua vocalização e o índice relativo do número de machos vocalizando.

A *amostragem passiva intensiva* depende de mão-de-obra, tempo, e o custo final é relativamente alto. Ela se dá através da utilização de armadilhas aquáticas ou terrestres, podendo estar associadas a cercas, funis, tubos de PVC ou abrigos artificiais.

As armadilhas, quando colocadas dentro dos corpos d'água, devem ser submersas parcialmente, para que os animais capturados possam respirar. Elas devem ser vistoriadas pelo menos uma vez no período noturno. Se as armadilhas objetivarem capturar anfíbios diurnos, elas devem ser vistoriadas com mais frequência para evitar que os animais morram por dessecação.

Vários tipos de armadilhas vêm sendo utilizados para amostrar larvas de anfíbios, como garrafas, funis e gaiolas. São utilizadas para registrar a presença das espécies e estimar sua abundância, além de detectar espécies raras.

Em habitat terrestre as *armadilhas de interceptação e queda (pitfalls)* são mais comumente usadas. Elas constam de baldes enterrados no solo e exibem várias configurações, como nas formas de Y ou X (Fig. 15 A). Estas armadilhas devem estar interligadas com *cercas de condução* (lona plástica), que interceptam os animais e os direcionam para os baldes, onde caem (Fig. 15 B), ou funis. Normalmente, a cerca possui uma

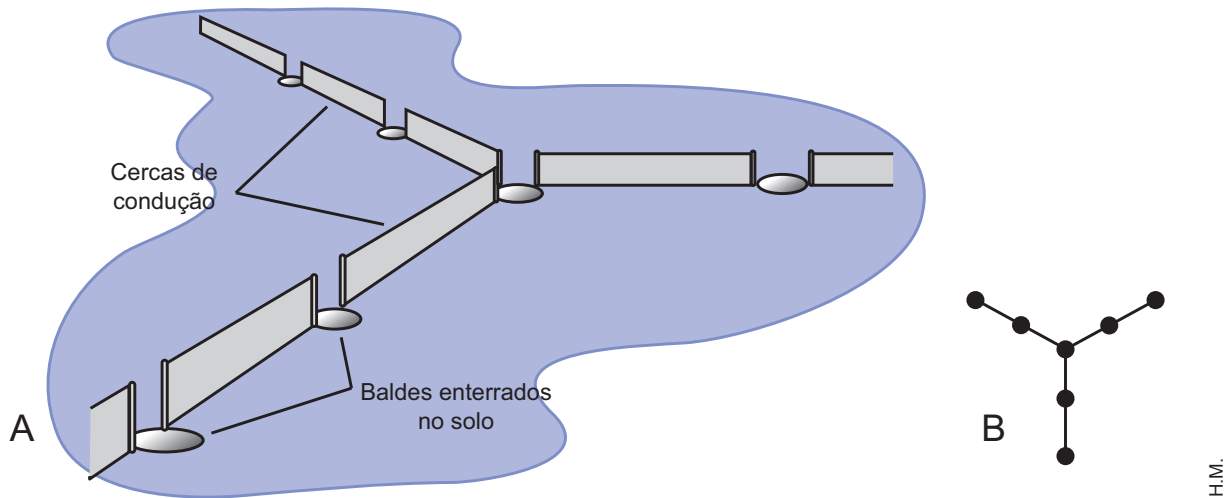


Fig. 15 – A) desenho ilustrativo de uma série de armadilhas de interceptação e queda, associadas às cercas de condução; B) desenho esquemático da formação em Y, onde os círculos representam as armadilhas e a linha representa a cerca de condução

estrutura na parte superior que evita que os animais a pulem (uma dobra para os dois lados, como as cercas elétricas colocadas sobre os muros das residências). A disposição das armadilhas depende do terreno analisado ou da intenção do pesquisador, que podem estar relacionados a transectos ou em torno de brejos ou lagos (Fig. 16), por exemplo.

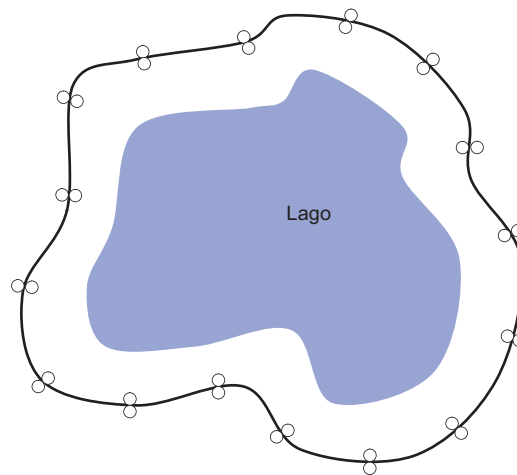


Fig. 16 – Planejamento de pesquisa utilizando-se uma série de armadilhas de interceptação e queda e cercas de condução no entorno de um lago. As armadilhas internas registram o fluxo de saída de anfíbios do lago e as externas, os animais que utilizariam o lago. Dessa forma, dados sobre a presença das espécies, a dinâmica das populações e sua estrutura podem ser coletados.

As armadilhas de interceptação e queda devem ser vistoriadas frequentemente para evitar a morte dos anfíbios por dessecação ou a predação/canibalismo, já que vários indivíduos, inclusive de outras espécies/classes podem ser capturados conjuntamente.

Funis de tela metálica (Fig. 17) podem estar associados às cercas, onde os animais, uma vez dentro, encontram dificuldades para sair.

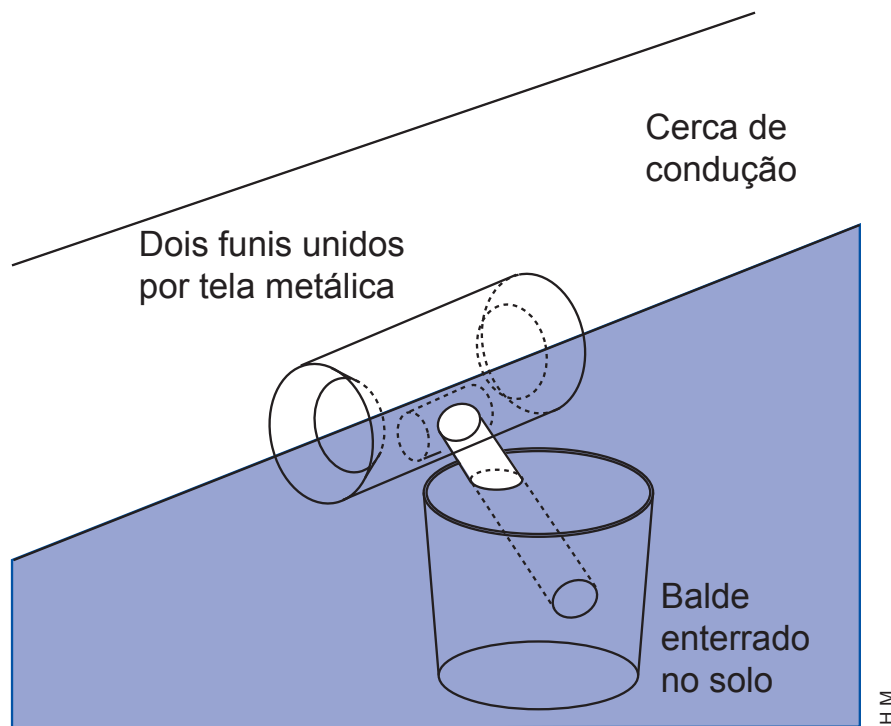


Fig. 17 – Funil de tela metálica associado às cercas de condução

As cercas de condução, bem como as armadilhas de interceptação e queda, fornecem informações sobre a presença das espécies no tempo amostral e sua história natural, como estrutura populacional, reprodução e padrões de atividade. Quando se utilizam técnicas de marcação e recaptura, pode-se medir também a abundância das espécies.

Os anfíbios capturados podem ser sacrificados, fixados e preservados, caso o estudo necessite de exemplares-testemunho. Para sacrificar os anfíbios, será necessário um compartimento (vidro com tampa de rosca) com álcool entre 20 e 70%. Nunca se deve sacrificar mais de um indivíduo por vidro; isto evita o enrijecimento do animal. Após a morte, retire o exemplar do vidro e o coloque em uma bandeja de cortiça, na posição de repouso. Fixe-o com alfinetes. Cubra-o com papel higiênico ou papel toalha e dê um banho com formol 10%. Coloque a bandeja com o exemplar num saco plástico, deixando-o bem fechado, por um intervalo de tempo entre três e 24 horas (depende do porte do animal; quanto maior, mais tempo deverá ficar na bandeja). Depois, retire o exemplar e o coloque em um vidro com formol 10% durante 15 dias. Decorrido esse prazo, troque a solução de formol 10% por uma de álcool 70%. Nos exemplares maiores, logo após a sua morte e antes da montagem, injete solução de formol 10% na boca, cloaca e axilas. Prepare uma etiqueta para colocar dentro do recipiente, junto com o exemplar. A etiqueta deve conter o número de coleta

do animal, dados taxonômicos (família e espécie), o nome dos coletores, a data e o local de coleta. A etiqueta definitiva deverá ser feita em papel vegetal e escrita com tinta nanquim. A etiqueta provisória poderá ser feita a lápis, mas ela só dura dois meses. Características dos microambientes utilizados, como os tipos de substrato, altura do solo e distância da água devem ser registrados, juntamente com as condições climáticas do ambiente (temperatura e precipitação). Estas informações são importantes para se compreender a ecologia das espécies e as preferências ambientais, o que pode auxiliar em futuros planos de conservação e manejo.

Répteis

A amostragem de répteis é similar à utilizada para o grupo de anfíbios. Alguns lagartos e a maioria das serpentes são animais mais discretos e difíceis de encontrar. Serpentes também ocorrem em densidades mais baixas do que anfíbios e lagartos. Crocodilianos requerem métodos diferentes de coleta, assim como os testudíneos (quelônios), que também requerem técnicas específicas, adaptadas ao seu hábito terrestre, de água doce e marinho. As técnicas utilizadas para o grupo de lagartos e serpentes são os transectos e armadilhas de interceptação e queda, dispostos em ambientes apropriados a eles. O encontro com répteis é eventual, variando o número e a diversidade de animais avistados de acordo com o local, época do ano, hora do dia e condições climáticas. Os habitats potenciais devem ser amostrados, buscando-se os animais dentro de abrigos, tocas, no folhicho, sob rochas e troncos ou outros materiais, como plásticos e caixas, tanto no período diurno quanto noturno. Não devemos nos esquecer de colocar as rochas e troncos no devido lugar, evitando-se modificar o habitat.

Muitos répteis apresentam distribuição desigual e também são altamente dependentes das condições climáticas para realizar bem suas atividades metabólicas. Isto significa que os métodos de amostragem e o resultado de captura também são dependentes do tempo, durante o período amostral. Como os anfíbios, os répteis podem ser amostrados por meio de coleta ativa (captura manual e laço) ou passiva (armadilhas). As armadilhas são úteis para capturar espécies difíceis de ser encontradas e auxiliam na padronização das atividades de coleta. Os métodos mais utilizados para a captura e amostragem dos répteis são a *procura visual limitada por tempo*, *procura visual limitada por área*, *transectos*, *armadilhas de interceptação e queda*, *abrigos artificiais* e *quadrantes*, já descritos para o grupo dos anfíbios.

A coleta manual consiste na procura dos répteis pelo ambiente e a sua captura sem algum tipo de equipamento ou com o auxílio de luvas de raspa de couro, redes manuais ou ganchos para serpentes. Muitos répteis, principalmente lagartos, correm bastante para se esconder

do pesquisador. Quando eles não encontram abrigo, se cansam rapidamente, o que facilita a sua captura. Portanto, os animais devem ser procurados em silêncio e com movimentos lentos. Para espécies peçonhentas, perneiras, ganchos (Fig. 18 A) ou pinças para imobilização (Fig. 18 B) são necessários durante a coleta. Muitas serpentes podem ser capturadas pressionando-se a região do pescoço contra o solo, com o auxílio do gancho ou de um bastão em forma de Y. Após a sua imobilização, mantenha a região do pescoço firme entre os dedos indicador e polegar; cuidado para não apertar demasiadamente o pescoço do animal. Serpentes também podem ser capturadas com o auxílio de tubos. Os animais entram com o terço anterior do corpo dentro dos tubos e ficam presos, podendo ser manuseados facilmente (Fig. 18 C). Depois de capturados, serpentes e lagartos podem ser colocados em sacos de pano e transportados para outras áreas. Evite que os sacos contendo animais fiquem expostos ao sol, pois eles podem morrer por dessecação.

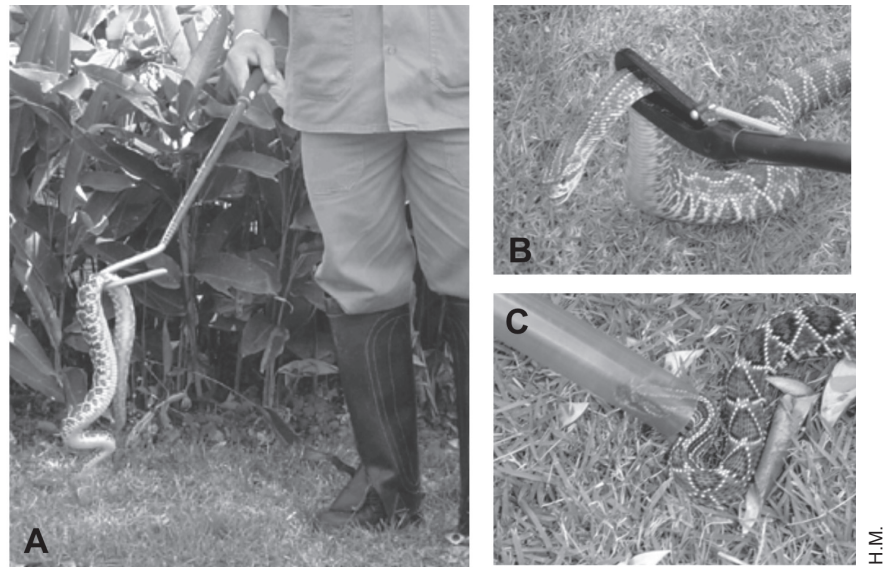


Fig. 18 – Métodos de captura manual de serpentes. A) gancho; B) pinça; C) tubos plásticos

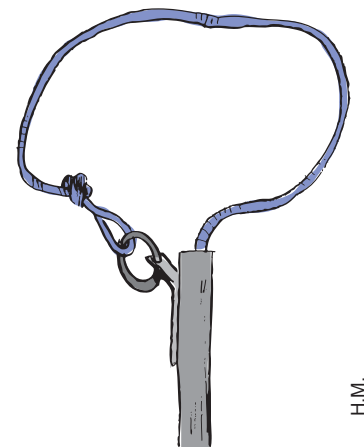
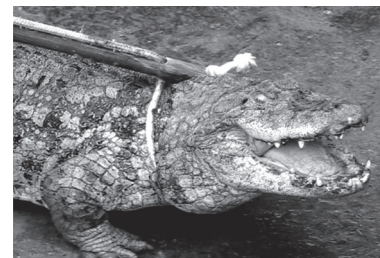
Os testudíneos (tartarugas, cágados e jabutis) também podem ser amostrados através de pesquisa sistemática. Tartarugas marinhas podem ser contadas todos os anos quando vêm à praia para desovar. Eles podem ser capturados manualmente, devendo-se segurá-los pelo meio do casco. Cágados e tartarugas precisam ser localizados por mergulhos ou com o auxílio de embarcações, mas são manuseados da mesma maneira que os jabutis (pelo meio do casco).

Crocodilianos podem ser facilmente sensoriados à noite, quando seus olhos refletem a luz da lanterna e podem ser vistos a distância. Animais pequenos são capturados manualmente, saltando-se em cima deles e segurando-os firmemente. Os crocodilianos médios são capturados utilizando-se pequenos harpões, que penetram e se prendem

em suas escamas. Crocodilianos grandes podem ser capturados através de linha e anzol. Obviamente, as linhas devem resistir à força destes animais.

Além das armadilhas de interceptação e queda, descritas anteriormente, um método de captura ativa bastante utilizado, principalmente para lagartos e crocodilianos, é o laço ou cambão (Fig. 19 A). Este método consiste em passar um laço preso à extremidade de um bastão ao redor do pescoço dos répteis e puxá-lo para que fique preso (Fig. 19 B). Os répteis normalmente não escapam destes laços, e o método é bastante eficiente. Quanto mais prática o pesquisador tiver, mais facilmente ele irá capturar répteis com este método. Depois de localizar o lagarto, o pesquisador deve se aproximar vagarosamente e lançá-lo de uma distância adequada (se o pesquisador se aproximar demais, o lagarto fugirá, tornando a captura impossível de ser realizada).

Outro método é a captura por armadilhas de arame iscadas, colocadas dentro d'água, parcialmente submersas. Estas armadilhas podem ser utilizadas para a captura de jacarés, lagartos e testudíneos (Fig. 20 A, B, C, D e E). O tamanho e a forma das armadilhas, bem como o tipo de isca a ser utilizada, dependerão do grupo a ser capturado. Pedacos de carne e frutas são as iscas mais utilizadas.



H.M.

Fig. 19 – A) Captura de jacaré com utilização o laço ou cambão; B) Laço preso a um bastão utilizado para capturar lagartos

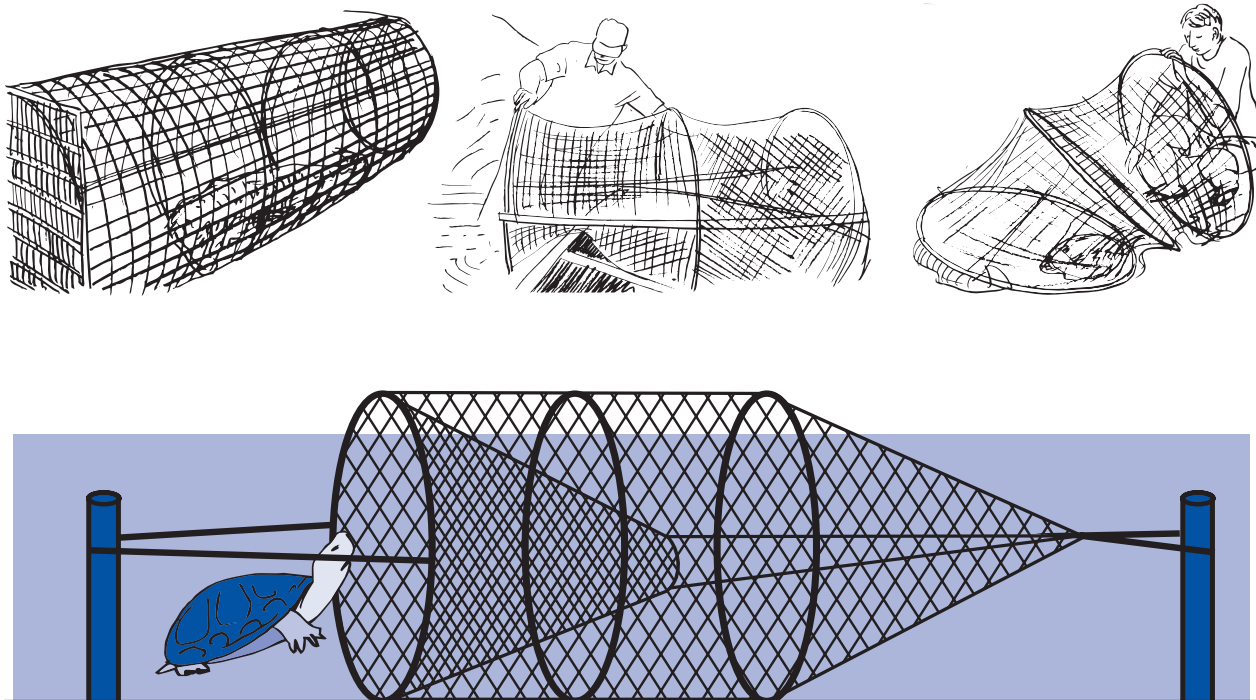


Fig. 20 – Exemplos de armadilhas utilizadas para capturar crocodilianos (A) e testudíneos (B, C, D, E)

Como os anfíbios, os répteis capturados podem ser sacrificados, fixados e preservados, caso o estudo necessite de exemplares-testemunho. Para sacrificá-los (os répteis pequenos, como serpentes e lagartos), será necessário um compartimento com álcool de 20 até 70% (pode ser um vidro com tampa de rosca). Após a morte, retire o exemplar do vidro e o coloque em uma bandeja. Coloque-o na posição adequada (serpentes são fixadas enroladas e lagartos em posição normal, com a cauda colocada ao lado do corpo). Cubra-o com papel higiênico ou papel toalha e dê um banho com formol 10% (o papel molhado cola no animal, conservando-o bem úmido). Coloque a bandeja com o exemplar num saco plástico, deixando-o bem fechado, por um intervalo de tempo entre três e 24 horas (depende do porte do animal; quanto maior, mais tempo deverá ficar na bandeja). Depois, retire o exemplar e coloque-o em um vidro com formol 10% durante 15 dias. Decorrido esse prazo, troque a solução de formol 10% por uma de álcool 70%. Nos exemplares maiores, logo após a sua morte e antes da montagem, injete solução de formol 10% na boca, cloaca e axilas. Estes animais devem ser acondicionados em recipientes maiores, como bombonas de plástico ou baldes com tampa de pressão. Prepare uma etiqueta para colocar dentro do recipiente, junto com o exemplar. A etiqueta deve conter o número de coleta do animal, dados taxonômicos (família e espécie), o nome dos coletores, a data e o local de coleta. A etiqueta definitiva deverá ser feita em papel vegetal e escrita com tinta nanquim. A etiqueta provisória poderá ser feita a lápis, mas ela só dura dois meses. Características dos microambientes utilizados, como os tipos de substrato, altura do solo e distância da água, devem ser registrados, juntamente com as condições climáticas do ambiente (temperatura e precipitação). Estas informações são importantes para se compreender a ecologia das espécies e as preferências ambientais, o que pode auxiliar em futuros planos de conservação e manejo.

Aves

A captura e levantamento de aves podem ser realizados de quatro maneiras principais: por captura-marcação-recaptura, por redes de neblina, por transectos lineares e por pontos fixos. *Playbacks* (toca-se o canto de uma espécie em um gravador portátil para atrair *conspécíficos), fotografias aéreas, contagem de ninhos, mapeamento de indivíduos territoriais (*spot-mapping*), contagem de *leks* (arenas de exibição de machos durante o período reprodutivo) etc. também podem ser utilizados, mas estas técnicas são tão específicas que não serão abordadas nesta aula. Para maiores informações sobre estas técnicas, consulte as bibliografias indicadas no final desta aula.

O método de captura-marcação-recaptura depende, como o próprio nome diz, da captura dos indivíduos. Para facilitar a captura, são utilizadas redes-de-neblina, principalmente quando os alvos do estudo são os passeriformes. Existem dois tipos principais de redes-de-neblina: redes construídas com nylon trançado ou com nylon disposto em monofilamentos. As redes construídas com nylon trançado são as mais utilizadas, pois as com nylon dispostos em monofilamentos são difíceis de ser encontradas no mercado. As redes geralmente apresentam coloração negra, altura, comprimento e tamanho de malha (distância entre dois cantos diagonais dos quadrados que formam a rede) variados. Em estudos de aves, normalmente utiliza-se um tamanho de rede padrão, com 12 m de comprimento por 2,5 m de altura e malha de 30 mm. A rede é montada de tal maneira que quatro bolsas são formadas pela malha (Fig. 21). As aves, ao baterem na rede, caem nestas bolsas, ficando presas.

As redes devem ser armadas em áreas sem interferência antrópica (turismo, estradas etc.), em bordas de matas etc. (o local de armação das redes dependerá dos objetivos do estudo). Para que seja amostrado o maior número de territórios, é preciso que as redes sejam armadas o mais distante possível umas das outras. Essa distância deverá levar em consideração o número de pesquisadores, pois cada rede armada deverá ser vistoriada em intervalos de 20 a 30 minutos.

* conspécíficos = indivíduos da mesma espécie.

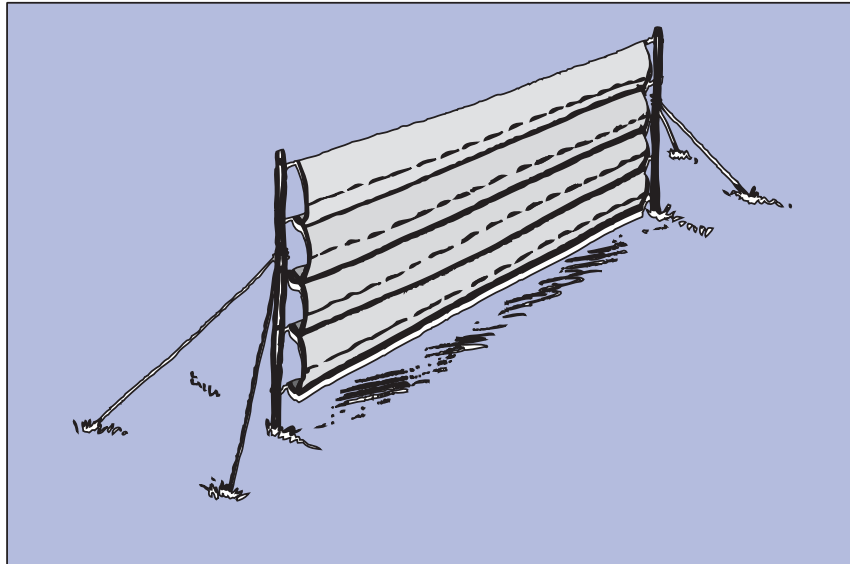


Fig. 21 – Estrutura básica de uma rede-de-neblina. A corda-guia é utilizada para esticar a rede. As aves ficam presas nas bolsas. No desenho, existem cinco cordas-guia delimitando quatro bolsas.

Assim, como nenhum pesquisador pode ficar responsável por mais que 10 redes (o recomendado pelo CEMAVE, órgão governamental que coordena o anilhamento das aves brasileiras), elas devem estar a, no máximo, cinco minutos de caminhada distantes umas das outras. A posição das redes no ambiente dependerá dos objetivos do estudo. Se as campanhas forem mensais (o ideal) e a taxa de captura for alta, a posição das redes deve permanecer a mesma durante todo o período. Se as campanhas não forem mensais, e as taxas de captura forem baixas, o ideal seria abrir mais redes em áreas diferentes. A unidade de esforço de captura para operação de redes-de-neblina é dada em horas-rede. Como convenção, uma hora-rede indica uma hora de rede de captura aberta de tamanho padrão (12 x 2,5 m). Em levantamentos populacionais, exige-se o mínimo de 96 horas-rede por mês (Rodrigues, 2002). A taxa de captura das aves diminui normalmente ao longo dos dias de rede aberta, o que pode ser ruim para o esforço amostral. A fim de se minimizarem esses problemas, é recomendado que sejam abertas oito a 10 redes de 12 x 2,5 m, por 10-12 horas, por no máximo dois dias consecutivos; depois, recomenda-se trocar a localização das redes.

A montagem das redes deve ocorrer sempre no dia anterior à sua abertura. Depois de montadas, elas ficam fechadas e só são abertas na primeira meia hora após o nascimento do sol (Fig. 22). Este é o horário de maior taxa de captura devido à maior atividade das aves.

Depois de iniciada a coleta, as redes devem ser vistoriadas a cada 20-30 minutos e todas as aves capturadas devem ser retiradas. O tempo de manutenção das redes abertas dependerá dos objetivos do estudo e das taxas de captura (em média, cinco horas). Além de evitar



Fig. 22 – As redes-de-neblina devem ser montadas no dia anterior à sua abertura. Depois de montadas, elas devem permanecer fechadas. Para isso, a rede deve ser dobrada torcendo-se as malhas com movimentos circulares.

a morte por dessecação (a taxa de morte deve estar próxima de zero), as vistorias constantes evitam que as aves se enrolem demasiadamente na malha da rede. Quanto mais emboladas na rede elas estiverem, mais difícil será a sua retirada.

Para a retirada da ave da rede, os pés e as pernas devem ser retirados primeiro, seguidos da cauda, asas e finalmente a cabeça. O cuidado constante com o manuseio da ave é necessário para evitar injúrias ou fugas. A ave deve ser retirada pelo lado em que entrou na rede. Uma vez retirado da rede, o pássaro deverá ser colocado dentro de um saco de pano e transportado para o local de processamento, onde todos os dados relativos ao indivíduo serão coletados (espécie, peso, tamanho, idade, estado reprodutivo etc). Será no momento da coleta de dados que a ave receberá uma anilha, que a identificará em futuras recapturas (Fig. 23). As anilhas para aves silvestres são fornecidas pelo CEMAVE (Centro de Pesquisa para Conservação das Aves Silvestres), departamento do IBAMA responsável pelo cadastramento e formação de pesquisadores. Para maiores informações sobre o CEMAVE, visite a página do IBAMA na Internet (www.ibama.gov.br). As estimativas do tamanho da população serão calculadas com base nas taxas de captura e recaptura das aves.

O método dos transectos lineares é similar ao utilizado para os outros grupos de vertebrados. Consiste em percorrer uma trilha predeterminada, anotando-se todas as aves observadas e a sua distância perpendicular

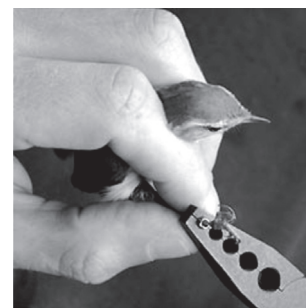


Fig. 23 – Um pássaro capturado pela rede-de-neblina e outro recebendo uma anilha de identificação. Ao lado, exemplos de anilhas utilizadas para a marcação de aves.

em relação à trilha (ver Fig. 3). A trilha deve ser percorrida em silêncio para evitar que as aves sejam espantadas. O tamanho das trilhas dependerá dos objetivos do estudo. O melhor horário para percorrer os transectos é durante o amanhecer e no entardecer, entre cinco e 10 horas da manhã, e quatro e seis horas da tarde. Breves paradas são recomendadas a cada 50 metros para uma melhor observação e audição do ambiente. A identificação das aves é realizada com a utilização de guias de campo e binóculos; a gravação de vocalizações também pode ajudar na identificação de espécimes.

O método dos pontos-fixos também é similar ao utilizado para os outros grupos de vertebrados. O pesquisador fica parado em pontos predeterminados, anotando todas as aves que vê. A distância de cada indivíduo em relação ao pesquisador é anotada (círculos concêntricos imaginários ao redor do pesquisador dão a estimativa da distância da ave observada; ver Fig. 4). Estes dados são importantes para os cálculos populacionais. A determinação do número de pontos dependerá dos objetivos do estudo, das espécies a serem amostradas, da precisão desejada e do tipo de ambiente. Além disso, os pontos podem ser definidos aleatoriamente ou sistematicamente. Independentemente da maneira escolhida, os pontos não devem ficar muito próximos uns dos outros, pois alguns indivíduos podem ser contados mais de uma vez. Uma distância mínima entre os pontos estaria em torno de 200 m. Sugere-se que sejam utilizados pelo menos 20 pontos de coleta (Develey, 2004). O pesquisador deve permanecer pelo menos 20 minutos em cada ponto de coleta e os horários de coleta mais adequados são ao amanhecer e ao anoitecer.

Caso seja necessária a coleta de exemplares-testemunho, deve-se sacrificar as aves e taxidermizá-las.

Mamíferos

Os métodos de amostragem de mamíferos são bastante variáveis, dependendo do grupo de estudo. Assim, nesta aula serão abordados os principais métodos de coleta de mamíferos dos seguintes grupos: pequenos mamíferos (roedores, marsupiais etc.), primatas, morcegos e grandes mamíferos (ungulados, carnívoros etc.).

Na amostragem de pequenos mamíferos são utilizados transectos demarcados previamente na área. Em cada transecto são montadas estações de coleta. Em cada estação são colocadas duas armadilhas, um do tipo Sherman (Fig. 24) e outra do tipo gaiola, conhecida como Tomahawk (Fig. 24). As armadilhas são alternadas, sendo montada uma no solo e outra a uma altura aproximada de 1,5 m do solo, presa em cipós ou entre galhos de arbustos. As armadilhas podem ser colocadas somente no solo, caso o ambiente não permita a colocação suspensa. Ambas as armadilhas são iscadas (banana com aveia e milho, algodão embebido em óleo de fígado de bacalhau e pasta de amendoim são as iscas mais utilizadas). As iscas são colocadas na parte da manhã e devem ser trocadas diariamente, sempre durante a vistoria das armadilhas. Cada armadilha deve ficar aberta por cinco noites consecutivas. Os tamanhos das armadilhas e malhas são variáveis; os tamanhos deverão ser escolhidos dependendo dos animais a serem capturados. Essas armadilhas, por não matarem os animais capturados, são conhecidas como *live traps*. Armadilhas do tipo ratoeira, iscadas da mesma maneira que as descritas acima, são chamadas de *snap traps*, pois matam os animais capturados (Fig. 24).

Armadilhas do tipo *pitfall*, com ou sem cerca condutora, também podem ser utilizadas, exatamente da mesma maneira que são utilizadas para a captura de anfíbios e répteis. Evidentemente, os *pitfalls* devem ser vistoriados com frequência para evitar a morte dos animais por dessecação ou predação/canibalismo (Fig. 25). Se o local de coleta for muito úmido, furos no fundo dos baldes devem ser feitos para evitar que encham de água. O número de *pitfalls* dependerá dos objetivos do estudo.

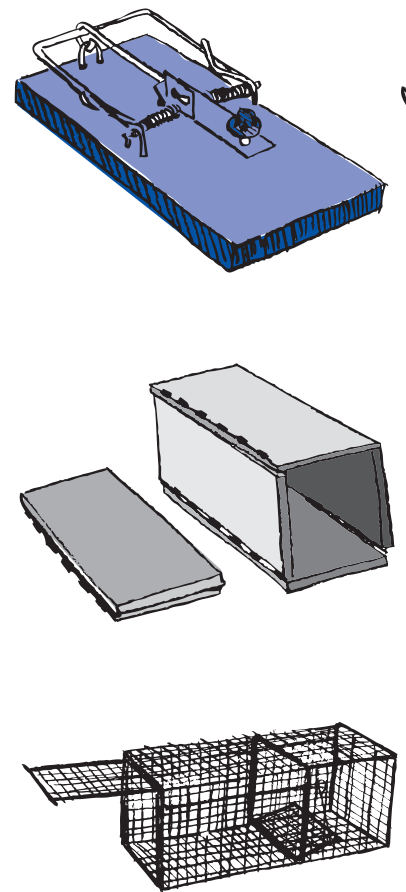


Fig. 24 – Armadilhas para capturar pequenos mamíferos. A) armadilha tipo ratoeira; B) armadilha do tipo Sherman; C) armadilha do tipo Tomahawk+++

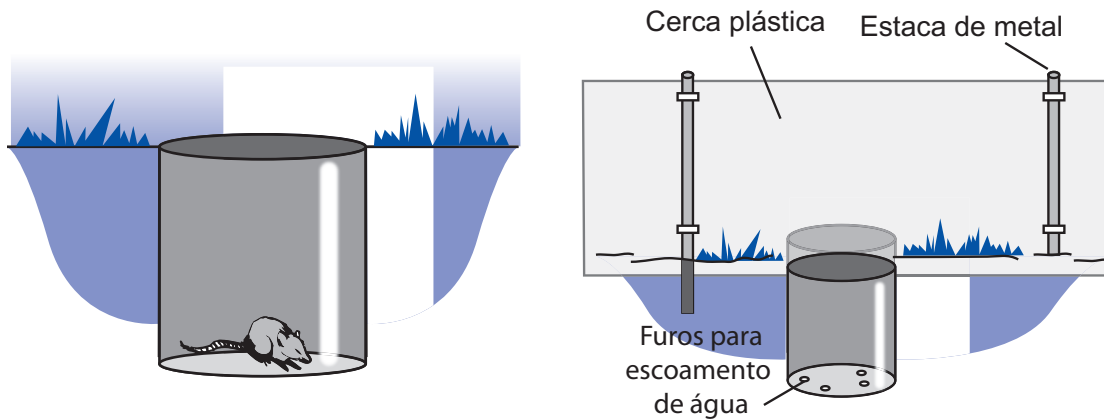


Fig. 25 – Armadilhas tipo *pitfall* utilizadas para a captura de pequenos mamíferos

Em estudos de primatas, a maioria dos dados coletados se dá por observação direta dos animais; binóculos podem ser utilizados dependendo do ambiente. A localização dos grupos de primatas se dá por visualização (trilhas são percorridas enquanto os primatas são procurados) ou audição (os macacos são localizados através de suas vocalizações). Pequenos primatas podem ser capturados com a utilização de armadilhas do tipo gaiola, iscadas com frutas e legumes. As espécies de médio porte podem ser capturadas da mesma forma, porém a eficiência das armadilhas é bastante reduzida. Primatas grandes podem ser capturados com a utilização de armadilhas ou dardos anestésicos.

Se o grupo de estudo for Chiroptera (morcegos), a captura pode se dar através de redes manuais (depois de localizados os refúgios dos animais, a captura pode ser tentada com a rede) ou através de redes-de-neblina. Estas últimas são utilizadas para a captura de aves, embora o período de abertura das redes seja o noturno e não o diurno. As redes-de-neblina podem ser armadas tanto próximas quanto longe do solo, geralmente em locais próximos aos abrigos diurnos dos morcegos (Fig. 26).

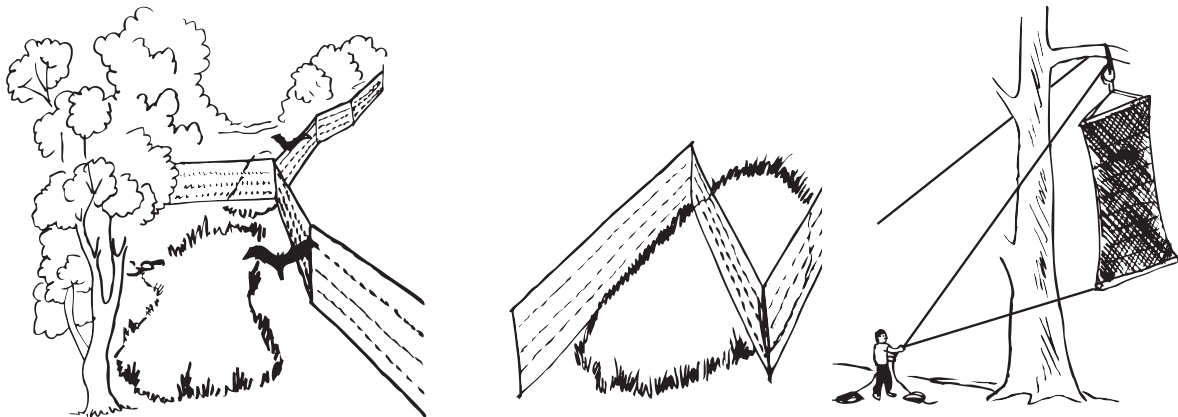


Fig. 26 - A armação das redes-de-neblina ocorre nas áreas próximas aos locais de abrigo e alimentação dos morcegos (A, B). Método de suspensão de rede-de-neblina para a captura de morcegos (C)

Armadilhas do tipo saco, que consistem em um tubo ou funil que direciona o morcego para dentro de um saco, também são bastante utilizadas. Essas armadilhas são preferencialmente utilizadas quando o local de abrigo diurno dos morcegos apresenta apenas uma pequena porta de entrada e saída. As armadilhas são colocadas justamente nesta área (Fig. 27).

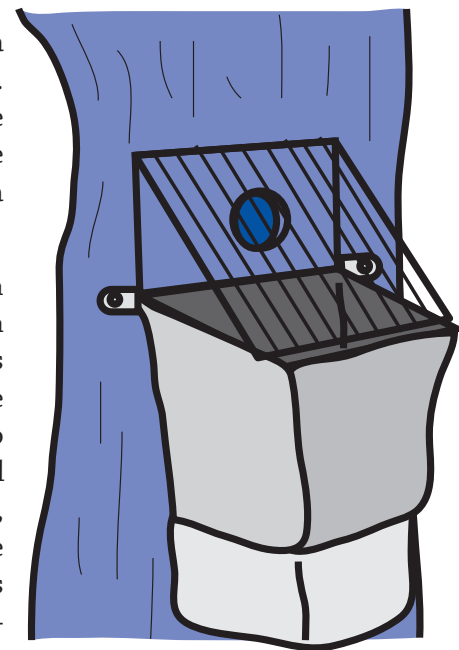


Fig. 27 – Armadilha do tipo saco para capturar morcegos

No caso dos grandes mamíferos, as armadilhas utilizadas podem ser do tipo gaiola/jaula, rede, laço, trapa, trincheira e curral, além da perseguição ativa e tiro com dardo anestésico. As jaulas e gaiolas são utilizadas para uma grande variedade de mamíferos de médio e grande porte. Normalmente as armadilhas são iscadas para atrair o animal para dentro. Uma vez dentro da armadilha, quando o animal pega a isca, as portas são desarmadas e se fecham automaticamente, prendendo o animal em seu interior. O chão da armadilha pode ser forrado com a vegetação local ou pode ser camuflada; ambas as medidas visam o aumento das possibilidades de captura dos mamíferos.

Laços e trapas são utilizados para capturar principalmente carnívoros. Esse tipo de aparato pode ser traumático para os animais, pois pode causar ferimentos graves, amputar membros e até causar a morte do animal capturado (se os ferimentos se infeccionarem). Este método requer ação imediata de outra forma de contenção, como a anestesia e caixas de contenção (Fig. 28).

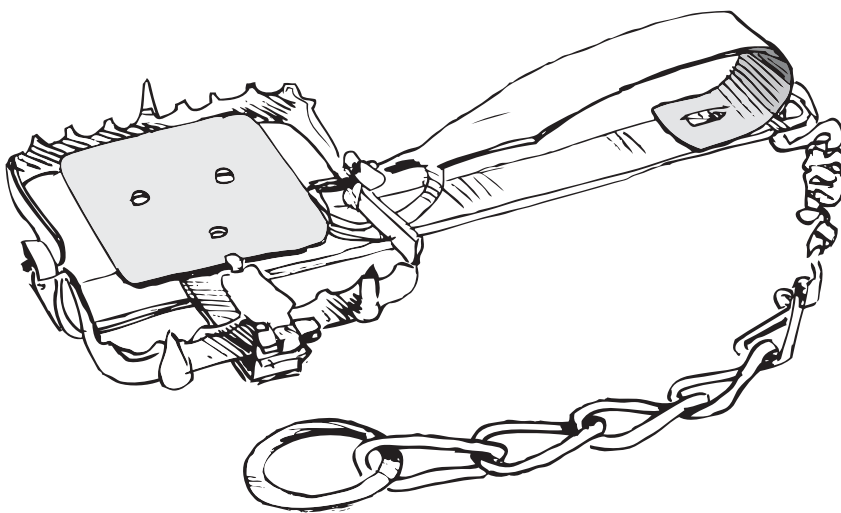


Figura 28 – Um tipo de armadilha “trapa”, também conhecida como dentada. O animal, ao pisar no centro da armadilha, dispara o gatilho que fecha as duas barras dentadas em sua perna, prendendo-o.

Os currais de captura são utilizados principalmente para cervídeos, antas e porcos selvagens. As dimensões dos currais dependem da espécie a ser capturada; deve ser alto o suficiente para evitar que os animais saltem por cima de seus muros de contenção. Inicialmente, devem ser construídas cevas nos locais mais utilizados pelos animais. Uma ceva é um ponto do ambiente em que são distribuídos itens

alimentares em abundância, acostumando os animais a se alimentarem sempre naquela área. Depois de cevados, os animais podem ser capturados no mesmo local (os muros do curral são levantados e camuflados na área) ou os animais podem ser espantados para um corredor que termine no curral de contenção. Portas em guilhotina podem ser usadas para fechar o curral quando os animais estiverem dentro (Fig. 29).

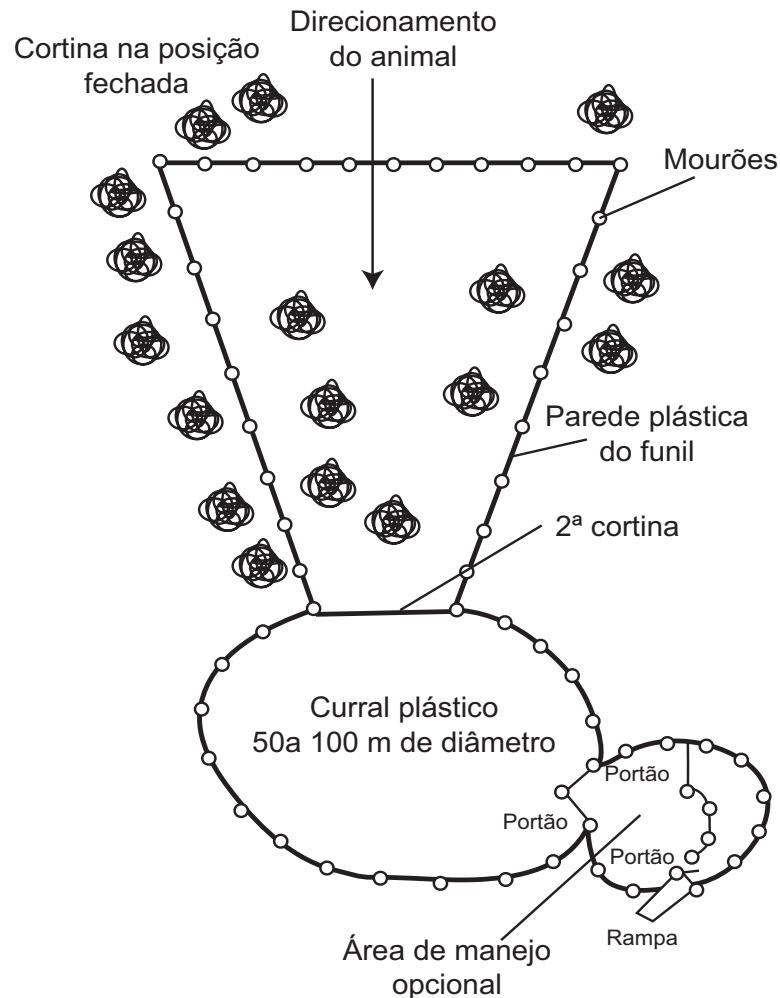


Fig. 29 – Esquema representando o uso de currais de contenção para a captura de mamíferos de médio e grande porte

As trincheiras são buracos abertos no chão. A parte aberta fica camuflada por galhos de árvores e arbustos. Quando o animal pisa sobre esses galhos, o piso colapsa, o animal cai no buraco e fica preso. É uma técnica bastante utilizada para a captura de antas e outros ungulados. A profundidade e a largura da trincheira dependerão do animal a ser capturado. Seja qual for a espécie, a profundidade não pode ser exagerada, pois ao cair o animal pode sofrer algum tipo de fratura. Ainda, a trincheira não pode ser muito rasa, senão os animais capturados podem fugir, saltando ou escalando para fora do buraco.

A trincheira teria o mesmo funcionamento das armadilhas do tipo *pitfall* usadas para capturar pequenos vertebrados e invertebrados. As trincheiras precisam ser vistoriadas freqüentemente para evitar que os animais capturados morram dessecados ou predados. Após a captura, os animais podem ser sedados, manipulados e retirados das trincheiras (Fig. 30).



Fig. 30 – Trincheiras utilizadas para a captura de médios e grandes mamíferos

Um sistema de redes que imita um curral pode ser utilizado para capturar médios e grandes mamíferos, principalmente cervídeos. As redes funcionariam como as redes-de-neblina. Os animais, ao fugirem dos pesquisadores, seriam induzidos a correr por uma trilha cujo caminho termina na rede. Os animais acabam presos nas redes ao tentarem ultrapassá-las. As redes devem estar firmemente presas para não se soltarem quando os animais se chocarem com ela. Além disso, seu comprimento e altura dependerão da espécie a ser capturada. Este método é bastante eficiente, apresentando baixas taxas de mortalidade dos indivíduos capturados (Fig. 31). Alguns tipos de rede podem ser lançadas por lançadores especiais sobre os animais de interesse. Esses dispositivos de lançamento são conhecidos como *net guns* (Fig. 31).

Muitos mamíferos de médio e grande porte podem ser capturados utilizando-se perseguições e dardos anestésicos. Os dardos podem ser lançados de zarabatanas (se a distância entre o animal e o atirador for pequena), de armas de ar comprimido ou de armas de fogo (se a distância entre o animal e o atirador for grande). O tipo de arma e a quantidade de anestésico irão variar de acordo com a espécie em estudo. É importante salientar que somente médicos veterinários podem anestésiar animais silvestres no Brasil. Além disso, é preciso adquirir porte legal de arma de fogo, mesmo esta arma sendo anestésica. O uso de anestésicos é sempre um assunto polêmico no meio científico devido ao grande número de mortes que podem provocar.

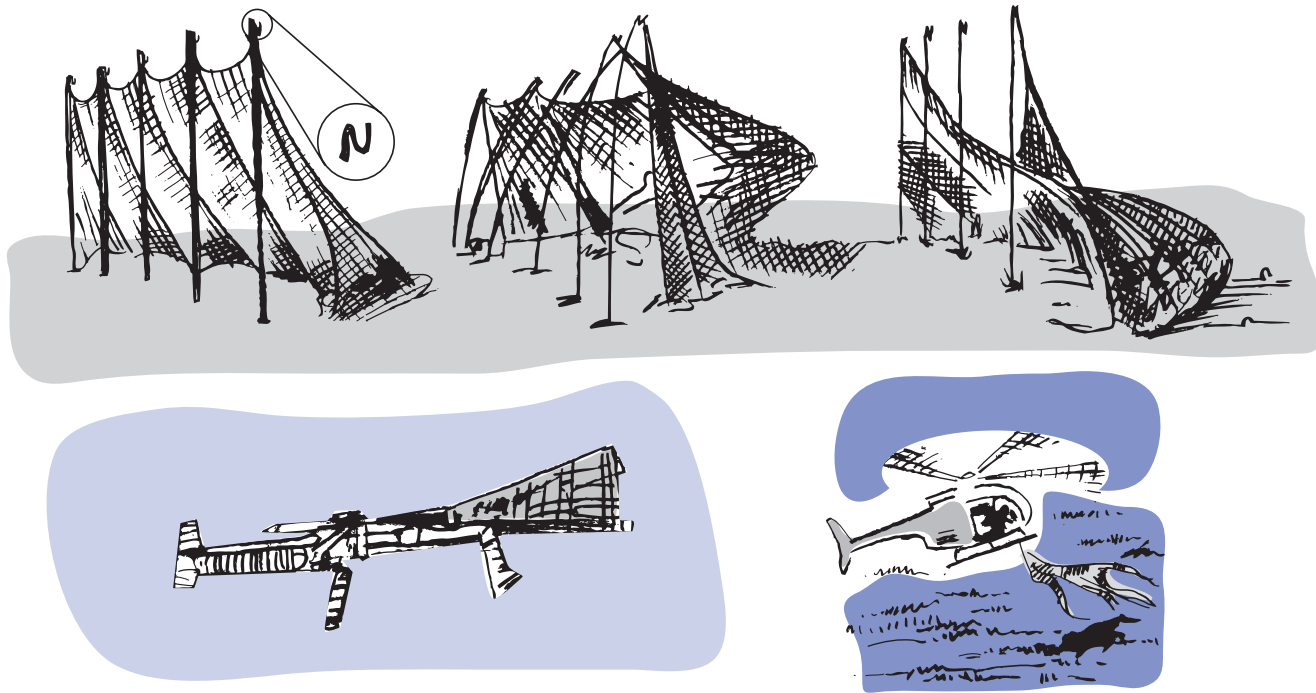


Fig. 31 – Desenho esquemático mostrando o funcionamento de um curral de redes para capturar cervídeos. Foto de uma *net gun* em detalhe e de seu uso na captura de um alce

As mortes podem ser provocadas mecanicamente (por exemplo, o dardo perfura a cavidade peritoneal do animal, provocando hemorragias ou infecções internas) ou quimicamente (as quantidades de anestésicos administradas são altas para a espécie em questão). Portanto, devemos sempre avaliar outros métodos de captura.

Outros tipos de amostragem de mamíferos incluem os transectos lineares, armadilhas fotográficas, levantamento de pegadas, contagem de fezes etc. Para maiores detalhes sobre estas técnicas, consulte as referências bibliográficas no final do fascículo.

Todos os mamíferos coletados podem ser preservados a seco, através da taxidermia. Os mamíferos de pequeno porte são montados com a pele fechada (preenchidos com algodão) e os mamíferos de médio e grande porte são preservados com a pele aberta. Os morcegos são preservados em meio líquido. São mantidos em um frasco contendo formalina a 10%, por dois a 14 dias (30 dias no máximo) para serem fixados. Após a fixação, eles são preservados em álcool 70%.

BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA

ALTMANN, J. 1974. *Observational study of behavior: sampling methods*. Behaviour, 49:227-267.

BARB, J.; DE KIMPE, P.; LEMASSON, J.; LESSENT, P. 1974. *Manual de piscicultura para a América e a África tropicais*. Centre Technique Forestier Tropical, Nogent-Sur-Marne, 183 p.

BIBBY, C.J.; BURGESS, N.D.; Hill, D.A. *Bird census techniques*. London: Academic Press, 1993. 258 p.

CULLEN JR., L.; RUDRAN, R.; VALLADARES-PADUA, C. *Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre*. Curitiba: Editora da UFPR, 2004. 665 p.

DEVELEY, P.F. Métodos para estudos com aves. In: CULLEN JR., L.; RUDRAN, R.; VALLADARES-PADUA, C. (Ed.). *Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre*. Curitiba: Editora da UFPR, 2004. p. 153-168.

HEYER, W.R *et al.* *Measuring and monitoring biological diversity: standard methods for amphibians*. Washington: Smithsonian Institution Press, 1994. 364 p.

LEHNER, P.N. *Handbook of ethological methods*. New York: Garland STPM, 1979. 692 p.

RALPH, C.J. *et al.* *Handbook of field methods for monitoring landbirds*. General Technical Report PSW-GTR-144. Albany: Pacific Southwest Research Station, 1993. 42 p.

RODRIGUES, M. Técnicas de captura e anilhamento de aves como ferramenta para o monitoramento de Unidades de Conservação. In: _____. *Primeiro curso de monitoramento e manejo de fauna em unidades de conservação*. São Paulo: Rio Claro, 2002. 189 p.

SUTHERLAND, W.J. *Ecological census techniques: a handbook*. Cambridge: Cambridge University Press, 1996. 336 p.

PARTE 3

METODOLOGIA DE CAMPO EM BOTÂNICA

Alexandre Salino

Fernando Henrique Aguiar Vale

João Aguiar Nogueira Batista

Introdução

A botânica é a parte das ciências biológicas que trata dos vegetais nos seus aspectos morfológicos, taxonômicos, citológicos, anatômicos, fisiológicos e de suas relações com o ambiente. Portanto, apesar de ser apenas uma parte das ciências biológicas, é ainda muito ampla e seu estudo é setorizado de forma a maximizar o entendimento do seu universo de conhecimento.

Cada setor tem seus procedimentos, conhecimentos e métodos distintos; alguns são mais laboratoriais, como a fisiologia, enquanto outros têm suas atividades mais de campo, como a taxonomia. Assim, vamos nos limitar às principais metodologias básicas e generalistas, que servem direta ou indiretamente a todos os setores da botânica.

O primeiro aspecto é a identificação da espécie a ser trabalhada, o que cabe à taxonomia. O conjunto de atividades é enquadrado como metodologia de coleta e herborização, culminando com os exemplares depositados num herbário.

Como seres vivos, o ideal é que as plantas sejam estudadas e identificadas a partir de material fresco. Todavia, em muitos casos, nem sempre é possível dispor de material vivo, seja em função da dificuldade de acesso, pela dificuldade de cultivo ou outra razão qualquer. Desse modo, a principal fonte de material para estudos taxonômicos é normalmente constituída de plantas secas. Uma coleção de plantas secas, devidamente identificadas e com registros de coleta, constitui um *herbário*. Essas coleções são essenciais para o estudo sistemático, pois não apenas fornecem materiais, mas também documentam a variabilidade morfológica, registram características ecológicas, fenológicas e a distribuição geográfica de uma espécie. Adicionalmente,

exemplares de herbário funcionam como materiais testemunhas em trabalhos científicos, seja para documentar a ocorrência de uma espécie em uma determinada região, como em trabalhos florísticos, ou a identidade de uma planta usada para obter um extrato químico, ou uma seqüência de DNA em trabalhos bioquímicos e moleculares.

HERBÁRIO

O herbário equivale a uma biblioteca de plantas, onde os ramos ou plantas inteiras (herbáceas) são guardados após serem secados, prensados e afixados a uma cartolina, devidamente identificados e organizados segundo uma ordem predeterminada. Normalmente é utilizada uma seqüência alfa-numérica numa hierarquia taxonômica ou uma seqüência filogenética seguindo uma ordem de parentesco e evolutiva em cada grupo taxonômico.

O curador do herbário é o responsável por sua organização, administração e intercâmbio com outros herbários. O curador deve ser extremamente criterioso com as normas de funcionamento e utilização, pois normalmente sob sua responsabilidade estão milhares de plantas e, muitas vezes, plantas raríssimas.

Alguns herbários ainda podem ter uma coleção de frutos e sementes (carpoteca) ou de madeiras (xiloteca).

O exemplar depositado no herbário é denominado exsicata e deve ter uma etiqueta onde constem: o nome científico da espécie e quem a identificou, a família botânica à qual pertence, o local de coleta com uma descrição do ambiente, o nome, o número de coleta do coletor e a data da coleta.

Qualquer trabalho botânico, salvo poucas exceções, deve ter sempre um material testemunho depositado num herbário oficial para servir como referência e confrontação de futuros estudos. Cada planta, ao ser depositada no acervo de um herbário, recebe um registro e um número, que passam a ser a referência do exemplar utilizado no trabalho. Em estudos taxonômicos é mais adotado como referência o coletor e número de coleta.

Autorização de coleta

Toda coleta de material botânico deve ser precedida de uma autorização do órgão ou particular responsável pela área onde as plantas serão coletadas. Vários problemas legais, multas ou dissabores podem advir de uma coleta sem a devida autorização. Portanto, o primeiro passo é ter uma idéia clara do local onde se pretende obter as plantas e providenciar permissão para acesso à área e retirada das plantas.

Pode-se obter plantas vivas para estudo a partir de várias fontes, mas em estudos taxonômicos a principal fonte é, geralmente, a vege-

tação nativa de uma região. No Brasil, não existe uma lei específica para a coleta de flora, como existe no caso da fauna (Lei N° 5.197, de janeiro de 1967). De qualquer modo, alguns procedimentos devem ser observados. Quando a coleta for feita em áreas particulares, deve contar com o conhecimento e anuência do proprietário. No caso de áreas de preservação permanente, é necessária a autorização do órgão responsável pela gestão da área (Lei N° 9.985, de julho de 2000, que institui e regulamenta o Sistema Nacional de Unidades de Conservação). Em se tratando de reservas federais, a autorização é fornecida pelo Ibama, e, no caso de reservas estaduais, pelo órgão de fiscalização ambiental de cada estado; em Minas Gerais, o Instituto Estadual de Florestas – IEF.

Coleta para a taxonomia

Os exemplares devem ser coletados sempre com estruturas reprodutivas. Os ramos, em quantidade suficiente para serem dissecados pelos taxonomistas, incorporados ao herbário e permutados com outras instituições, devem ter as dimensões em torno de 30 x 40 cm para que seja montada a exsicata. Normalmente, cinco exemplares do mesmo indivíduo são suficientes.

Plantas com morfologia diferenciada da maioria das herbáceas e arbóreas, por exemplo, cactos e palmeiras, exigem um tratamento especial e adequado ao seu *habitus* e à sua consistência.

O método e equipamentos necessários para a coleta botânica variam de planta para planta, ou entre grupos de plantas. Cabe lembrar que a coleta deve ser feita com o máximo de cuidado mediante a utilização de uma ferramenta cortante, para que a cicatrização da planta não seja dificultada por uma dilaceração causada quando se arranca o ramo, facilitando a entrada de fitopatógenos.

Para plantas herbáceas e de pequeno porte é comum coletar a planta inteira. Em muitos casos é necessário uma pá de jardim ou outro instrumento para desenterrar a planta e não danificar as raízes. No caso de plantas de maior porte (arbustos e árvores, ou mesmo algumas herbáceas de grande porte, como o bambu) é impossível, e desnecessário, coletar a planta inteira. Nesses casos retiram-se partes da planta, como ramos, folhas, flores e frutos. Uma tesoura de poda e, no caso de árvores, um podão são essenciais. Nas plantas com folhas ou inflorescências muito grandes, como algumas palmeiras ou aráceas, coleta-se apenas uma parte da folha ou inflorescência. Alguns outros grupos de plantas com partes grossas e suculentas, como os cactos, são particularmente complicados de ser coletados e também requerem métodos especiais de coleta.

Outro detalhe importante é a amostragem. Sempre que possível deve-se coletar mais de um exemplar ou partes de diferentes exemplares. Na seleção do material coletado deve-se procurar incluir a

variabilidade observada dentro da população de uma espécie. Deve-se evitar coletar plantas ou partes muito jovens ou muito velhas e, principalmente, material estéril, isto é, sem as partes reprodutivas, pois esse material será difícil de identificar.

Cada exemplar coletado deve ter registradas na caderneta de campo do coletor todas as características que possam desaparecer após o processo de secagem. É imprescindível registrar a localização de modo o mais preciso possível. O ideal seria ter as coordenadas geográficas obtidas através de um equipamento de localização (GPS - Sistema de Posicionamento Global) ou mapa.

Independentemente do tipo de planta coletada, todas as informações sobre a planta coletada devem ser agrupadas numa série de anotações, denominadas de *dados de coleta*, que devem conter: 1) país, estado, município, localidade e, sempre que possível, dados de coordenadas geográficas, isto é, latitude e longitude; 2) data de coleta; 3) tipo de vegetação onde foi feita a coleta; 4) altitude; 5) qualquer outra informação que não possa ser observada no material coletado depois de seco, como cor e cheiro das folhas e/ou flores, hábito e tamanho da planta (quando for coletada apenas uma parte da planta), presença de látex no caule e/ou folhas, características da casca do tronco de árvores, frequência etc. Como forma de controle, cada coleta é identificada com o nome do coletor ou coletores e um número de coleta. As coletas de um mesmo coletor são, geralmente, numeradas seqüencialmente e em ordem crescente. Todas essas anotações são normalmente feitas em uma caderneta de campo e, mais tarde, impressas em uma etiqueta e incorporadas à planta seca.

Prensagem e secagem

A metodologia de prensagem é feita ao final de um dia de excursão de coleta ou logo após o exemplar ser coletado, dependendo de diversos fatores relacionados às plantas coletadas ou ao local de coleta. Caso esta dure mais de um dia, um período deve ser destinado para prensar as plantas, que até então estão sendo coletadas, etiquetadas (fita crepe numerada) e transportadas em saco plástico.

A prensagem tem como objetivo diminuir o volume do material, enquanto a secagem o desidrata, permitindo que seja conservado por longos períodos de tempo. Para prensar e secar plantas usa-se uma *prensa*. Uma prensa (Fig. 1) consiste de dois estrados de ripas de madeira entre os quais são dispostos pedaços de papelão e placas de metal (alumínio) dobradas em ziguezague (como uma telha de zinco de telhado), todos com a dimensão aproximada de 46 x 31 cm. Para a prensagem, a planta é colocada entre uma folha de jornal dobrada e a folha de jornal disposta entre pedaços de papelão, formando um “sanduíche” papelão/jornal/planta/jornal/papelão, e, assim, suces-

sivamente para cada nova planta. Entre cada conjunto de quatro a cinco folhas de papelão/jornal/planta/jornal/papelão, coloca-se uma placa de alumínio, para permitir e aumentar a circulação de ar entre os conjuntos. Por fim, todo o conjunto é colocado entre os dois estrados de madeira, amarrados firmemente com uma corda em cada lado, e levado para secagem em uma estufa.

No caso de partes da planta ou frutos muito grossos e/ou carnosos, estes devem ser cortados, geralmente, longitudinalmente (no sentido do comprimento) antes de serem colocados na prensa. O corte não apenas diminui o volume como facilita a secagem. Para plantas pequenas, podem ser colocadas várias plantas em um mesmo jornal. Plantas ou partes maiores devem ser cortadas ou dobradas até caberem no espaço do jornal. Folhas, flores e frutos devem ser dispostos no jornal de modo que ambas as superfícies (dorsal e ventral) sejam visíveis. Outro detalhe fundamental é anotar no jornal, para cada planta prensada, o número de coleta correspondente às anotações da caderneta de campo.

Para secar o material acondicionado na prensa, o ideal é uma *estufa*. As prensas são transferidas para estufas de madeira (Fig. 2) que devem manter uma temperatura constante durante tempo suficiente para que as plantas estejam completamente desidratadas. As estufas podem ser aquecidas a gás ou com lâmpadas de até 250W. Existem modelos de estufas transportáveis, eficientes para excursões longas, e modelos fixos para serem mantidos em laboratório.

As estufas podem ser abertas ou fechadas. As mais simples consistem de uma caixa, com uma fonte de calor, normalmente lâmpadas de 250W, dispostas na parte de baixo, e um suporte no meio para apoiar as prensas. O ideal é que a temperatura não fique muito acima de 45°C, pois pode queimar as plantas e a prensa. Normalmente, um a quatro dias é suficiente para secar a maioria das plantas, mas plantas

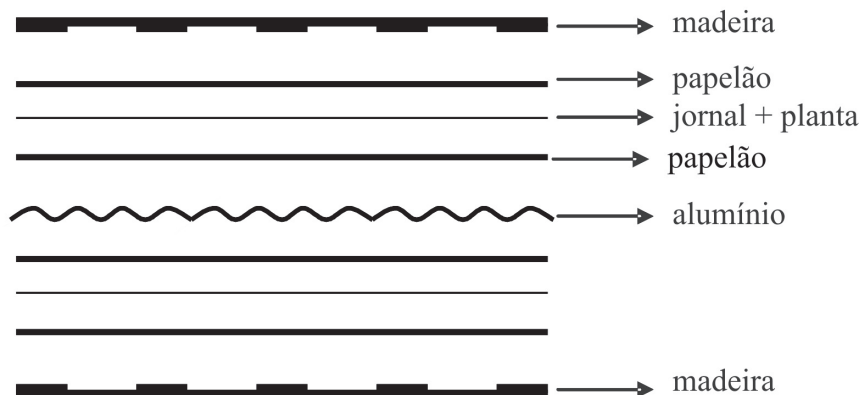


Fig. 1 – Esquema da seqüência de componentes em uma prensa

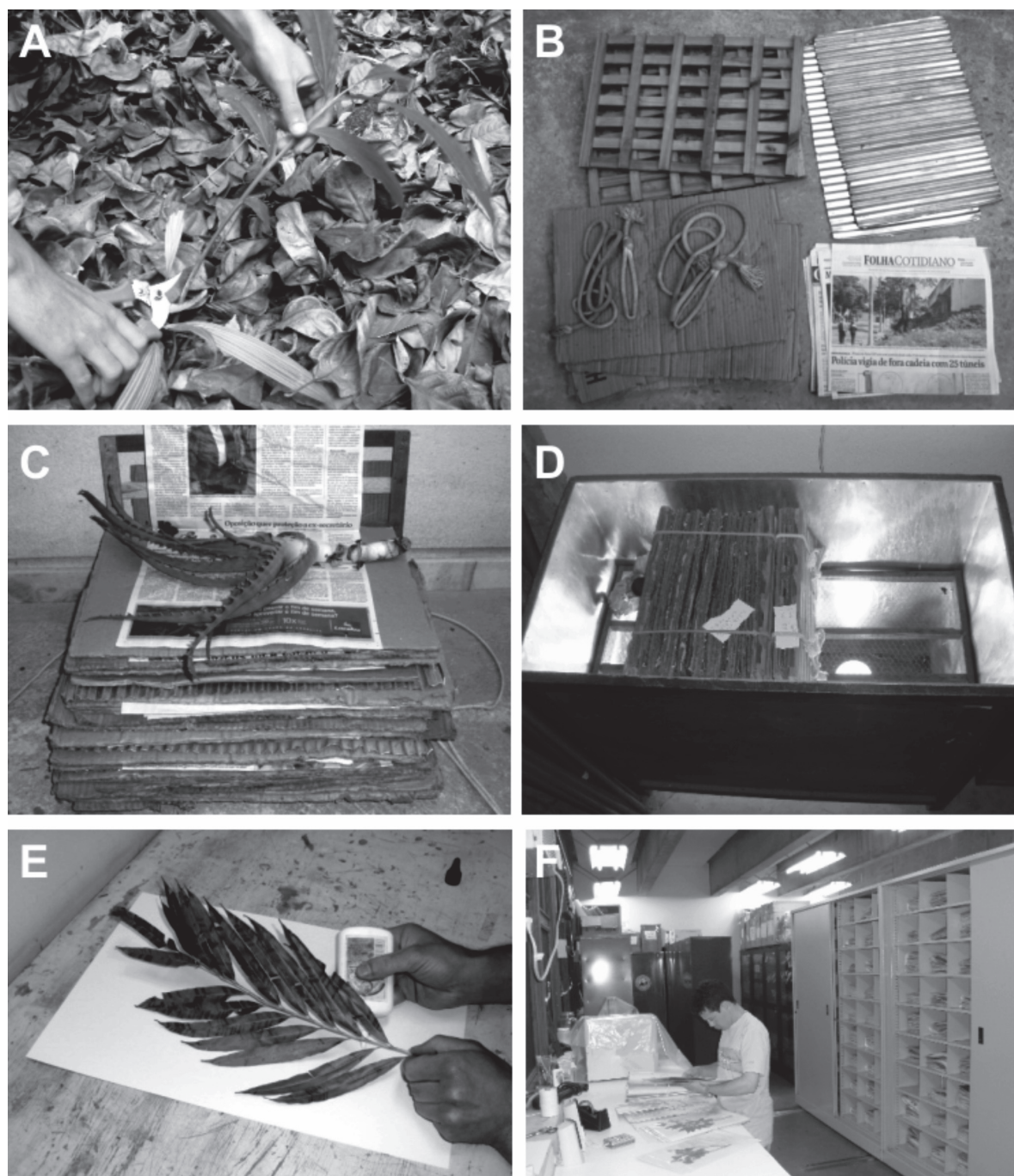


Fig. 2 – A) Coletando uma planta com auxílio de uma tesoura de poda; B) Componentes de uma prensa: um par de estrados de madeira, placas de alumínio, papelão, jornal e um par de cordas.;C) Planta sendo prensada entre folhas de jornal; D) Estufa para secagem de plantas; E) Exsicata sendo montada; F) Herbário da Universidade Federal de Minas Gerais

ou partes mais grossas ou suculentas podem necessitar de mais tempo e trocas periódicas do jornal. Na falta de uma estufa podem ser usadas outras fontes de calor, como deixar a prensa no sol. Em qualquer caso a secagem deve ser acompanhada periodicamente, sendo que a prensa pode ser mudada de posição, apertada, e os jornais, trocados quando necessário.

Normalmente não é muito fácil ou prático carregar uma prensa completa no campo, em função do volume e peso, principalmente, quando são percorridas grandes distâncias a pé enquanto se coleta. O mais comum é levar um, ou mais sacos plásticos grossos e grandes, no qual vai sendo colocado o material coletado, após ser numerado com fita crepe presa ao caule. Ao final do trajeto ou ao final do dia, o material coletado é, então, prensado.

No caso de plantas mais delicadas, como musgos e hepáticas, ou que perdem facilmente as flores, é importante que se faça a prensagem imediatamente após a coleta. As amostras devem ser colocadas entre jornais e levemente pressionadas e secas a temperatura ambiente. Em algumas situações (muita chuva, ambientes úmidos, longas distâncias até a base) é necessário embeber os jornais e as plantas em álcool etílico para melhor conservação e transporte.

Nas situações em que é necessário prensar imediatamente, usa-se uma prensa de campo, que consiste basicamente apenas de papelão, jornal e algum dispositivo para amarrar o conjunto. Essa prensa mais simples garante por algumas horas a preservação do material até a transferência para uma prensa completa e a sua secagem.

Em algumas outras situações não há como secar o material imediatamente após a coleta e prensagem. Uma alternativa nesses casos é envolver as plantas apenas em jornal, formar um pacote mais ou menos compacto, colocar o pacote em um plástico grosso, molhar com cerca de meio litro de álcool 70% e vedar bem o saco. Nessas condições o material se preserva bem por algumas semanas, podendo depois ser prensado e seco. Uma outra alternativa, porém menos prática e de duração mais curta, é manter o material coletado por alguns dias na geladeira.

Com o objetivo de complementar ou facilitar a identificação posterior do material coletado, em muitos casos é importante fixar algumas partes da planta em álcool 70%, normalmente flores ou outras partes de constituição mais frágil ou perecível. Isto é feito simplesmente colocando-se essas partes em uma solução de álcool 70% (sete partes de álcool absoluto misturadas com três partes de água). Sempre que possível também devem ser feitas fotos do material coletado. Em ambos os casos, deve-se sempre lembrar de anotar no material fixado ou fotografia o número correspondente da coleta. Frutos muito grandes, secos e duros, difíceis de cortar, podem ser secados na estufa e, depois, mantidos em uma coleção à parte no herbário, denominada de *carpoteca*.

A prensagem é decisiva na qualidade da exsicata, pois a uniformidade da secagem e a posição em que os ramos e as flores forem dispostos no primeiro momento serão a forma definitiva na qual a planta irá fazer parte do acervo do herbário.

Montagem das exsicatas e registro

Depois de secas as plantas tornam-se quebradiças e devem ser manuseadas com cuidado. Também devem ser mantidas em ambiente seco, para evitar o crescimento de fungos, e protegidas do ataque de insetos. Esses três fatores, manuseio inadequado e o ataque de fungos e insetos constituem a principal ameaça à conservação de uma planta seca e, se controlados, a duração do material é, *a priori*, por tempo indeterminado.

Depois que uma planta foi coletada, prensada e seca, ela é “montada” (colada, amarrada ou presa com fita adesiva) sobre uma folha de cartolina branca de aproximadamente 41 x 28 cm. Na cartolina, deve ser colado um pequeno envelope onde serão guardados fragmentos de flores, sementes, frutos, ou qualquer outro que se solte da planta no manuseio ou na secagem.

Uma etiqueta padronizada também deve ser colada à cartolina, geralmente no canto inferior direito, onde serão registrados o nome do herbário, os dados da planta: identificação científica, nome popular, local de coleta o mais detalhado possível, nome do coletor, número de coleta e data.

O conjunto formado pela planta seca com os dados de coleta fixados sobre uma folha de cartolina denomina-se *exsicata*. Depois de montadas, as exsicatas são embaladas em sacos bem fechados e colocadas no freezer (- 20°C) por 10-15 dias, para matar qualquer inseto ou larva que possa estar presente na planta seca. Após esse período são degeladas, registradas (recebem um número de tombo) e, finalmente, incorporadas ao herbário. Além do número do coletor que consta na etiqueta, cada herbário tem, para controle, uma numeração própria.

Uma exsicata, denominada unicata, será mantida no herbário, e as duplicatas, distribuídas entre outros herbários com o objetivo de intercâmbio de exemplares e identificação por especialistas.

Quando o material é incorporado a um herbário, recebe um número adicional, correspondente à sua numeração em relação à coleção onde está sendo depositado. Essa numeração, geralmente, corresponde ao número de amostras existentes no herbário. Uma vez no herbário, as exsicatas são dispostas em ordem alfabética de família, gênero e espécie ou segundo um sistema de classificação, como o de Engler ou Cronquist. Cada herbário é identificado por uma sigla. A relação de herbários de todo o mundo e suas siglas correspondentes pode ser encontrada no *Index Herbariorum*. Herbários informatizados têm todas as informações organizadas em arquivos e, em alguns casos, disponibilizadas na Internet.

Em Minas Gerais existem aproximadamente 300 mil amostras botânicas, sendo o maior herbário o da Universidade Federal de Minas Gerais (herbário BHCB), com cerca de 100 mil exsicatas. No Brasil, existem aproximadamente cinco milhões de amostras botânicas, sendo o herbário do Museu Nacional do Rio de Janeiro, com cerca

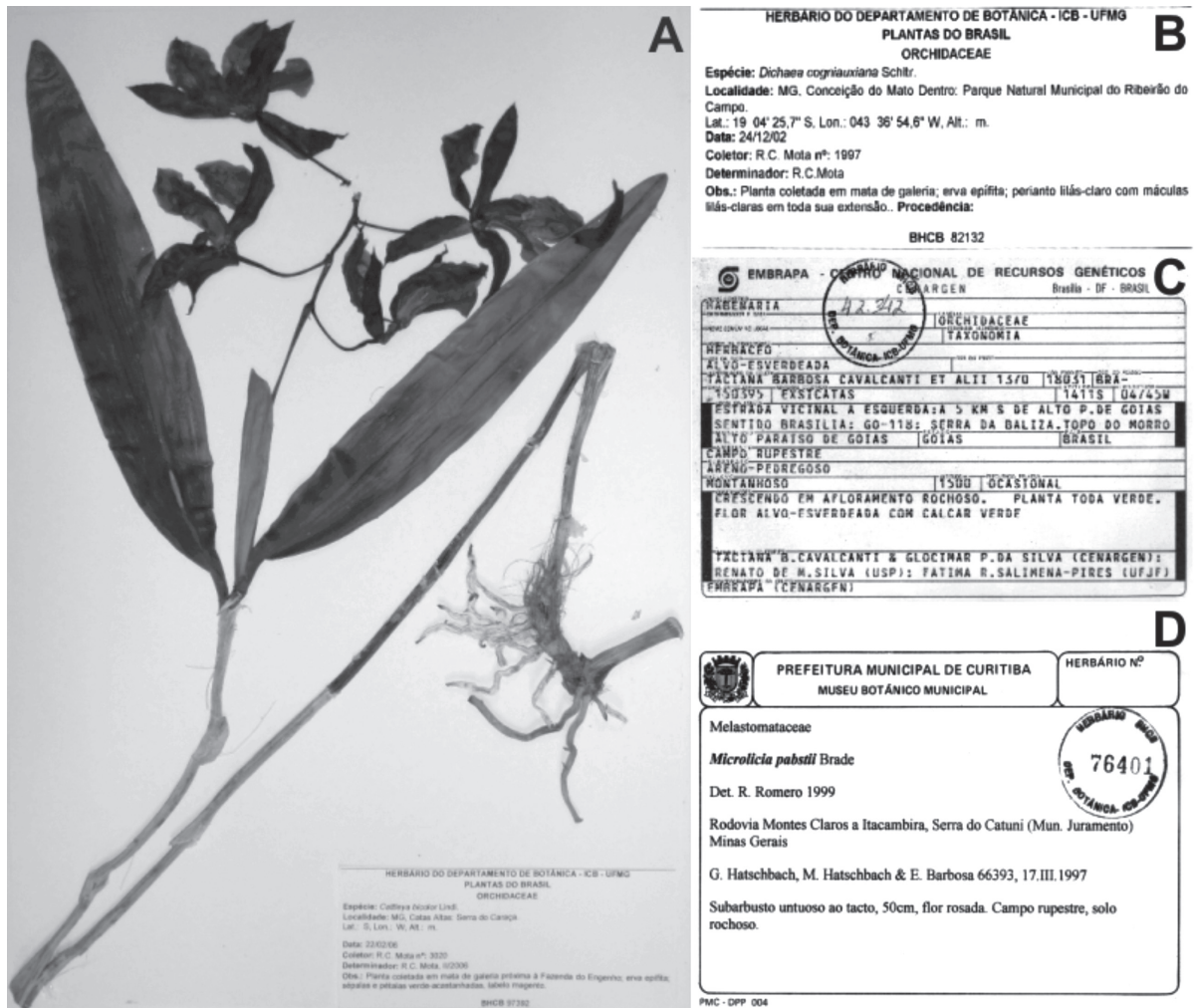


Fig. 3 – A) Modelo de Exsiccata. Modelos de etiquetas: B) Herbário da Universidade Federal de Minas Gerais; C) Herbário do Centro Nacional de Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Distrito Federal; D) Herbário do Museu Botânico Municipal, Curitiba, Paraná

de 500 mil amostras, a instituição com o maior número de amostras. Esse número pode parecer muito, mas quando comparado aos grandes herbários europeus e norte-americanos é pequeno. Apenas o herbário do Museu de História Natural de Paris tem cerca de 8.800 mil amostras.

2

Coleta para anatomia

A anatomia vegetal é a parte da botânica que trata da morfologia interna e da histologia. A coleta correta do material é decisiva para a obtenção dos resultados desejados no laboratório.

Vários objetivos podem ser pretendidos com a observação interna das plantas. Os dados obtidos com a anatomia podem ser empregados numa descrição detalhada dos órgãos e tecidos da planta ou servir de ferramenta para auxiliar nas interpretações em nível taxonômico, fisiológico ou ecológico. Técnicas de histoquímica também são muito importantes na compreensão da diversidade vegetal e constituem ferramentas úteis no estudo das plantas medicinais e na genética vegetal. Podem, também, propiciar uma massa de dados e informações de largo emprego no controle de qualidade e biologia forense.

A diversidade de métodos em anatomia vegetal, executáveis no laboratório, é muito grande, e vasta bibliografia existe sobre o assunto, no entanto, todos têm o mesmo objetivo — maximizar a qualidade de observação das células e tecidos e evidenciar aspectos da parede celular ou de algum conteúdo de interesse.

Para que esse objetivo tenha sucesso, a coleta é, muitas vezes, uma etapa crucial. Assim vamos descrever as principais etapas para o desenvolvimento de projetos gerais que visem um entendimento global da estrutura interna das plantas.

A coleta do material deve ser feita usando uma tesoura de poda ou outro equipamento de corte mais adequado ao órgão que será estudado. O ideal é que o material seja fixado imediatamente após a coleta, mas nem sempre isso é possível. Neste caso, o material a ser fixado pode ser transportado em sacos plásticos até que os procedimentos de fixação sejam possíveis.

Para algumas observações é essencial que o material seja fixado imediatamente para que não ocorra a perda da amostra; por exemplo, plantas submersas ou material visando observações genéticas.

A fixação é o procedimento que paralisa o metabolismo celular, interrompe as reações de autólise e estabiliza as condições dos tecidos o mais próximo da situação *in vivo*.

Existem vários fixadores diferentes, e o tempo de fixação dependerá do fixador empregado, do tamanho dos fragmentos fixados e da resistência do material à penetração do fixador. Normalmente, um bom resultado é obtido quando é utilizado um volume de fixador dez vezes maior que o volume dos fragmentos vegetais. Cada fragmento deve ter aproximadamente um centímetro quadrado, independentemente do órgão amostrado. É sempre bom lembrar que, quando o material for observado ao microscópio, serão utilizados apenas alguns milímetros; portanto, trabalhar com fragmentos muito grandes representa desperdício e perda de qualidade na fixação.

O fixador de uso mais amplo é o FAA, que significa Formaldeído, ácido Acético e Álcool, que pode ser preparado com a seguinte formulação: Formaldeído 37% (50,0 ml), ácido Acético Glacial (50,0 ml) e Etanol 50% (900,0 ml). Existem outras formulações na bibliografia, especialmente usando Etanol 70%. O material vegetal deve ficar cerca de 48 horas no fixador e, posteriormente, conservado em Etanol 70%.

A amostragem deve representar a diversidade dentro da população; para isso o maior número de indivíduos diferentes devem ser coletados, sempre de forma aleatória. Normalmente entre dez e trinta espécimes são suficientes, no entanto, sempre que viável, testes estatísticos devem ser realizados para que a variação das médias possa ser quantificada.

As amostras dos órgãos vegetais devem ser padronizadas e adequadas ao objetivo do trabalho. Nas raízes, deve ser estabelecida uma distância padrão em relação ao ápice ou à região do colo. Nos caules primários, pode ser adotado como referência o calibre ou o número do entrenó. Para os caules secundários, quando um lenho já está totalmente desenvolvido, o padrão é uma amostra no nível do DAP (Diâmetro a Altura do Peito). Nesse caso, quando o trabalho tem por objetivo estudar a madeira, toda uma metodologia especí-

fica é empregada, a qual extrapola os objetivos deste fascículo, que se propõe a abordar apenas os procedimentos mais gerais.

As folhas são padronizadas em função do nó, normalmente adotando-se o nó onde as folhas já estão plenamente expandidas. A grande diversidade de formas e tamanhos das folhas impõe um critério de amostragem nas mesmas. Em folhas pequenas, até dois centímetros, a folha inteira pode ser fixada após ser dividida ao meio. Para folhas de dimensões maiores é recomendado que sejam fixadas as regiões do ápice, do terço médio (bordo, nervura principal e internervura), a

região basal, a porção proximal e distal do pecíolo (Fig. 3).

Todo o material deve ser devidamente etiquetado, usando-se grafite (lápiz 6B) para que não seja apagado pelo fixador. A etiqueta deve conter o nome da planta, a porção fixada, local da coleta, data e coletor.

3

Fitossociologia

Segundo Martins (1990), a “Fitossociologia pode ser conceituada como a ecologia quantitativa da comunidade vegetal e envolve as interrelações de espécies vegetais no espaço e, de certo modo, no tempo”. Os objetivos da fitossociologia referem-se ao estudo quantitativo da composição florística, estrutura, funcionamento, dinâmica, distribuição e relações ambientais da comunidade vegetal (Martins, 1990). Em outro trabalho, Martins (2003) define a fitossociologia como o estudo das causas e efeitos da co-habitação de plantas em um dado ambiente, do surgimento, constituição e estrutura de agrupamentos vegetais e dos processos que implicam sua continuidade ou sua mudança ao longo do tempo.

Segundo Martins (2003), os estudos fitossociológicos permitem: a) conhecer a vegetação local; b) investigar a estrutura da comunidade vegetal; c) documentar a diversidade alfa; d) conhecer variáveis ambientais que influem na variação da abundância de uma população; e) fornecer uma base de informações de recursos potenciais locais; f) aumentar o acervo documental de herbários através da coleta de material botânico; g) estimular o desenvolvimento da Taxonomia Vegetal através da necessidade da correta identificação do material coletado. Outras aplicações da fitossociologia e as possibilidades de geração de novos conhecimentos através de estudos fitossociológicos são discutidas por Martins (2003).

Há diversos métodos fitossociológicos descritos na literatura, no entanto, na maior parte dos estudos realizados no Brasil, estão sendo

usados dois métodos, o de parcelas e o de quadrantes. Para estudos de áreas florestais os dois métodos são recomendados, já para vegetação herbácea e arbustiva/arbórea de cerrado, é indicado o método de parcelas.

As informações acerca dos métodos de fitossociologia apresentadas daqui para frente estão baseadas principalmente em Martins (1991) e Durigan (2003).

MÉTODO DE PARCELAS

Este método consiste em subdividir a área de amostragem em parcelas, que são usualmente quadradas ou retangulares, sendo as últimas consideradas por alguns como mais representativas. Em áreas florestais no Brasil é comum o uso de parcelas quadradas de 10 x 10 m, porém em matas ciliares é comum o uso de parcelas retangulares de 5 x 20 m ou 5 x 30 m. Para comunidades vegetais herbáceas, as parcelas precisam ser bem menores, geralmente de 2 x 2 m ou até menores.

As parcelas podem ser contíguas ou distribuídas de forma a manter uma distância entre elas, que pode ser previamente definida ou não. Para se obter uma amostragem mais representativa com relação à riqueza e diversidade da área amostral, recomenda-se manter distância entre as parcelas. Se o objetivo é mapear a distribuição espacial dos indivíduos, é recomendável o uso de parcelas contíguas. O esforço no trabalho de campo é menor quando se usam as parcelas contíguas. As parcelas devem ser demarcadas com o uso de bússola, GPS e trena. Todos os indivíduos que se enquadram nos critérios de amostragem (diâmetro mínimo) e estiverem dentro da área da parcela são amostrados. Além da identificação do indivíduo, devem ser registrados o DAP (Diâmetro na Altura do Peito) ou CAP (Circunferência na Altura do Peito) e a altura total da árvore. Em vegetação de cerrado é comum o uso da CAS (Circunferência a Altura do Solo — 20 cm do solo). Além da altura total, pode ser medida a altura do fuste (altura até a primeira ramificação) para cálculo do volume de madeira.

MÉTODO DE QUADRANTES

Este método de amostragem é denominado de método de distância (sem área). É o método de distância mais usado no Brasil, devido à facilidade e rapidez de aplicação. A aplicação do método consiste em estabelecer transectos e, ao longo dos mesmos, marcar pontos de amostragem regularmente distribuídos. A distância entre os pontos deve ser definida de forma a evitar que um mesmo indivíduo seja amostrado em dois pontos consecutivos. É recomendável que, quanto maior for o diâmetro mínimo de inclusão, maior deve ser a

distância entre os pontos. Em cada ponto são amostrados quatro indivíduos, um em cada ângulo de 90° (quadrante), a partir do ponto central. Para facilitar a amostragem nos pontos, pode ser feita uma cruzeta que deve ser colocada com uma haste sobre a linha (trena) do transecto. O indivíduo a ser amostrado em cada quadrante deve ser o mais próximo do centro da cruzeta. Além da identificação do indivíduo, devem ser registrados o DAP (Diâmetro na Altura do Peito) ou CAP (Circunferência na Altura do Peito), a distância do ponto e a altura total da árvore.

4

Coleta de dados no campo

São apresentadas, a seguir, algumas informações importantes para a coleta de dados em campo. No final da seção há modelos de planilhas para registros de dados em estudos fitossociológicos.

Diâmetro/perímetro: O erro é menor quando se mede o diâmetro em vez do perímetro, principalmente no caso de troncos com secção irregular. No entanto, a medida do diâmetro requer equipamento específico, como suta ou fita diamétrica, enquanto o perímetro pode ser medido com fita métrica ou trena. No caso de árvores com mais de um tronco, é necessário medir todos os troncos e calcular a área basal de cada tronco separadamente, para depois somar as áreas basais e obter a área basal do indivíduo. Em áreas florestais, a medida é feita a 1,30 m do solo (conhecida como altura do peito), porém, em comunidades arbustivas ou comunidades arbóreas de formações savânicas, deve ser feita a medida na altura do solo (20 cm do solo). O diâmetro mínimo de inclusão depende da estrutura da comunidade e dos objetivos da pesquisa. Para amostrar o estrato arbóreo das florestas no Brasil, tem sido usado 5 ou 10 cm de DAP, e em áreas de cerrado, 3 cm de DAS (Diâmetro na Altura do Solo). Apesar disso, para áreas de florestas secundárias em estágios iniciais e médios de regeneração, recomenda-se o uso de 3 cm de DAP. Pode ser perfeitamente usada a medida de perímetro ou circunferência do tronco; neste caso, a

CAP (Circunferência na Altura do Peito) ou a CAS (Circunferência a Altura do Solo) mínimas devem ser equivalentes às medidas citadas para o diâmetro.

Altura: A altura das árvores, em geral, é estimada com ou sem auxílio de uma vara de tamanho conhecido. Na prática, pode ser usado o cabo do podão de coleta como referência, ou mesmo uma vara de bambu ou de outro material de preferência. A estimativa da altura deve ser feita, sempre, pelo mesmo membro da equipe de campo, gerando, assim, um erro sistemático. Geralmente, os dados são utilizados para entendimento da estratificação da floresta; neste caso, o erro pode ser considerado de pouca importância. A medida registrada é, geralmente, a altura total do indivíduo, no entanto, se um dos objetivos da pesquisa é saber o volume de madeira de cada árvore, então é necessário registrar a altura do fuste (altura até a primeira ramificação da árvore).

Identificação: Esta é a etapa mais difícil em um estudo fitossociológico, pois depende de conhecimento prévio da flora da região objeto de

PLANILHA PARA LEVANTAMENTO FITOSSOCIOLÓGICO POR PARCELAS

LOCAL:

DATA:

PARCELA:

ÁREA DA PARCELA:

OBSERVAÇÕES:

Número do Índivíduo	Espécie	DAP ou CAP (cm)	Altura do fuste (m)	Altura total (m)
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				

 PLANILHA PARA LEVANTAMENTO FITOSSOCIOLÓGICO POR QUADRANTES

LOCAL:

DATA:

PARCELA:

ÁREA DA PARCELA:

OBSERVAÇÕES:

estudo, e, muitas vezes, de conhecimento taxonômico mais apurado. A identificação das espécies pode ser feita no campo quando houver na equipe pessoas treinadas na identificação. É importante a numeração dos indivíduos e a coleta de material das espécies desconhecidas. A coleta é feita usando as técnicas já descritas anteriormente. Deve-se fazer uma exsicata para depósito em um herbário e ter duplicatas para envio a especialistas. Recomenda-se fazer um mostruário de folhas das espécies locais, tanto das conhecidas como das desconhecidas, codificando-se as desconhecidas. Dessa maneira, pode-se evitar a coleta de material de centenas de indivíduos. Basta reconhecer as folhas do indivíduo como semelhantes às da espécie X do mostruário.

Número do quadrante	Número do indivíduo	Espécie	Distância árvore-ponto	DAP ou CAP (cm)	Altura (m)
1	1				
1	2				
1	3				
1	4				
2	1				
2	2				
2	3				
2	4				
3	1				
3	2				
3	3				
3	4				

4	1				
4	2				
4	3				
4	4				

5

Cálculos de parâmetros e índices

Há diversos parâmetros e índices que podem ser calculados em uma análise quantitativa de comunidades vegetais. A seguir, são citados os mais usados nos estudos de floresta no Brasil: Abundância, Densidade, Freqüência, Dominância, Área Basal, Índice de Valor de Importância, Índice de Valor de Cobertura, Índice de Diversidade de Shannon e Equabilidade. Estes parâmetros e índices podem ser calculados usando as fórmulas apresentadas, a seguir, ou ainda usando pacotes de programas computacionais, como o FITOPAC desenvolvido pelo Prof. Dr. George Shepherd (UNICAMP), que é gratuito e pode ser obtido com pesquisadores da área. As definições e fórmulas de cálculos estão segundo Durigan (2003). Para um maior aprofundamento nas técnicas de amostragem quantitativa, consultar Martins (1991), Durigan (2003) e Mueller-Dombois; Ellenberg (1974).

Abundância : número absoluto de indivíduos de uma espécie encontrada em uma determinada área. A abundância relativa de uma espécie ($AbRi$) pode ser calculada dividindo-se a abundância da espécie pelo número total de indivíduos de todas as espécies presentes na área.

$$AbRi = ni / N$$

ni = número de indivíduos da espécie i em uma determinada área

N = número total de indivíduos de todas as espécies na área

AbR_i = abundância relativa da espécie i

Densidade Absoluta (DA) : número de indivíduos da espécie i por unidade de área (ind./ha).

$$DA_i = n_i/A \times 10000 \text{ m}^2$$

DA_i = densidade absoluta da espécie i (ind./ha)

n_i = número de indivíduos da espécie i

A = área total amostrada (m^2)

Densidade Relativa (DR) : porcentagem dos indivíduos da comunidade correspondente aos indivíduos da espécie i .

n

$$DR_i = 100 \frac{DA_i}{\sum_{i=1} DA_i} \quad \text{ou} \quad DR_i = 100 \frac{n_i}{N}, \text{ onde:}$$

AULA
 DR_i = densidade relativa da espécie i (%)

DA_i = densidade absoluta da espécie i (ind./ha)

n_i = número de indivíduos da espécie i

N = número total de indivíduos amostrados

6

Frequência Absoluta (FA) : porcentagem de unidades amostrais (parcelas ou pontos) em que ocorre a espécie.

$$FA_i = 100 \frac{p}{P}, \text{ onde:}$$

FA_i = frequência absoluta da espécie i (%)

p = número de unidades amostrais (parcelas ou pontos) em que ocorre a espécie i

P = número total de unidades amostrais

Frequência Relativa (FR) : frequência absoluta da espécie dividida pela soma da frequência absoluta de todas as espécies, expressa em porcentagem.

AULA

$$FR_i = 100 \frac{FA_i}{\sum_{i=1}^n FA_i}$$

FR_i = frequência relativa da espécie i (%)

FA_i = frequência absoluta da espécie i (%)

7

Dominância Absoluta (DoA) : área basal de todos os indivíduos da espécie por unidade de área (m^2/ha).

$$DoA_i = AB_i / A \times 10000 \text{ m}^2$$

DoA_i = dominância absoluta da espécie i

AB_i = área basal da espécie i

Dominância Relativa (DoR) : área basal da espécie i expressa em porcentagem da área basal de todas as espécies.

$$DoR_i = 100 \frac{AB_i}{\sum_{i=1}^n AB_i}$$

DoRi = dominância relativa da espécie *i* (%)

ABi = área basal da espécie *i*

AULA

Área Basal da Espécie (AB): somatório da área da secção do tronco (ou dos troncos) de todos os indivíduos da espécie (m²/ha).

$$ABi = \sum_{i=1}^n DAPi^2 \pi / 4$$

ABi = área basal da espécie *i*

DAPi = diâmetro de cada indivíduo da espécie *i*

8

Índice de Valor de Importância (IVI) : índice composto pela soma dos valores relativos de densidade, dominância e frequência de uma espécie.

$$IVI\ i = DRi + DoRi + FRi$$

DRi = densidade relativa da espécie *i* (%)

DoRi = dominância relativa da espécie *i* (%)

FRi = frequência relativa da espécie *i* (%)

Índice de Valor de Cobertura (IVC) : índice composto pela soma dos valores relativos de densidade e dominância de uma espécie.

$$IVC\ i = DRi + DoRi$$

DRi = densidade relativa da espécie *i* (%)

DoRi = dominância relativa da espécie *i* (%)

Índice de Diversidade de Shannon : H' (Pielou, 1975)

n

$$H' = - \sum_{i=1} P_i \ln P_i$$

$$P_i = n_i/N$$

n_i = número de indivíduos da espécie i

N = número total de indivíduos amostrados

Índice de Equabilidade (E)

$$e = H' / H'_{\text{máximo}} \text{ ou } e = H' \log s$$

H' = índice de diversidade de Shannon

s = número total de espécies amostradas

Para um maior aprofundamento nas técnicas de amostragem quantitativa e cálculos de parâmetros, consultar Pielou (1975), Martins (1991), Durigan (2003) e Mueller-Dombois; Ellenberg (1974).

Auto-avaliação

- 1 – Qual é a importância de um herbário num estudo botânico?
- 2 – As coletas botânicas podem ser realizadas indiscriminadamente em qualquer local?
- 3 – Por que todo material botânico deve ser coletado com estrutura reprodutiva?
- 4 – Quais os cuidados devem ser tomados para inclusão de uma planta no herbário?
- 5 – Qual a importância de usar um fixador para coletas visando estudos anatômicos?
- 6 – Como é possível coletar amostras de uma bananeira para estudos anatômicos?
- 7 – O que é fitossociologia?
- 8 – Para que servem os estudos fitossociológicos?
- 9 – Quais as principais técnicas de amostragem fitossociológicas?
- 10 – O que significa IVI, e qual seu significado nos estudos florísticos?

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

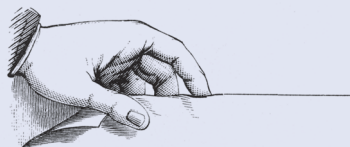
DURIGAN, G. Métodos para análise de vegetação arbórea. In: CULLEN JR, L.; RUDRAN, R.; Valladares-Pádua, C. (Org.). *Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre*. Curitiba: UFPR / Fundação Boticário de Proteção à Natureza, 2003. p. 455-479.

MARTINS, F. R. *Esboço histórico da Fitossociologia florestal no Brasil*. In: 36. CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais e Sociedade Botânica do Brasil. Brasília. *Anais...* v. 1, 1990. p. 33-58.

MARTINS, F. R. *Estrutura de uma floresta mesófila*. Editora da UNICAMP, 1991. 246 p.

MARTINS, F. R. Para que serve a Fitossociologia? In: JARDIM, M. A. G.; BASTOS, M. N. C.; SANTOS, J. U. M. (Org.). *Desafios da botânica brasileira no novo milênio: inventário, sistematização e conservação da diversidade vegetal*. Belém: Museu Paraense Emílio Goeldi, 2003. p. 252-254.

MUELLER-DOMBOIS, D.; ELLENBERG, H. *Aims and methods of veg-*



Para obter mais
informações sobre
outros títulos da
EDITORA UFMG,
visite o site

www.editora.ufmg.br

A presente edição foi composta pela Editora UFMG, em caracteres Chaparral Pro e Optima Std, e impressa pela Editora O Lutador, em sistema offset, papel offset 90g (miolo) e cartão supremo 250g (capa), em agosto de 2006.

ISBN 85-7041-539-7



CENTRO DE APOIO
À EDUCAÇÃO A
DISTÂNCIA UFMG

PRÓ-REITORIA DE GRADUAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

Secretaria de Ensino a Distância
Ministério da Educação

