



PONTIFÍCIA UNIVERSIDADE CATÓLICA DO RIO GRANDE DO SUL

FACULDADE DE BIOCÊNCIAS

Laboratório de Entomologia

TEMAS DIDÁTICOS

Nº 7

agosto, 2006

CURADORIA

ENTOMOLÓGICA

Elio Corseuil

PUCRS C.Postal 1429 90619-900 Porto Alegre, RS

APRESENTAÇÃO

Este polígrafo contém uma síntese dos principais aspectos da curadoria entomológica, tratando especialmente da coleta, preparo e conservação de insetos, como subsídio ao desenvolvimento das atividades didáticas vinculadas às disciplinas básicas de Entomologia.

Trata-se de nova edição dos apontamentos de aula já divulgados anteriormente, incluindo expressivo número de indicações bibliográficas que permitirão um estudo com maior detalhamento.

Todas as críticas e sugestões para seu aprimoramento serão muito bem acolhidas.

Porto Alegre, agosto de 2006

Prof. *Elio Corseuil*

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	1
2 COLETA	2
3 PREPARO	7
3.1 Preparações para microscopia	8
3.1.1 Preparações rápidas	8
3.1.2 Preparações permanentes	8
3.2 Preparo em meio líquido	9
3.2.1 Preparo de insetos	9
3.2.2 Preparo de partes vegetais	10
3.3 Montagem em alfinetes entomológicos	10
3.3.1 Montagem simples	10
3.3.2 Dupla montagem	15
3.3.3 Etiquetagem	16
3.4 Herborização	17
4 CONSERVAÇÃO	18
4.1 Coleções em meio líquido	18
4.2 Coleções a seco	18
4.2.1 Conservantes	18
4.2.2 Tipos de coleções	19
4.2.3 Limpeza	21
5 CATALOGAÇÃO	22
6 REMESSA	23
7 BIBLIOGRAFIA	24
8 APÊNDICE	27

1 INTRODUÇÃO

A curadoria de coleções abrange as atividades de coleta, preparo, conservação, catalogação e remessa de materiais científicos.

Em relação ao material entomológico existem múltiplas fontes bibliográficas que tratam do assunto. Com o objetivo de facilitar as atividades didáticas a serem desenvolvidas pelos estudantes de ciências biológicas, são referidos a seguir alguns aspectos fundamentais da curadoria, também chamada zeladoria.

Apesar da expressão “material entomológico” ter uma ampla abrangência, incluindo equipamentos, o seu uso é normalmente restrito para indicar apenas os insetos ou substratos relacionados à sua presença.

As coletas têm por finalidade documentar ocorrências e permitir um conhecimento preciso dos organismos, o que possibilitará pesquisar nos acervos de publicações mundiais todas as informações disponíveis sobre a espécie em questão. As coletas proporcionam também exemplares que viabilizam os mais variados estudos biológicos

O conhecimento das espécies pode ser feito por identificação, comparando os exemplares com outros previamente conhecidos, ou por determinação, através do uso de recursos bibliográficos, incluindo chaves sistemáticas e também descrições ou redescritões. Tais termos, entretanto, nos trabalhos mais recentes, vem sendo tratados como sinônimos e objetivam encontrar os táxons a que pertence o material. O termo “classificar”, entretanto, é reservado aos que pela primeira vez contribuem para o conhecimento científico, dando o nome a um organismo e seu lugar na classificação zoológica.

Para estudos das implicações de eventuais danos, especialmente em plantas, é imprescindível que se façam amostragens representativas, incluindo todos os organismos associados, nas diversas fases do desenvolvimento, para assegurar uma correta interpretação dos fatos mediante cuidadosa análise.

2 COLETA

As atividades de coleta proporcionam material para estudo, que pode ser preparado ou mantido em criação, a fim de obter as diversas fases do desenvolvimento e, especialmente, formas adultas perfeitas.

A coleta pode ser feita atraindo os insetos, geralmente com uso de dispositivos especiais, ou, capturando-os diretamente em seu habitat natural.

No primeiro caso incluem-se várias armadilhas, como as luminosas e substâncias atraentes - de alimentação ou sexuais - usadas como "iscas", associadas a diversos tipos de armadilhas. Constituem meios comuns de coleta o uso de armadilha luminosa modelo Pensilvânia e pano iluminado - para insetos fototrópicos positivos, bandejas amarelas com água e detergente - para pulgões, armadilhas com superfície adesiva - para formigas, armadilhas de solo com ou sem isca ou apenas com água e detergente (Pitfall) - para vários artrópodes que costumam se locomover na superfície do solo, frascos pegamoscas, armadilhas para borboletas, barraca de Shannon - para insetos hematófagos, equipamentos de sucção - para artrópodes em geral associados à vegetação, armadilhas com feromônio, usadas, por exemplo, para o caruncho do fumo e algumas outras pragas agrícolas.

Na captura direta, além de algumas armadilhas, como as de interceptação - onde se destaca a armadilha de Malaise, formada por peças de tela de náilon escuro, como uma tenda, encimadas por um recipiente coletor com álcool etílico 70% -

os procedimentos dependerão da modalidade de vida dos insetos, como brocas, carpófagos, cecidógenos, subterrâneos etc. De um modo geral, o equipamento necessário é o seguinte:

- rede para apanhar insetos

com aro de arame nº 20 ou 22, 30-45 cm de diâmetro e rede de filó com comprimento pouco superior ao dobro do diâmetro (fig. 1).

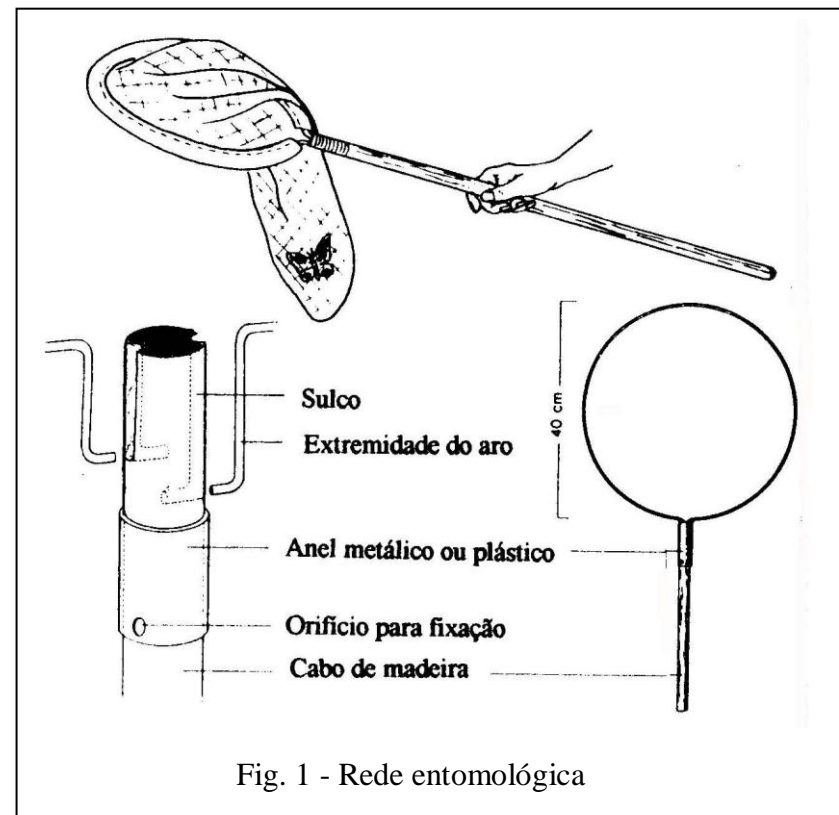
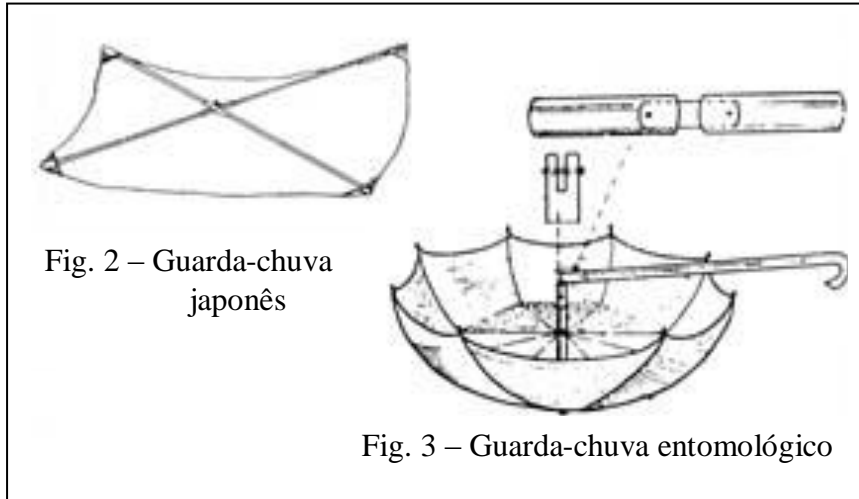


Fig. 1 - Rede entomológica

- rede de bater (guarda-chuva japonês)

de tecido branco, de algodão, 60x60 cm (fig. 2) ou o guarda-chuva entomológico - guarda-chuva

comum ou articulado, com tecido branco fixado pelo lado interno da armação (fig. 3).



- rede de varredura semelhante à primeira, porém com aro mais resistente e tecido de algodão em lugar de filó.
- rede aquática com aro metálico resistente, triangular e saco de coleta feito com tela plástica de malha fina.
- aspirador para coleta de pequenos exemplares, feito com um tubo de vidro ou plástico e um tubo de borracha com gaze numa extremidade, ou, com um frasco de vidro dotado de dois tubos continuados por tubos de borracha. Usam-se rolhas de borracha ou cortiça, perfuradas, com pequenos canos metálicos ou plásticos para fixação dos tubos de borracha (fig. 4).
- frascos diversos: conta-gotas (com éter, preferencialmente acético).

boca larga (câmara mortífera, com chumaço de algodão na tampa ou no fundo, umedecido com gotas de éter e protegido por papel de filtro; algumas tiras do mesmo papel, dispersas no frasco; servem para minimizar o movimento dos espécimes).

tamanhos variáveis - alguns vazios e outros com álcool etílico 70%.

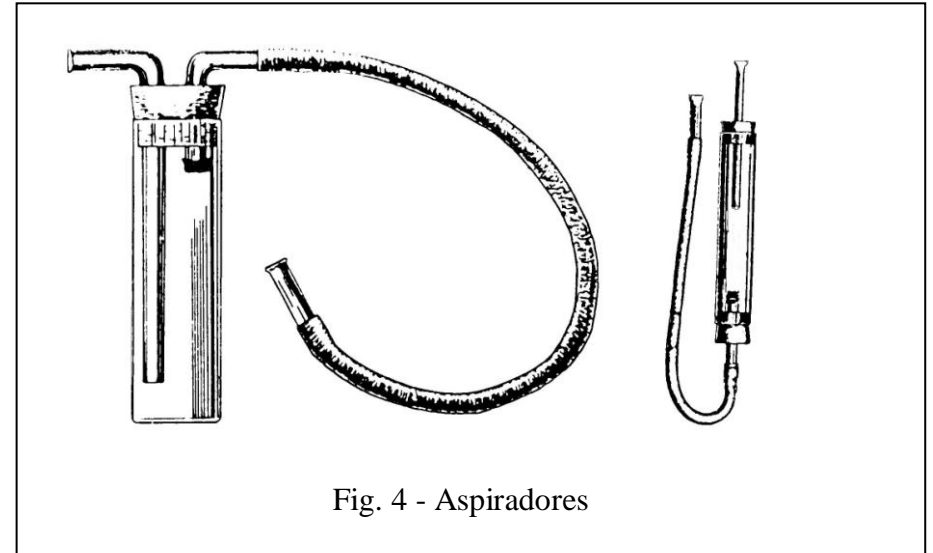
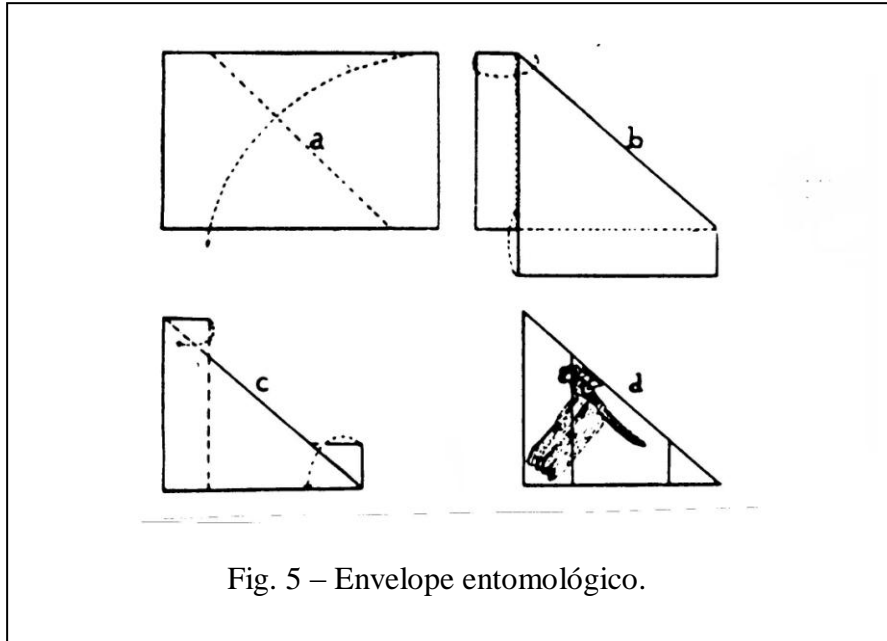


Fig. 4 - Aspiradores

- utensílios diversos: pinças, canivete, pincel tipo p/aquarela, pequena pá de jardim, tesoura de podar, lupa de pala ou de mão.
- envelopes entomológicos retângulos de papel, de preferência papel manteiga, vegetal ou celofane, com comprimento cerca de 4 cm maior do que a largura (mais usuais, em centímetros: 8x12, 10x14, 12x16 e 15x19), dobrado de tal forma que os dados de coleta fiquem registrados na aba,

tendo ângulo reto no lado esquerdo (fig. 5). São mais usados para lepidópteros, que devem ser acondicionados com as asas fechadas, ou seja, faces superiores em contato, visualizando-se apenas as faces inferiores!



- alfinetes entomológicos

conveniente para o preparo imediato de formas delicadas, como dípteros e himenópteros de pequeno porte. Uma caixa com fundo de material poroso, como cortiça ou poliestireno expandido (“Isopor”), deverá estar disponível para acondicionamento dos exemplares.

- sacos de papel e plásticos:

de vários tamanhos, destinados a manter diversos materiais até chegar ao laboratório. Para insetos

vivos são preferíveis os sacos de papel, por evitarem a condensação de água.

- prensa de herborização

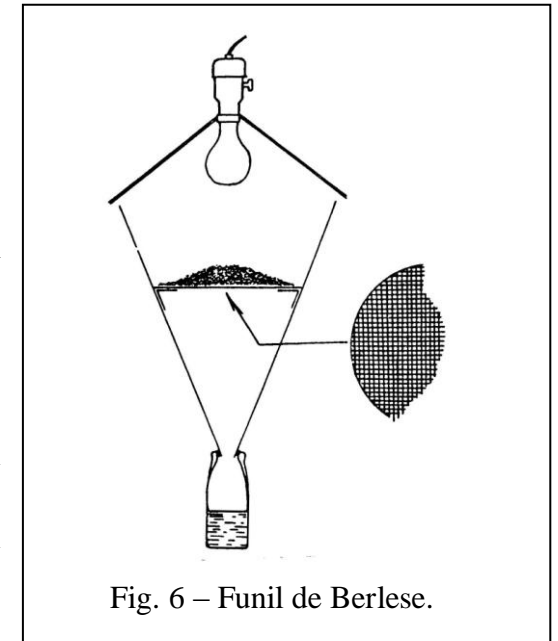
convencional ou improvisada com folhas de papel absorvente entre duas superfícies rígidas, fixadas por elástico ou barbante.

- etiquetas, lápis preto e caderneta de apontamentos.

imprescindível para o correto registro de todo o material coletado, incluindo também observações ecológicas.

Muitas espécies que vivem em musgos, serapilheira e mesmo no solo, podem ser coletadas de forma eficiente com uso do Funil de Berlese. (fig. 6)

Tanto a luminosidade como o calor produzido pela lâmpada fazem com que os exemplares passem pela tela e caiam no tubo coletor, contendo álcool 70%



3 PREPARO

A maioria dos espécimes coletados são mortos pelos vapores de éter [éter etílico ou, de preferência, acético (acetato

de etila)] ou gotejamento no exemplar, particularmente no abdome, ou mesmo pela imersão no álcool etílico, sendo então submetidos aos processos de preparo ou montagem.

3.1 PREPARAÇÕES PARA MICROSCOPIA

Para exemplares de pequeno porte e partes, como antenas, pernas, genitália, etc.

Podem ser preparações rápidas, de pouca durabilidade, ou permanentes, com duração indefinida.

3.1.1 Preparações rápidas

Usam-se com mais freqüência a solução de hidrato de cloral ou o líquido de Faure.

O hidrato de cloral tem a propriedade de clarificar progressivamente o material.

Para observações por mais tempo, as lamínulas devem ser protegidas para evitar a evaporação, usando fita adesiva, cola plástica ou lutagem com mastique.

3.1.2 Preparações permanentes

Após clarificação do material, promove-se sua desidratação incluindo-se então em Bálsamo do Canadá.

A primeira etapa é conseguida com imersão em solução de hidróxido de sódio ou potássio a 10%, a frio por longo tempo, ou, em poucos minutos, mediante aquecimento, até se tornar suficientemente diáfano.

A desidratação pode ser feita pela passagem na série fenol-xilol; quando necessário usa-se corante, sendo mais comum o emprego da fucsina fenicada de Ziehl, enquanto os exemplares ainda estiverem no fenol puro.

A inclusão no bálsamo do Canadá é feita após permanência no xilol puro, pelo tempo que for necessário, pois o xilol é um solvente do bálsamo.

O xilol deve ser colocado também no frasco, para diluir o bálsamo, quando necessário, visando assegurar a consistência desejada.

A série alcoólica de concentração progressiva também pode ser utilizada para desidratação, sendo então conveniente a montagem em gelatina glicerizada, que exige lutagem das lamínulas, sendo viável para isso a parafina, conforme técnica já utilizada no estudo de pólenes.

3.2 PREPARO EM MEIO LÍQUIDO

3.2.1 Preparo de insetos

O álcool etílico 70% é o meio mais usual, podendo às vezes ser 75 ou 80%.

Para materiais de pequeno porte, pode-se usar diretamente como agente mortífero. Para exemplares maiores ou grande número em um frasco, matar em álcool 96%, permanecendo aí por cerca de 24 horas e após transferir para frascos com álcool 70% para conservação.

Para evitar deformação e escurecimento, especialmente em formas imaturas, matando também mais rapidamente, podem ser utilizados o XA (durante 24 h e após álcool 75) e o KAAD (=QAAD) (durante ½ a 4 horas e após álcool 70 a 95) ou ainda água quase fervente, por 1 a 5 minutos, em função do tamanho do exemplar, mantendo a seguir no álcool 70.

Para exemplares de pequeno porte, como pulgões e microhimenópteros, recomenda-se o uso de álcool glicerinado, que evita perda de material por eventual evaporação do líquido.

Para materiais destinados a estudos de anatomia interna manter em fixadores, como os líquidos de Bouin ou Carnoy, durante algumas horas até um dia; os fixadores também podem ser injetados. Conservam-se a seguir os exemplares em álcool 70-75%.

3.2.2 Preparo de partes vegetais.

Para conservar a cor verde, manter o material imerso em solução de sulfato de cobre a 5%, durante 2 a 6 horas; após, lavar em água corrente por ½ a 1 hora, colocando então em frasco definitivo, contendo líquido conservador (ver apêndice), fechando-o hermeticamente; para peças que não tenham a cor verde dispensa-se o banho no sulfato.

3.3 MONTAGEM EM ALFINETES ENTOMOLÓGICOS

Compreende dois tipos de montagens: a montagem simples, onde o alfinete traspassa o corpo do inseto, e a dupla, onde o alfinete, geralmente não traspassando o exemplar, é colocado valendo-se de meios auxiliares.

3.3.1 Montagem simples

As montagens mais perfeitas são conseguidas com insetos recém mortos. Materiais guardados em congelador também proporcionam boas condições para o preparo. Exemplares já secos, no entanto, podem ser utilizados após seu amolecimento; para tanto são deixados algum tempo em câmara úmida (frasco de boca larga, hermético, contendo

camada de areia umedecida e poucas gotas de fenol, com algum dispositivo para impedir o contato direto com o exemplar), geralmente por um dia, ou usa-se o líquido de Barber, gotejado nos locais necessários e aguardando minutos até poucas horas, conforme o material.

Os alfinetes entomológicos devem ser preferencialmente de aço inoxidável, com cabeça de latão, tendo os de uso mais comum o comprimento de 38 mm e diâmetros variáveis, desde o mais fino, nº 000 (três zeros), com 0,25 mm, seguindo-se os números 00, 0, 1, 2, 3, 4, 5 e 6, com diâmetros crescentes, tendo o último 0,65 mm; eventualmente usam-se alfinetes maiores, com diâmetros de 0,70 a 0,80 mm e comprimento de 48 a 53 mm.

Colocação do alfinete –

O alfinete entomológico deve traspassar sempre a região torácica, observando-se:

Posição - cuidar a verticalidade em relação ao corpo do inseto, observando tanto frontal como lateralmente.

Altura - deixar 8 a 10 mm livres da cabeça do alfinete até o corpo do inseto (fig. 7).

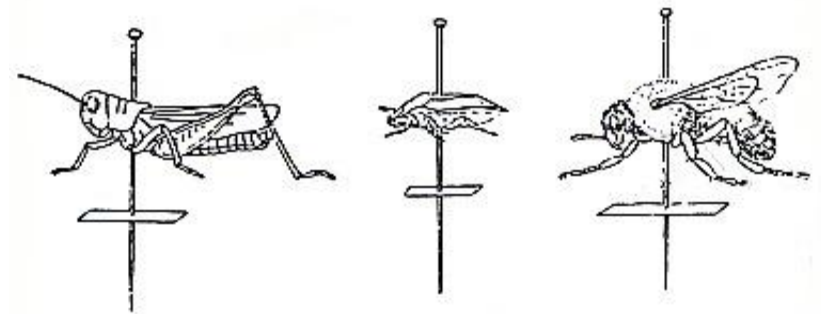


Fig. 7 - Posição de insetos nos alfinetes antomológicos.

Local - Nos efemerópteros, lepidópteros, megalóp-teros, odonatos e plecópteros, o alfinete entomológico traspassa a região mediana no tórax. Nos demais casos, sempre um pouco à direita da linha média do corpo, em locais que variam com os grupos de insetos (fig. 8), conforme segue:

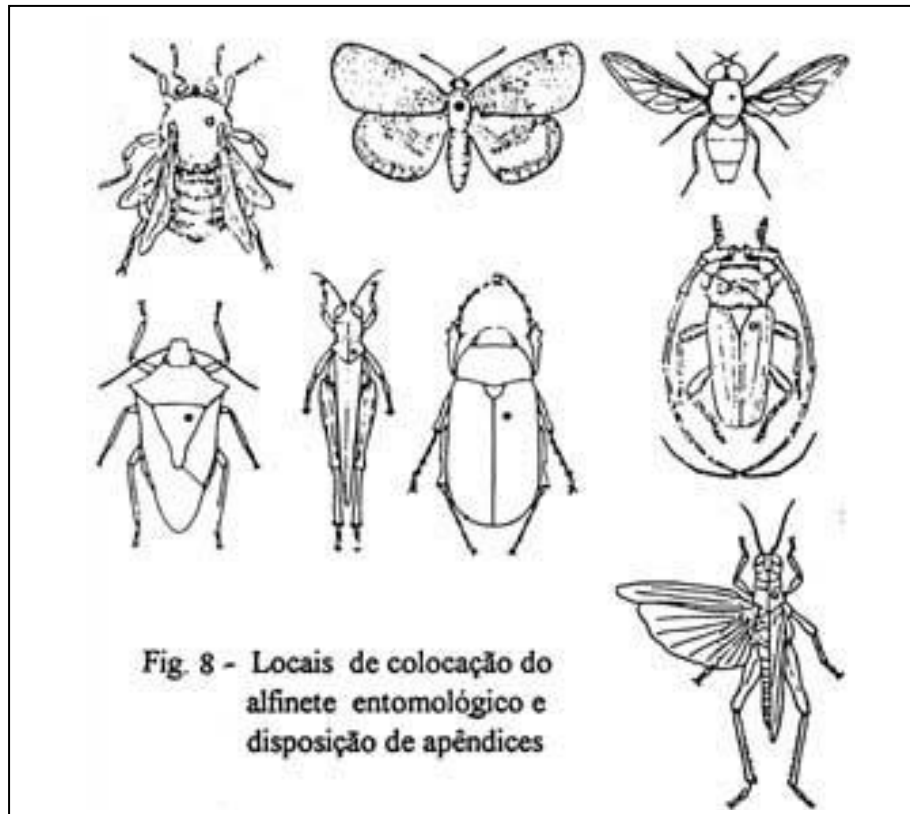
coleópteros e dermápteros - no élitro direito, traspassando o metasterno;

hemípteros - no escutelo;

dípteros, himenópteros, neurópteros e tricópteros - na região mediana do mesotórax;

ortópteros acridóideos - na região posterior do pronoto;

blatódeos, mantódeos e ortópteros ensíferos - na tégmina direita.

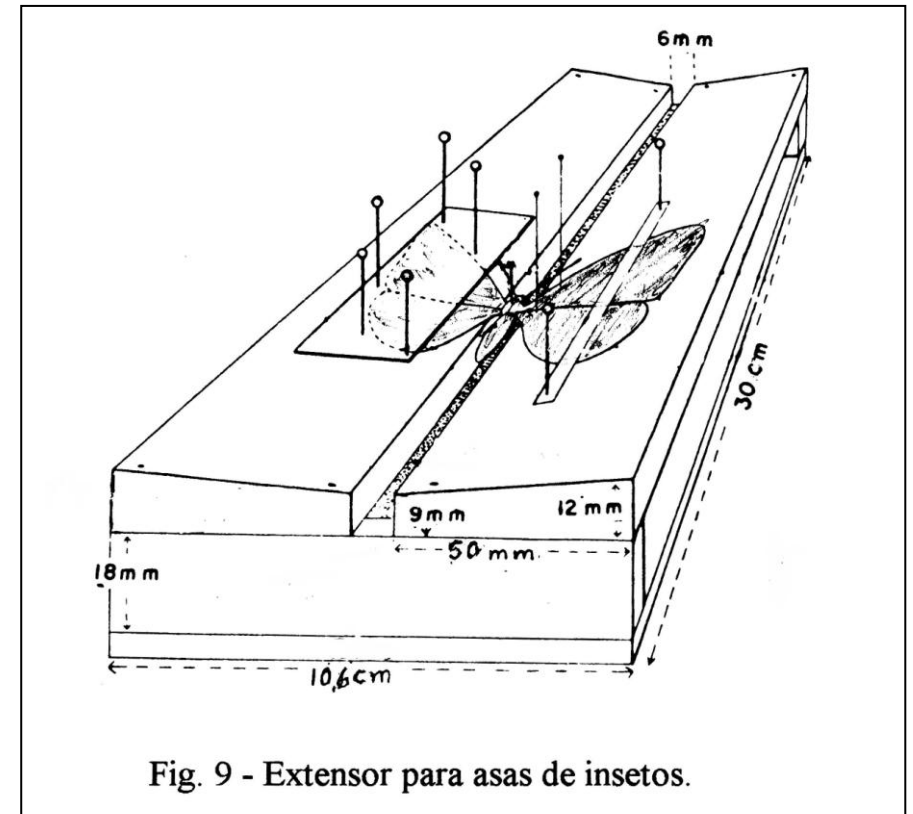


Disposição -

Para montagem com asas abertas, especialmente lepidópteros, usam-se extensores especiais (fig. 9).

Os extensores são confeccionados de madeira macia, como o cedro, que permite fácil fixação de alfinetes auxiliares (alfinetes de cabeça de vidro). Os mais comuns têm as superfícies de uso com largura de 50 mm e afastadas 6 mm; tais medidas, entretanto, podem variar em função do tamanho dos exemplares a serem preparados.

Em blatódeos, dermápteros, hemípteros, mantódeos e ortópteros costuma-se preparar alguns exemplares distendendo apenas as asas do lado esquerdo.



Com o exemplar seguro entre o polegar e o indicador, insere-se verticalmente o alfinete entomológico até a altura recomendada. Introduce-se então o alfinete na lâmina até encostar a parte ventral do espécime; tíbias das pernas anteriores são dirigidas para frente e das demais para traz; as antenas dirigem-se para frente, podendo, quando muito longas, contornar o corpo. Todos os apêndices são mantidos na posição desejada através de qualquer meio auxiliar (em geral alfinetes comuns ou com cabeça de vidro, sozinhos ou com pequenas tiras de cartolina), até secagem, que pode ser auxiliada por manutenção em estufa a cerca de 45° C durante dois ou três dias.

Em odonatos usa-se também montagem lateral, traspassando o alfinete no centro da mesopleura do lado esquerdo, sem distender as asas.

Concluída a secagem, retiram-se os meios auxiliares, colocam-se as etiquetas e guarda-se o material na caixa ou gaveta apropriada.

Existem blocos de montagem, de forma cúbica ou em escada, com três orifícios de profundidades variáveis, para facilitar a colocação do espécime e das etiquetas (fig. 10).

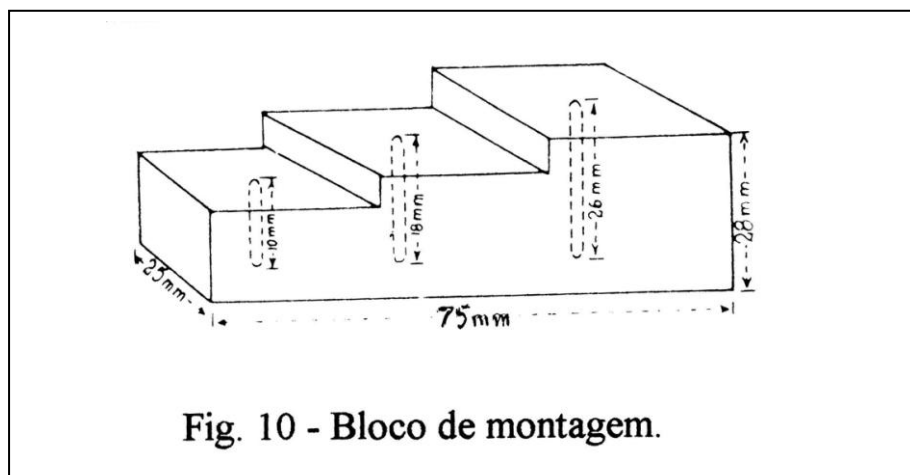


Fig. 10 - Bloco de montagem.

Para observar a altura livre de 8 mm é aconselhável o uso de uma peça de madeira ou plástico com uma perfuração de tal profundidade e diâmetro que permita a passagem da cabeça do alfinete (pode-se usar o lado posterior de um lápis faltando parte do grafite!).

3.3.2 Dupla montagem

O método mais freqüente consiste em colar os exemplares próximos à ponta de triângulos isósceles, de cartolina ou celulóide, na maioria com altura de 7 a 12 mm e base de 3 a 5 mm (fig. 11); os mais comuns têm 10 x 4 mm.

Podem ser usadas também pequenas peças de cortiça, prismático-retangulares, ou tiras de cartolina, traspassadas numa extremidade pelos alfinetes entomológicos e com o espécime na outra, fixado em microalfinetes ou “minúcias”, geralmente de prata ou aço inoxidável. (fig. 12). Os microalfinetes podem traspassar ou espécimes ou, com mais freqüência, serem introduzidos apenas na sua face ventral.

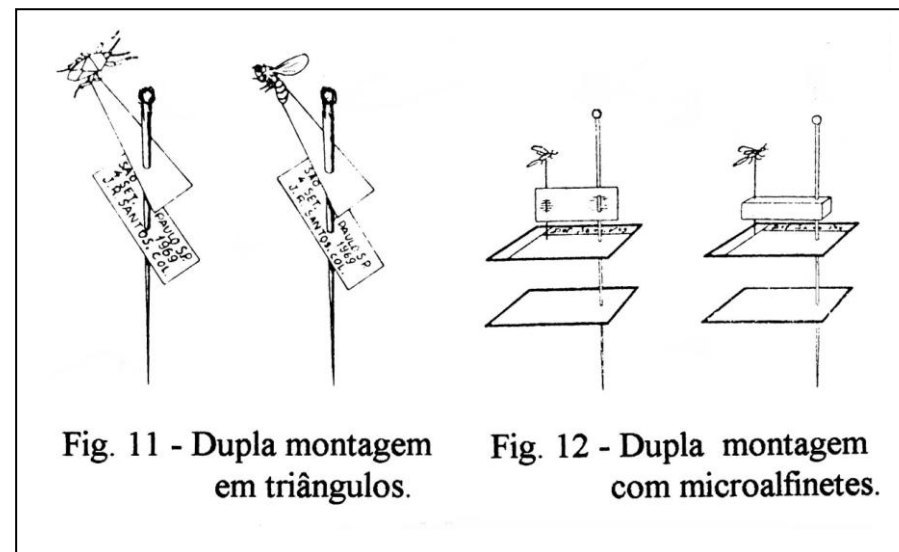


Fig. 11 - Dupla montagem em triângulos.

Fig. 12 - Dupla montagem com microalfinetes.

Os triângulos ou as peças de cortiça ficam sempre orientados para o lado esquerdo, ficando os espécimes, próximos à extremidade livre, dispostos com a cabeça para a frente ou, com menos frequência, para a esquerda.

3.3.3 Etiquetagem

Para dados de coleta usam-se etiquetas pequenas, geralmente de 6x12 mm, contendo local, data e nome do colecionador, seguido por “leg” ou “col” (fig. 13). Do mesmo tamanho, pode haver outra etiqueta de dados complementares, com indicação mais precisa de localização, habitat, método de coleta ou organismo associado.

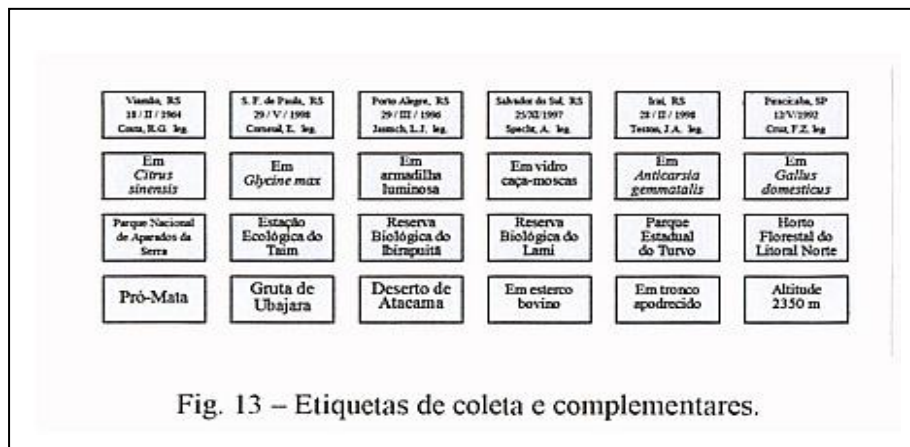


Fig. 13 – Etiquetas de coleta e complementares.

Nos envelopes entomológicos os dados podem ser escritos na aba da última dobra, a partir do canto em ângulo reto.

As etiquetas de determinação, nos insetos em alfinetes entomológicos, contendo nome da espécie com respectivo autor e ano e também do determinador, seguido por “det” e ano, são maiores que as de coleta e dados complementares, medindo geralmente 9x18 mm (fig. 14).



Fig. 14 – Etiquetas de numeração e determinação.

Quando os exemplares são catalogados, costuma-se fazer uma etiqueta de numeração, sendo então a primeira, colocada antes da de coleta. São as de menor tamanho, em geral 4 x 10 mm, incluindo a sigla da instituição e o número do exemplar (fig. 14).

3.4 HERBORIZAÇÃO

Usam-se prensas próprias para herborização de material botânico (fig. 15) ou mesmo folhas de papel absorvente ou jornal, dispostas como páginas de um livro, entre duas lâminas de um material rígido, com perfurações, como madeira ou papelão; as folhas com insetos ou seus danos permanecem aí distendidas até completa secagem.

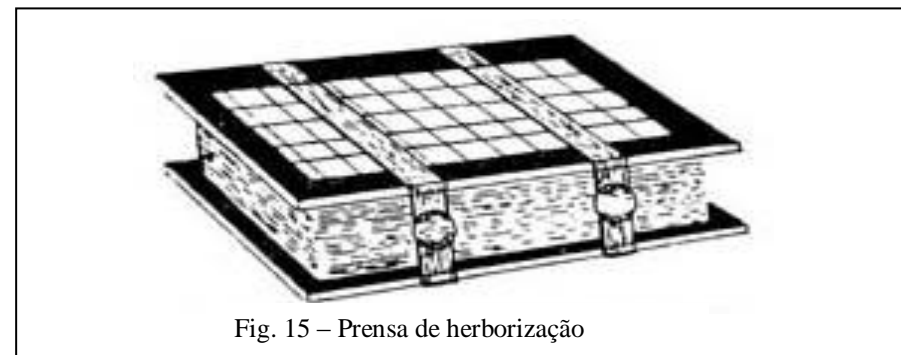


Fig. 15 – Prensa de herborização

Convém já deixar preparadas as etiquetas contendo os dados de coleta e indicações complementares, geralmente de tamanho 3 x 5 cm, onde posteriormente também constarão os elementos de determinação.

4 CONSERVAÇÃO

4.1 COLEÇÕES EM MEIO LÍQUIDO

O material preparado em meio líquido é conservado em frascos herméticos, sendo conveniente um exame periódico das coleções para eventualmente completar ou mesmo substituir o líquido.

4.2 COLEÇÕES A SECO

4.2.1 Conservantes

A maioria é constituída por substâncias sólidas, usadas em caixinhas ou contidas em papel de filtro ou tecido:

- naftalina – é o de uso mais freqüente, encontrado em bolas (que podem ser fixadas em alfinetes entomológicos, mediante aquecimento do alfinete, ou coladas no fundo poroso das gavetas) e também em pó ou escamas, que pode ser usada pura ou com algumas gotas de fenol.

- paradiclorobenzeno (PDB)
- cânfora

Entre os conservantes líquidos destaca-se o creosoto. São pouco utilizados, exigindo recipientes especiais para seu emprego (ampolas de vidro) (fig. 16) que proporcionam segurança para a movimentação das caixas ou gavetas.

4.2.2 Tipos de coleções

Preparações para microscopia:

Lâminas mantidas horizontalmente, guardadas em caixas ou gavetas especiais.

Material herborizado:

Em envelopes, geralmente 13 x 20 cm, guardados em caixas ou fichário.



Fig. 16 - Ampola

Fracos em meio líquido:

Fracos de fechamento hermético ou tubos de vidro, cilíndricos, de vários diâmetros (fig. 17), tamponados com

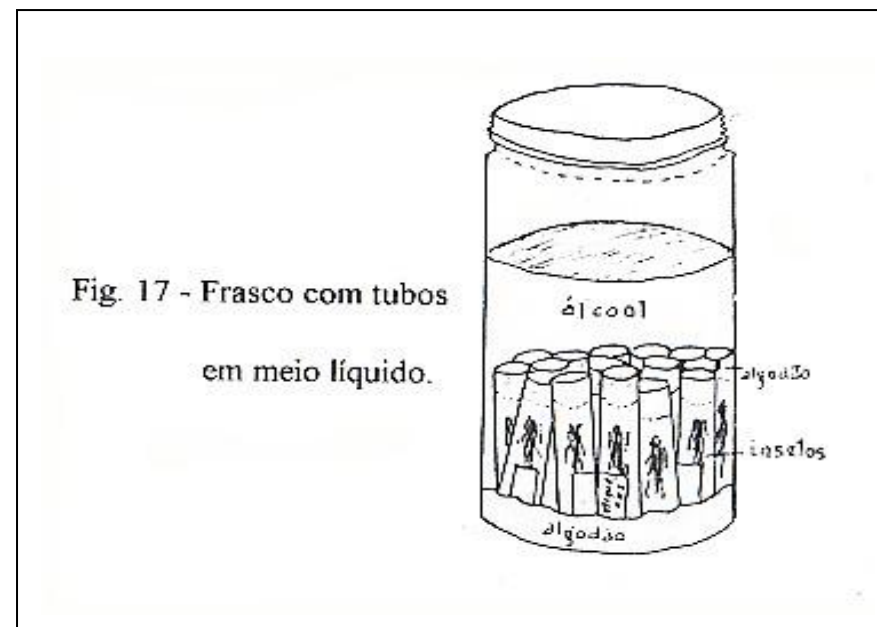


Fig. 17 - Frasco com tubos

em meio líquido.

chumaço de algodão e guardados em frascos maiores, de fechamento hermético, também contendo o conservante (fig. 17).

Exemplares em alfinetes entomológicos:

As coleções entomológicas em alfinetes são mantidas em caixas especiais ou, com mais frequência, em gavetas, sendo o tamanho usual de cerca de 45 cm de frente por 50cm de fundo e altura de 7,5 cm, com sistema de tampa que assegure bom vedamento. Devem ser guardadas ao abrigo da luz, recomendando-se não abrir em dias de umidade elevada.

Os exemplares podem ser dispostos diretamente nas gavetas com fundo poroso ou em caixinhas especiais (as mais comuns tem 5x10 cm e 10x10 cm, com 4 cm de altura), dotadas de fundo poroso e arranjadas nas gavetas da coleção. O material poroso pode ser lâmina de cortiça, pita, isopor ou, com mais vantagem, de espuma plástica especial de alta densidade, bastando espessura de 6 mm.

Os exemplares são reunidos por espécie, dispondo-se em grupos nas gavetas, a partir da porção posterior, lado esquerdo, continuando para a direita e depois para a parte anterior da gaveta. As indicações de ordem e família devem constar em etiquetas fixadas na parte frontal externa das gavetas. Etiquetas auxiliares, com nomes de categorias inferiores, até gêneros, podem ser fixadas em alfinetes entomológicos em frente aos correspondentes grupos de espécimes.

Exemplares a seco (duplicatas):

- Em envelopes entomológicos, guardados em caixas ou latas com bom vedamento.

- Em mantas de algodão, protegidas por invólucros individuais de papel a semelhança de envelopes, ou, superpostas em camadas e guardadas em caixas. O tamanho 13 x 20 cm é conveniente por permitir armazenamento em fichários de aço já prontos para tal dimensão.

Ornamentais:

caixas de madeira com exemplares em alfinetes, usando fundo poroso bem fixado e tampa envidraçada que assegure bom vedamento e permita abertura periódica para reposição de conservante.

caixas com exemplares colados, usando caixas de madeira ou papelão com tampa de vidro ou totalmente de vidro.

montagem em gesso, moldando os locais para abrigar o corpo dos exemplares, que são colocados depois de seco, cobrindo tudo com uma lâmina de vidro, fixada ao bloco de gesso por fita adesiva.

montagem Riker, colocando uma manta de algodão em caixa de pouca profundidade e dispondo o ou os exemplares para depois cobrir com lâmina de vidro, fixada à caixa por fita adesiva; o conservante fica colocado em baixo do algodão.

4.2.3 Limpeza

Expurgo - com fumigantes, como bissulfeto de carbono, tetracloreto de carbono, brometo de metila, dibromo etileno e fosfina, conforme recomendações de uso para tratamento de produtos agrícolas armazenados.

Proteção - tratamento das caixas ou gavetas com inseticidas em polvilhação ou em aspersão. (carbamatos. clorofosforados,

fosforados ou piretróides, em concentração dez vezes superior a de uso agrícola)

Tratamento individual - pincelamento dos exemplares com álcool fenicado, álcool com clorocresol ou éter creosotado, especialmente para controlar o desenvolvimento de fungos.

5 CATALOGAÇÃO

Nas coleções os materiais são registrados em livros especiais, chamados catálogos de entrada, livro de tombamento ou de tombo, mediante números individuais ou de lotes, constando todas as informações tanto de coleta como sistemáticas. Os lotes são usualmente grupos de exemplares da mesma espécie, detentores dos mesmos dados de coleta. Modernamente as catalogações são feitas com recursos computadorizados, através de bancos de dados, que viabilizam rápida e segura manipulação de todos os dados; neste caso, às vezes, é dispensada a numeração do material, usando-se apenas a seqüência da própria programação.

As coleções possuem siglas para sua identificação, formadas por quatro letras (ARNETT et al., 1993), o que permite, aliado ao número, localizar precisamente qualquer material em estudo. Siglas de algumas instituições:

AMNH – American Museum of Natural History. Nova Iorque.

DZUP – Coleção do Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Paraná. (Curitiba, PR).

MAPA - Museu Anchieta de Porto Alegre.

MCNZ - Museu de Ciências Naturais da Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul. (Porto Alegre, RS).

MCTP - Museu de Ciências e Tecnologia da PUCRS. (Porto Alegre, RS).

MECB - Museu Entomológico Ceslau Biezanko da Universidade Federal de Pelotas. (Pelotas, RS).

MHNL – Museo de Historia Natural. Lima, Peru.

MNHP – Muséum National d’Histoire Naturelle. Paris, França.

MQCL – Museu do Laboratório de Quarentena Costa Lima (Jaguariúna, SP).

MRGC - Museu Ramiro Gomes Costa da Fundação Estadual de Pesquisas Agrônomicas. (Porto Alegre, RS).

MZSP – Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. (São Paulo, SP).

6 REMESSA

A remessa de todos os materiais para estudo deve ser acompanhada de etiquetas contendo as informações “**Amostra sem valor comercial**” e a de advertência “**FRÁGIL**”.

Para materiais montados a seco usam-se caixas contendo fundo poroso, fixando bem os alfinetes entomológicos e empregando alfinetes auxiliares para assegurar imobilização dos exemplares, quando necessário. As caixas devem ser acondicionadas em caixas maiores, contendo quantidade suficiente de fragmentos de isopor ou outro material poroso, visando proteger os insetos contra eventuais choques.

Acrescentar ainda à etiqueta:

“INSETOS SECOS PARA ESTUDO”
na língua do país para onde está sendo feita a remessa.

Materiais em meio líquido exigem embalagens herméticas e cuidados especiais para evitar qualquer vazamento (recomenda-se o uso de sacos plásticos com vedamento por dispositivos elétricos especiais), além da etiqueta complementar:

“INSETOS MORTOS PARA ESTUDO”.

7 BLIOGRAFIA

- ALMEIDA, L.M. de; RIBEIRO-COSTA, C.S.; MARINONI, L. **Manual de Coleta, Conservação, Montagem e Identificação de Insetos**. Ribeirão Preto: Holos, 1998. 78p.
- ARNETT, R.L.; SAMUELSEN, G.A.; NISHIDA, G.M. **The insect and spider collections of the world**. Gainesville: Sandhill Crane, 1993. 309p.
- ARNETT, R.H.; JACQUES Jr., R.L. **Guide to Insects**. New York: Simon & Schuster, 1994. 511p.
- BARTH, O.M. **O pólen do mel brasileiro**. Rio de Janeiro: Luxor, 1989. 150p.
- BORROR, D.J.; DELONG, D.M. 1988. **Introdução ao estudo dos insetos**. São Paulo: Blücher, 635p.
- BORROR, D.J.; TRIPLEHORN, C.A.; JOHNSON, N.F. **An Introduction to Study of Insects** New York: Saunders College, 1992. 875p.
- BORROR, D.J.; WHITE, R.E. **A Field Guide to Insects America north of Mexico**. Boston: Houghton Mifflin, 1970. 404p.
- BUZZI, Z.J.; MIYAZAKI, R.D. **Entomologia didática**. 4. ed. Curitiba: Ed. UFPR, 2002. 347p.
- CHU, H. F. **How to know the immature insects**. Dubuque: WM.C.Brown, 1949. 234p.
- COLAS, G. **Guide de l'entomologiste**. Paris: N.Boubée, 1956. 309p.
- COSTA, V.A.; NARDO, E.A.B. (Coords.) **Curadoria de coleções de himenópteros parasitóides**: manual técnico. Jaguariúna: EMBRAPA-CNPMA, 1998, 76p.
- GALLO, D. et al. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.
- GULLAN, P.J.; CRANSTON, P.S. **The Insects: An Outline of Entomology**. 2. ed. Oxford: Blackwell, 2000. 470p.

- HARMAN, I. **Collecting Butterflies and Moths**. London: Williams and Norgate, s/d. 128p.
- HAHN, J. **Collecting and preserving insects**. Disponível em <<http://www.extension.umn.edu/distribution/youthdevelopment/DA6892.html>>. Acesso em 15.mar.2006
- IMES, R. **The practical entomologist**. New York: Simon & Schuster, 1992. 160p.
- JAQUES, H. E. **How to know the insects**. Dubuque: WM.C.Brown, 1947. 205p.
- KEITH, D.L.; HENG-MOSS, T. **Collecting Insects**. Disponível em <http://entomology.unl.edu/tmh/ent115/labs/collecting.htm>. Acesso em 15.mar.2006
- LARA, F.M. **Princípios de Entomologia**. 3 ed. São Paulo: Ícone, 1992. 331p.
- LIMA, A . C. **Insetos do Brasil**, 3º tomo: Homópteros. Rio de Janeiro: Esc.Nac.Agronomia, 1942. 327p. (Técnica para montagem e estudo de coccídeos, p.200-201)
- MACGREGOR-LOAEZA, R. Técnicas de montaje de Coccidos. **Anales Inst. Biologia**, México, Ser.Zool.1, p.121-130. 1972.
- MARANHÃO, Z.C. **Entomologia Geral**. São Paulo: Nobel, 1976. 514p.
- MARTINS, U.R. A colação taxonômica. In: PAPAVERO, N. Org. **Fundamentos Práticos de Taxonomia Zoológica**. São Paulo: UNESP, 1994. p.19-43.
- MAUBLANC, M. A. **Manuel pratique du botaniste herborisant**. Paris: N.Boubée, 1945. 88p.
- MONTE, O. **Manual do Colecionador de Insetos**. São Paulo: Chácaras e Quintais, 1938. 47p. (Suplemento de março)
- MORGANTI, C. **Taxidermia**: entomologia e herbários. Buenos Aires: Hobby, 1970. 190p.
- NORRIS, K.R.; UPTON, M.S. **The collection and preservation of insects**. Brisbane: Austr.Ent.Soc., 1974. 33p. (Misc. Publ. nº 3)
- OLDROYD, H. **Collecting, Preserving and Studying Insects**. London: Hutchinson, 1958. 327p.

- OMAN, P.W. How to collect and preserve insects for study. In: **Insects - the Yearbook of Agriculture**. Washington: USDA, 1952. p.65-78.
- PAPAVERO, N. (Org.). **Fundamentos práticos de taxonomia zoológica**: coleções, bibliografia, nomenclatura. São Paulo: Ed. UNESP, 1994. 285p.
- PASTRANA, J. **Caza y conservacion de insectos**. Buenos Aires: Solo Argentino, 1943. 232p.
- . Técnica microscópica. In: **Curso de Entomologia**. Buenos Aires: Soc. Ent. Agr., 1954. p.559-619.
- . **Caza, preparo y conservacion de insectos**. Buenos Aires: El Ateneo. 1985. 246p.
- PETERSON, A. **A manual of entomological techniques**. Michigan: Edwards Brothers, 1955. 367p.
- SILVA, A. G. d'ARAUJO; DESLANDES, J. A. **Instruções para a apanha, preparo e remessa de material de pragas e doenças de plantas**. Rio de Janeiro: SDSV (Min.Agric.), 1937. 44p.
- SILVEIRA NETO, S. et al. **Manual de ecologia dos insetos**. Piracicaba: Ceres, 1976. 419p.
- UPTON, M.S. **Methods for collecting, preserving and studying insects and allied forms**. Brisbane: Austr. Entomol. Soc., 1991. 86p.
- VALENZUELA, G. O. V. **Recoleccion Montaje y Clasificacion de Insectos**. Bogotá: Agric. Tropical. s/d. 85p.
- VANZOLINI, P.E.; PAPAVERO, N. (Coord.). **Manual de coleta e preparação de animais terrestres e de água doce**. São Paulo: Dep.Zool. USP, 1967. 223p.
- VERNALHA, M.M. **Introdução ao estudo da entomologia**. V.1. Curitiba: IBPT, 1961. 134p.
- WAGSTAFFE, R.; FIDLER, J.H. **The preservation of natural history specimens**: 1. Invertebrates. London: Witherby, 1955. 205p.

 *

8 APÊNDICE

Álcool fenicado

Álcool etílico 95 100 ml
 Ácido fênico (fenol) 3 g

Álcool com clorocresol

Álcool etílico 95 9 partes
 clorocresol 1 parte

Álcool glicerinado

Álcool etílico 95 9 partes
 Glicerina 1 parte

Conservante para plantas

Água 1 litro
 Bissulfito de sódio 4 g
 (ou de potássio 4,75g)

Ácido acético glacial 3 ml

Dissolver o bissulfito e depois acrescentar o ácido.

Éter creosotado

Éter etílico 9 partes
 Creosoto 1 parte

Fucsina fenicada de ZIEHL

Fucsina 1 g
 Álcool absoluto 10 ml
 Ácido fênico cristalizado 5 g
 Água destilada 100 ml

Após a dissolução completa da fucsina no álcool, acrescentar o ácido fênico e depois, pouco a pouco, a água destilada, deixando em repouso por 24h, para então filtrar e guardar em frasco escuro.

Hidrato de cloral (solução)

Cristais de hidrato de cloral 8 g
 Água destilada 5 ml

Usado para clarificar estruturas visando observações sob microscopia.

KAAD ou QAAD

Querozene	1 parte
Álcool 95%	7 a 10 partes
Ácido acético glacial	2 partes
Dioxane	1 parte

O dioxane é opcional, servindo apenas para facilitar a mistura do querozene.

Líquido de BARBER

Álcool etílico 95	50 ml
Água destilada	50 ml
Acetato de etila	20 ml
Benzeno	7 ml

Usado para amolecer exemplares ou suas partes, visando posterior preparo.

Líquido de BOUIN

Solução aquosa saturada de ácido pícrico	30 ml
Formol 40%	10 ml
Ácido acético	2 ml

Fixador para larvas de microlepidópteros; também injetado para preservar estruturas internas.

Líquido de CARNOY

Ácido acético glacial	5 ml
Álcool etílico 95°	30 ml
Clorofórmio	15 ml

Fixador, que não endurece os materiais, injetado para estudos de anatomia interna.

Líquido de FAURE

Hidrato de cloral	100 g
Glicerina neutra	40 g
Goma arábica	60 g
Água destilada	100 ml

Dissolve-se a goma na água, durante 24h e então misturam-se os demais ingredientes; se preciso, banho-maria e filtragem. Para materiais vivos acrescentar 1g de cloridrato de cocaína.

Mastique

Cera	1 parte
Breu	8 partes

Utilizado com auxílio de uma pequena lâmina de ferro aquecida.

Série alcoólica

Álcool etílico 70% até álcool absoluto em concentrações crescentes de 5 a 10%.

Série Fenol-Xilol

1. Fenol puro
2. Fenol - Xilol 3:1
3. Fenol - Xilol 1:1
4. Fenol - Xilol 1:3
5. Xilol puro

X.A.

Xilol	1 parte
Álcool etílico 95	1 parte

Recomendado para formas larvais, particularmente de coleópteros e lepidópteros, permanecendo por algumas horas, sendo depois conservadas em álcool etílico 75%.

* * * * *

TEMAS DIDÁTICOS Nº 7

E.Corseuil/ 2006

Ed. anteriores 1998-2002