Série **Manuais Práticos em Biologia** - 1

Manual de Coleta, Conservação, Montagem e Identificação de Insetos



Lúcia Massutti de Almeida,
Cibele Stramare Ribeiro-Costa &
Luciane Marinoni

Holos, Editora

Lúcia Massuti de Almeida, Depto. de Zoologia, UFPR, Cx. Postal , 81.531-990 Curitiba PR. e-mail: lalmeida@bio.ufpr.br
Cibele S. Ribeiro-Costa, Depto. de Zoologia, UFPR, Cx. Postal , 81.531-990 Curitiba PR. e-mail: stra@bio.ufpr.br
Luciane Marinoni, Depto. de Zoologia, UFPR, Cx. Postal , 81.531-990 Curitiba PR. e-mail: lmarinoni@bio.ufpr.br

© 1998, 2001, Lúcia Massuti de Almeida

Dados Internacionais de Catalogação da Publicação (CIP)
(Câmara Brasileira do Livro, SP, Brasil)

595.7 Almeida, Lúcia Massuti de; Ribeiro-Costa,
A477M Cibele S.; Marinoni, Luciane. Manual de
Coleta, Conservação, Montagem e
Identificação de Insetos/Lúcia Massuti de
Almeida; Cibele S. Ribeiro-Costa; Luciane
Marinoni.--Ribeirão Preto : Holos, 1998
88p. : il. ; 21

1. 595.7 - Entomologia. 2. Manual de técnicas de coleta. I. Ribeiro-Costa, Cibele S. Entomologia. II. Marinoni, Luciane. III. Título. IV. Série

ISBN 85-86699-03-9
788586 699030

1ª tiragem (3.000 exemplares) - agosto.1998
2ª tiragem (2.000 exemplares) - maio.2001

Proibida a reprodução total ou parcial.
Os infratores serão processados na forma da lei.

Holos, Editora Ltda-ME
Rua Guilherme Schmidt, 841
14.050-160 Ribeirão Preto SP
telefax: 0.++16.639.9609
holos@holoseditora.com.br

www.holoseditora.com.br

"Educar alguém para desenvolver a qualidade do amor é o mais importante. Eu sinceramente desejo que nosso sistema de educação seja tão perfeito que haja espaço suficiente para o desenvolvimento de valores morais e as qualidades do Amor, da Retidão, da Paz, da Verdade e da Não-violência. Os valores humanos não podem ser praticados com o estudo de livros e ouvindo palestras. Eles precisam ser cultivados por esforço individual." (*Sathya Sai Baba*)

Sumário

1. Introdução 1
2. Coleta 4
2.1. Equipamentos de coleta 5
2.1.1. Em coleta ativas 6
2.1.1.1. Pinças 6
2.1.1.2. Vidros contendo álcool ou outros conservantes 6
2.1.1.3. Vidros letais 7
A. Vidro letal com cianeto 7
B. Vidro letal com líquido tóxico 8
2.1.1.4. Acondicionamento temporário: envelopes, triângulos e mantas 10
2.1.1.5. Caixas para estoque do material 12
2.1.1.6. "Guarda-chuva" entomológico 12
2.1.1.7. Aspirador 13
2.1.1.8. Rede entomológica e de varredura 15
2.1.1.9. Redes para coleta aquática 17
2.1.2. Coleta Passiva (Armadilhas) 18
2.1.2.1. Armadilhas interceptadoras de vôo 18
2.1.2.2. Armadilhas com atrativos biológicos, químicos ou físicos 23
A. Armadilha de solo 24
B. Armadilha para borboletas 25
C. Armadilha para moscas 26
D. Armadilha de Shannon 27
E. Armadilha luminosa 29
F. Funil de Berlese 31
G. Pano para insetos noturnos 32
H. Bandejas coloridas 34
2.2. Comentários Gerais 34
3. Manutenção de imaturos em laboratório 36
3.1. Material 36
3.1.1. Gaiolas de emergência de insetos 36
3.1.2. Casa de vegetação e câmara para criação 37
3.2. Cuidados com a criação: alimento 38
3.3. Problemas com a criação 39
3.3.1. Umidade 40
3.3.2. Temperatura 40
3.3.3. Fotoperíodo 40
3.4. Coleta de plantas 41
3.5. Prensa para exsicatas 41

4. Montagem e preservação 43
4.1. Preservação temporária 43
4.1.1. Refrigeração 43
4.1.2. Preservação em via líquida 43
4.1.3. Preservação em via seca 44
4.2. Montagem e conservação permanentes 44
4.2.1. Conservação em via seca 45
4.2.1.1. Câmara úmida 45
4.2.1.2. Alfinetagem direta 46
4.2.1.3. Dupla Montagem 51
4.2.1.4. Montagem em lâminas 52
4.2.1.5. Cuidados a serem tomados na montagem 54
4.2.2. Conservação em via líquida 55
4.2.3. Etiquetagem 56
4.3. Procedimentos após a montagem 59
5. Estudo e identificação do material 61
5.1. Conceitos de classificação e identificação 61
5.2. Dissecção 64
5.2.1. Preparação de genitália 65
5.2.2. Preparação de asas de Lepidoptera 67
5.3. Precauções quarentenárias 68
6. Remessa e empacotamento 69
6.1. Caixa com insetos alfinetados 69
6.2. Material seco não montado 70
6.3. Material em via líquida 70
6.4. Empacotamento 70
7. Bibliografia 72
Anexo Empresas que comercializam produtos entomológico 74
Índice de Assuntos 75

Agradecimentos. Os autores são gratos a todos que contribuíram para a realização deste trabalho. Em particular, à Profa.Dra. Mirna Martins Casagrande pelo incentivo, revisão do manuscrito e pelas sugestões baseadas em sua experiência ministrando a disciplina de Entomologia I, para o Curso de Pós-graduação em Entomologia, da Universidade Federal do Paraná. Aos Profs. Danúncia Urban e Vinalto Graf, pela leitura crítica do texto e sugestões ao manuscrito. Ao doutorando Paulo Roberto Valle da Silva Pereira, pela elaboração das ilustrações e idéias na arte final.

1. Introdução

Os insetos representam cerca de 70% das espécies de animais conhecidas, sendo, portanto, o maior grupo existente atualmente. Eles vivem em virtualmente todos os ambientes e apresentam os mais variados hábitos –parasitas e de vida livre, de benéficos a altamente prejudiciais ao homem. As formas predadoras ou parasitas podem causar inúmeras perdas por doenças sérias em animais e vegetais e danos a alimentos, roupas e outros materiais úteis ao homem.

Para lidar de maneira objetiva com os insetos que causam prejuízo ao homem, é essencial que as espécies sejam conhecidas e o tamanho de suas populações estimado. Há outros casos, além do interesse econômico ou médico mais direto, em que o levantamento da fauna de insetos –ou seja, da *fauna entomológica* de uma área– mostra-se importante. Isso vai desde trabalhos em disciplinas de Zoologia e Entomologia, até estudos de biodiversidade, indicadores de qualidade ambiental ou levantamento de material para estudos de genética, fisiologia ou sistemática, por exemplo. Para isso, uma etapa fundamental é a realização eficiente de coletas e a identificação correta do material. Apenas depois desse trabalho é que os estudos de identificação e descrição adequada das espécies e outras providências podem ser tomadas. Pesquisas importantes realizadas com insetos preservados inadequadamente ou identificados incorretamente podem ter conclusões inválidas.

Em todos esses casos, o resultado do trabalho corresponde a um conjunto de exemplares que adveio de certo esforço de coleta. Muitas vezes, é necessário verificar posteriormente se a identificação feita foi correta ou procurar caracteres adicionais que não haviam sido observados antes. Assim, qualquer que seja o tipo de estudo, o material não deve ser descartado. A forma correta de se proceder é

depositar exemplares representativos em museus ou instituições científicas que possuam infra-estrutura apropriada para sua preservação. Estes exemplares constituirão o material-testemunho, também denominados de "voucher", que fica disponível para estudos posteriores e possíveis correções de problemas taxonômicos. O número de exemplares depositados, o local e o nome da Instituição devem ser citados nos trabalhos científicos que fizerem referência a essas coletas.

Coleções de insetos também são feitas por amadores (como *hobby*), por estudantes (para fins didáticos) ou por especialistas, neste último caso como fonte de referência para estudos sistemáticos. Tanto as coleções de amadores, como as de estudantes, quando elaboradas seguindo técnicas adequadas de coleta, montagem e preservação, podem ser utilizadas inclusive para fins científicos, constituindo fonte importante de informação.

A identificação correta do material também é um fator fundamental no processo de investigação biológica. Ela fornece, através do nome específico fornecido, a "palavra-chave" para a circulação de todas as informações colhidas e/ou armazenadas até então sobre um essa espécie. Cabe salientar que quase sempre apenas exemplares muito bem montados e conservados podem ser identificados até o nível de espécie, uma vez que há muitos caracteres delicados que se perdem com o manuseio indevido do material.

Na Entomologia Aplicada, podemos relacionar duas principais áreas onde a taxonomia pode ser efetiva ou mesmo indispensável:

- controle biológico de pragas vegetais ou animais; identificação básica; consultas antes da introdução de parasitóides ou predadores; informações sobre seu local de origem; indicação de parasitóides alternativos; e conhecimento sobre o manejo de pragas.
- vigilância sanitária e saúde pública; reconhecimento das condições epidemiológicas atuais; detecção imediata de

introduções danosas de espécies exóticas (isto é, espécies introduzidas de outras regiões do País ou de outros países); e obtenção de informações sobre o manejo e controle de vetores.

Tendo em vista que a identificação tem como base o estudo da morfologia das diferentes partes do corpo de um exemplar, cabe salientar a importância dos procedimentos adequados para a montagem e a conservação de insetos. Se, após a montagem, partes do inseto estiverem danificadas ou difíceis de serem visualizadas (por excesso de cola, por exemplo, ou pela presença de fungos ocasionada por má conservação), raramente será possível uma identificação ao nível de espécie ou, às vezes em níveis taxonômicos mais elevados.

As poucas publicações a respeito de técnicas de coleta e preparação de insetos contêm informações muitas vezes fragmentadas ou pouco acessíveis a estudantes de graduação e pós-graduação. Assim, esta publicação visa principalmente reunir o conhecimento básico sobre as técnicas mais comuns de coleta, preparação e preservação, além de fornecer subsídios e orientação para identificação de insetos para fins científicos, apresentando-as de forma didática e objetiva. Assim, este livro deve auxiliar a preparação dos profissionais na área de biologia, agronomia, veterinária e outras áreas correlatas, além de dar embasamento para técnicos e amadores, fornecendo formação geral, mas servindo também como um texto de apoio a alunos de pós-graduação e profissionais na área de Entomologia.

Por outro lado, a boa execução de coletas e a adequada construção de coleções dependem de um conhecimento correto, ao menos em alguma extensão, de sistemática, morfologia e biologia dos vários grupos de Insecta. Desse modo, o uso deste livro deveria vir acompanhado de um estudo de livros gerais de Entomologia, indicados na Bibliografia (Capítulo 7).

2. Coleta

Um projeto de coleta de insetos depende dos objetivos a serem alcançados. Apenas como exemplo, os insetos podem ser coletados para estudos de morfologia, de ciclos de vida (isto é, de *biologia* das espécies) ou de interação entre espécies (isto é, ecológicos), para a confecção de coleções didáticas, coleções científicas sobre uma região, estudar a abundância de pragas ou ainda como *hobby*. Insetos considerados pragas, por exemplo, devem ser coletados em número superior a 20 espécimes, para que possam ser enviados a especialistas para identificação. Se houver formas imaturas, estas devem, de preferência, ser trazidas vivas ao laboratório para criação e obtenção dos adultos, pois geralmente é muito difícil a identificação de uma espécie através de estágios imaturos. Muitas vezes, é importante enviar para identificação uma amostra da planta onde o inseto foi coletado, pois muitas espécies podem ser específicas para determinadas plantas, sendo este dado importante para a sua identificação e pode ser utilizado em um trabalho científico.

Como os insetos são muito abundantes, a probabilidade de que coletas, mesmo extensas, tenham algum impacto no tamanho das populações é irrelevante. Portanto, os conservacionistas não precisam se preocupar com o rompimento do equilíbrio ecológico pelas coletas comuns.

Para uma coleta eficiente visando um levantamento faunístico, o local visitado deve ser examinado minuciosamente: arbustos, vegetação rasteira, flores, frutos em decomposição, galhos e folhas caídos no chão, restos de culturas, fendas no solo, barrancos, troncos de árvores, em animais mortos, dejetos, lixo urbano, ninhos de animais, depósitos de grãos e rações, focos de iluminação pública, etc. Como foi comentado acima, a diversidade de biologias das inúmeras espécies de insetos recomenda que seja explorado o maior número possível de hábitats, de maneira a poder

encontrar as espécies que vivem em cada um dos hábitats especializados.

Dependendo dos métodos utilizados, as coletas podem ser divididas em duas categorias:

- coletas ativas, onde os coletores utilizam redes, aspiradores, guarda-chuva entomológico e outros aparatos compatíveis com o seu objetivo de coleta;
- coletas passivas, onde o coletor deixa que as armadilhas façam o trabalho de captura, sem a sua interferência direta.

Os dois tipos de coleta podem e devem ser usados simultaneamente quando se pretende obter exemplares pertencentes a diferentes grupos de insetos, pois muitos equipamentos são seletivos, isto é, coletam com maior probabilidade alguns grupos de insetos.

O método mais simples de coleta pode ser o de simplesmente pegar o espécime com a mão. Porém, esse método só é válido para espécies com pouca mobilidade. Mesmo assim, pode causar alguns problemas para o coletor, como alergias e coceiras, ou para o material, resultando na quebra de estruturas importantes. O uso de equipamentos apropriados de modo geral evita esses problemas. Muitas vezes, apenas uma rede e vidros letais são suficientes. No entanto, para que se obtenha uma maior diversidade de espécies, outros equipamentos mais sofisticados podem ser utilizados, sempre em função dos objetivos traçados.

2.1. Equipamentos de coleta

Uma boa parte do equipamento descrito a seguir pode ser comprado de empresas especializadas em material de pesquisa biológica. No Brasil, esse comércio é quase inexistente, mas na América do Norte e na Europa, ele é bastante difundido. No entanto, o preço desse material –em especial com os custos

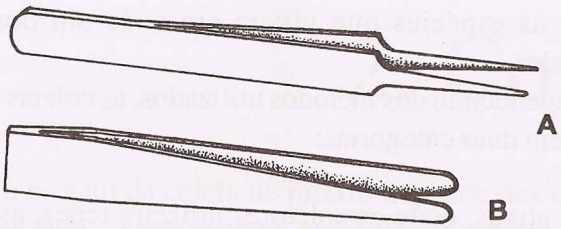


Figura 1. Pinças para coleta de insetos. A. Pinça de ponta fina. B. Pinça com mola frouxa.

adicionais de importação– pode-se tornar elevado. Uma parte do material referido aqui pode ser confeccionado no próprio laboratório, requisitando-se apenas o auxílio de alguns serviços externos, como uma costureira. O custo da preparação interna de cada item pode chegar à metade ou a um terço do material importado. Apenas alguns itens são mais difíceis de serem confeccionados e devem ser adquiridos.

2.1.1. Em coletas ativas

2.1.1.1. Pinças e pincéis. Os insetos geralmente possuem corpo frágil. Seu manuseio durante as etapas de coleta, transporte e montagem deve ser feito com o uso de pinças finas e leves (Fig. 1A), do tipo utilizado por relojoeiros. As pinças com mola frouxa e ponta arredondada (Fig. 1B) são apropriadas para o manuseio de alguns insetos, principalmente de formas imaturas e borboletas. Em casos de insetos muito pequenos ou frágeis, o manuseio deve ser feito com pincéis.

2.1.1.2. Vidros contendo álcool ou outros conservantes. Os vidros com líquidos conservantes são úteis na coleta de formas imaturas e de alguns grupos com adultos de corpo mole. Às vezes, o álcool ou uma outra substância é utilizada apenas para matar os insetos coletados, mas em outros casos, esses são os próprios meios permanentes de conservação.

O álcool etílico (ou etanol) em concentração de 70% ou 80%

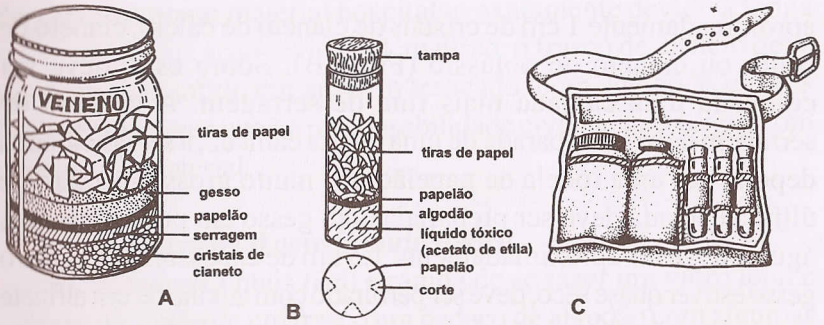


Figura 2. Vidros letais para coletas entomológicas. A. Vidro letal com cristais de Cianeto. B. Vidro letal com acetato de etila. C. Cinturão.

é o líquido mais freqüentemente utilizado. A preparação do álcool, nessas concentrações precisas, pode ser feita com o uso de um alcôometro. No entanto, na falta desse equipamento, pode-se utilizar três partes de álcool para uma parte de água. Em alguns casos, como para insetos com asas membranosas muito delicadas, deve-se utilizar álcool com concentração de 95%, para que as asas não se dobrem e as partes moles do corpo não se enruguem. Conforme indicado no item 4.2.3, *nunca* se deve esquecer de incluir em cada frasco a etiqueta de procedência.

2.1.1.3. Vidros letais (Fig. 2). Logo após a coleta, os insetos devem ser mortos em vidros letais que podem ser confeccionados em vários tamanhos, dependendo do material coletado. O coletor deve levar consigo pelo menos um frasco pequeno de 2,5 cm de diâmetro e 10 a 15 cm de altura, para insetos pequenos, e um ou mais frascos maiores, para insetos grandes. Frascos com boca larga, como os de conserva, facilitam o manuseio, além de serem fortes e terem tampa de rosca com boa vedação.

Descreveremos, a seguir, como confeccionar os dois tipos mais utilizados de vidros letais.

A. Vidro letal com cianeto

Coloca-se no fundo de um frasco uma camada de

aproximadamente 1 cm de cristais de cianeto de cálcio, cianeto de sódio ou cianeto de potássio (Fig. 2B). Sobre esta, deve ser colocada uma camada mais fina de serragem. A camada de serragem deve ser separada de uma quarta camada, a ser adicionada depois, por uma rodela de papelão não muito grosso. A quarta e última camada deve ser preparada com gesso em pó misturado à água e deve ter aproximadamente 1,5 cm de espessura. Quando o gesso estiver quase seco, deve ser perfurado com auxílio de um alfinete grosso, para que o gás de cianeto passe para a porção superior do vidro e mate os insetos. Assim, o cianeto começa a agir apenas quando os primeiros insetos são colocados no vidro.

Recomenda-se a colocação de tiras de papel absorvente dentro do vidro letal para evitar que os insetos se choquem, o que é útil quando há exemplares maiores, que podem arrancar antenas e pernas dos insetos menores. Ainda, o papel controla o excesso de umidade no frasco. Depois do vidro letal pronto, a porção inferior do frasco deve ser protegida externamente com tiras de esparadrapo ou fita adesiva grossa. Isso é muito importante para evitar que, no caso de queda ou choque, o vidro se quebre e o veneno se espalhe. Uma outra opção para a confecção do frasco letal é utilizar seringas plásticas ou tubos de ensaio plásticos.

As principais vantagens do vidro letal com cianeto são: (a) a ação do cianeto dura muito tempo, não sendo necessária reposição de veneno; (b) o cianeto mata quase instantaneamente; (c) os insetos não são colocados em contato direto com o veneno.

O principal inconveniente desta técnica –e isso é extremamente importante!– é o fato de o cianeto ser uma substância química extremamente tóxica. Além disso, alguns insetos mortos com essa substância podem perder a coloração e endurecer, depois de algum tempo. Os cuidados extremos com a preparação do vidro letal devem começar com o manuseio do cianeto. *Sempre* devem ser utilizadas luvas e pinça, de preferência máscara, mantendo o produto sempre tão afastado do rosto quanto possível. Qualquer resíduo do cianeto em pinças deve ser removido cuidadosamente e as luvas devem ser

descartadas como material hospitalar, exatamente devido à longa atividade de sua ação tóxica. Além disso, o frasco de cianeto deve ser sempre mantido em armário trancado, com acesso às chaves limitado, uma vez que há responsabilidade civil para acidentes com esse tipo de material.

B. Vidro letal com líquido tóxico

A maneira mais fácil e rápida de se fazer um vidro letal é colocar no fundo de um frasco um pedaço de algodão com algumas gotas de acetato de etila, coberto por uma rodela de papelão bem ajustada à parede interna do vidro. No papelão, são feitos picotes nas bordas laterais que permitirão a passagem dos gases do veneno para a parte superior do vidro (Fig. 2A). Pode-se ainda colocar no fundo do vidro apenas a camada de gesso. Quando estiver seca, acrescentam-se algumas gotas de acetato de etila ou outro líquido tóxico qualquer, como éter, clorofórmio ou tetracloreto de carbono. Estes vidros também devem conter tiras de papel absorvente.

O acetato de etila apresenta a vantagem de não alterar a pigmentação dos insetos, matar rapidamente e não ser muito tóxico (para o homem). No entanto, precisa ser continuamente reposto, pois é altamente volátil.

De maneira genérica, há alguns cuidados a serem tomados durante o manuseio de vidros letais e do material coletado com sua ajuda:

- Não deixar os vidros letais expostos ao sol, pois as substâncias químicas (acetato e cianeto) volatilizam-se rapidamente e perdem seu efeito.
- Separar dos vidros, ainda no campo, os espécimes mais frágeis, normalmente os menores, para que não se danifiquem.
- Evitar o acúmulo de insetos em um mesmo vidro letal, para que não se quebrem.
- Quando utilizado o cianeto, não deixar os exemplares por muito tempo dentro do vidro, pois estes tendem a perder a coloração

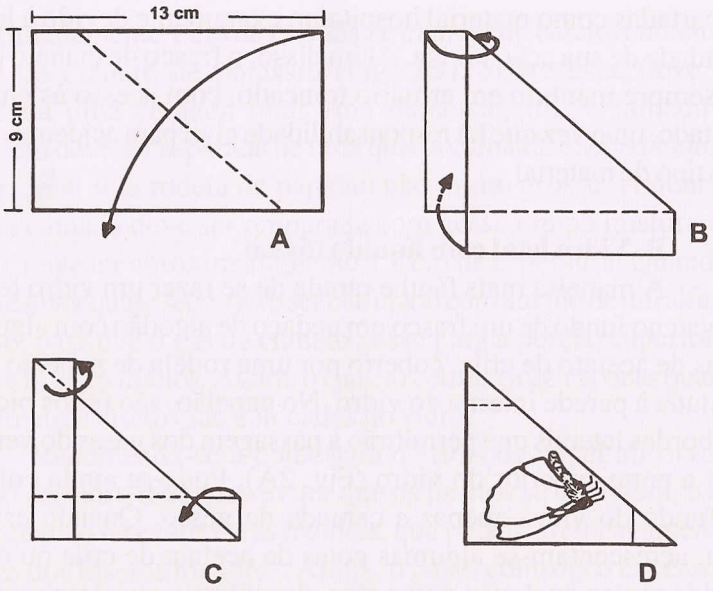


Figura 3. Triângulo de papel para armazenamento temporário de insetos. A-D. Seqüência de dobras.

original e endurecer mais rapidamente.

- Os insetos com asas frágeis, como borboletas e libélulas, além das formas imaturas, não devem ser colocados em vidros letais.
- *Nunca aspirar o vidro letal para tentar reconhecer a substância mortífera!*
- Quando for utilizado o cianeto, identificar claramente o vidro com uma etiqueta escrita com letras grandes: "VENENO" e o símbolo para a presença de substâncias tóxicas (☠).

Os vidros letais podem ser transportados de maneira segura utilizando-se um cinturão com encaixe de diversos tamanhos (Fig. 2C). Coletes especiais com vários bolsos também são apropriados para essa finalidade.

2.1.1.4. Acondicionamento temporário: envelopes, triângulos e mantas. Depois de mortos, os insetos podem ficar armazenados em

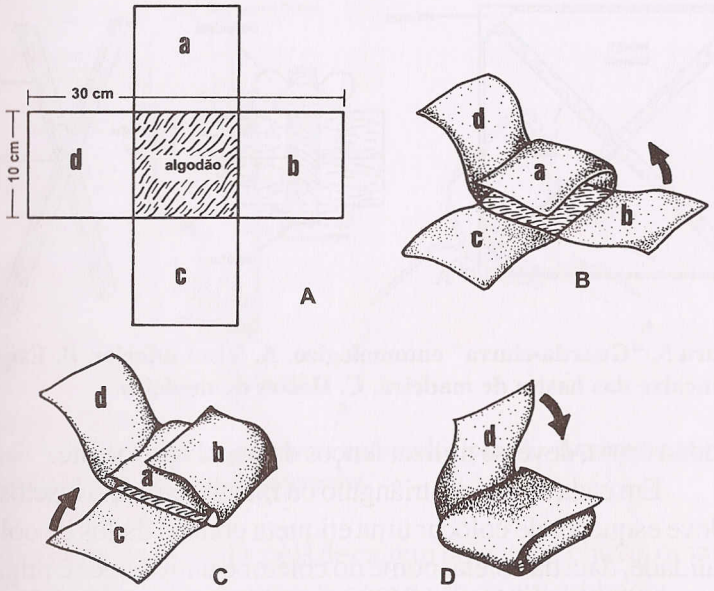


Figura 4. Manta entomológica. A-D. Modelo para elaboração.

envelopes, triângulos de papel e mantas, até serem levados ao laboratório. O papel utilizado para a confecção das mantas pode ser o manteiga ou jornal. Este último, apesar de não ser transparente, tem a vantagem de ser absorvente e conservar por mais tempo os insetos, eliminando o excesso de gordura de seus corpos.

Envelopes ou triângulos são confeccionados com tiras de papel de tamanhos variados e dobrados conforme esquema das Figuras 3A-D. Um bom tamanho para o acondicionamento de insetos é o de 13 x 9 cm.

As mantas podem ser preparadas com duas tiras de papel com 30 x 10 cm, superpostas e dobradas em seqüência alternada, como indicado na Figura 4. No quadrado central, formado pela sobreposição das tiras, deve ser acomodada uma camada fina de algodão bruto, onde serão dispostos os insetos (Fig. 4A). O algodão comum não é aconselhável, pois os apêndices dos insetos podem ficar presos nas suas fibras, quebrando-se no manuseio. Na falta de

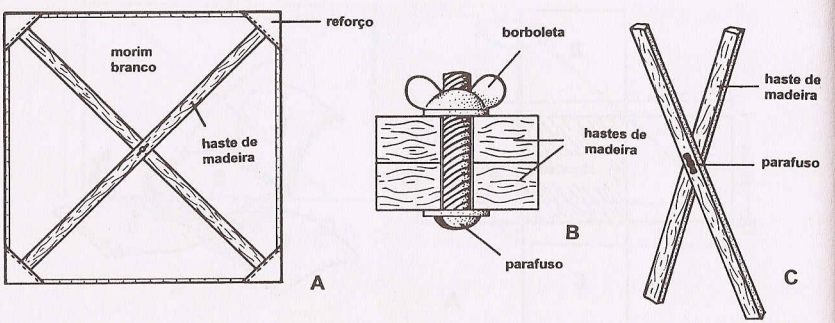


Figura 5. "Guarda-chuva" entomológico. A. Vista inferior. B. Esquema de encaixe das hastes de madeira. C. Hastes de madeira.

algodão bruto, deve-se utilizar lenços de papel absorvente.

Em cada envelope, triângulo ou manta contendo insetos, não se deve esquecer de colocar uma etiqueta com os dados de coleta – localidade, data da coleta, nome do coletor e outros que se julgarem importantes para o estudo feito.

2.1.1.5. Caixas para estoque do material. Caixas feitas de papelão, madeira, plástico ou metal são usadas para estocar as mantas, envelopes ou triângulos contendo os insetos que foram retirados do vidro letal. Latas de metal, como aquelas utilizadas para guardar bolachas, são excelentes para este tipo de armazenamento. Não se deve esquecer de adicionar naftalina moída para melhor conservação. Os insetos podem ser preservados por muitos anos desta maneira.

2.1.1.6. "Guarda-chuva" entomológico (Figs. 5A-C). O guarda-chuva entomológico é especialmente utilizado para a coleta de pequenos insetos que pousam em arbustos, como coleópteros, alguns percevejos etc. Pode ser confeccionado com 1 metro quadrado de morim branco, com reforços triangulares em cada um dos cantos (Fig. 5A) para encaixe de duas varas de madeira intercruzadas (Fig. 5C). Para união das duas varas, são utilizados parafuso e borboleta de aço (Fig. 5B). Uma haste de madeira de pelo menos 60 cm de comprimento é utilizada para bater nos arbustos, fazendo com que os insetos caiam

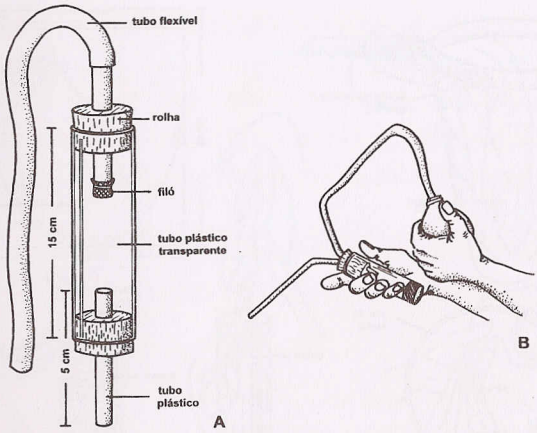


Figura 6. Modelos de aspiradores entomológicos. A . Aspirador comum. B. Aspirador com pêra de borracha.

sobre o guarda-chuva. Depois de caírem no guarda-chuva, os insetos são capturados mais facilmente com o uso de um aspirador .

2.1.1.7. Aspirador (Fig. 6). Há insetos pequenos que caminham sobre o substrato, por falta de asas ou por apresentarem modificações próprias para um contato mais direto com esse hábitat. Assim, há formigas, colêmbolos e tisanuros (entre muitos outros) que, não tendo asas, vivem permanentemente sob ou sobre pedras e troncos ou sobre folhas. As "tesourinhas" (Dermaptera), baratinhas silvestres (Blattaria), algumas famílias de Coleoptera com élitros curtos (por exemplo, Staphylinidae), entre outros grupos –além de todas as formas jovens– são grupos alados que têm agilidade para "caminhar" sobre o substrato. Esses grupos podem ser coletados com mais facilidade com o uso de pinças ou com o auxílio de um aspirador. O aspirador também é usado para coletar insetos delicados que pousam em um substrato atraído por alguma isca e que ali permanecem por pouco tempo. Talvez o caso mais típico seja o de "iscas humanas". Para estudos epidemiológicos, com doenças transmitidas por mosquitos hematófagos (Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae e Psychodidae), o próprio coletor deixa seu braço exposto –ou conta com o auxílio

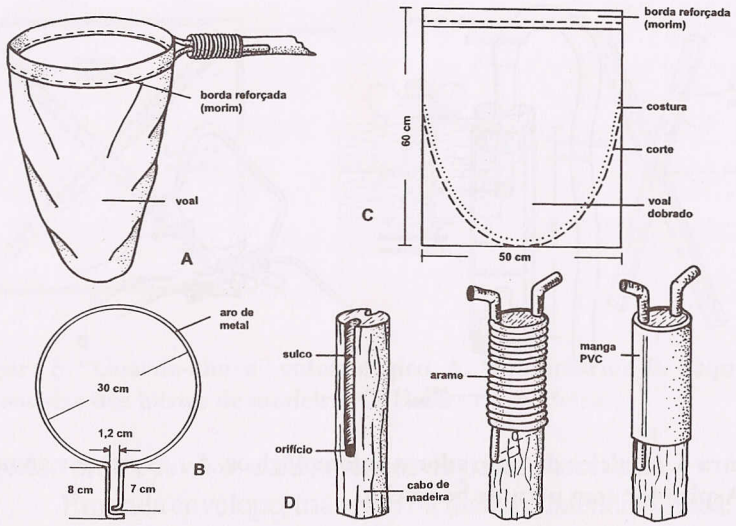


Figura 7. Rede entomológica ou de varredura. A. Rede. B. Aro de metal. C. Molde da rede. D. Tipos de encaixe para o cabo de madeira.

de alguém mais–, coletando os insetos que pousam buscando alimento.

Os tipos de aspiradores mais simples consistem de um tubo plástico transparente semi-flexível (por exemplo, um pedaço de mangueira) de cerca de 3 cm de diâmetro e 15 cm de comprimento, com as extremidades tampadas com rolhas de borracha ou cortiça. Através de uma das tampas, insere-se um tubo curto de plástico rígido com 5 mm de diâmetro e 15 cm de comprimento (dos quais 5 cm ficam para dentro do tubo), com o qual se faz a aspiração. Na outra extremidade do tubo transparente, também no centro da tampa, deve ser introduzido outro tubo de plástico rígido com o mesmo comprimento do anterior. Acoplado a este, conecta-se outro tubo de plástico flexível ou de borracha, bem mais longo (5mm de diâmetro e 30cm de comprimento), por onde serão aspirados os insetos. A extremidade interna do tubo rígido, que entra em contato com a boca, dentro do tubo maior, deve ser revestida com filó, para que, após passarem para o espaço interno do aspirador, não sejam ingeridos pelo coletor. Uma variação do aspirador pode ser feita colocando-se uma "pêra" de borracha acoplada à extremidade do tubo longo de borracha

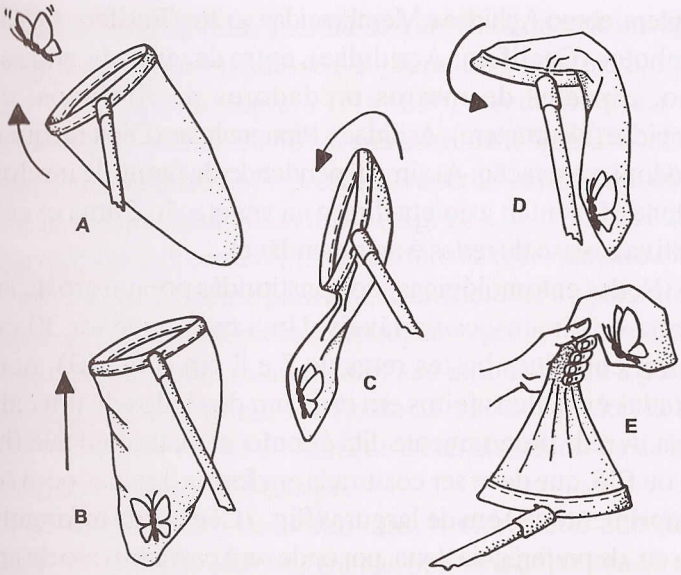


Figura 8. O uso da rede entomológica. A-E. Seqüência de captura e manuseio.

(Fig.6B). Os insetos capturados são transferidos, de quando em quando, para o vidro letal, evitando o acúmulo e conseqüente quebra dos indivíduos.

2.1.1.8. Rede entomológica e de varredura (Figs. 7, 8A-E). Muitos insetos são fitófagos –e, portanto, estão quase sempre em contato direto com a vegetação– ou usam as plantas como local de pouso. Dependendo do local e da época do ano, a vegetação (isto é, a folhagem da vegetação) corresponde ao microhábitat que talvez abrigue, individualmente, a maior diversidade de insetos. De fato, é possível encontrar espécies da maior parte das ordens pousadas na vegetação ou efetivamente utilizando-a como fonte de alimento. Isso inclui muitas espécies de inúmeras famílias de Coleoptera, como Curculionidae e Chrysomelidae, de muitas famílias de Diptera, como Otitidae e Agromyzidae, diversas espécies de Hymenoptera, especialmente se houver floração, como Apidae e Vespidae, várias famílias de Hemiptera, como Reduviidae e Pentatomidae, e

Homoptera, como Aphidae e Membracidae, grilos (Ensifera: Gryllidae) e gafanhotos (Caelifera: Acrididae), entre dezenas de outras. Há, mesmo, espécies de insetos predadores de fitófagos, como Chrysopidae (Neuroptera), Asilidae e Pipunculidae (Diptera) que estão associados à vegetação. Assim, dependendo da fauna de insetos que se pretende levantar, a coleta direto na vegetação é uma excelente alternativa e o uso de redes é recomendável.

Redes entomológicas são constituídas por um aro de arame resistente de dimensões variáveis. Uma rede pode ter 30 cm de diâmetro, com duas hastes retas de 7 e 8 cm (Fig. 7B), que são encaixadas em sulcos feitos em cada um dos lados de um cabo de madeira. A rede propriamente dita é confeccionada com tela fina de náilon ou filó, que deve ser costurada em forma de saco, com 60 cm de comprimento, 50 cm de largura (Fig. 7C) e borda reforçada por morim ou, de preferência, lona, por onde será passado o aro de arame. Para a fixação das hastes do aro nos sulcos do cabo de madeira, utiliza-se uma manga de PVC, um colar de metal ou um arame enrolado (Fig. 7D).

Para a rede de varredura, utiliza-se a mesma estrutura, substituindo-se o saco de filó ou náilon por um tecido mais resistente, como o morim. Este tipo de rede é utilizado para insetos que vivem na vegetação rasteira. Diferentemente da rede entomológica normal, que é usada para coletar um inseto durante o vôo, a rede de varredura é usada para bater diretamente na folhagem. O tecido da rede deve, portanto, ser mais grosso para resistir a perfurações que poderiam ser causadas pelos galhos das plantas.

A rede entomológica utilizada para a coleta de borboletas e libélulas pode ser igual à descrita acima, tendo como modificação principal as medidas do aro do arame, do saco de filó e do cabo. O tamanho ideal para esse tipo de rede é de 40 cm de diâmetro e 80 cm de comprimento. O cabo deve ser longo e pode ser feito de maneira a possuir duas ou mais partes que se encaixam (telescopadas) ou à base de rosca e contra-rosca.

A maneira mais eficaz de utilização da rede entomológica

está resumida na Figura 8. Inclina-se a abertura da rede em cerca de 45° (Fig. 8A), aproximando-se e capturando o inseto em um lance rápido. Logo após a captura (Fig. 8B), a rede deve ser girada rapidamente, de maneira a fechar sua abertura (Fig. 8C-D). O fundo da rede, onde o inseto ficou preso, deve ser levantado em direção à luz com o auxílio de uma das mãos (Fig. 8E). O vidro letal deve ser introduzido cuidadosamente pela abertura da rede, para a captura do inseto. O direcionamento para a luz é um detalhe importante. Uma boa parte dos insetos apresenta fototropismo positivo, isto é, em uma situação de penumbra relativa, eles são atraídos para a parte com mais luminosidade. Assim, se o fundo da rede está posicionado para a luz, o inseto desloca-se em direção a ele, afastando-se da boca da rede, evitando-se que ele escape.

Para a captura de borboletas, o vidro letal não deve ser utilizado, mesmo que este seja grande, pois as asas podem-se quebrar e haver perda das escamas, inutilizando o material. Borboletas e mariposas devem ser mortas, ainda dentro da rede, apertando-se o tórax lateralmente, à altura do segundo par de pernas, utilizando-se os dedos indicador e polegar.

A rede de varredura deve ser utilizada de forma a "varrer" toda a fauna de insetos que se encontra na vegetação. Todo o material coletado –insetos e pedaços de plantas– pode ser recolhido em sacos plásticos contendo um chumaço de algodão embebido em acetato de etila. A separação dos insetos, às vezes trabalhosa, é feita na volta ao laboratório, sob lupa.

2.1.1.9. Redes para coleta aquática. Embora a maioria dos insetos sejam terrestres, há formas imaturas de muitos grupos e adultos de outros que vivem em ambientes aquáticos. A maioria dos insetos aquáticos está restrita à água-doce, mas há alguns grupos que vivem em águas estuarinas e outros poucos que vivem em lagoas e poças salinas ou em pequenas profundidades no mar. As técnicas com a rede aquática são recomendadas em todos esses casos.

As redes para a coleta aquática são utilizadas especialmente

nas coletas de formas imaturas de insetos (de mosquitos, libélulas, efêmeras, etc.) e de formas adultas aquáticas (alguns percevejos e besouros) em riachos e lagos. A boca pode ser quadrada ou com o formato de um "D". Seu uso é semelhante ao de uma rede entomológica normal, mas deve ser mais curta e deve ser confeccionada com tecido de malha que permita a passagem da água. Pode-se utilizar também um coador de náilon ou metal, como uma peneira de cozinha. Em ambos os casos, utiliza-se um cabo de madeira longo, como utilizado em vassouras.

2.1.2. Coleta Passiva (Armadilhas)

As coletas ativas permitem a exploração de hábitats muito específicos, direcionando voluntariamente o esforço de coleta. No entanto, elas exigem a presença ativa, evidentemente, do coletor, o que sempre implica em restrições de tempo disponível ao longo de um dia, de um mês ou de um ano. As armadilhas, por outro lado, constituem um método muito eficiente, que permanece 24 horas por dia durante o ano inteiro. Além disso, ela permite a coleta de uma grande variedade de insetos, facilitando em grande medida o trabalho do coletor.

É considerada uma *armadilha* qualquer equipamento confeccionado de tal forma que, uma vez que os insetos nela adentrem, não possam mais sair. O tipo de armadilha a ser utilizado depende do grupo de inseto que se deseja coletar e pode ou não contar com atrativos. A seguir, serão descritas as armadilhas mais freqüentemente utilizadas em levantamentos gerais de entomofauna.

2.1.2.1. Armadilhas interceptadoras de vôo (Malaise). Alguns grupos de insetos são bons voadores e deslocam-se ativamente dentro do ambiente. Entre eles, os melhores voadores são os dípteros e himenópteros, que buscam fontes de recursos voando quase que constantemente em seus ambientes naturais. As abelhas (por exemplo, Apidae, Halictidae) e vespas (como Vespidae e Pompilidae) estão

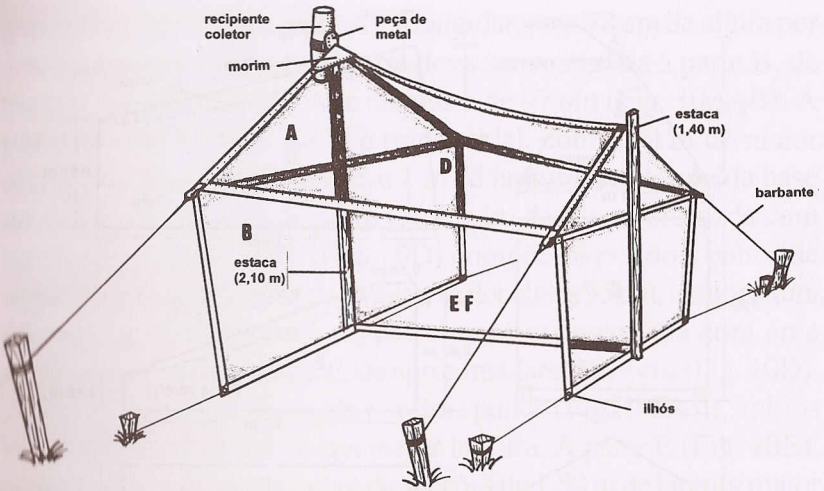


Figura 9. Modelo de Armadilha do tipo "Malaise".

entre os himenópteros mais ativos. Entre os dípteros, este número é muito maior, como é o caso dos Asilidae, Syrphidae, Sarcophagidae, Muscidae, Calliphoridae e Tachinidae, entre os de maior porte, e um grande número de famílias de Acalyptratae e de grupos mais basais de Brachycera, entre os dípteros menores. Ainda, muitos grupos cujas formas jovens vivem no folhiço emergem e deslocam-se dentro dos ambientes, voando rente ao chão (em especial, várias famílias de Diptera Bibionomorpha).

Essa característica permite o desenvolvimento de uma estratégia particular de coleta, com a instalação de armadilhas que "interceptam" o vôo desses insetos. As armadilhas interceptadoras de vôo contêm uma barreira pouco visível para o inseto e com a qual eles colidem. Ao serem interceptados pela armadilha, os insetos tendem a subir, na tentativa de sobrepor a barreira; é possível também que, ao se chocarem, caiam ao solo, subindo depois. Há várias armadilhas que operam com essa estratégia básica. A mais comum é a do tipo Malaise (Figs. 9 e 10), que captura os insetos ao tentarem sobrepor a barreira.

Esta armadilha foi desenvolvida pelo entomólogo sueco René Malaise. Townes (1972) e outros autores propuseram várias

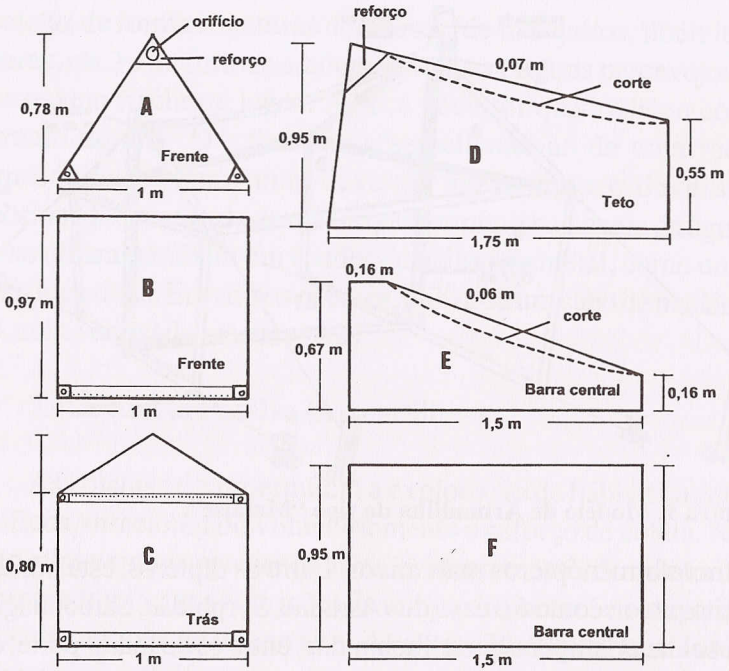


Figura 10. Molde para confecção da armadilha. A e B. Parte da frente. C. Parte de trás. D. Teto; E e F. Barreira central.

modificações para torná-la ainda mais eficiente. Os insetos são capturados no ponto mais alto da tenda, onde fica um recipiente contendo álcool a 70 %.

A descrição feita a seguir de uma armadilha do tipo Malaise é baseada no trabalho de Townes (1972), com pequenas modificações e adaptações. Basicamente, esta armadilha é constituída por uma tenda de tela de náilon suspensa por estacas de madeira, com uma barreira central também de náilon (Fig. 9). É formada por uma parte frontal (Fig. 9A+B), uma posterior (Fig. 9C), um teto (Fig. 9D, com duas "águas") e uma barreira central (Fig. 9E+F).

As costuras entre as diferentes partes que compõem a armadilha devem ser reforçadas por viés de tecido resistente, do tipo morim. A parte da frente desse modelo é composta por dois

panos (Fig. 10A+B); a parte A é triangular, com 78 cm de altura por 1 m na maior largura. Esta parte deve ser costurada à parte B, de mesma largura da parte A, e de altura de 97 cm (Fig. 10A+B). A parte de trás, C (Fig. 10C), é trapezoidal, com 1,10 m de maior altura, 80 cm na menor altura e 1 m de largura. A costura da base do triângulo superior da parte C também deve ser reforçada com tecido resistente. O teto (Fig. 10D) compõe-se por dois panos de dimensões iguais (1,75 m de largura, maior altura 95 cm, menor altura 55 cm). A parte superior do teto deverá ser recortada com uma inclinação, na região central, de aproximadamente 7 cm (Fig. 10D). A barreira central é formada por dois panos (Fig. 10E+F), unidos por costura reforçada na sua maior largura. A parte E (Fig. 10E), superior, é subtriangular, com dimensões de 1,50 m de largura maior por 6 cm de largura menor, com altura maior de 67 cm por 16 cm de altura menor, sendo sua parte superior recortada com inclinação central de 6 cm, conforme indicado na Figura 10E. A parte F da barreira central (Fig. 10F) é retangular, com dimensões de 1,50 m de largura por 95 cm de altura.

A cor da armadilha é um fator importante para a captura dos insetos. Townes (1972) recomenda que a parte inferior da barreira central (Fig. 10F) seja negra, para que a captura seja mais eficiente. Isso dificulta a percepção pelos insetos de que há uma barreira.

Os cantos das partes da frente (A+B) e de trás (C), indicados na Figura 10, devem ser reforçados com morim para a fixação de ilhoses. Cordas resistentes devem ser amarradas nos ilhoses e em pequenas estacas de madeira que, presas ao solo, manterão a Malaise esticada. Além destas pequenas estacas, outras duas são necessárias para elevar a armadilha do solo. A estaca que será fixada na frente da armadilha deverá medir cerca de 2,10 m e a de trás 1,40 m. A estaca da frente também servirá como suporte para encaixe da peça de metal onde será acoplado o recipiente coletor (Fig. 9).

As partes superiores da frente (Fig. 10A) e do teto, onde será acoplado o frasco coletor (Fig. 10D), deverão ser reforçadas com morim. Para a união do frasco coletor à armadilha, utiliza-se

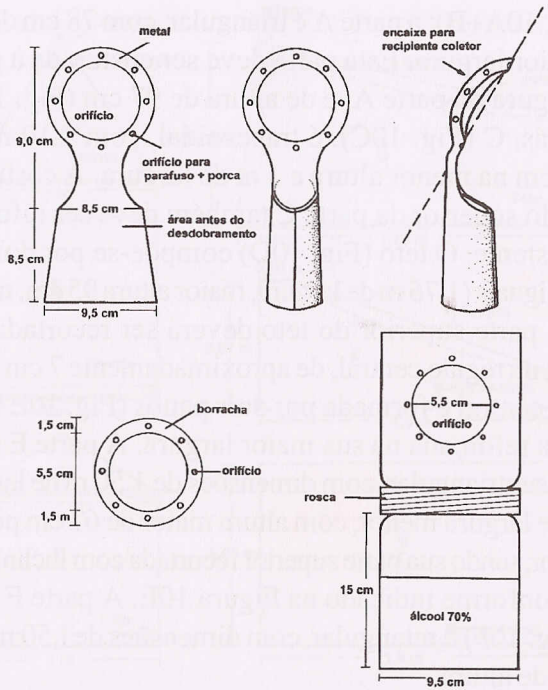


Figura 11. Peça de metal e recipiente coletor da Armadilha Malaise. A. Peça de metal. B. Peça de metal dobrada para encaixe da haste de madeira. C. Vista lateral da peça de metal. D. Borracha para encaixe do frasco coletor. E. Frasco coletor.

uma peça de metal, confeccionada em metalúrgica, conforme medidas indicadas nas Figuras 11A-C. As abas inferiores dessa peça (Fig. 11A) são dobradas para envolver a parte superior da estaca, de 2,10 m de comprimento, que sustenta a parte da frente da armadilha (Fig. 9). A parte da peça de metal vazada deve ser levemente inclinada e com as bordas ligeiramente voltadas para dentro, conforme a Figura 11C, a fim de acoplar o recipiente coletor. Na união da peça metálica com o frasco, acopla-se uma rodela de borracha vazada de dimensões de 5,5 cm de diâmetro interno por 1,5 cm de largura (Fig. 11D).

O recipiente coletor é composto por dois frascos de acrílico transparente unidos por rosca. Eles podem ter 15 cm de comprimento, por 9,5 cm de diâmetro cada um. O pote superior deve ser recortado

utilizando-se uma lâmina aquecida, para que se obtenha um orifício de 5,5 cm (Fig. 11E). A união da borracha, o reforço da armadilha, a peça de metal e o frasco coletor é feita com 8 parafusos e suas respectivas porcas. O frasco inferior conterá álcool 70%, onde cairão os insetos.

As armadilhas Malaise devem ser instaladas em clareiras ao longo de pequenas trilhas, por onde é mais provável que os insetos voem ativamente. Deve-se ainda observar que a parte da frente da armadilha fique orientada para a região que permanece a maior parte do ano ensolarada. Na região sul do Brasil, por exemplo, a orientação deve ser para o norte. Com isso, aproveita-se a luminosidade solar, que atrai o inseto, para direcionar a armadilha ao longo do eixo leste-oeste ou ligeiramente deslocado para nordeste-noroeste.

Há variações grandes não apenas na forma, no tamanho, na estrutura e na forma dos coletores das armadilhas Malaise, como há variações sobre como instalá-las. Apenas para se ter uma idéia, a fauna de insetos de copas de árvores é consideravelmente diferente da fauna que voa junto ao solo. Assim, há *armadilhas suspensas*, que funcionam sob princípios semelhantes às armadilhas do tipo Malaise, que são mantidas elevadas dentro de matas, à altura da copa das árvores, a 20, 25 ou mais metros de altura do solo.

2.1.2.2. Armadilhas com atrativos biológicos, químicos ou físicos. Há uma série de grupos de insetos que não apenas têm preferências alimentares definidas, como também têm uma capacidade apurada de detecção da presença desses alimentos. Em ambientes naturais, os insetos precisam detectar as fontes de alimentos e, para isso, utilizam especialmente receptores olfativos –mais que a visão– extremamente apurados. Assim, conhecendo um pouco da biologia dos insetos, é possível aumentar a eficiência das coletas utilizando como "iscas" as substâncias ou produtos que mais atraem esses grupos. Há vários tipos de armadilhas que trabalham com iscas e vários tipos de iscas que podem ser usadas. Às vezes, é necessário utilizar uma combinação de produtos para uma coleta mais eficiente de um grupo.

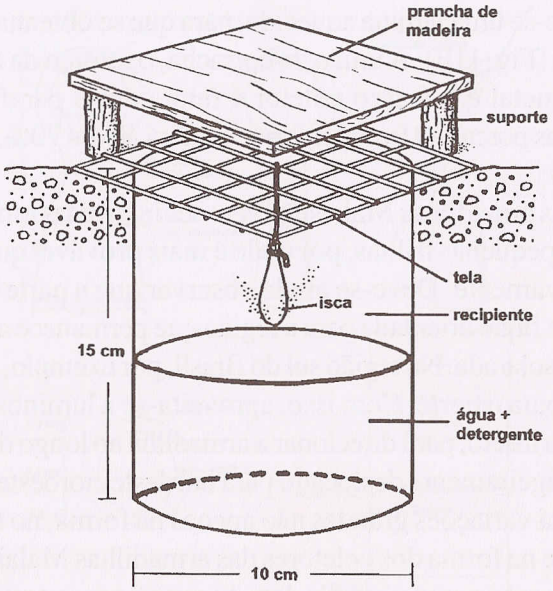
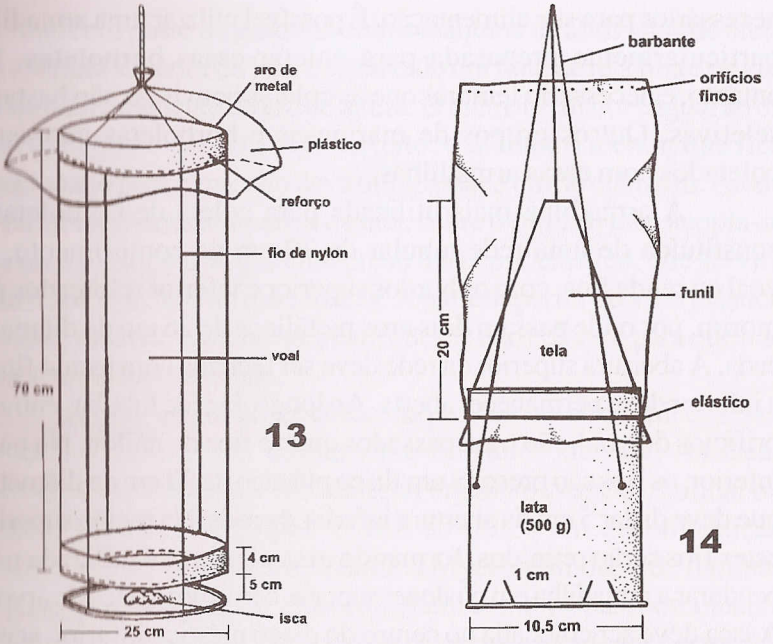


Figura 12. Armadilha de solo.

A. Armadilha de solo (Fig. 12)

As *armadilhas de solo* são especialmente voltadas para insetos que caminham sobre o solo, por incapacidade de vôo ou por preferência de hábitat. Isso inclui uma variedade de formas imaturas de insetos, como larvas de besouros e de dípteros, mas também adultos de insetos sem asas, como Collembola, Protura, Diplura, Archaeognatha, Zygentoma, formigas, adultos com asas de alguns grupos, como Sciaridae e Phoridae (Diptera), além de outros artrópodes, como ácaros, aranhas, sínfilos, diplópodes, etc.

Essas armadilhas podem ter sua eficiência aumentada pela presença de iscas. A armadilha de solo proposta aqui é muito simples. Ela é constituída por um recipiente de boca larga, por exemplo de 15 cm de diâmetro por 10 cm de altura, enterrado no solo de maneira que a abertura fique ao nível da superfície (Fig. 12). Este recipiente deve ser coberto por tela firme de malha grossa de arame. Uma isca, envolta em tecido fino, pode ficar presa por barbante à tela. Insetos



Figuras 13 e 14. 13. Armadilha para coleta de borboletas. 14. Armadilha para coleta de moscas.

que se deslocam no solo, sendo atraídos pela isca, têm uma probabilidade alta de caírem dentro do recipiente. Este deve conter cerca de um terço do volume do frasco com água com algumas gotas de detergente, o que irá quebrar da tensão superficial. Sobre as bordas da armadilha, devem ser colocados dois suportes (pedaços de madeira ou pedras) para apoio de uma prancha de madeira, evitando o acúmulo de água da chuva no interior da armadilha. As iscas mais atrativas são as de peixe, carne e frutas fermentadas, mas a escolha da isca é uma função do que se pretende coletar. A armadilha de solo também pode ser utilizada somente com água e detergente, sem qualquer isca (caso em que é chamada "pitfall").

B. Armadilha para borboletas (Fig. 13)

Muitas espécies de borboletas são atraídas por frutos em decomposição, uma vez que elas aí encontram água e os açúcares

necessários para sua alimentação. É possível utilizar uma armadilha particularmente preparada para coletar essas borboletas. No entanto, é necessário lembrar que as coletas com iscas são bastante seletivas. Outros grupos de mariposas e borboletas não serão coletados com essas armadilhas.

A armadilha mais utilizada para coleta de borboletas é constituída de uma rede tubular de 70 cm de comprimento, de voal ou renda fina, com os bordos superior e inferior reforçados por morim, por onde passam dois aros metálicos de 26 cm de diâmetro cada. A abertura superior da rede deve ser fechada com tecido fino e a inferior deve permanecer aberta. Ao longo da rede tubular, entre os orifícios do voal, são transpassados quatro fios de náilon. Na parte inferior, os fios são presos a um disco plástico de 29 cm de diâmetro, que deve distar 5 cm da abertura inferior da rede. Na região superior, estes fios serão reunidos, formando uma alça, que é utilizada para pendurar a armadilha em qualquer suporte, como um tronco de árvore. A isca deve ser colocada no centro do disco plástico inferior, sendo as frutas em decomposição as iscas mais utilizadas, especialmente a banana amassada regada com caldo de cana, o que acelera o processo de fermentação. Pode-se colocar um plástico amplo cobrindo toda a parte superior da armadilha, para proteção contra a chuva.

As borboletas, atraídas pela isca, entrarão pelo espaço deixado entre a abertura inferior da rede e o disco plástico, tendendo a subir e ficando presas.

C. Armadilha para moscas (Fig. 14).

Muitas espécies de moscas alimentam-se de bactérias fermentadoras que se desenvolvem em matéria vegetal ou animal em decomposição. Para a coleta dessas moscas, a armadilha descrita por Ferreira (1978) geralmente é a mais utilizada. Pode ser feita com uma lata com volume de 500 g e com abertura larga –como as de leite em pó–, pintada de preto ou amarelo fosco. Na parte inferior da lata, são feitos orifícios triangulares de aproximadamente 1 cm de altura, por onde as moscas entram na armadilha. Estes orifícios podem

ser feitos em posto de gasolina com a máquina de abrir latas de óleo. Na abertura superior da lata, é encaixado um funil de tela fina e rígida, de aproximadamente 20 cm de altura. O diâmetro maior é igual ao da lata, para que o encaixe seja perfeito; o diâmetro menor, que fica direcionado para cima, não deve ultrapassar 3 cm de diâmetro. Ainda ao redor da abertura superior da lata, sobre o funil de tela, acopla-se um saco plástico transparente preso à lata por elástico, que servirá para o aprisionamento das moscas. A parte superior do saco plástico deve ser finamente perfurada, para que ele não colabe e para que não haja acúmulo de umidade.

A isca, que deve ser colocada previamente ao funil de tela e ao saco plástico, fica diretamente no fundo da lata. As iscas normalmente utilizadas são material orgânico (vegetal, animal ou ambos) em decomposição. O uso de frutos em decomposição atrairá espécies de dípteros da família Mycetophilidae e de famílias de Acalyptratae, como as drosófilas, bem como vespas, borboletas e besouros de várias famílias. O uso de carne –fígado ou peixe, por exemplo– atrairá especialmente os Calyptratae, como Muscidae, Calliphoridae e Sarcophagidae. O uso de fezes exercerá atração sobre alguns grupos de dípteros, como Sepsidae e Sarcophagidae.

A armadilha deve ser suspensa a pelo menos 20 cm do solo, utilizando-se quatro cordões amarrados às laterais da lata. O local mais apropriado para pendurar a lata é à sombra, não estando encostada na folhagem, para que não haja invasão por ácaros e formigas.

Uma outra maneira de coletar esses animais é fazer o inverso, simplesmente localizando matéria vegetal ou animal em decomposição –fezes, carcaças e frutos em decomposição– em ambientes naturais e levando-os para laboratório, onde são criados até que os adultos emerjam.

D. Armadilha de Shannon (Fig. 15)

Esta armadilha é particularmente apropriada para a captura

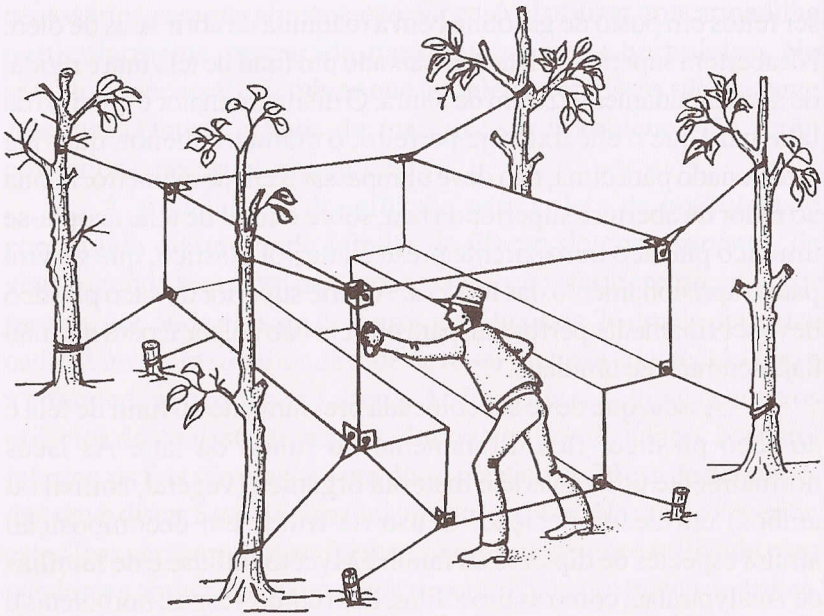


Figura 15. Armadilhado tipo "Shannon".

de mosquitos. Foi criada por Shannon (1939), tendo sido modificada por muitos autores. Consiste de uma tenda de tecido fino, sustentada por estacas de madeira a 20 cm do solo, contendo isca humana ou animal ou uma fonte luminosa (Fig. 15). Cavalos, bois e outros animais domésticos são mantidos dentro dessa tenda para atrair borrachudos, mosquitos, mutucas e outros hematófagos.

A tenda constitui-se de um teto (Fig. 16A), uma parte da frente e outra de trás iguais (Fig. 16B) e duas partes laterais, também iguais (Fig. 16C). As costuras que unem as diferentes partes são reforçadas com viés de tecido grosso ou morim. Ilhoses devem ser colocados em todos os cantos, como indicados nas Figuras 16A-C, onde serão presos os cordões que servirão para estender a tenda. Quatro estacas de madeira de aproximadamente 2,50 m de comprimento são fixados no solo para suporte dos cordões superiores da tenda. Os cordões inferiores devem ser amarrados em pequenas estacas de aproximadamente 25 cm de comprimento, que também

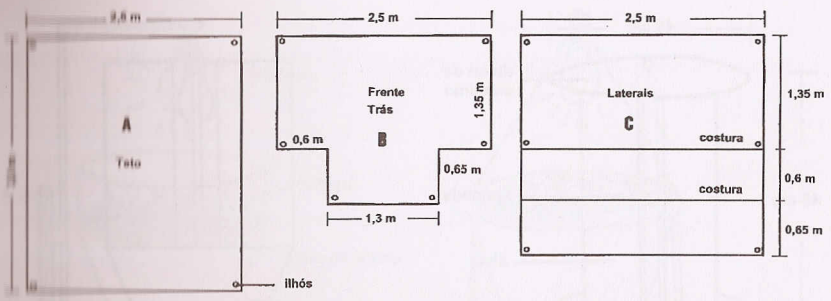


Figura 16. Molde para confecção da armadilha Shannon. A. Teto. B. Partes da frente e trás. C. Laterais.

são presas ao solo.

Uma forma mais simples de se confeccionar uma armadilha para captura de mosquitos foi idealizada em W.H.O. (1962) e consiste de uma tenda ampla, de formato retangular, suportada por quatro hastes de madeira, que também servem para fixação. O princípio básico dessas armadilhas é de coleta seletiva –manual– dos insetos que voam para seu interior, utilizando-se um aspirador ou diretamente com um tubo de ensaio. Cada exemplar vivo poderá estar separado por um chumaço de algodão.

Esse mesmo formato geral de armadilha –como uma caixa retangular aberta na base– pode ser utilizada de outras formas. Uma delas é a colocação de material biológico variado em decomposição –por exemplo, lixo– na parte inferior da armadilha. Os insetos localizam e alcançam o alimento, mas depois, voando preferencialmente para cima, ficam presos. Eles são coletados depois, um a um ou com o uso de uma rede.

E. Armadilha luminosa (Fig. 17).

As fontes luminosas são um atrativo para diversos grupos de insetos alados. Provavelmente, a luminosidade da lua deve ser utilizada pelos insetos no ciclo reprodutivo para a localização entre machos e fêmeas de uma mesma espécie na época do acasalamento. É difícil saber se as fontes artificiais de luz confundem ou ajudam os insetos nesse processo, mas com certeza servem como atração eficiente para

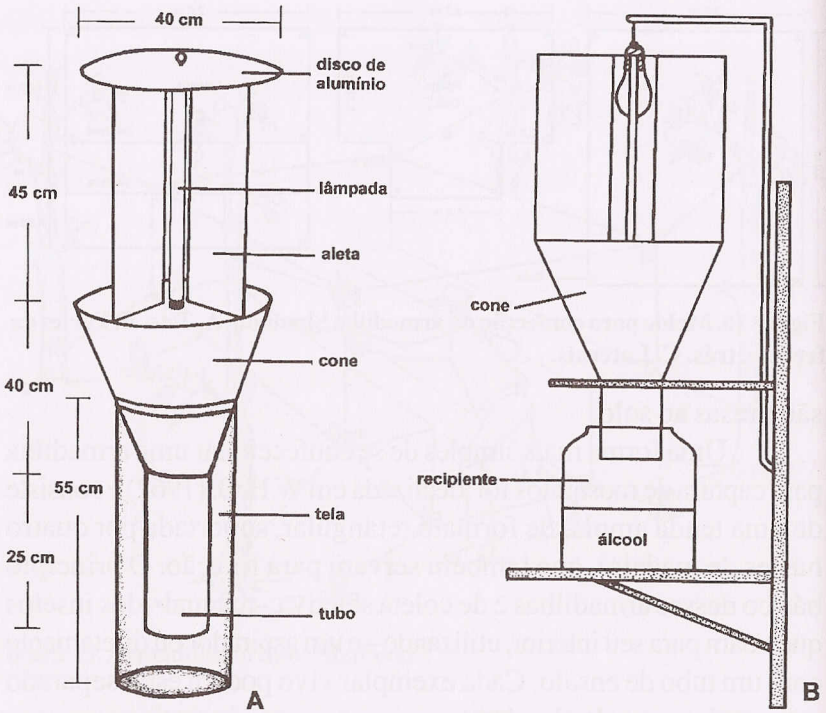


Figura 17. Armadilha luminosa. A. Tipo Luiz de Queiroz. B. Suporte de madeira para a armadilha.

ajudar o coletor.

Há vários tipos de armadilha que utilizam a luz como atrativo para captura de insetos. Uma das mais comuns é a armadilha luminosa modelo "Luiz de Queiroz" (Silveira Neto, 1969). Ela consiste de um funil de alumínio de cerca de 65 cm de altura. O diâmetro maior do funil deve ter no máximo 37 cm; o cone do funil, 40 cm de comprimento; o tubo do funil, 25 cm de altura. Sobre o maior diâmetro do funil, encaixa-se uma armação feita com quatro aletas de alumínio, de 45 cm de altura por 14 cm de largura cada uma, dispostas de maneira cruzada ao redor de uma lâmpada fluorescente. Para o funcionamento da lâmpada, deve ser instalado um sistema elétrico na parte superior do disco de alumínio, constituído por reator, tomada e "starter". Dependendo do objetivo da coleta, acopla-se, na região

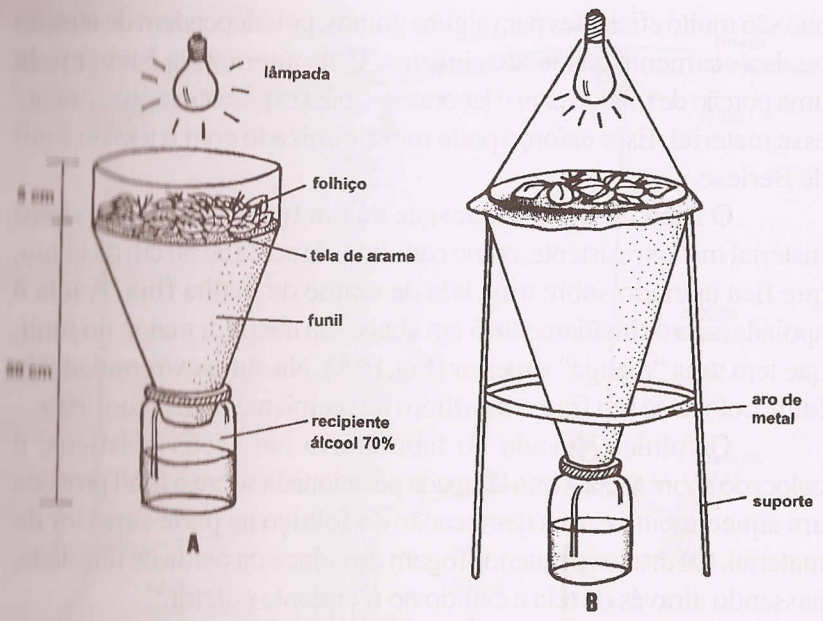


Figura 18. A. Funil de Berlese. B. Funil de Berlese-Tullgreen.

inferior da armadilha, uma gaiola de tela fina (55 cm de altura por 37 cm de diâmetro) ou um pote com álcool para aprisionar ou matar os insetos. Um disco de alumínio com 40 cm de diâmetro deve ser colocado sobre a armadilha para proteção da água da chuva. No centro deste disco, é colocada uma alça por onde a armadilha será pendurada.

Ao invés de se utilizar a armadilha luminosa pendurada, pode-se confeccionar um suporte de madeira (Fig. 17B), mais adequado para coletas, com uso de álcool como fixador.

F. Funil de Berlese (Figs. 18A-B).

Há um número bastante grande de espécies de insetos que passam toda sua vida no folhiço, que se acumula com a queda de folhas no solo em áreas com cobertura mais densa de vegetação, como florestas, restingas e cerradões. É possível coletar uma parte dessa fauna com as armadilhas de solo, já descritas acima, mas elas

não são muito eficientes para alguns grupos, pois dependem de atração ou deslocamento casual dos insetos. Uma alternativa é levar toda uma porção de folhiço para o laboratório, para explorar exaustivamente esse material. Esse esforço pode ser minimizado com o uso do funil de Berlese.

O funil de Berlese consiste de um funil de metal ou outro material menos resistente, como cartolina, de cerca de 50 cm de altura, que fica apoiado sobre uma tela de arame de malha fina. A tela é apoiada a aproximadamente 5 cm abaixo da abertura maior do funil, que tem uma "manga" superior (Fig.18A). Na outra extremidade do funil, coloca-se um frasco mortífero ou recipiente com álcool 70%.

O folhiço, levado ao laboratório em sacos plásticos, é colocado sobre a tela. Uma lâmpada posicionada sobre o funil provoca um aquecimento e uma dessecação do folhiço na parte superior do material. Os insetos pequenos fogem do calor e da perda de umidade, passando através da tela e caindo no recipiente coletor.

O Funil de Berlese-Tullgreen é uma modificação do original, unindo dois funis por sua abertura maior. A fonte luminosa é encaixada na abertura menor do funil superior, que serve para direcionar o calor e a luz no folhiço. Este tipo de funil fica apoiado em um tripé, preso por aros de metal (Fig. 18-B).

Deve-se ter o cuidado para que a amostra não seque rapidamente impossibilitando que os insetos de movimento lento fiquem imobilizados e não caiam no recipiente coletor.

G. Pano para coleta de insetos noturnos (Fig. 19).

As coletas com pano iluminado têm um princípio semelhante à das armadilhas luminosas. No caso do uso do pano, as coletas podem ser mais seletivas que quando os insetos caem diretamente em uma armadilha com recipiente coletor. O uso do pano permite uma coleta cuidadosa, sem dano a partes muito delicadas dos insetos. Talvez o grupo mais importante, nesse contexto, sejam as mariposas. Para a atração dos insetos, utiliza-se uma fonte luminosa próxima a um pano branco, esticado entre duas árvores ou duas estacas. Pode-

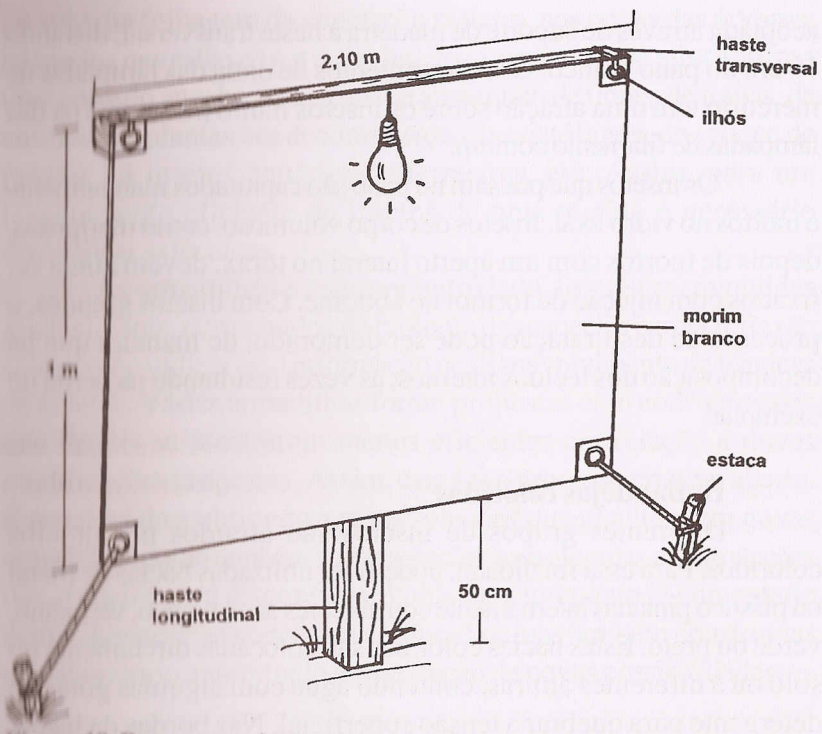


Figura 19. Pano para coleta noturna.

se ainda utilizar como superfície de captura uma parede branca com fonte luminosa próxima.

Outra forma de se coletarem insetos noturnos é com o uso de uma armadilha com suporte próprio (Fig. 19). É confeccionada com duas hastes de madeira. A haste vertical tem 1,70 m (com 20 cm para serem enterrados no solo); a outra tem 2,10 m e constituirá a haste transversal. Essa haste deverá ter um recorte na região mediana, onde será encaixada a haste longitudinal. As duas serão presas com parafuso e arruela tipo "borboleta" (igual ao encaixe da Fig. 5B). Um pano branco de 2,0 m de comprimento por 1,0 m de largura deve ser preso na haste transversal, com cordões firmes passados através de ilhoses colocados nos cantos superiores. Nos cantos inferiores do pano, os cordões passam através de ilhoses e são amarrados a estacas no solo. Uma lâmpada de mercúrio de 150 W ou mais deve ser

acoplada através de suporte de madeira à haste transversal, distando 10 cm do pano branco. Os comprimentos de onda das lâmpadas de mercúrio têm uma atração sobre os insetos muito maior que os das lâmpadas de filamento comum.

Os insetos que pousam no pano são capturados manualmente e mortos no vidro letal. Insetos de corpo volumoso, como mariposas, depois de mortos com um aperto lateral no tórax, devem ainda ser fixados com injeção de formol no abdome. Com insetos grandes, o processo de desidratação pode ser demorado, de maneira que há decomposição dos tecidos internos, às vezes resultando na perda do exemplar.

H. Bandejas coloridas

Diferentes grupos de insetos são atraídos por objetos coloridos. Para essa finalidade, podem ser utilizadas bacias de metal ou plástico pintadas internamente com as cores azul, branco, vermelho, verde ou preto. Estas bacias coloridas são colocadas diretamente no solo ou a diferentes alturas, contendo água com algumas gotas de detergente para quebrar a tensão superficial. Nas bordas da bacia, devem ser feitos orifícios onde são coladas telas finas para que, em caso de chuva, o excesso de água no recipiente não leve os insetos coletados ao transbordar. No caso de afídeos, a bacia de coloração amarela instalada a 1 m do solo é a que fornece melhores resultados. Com um pouco de experiência, é possível saber quais são as cores e a altura mais apropriada para coletar o grupo de nosso interesse.

2.2. Comentários Gerais

Como foi visto acima, as várias armadilhas e técnicas diferentes correspondem a estratégias montadas para coletar insetos com eficiência a partir do conhecimento de sua biologia. Não há nenhuma técnica de coleta que seja, individualmente, suficiente para coletar *todos* os grupos de insetos vivendo em qualquer ambiente. Há insetos diurnos e noturnos; há insetos alados e sem asas; há insetos que vivem

no solo, na folhagem da vegetação rasteira, nas copas das árvores; há insetos que estão ativos o ano inteiro e outros que são ativos apenas uma parte do ano; há insetos que se alimentam de flores, de folhas, de animais ou plantas em decomposição, hematófagos, de seiva e de presas; há insetos aquáticos e terrestres, etc. Assim, para um levantamento eficiente de insetos de uma região, é necessário diversificar as técnicas.

As armadilhas atuais, por outro lado, foram desenvolvidas gradualmente, com estudos de biologia das espécies e uma reflexão sobre como utilizar essa informação no desenvolvimento de técnicas de coletas. Várias armadilhas foram propostas com configurações que depois se mostraram menos eficientes em relação a novas modificações propostas. Assim, este é um processo criativo aberto. É possível descobrir não apenas soluções que resultem em novas armadilhas, como também novas soluções para algumas das limitações das armadilhas já disponíveis. Voltando a um ponto já comentado acima, armadilhas podem ser compradas, mas também construídas em laboratório, permitindo a exploração de novas possibilidades.

3. Manutenção de formas imaturas de insetos em laboratório

Muitas vezes, é difícil a identificação de formas imaturas – ninfas, larvas e pupas– ao nível de espécie (ou mesmo ao nível de gênero e, em alguns casos, até de família). Quando encontradas no campo, é aconselhável trazer as formas jovens para criação em laboratório, até que atinjam o estágio adulto. Criá-las, no entanto, exige um pouco de conhecimento técnico e algumas condições materiais. A regra mais básica é que, para se obter sucesso na criação, deve-se reproduzir as mesmas condições em que os imaturos foram encontrados no campo. A dificuldade às vezes é compreender e reproduzir no laboratório microcondições dos hábitats naturais.

O laboratório deve conter equipamentos adequados, além de pessoal treinado a executar tais tarefas. Para o bom desenvolvimento das criações, são exigidos cuidados especiais, levando-se em consideração a especificidade de cada grupo de inseto.

3.1. Material

3.1.1. Gaiolas de emergência de insetos (Fig. 20A-D)

Para a criação dos imaturos, pode-se utilizar, nas situações

mais simples, um vidro de boca larga, coberto com tela ou voal, preso por elástico (Fig. 20A). No vidro, deve ser colocado o alimento e mantida a umidade necessária. Pode-se ainda utilizar uma caixa de criação com armação de madeira e laterais de vidro transparente e/ou tela, que permitem, fácil observação dos insetos (Fig. 20B).

Quando se deseja apenas obter o adulto, sem a preocupação de trocar o alimento (para insetos que vivem internamente no substrato vegetal, por exemplo, em frutos, em vagens, sementes ou madeira), pode-se utilizar uma caixa de papelão com um recipiente de vidro acoplado, para onde o adulto se dirige ao emergir, atraído pela luz (Fig. 20C).

Insetos que vivem em plantas podem ser facilmente mantidos em vasos cobertos com tela suportada por armação de metal ou envoltos em celulóide, fechado com tecido fino preso por elástico (Fig. 20D). Em casas especializadas, podem ser obtidos outros recipientes úteis para a criação de insetos, como placas de Petri descartáveis, "gerbox" e insetários.

3.1.2. Casa de vegetação e câmara para criação insetos

Os recipientes de criação podem ser acondicionados em casa de vegetação, que é constituída basicamente de uma estrutura de madeira revestida por tela fina coberta com teto transparente. A importância de sua utilização está no fato de que ela reproduz, em suas medidas, as condições encontradas no ambiente natural.

Quando se procura criar insetos com a finalidade de analisar dados referentes ao comportamento, ciclo de vida, ou qualquer outro tipo de estudo que leve em conta fatores como temperatura, umidade e fotoperíodo, pode-se utilizar equipamentos mais sofisticados. Existem no mercado câmaras especiais para criação de insetos (B.O.D.- Biological Oxigene Demand) com as quais se pode desenvolver perfeitamente uma criação com diversos parâmetros pré-estabelecidos.

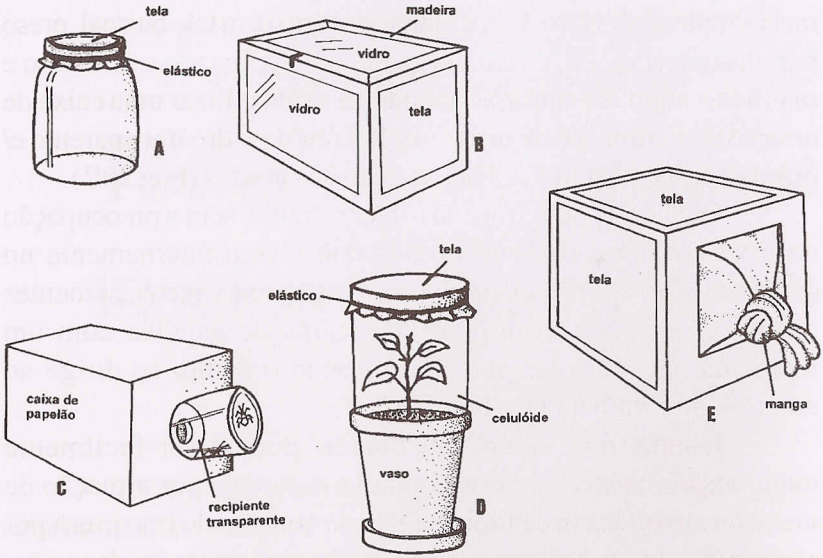


Figura 20. Recipientes para criação de insetos. A. Vidro de boca-larga. B. Caixa de madeira com vidro e tela. C. Caixa de papelão com recipiente coletor. D. Vaso com cobertura de tela e celulóide. E. Caixa com tela e manga.

3.2. Cuidados com a criação – alimento

A escolha do alimento a ser fornecido depende, evidentemente, da espécie a ser criada. Algumas espécies são generalistas, como as baratas, os gafanhotos e as formigas, aceitando uma ampla variedade de alimentos, incluindo matéria orgânica morta ou em decomposição. Outros grupos são mais específicos, com preferências alimentares tão restritas que apenas uma espécie de planta ou animal servirá como alimento. O ideal é que, no momento da coleta, na ausência de conhecimento disponível na literatura de dados de biologia, se observem o tipo de alimento preferido pelo inseto para consumo, oviposição e outros dados relevantes para sua criação, de modo que eles possam ser reproduzidos em laboratório.

A alimentação de espécies predadoras deve ser feita mantendo-se paralelamente uma criação de seu alimento. Isso pode corresponder a larvas de outros insetos. Alguns besouros

predadores, por exemplo, alimentam-se bem com larvas de outros besouros que crescem em produtos alimentícios armazenados ou mesmo que crescem em dietas artificiais encontradas no mercado para cães, gatos e coelhos. Restos de alimentos –restos de animais não digeridos– devem ser retirados diariamente para evitar o crescimento de bactérias patógenas.

Para espécies não predadoras, deve-se acrescentar, ao recipiente de criação, parte do substrato onde foram encontradas. No caso de insetos fitófagos, criados em gaiolas com vasos contendo plantas em desenvolvimento, não há necessidade de maiores cuidados, a não ser a rega da planta. Para outras espécies fitófagas criadas diretamente em folhas isoladas, no entanto, deve-se ter o cuidado de verificar as folhas diariamente, pois tendem a secar rapidamente.

Insetos que crescem em produtos alimentícios armazenados são mantidos vivos e se reproduzem com facilidade em farinhas, grãos (feijão, amendoim, milho, etc.), fumo ou outros cereais, apenas controlando-se o excesso de umidade. Para a criação de insetos hematófagos, utilizam-se animais como galinhas, ratos e coelhos mantidos em cativeiro.

3.3. Problemas com a criação

Alguns problemas podem surgir em qualquer tipo de criação. Os mais comuns são o aparecimento de ácaros, fungos e bactérias. Para se evitarem esses problemas, os recipientes devem ser limpos e esterilizados com freqüência, com todos os insetos mortos removidos. Para a manipulação dos insetos, deve-se utilizar um pincel macio, para que o material não se danifique. No início da contaminação por fungos ou ácaros, uma das alternativas é renovar todo o substrato. Para o controle de ácaros nas criações, os recipientes com os insetos devem ser colocados em outro maior, contendo óleo comum.

O canibalismo representa um grande problema na criação de insetos predadores, sendo muitas vezes necessária sua

individualização. Mesmo algumas espécies não-predadoras podem-se tornar canibais quando há superpopulação no recipiente.

Parasitas e predadores podem representar um sério problema nas criações. Para diminiur as possibilidades de introdução desses inimigos naturais, deve-se ter o cuidado de observar minuciosamente os hospedeiros antes de serem transferidos para os recipientes de criação.

3.3.1. Umidade

A umidade representa também um fator importante na criação de insetos, devendo ser acompanhada com atenção. As espécies de produtos armazenados e algumas pupas não requerem muita umidade, porém a maioria dos insetos necessitam níveis altos de umidade. Para isso, utiliza-se um chumaço de algodão ou esponja embebida em água. Nas criações de espécies pequenas em placas de Petri, utiliza-se papel filtro umedecido para revestir o fundo do recipiente. O excesso de umidade, por outro lado, pode resultar em condensação da água dentro do recipiente, de modo que os insetos acabam por morrer presos nas gotículas de água. Além disso, o excesso de umidade contribui para a formação de colônias de fungos.

3.3.2. Temperatura

A maioria das espécies podem ser mantidas em salas com temperatura ambiente. A temperatura ótima para criação varia de espécie para espécie. Os extremos de temperatura geralmente não são suportados pela maioria dos insetos. Assim, os recipientes de criação não podem ser deixados diretamente ao sol ou em ambiente com temperatura excessivamente baixa. Além disso, temperaturas abaixo de uma faixa ótima tendem a aumentar o tempo de desenvolvimento dos insetos.

3.3.3. Fotoperíodo

A luz também influencia o desenvolvimento dos insetos. Em

laboratório, pode-se manipular os períodos de luz e de sombra que melhor se enquadrem aos requisitos de determinada espécie. Esses períodos podem ser regulados através de um "timer" na sala de criação ou acoplado à câmara de criação. Em geral, o fotoperíodo utilizado para insetos é de 12/12 horas. Essa não é uma questão óbvia. Em laboratórios sem esse controle, é possível que as lâmpadas permaneçam acesas por tempo demasiadamente longo (por exemplo, à noite) ou que o ambiente seja demasiadamente escuro, com exposição insuficiente das coleções à luz. Essas variáveis podem influenciar negativamente o desenvolvimento dos insetos.

3.4. Coleta de plantas

Muitas vezes, é interessante coletar partes da planta (galho com folhas, flores, frutos e sementes) onde o inseto foi encontrado. Estes dados podem contribuir significativamente para a identificação do inseto. A identificação da planta só é possível com a preparação adequada de exsicatas. Para isso, deve-se coletar a planta e trazê-la dentro de saco plástico fechado, contendo os dados do local, data e coletor. Além disso, mesmo que não haja dificuldade em identificar o inseto coletado, quando a espécie é relativamente comum, esses dados –como quais plantas são usadas como alimento– podem ser extremamente úteis na literatura, gerando um conhecimento mais amplo da biologia da espécie, a ser utilizado depois na tomada de decisões sobre controle ou auxílio na criação.

3.5. Prensa para exsicatas (Fig. 21)

A prensa para exsicatas pode ser confeccionada de maneira bem simples. É composta por duas armações feitas com tiras de madeira entrelaçadas, unidas por pregos. Entre essas estruturas, são acomodadas pranchas de papelão. As partes das plantas coletadas são distendidas cuidadosamente, arranjadas entre estas pranchas e cobertas com papel jornal ou outro papel absorvente. Duas tiras de

borracha –ou cintas de tecido resistente com fivelas para ajuste– devem envolver as armações de madeira contendo as plantas intercaladas com papel e as pranchas de papelão. De quando em quando, o papel absorvente deve ser trocado para evitar o excesso de umidade, o que propicia o desenvolvimento de fungos. Desta forma, depois de algum tempo, o material ficará seco e poderá ser depositado em herbários.

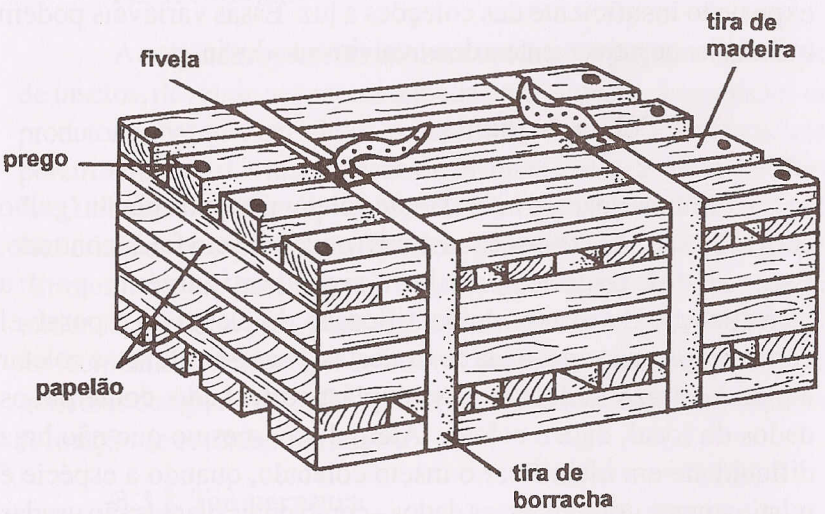


Figura 21. Prensa para exsicatas.

4. Montagem e preservação

4.1. Preservação temporária

Freqüentemente, não há tempo para o preparo e a estocagem de insetos logo após sua coleta e morte. Há várias maneiras de mantê-los em boas condições até que possam ser preparados adequadamente. O método a ser utilizado depende do tempo que os exemplares permanecerão estocados até a montagem final.

4.1.1. Refrigeração

Insetos de tamanho médio a grande, devidamente acondicionados em recipientes, podem ser deixados em um refrigerador por vários dias e ainda permanecer em boas condições para serem alfinetados. Certa umidade deve estar presente no recipiente, para que estes espécimes não se tornem secos demais, mas esta não deve ser elevada, para que não haja condensação de água. Para as asas de insetos pequenos, mesmo pequenas gotículas podem ser muito prejudiciais. Papel absorvente colocado entre os insetos e o fundo do recipiente auxiliará na manutenção de baixa umidade.

4.1.2. Preservação em via líquida

Insetos podem ser mantidos em álcool ou outros líquidos apropriados por vários anos antes de serem alfinetados. Para alguns grupos, no entanto, como mosquitos da família Culicidae, borboletas e mariposas, não é recomendada a preservação em via líquida. Estes insetos são bastante frágeis e têm cerdas longas e escamas que são

danificadas com este tipo de preservação. Essas escamas e cerdas são importantes na identificação de espécies e fazem muito falta quando perdidas.

O álcool vendido no comércio pode ser encontrado em duas concentrações: 42° GL, que corresponde a 96%, e 36° GL, que corresponde a 85%. O etanol (ou álcool etílico) em concentração de 70% usualmente é o melhor líquido para conservação e o mais utilizado. Na falta de alcoômetro, pode-se preparar o álcool 70% com 70ml de álcool diluídos em 26ml de água. Os Hymenoptera parasitóides podem ser preservados em álcool com concentração de 95%. Nessa concentração, o álcool previne o dobramento das asas e o enrugamento das partes mais moles do corpo do inseto. A importância da diluição do álcool é que, em baixas concentrações, a conservação é insuficiente, permitindo o aparecimento de bactérias e havendo deterioração do material; em altas concentrações, há perda de água do material por pressão osmótica, levando ao enrugamento e à danificação dos exemplares (exceto em alguns casos de insetos com o corpo muito rígido).

4.1.3. Preservação em via seca

Embora seja preferível alfinetar insetos recém-coletados, os métodos de preservação a seco, com a utilização de mantas e envelopes ou triângulos de papel (Figs. 3, 4), têm sido amplamente utilizados. Os envelopes ou triângulos são utilizados preferencialmente para Lepidoptera, alguns grupos de Trichoptera, os Diptera da família Tipulidae, Neuroptera e Odonata, cujos representantes possuem asas grandes e frágeis. Em qualquer dos meios de conservação temporária de insetos, não devem ser esquecidas etiquetas, cujos dados serão repassados para as etiquetas permanentes após a montagem do inseto.

4.2. Montagem e conservação permanentes

É importante que os insetos sejam corretamente preparados

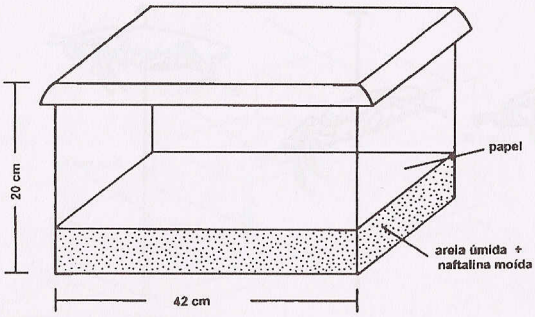


Figura 22. Câmara úmida.

e montados. Nessas condições, eles podem ser preservados por centenas de anos nas coleções, desde que atendidas as condições de temperatura e umidade adequadas. Além do mais, insetos bem montados podem ser manuseados e examinados sob lupa, com baixo risco de dano a partes do corpo.

4.2.1. Conservação em via seca

Os exemplares secos são geralmente montados de duas formas: espetados diretamente com um alfinete entomológico (Fig. 23) ou em "dupla montagem" (Figs. 29, 30 e 32). Alguns insetos, como afídeos (Homoptera) e colêmbolos, por serem de tamanho reduzido e frágeis, são montados de maneira especial, diretamente em lâminas (Fig. 34).

4.2.1.1. Câmara úmida. Muitas vezes, o pouco tempo que o corpo de insetos permanece em mantas ou envelopes é o suficiente para desidratá-los, tornando-os secos e quebradiços. Por isso, antes da montagem, os insetos devem ser colocados em uma "câmara úmida". Isso é suficiente para reidratar os exemplares, tornando-os maleáveis, de modo que eles possam ser alfinetados e seus apêndices posicionados de forma correta, sem que se partam.

Vários tipos de recipientes podem ser utilizados na confecção de uma câmara úmida. Dá-se preferência àqueles baixos

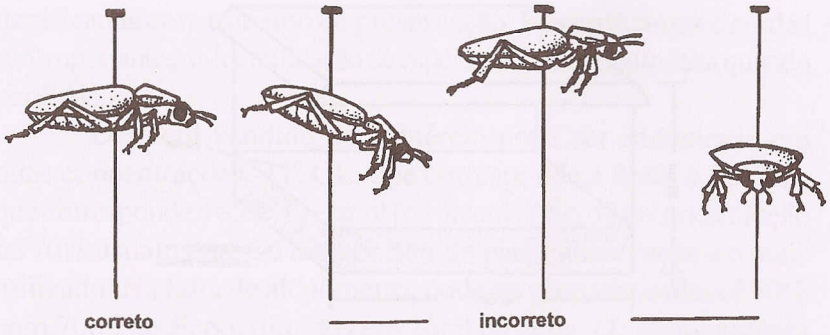


Figura 23. Eixos corretos e incorretos de alfinetagem de insetos.

(5-20 cm de altura), com abertura larga e tampa que não permita a entrada de ar (Fig. 22). O fundo do recipiente deve ser forrado com areia úmida e uma pequena quantidade de fenol ou pequenos cristais de naftalina, para que não haja a proliferação de fungos. Sobre a areia, pode ser colocado papel filtro ou papel jornal, onde serão arranjados os insetos para que amoleçam.

O tempo necessário para que um inseto se torne hidratado e, conseqüentemente, flexível depende de seu tamanho, do tempo de estoque e da temperatura ambiente. A duração do processo de hidratação pode variar de poucas horas a dias. Para acelerar esse processo, pode-se colocar, próximo à câmara úmida, uma lâmpada para aquecimento de todo o ambiente interno.

4.2.1.2. Alfinetagem direta. A alfinetagem é o melhor processo para a conservação de insetos com corpo muito esclerotinizado. Há *alfinetes entomológicos* especiais, que devem ser utilizados. Os alfinetes entomológicos têm características especiais de tipo de aço, comprimento, flexibilidade e material especial para a "cabeça", que os tornam particularmente apropriados para seu uso em coleções de insetos. Eles têm espessura variável, adequada aos diversos tamanhos de insetos (de 000 –os mais finos–, 00, 0 e de 1 a 7, os mais grossos). Deve-se dar preferência aos alfinetes de aço inoxidável, pois estes não enferrujam. Infelizmente, não há indústrias que fabriquem estes alfinetes no Brasil, sendo necessária a sua

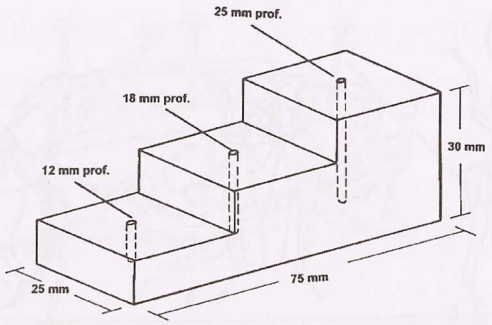


Figura 24. Bloco de madeira.

importação. Para insetos grandes, a alfinetagem é feita diretamente no corpo do exemplar. De modo geral, o alfinete é inserido verticalmente no escudo, de modo que fique em um ângulo de 90° em relação ao eixo longitudinal do corpo do inseto, entre o primeiro e segundo par de pernas, tomando o cuidado para que o alfinete não as danifique (Fig. 23).

Todos os exemplares devem ser posicionados a uma mesma altura, cerca de 1,0 cm abaixo da cabeça do alfinete. Isto é indispensável para que, ao se pegar a cabeça do alfinete, haja espaço para que as pontas dos dedos não toquem e quebrem o exemplar. Para facilitar essa tarefa, existem blocos especiais de madeira ou aço, com perfurações em diferentes alturas que facilitam o ajuste da altura do exemplar e de seus vários níveis de etiquetas no alfinete (Fig. 24). Os blocos de madeira com a "escada perfurada" pode ser confeccionados sem nenhuma dificuldade.

Muitas vezes, o inseto é colado diretamente no alfinete entomológico. No entanto, esta técnica não é recomendada, uma vez que é comum o inseto descolar-se do alfinete, com o manuseio durante a identificação.

A perfuração do corpo do inseto sempre traz algum dano às suas estruturas morfológicas e a tecidos internos. A vantagem do alfinete é que, transpassado verticalmente o exemplar, fica possível observá-lo sob diferentes ângulos com grande facilidade. No entanto, é necessário minimizar os danos causados pela perfuração. A

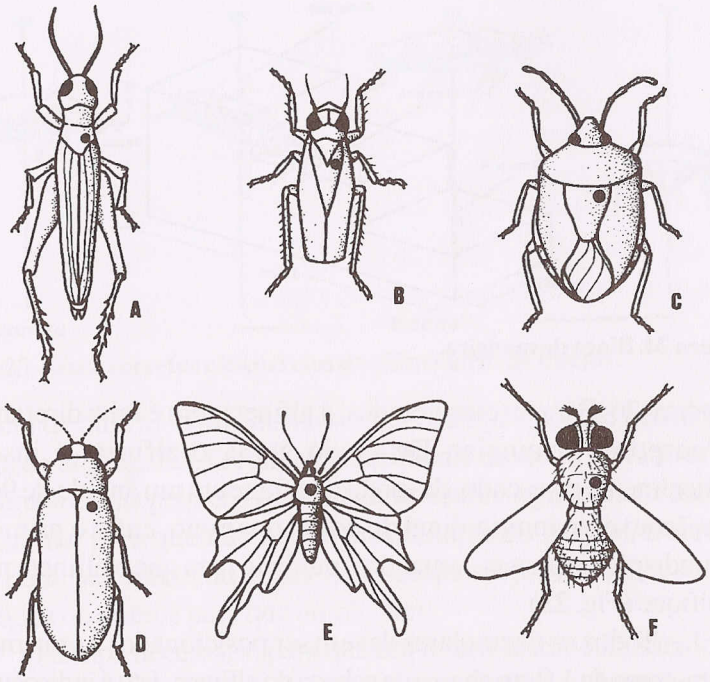


Figura 25. Posição correta para inserção do alfinete em vários grupos de insetos. A. Orthoptera. B. Homoptera. C. Hemiptera. D. Coleoptera. E. Lepidoptera. F. Hymenoptera.

orientação geral é que não sejam danificadas estruturas importantes para que seja possível a correta identificação do material. Como organismos bilaterais, uma boa parte das estruturas nos insetos é produzida aos pares. Assim, quase sempre a inserção do alfinete dá-se ligeiramente deslocada para a direita. Além disso, o tórax é a parte mais resistente do corpo, de modo que é onde a perfuração deve ser feita na maior parte dos insetos –em especial no mesotórax.

Abaixo, seguem-se recomendações específicas sobre como alfinetar apropriadamente espécies de diferentes grupos de insetos.

Blattaria, Ensifera, Caelifera – a perfuração deve ser feita na parte posterior do pronoto, logo à direita da linha mediana do corpo (Fig. 25A).

Hemiptera, Homoptera – no escutelo, um pouco à direita da

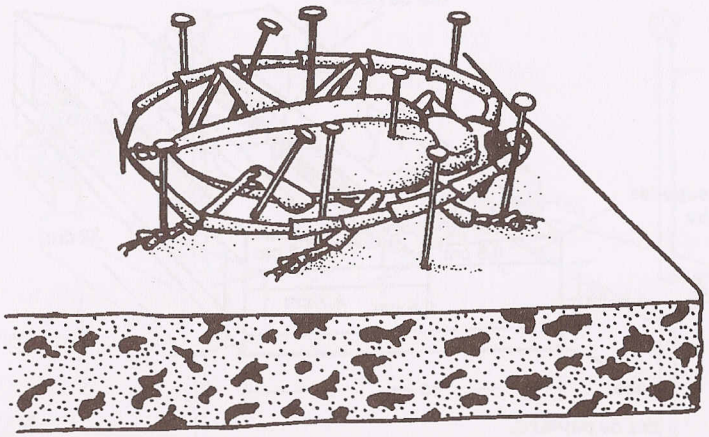


Figura 26. Uso de outros alfinetes para posicionar corretamente apêndices dos insetos.

linha mediana (Fig. 25B-C).

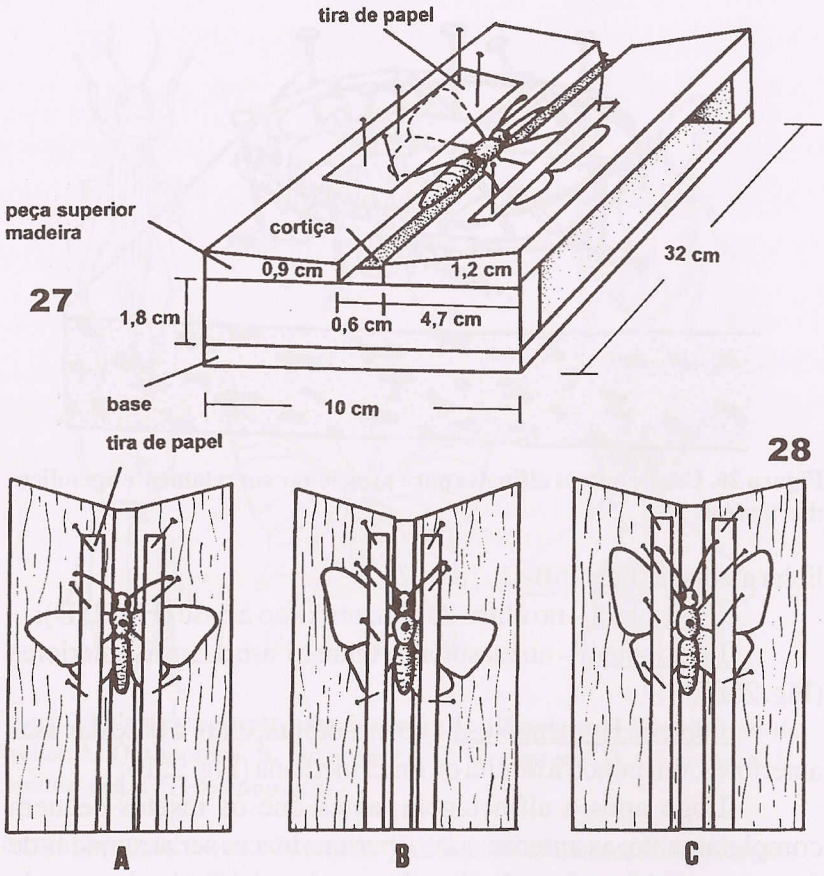
Coleoptera – no élitro direito, próximo à base (Fig. 25D);

Lepidoptera – no mesotórax, entre a base das asas anteriores (Fig. 25E);

Diptera, Hymenoptera – no mesotórax, entre a base das asas anteriores, um pouco à direita da linha mediana (Fig. 25F);

Logo após a alfinetagem, antes que os insetos sequem completamente, as antenas, asas e pernas devem ser arranjadas de forma que todos estes apêndices fiquem bem visíveis para estudo (Fig. 26). Nesse processo, para muitos grupos são utilizadas placas de isopor cobertas com papel para fixação do exemplar e alfinetes que, cruzados, facilitarão a acomodação dos apêndices na posição adequada. Em Lepidoptera, são utilizados "esticadores", tábuas de distensão confeccionadas conforme a Figura 27. As borboletas são alfinetadas em um sulco no centro da tábua e, com auxílio de tiras de papel e alfinetes, as asas são distendidas e presas junto à tábua (Fig. 28), sobrepostas às tábuas laterais.

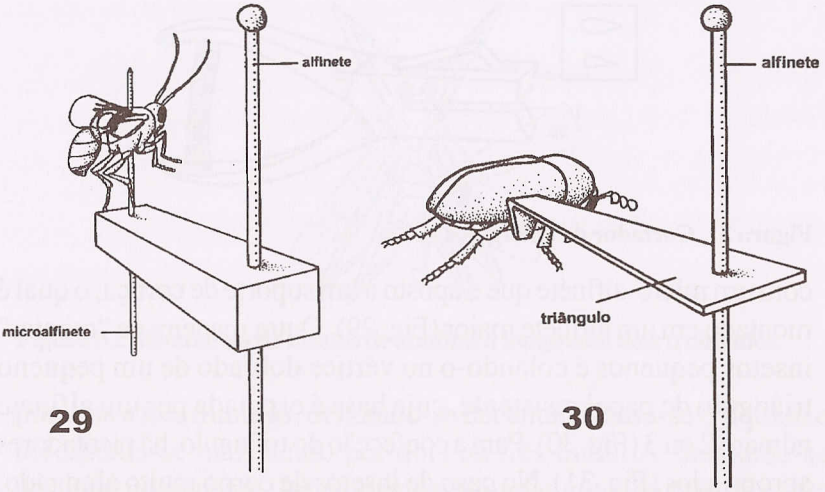
Quando houver necessidade do uso de cola para fixação de peças quebradas –o que ocorre com alguma freqüência– ou durante o processo de dupla montagem (vide item 2.1.3), a cola deve ser à



Figuras 27 e 28. Montagem de Lepidoptera. 27. Esticador ou tábua de distensão. 28. Sequência de posicionamento das asas e antenas.

base de água. Este tipo de cola pode ser facilmente dissolvido quando houver necessidade de observação de estruturas taxonômicas importantes que se tornaram pouco visíveis após o processo de montagem do exemplar. Entretanto para borboletas, mariposas ou outros insetos com escamas ou pêlos, deve ser usada cola orgânica solvente. Esmalte de unha transparente também pode ser utilizado na montagem de pequenos insetos, que podem ser removidos com acetona ou "thinner".

Quando pequenos insetos são colados diretamente no alfinete,



Figuras 29-30. 29. Suporte de cortiça com micro-alfinete. Figura 30. Montagem em triângulo.

a cola deverá ser passada em toda a volta do alfinete, à altura desejada, para que o inseto não descole facilmente. Além disso, deve-se evitar o excesso de cola, que muitas vezes acaba cobrindo estruturas importantes para a identificação, impedindo sua observação. É importante que, na montagem de insetos pequenos, utilizem-se lupas com lentes de aumento de duas a três vezes, facilitando e dando mais precisão ao trabalho.

Pupários, presas ou partes de materiais atacados pelo inseto podem ser colados em pequeno triângulo de papel do tipo cartolina, alfinetado junto ao exemplar. Outra alternativa para o armazenamento deste tipo de material pode ser o uso de cápsulas de gelatina, também espetadas junto ao espécime. Freqüentemente, estes materiais, devidamente acondicionados, correspondem a dados biológicos importantes, que facilitam o processo de identificação ou enriquecem o conhecimento da biologia da espécie.

4.2.1.3. Dupla montagem. Para pequenos insetos, pode ser utilizada a técnica de dupla montagem, pois seriam danificados facilmente ou mesmo destruídos se alfinetados. Assim, o exemplar pode ser espetado

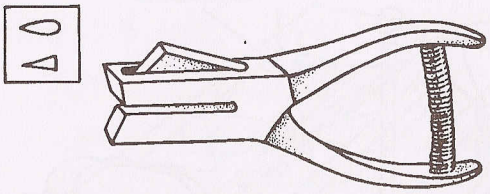


Figura 31. Cortador de triângulos.

com um micro-alfinete que é aposto a um suporte de cortiça, o qual é montado em um alfinete maior (Fig. 29). Outra maneira de "montar" insetos pequenos é colando-o no vértice dobrado de um pequeno triângulo de papel resistente, cuja base é espetada por um alfinete número 2 ou 3 (Fig. 30). Para a confecção do triângulo, há picotadores apropriados (Fig. 31). No caso de insetos de corpo muito alongado, a montagem é feita sobre dois triângulos, como indicado na Figura 32.

4.2.1.4. Montagem em lâminas. Pulgões são muitas vezes coletados diretamente das plantas com auxílio de um pincel e colocados em álcool 95% ou 70%. Ambas as formas, áptera e alada, são necessárias para o reconhecimento das espécies. Para a identificação, é necessária a preparação de lâminas, o que inclui a maceração, desidratação e clarificação dos espécimes, etapas que precedem a montagem permanente da lâmina com bálsamo do Canadá. Há inúmeras técnicas diferentes de preparação de lâminas permanentes, que variam conforme necessidades específicas. Aqui é fornecida uma delas.

Vários exemplares devem ser colocados em um tubo de ensaio com álcool 70% e fervidos em banho-maria de um a dois minutos. Retira-se o álcool com auxílio de uma pipeta de ponta fina e adiciona-se hidróxido de potássio ou sódio a 10%, deixando-se ferver lentamente por mais um ou dois minutos, até que os insetos fiquem levemente mais claros. Retira-se a solução, colocando-se em seu lugar água destilada para lavar o excesso da potassa ou soda, deixando-se em banho-maria por mais 10 minutos ou mesmo por várias horas a frio. Em seguida, retira-se a água e adiciona-se ácido acético glacial

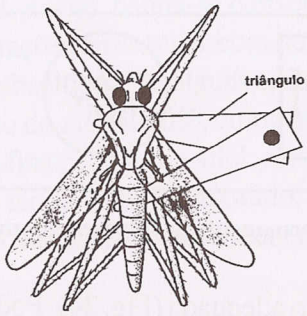


Figura 32. Montagem de insetos de abdômen longo com dois triângulos.

por dois a três minutos, deixando-se decantar. Retira-se o líquido e acrescenta-se mais ácido por dois ou três minutos, deixando-se decantar novamente. Adicionam-se algumas gotas de óleo de cravo por no mínimo 10 minutos antes de proceder à montagem. Um ou dois afídeos devem ser transferidos para uma lâmina limpa contendo no centro uma gota de bálsamo do Canadá. O exemplar deve ser arranjado rapidamente sobre a lâmina com as asas expandidas, antenas

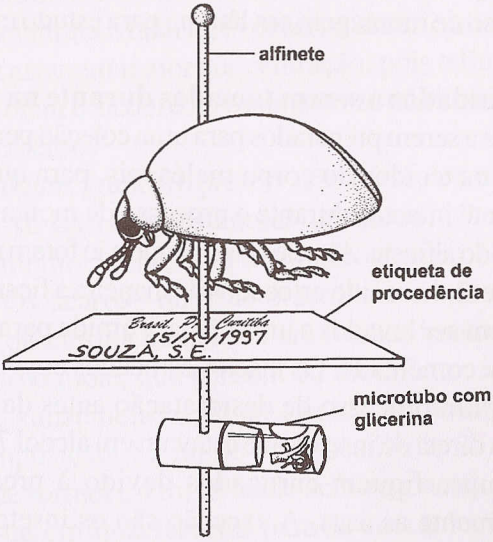


Figura 33. Acondicionamento de genitália em microtubo, no mesmo alfinete que o exemplar.

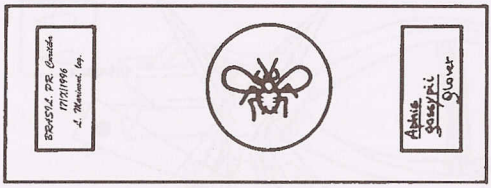


Figura 34. Lâmina permanente de coleções entomológicas.

e pernas em posição adequada (Fig. 34). Pode-se diluir levemente o bálsamo com xilol, de maneira a facilitar a manipulação do material. Cobre-se com lamínula, apoiada inicialmente em ângulo de 45°, para que não haja formação de bolhas de ar. A lâmina, depois de montada, deve ser deixada na posição horizontal por várias semanas até a secagem completa do bálsamo. Além dos dados usuais de procedência, outras etiquetas devem conter a coloração dos afídeos quando vivos, além de dados ecológicos. Alguns outros grupos, como os Thysanoptera, também devem ser montados em lâmina para facilitar a identificação. Além disso, quase todos os estudos mais detalhados de morfologia ou sistemática envolvendo insetos pequenos exigem um processo de montagem em lâmina para estudo em microscópio.

4.2.1.5. Cuidados a serem tomados durante na montagem. Os exemplares a serem preparados para uma coleção permanente devem estar com os tecidos do corpo maléaveis, para que se preservem praticamente intactos durante o processo de montagem, quando da introdução do alfinete. Aqueles insetos que não foram recém-coletados, ou seja, que tenham sido estocados de maneira a ficarem com o corpo seco, devem ser levados a uma câmara úmida para amolecimento, como já foi comentado. Os insetos estocados em via líquida devem passar por um processo de desidratação antes da alfinetagem. A montagem direta de insetos que estavam em álcool 70% faz com que quase sempre fiquem enrugados devido à presença de água, particularmente as asas. A exceção são os insetos que possuem exoesqueleto bastante esclerotinizado, como besouros e alguns percevejos, que podem ser alfinetados imediatamente após a retirada

do álcool. Para a desidratação, banha-se o inseto em uma sucessão de álcoois em concentrações crescentes, com duração de 10 minutos por banho (de 80% ao absoluto). Em alguns casos, como em Diptera, pode-se retirar o inseto do álcool 70%, colocando-o em uma placa de Petri contendo uma fina película de xilol, com as asas distendidas. Após alguns minutos, tendo o xilol evaporado, segue-se o processo de montagem usual. O material não deve secar ao vento, pois as asas podem enrugar.

4.2.2. Conservação em via líquida

Insetos também podem ser mortos e imediatamente fixados utilizando-se substâncias químicas líquidas, embora a maioria dos insetos é melhor conservado se forem mortos e fixados em via seca. O álcool etílico é a principal substância líquida utilizada, em concentrações que variam dependendo do grupo. A concentração mais usada é a de 70% (veja 4.1.2). Os Hymenoptera parasitóides são melhor conservados em álcool 95%, pois esta concentração previne o dobramento das asas membranosas e o enrugamento do corpo. Em armadilha Malaise, já descrita anteriormente, o álcool também deve estar em maior concentração, pois o fluído do corpo dos insetos irá diluir o álcool com o aumento do número de exemplares presentes no coletor.

Para alguns grupos, a preservação dá-se de maneira melhor adicionando-se outras substâncias ao álcool. Para trips, por exemplo, a melhor solução é a de álcool com ácido acético glicerinado. Os ácaros –que são aracnídeos e não insetos– são conservados da mesma maneira. Para formas imaturas ou outros insetos de corpo mole, que perdem ou modificam a cor, pode-se utilizar uma substância especial (Kahle Dietrich), que tem a seguinte composição: 55 ml de água destilada; 35 ml de álcool 95%; 10 ml de formol e 4 ml de ácido acético glacial. Para larvas, o ideal é matá-las em água fervente pura ou uma solução fervente de partes iguais de água e álcool por alguns minutos, transferindo-as, em

seguida, para álcool 70% ou outro fixador. Outra substância muito utilizada para fixação de larvas é o KAA: 1 parte de querosene; 10 partes de álcool isopropílico; 2 partes de ácido acético glacial.

Insetos que vão ser utilizados em estudos anatômicos devem ser fixados em Bouin alcoólico: 1g de ácido pícrico, 150ml de álcool 80%, 60ml de formol e 15ml de ácido acético glacial. Após a fixação nesse meio por cerca de 6 a 24 horas, o inseto deve ser transferido para o álcool 70%.

Cuidados com a coleção em via líquida. Material preservado em via líquida não necessita de cuidados tão acurados quanto o material preservado em via seca. A coleção em via líquida necessita, no entanto, ser revista periodicamente: a evaporação do álcool é um risco constante. Deve haver, portanto, reposição do líquido conservante sempre que necessário. Se não for possível a inspeção periódica, é interessante que os frascos menores, contendo o material já em álcool, sejam fechados com um chumaço de algodão e colocados invertidos, ou seja, com a abertura para baixo, dentro de outro frasco maior, também preenchido com álcool 70%, fechado com tampa hermética.

Para que os vidros com a coleção líquida fiquem melhor preservados, o ideal é guardá-los em armário com portas hermeticamente fechadas. Isso evitará que o conservante dos vidros seque em pouco tempo e também que haja perda da coloração dos insetos por fotodecomposição dos pigmentos. É importante também que o material em via úmida fique em ambiente diferente daquele em via seca.

4.2.3. Etiquetagem

Insetos montados ou ainda armazenados em via seca ou úmida devem conter etiquetas de 2,0 x 1,0 cm, escritas com tinta nanquim (Figs 35 A-B). O nanquim é uma das tintas mais estáveis conhecidas, sendo particularmente recomendada para coleções que devem durar décadas. Quando em via seca, as etiquetas devem ser confeccionadas

em papel branco resistente. A qualidade do papel deve ser levada em consideração, uma vez que, como vimos, insetos bem montados e em boas condições de conservação podem permanecer em coleções por muito tempo. As etiquetas devem ser colocadas de maneira que fiquem paralelas ao corpo do inseto, a uma altura uniforme no alfinete. Quando se usa apenas uma etiqueta, esta deve estar a aproximadamente 0,5 cm do inseto (Fig. 33). Caso sejam acrescidas outras etiquetas, contendo dados biológicos adicionais –como hospedeiros, hábitos, tipos de danos etc.– elas devem ser mantidas a uma mesma distância entre elas. Estas devem ser orientadas de maneira que possam ser lidas todas do mesmo lado, preferencialmente do lado esquerdo.

Quando em via líquida, as etiquetas podem ser maiores (mantidas as proporções) e devem ser confeccionadas em papel vegetal, uma vez que pode haver deterioração de outros tipos de papel ao longo do tempo, mesmo em álcool. Os dados devem ser anotados a lápis ou a caneta nanquim, que não borram quando em contato com o álcool.

A composição das etiquetas é uma etapa fundamental na preparação de coleções científicas. Na ausência de informações precisas do local de coleta ou em casos de erros na atribuição de informação aos exemplares (por exemplo, troca de etiquetas), inúmeras conclusões taxonômicas, sistemáticas, biogeográficas e evolutivas equivocadas podem ser inferidas. Isso inclui também a dificuldade ou mesmo a impossibilidade de voltar a coletar uma espécie rara ou nova por erro na informação sobre o local onde a primeira coleta foi feita.

A primeira etiqueta a ser colocada é a de procedência (Fig. 35 A). Várias informações mínimas precisam estar presentes nessa etiqueta. A primeira delas é o País. Para os brasileiros, "Piracicaba" pode ser uma referência óbvia, mas se este material for enviado para um especialista no exterior, pode ser impossível saber em que parte do globo esse lugar fica. Em segundo lugar, deve ser dada uma indicação do Estado (ou da Província) onde foi feita a coleta, o que pode ser feito através de uma sigla (por exemplo, SP). O nome do Município também deve ser fornecido, embora muitas vezes isso seja

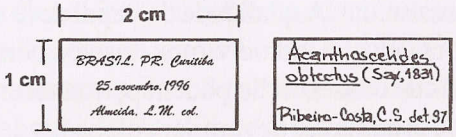


Figura 35. Etiquetas para material entomológico. A. Etiqueta de procedência. B. Etiqueta de identificação.

insuficiente. Para Municípios muito grandes ou com ambientes diversificados, é necessário indicar uma sublocalidade. Isso pode corresponder ao nome de um subdistrito, de uma fazenda, de um acidente geográfico ou um trecho de estrada. No Município do Rio de Janeiro, por exemplo, um exemplar pode ter sido coletado à beira-mar, vivendo na areia, no alto do Pão de Açúcar, em um pequeno campo rupestre, em floresta úmida a 600 metros de altitude, em uma restinga ou no próprio ambiente urbano; esses são ambientes distintos, com faunas muito ou quase completamente diferentes. A tentativa de fazer nova coleta pode depender inteiramente dessa informação. Dados sobre o método de coleta, data de coleta e do coletor são complementos indispensáveis nessa etiqueta. Após o nome do coletor, utilizam-se as abreviaturas "col." ou "leg." (do latim *legit*, "colecionou").

Depois de procedida a identificação, pode ser acrescentada uma etiqueta ao alfinete ou à lâmina contendo o nome da espécie, autor e data da descrição original, além do nome do pesquisador que identificou o material e a data da identificação (Fig. 35B). A informação sobre quem procedeu à identificação é importante. Sempre que há mudanças na sistemática do grupo –o que ocorre com alguma freqüência ao longo de décadas–, as informações na etiqueta sobre o autor e a data da identificação são auxílios importantes para um leitor ou outro pesquisador sobre a credibilidade ou atualidade da identificação feita. Em alguns casos, quando a identificação é corrigida, ambas as etiquetas de identificação, a original e a nova, devem ser mantidas junto ao exemplar. Nas preparações em lâmina, a etiqueta de procedência deve ser colocada no canto esquerdo da lâmina e a de identificação no canto direito (Fig. 34).

4.3. Procedimentos após a montagem

Após a montagem e etiquetagem, os insetos devem permanecer em estufa por no mínimo 24 horas, ou até que seja eliminada a umidade por completo. Este procedimento evita o surgimento de fungos e insetos sarcofágicos (que atacam cadáveres, no caso de outros insetos) que possam, depois, atacar e destruir toda a coleção à qual este inseto será incorporado.

O acondicionamento dos insetos à coleção é feito em pequenas caixas de plástico ou papelão com fundo de polietileno ou isopor. Cada caixa deve conter uma etiqueta com o nome do táxon mais restrito ao qual o exemplar (ou os exemplares) pertence, se é que houve esforço de identificação. Isto é, se foi possível determinar que um conjunto de exemplares pertence a uma mesma espécie, convém colocar uma etiqueta de identificação nessa caixinha com o nome da espécie; se foi possível identificar apenas o gênero ou a família, sem determinar a que espécies pertencem, o nome do gênero ou da família deve estar indicado. Isso dá uma visão de conjunto a quem olha uma gaveta de coleção, imediatamente visualizando o estado de identificação do material disponível e os grupos presentes naquela gaveta.

As caixinhas podem ter 5 x 10 cm, 10 x 10 cm, 10 x 20 cm, medidas padrão, ou outra medida feita sob encomenda e são dispostas dentro de gavetas de madeira –por exemplo de 45 x 54 cm– com tampa de vidro (Fig. 36). Um armário guarda todo um conjunto de gavetas, fazendo com que em cada armário possam ser guardadas até alguns milhares de exemplares. A disposição das caixinhas identificadas dentro das gavetas e das gavetas dentro dos armários pode seguir um critério alfabético ou evolutivo.

Algumas precauções devem ser tomadas para que a coleção tenha uma vida útil muito longa. Entre os cuidados a serem tomados com relação a uma coleção em via seca, a umidade é o principal fator a ser controlado. Esta deve ser a mais baixa possível. Normalmente, aumentando-se a temperatura do local onde se encontra a coleção,

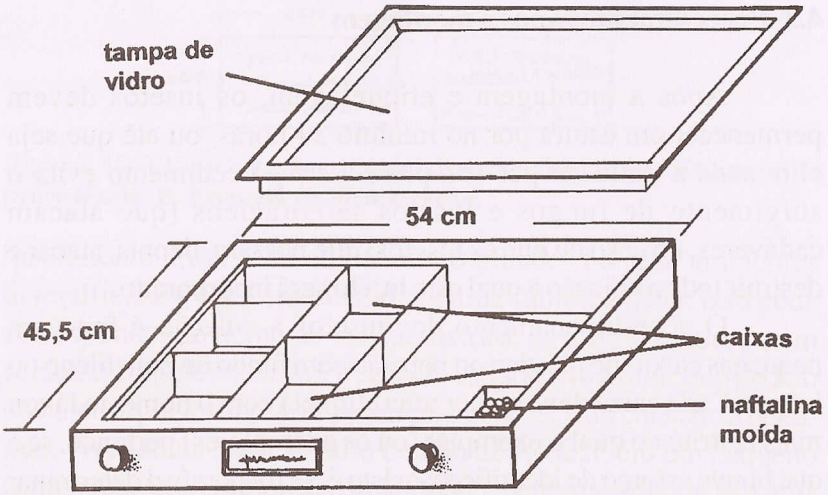


Figura 36. Gaveta entomológica com caixas plásticas para armazenagem de insetos.

tem-se uma queda de umidade. Muitas vezes, há necessidade do uso de desumidificadores. Além disso, em todas as gavetas entomológicas contendo as caixinhas com os insetos, devem ser colocados pequenos recipientes abertos contendo naftalina em pó para melhor conservação dos espécimes (Fig. 23). Como no caso das coleções em álcool, é sempre necessário proteger a coleção da luz direta, para evitar a fotodecomposição da cor dos exemplares.

5. Estudo e identificação do material

5.1. Conceitos de classificação e identificação

Os termos classificação, identificação e taxonomia muitas vezes são aplicados erroneamente. É importante salientar que existem diferenças significativas entre eles. A necessidade de agregar as coisas em classes é uma característica geral do ser humano. Os animais não podem ser discutidos ou tratados de maneira científica sem que sejam denominados e descritos previamente, com base nas semelhanças e diferenças em relação a outros organismos.

O primeiro passo de uma classificação reside simplesmente em agrupar objetos individuais, baseando-se em um sistema de relações. Uma *classificação biológica* é a ordenação de organismos em classes ou táxons (que são conjuntos de organismos) com base em algum critério. De modo geral, cada uma dessas classes recebe um nome formal que vêm do latim ou é uma palavra latinizada (por exemplo, Insecta, Diptera, Muscidae, *Musca* ou *Musca domestica*). Esses nomes vem acompanhados de um "anexo" que indica a posição que esse táxon ocupa em uma hierarquia, que são as chamadas *categorias taxonômicas* (por exemplo, Reino, Classe, Ordem, Família, Gênero ou Espécie). Assim, em "Classe Insecta", Insecta é o nome do grupo e "Classe" apenas indica que esse grupo ocupa uma posição relativamente alta na hierarquia dos grupos, incluindo

muitos subgrupos. Já "Gênero *Musca*" diz respeito a um táxon que se chama "*Musca*" e tem uma posição baixa na hierarquia, com poucos subgrupos incluídos.

Já a *taxonomia* é o estudo teórico dos problemas relativos às classificações biológicas, incluindo as respectivas bases, princípios, normas e regras e se restringe à fase descritiva, discriminatória e nomenclatorial. Assim, quando se fala que alguém "classificou" um animal, normalmente está-se indicando que foi *criada* uma classe para esse grupo dentro de um sistema já existente.

Por outro lado, a *identificação* ou "determinação" de um organismo consiste simplesmente em estabelecer uma *relação de identidade* entre o exemplar que se tem em mãos e aqueles que já foram classificados. Isso é feito procurando descobrir os nomes científicos das classes a que ele pertence, criados por taxônomos (ou sistematas) na literatura. A identificação é feita através de *chaves de identificação*, disponíveis na literatura especializada, ou através de comparação direta com exemplares já identificados por um bom especialista no grupo.

As chaves de identificação mais utilizadas são as "chaves dicotômicas", que se baseiam em caracteres diagnósticos, ou seja, aqueles mais evidentes e definidos que permitem a distinção entre espécies do mesmo gênero ou entre gêneros da mesma família, etc. Estas chaves são ditas dicotômicas pois geralmente incluem duas opções. Cada uma delas contém um ou mais caracteres que levam ao item seguinte da chave, com duas outras novas opções, e assim por diante, terminando em um nome ao qual refere-se o inseto. As chaves dicotômicas são elaboradas por taxônomos ou sistematas que se dedicam à sistematização ou organização dos grupos de insetos (ou outros grupos de organismos) encontrados na natureza. Em muitos casos, ao se utilizar uma chave que sabemos que está atualizada em relação ao conhecimento de um grupo, descobrimos que o material que temos em mãos não se encaixa na descrição ou na diagnose de nenhuma das espécies conhecidas. Nesses casos, temos em mãos uma *espécie nova* para a ciência, o que não é raro para a

maioria dos grupos tropicais de insetos. Esse material pode ser descrito em uma publicação especializada, seguindo certos padrões para a preparação do trabalho.

As chaves mais utilizadas para identificação de insetos ao nível de Ordem e Família são as de Borror *et.al.* (1992), CSIRO (1991), Costa Lima (1939, 1962), Zucchi *et al.* (1993). O ideal, embora nem sempre possível, é identificar o material até o nível de espécie. Freqüentemente, devido a uma diversidade de fatores limitantes, as identificações só são possíveis até o nível de gênero, tribo ou mesmo de família. Entre esses fatores, estão o tamanho (isto é, número de espécies) e a complexidade (a dificuldade de diferenciar as várias espécies) de certos grupos, problemas nos trabalhos já publicados sobre o grupo, a ausência de bibliografia disponível no laboratório, a inexistência de coleções de referência e a falta de especialistas experientes.

A identificação somente por comparação não é a ideal, principalmente se realizada por uma pessoa não especializada no grupo em questão. A identificação por comparação deve estar associada à consulta bibliográfica. Na maioria das vezes, a bibliografia a ser consultada é muito extensa e não existente em bibliotecas nacionais. Geralmente, as melhores bibliotecas para cada grupo, possuidoras da bibliografia necessária, estão associadas aos locais de trabalho dos especialistas nesses grupos.

Quando há necessidade de identificação de insetos para trabalhos científícos ou Dissertações e Teses, deve-se recorrer ao especialista do grupo em questão. Uma relação dos especialistas em vários grupos de insetos pode ser obtida em diversas fontes: Blackwelder *et al.* (1961), Arnett (1978), Vilela *et al.* (1995) e Marinoni (1995).

No Brasil, o Centro de Identificação de Insetos Fitófagos –CIIF– presta serviços de identificação mediante pagamento. É formado por pesquisadores do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Paraná e colaboradores de outras Instituições nacionais que identificam diferentes grupos de insetos.

Qualquer que seja a metodologia utilizada para se proceder à identificação, é necessário o exame do material, muitas vezes bastante detalhado, o que implica em um bom conhecimento de morfologia básica de insetos.

Para o estudo completo dos espécimes, deve-se contar com um bom estereomicroscópio (lupa) com lentes de aumento de pelo menos 6, 12, 25 e 50 vezes e uma boa luminária. A iluminação ideal é a de fibra óptica, pois não produz reflexo no material e não o aquece.

Para o exame de lâminas, é necessário um microscópio com aumentos de 100, 200 ou mais vezes, de preferência com contraste de fase, para que os detalhes possam ser observados com maior nitidez.

Para melhor observação do exemplar à lupa, é interessante que se use um suporte para sua fixação. Este pode ser facilmente confeccionado colocando-se massa de moldar sobre uma lâmina de vidro. O espécime alfinetado, preso à massa, poderá ser observado sob qualquer ângulo de forma mais segura.

Se for necessário desenhar alguma estrutura para sua melhor compreensão e interpretação, recomenda-se que se acople uma câmara clara ao microscópio ou lupa, que refletirá a imagem invertida do exemplar à imagem de uma folha de desenho, com a ponta do lápis que se desloca sobre ele. Assim, desenha-se diretamente "sobre" o exemplar, o que garante uma grande fidedignidade nas proporções e formas do desenho.

5.2. Dissecção

Para a identificação de insetos geralmente é necessária a dissecção de estruturas para um exame com maiores detalhes. Aqui também é necessário o uso de um microscópio ou lupa com boa iluminação e instrumentos apropriados, como pinça de ponta fina, tesoura para microcirurgia, estiletes, pincéis, microalfinetes, lâminas escavadas e lamínulas.

Freqüentemente, a dissecção e montagem de genitália ou terminália masculina e/ou feminina são imprescindíveis para o trabalho taxonômico ao nível de espécie. Em dípteros e besouros grandes, a genitália pode ser retirada logo após a coleta, na ocasião da alfinetagem, enquanto o inseto ainda está flexível.

Algumas peças, depois de dissecadas podem ser observadas entre lâmina e lamínula. No entanto, se as peças forem muito grandes ou altas, elas podem ser comprimidas e quebrar. Nesses casos, eles devem ser examinadas em lâmina escavada ou ser colocado entre a lâmina e a lamínula um apoio de altura suficiente (como um pequeno caco de lamínula) para que a peça não seja danificada. Após o estudo, as peças são estocadas em pequenos tubos plásticos ou de vidro contendo uma gota de glicerina. Estes tubinhos devem ser fechados com tampa de borracha ou de cortiça e alfinetados junto ao exemplar (Fig. 33). Ao colocar a tampa no tubinho, deve-se ter o cuidado de retirar o ar com auxílio de um alfinete ou estilete, evitando que a tampa se destaque do tubo.

Se partes do corpo do inseto forem dissecadas e guardadas em separado, elas devem levar uma etiqueta contendo os mesmos dados da etiqueta do exemplar alfinetado, juntamente com o nome da estrutura.

5.2.1. Preparação de genitália

Alguns métodos de montagem de genitália são específicos para diferentes grupos de insetos. Estes métodos são descritos a seguir.

No caso de besouros (Coleoptera), o exemplar montado é amolecido a quente em água com detergente (exemplares mais esclerotinizados) por alguns segundos. Sob lupa, o abdômen é retirado e colocado em hidróxido de sódio ou de potássio a 10% por mais alguns segundos, para a retirada dos restos de tecidos. Em seguida, o abdômen é colocado em lâmina escavada ou em uma pequena placa de Petri contendo água destilada onde, sob lupa,

separa-se a genitália do resto do abdômen. Depois de observados, o abdômen e a genitália podem ser transferidos diretamente para o tubo em que serão mantidos ou montados em lâmina permanente. Para montagem em lâmina permanente, a peça deve ser acomodada no centro de uma lâmina contendo uma gota de bálsamo do Canadá ou Euparal. Depois de obtida a posição adequada da peça, deve-se cobri-la com lamínula, em ângulo de 45 graus, abaixando-a devagar, para evitar a formação de bolhas, como já foi comentado. Em alguns casos, o exemplar pode ser amolecido em câmara úmida e a genitália retirada diretamente da porção terminal do abdômen.

No caso de mosquitos e moscas (Diptera), a parte terminal do abdômen do exemplar é retirada cuidadosamente com auxílio de uma pinça de ponta fina ou cortada com auxílio de uma microtesoura. Ela é então transferida para uma placa de porcelana ou lâmina escavada contendo hidróxido de potássio a 10%, onde permanece por aproximadamente 20 horas a frio para o amolecimento dos tecidos e clareamento das partes esclerotinizadas. O passo seguinte é a transferência do abdômen para álcool 70% para interrupção dos processos de amolecimento e clareamento por ação da potassa. A limpeza do material deve ser feita retirando-se as partes moles sob lupa, em lâmina escavada contendo glicerina, com auxílio de pinça de ponta fina e pincel. Depois de realizado o estudo, a genitália é acondicionada segundo os mesmos procedimentos que para Coleoptera.

Para mosquitos, o processo é um pouco diferenciado. Após a retirada da parte final do abdômen, esta é colocada em hidróxido de potássio a 20% por cerca de 12 horas. Com o auxílio de pipeta de Pasteur com ponta fina, retira-se a solução de hidróxido, colocando-se em ácido acético a 20%. Após 10 minutos, deve-se substituir o ácido anterior por ácido acético, ao qual foram adicionadas uma ou duas gotas de corante (fucsina ácida). Deixa-se a genitália neste líquido até que ela alcance a cor desejada. Mais tarde, retira-se a genitália desta solução, banhando-a em uma sucessão de álcoois em concentrações crescentes, com duração de 10 minutos por banho

(de 80% ao absoluto), para desidratação. O álcool absoluto é retirado e substituído por creosoto de faia, onde permanece por no máximo uma hora. Faz-se, então, a montagem permanente da genitália entre lâmina e lamínula com bálsamo do Canadá ou Euparal.

5.2.2. Preparação de asas de Lepidoptera

A venação das asas em alguns grupos constitui caráter importante na identificação. As escamas e pêlos nas asas de borboletas e mariposas muitas vezes dificultam a observação das veias e, por isso, necessitam ser removidas.

O procedimento correto é retirar as asas, cortando-as na base, tomando o cuidado para não danificar o *frênulo* (uma estrutura da margem das asas anteriores). Inicialmente, as asas devem ser colocadas em álcool 70% por alguns segundos para a retirada do excesso de gordura. Em seguida, devem ser retiradas do álcool e colocadas em hipoclorito de sódio (água sanitária). Esse processo demora entre 30 segundos e alguns minutos, após os quais as escamas e pêlos serão retirados com auxílio de pincel e as asas ficam clarificadas. Quando suficientemente clareadas, as asas devem ser transferidas imediatamente para água destilada ou álcool para neutralizar o efeito do hipoclorito e, posteriormente, para papel de filtro. Se o objetivo for o de montagem de lâminas permanentes, o processo de lavagem deve ser feito diversas vezes, para a retirada de todo o hipoclorito de sódio. Isso feito, a asa deve ser transferida para o álcool 50% e deixada durante uma noite em corante (fucsina ácida) para que as veias fiquem bem visíveis. Em seguida, coloca-se novamente em álcool 95% e a asa está pronta para ser montada. Para a montagem, deve-se esticá-la delicadamente com pincel fino em lâmina, ainda dentro do álcool, até que este se evapore, ocasião em que devem ser adicionadas uma ou duas gotas de Euparal. Assim, a asa estará pronta para ser coberta com outra lâmina ou com lamínula, dependendo do tamanho da asa.

5.3. Precauções quarentenárias

Produtos que entram em um País por fronteiras, através de carregamentos por caminhões, em portos ou aeroportos, devem ser fiscalizados por técnicos capacitados para realizar a detecção de insetos vivos ou seus vestígios.

Nos Estados Unidos, por exemplo, apesar da vigilância cuidadosa, entram no país anualmente cerca de 25 a 30 novas espécies de insetos, transportados junto a drogas ou de forma ilegal. Dessas espécies, uma ou duas tornam-se pragas sérias no País.

É fundamental que técnicos sejam habilitados a examinar o material entomológico que entra no País através das fronteiras, de forma a identificar de maneira correta os insetos.

Caso a inspeção de fronteira não tenha condições de distinguir os danos ou mesmo a presença do inseto no produto, o mesmo deve ser encaminhado a órgãos especiais que prestam este tipo de serviço.

6. Remessa e empacotamento

Em geral, a remessa de insetos para a identificação é feita pelo correio, o que pode ser perfeitamente seguro, sem qualquer risco de danos, desde que se tomem algumas precauções especiais.

6.1. Caixa com insetos alfinetados

A caixa onde irão os insetos alfinetados deve ser de material leve e resistente. O fundo interno deve ser de cortiça ou isopor preso firmemente à caixa. O alfinete deve ficar preso ao fundo. Se o espécime for grande e com apêndices longos ou se o alfinete estiver com o frasco de genitália ou cápsula de gelatina, devem ser utilizados alfinetes adicionais que apoiarão o material por cima, para que ele não gire no alfinete e acabe caindo. Em cada um dos cantos da caixa, deve-se colocar um pequeno chumaço de algodão, preso com um alfinete, que ajudará a prender algum material que eventualmente venha a se soltar. Um único alfinete com um exemplar solto em uma caixa entomológica pode, ao longo de seu transporte, danificar vários exemplares de outros alfinetes. Para que o material se mantenha firme no interior da caixa, ela deve ser fechada com uma falsa tampa de papelão à altura da cabeça dos alfinetes, antes do fechamento definitivo. Esta tampa deve conter uma alça ou fenda para facilitar sua retirada. O espaço entre a falsa tampa e a tampa definitiva deve ser preenchido com algodão. Nunca se deve colocar naftalina ou qualquer material solto dentro da caixa. Todos esses detalhes são muito importantes e devem ser rigorosamente observados, pois no correio o manuseio dos pacotes é feito sem o cuidado necessário para esse tipo de remessa.

6.2. Material seco não montado

O material seco deve ser acondicionado em mantas que, para a remessa, devem ser colocadas em uma caixa resistente, não podendo ficar soltas. Algodão, espuma ou outro material deve ser colocado entre as mantas para que elas não fiquem soltas na caixa. Insetos com asas grandes ou abdômen longo –como borboletas, mariposas, libélulas, etc.– devem ser acondicionados em envelopes triangulares.

6.3. Material em via líquida

Insetos menores que 3,0 mm devem ser colocados em frascos de vidro transparente, para melhor visualização. Os maiores podem ser colocados em frascos de plástico flexível. Nos dois casos, o frasco deve estar completamente preenchido com líquido conservante e tamponado com algodão, para reduzir a movimentação dos espécimes no seu interior. O frasco deve ser envolvido com papel ou algodão para evitar que se quebre com impactos bruscos e ainda deve ser colocado em saco plástico e lacrado, pois, no caso de quebra ou vazamento, a evaporação do líquido será protelada.

6.4. Empacotamento

Insetos montados, não montados ou em via líquida devem ser acondicionados em caixa de papelão grosso. Esta deve ser colocada em uma outra caixa maior, de modo que haja um espaço de aproximadamente 10 cm em todos os lados. Nestes espaços, deve ser colocado material amortecedor de choques, como palha, serragem de madeira, algodão, tiras de papel, flocos de isopor ou espuma de plástico (Fig. 37).

O embrulho deve ser feito com papel pardo *resistente* e amarrado firmemente com cordão plástico ou de algodão. É aconselhável que, além da etiqueta externa do pacote, se coloque na

caixa interna uma etiqueta de endereçamento, pois o papel de embrulho pode ser retirado completamente e perdidos os endereços do destinatário e do remetente. Isto pode ocorrer principalmente quando se trata de transporte internacional, durante a passagem do material pela alfândega.

As caixas enviadas pelo correio devem conter, além das etiquetas de endereçamento, uma etiqueta de tamanho maior, com os dizeres: "FRÁGIL" ou "MANUSEAR COM CUIDADO" e ainda "INSETOS MORTOS PARA FINS CIENTÍFICOS - SEM VALOR COMERCIAL". Estas etiquetas devem ser escritas também em inglês, quando o envio é internacional, facilitando a fiscalização.

Quando se envia material pelo correio, é importante que se mande também uma carta ao destinatário, em separado, notificando-o do envio da remessa. Normalmente, a carta chega antes do pacote.

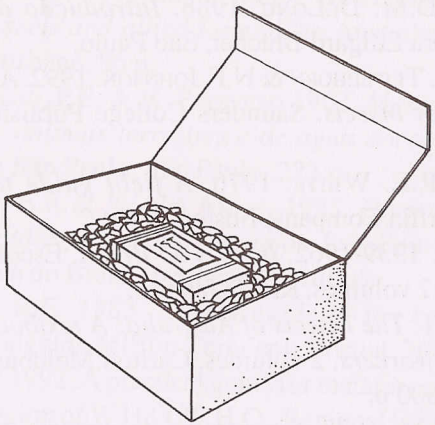


Figura 37. Acondicionamento de material entomológico para remessa.

7. Bibliografia

ARNETT, R.J., Jr., 1978. *The naturalist's directory and almanac (International)* (43rd ed.), x + 310 p. World Natural History Publications, Baltimore.

ARNETT, R.H., JR. & R.L. JACQUES JR. 1993. *Simon & Schuster's Guide to insects*. Simon & Schuster Inc., New York, 512 p.

BIOQUIP. How to make an insect collection. 1992. Bioquip Products, Inc., 2nd edition. 31 p.

BLACKWELDER, R.E. & R.M. BLACKWELDER. 1961. *Directory of zoological taxonomists of the world,* XVII + 404 p. Southern Illinois University Press, Carbondale.

BLAND, R.G. & H.E. JACQUES. 1978. *How to know the insects*. Wn. C. Brown Company Publishers, Dubuque, Iowa, 409 p.

BORROR, D.J. & D.M. DELONG. 1988. *Introdução ao estudo dos insetos*. Editora Edigard Blücher, São Paulo.

BORROR, D.J.; C.A. TRIPLEHORN & N.F. JOHNSON. 1992. *An introduction to the study of insects*. Saunders College Publishing, Orlando, Flórida, 875 p.

BORROR, D.J. & R.E. WHITE. 1976. *A field guide to the insects*. Houghton Mifflin Company, Boston, 404 p.

DA COSTA LIMA, A. 1939-1962. *Insetos do Brasil*. Escola Nacional de Agronomia, 12 volumes, Rio de Janeiro.

CSIRO (Ed.). 1991. *The insects of Australia: A textbook for students and research workers*. 2 volumes. Carlton:Melbourne University Press, 560 + 600 p.

FERREIRA, M.J. DE M. 1978. Sinantropia de dípteros muscóideos de Curitiba, Paraná. I. Calliphoridae. *Revta bras. Biol. 38*(2):445-454.

HOFFMANN, M. 1985. Preparação, empacotamento e remessa de insetos mortos para identificação. Centro de Identificação de Insetos Fitófagos (CIIF), Curitiba, 6 p.

MARINONI, R.C. 1996. *Diretório de taxônomos zoólogos do Brasil*. Sociedade Brasileira de Zoologia. 48 p. (publicação avulsa).

MAZA-RAMIREZ, R.1987. *Mariposas mexicanas*. Fondo de Cultura

Econômica, S.ª de C.V., 302 p.

NEVES, D.P. & J.E. DA SILVA. 1989. *Entomolo*gia médica: comportamento, captura, montagem*. Editora Coopmed, Belo Horizonte, 112 p.

PAPAVERO, N. 1994. *Fundamentos práticos de taxonomia zoológica: coleções, bibliografia, nomenclatura*. Editora da Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 285 p.

SHANNON, R. 1939. Methods for collecting and feeding mosquitos in jungle yellow fever studies. *Amer. J. Trop. Med. 19*:131-140.

SILVEIRA NETO, S.; O. NAKANO; D. BARBIN & N. A . NOVA. 1976. *Manual de ecologia dos insetos*. Ed.Agronômica Ceres, São Paulo, 419 p.

STEYSKAL, G.C.; W.L. MURPHY & E.M. HOOVER. 1986. *Insects and mites: techniques for collection and preservation*. United States Department of Agriculture, Washington, D.C., 103 p.

TOWNES, H. 1972. A light-weight malaise trap. *Ent. News*, 83:239-247.

UPTON, M.S. 1991. *Methods for collecting, preserving and studying insects and allied forms*. The Australian Entomological Society, Brisbane, 86 p.

VANZOLINI, P.E. & N. PAPAVERO.1967. *Manual de coleta e preparação de animais terrestres e de água doce*. Secretaria de Agricultura de São Paulo, São Paulo. 223 p.

VILELA, E.F. & N. DOS ANJOS. 1995. *Quem é quem na Entomologia. Catálogo dos Entomólogos Brasileiros*. Sociedade Entomológica do Brasil (publicação avulsa).

WHITE, R.E. 1983. *A field guide to the beetles of North America*. Houghton Mifflin Company, Boston, 368 p.

W.H.O. 1992. A practical guide for malaria entomologists in the African Region of W.H.O. W.H.O., Regional Office for Africa, Brazzaville.

ZUCCHI, R.A.; S. SILVEIRA NETO & O. NAKANO. 1993. *Guia de Identificação de Pragas Agrícolas*. FEALQ, Piracicaba, São Paulo, 139 p.

Anexo

Empresas que comercializam produtos entomológicos

BioQuip Products, 17803 LaSalle Avenue, Gardena, California, 90248-3602, U.S.A. Telefone: (310) 324-0620, Fax: (310) 324-7931, E-mail: bioquip@aol.com

Biosystems - Comercial, Importadora, Exportadora de Equipamentos para Laboratórios Ltda, Rua Amazonas Marcondes, 336-A, 80035-230, Curitiba, Paraná, Fone: (041) 254-8611, Fax: (041) 253-6722.

Ento-tech, Rodourevej 348 1. th., DK-2610, Rodoure, Dinamarca.

FARGON - Engenharia e Indústria Ltda. Rua Guaratiba, 181, Socorro, Santo Amaro, 04776-000, São Paulo, São Paulo, Brasil, Telefone: (011) 523-7211, Fax: (011) 246-5033.

J.R. Ehlke & Cia. Ltda. Materiais e equipamentos para laboratório e hospitais, Av. João Gualberto, 1661, 80030-001, Curitiba, Paraná, Brasil, Telefone: (041) 352-2144, Fax: (041) 252-2196.

L.C. Mark, Rua Joaquim dos Reis, 51, São Paulo, São Paulo, Brasil, Telefone: (011) 548-9500, Fax: (011) 521-1667.

Wards Natural Science Stablishment, PO Box 1712, Rochester, New York, 14603 ou PO Box 1749, Monterey, California, 93940, U.S.A.

Índice Remissivo

acetato de etila 9, 17
Acalyptratae 19,20
ácaros 24, 27, 39, 55
ácido acético
  glacial 52, 55, 56
  glicerinado 55
adulto 4, 6, 17, 24, 27, 36, 37
afídeos 34, 45, 53, 94
agronomia 3
água destilada 52, 55, 65, 67
álcool 7, 20, 23, 31, 32, 43, 52, 54, 66, 67
  etílico 6, 44, 45
  isopropílico 56
alcoômetro 44
alfinete entomológico 45, 47
algodão 9, 11, 12, 17, 29, 40, 56, 69, 70
alimento 1, 14, 15, 23, 29, 37-39, 41
amadores 2, 3
Anjos 73
Apidae 15, 18
aranhas 24
Archaeognatha 24
armadilhas
  de solo 24, 25, 31
  luminosas 29, 30, 31, 32
  Malaise 18-21, 23, 55
  Shannon 27,28
  suspensas 23
Arnett 63, 72
artrópodes 24
asas 24, 29, 34, 43-45, 53-55
Asilidae 16, 19
aspiradores 5, 13, 14, 29
bactérias 26, 39, 44
bandejas coloridas 34
banho-maria 52
baratas 38
Barbin 73
Berlese-Tullgren 32
Bibionomorpha 19
bibliografia 63, 72
biologia 3, 4, 23, 34, 35, 38, 41, 51
BioQuip 74
Biosystems 74
Blackwelder 63, 72
Bland 72
borboletas 6, 10, 12, 16, 17, 25-27, 33
Borror 63, 72
Blattaria 13, 48
Bouin 56
cadáveres 59
caixa
  de remessa 69, 71
  de criação 37
  para estoque 12
  para gavetas 59
Calliphoridae 19, 27
câmara úmida 45, 46, 54, 66
canibalismo 39
Calyptratae 27
carne 25, 27
categoria taxonômica 61
Ceratopogonidae 13
cereais 39
Chrysomelidae 15
chuva 25, 26, 31, 34
cianeto 7-10
ciclo de vida 37
C.I.I.F. 63
classificação (biológica) 61, 62
clorofórmio 9
coelhos 39
coleções
  científicas 4, 57
  didáticas 4
colêmbolos 13, 45
Coleoptera 13, 15, 49, 65, 66
coleópteros 12

coleta
  ativa 5, 6, 18
  passiva 5, 18
colete 10
Collembola 24
comportamento 37
conservação 3, 6, 12, 44-46, 55, 57, 60
controle
  biológico 2
  de pragas 2, 68
  de vetores 3
copas (das árvores) 23, 35
corante 66, 67
cortiça 14, 52, 65, 69
Costa Lima 72
creosoto 67
criação 4, 36-41
CSIRO 63, 72
Culicidae 13, 43
dados ecológicos 54
decomposição 4, 25-27, 29, 34, 35, 38
Dermaptera 13
desidratação 34, 45, 52, 54, 55, 67
desumidificadores 60
detergente 25, 34, 65
dieta 39
Dietrich (v. Kahle Dietrich)
diplópodes 24
Diplura 24
Diptera 24, 44, 49, 55, 61, 66
dípteros 18, 19, 27, 65
dissecção 64, 65
descrição (de espécies) 1, 62
efêmeras 18
Ehlke 74
élitros 13, 49
empacotamento 69, 70
enrugamento 44, 55
entomologia 1-3
Ento-Tech 74
envelope 10-12, 44, 45, 70
escada (de montagem) 47
escamas 17, 43, 44, 50, 67
esmalte 50
especialistas 2, 4, 57, 62, 63
espécie
  nova 62
  exóticas 3
estereomicroscópio 64
esticadores 49
estufa 59
etanol 6, 44
éter 9
etiqueta 7, 10, 12, 44, 47, 54, 56, 59, 65
etiquetagem 56, 59
Euparal 66, 67
exsicata 41
Fargon 74
farinha 39
feijão 39
Ferreira 26, 72
fibra óptica 64
filó 14, 16
fitófagos 15, 16, 39, 63
flores 4, 15, 31, 39, 42
folhagem 15, 16, 27, 35
folhas 4, 13, 31, 39, 41
folhiço 19, 31, 32
formas imaturas (v. imaturos)
formigas 13, 24, 27, 38
formol 34, 55, 56
fotodecomposição 56, 60
fotoperíodo 37, 40, 41
frênulo 67
frutos 4, 25, 37, 41
fucsina ácida 66, 67
fumo 39
fungos 3, 39, 40, 42, 46, 59
funil de Berlese 31, 32
gaiolas de emergência 36
galinhas 39
genitália 65-67, 69

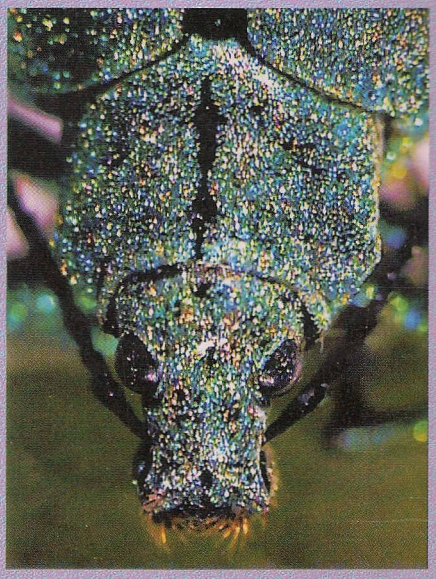
gerbox 37
gesso 8, 9
glicerina 55, 65, 66
grãos 4, 39
guarda-chuvas entomológicos 5, 12, 13
hábitat 4, 5, 15, 18, 24, 36
hábitos 1, 57
Hallictidae 18
hematófagos 13, 28, 35, 39
herbário 42
hidróxido
de potássio 52, 65, 66
de sódio 65
himenópteros 18, 19
hipoclorito de sódio 67
Hoffmann 72
Hoover 72
hospedeiros 40, 57
Hymenoptera 15, 44, 49, 55
identificação 1-4, 36, 41, 44, 47, 48, 51, 52, 54, 58, 59, 61-64, 67, 79
imaturos 4, 6, 10, 17, 18, 24, 36, 55
isca 13, 23-28, 68
Jacques 72
Johnson 72
Kahle Dietrich 55
KAA 56
lâmina 23, 45, 52-54, 58, 64-67
lamínula 54, 64-67
lâmpada 32, 46
fluorescente 30
de mercúrio 33, 34
larva 24, 36, 38, 55, 56
levantamentos (faunísticos) 1, 4, 18, 35
libélulas 10, 16, 18, 70
"Luiz de Queiroz" 30
lupa 17, 45, 51, 64-66
luvas 8
luz 17, 29, 30, 32, 37, 40, 41, 60
Malaise (v. armadilhas Malaise)
manejo 2, 3
manta 10-12, 44, 45, 70
Marioni 63, 72
mariposas 17, 26, 32, 34, 43, 50, 67, 70
Mark 74
máscaras 8
Maza-Ramirez 72
micro-alfinete 52
microscópio 54, 64
milho 39
montagem 2, 3, 6, 43-45, 49-55, 59, 65-67
morfologia 3, 4, 54, 64
morim 12, 16, 20, 21, 26, 28
mosquitos 13, 18, 28, 29, 43, 66
Murphy 73
Muscidae 19, 27, 61
Musca 61, 62
Mycetophilidae 27
naftalina 12, 46, 60, 69
náilon 16, 18, 20, 26
Nakano 73
nanquim 56, 57
Neuroptera 16, 44
Neves 73
nível de espécie 2, 3, 36, 63, 65
Nova 73
Otitidae 15
oviposição 38
Papavero 73
papel
absorvente 8, 9, 12, 41-43
filtro 40, 46
pardo 70
parasitóides 2, 44, 55
peixe 25, 27
pêlos 50, 67
percevejos 12, 18, 54
Phoridae 19, 24, 27
pipeta 52, 66
pitfall 25
pinça 6, 8, 13, 64, 66

pincel 6, 39, 52, 64, 66, 67
Pipunculidae 16
placas de Petri 37, 40, 55 65
Pompilidae 18
Protura 24
Psychodidae 13
pulgões 52
pupa 36, 40
PVC 16
quarentena 68
querosene 56
ratos 39
recipiente coletor 21, 22, 32
rede
  entomológica 15, 16, 18
  de varredura 16, 17
refrigeração 43
remessa 69-71
saúde pública 2
sarcofágicos 59
Sarcophagidae 19, 27
Sciaridae 24
Sepsidae 27
Shannon (veja armadilha Shannon)
Silva 73
Silveira Neto 30, 73
Simuliidae 13
sínfilos 4
sistemática 1-3, 54, 57, 58
Steyskal 73
sublocalidade 58
Syrphidae 19
tábuas de distensão 49
Tachinidae 19
taxonomia 2, 61, 62
temperatura 37, 40, 45, 46, 59
tensão superficial 25, 34
terminália 65
tesourinhas 13, 64, 66
tetracloreto de carbono 9
thinner 50
Thysanoptera 54
timer 41
tisanuros 13
tórax 17, 34, 48, 49
Townes 19-21
triângulo 10-12
Triplehorn 72
tubinho (de genitália) 65
tubo de ensaio 29, 52
Upton 73
umidade 8, 27, 32, 37, 39, 40, 42, 43, 45, 59, 60
Vanzolini 73
Vespidae 15, 18
veterinária 3
via
  líquida 43, 53-57, 70
  seca 44, 45, 55, 56, 59
vidros letais 5, 7-10, 12, 15, 17, 34
vigilância sanitária 2
Vilela 63, 73
voal 26, 36
voucher 2
Wards 74
White 72, 73
W.H.O. 29, 73
xilol 54, 55
Zucchi 63, 73
Zygentomma 24

Qual é o melhor equipamento a ser utilizado nas coletas visando um levantamento faunístico de insetos? Como os alunos devem coletar para obter uma boa variedade de espécies na preparação de um insetário (que não sejam apenas aquelas que aparecem em todas as coleções, ligadas ao homem)? Como montar e guardar insetos, de maneira que eles possam continuar sendo estudados dentro de 250 anos? Que cuidados tomar para que uma larva de inseto, criada em laboratório, chegue ao estágio adulto?

Essas são apenas algumas das muitas perguntas sobre o desenvolvimento de coleções de insetos que são respondidas pelo **Manual de Coleta, Conservação, Montagem e Identificação de Insetos**. Escrito em linguagem simples, bem ilustrado e cobrindo questões práticas que vão desde a coleta até a remessa por correio, o livro atende estudantes de graduação, de pós-graduação e pesquisadores, bem como amadores, professores e alunos de 2º Grau.

Ainda que os métodos de coleta sejam relativamente simples –e boa parte do equipamento possa ser confeccionado em um laboratório–, muitas vezes deixam de ser preparadas pequenas coleções didáticas, de enorme utilidade nas aulas de escolas e faculdades, por falta de informação técnica; outras vezes, perdem-se coleções locais importantes, que se poderiam tornar referências permanentes sobre a fauna entomológica de uma região, por falta de alguns cuidados básicos. Este primeiro livro da série de **Manuais Práticos em Biologia**, publicado pela Holos, Editora, vem preencher essa lacuna, contribuindo para a formação acadêmica em diferentes níveis.



ISBN 85-86699-03-9
9 788586 699030

Preço de Venda: R$ 10,00