

Coleções Entomológicas

*Legislação
brasileira, coleta,
curadoria e
taxonomia para
as principais
ordens*

Embrapa

Rhesocytis reducta



**Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Cerrados
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**

Coleções

Entomológicas

*Legislação brasileira, coleta,
curadoria e taxonomia para as
principais ordens*

*Amábilio José Aires de Camargo
Charles Martins de Oliveira
Marina Regina Frizzas
Kathia Cristhina Sonoda
Danilo do Carmo Vieira Corrêa*

**Embrapa
Brasília, DF
2015**

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Cerrados

BR 020, Km 18, Rodovia Brasília/Fortaleza
Caixa Postal 08223
CEP 73310-970 – Planaltina-DF
Fone (61) 3388-9898 – Fax (61) 3388-9879
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac/

Unidade responsável pelo conteúdo e pela edição

Embrapa Cerrados

Comitê de Publicações

Presidente: *Cláudio Takao Karia*

Secretária-executiva: *Marina de Fátima Vilela*

Secretárias: *Maria Edilva Nogueira*

Alessandra S. Gelape Faleiro

Supervisão editorial
Jussara Flores de Oliveira Arbues

Capa, projeto gráfico e diagramação
Fabiano Bastos

Revisão de texto
Francisca Eljani do Nascimento
Jussara Flores de Oliveira Arbues

Ilustração
Nicholas F. Camargo
Wellington Cavalcanti

Normalização bibliográfica
Fabio Lima Cordeiro

Foto da capa
Fabiano Bastos
Rhescyntis reducta Camargo e Becker, 2000

1ª edição

e-book (2015)

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Cerrados

C691 Coleções entomológicas : legislação brasileira, coleta, curadoria e taxonomia para as principais ordens / Amábilio José Aires de Camargo ... [et al.]. – Brasília, DF : Embrapa, 2015.

E-book : il. color.

E-book no formato pdf.

Sistema requerido: Adobe Acrobat Reader.

Modo de acesso: World Wide Web

No e-book contém 2 vídeos com 10 minutos de duração.

ISBN 978-85-7035-388-7

1. Entomologia. 2. Inseto. 3. Armadilha. 4. Legislação. I. Camargo, José Aires de. II. Oliveira, Charles Martins de. III. Frizzas, Maria Regina. IV. Sonoda, Kátia Cristhina. V. Corrêa, Danilo do Carmo Vieira. VI. Embrapa Cerrados.

595.70981 – CDD 21

Autores

Amábilio José Aires de Camargo

Biólogo, doutor em Entomologia
Analista da Embrapa Cerrados, Planaltina, DF

Charles Martins de Oliveira

Engenheiro-agrônomo, doutor em Entomologia
Pesquisador da Embrapa Cerrados, Planaltina, DF

Marina Regina Frizzas

Engenheira-agrônoma, doutor em Entomologia
Professora da Universidade de Brasília, Brasília, DF

Kathia Cristhina Sonoda

Bióloga, doutor em Ecologia de Agroecossistemas
Pesquisadora da Embrapa Cerrados, Planaltina, DF

Danilo do Carmo Vieira Corrêa

Biólogo, especialista em Meio Ambiente
Analista ambiental do Instituto Chico Mendes de
Conservação da Biodiversidade – ICMBio, Brasília, DF

Agradecimentos

Os autores são gratos a todos que de alguma maneira ajudaram para a concretização deste trabalho. Em especial, agradecemos ao Willian Rogers Ferreira de Camargo, da Embrapa Cerrados, que providenciou a autorização de uso e a tradução da chave para identificação dos imaturos; à Grazielle Oliveira Batista, Analista Ambiental da COFAU/CGFAP/DBFLO/IBAMA, pela revisão do texto sobre o Cadastro Nacional de Coleções Biológicas.

Apresentação

Um dos principais desafios que a humanidade enfrenta atualmente é a produção de alimentos aliada à preservação ambiental e o uso racional dos recursos naturais. A diversidade biológica, além de ser de grande importância na manutenção da vida, é fundamental para atender às necessidades básicas do homem. No caso dos insetos, sabe-se que estão presentes em praticamente todos os ambientes, ocorrendo desde locais extremamente quentes até regiões com temperaturas abaixo de zero. O papel que desempenham nos diversos ecossistemas é inegável. Estão envolvidos em vários processos e interações ecológicas entre as quais destacam-se a polinização e o controle biológico.

Para a plena utilização das informações a respeito de qualquer grupo de organismos, incluindo-se os insetos, é imperativo a existência de coleções científicas. Os dados contidos nessas coleções, quando organizados, fornecem informações fundamentais para vários estudos, tais como: padrões de distribuição, ciclos biológicos, controle de pragas e mudanças ambientais.

Apesar dos avanços em algumas áreas de estudos, que auxiliam na identificação dos insetos, como por exemplo, a biologia molecular, toda atividade relacionada à área de pesquisa em Entomologia depende de maneira imprescindível da identificação taxonômica dos organismos com os quais se está trabalhando. Dessa forma, as coleções entomológicas são ferramentas inestimáveis tanto para os taxonomistas quanto para aqueles que necessitam das identificações.

A catalogação e a maioria dos estudos relacionados aos insetos dependem, em essência, de técnicas apropriadas de coleta, transporte e armazenamento, e a utilização de exemplares da natureza é regulada pela legislação, que deve ser conhecida por estudantes e profissionais da área.

Nesse contexto, esta obra contribui de maneira significativa para o preenchimento de uma enorme lacuna de informações a respeito

da importância das coleções biológicas como um banco de dados e sua curadoria. O livro trata das etapas inerentes à formação, manutenção e regulamentação de uma coleção entomológica, desde a apresentação das diferentes técnicas de coleta das principais ordens de insetos, sua triagem, montagem, conservação e identificação até a legislação brasileira que regulamenta essas atividades. É uma obra indicada para estudantes, professores, pesquisadores e para todos aqueles que se interessam pela Entomologia, constituindo-se em uma referência metodológica de relevante importância para o estudo dos insetos no Brasil.

José Roberto Rodrigues Peres
Chefe-Geral da Embrapa Cerrados

Sumário

Introdução	10
Os insetos.....	11
Coleções biológicas: finalidades e importância	11
Taxonomia.....	12
Cadastro Nacional de Coleções Biológicas – CCBIO.....	13
Morfologia básica de um inseto	15
Etapas para formação de uma coleção entomológica	18
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBio ..	19
Atividades cuja autorização é disciplinada pelo SISBio.....	20
Técnicas de coleta.....	22
Material necessário para coleta	24
Tipos de armadilhas.....	29
Armadilhas mais indicadas para as principais ordens de insetos	30
Ordem Lepidoptera	31
Ordem Lepidoptera (mariposa)	31
Ordem Lepidoptera (borboleta)	38
Ordem Coleoptera	40
Ordem Hemiptera	46
Ordem Hymenoptera	49
Ordem Orthoptera	51
Ordem Isoptera	53
Ordem Diptera	54
Ordem Odonata	56
Ordem Mantodea	57
Ordem Neuroptera	58
Ordem Megaloptera	59

Ordem Trichoptera	60
Ordem Ephemeroptera	61
Ordem Blattaria	61
Ordem Phasmatodea	62
Ordem Dermaptera	63
Ordem Thysanoptera	64
Outras ordens.....	64
Insetos aquáticos e Semiaquáticos	65
Acondicionamento temporário para transporte ao laboratório	72
Curadoria	75
Hidratação	76
Montagem	77
Dupla montagem	84
Desmontagem	85
Etiquetagem.....	85
Parataxonomia.....	86
Identificação	87
Dissecação completa de Lepidoptera	88
Dissecação de genitália	89
Dissecação de genitália de Coleoptera	89
Preparação de genitália de Diptera	90
Digitalização dos dados	90
Incorporação do material entomológico na coleção	91
Conservação e manutenção	92
Filogenia de Hexapoda.....	93
Chave para identificação das Ordens da superclasse Hexapoda (adultos).....	95
Chave para identificação de imaturos	104
Referências.....	113

The background of the page is a repeating pattern of various insects, including butterflies, bees, ants, beetles, and flies, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the entire page, creating a dense and detailed texture.

Introdução

Os insetos

Os insetos (Arthropoda: Insecta) estão presentes em praticamente todos os ambientes, desde locais extremamente quentes até regiões com temperaturas abaixo de zero. O papel que desempenham nos diversos ecossistemas é inegável, estando envolvidos em vários processos e interações ecológicas, como polinização, predação, ciclagem de nutrientes, herbivoria e controle biológico. Ocupam quatro dos cinco níveis tróficos básicos: consumidores primários, consumidores secundários, produtores secundários e degradadores. Podem ser de extrema importância econômica ao atuar, por exemplo, na produção de mel, cera e seda. Servem de alimento para vários animais, desde peixes e anfíbios até mamíferos e aves. Contribuem para o equilíbrio populacional de diversos animais e plantas. Podem ser utilizados na medicina e em pesquisas científicas. Entretanto, algumas espécies são pragas que geram impacto significativo na produção de grãos, carnes, fibras e bioenergia; e outras atuam como vetores de doenças de plantas e animais. Além disso, por responderem rapidamente às mudanças ambientais, os insetos podem ser usados como indicadores biológicos dessas mudanças.

A classe Insecta apresenta uma imensurável diversidade em termos de espécies. Como consequência, seus representantes exibem os mais variados hábitos, habitats, comportamentos e morfologia. A catalogação bem como a maioria dos estudos relacionados aos insetos dependem de técnicas apropriadas de coleta e transporte dos espécimes, o que permitirá que as espécies sejam depositadas adequadamente em coleções biológicas, tornando-se fontes importantes de informações por período indefinido de tempo.

Coleções biológicas: finalidades e importância

As coleções biológicas constituem-se de materiais biológicos (organismos ou partes desses) devidamente tratados, conservados, organizados e sistematizados, cujas finalidades são: científica, didática, particular, de segurança nacional, de serviço, entre outras.

Uma coleção entomológica não é apenas uma entidade estática para visitação e admiração de insetos coloridos. Apesar do notável

valor estético, uma coleção biológica é, antes de qualquer coisa, uma ferramenta, um banco de dados que permite o desenvolvimento de inúmeras pesquisas estratégicas para ecologia, biogeografia e conservação. As coleções biológicas, em geral, detêm informações fundamentais para que o País possa cumprir os compromissos e tratados internacionais já firmados (CAMARGO, 2009).

Coleções entomológicas desempenham papel essencial para o estudo dos insetos. Os dados – quando organizados, georeferenciados e sistematizados – fornecem informações fundamentais para vários estudos, tais como padrões de distribuição geográfica, biodiversidade, ciclos biológicos, controle de pragas, exigências ecológicas, mudanças ambientais e saúde humana (CAMARGO, 2005a).

Sabe-se que a diversidade biológica, além de ser de grande importância na manutenção da vida na Terra, é fundamental para atender às necessidades básicas do homem (saúde e alimentação, por exemplo). A biodiversidade constitui um patrimônio nacional que deve ser salvaguardado, sendo sua conservação estratégica para o desenvolvimento de uma nação. Nesse sentido, as coleções devem ser vistas como patrimônio memorial da diversidade biológica do País, sendo bancos de dados essenciais para o desenvolvimento científico, tecnológico e para a segurança nacional.

Taxonomia

A correta identificação das pragas agrícolas é um dos pilares para o delineamento de estratégias para manejo desses organismos. No entanto, no Brasil, existem poucos taxonomistas¹ para a maioria das ordens de insetos. Em muitos casos, não é possível determinar a espécie da praga na lavoura, tornando-se necessárias a coleta dos espécimes e a análise por parte de um taxonomista, que muitas vezes utilizará uma coleção de referência que funciona como uma biblioteca. O conhecimento acumulado em uma coleção biológica sempre traz impactos muito positivos para gestores ambientais, biólogos, zoológicos, entomólogos, pesquisadores nas áreas agrônoma e ambiental

¹ Especialista que faz as identificações.

e agricultores, que podem se beneficiar da correta identificação de pragas agrícolas.

É importante que haja uma concentração de esforços, tanto para a sistematização de dados existentes nas coleções biológicas quanto para a coleta de novas informações. A organização dos dados existentes nas coleções permitirá estabelecer prioridades para conservação, viabilizar a correta identificação de agentes de controle biológico, polinizadores, pragas agrícolas e insetos de importância forense, além de identificar o material entomológico de risco cuja interceptação e quarentena sejam necessárias. A sistematização dos dados permite também ampliar o suporte técnico para algumas atividades de pesquisa que estão sendo consolidadas no Brasil (CAMARGO, 2009).

Apesar dos avanços em algumas áreas de estudos que auxiliam na identificação dos insetos – por exemplo, a biologia molecular –, toda atividade relacionada à área de pesquisa em Entomologia depende de maneira imprescindível da identificação taxonômica dos organismos com os quais se está trabalhando. Nesse contexto, as coleções entomológicas são ferramentas inestimáveis para os taxonomistas realizarem tais identificações.

Cadastro Nacional de Coleções Biológicas – CCBIO

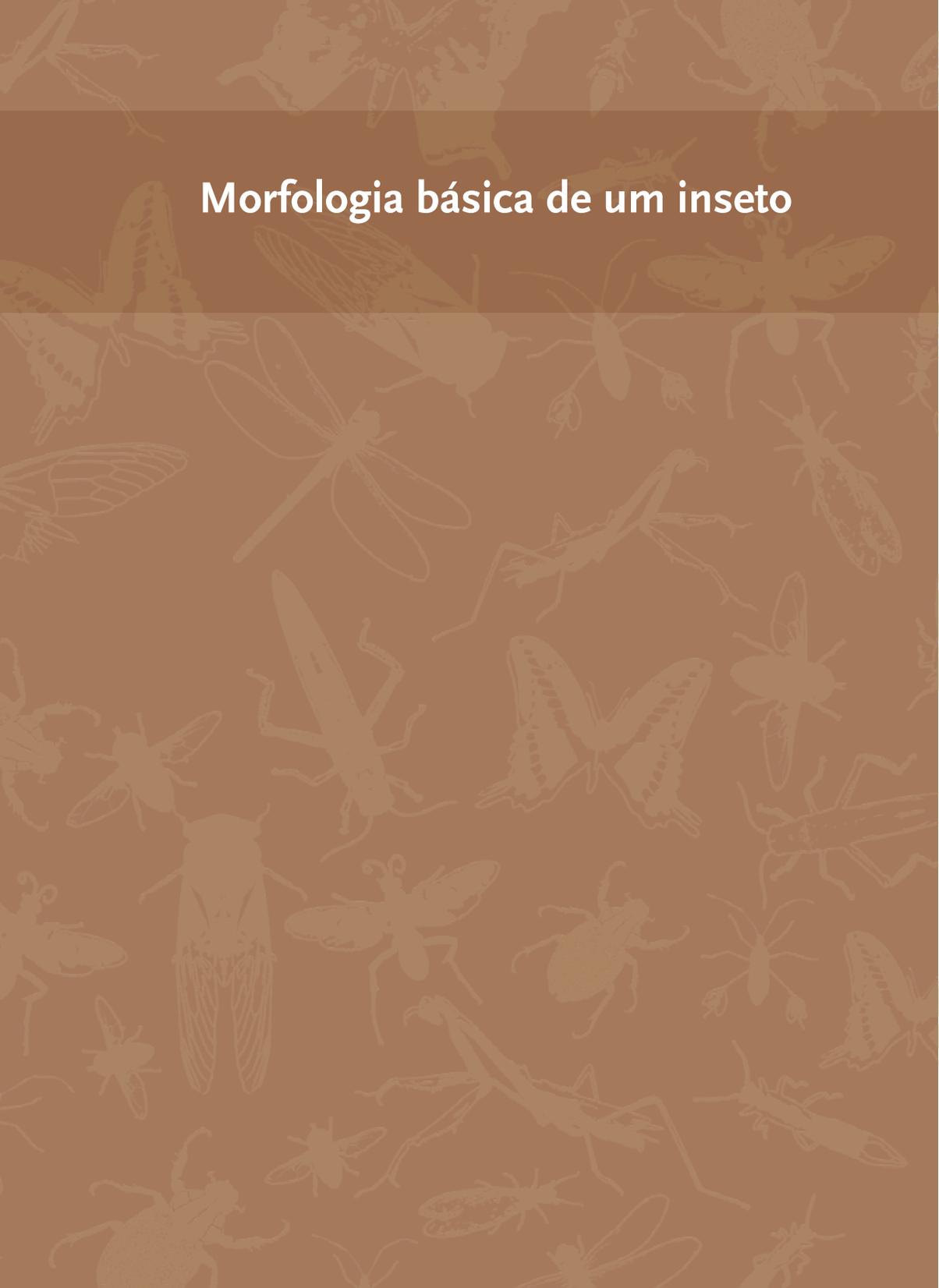
Visando atender a uma resolução da Convenção sobre o Comércio Internacional das Espécies da Flora e da Fauna Selvagem em Perigo de Extinção (Cites), que recomenda o registro das instituições científicas a fim de facilitar o intercâmbio de espécimes destinados aos estudos taxonômicos e de conservação da biodiversidade, foi editado o Decreto nº 3.607, de 21 de setembro de 2000, que dispõe sobre a implementação da Cites no âmbito brasileiro. Instituiu-se o Cadastro Nacional de Coleções Biológicas – CCBIO, por meio da Instrução Normativa nº 160 de 27 de abril de 2007, do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Ibama), disciplinando os registros das instituições científicas e das coleções biológicas, bem como o transporte e intercâmbio de material biológico entre coleções.

A Instrução Normativa especifica cinco tipos de coleções biológicas que atendem a finalidades distintas:

- a) **Coleções científicas:** constituem-se de material biológico devidamente tratado, conservado e documentado de acordo com normas e padrões que garantam a segurança, acessibilidade, qualidade, longevidade, integridade e interoperabilidade dos dados da coleção, visando subsidiar a pesquisa científica e a conservação *ex situ*.
- b) **Coleções:** destinam-se a exposição, demonstração, treinamento ou educação.
- c) **Coleções biológicas particulares:** visam à conservação *ex situ* e ao subsídio de pesquisas científicas e atividades didáticas.
- d) **Coleção de segurança nacional:** envolve acervos múltiplos pertencentes a instituições públicas, com representatividade do conjunto gênico de diferentes espécies de importância estratégica que promovam a autossuficiência e a segurança interna da nação, considerando fatores econômicos, sociais, populacionais, ambientais e tecnológicos.
- e) **Coleções de serviço:** constituem-se de materiais biológicos certificados e rastreáveis e visam à geração de produtos biotecnológicos, farmacêuticos, alimentícios e serviços (por exemplo, no saneamento ambiental, em processos de biorremediação de resíduos tóxicos).

O registro das pessoas físicas e jurídicas detentoras de coleções biológicas deve ser feito junto ao Ibama. O empréstimo, a devolução, a troca, a doação ou a transferência de material biológico entre instituições científicas e coleções estão sujeitos aos critérios relacionados ao tipo de coleção e de material biológico e à destinação. O registro das coleções, assim como a autorização de transporte e intercâmbio de material, é de competência do Ibama, coordenado pela Diretoria de Uso Sustentável da Biodiversidade e Florestas (DBFLO). Para mais informações, enviar correio eletrônico para: fauna.sede@ibama.gov.br e pesquisaflora.sede@ibama.gov.br.

Morfologia básica de um inseto



De maneira geral, o corpo de um inseto é composto por uma série de segmentos ao longo de um eixo principal, dividido em três regiões (cabeça, tórax e abdômen). Entre os segmentos, sempre existe uma membrana articular que possibilita os movimentos. Na cabeça, estão as estruturas relacionadas à alimentação e órgãos sensoriais, como olhos, ocelos, antenas, clipeo, labro, mandíbulas, maxilas e lábio. O tórax, no qual estão as estruturas ligadas à locomoção (pernas e asas), é dividido em pronoto, mesonoto e metanoto. As asas dos insetos podem ser de diferentes formas, tamanhos, com maior ou menor número de veias, apresentando, porém, as mesmas estruturas básicas. Existem, no entanto, exceções para certos grupos, em que as asas apresentam notáveis modificações. Esse é o caso dos Coleoptera, cujas asas anteriores são do tipo élitro, normalmente não usadas para voo, e Diptera, nos quais as asas posteriores são modificadas para equilíbrio e são chamadas de halteres ou balançins. No abdômen, no qual ocorrem vários processos metabólicos, estão os órgãos reprodutores, espiráculos e cercos (BUZZI, 2002; CAMARGO, 2005b) (Figuras 1 e 2).

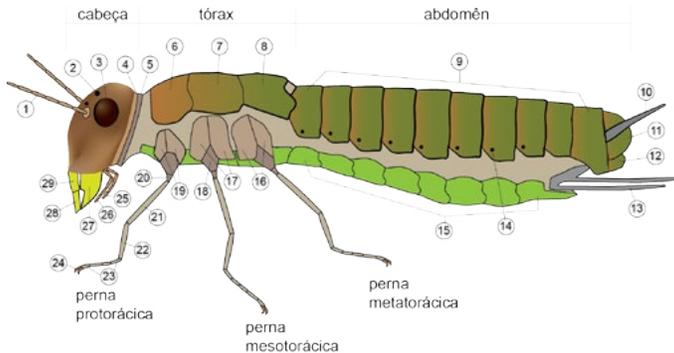


Figura 1. Estruturas gerais da morfologia de um inseto (1. Antena; 2. Ocelo; 3. Olho; 4. Occipício; 5. Pós-occipício; 6. Pronoto; 7. Mesonoto; 8. Metanoto; 9. Tergos; 10. Cerco; 11. Epiprocto; 12. Paraprocto; 13. Ovipositor; 14. Espiráculo; 15. Esternos; 16. Metapleura; 17. Mesopleura; 18. Coxa; 19. Propleura; 20. Trocanter; 21. Fêmur; 22. Tibia; 23. Tarso; 24. Garras tarsais; 25. Lábio (palpo); 26. Maxila (palpo); 27. Mandíbula; 28. Labro; 29. Clipeo).

Ilustração: Nicholas F. Camargo e Wellington Cavalcanti

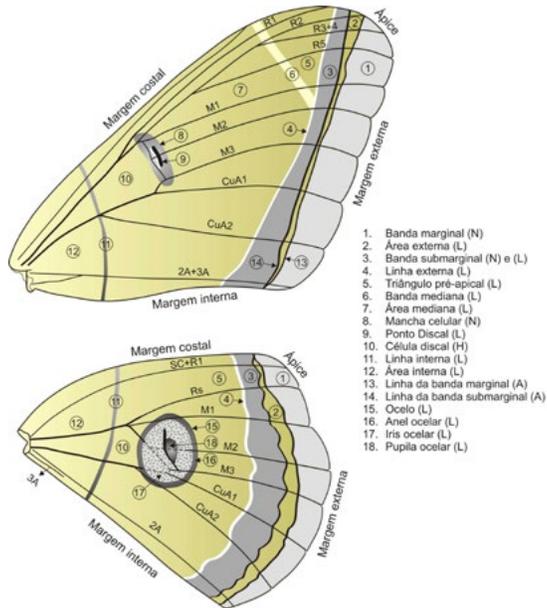
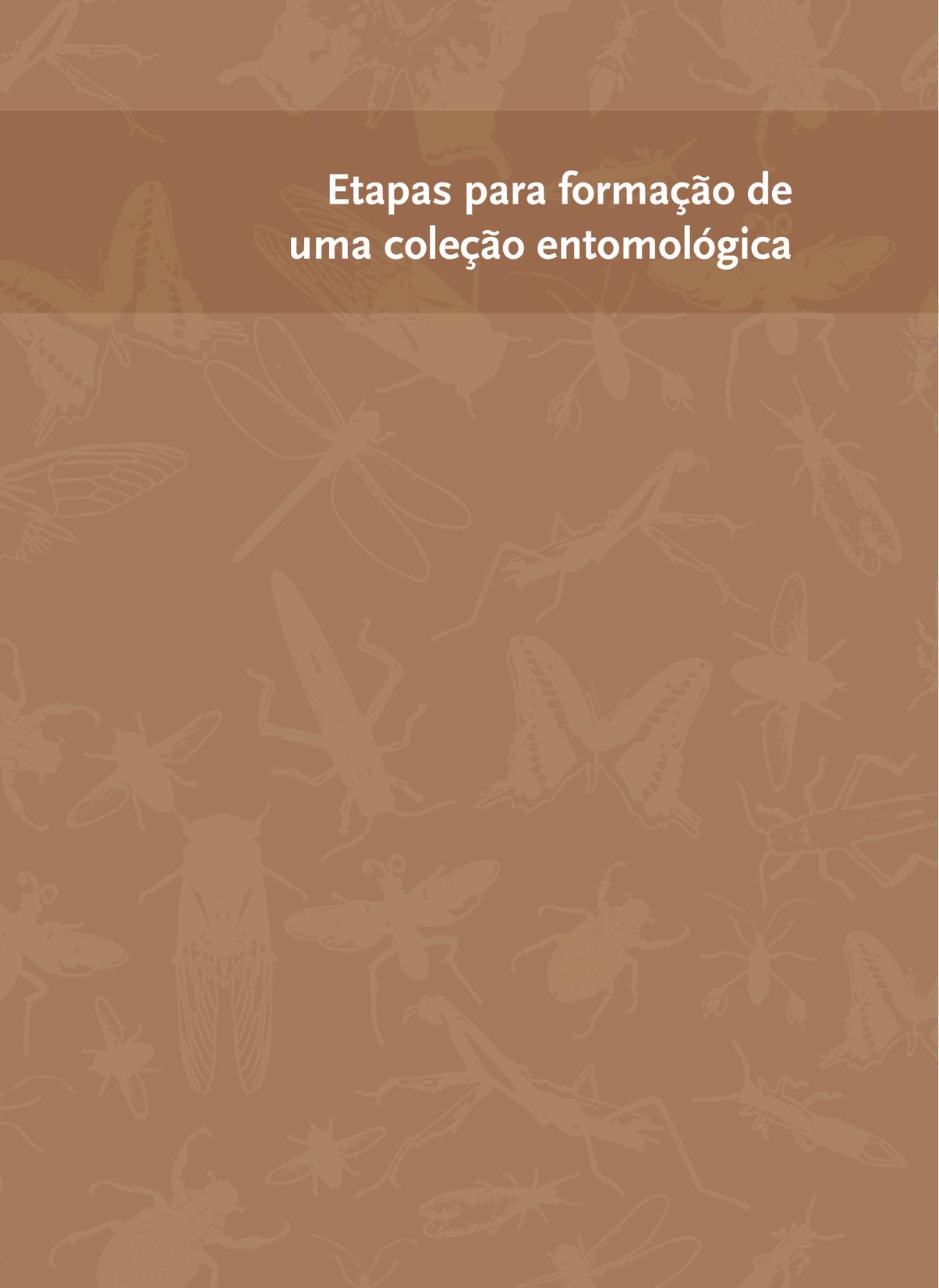


Figura 2. Desenho esquemático de asas anterior e posterior de Saturniidae (Lepidoptera) com a nomenclatura das estruturas de acordo com Lemaire (1971) = L; Nijhout (1991) = N; Heppner (1998) = H; Camargo (2005b) = A., 2005b. Venação: Sc = subcostal; R = radial; M = mediana; Cu = cubital e A= anal.

Ilustração: Wellington Cavalcanti

The background of the entire page is a repeating pattern of various insects, including butterflies, beetles, flies, and grasshoppers, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the page, creating a dense, textured effect.

Etapas para formação de uma coleção entomológica

Inicialmente deve-se levar em consideração que os insetos precisam ser coletados e armazenados adequadamente. Deve-se também considerar que cada grupo tem exigências próprias, tanto para ser coletado e preparado quanto para ser armazenado. Dessa forma, um bom planejamento é fundamental nessa fase inicial. A formação de uma coleção entomológica normalmente envolve os seguintes passos: coleta, transporte, montagem, etiquetagem, identificação, incorporação e manutenção do material.

As coleções entomológicas podem ter finalidade científica ou didática. O primeiro caso normalmente envolve coletas de grupos específicos de insetos em projetos de pesquisa de professores e pesquisadores. As coleções com finalidade didática buscam a obtenção de material que possa ser utilizado em aulas práticas com o intuito de despertar no estudante o interesse pelos insetos, permitindo maior contato, manipulação e a aprendizagem sobre seus hábitos, hábitos e comportamentos. Esse é um aspecto de grande importância quando se considera a necessidade de formação de novos taxonomistas no Brasil para quase todas as ordens de insetos.

De modo geral, os insetos são muito abundantes e as coletas dificilmente causarão algum impacto no tamanho das populações, no entanto é sempre necessário obter licença para coleta, transporte e armazenamento de material entomológico junto aos órgãos ambientais competentes.

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBio

O Ibama, por meio da Instrução Normativa (IN) nº 154, de 1º de março de 2007, instituiu o Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBio), cujo objetivo é fixar normas para a concessão de autorizações e licenças para a realização das atividades de coleta de material biológico, captura ou marcação de animais silvestres *in situ*, manutenção temporária de espécimes de fauna silvestre em cativeiro, transporte de material biológico, recebimento e envio de material biológico ao exterior e realização de pesquisas em unidade de conservação federal ou em cavernas no território brasileiro.

Após a criação do Instituto Chico Mendes de Conservação de Biodiversidade (ICMBio), o SISBio foi reestruturado, ficando sob a gestão desse instituto. Atualmente, o SISBio é normatizado pela Instrução Normativa ICMBio nº 03 de 1º de setembro de 2014.

O SISBio trouxe avanços significativos na unificação das normas que tratam da concessão de autorizações e licenças para o acesso de recursos naturais em unidades de conservação federal para fins científicos e didáticos; da celeridade e transparência do processo de concessão de autorizações; da regulamentação da licença permanente para coleta de material zoológico ou de recursos pesqueiros; da implementação do registro voluntário para coleta de material botânico, fúngico e microbiológico; da anotação de coletas imprevistas de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização ou na licença; do recolhimento de animais mortos para aproveitamento científico ou didático; e da sistematização de informações sobre a diversidade biológica brasileira a partir dos registros de coleta e de pesquisas executadas em unidades de conservação.

Antes de realizar qualquer atividade envolvendo coleta ou captura de espécimes silvestres, o pesquisador precisa realizar seu cadastro no SISBio a fim de obter uma licença específica para a atividade pretendida. Essas licenças normalmente são concedidas para a coleta ou captura de espécimes do grupo taxonômico em que o pesquisador é especialista, podendo abranger grupos amplos como classes inteiras ou serem mais específicas, incluindo apenas uma espécie.

Atividades cuja autorização é disciplinada pelo SISBio

Coleta e transporte de amostras biológicas *in situ*: consiste na retirada de fragmentos de tecido, amostras de secreções ou substâncias (exemplo: sangue, urina, etc.) de espécimes silvestres, nativos ou exóticos, *in situ*. A coleta de amostras não implica, necessariamente, na captura ou coleta do espécime (exemplo: folhas, frutos, sementes, cascas, ramos obtidos em unidades de conservação federal).

Coleta e transporte de espécimes da fauna silvestre *in situ*: consiste na captura e remoção de animal silvestre pertencente a espécies nativas – migratórias ou exóticas, aquáticas ou terrestres –, que tenham

todo ou parte de seu ciclo de vida ocorrendo dentro dos limites do território brasileiro ou em águas jurisdicionais brasileiras do seu hábitat.

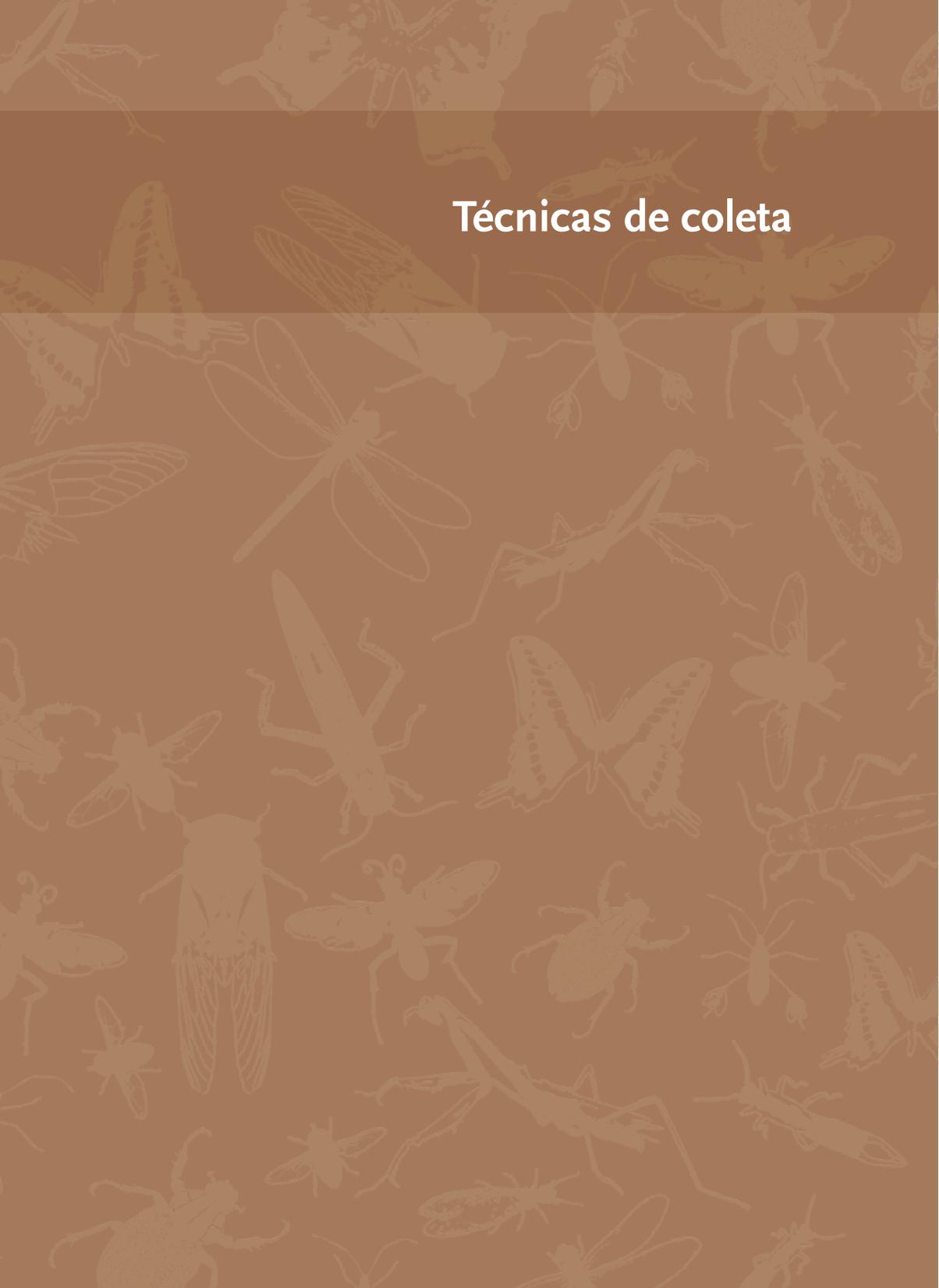
Coleta de amostras biológicas *ex situ*: consiste na retirada de amostras de tecido de espécimes mantidos em cativeiro (criadouro, zoológicos).

Captura de animais silvestres *in situ*: consiste no impedimento temporário de movimentação de um animal, por meio químico ou mecânico, seguido de soltura no ambiente de captura. Essa atividade contempla apenas os espécimes da fauna.

Marcação de animais silvestres *in situ*: consiste na identificação de indivíduos da fauna na natureza. Isso pode ser feito por diversos métodos, por vezes, específicos por táxon, e que devem ser descritos em materiais e métodos do projeto objeto da licença.

Manutenção temporária de vertebrados e invertebrados silvestres em cativeiro: consiste na manutenção de animais em cativeiro por até 24 meses.

Essas normas não se aplicam à coleta e ao transporte de material biológico de espécies domesticadas ou cultivadas, exceto quando relacionados às pesquisas realizadas em unidades de conservação federal de domínio público e espécies silvestres exóticas em condição *ex situ*.

The background of the page is a repeating pattern of various insects, including butterflies, bees, flies, and beetles, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the entire page, creating a textured, nature-themed background.

Técnicas de coleta

O levantamento de insetos pode ser realizado para diferentes finalidades e, na maioria dos casos, só é possível por meio de amostragem. Isso porque quase sempre são inviáveis a captura e a contagem de toda a entomofauna de determinado hábitat.

Para o sucesso na captura dos insetos, em que se busca uma amostra significativa da população, alguns fatores – como as condições climáticas, época do ano, fases lunares, metodologia de amostragem e a escolha correta do tipo de armadilha – devem ser levados em consideração. Esses fatores variam conforme o tipo de inseto a ser capturado, o estágio de desenvolvimento do inseto, o tipo de planta ou animal hospedeiro (caso de insetos parasitoides), a extensão geográfica e, também, com a finalidade a que se destina o material. Insetos destinados às coleções e aos estudos de taxonomia devem estar bem preservados.

De acordo com o grupo taxonômico de interesse, cada um dos fatores mencionados pode ser de maior ou menor importância. Na região do Cerrado, por exemplo, a maioria dos insetos tem pico de atividade na estação chuvosa (OLIVEIRA; FRIZZAS, 2008; SILVA et al., 2011), constituindo esta a melhor época para as coletas. Para as coletas de insetos de hábito noturno, as fases da lua nova e minguante têm-se mostrado as mais adequadas, devendo ser escolhidas as noites sem chuva e com pouco vento (CAMARGO, 1997; CAMARGO; MATSUMURA, 2000).

Como um dos focos desta publicação é demonstrar as etapas que constituem a formação de uma coleção, é preciso usar técnicas que preservem a integridade morfológica do material. Assim, acreditamos que a abordagem deva ser feita para cada grupo de inseto a ser coletado indicando qual o melhor método para cada um deles.

As técnicas de coleta podem ser divididas em:

- ▶ Ativas (dependem muito do amostrador/coletor) – o coletor utiliza redes, aspiradores, guarda-chuvas entomológicos, panos de batida, panos branco, pinças e frascos.
- ▶ Passivas (dependem pouco do amostrador/coletor) – as coletas são feitas com auxílio de armadilhas, por exemplo, armadilha luminosa, Malaise, armadilha de queda, armadilha tipo janela, funil de Berlese.

Material necessário para coleta

A coleta de insetos de maneira geral não requer o uso de materiais sofisticados. Além das armadilhas, que devem ser apropriadas para cada grupo, são necessárias pinças (Figura 3), câmaras ou frascos mortíferos (Figura 4), seringas (Figura 5) e rede entomológica (Figura 6). No caso de capturas ativas de cupins, formigas, colêmbolos e formas imaturas de outras ordens, é necessário o uso de aspiradores entomológicos (Figura 7). O material para transporte dos exemplares para o laboratório consiste basicamente de caixas com manta entomológica (Figuras 8 a 10), envelopes entomológicos (Figura 11) e tubos de ensaio (Figura 12), este último utilizado para transporte de microlepidópteros (pequenas mariposas ou borboletas). Câmaras ou frascos mortíferos podem ser confeccionados com frascos reaproveitados de recipientes domésticos. No fundo, coloca-se algodão ou esponja, onde será colocado o produto químico, podendo opcionalmente ser adicionado gesso nas bordas do recipiente, evitando que o algodão saia do recipiente no momento de retirar os insetos da câmara (ver detalhes na Figura 4). Os tipos de pinças a serem utilizadas dependem da finalidade e tipo de inseto a ser manuseado, por exemplo, pinças de ponta achatada (pinça filatélica) são usadas para manuseio de Lepidoptera (Figura 3a) e de ponta fina e curva, para manipulação de alfinetes nas montagens (Figura 3b). Poucas empresas no Brasil vendem materiais para uso entomológico, e alguns são importados. Sugere-se fazer buscas em sites especializados para compra desses materiais.

Também é importante que, durante as coletas, o coletor/amostrador tenha em mãos um caderno para anotar os dados (local, hábitat, data e outras informações sobre os insetos coletados).



Figura 3. Pinças: (a) filatélica e (b) ponta curva.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 4. Frasco mortífero.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 5. Seringas.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 6. Rede entomológica.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 7. Aspirador entomológico.

Foto: Charles M. de Oliveira



Figura 8. Insetos em caixas com manta entomológica para transporte e armazenagem temporária.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 9. Detalhe de caixa com manta entomológica para transporte e armazenagem temporária de insetos).

Foto: Amabilio Camargo



Figura 10. Detalhe de caixa com insetos acondicionados em mantas entomológicas.

Foto: Amáblio Camargo

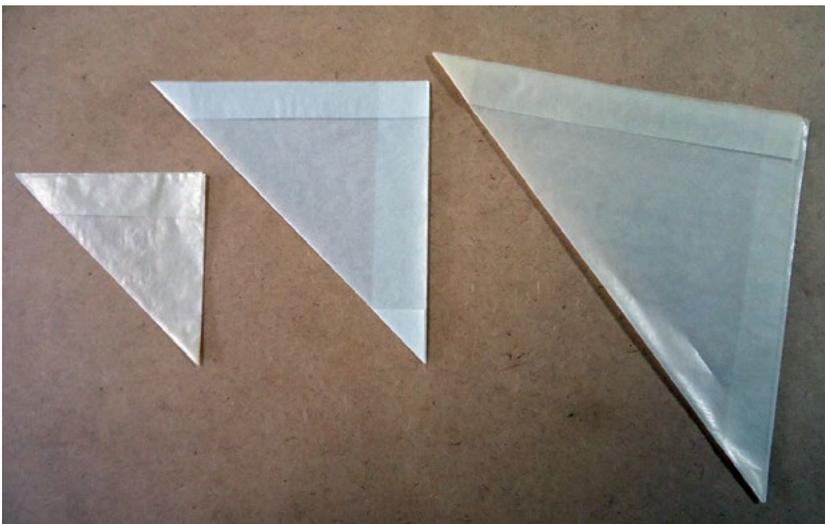


Figura 11. Envelopes entomológicos.

Foto: Amáblio Camargo



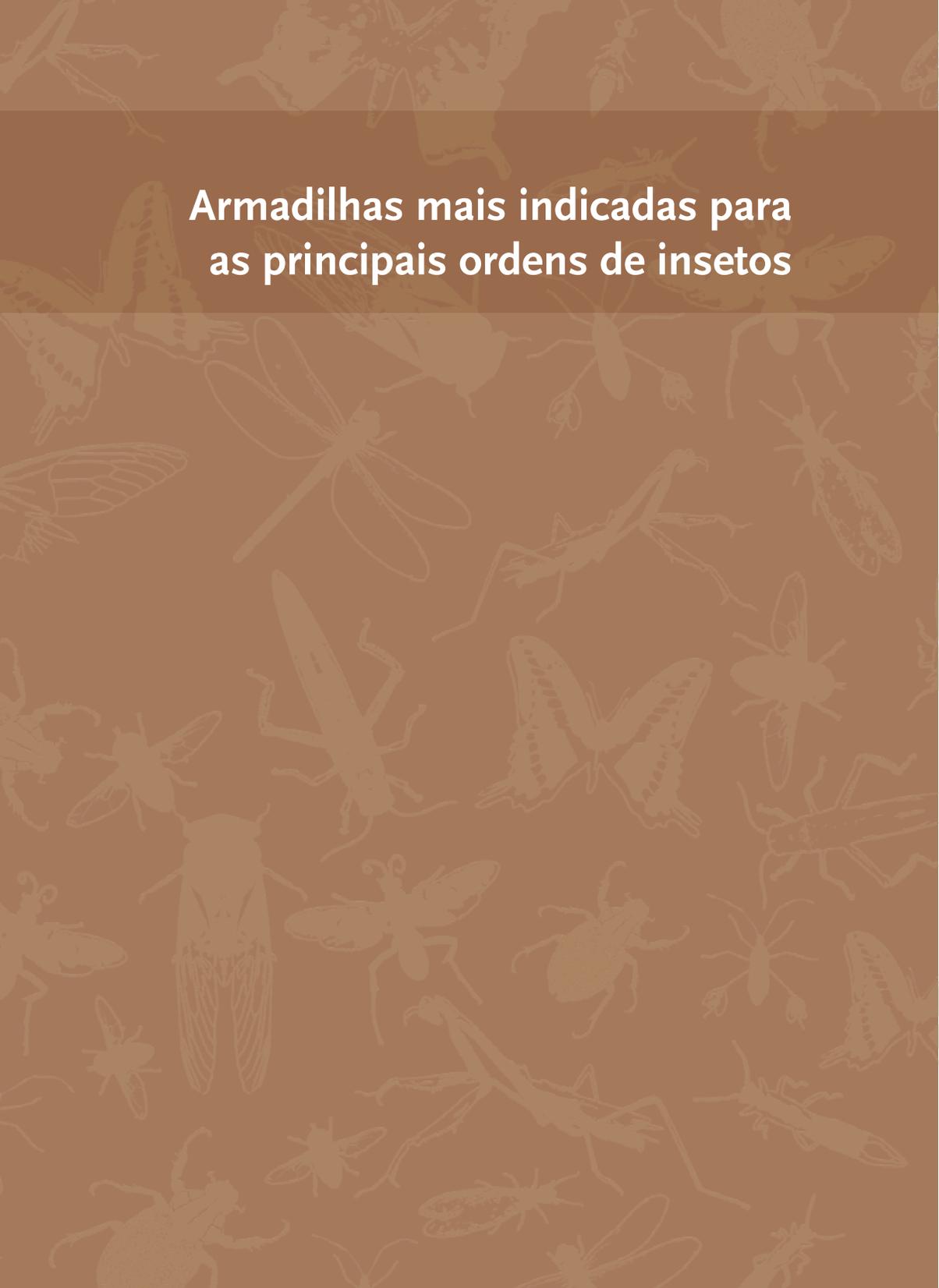
Figura 12. Tubos de ensaio.

Foto: Amabilio Camargo

Tipos de armadilhas

Cada grupo de insetos é mais eficientemente capturado com o uso de determinado tipo de armadilha. Muitos possuem hábito noturno e são atraídos por armadilhas luminosas; outros têm comportamento migratório ou de pequenos deslocamentos e são facilmente capturados com armadilhas do tipo janela. Podem ainda ser atraídos por iscas ou feromônios. O mais importante é definir quais insetos são de interesse para o estudo ou para a formação da coleção.

Dos vários tipos de armadilhas disponíveis, as mais utilizadas são: Malaise, sucção, funil de Berlese-Tüllgren, guarda-chuva, armadilha de queda (*pitfall*), bandejas coloridas, armadilhas com feromônios, adesivas, redes entomológicas, armadilha tipo janela e armadilhas luminosas de diferentes modelos e variações (SILVEIRA NETO et al., 1976; ALMEIDA et al., 1998; CAMARGO; CAVALCANTI, 1999; GALLO et al., 2002; TRIPLEHORN; JOHNSON, 2011). Existe uma vasta bibliografia que descreve cada tipo de armadilha, contudo serão detalhadas neste trabalho apenas aquelas que consideramos mais apropriadas para cada grupo de insetos.

The background of the entire page is a dense, repeating pattern of various insects, including butterflies, beetles, flies, and bees, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the page, creating a textured, nature-themed backdrop.

Armadilhas mais indicadas para as principais ordens de insetos

Ordem Lepidoptera

Nesta ordem estão incluídas as mariposas (Figura 13) e as borboletas (Figura 21). Não se conhece o número exato de espécies no mundo, no entanto Gaston (1991) estimou em aproximadamente 500 mil. No Brasil, são conhecidas cerca de 26 mil espécies (HEPPNER, 1991), mas estimativas mais recentes apontam entre 60 e 80 mil (DUARTE et al., 2012).

São insetos holometábolos ou endopterigotos, com asas membranosas, corpo e apêndices cobertos por escamas. Os adultos são sugadores e se alimentam de néctar, pólen, líquidos de frutos fermentados, excretas, resinas vegetais e alguns são hematófagos. No entanto, certos adultos não se alimentam e consomem reservas acumuladas no estágio larval. As larvas possuem aparelho bucal mastigador e são herbívoras (DUARTE et al., 2012).

É um grupo que exige cuidados especiais na manipulação, podendo perder facilmente as antenas e escamas, dificultando a identificação. A manipulação deve ser feita com pinça filatélica, evitando a impressão de digitais nas asas.

Ordem Lepidoptera (mariposa)



Figura 13. Mariposa.

Foto: Charles M. de Oliveira

Para a coleta de adultos de mariposas (lepidópteros noturnos), utilizam-se armadilhas luminosas, uma prática largamente adotada (SILVEIRA NETO et al., 1976; CAMARGO & CAVALCANTI, 1999). Vários modelos de armadilhas luminosas são conhecidos, diferenciando-se apenas por pequenas adaptações.

Muitas vezes as capturas são realizadas com a finalidade específica de levantamentos quantitativos. Nesses casos, o tipo de armadilha a ser usada deve privilegiar a eficiência da captura. Em estudos ecológicos e taxonômicos, cujo material precisa ser tratado e depositado em uma coleção, o tipo e o modelo de armadilha deve favorecer a conservação dos insetos.

Os modelos mais conhecidos e utilizados de armadilhas luminosas são os tipos Luiz de Queiroz, Pensilvânia e New Jersey. Esses modelos são eficientes para levantamentos quantitativos de pragas conhecidas e que não apresentem dificuldade de identificação nem necessidade de conservação posterior. A possibilidade de separação dos insetos no momento da captura é muito importante para a sua conservação. Nas armadilhas luminosas citadas acima, os insetos maiores e de constituição mais robusta, como os besouros (Coleoptera), danificam os de constituição mais frágil, especialmente as mariposas (Lepidoptera), que perdem suas escamas.

Assim, para as coletas de mariposas cuja finalidade seja estudos de taxonomia, ecologia ou formação de uma coleção, é indicada a armadilha luminosa de pano (Figura 14) onde as mariposas são atraídas pela luz e coletadas manualmente. Com esse tipo de armadilha, os insetos não são danificados, tornando possível a identificação e a conservação do material. É um método conhecido e, embora varie no tamanho dos tecidos e tipos de lâmpadas, vem sendo bastante utilizado, especialmente em estudos ecológicos e de taxonomia (ROBINSON et al., 1995; CAMARGO, 1997; CAMARGO; CAVALCANTI, 1999).

As principais vantagens desse tipo de armadilha são: possibilidade de manter os espécimes coletados em excelentes condições; atrair grande diversidade e quantidade de insetos; e permitir uma coleta seletiva. Apresenta, no entanto, a desvantagem de exigir a permanência do coletor junto à armadilha durante o tempo integral de coleta, visto que essa armadilha atrai, mas não aprisiona os insetos. Os

macrolepidópteros devem ser capturados manualmente no próprio pano, com rede entomológica ou com auxílio de câmaras mortíferas que devem conter éter, amônia, formol ou outro produto que cause a morte rápida. No caso de espécimes maiores como saturnídeos e esfingídeos, é preferível a injeção de amônia na face ventral do tórax para sacrificar os insetos. Os microlepidópteros devem ser coletados vivos em tubos de ensaio individuais. No laboratório, os tubos devem ser colocados em geladeira para reduzir a atividade dos insetos, os quais devem ser sacrificados em câmaras mortíferas e montados em pranchas apropriadas no dia seguinte ou no máximo em três dias.

Uma alternativa viável utilizada por alguns pesquisadores é a armadilha modelo Luiz de Queiroz, adaptada com coletor de voil ou outro material que reduza os danos ao material (Figuras 15 e 16). Esse modelo apresenta a vantagem de dispensar a presença do coletor em tempo integral.

Os horários mais adequados para as coletas noturnas variam de acordo com os lepidópteros a serem capturados. Mesmo dentro de um grupo específico como o das mariposas, existe uma grande variação de horários de pico de voo. Para privilegiar uma coleta mais diversa, recomenda-se jornada de coletas do crepúsculo ao amanhecer.



Figura 14. Armadilha luminosa de pano.

Foto: Danilo Corrêa



Figura 15. Armadilha luminosa modelo Luiz de Queiroz adaptada com coletor de voil.

Foto: Laura Braga

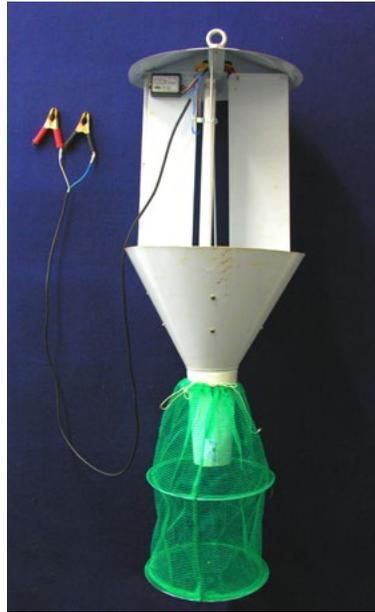


Figura 16. Armadilha luminosa modelo Luiz de Queiroz com coletor de Nylon.

Foto: Charles M. de Oliveira

Sugestão para confecção de armadilha luminosa com pano

Existem modelos simples, com apenas um tecido branco estendido, conforme apresentado em Almeida et al. (1998), e modelos mais elaborados, como indicado em Camargo e Cavalcanti (1999) (Figuras 17 a 20).

No modelo de Camargo e Cavalcanti (1999), as armadilhas são compostas de dois tecidos brancos de algodão, com 2,0 m de comprimento por 1,5 m de largura, suspensos, vertical e perpendicularmente, a 30 cm do solo. A armadilha é fixada por meio de fincas de ferro maciço e esticada por cordas de nylon (Figuras 17 a 20).

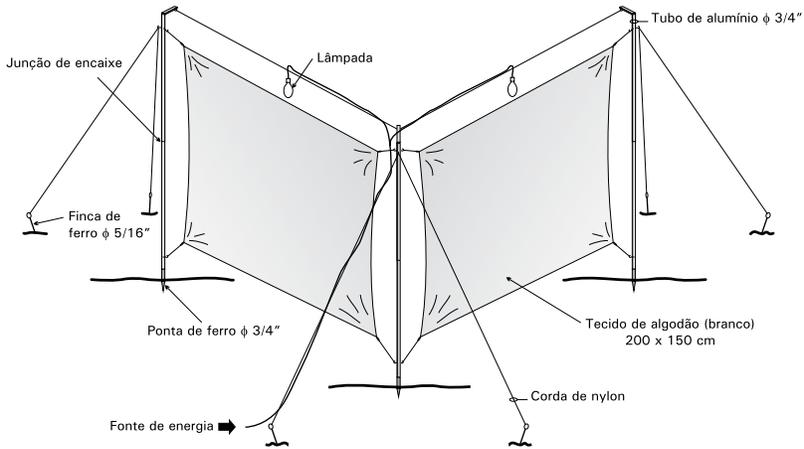


Figura 17. Vista geral do modelo de armadilha luminosa com pano.

Ilustração: Wellington Cavalcanti

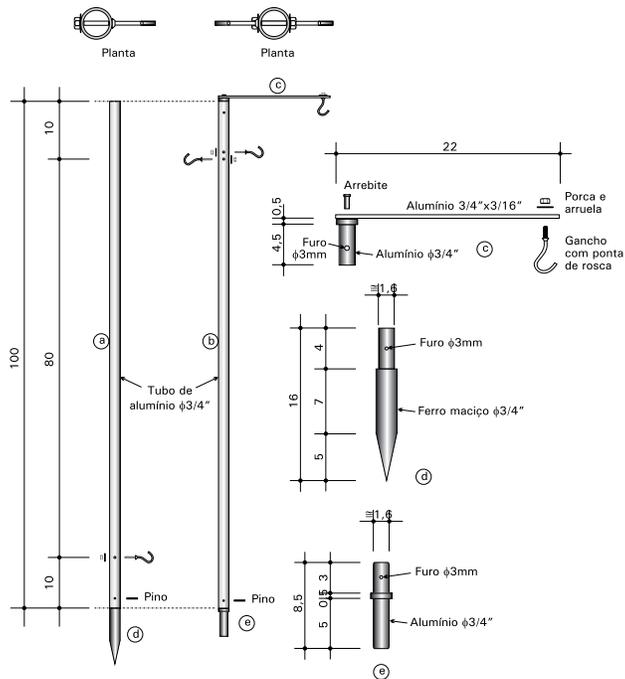


Figura 18. Esquema geral de montagem da armadilha luminosa.

Ilustração: Wellington Cavalcanti

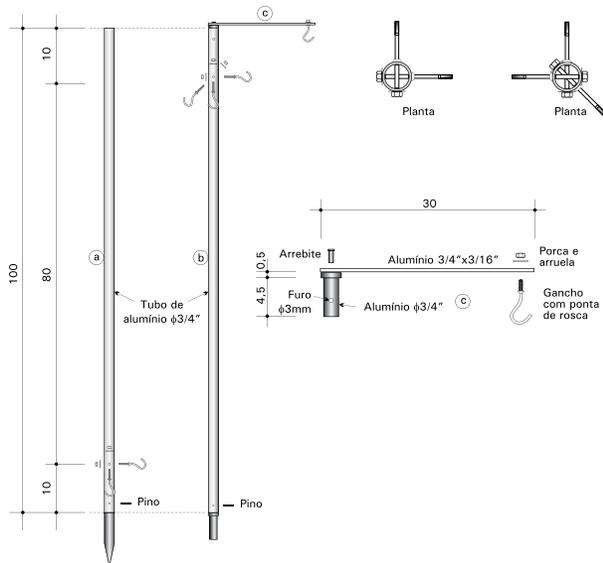


Figura 19. Detalhes da haste lateral de suporte para armadilha luminosa: (a) parte inferior; (b) parte superior; (c) suporte para fixação da iluminação; (d) ponta de ferro para fixação no solo; (e) peça para junção de encaixe.

Ilustração: Wellington Cavalcanti

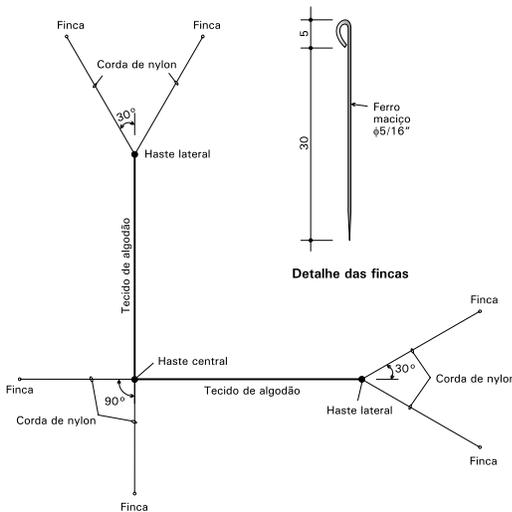


Figura 20. Detalhes da haste central de suporte para armadilha luminosa: (a) parte inferior; (b) parte superior; (c) suporte para fixação da iluminação.

Ilustração: Wellington Cavalcanti

Os panos são suspensos por meio de duas hastes laterais e uma central, confeccionadas com tubos de alumínio. As hastes são compostas de duas partes, uma inferior e outra superior, que, depois de encaixadas, formam um conjunto único. Na extremidade superior, deve ser encaixado o suporte para fixação da iluminação e, na inferior, uma ponta de ferro maciço própria para fixação no solo. As duas peças de alumínio que formam a haste devem ser unidas por meio de uma peça para junção de encaixe (Figuras 19 e 20).

Além das hastes laterais descritas anteriormente, a armadilha possui uma terceira haste central, que difere das duas primeiras por apresentar dois ganchos, e não um, para esticar os tecidos na parte inferior, e três na parte superior em vez de dois. Além disso, apresenta o suporte para fixação das lâmpadas em dimensão um pouco maior, o que facilita o distanciamento das lâmpadas em relação aos tecidos.

Os insetos são atraídos por lâmpadas colocadas ao centro de cada um dos tecidos, que podem ser alimentadas por um gerador portátil movido à gasolina ou ligadas na corrente elétrica. Esse modelo bastante simples permite o uso de qualquer tipo de lâmpada, podendo variar de acordo com os insetos a serem capturados. Quando o objetivo é atrair o maior número possível de insetos, as lâmpadas mistas de 250 watts têm-se mostrado as mais eficientes.

Os fios elétricos usados para a confecção dos cabos de alimentação devem ser do tipo paralelos com 1,5 mm de diâmetro. Além dos cabos de alimentação das lâmpadas, é aconselhável providenciar uma extensão de 20 m a 50 m, que será bastante útil nas coletas em lugares íngremes, onde se torne difícil o transporte de um gerador. Em casos de extensões maiores do que 50 m, os cabos devem ser de 2,5 mm de diâmetro para evitar perda de tensão e aquecimento dos fios. Ver instruções detalhadas em Camargo e Cavalcanti (1999).

Ordem Lepidoptera (borboleta)



Figura 21. Borboleta.

Foto: Charles M. de Oliveira

Para a coleta dos adultos de borboletas (lepidópteros diurnos), utilizam-se armadilhas com isca e redes entomológicas tipo Van Sommeren-Rydon (VSR). As armadilhas com isca podem ter algumas variações, mas é possível confeccioná-las com facilidade, conforme mostrado na (Figura 22).

A principal diferença é que o modelo de Marcio Uehara-Prado (MUP) (Figura 22A) apresenta um cone na base ao invés de um anel interno. Outra diferença é o tecido: o modelo do MUP é confeccionado com voil branco, mais resistente, porém mais caro e dificulta a visualização das borboletas dentro da armadilha; já o modelo de Onildo João Marini-Filho (OJM-F) (Figura 22B) é confeccionado com filô preto, mais barato, mais difícil de ver em campo, no entanto mais adequado para lugares com circulação de pessoas, porém menos resistente. Nunca se testou se há diferença no sucesso de captura entre elas².

Em ambas as armadilhas, a parte inferior deve conter um espaço por onde os insetos entrarão na armadilha. O recipiente com a isca deve ser depositado na parte inferior. Embora a maioria das borboletas seja atraída por frutos maduros, a coleta será sempre seletiva, pois não é uma armadilha eficiente para todas as espécies. No entanto, as iscas podem variar conforme o grupo de interesse. Normalmente uma mistura de caldo de cana, cerveja e banana são eficientes para atrair muitas espécies de borboletas, que podem ser coletadas

² Onildo João Marini-Filho comunicação pessoal

manualmente ou com auxílio de câmaras mortíferas. No caso da coleta manual, os exemplares podem ser sacrificados com uma leve compressão no tórax.



Figura 22. Armadilhas VSR: Van Someren-Rydon. (A) modelo MUP e (B) modelo OJM-F.

Foto: Onildo João Marini-Filho

Ordem Coleoptera



Figura 23. Besouro.

Foto: Charles M. de Oliveira

A ordem Coleoptera engloba os insetos conhecidos como besouros (Figura 23). É composta por cerca de 350 mil espécies, o que representa 40% de todos os insetos e 30% dos animais, formando o maior grupo de organismos da terra (LAWRENCE; BRITTON, 1991; 1994). A principal característica dos representantes dessa ordem é o primeiro par de asas modificado (élitros). No Brasil, são registradas aproximadamente 28 mil espécies pertencentes a 105 famílias (CASARI; IDE, 2012).

Os besouros são encontrados em quase todos os ambientes. As espécies que ocorrem em ambientes terrestres são, em sua maioria, fitófagas (se alimentam de praticamente todas as partes da planta – raiz, folhas, flores frutos e pólen), necrófagas (carniça), coprófagas (excrementos), predadoras, parasitas ou podem infestar produtos armazenados de origem animal ou vegetal. No ambiente aquático, podem ser predadoras ou fitófagas (COSTA; IDE, 2006). Por apresentarem hábitos alimentares e habitats muito diversificados, existem vários métodos para a coleta de besouros.

Quando o objetivo da coleta é mais restrito, ou seja, quando se quer estudar um determinado grupo ou táxon de besouros que se desenvolvem em determinada planta hospedeira, por exemplo, podem-se utilizar métodos de coleta ativa.

Métodos de coleta ativa

- 1) Rede entomológica: constituída por um saco de tecido (filó, “voil” ou outro tecido fino) de forma cônica e fundo arredondado (cerca de 1 m de comprimento), em cuja abertura há uma bainha pela qual é passado um arco de metal (cerca 0,5 m de diâmetro) que se prende a um cabo de madeira (1 m de comprimento) por meio de uma abraçadeira de metal (Figura 6). É utilizada para coletar insetos em voo ou pousados em superfícies flexíveis como, por exemplo, folhagens e ramos de plantas.
- 2) Rede de varredura: semelhante à rede entomológica, entretanto utiliza um saco feito de tecido mais resistente que permite que a rede seja passada vigorosamente sobre a vegetação sem a possibilidade de se rasgar e assim permitir a fuga dos espécimes.
- 3) Aspirador bucal: constituído de um tubo cilíndrico de vidro ou plástico transparente (tubo de coleta) (3 cm de diâmetro e 9 cm de altura), em cuja abertura é colocada uma rolha de cortiça ou borracha ligeiramente cônica (3,3 cm diâmetro maior; 2,7 cm diâmetro menor e 3 cm de altura). Na rolha, são feitos dois furos pelos quais são transpassados tubos de vidro ou plástico (5 mm diâmetro e 9 cm de comprimento). Nesses dois tubos plásticos, são ligadas mangueiras plásticas ou de borracha (5 mm diâmetro e 50 cm de comprimento) e, na extremidade inferior de um dos tubos, é presa uma tela fina de tecido, metal ou plástico. A mangueira ligada ao tubo cuja extremidade possui a tela é usada para aspirar os espécimes que ficarão presos dentro do tubo de coleta (Figura 7). Utilizado para a coleta de espécies de besouros pequenos (< 5 mm). A utilização de tubos e mangueiras com diâmetro maior permite a coleta de espécimes um pouco maiores.
- 4) Guarda-chuva entomológico: constituído de um pano branco de formato retangular (0,7 m x 1,0 m), que é esticado por meio de duas secções de madeira em forma de “X”. Os cantos do pano são presos nas extremidades das secções de madeira (Figura 24). É utilizado para coletar espécimes que se encontram em arbustos ou plantas de pequeno porte.

O guarda-chuva é colocado sob as plantas que, agitadas vigorosamente, fazem com que os besouros caiam no pano.

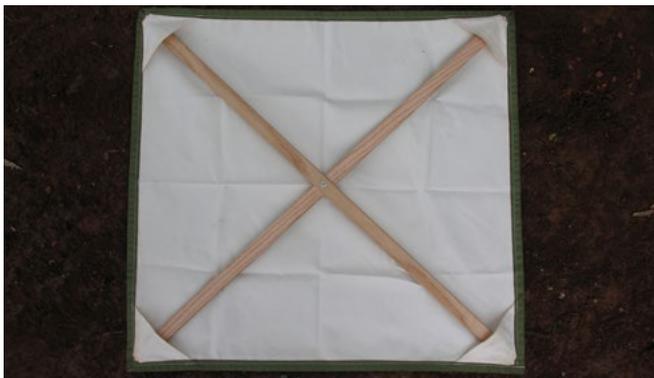


Figura 24. Guarda-chuva entomológico.

Foto: Charles M. de Oliveira

- 5) Coleta manual: nesse método, o coletor, por meio da inspeção visual, localiza os espécimes e os coleta diretamente do local onde se encontram pousados.

Métodos de coleta passiva

Para estudos mais abrangentes, quando se deseja, por exemplo, estudar a composição de espécies de determinado ambiente, seja ele natural ou antropizado, ou comparar a diversidade de espécies de ambientes diversos, pode-se utilizar métodos de coleta passiva. Esses métodos proporcionam menor esforço por parte do coletor e amostras mais representativas em termos qualitativos e quantitativos. Entretanto, possuem a desvantagem de não permitir a escolha *a priori* das espécies que serão coletadas.

- 1) Armadilha luminosa: é composta por quatro aletas de metal, dispostas verticalmente formando dois planos perpendiculares, onde é inserida uma lâmpada de luz negra no interior. Esse conjunto é preso a um prato de metal côncavo na parte superior e a um funil metálico na parte inferior (Figura 16). Na porção final do funil metálico, é preso o recipiente de coleta, que pode ser um cesto feito com tela de nylon (para

coletar espécimes vivos); um saco plástico contendo tiras de papel e um chumaço de algodão embebido em algum líquido mortífero (éter ou acetato de etila) ou um saco plástico contendo álcool 50% ou 70% com algumas gotas de detergente. Essa armadilha pode ser alimentada por baterias automotivas de 12 V ou pode ser ligada diretamente na rede elétrica por meios de fios paralelos de 1,5 mm para distâncias menores e 2,5 mm para maiores comprimentos. A armadilha luminosa deve ficar suspensa a uma altura de cerca de 2 m, presa em uma árvore ou suporte de metal ou madeira. É utilizada para coletar besouros de hábito noturno e que são atraídos por luz.

- 2) Armadilha de queda ou *pitfall*: constituída de um recipiente plástico ligeiramente cônico (14 cm diâmetro e 9 cm de altura), chamado recipiente coletor, contendo, em seu interior, aproximadamente 250 ml de solução de sulfato de cobre a 1% (Figura 25). O recipiente coletor é enterrado ao nível do solo. Essa armadilha pode conter uma isca atrativa para os besouros ou não. No caso das armadilhas de queda com atrativo, pode-se colocar a isca dentro de um porta-iscas, constituído de um recipiente de plástico resistente com tampa, de formato cônico (8 cm no diâmetro superior, 6 cm no diâmetro inferior e 7 cm de altura), contendo em sua lateral pequenos orifícios para a dispersão dos odores da isca (Figura 26). O porta-isca é colocado acima do recipiente coletor e é fixado no solo por meio de um dispositivo denominado antipilhagem modelo CPAC11³. O mecanismo antipilhagem evita que a isca seja retirada do porta-iscas por pequenos mamíferos (macacos, quatis...). É constituído de uma haste de metal (60 cm de comprimento), que é enterrada verticalmente próxima do recipiente coletor. A haste de metal contém um suporte metálico para encaixar e travar o porta-isca (Figura 27). A armadilha de queda serve para a coleta de besouros que são atraídos por fezes, carcaças ou frutos em decomposição, mas não são atraídos por luz (FAVILA; HALFFTER, 1997), e para a coleta de besouros que vivem na superfície do solo (serrapilheira) por meio de queda acidental, no caso de armadilhas sem iscas atrativas.

3 Para mais detalhes consulte Oliveira e Mendonça (2011).



Figura 25. Armadilha de queda instalada com proteção.

Foto: Charles M. de Oliveira



Figura 26. Armadilha de queda sem proteção.

Foto: Charles M. de Oliveira



Figura 27. Detalhes dos componentes da armadilha de queda.

Foto: Charles M. de Oliveira

- 3) Funil de Berlese-Tüllgren: constituído de um cilindro de metal aberto nas duas extremidades. Em uma das extremidades do cilindro, é colocada uma malha metálica ou plástica, e essa extremidade é encaixada em um funil de metal. Abaixo do funil, é colocado um recipiente-coletor contendo algum líquido conservante (álcool, formol ou outro). A amostra de solo ou serrapilheira é colocada dentro do cilindro pela abertura superior e acima desta é instalada uma lâmpada de 40 W. O conjunto lâmpada/cilindro/funil/recipiente coletor é instalado em três suportes de madeira, sendo um para a lâmpada, um para o cilindro/funil e um para o recipiente-coletor. Esse método é utilizado para coletar besouros que vivem no interior do solo ou na serrapilheira. Esses besouros são fototrópicos negativos, e, ao perceberem a luz e o aumento de temperatura provocado pela lâmpada, começam a se locomover para baixo, atravessam a malha no fundo do cilindro, caem no funil e são recolhidos no recipiente-coletor (Figura 28).



Figura 28. Funil de Berlese-Tüllgren.

Foto: Charles M. de Oliveira

Ordem Hemiptera

Nessa ordem, estão incluídos os insetos comumente conhecidos como percevejos, barbeiros, baratas d'água, cigarras, cigarrinhas e mosca-branca. São insetos hemimetábolos, terrestres, aquáticos ou semiaquáticos. A ordem está subdividida em quatro subordens (Sternorrhyncha, Auchenorrhyncha, Heteroptera e Coleorrhyncha), sendo as três primeiras com ocorrência no Brasil. Cerca de 89 mil espécies dessa ordem são conhecidas no mundo, com estimativas de 30 mil para o Brasil (GRAZIA et al., 2012).

Entre os insetos da subordem Sternorrhyncha, destacam-se os pulgões, cochonilhas, moscas-branca e psilídeos (Figura 29). São fitófagos e podem ser coletados com o auxílio de pinças (Figura 3), pincéis, aspirador entomológico (Figura 7) e cartões adesivos, placas de coloração amarela, azul ou verde (contendo cola em ambos os lados).



Figura 29. Mandioca atacada por cochonilha – subordem Sternorrhyncha.

Foto: Charles M. de Oliveira

Os Auchenorrhyncha, cigarras e cigarrinhas vivem em plantas, sugando seiva (Figura 30). As ninfas de algumas espécies têm hábitos subterrâneos e se alimentam da seiva das raízes. O método mais eficiente de coleta das cigarrinhas é a rede entomológica (Figura 6) e a rede de varredura. As cigarras podem ser capturadas manualmente ou com o auxílio de frascos mortíferos (Figura 4).

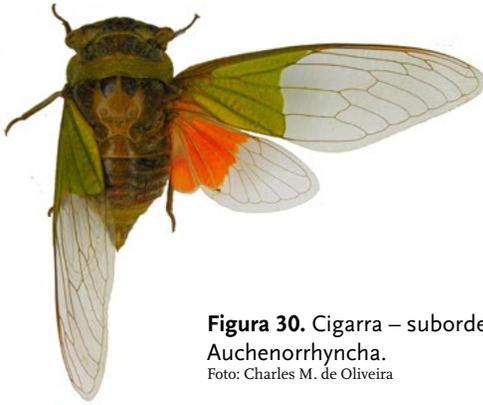


Figura 30. Cigarra – subordem
Auchenorrhyncha.
Foto: Charles M. de Oliveira

Heteroptera é a subordem representada pelos percevejos (Figura 31). Os insetos desse grupo podem ser terrestres, aquáticos e semiaquáticos. Dependendo do hábitat que ocupam, podem ser coletados com rede entomológica, rede de varredura, guarda-chuva entomológico ou com equipamentos para insetos aquáticos ou semiaquáticos (Figuras 6, 24 e 52). Em levantamentos e avaliações populacionais de espécies-praga – especialmente em cultivos de soja –, utiliza-se o pano de batida, que consiste no uso de um pano ou plástico branco (1 m x 0,7 m) em cujas laterais (de maior comprimento) são presos, em cada um dos lados, um sarrafo de madeira (Figura 32). O pano de batida é colocado entre as fileiras da cultura, com um lado na base das plantas e o outro estendido sobre as plantas da fileira adjacente. As plantas devem ser inclinadas e batidas sobre o pano (PEREIRA; SALVADORI, 2008).



Figura 31. Percevejo – subordem Heteroptera.

Foto: Charles M. de Oliveira



Figura 32. Pano de batida.

Foto: Charles M. de Oliveira

Ordem Hymenoptera



Figura 33. Vespa.

Foto: Charles M. de Oliveira

Os himenópteros são popularmente conhecidos como abelhas, marimbondos, mamangavas, vespas (Figura 33), formigas e outras com diferentes denominações regionais que distinguem cada grupo, gênero ou espécie.

Estima-se entre 110 mil e 130 mil o número de espécies desse grupo no mundo. No Brasil, são conhecidas aproximadamente 10 mil espécies, com estimativas que existam cerca de 70 mil espécies (MELO et al., 2012).

Os insetos dessa ordem vivem em colônias ou de forma solitária. Constroem ninhos utilizando vários substratos como cera, terra, resinas, celulose e outros materiais. Além dos ninhos construídos pelas abelhas sociais, são também bastante conhecidos pela população os “forninhos” de barro construídos pelas vespas solitárias.

A relação do homem com os himenópteros é antiga e extensa. Sua importância econômica pode ser positiva – atuando na polinização, controle biológico, produção de cera e mel –, ou negativa, na forma de pragas agrícolas.

A maioria das abelhas e vespas podem ser coletadas com rede entomológica ou iscas açucaradas. Algumas são coletadas com armadilhas luminosas ou Malaise (Figura 34) e os parasitoides devem ser obtidos com a criação dos seus hospedeiros em laboratório. A armadilha Malaise consiste em uma barraca na qual os insetos são

interceptados em voo e se deslocam ao ponto mais alto onde o coletor com álcool 70% está instalado (ALMEIDA et. al., 1998).

A coleta de formigas pode ser feita com iscas de sardinha ou mel, com armadilhas de queda (*pitfall*) constituída de um pote com cerca de 10 cm de diâmetro por 10 cm de profundidade (Figura 35), ou com auxílio de aspiradores entomológicos (Figura 7). Nas armadilhas de queda, utilizam-se água e algumas gotas de detergente para quebrar a tensão superficial da água.



Figura 34. Armadilha Malaise.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 35. Armadilha de queda (*pitfall*) para coleta de formigas.

Foto: Karen Schmidt

Ordem Orthoptera

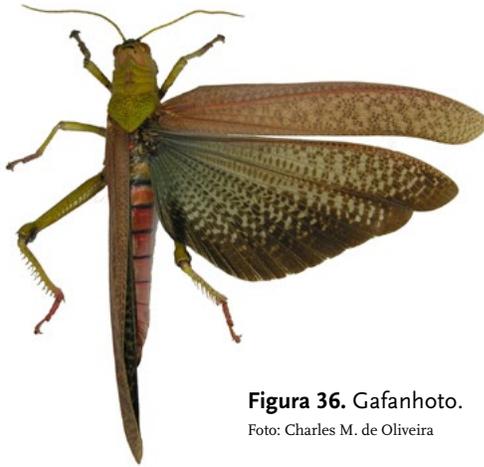


Figura 36. Gafanhoto.

Foto: Charles M. de Oliveira

Como a maioria dos insetos, os ortópteros, apesar de estarem distribuídos em todo o mundo, são mais abundantes nos trópicos. Pertencem a essa ordem os gafanhotos, esperanças, grilos, manés-magros e paquinhas (Figura 36). São conhecidas cerca de 33 mil espécies no mundo, das quais 1.480 ocorrem no Brasil. Possuem hábitos alimentares muito diversificados, podendo inclusive serem predadores, mas a maioria é fitófaga (EADES; OTTE, 2009; SPERBER et al., 2012). Os gafanhotos são conhecidos pela sua importância econômica. Quando na sua fase de vida gregária, formam grandes nuvens alimentando-se de plantas de qualquer espécie de maneira voraz. O método de coleta mais efetivo para esse grupo é por meio de busca ativa com auxílio de rede entomológica (Figura 6), armadilhas tipo janela (Figura 37) e bandeja (Figura 38) para gafanhotos e esperanças. As armadilhas de queda (*pitfall*) são eficientes para a coleta de grilos. Apenas a título de ilustração sobre levantamentos de gafanhotos em áreas nativas, um esforço de 3 horas de caminhada pode ser suficiente para uma boa amostragem (GUTJAHN, 2008).



Figura 37. Armadilha tipo Janela.

Foto: Charles M. de Oliveira



Figura 38. Armadilha tipo Bandeja.

Foto: Charles M. de Oliveira

Ordem Isoptera



Figura 39. Cupim.

Foto: Amábilio Camargo

Os cupins ou térmitas (Figura 39) são insetos sociais e polimórficos, isto é, vivem em colônias, compostas por castas representadas por formas ápteras estéreis e reprodutores alados, em que existe acentuada divisão de tarefas. Cada casta realiza uma função específica, tais como, reprodução, defesa da colônia (soldados) e operários. Estes últimos são encarregados da alimentação, construção e reparo dos ninhos e jardins de fungos, cuidado das larvas e da casta reprodutiva. Atualmente são conhecidas aproximadamente 2.800 espécies de cupins no mundo e cerca de 320 no Brasil (CONSTANTINO, 2012).

Os cupins em geral se alimentam de matéria vegetal, mas podem se alimentar de produtos de origem animal, desempenham importante papel ecológico na ciclagem de nutrientes e aeração do solo. Algumas espécies têm grande importância econômica, destruindo casas e móveis de madeira, ou ainda se alimentando de raízes em pastagens e cultivos comerciais. Podem ser coletados com auxílio de aspiradores entomológicos (Figura 7) nos termiteiros, em troncos ou serrapilheira. Também podem ser capturados com pinças ou pincéis úmidos, com armadilhas feitas de papelão corrugado (8 cm diâmetro e 15 cm altura) e enterrado no solo (ALMEIDA; ALVES, 1995), ou ainda com armadilhas tipo janela (Figura 37) e bandeja (Figura 38) para as formas aladas.

Ordem Diptera



Figura 40. Mutuca.

Foto: Charles M. de Oliveira

Nessa ordem, estão incluídas as moscas, mosquitos, varejeiras, pernalongos, borrachudos e mutucas (Figura 40). São conhecidas cerca de 153 mil espécies no mundo, sendo 8.700 no Brasil, havendo, no entanto, estimativas de 60 mil espécies para o país. É um grupo que está presente na maioria dos habitats. Ocupam diversos nichos alimentares, podendo ser parasitas, hematófagos, predadores, além de se alimentarem de folhas, frutos, flores, néctar e outras substâncias açucaradas. Muitos dípteros desempenham importante papel ecológico, especialmente como inimigos naturais de vários organismos. Certas espécies têm grande importância econômica, forense, médica e veterinária (CARVALHO et al., 2012).

Insetos desse grupo podem ser capturados com rede entomológica (Figura 6), aspiradores entomológicos (Figura 7), iscas e armadilhas, principalmente Malaise (Figura 34), dependendo do hábito alimentar das espécies a serem coletadas. Se os alvos de coleta forem moscas-das-frutas, por exemplo, recomenda-se o uso de armadilhas do tipo frasco caça-moscas. Essa armadilha pode ser confeccionada com garrafa PET de 1,5 ou 2,0 litros (Poli Etileno Tereftalato), transparente e com uma abertura lateral ou várias aberturas menores a 10 cm da base da garrafa, contendo solução açucarada ou outro tipo de isca dependendo das espécies que se pretende coletar (Figura 41).

A atração das moscas pode ser feita com vários substratos, tais como, melão de cana-de-açúcar ou suco de frutas diluídos em água em concentrações que variam de acordo com os atrativos utilizados

(AGUIAR-MENEZES et al., 2006). As moscas, ao se alimentarem da isca, ficam presas na solução.

Existem espécies de moscas que se alimentam de matéria animal ou vegetal em decomposição e que devem ser coletadas com iscas de carne ou frutos. Para esse grupo, sugere-se o modelo proposto por Ferreira (1978), que consiste em uma lata com abertura larga, com furos na parte inferior, onde é colocada a isca. Na abertura superior da lata, deve ser encaixado um funil de tela fina e rígida, e sobre este, coloca-se um saco plástico transparente, preso à lata por elástico. O saco plástico deve ser levemente perfurado na sua parte superior para evitar excesso de umidade.

A atração de mosquitos, mutucas e outros hematófagos deve ser feita com iscas vivas, que pode ser algum animal ou o próprio coletor em armadilhas do tipo Malaise (Figura 34), Shannon (tenda confeccionada com tecido fino, sustentada por cordas amarradas em estacas, conforme descrito em Almeida (1998) ou similar). O material entomológico deve ser coletado manualmente, com auxílio de frascos, tubos de ensaios ou aspirador entomológico.



Figura 41. Armadilha caça moscas.

Foto: Amabilio Camargo

Ordem Odonata



Figura 42. Libélula.

Foto: Charles M. de Oliveira

São conhecidas cerca de 5.400 espécies de libélulas, das quais 828 ocorrem no Brasil (Figura 42). A postura dessas espécies é feita diretamente na água ou em algum substrato próximo aos cursos d'água. Na fase imatura (aquática), são chamadas de náíades, as quais passam por várias mudanças e podem levar até cinco anos para atingir a fase adulta (COSTA et al., 2012). Os imaturos devem ser capturados seguindo a metodologia para insetos aquáticos tratada separadamente no item *Insetos aquáticos e semiaquáticos*. Os adultos, que são alados, devem ser capturados com rede entomológica (Figura 6). Geralmente, após a coleta, os exemplares perdem a cor, por isso, aconselha-se que o tempo de permanência na câmara mortífera seja curto e, quando possível, sejam colocados vivos em geladeira.

Ordem Mantodea



Figura 43. Louva-a-deus.

Foto: Charles M. de Oliveira

Conhecidos popularmente como louva-a-deus (Figura 43), essa ordem apresenta 2.401 espécies descritas, das quais cerca de 273 ocorrem no Brasil. São insetos predadores terrestres distribuídos em quase todo o mundo, especialmente nas regiões tropicais. Encontrados principalmente na vegetação, mas, como apresentam grande capacidade de camuflagem com folhas, galhos e flores, não são facilmente visualizados na natureza (TERRA; AGUDELO, 2012), característica vantajosa tanto para captura de presas quanto para evitar predação, especialmente por pássaros (BUZZI, 2002). São predadores de outros insetos e de aranhas, e o canibalismo é comum na maioria das espécies. A maneira mais efetiva de capturar mantódeos é com o auxílio de rede entomológica ou diretamente no frasco mortífero (Figuras 4 e 6). É também possível coletar indivíduos em armadilhas luminosas de pano durante as coletas de mariposas (Figura 14).

Ordem Neuroptera



Figura 44. Neuróptero.

Foto: Charles M. de Oliveira

Esta ordem é representada pelos crisopídeos, bicho-lixeiro e formiga-leão (Figura 44). Existem mais de 6 mil espécies no mundo e 359 registradas para o Brasil. São predadores e podem ser encontrados em cavernas, vegetação em geral e agroecossistemas, cujas larvas podem ser terrestres ou aquáticas. As larvas de algumas espécies podem ser encontradas no solo ou na serrapilheira (FREITAS; PENNY, 2012). Devido ao comportamento predatório, têm sido utilizados no controle biológico de algumas pragas (BUZZI, 2002). Os adultos podem ser coletados com rede entomológica (Figura 6), armadilhas luminosas (Figuras 14 a 16) e Malaise (Figura 34).

Ordem Megaloptera



Figura 45. Megalóptero.

Foto: Charles M. de Oliveira

Ordem composta por 348 espécies, das quais 19 são registradas no Brasil (HAMADA; AZEVEDO, 2012) (Figura 45). Como o próprio nome indica, são insetos de tamanho grande e mandíbulas que podem atingir até 3 cm em certas espécies, notadamente naquelas pertencentes à família Corydalidae, cuja envergadura das asas pode ultrapassar a 16 cm. Aparentemente as longas mandíbulas são usadas somente durante a cópula (BUZZI, 2002).

Os adultos são terrestres e se alimentam de líquidos. As larvas são aquáticas, predadoras e se desenvolvem em rios e cursos d'água (HAMADA; AZEVEDO, 2012).

Os adultos são atraídos pela luz, portanto podem ser capturados com rede entomológica (Figura 6), armadilhas luminosas (Figuras 14 a 16) e Malaise (Figura 34). As larvas devem ser coletadas com material para insetos aquáticos e semiaquáticos (item 4.3.19).

Ordem Trichoptera



Figura 46. Tricóptero.

Foto: Amábilio Camargo

É uma ordem pouco presente nas coleções entomológicas, cujos representantes são chamados de tricópteros (Figura 46). São conhecidas no mundo 12.627 espécies e, no Brasil, 379 (PAPROCKI, 2012). As larvas são aquáticas, e os adultos – geralmente de pequeno porte – podem ser confundidos com Lepidoptera por pessoas pouco familiarizadas com o grupo (BUZZI, 2002; TRIPLEHORN; JOHNSON, 2011). Os adultos são encontrados próximos a áreas úmidas e se alimentam de líquidos. Já as larvas, que são aquáticas, podem ser predadoras, se alimentar de folhas submersas ou podem ser onívoras. Larvas de algumas espécies podem ser pragas agrícolas consumindo raízes de culturas irrigadas. Adultos podem ser coletados com rede entomológica na vegetação próxima à água ou com armadilhas luminosas (PAPROCKI, 2012).

Ordem Ephemeroptera



Figura 47. Efemérida.

Foto: Charles M. de Oliveira

Conhecidos popularmente como efeméridas (Figura 47), são insetos que vivem associados aos cursos d'água, onde fazem a postura e passam a maior parte da vida como imaturos. A vida adulta das efemérides, na maioria das espécies, varia de poucas horas a 10 dias. São conhecidas menos de 4 mil espécies, com registro de 199 para o Brasil (RIBEIRO DA SILVA; FALCÃO SALES, 2012). Os adultos podem ser coletados com auxílio de rede entomológica e armadilhas luminosas, e os imaturos (náíades), com a metodologia usada para captura de insetos aquáticos.

Ordem Blattaria



Figura 48. Barata.

Foto: Charles M. de Oliveira

As baratas estão distribuídas em todo o mundo, sendo a maioria nas regiões tropicais e subtropicais (Figura 48). É um grupo de im-

portância médica devido aos seus hábitos alimentares, especialmente as espécies domésticas, as quais podem contaminar alimentos. As espécies silvestres são comumente encontradas no solo, em serrapilheira, sob pedras, cascas de árvores, em cavernas e até em ninhos de formigas, vespas e cupins. São de modo geral onívoras, sendo que as silvestres se alimentam preferencialmente de matéria de origem animal. Cerca de 4 mil espécies são conhecidas em todo mundo, das quais 644 ocorrem no Brasil (GRANDCOLAS; PELLENS, 2012). Podem ser atraídas com iscas e coletadas com pinça (Figura 3), rede entomológica (Figura 6), frascos mortíferos (Figura 4) ou ainda por meio de armadilhas luminosas (Figuras 14 a16), Malaise (Figura 34) ou coleta manual.

Ordem Phasmatodea



Figura 49. Bicho-pau em folhas de goiabeira.

Foto: Amábilio Camargo

Os representantes da ordem Phasmatodea (bicho-pau) (Figura 49) são fáceis de reconhecer por assemelharem-se a galhos, podendo, no entanto, serem confundidos, por leigos, com manés-magros (Orthoptera: Proscopiidae). Aproximadamente 3 mil espécies são

conhecidas no mundo, e 220, no Brasil. As fêmeas chegam a atingir 25 cm nas espécies sul-americanas. Em certas espécies em que os machos são raros, pode ocorrer reprodução por partenogênese facultativa. Na criação em cativeiro, em que somente fêmeas foram aprisionadas, também pode ocorrer partenogênese, e nesse caso, somente fêmeas serão geradas. A coleta pode ser manual ou com auxílio de rede entomológica (ZOMPRO, 2012).

Ordem Dermaptera



Figura 50. Tesourinha.

Foto: Charles M. de Oliveira

Popularmente conhecidos como tesouras ou tesourinhas (Figura 50), por apresentarem um par de cercos em forma de pinça no ápice do abdome, usado para defesa ou durante a corte. São conhecidas cerca de 2.200 espécies, 145 delas no Brasil. Eventualmente podem ser confundidos com besouros da família Staphylinidae. Vivem em lugares sombreados e úmidos, como casca de árvores, madeiras, pedras ou no meio da vegetação. São onívoros e também apresentam importância por serem predadores de ovos e lagartas de alguns lepidópteros (pragas agrícolas). Podem ser coletados com pinças (Figura 3), funil de Berlese (Figura 28), armadilhas luminosas (Figuras 14 a16) e Malaise (Figura 34) (BRINDLE, 1987; HAAS, 2012).

Ordem Thysanoptera



Figura 51. Adulto de Thysanoptera (Tripes).

Foto: Charles M. de Oliveira

São insetos pequenos, medindo entre 0,5 mm e 5,0 mm de comprimento, conhecidos popularmente como tripes (Figura 51). O hábito alimentar é variado, podem ser fitófagos, micófagos e, em certos casos, alimentam-se de algas, ovos de outros insetos ou atuam como predadores de ácaros, pulgões e cochonilhas (BUZZI, 2002). Das 5.800 espécies descritas, cerca de 520 ocorrem no Brasil (MONTEIRO; MOUND, 2012). As espécies fitófagas, que são encontradas na parte aérea das plantas, podem ser capturadas com rede entomológica, e aquelas que vivem em detritos, com funil Berlese-Tüllgren (Figura 28).

Outras ordens

Algumas ordens de insetos são raras nas coleções e são de interesse apenas de especialistas do grupo. São geralmente insetos pequenos que vivem no solo, cavernas, serrapilheira, em folhas secas, embaixo de cascas de árvores ou em restos vegetais em decomposição. Fazem parte desse grupo representantes dos Archaeognata, Zygentoma e Psocoptera. A maioria é mais eficientemente coletada com funil de Berlese-Tüllgren (Figura 28).

Outros grupos vivem em ambientes muito particulares e o pesquisador deve conhecer bem os seus hábitos e planejar adequadamente as coletas. São insetos que vivem em túneis de seda construídos entre as plantas, líquens, musgos, no solo, sob pedras, troncos, e

em uma infinidade de micro habitats, que somente um especialista saberá onde e quando procurar. Estão nesse grupo os Embioptera, Zoraptera e Mecoptera. Para a coleta de espécimes dessas ordens, devem ser usadas pinças, rede entomológica e, em certos casos, funil de Berlese-Tüllgren. De acordo com Collucci e Machado (2012), os adultos da ordem Mecoptera podem ser coletados também com armadilhas Malaise e armadilhas luminosas.

Determinadas espécies vivem como parasitas, e a melhor maneira de capturá-los é criando o hospedeiro parasitado em laboratório, por exemplo, aqueles pertencentes à ordem Strepsiptera.

Insetos aquáticos e Semiaquáticos

Insetos aquáticos são aqueles que passam sua vida na água; aqueles cujas fases adultas são aéreas são considerados semiaquáticos (incluem Odonata, Trichoptera, Plecoptera, Ephemeroptera, Diptera, Hemiptera e Megaloptera), enquanto aqueles que não abandonam o ambiente aquático são os verdadeiramente aquáticos (Coleoptera).

Podem ser encontrados em praticamente todos os ambientes aquáticos como lagos, córregos, nascentes, pântanos, epífitas, buracos em árvores, gelo, inclusive água salgada. Os variados tipos de ambientes sustentam diferentes comunidades de insetos, as quais variam também em função dos habitats presentes (folhiço, correnteira, remanso, seixos etc) e de acordo com as condições climáticas e hidrológicas. O objetivo do estudo é que determinará os habitats a serem investigados, por exemplo, ao se escolher analisar a comunidade de um lago, pode-se retirar amostras das macrófitas (plantas aquáticas), ou separar as amostras de acordo com as diversas espécies de macrófitas. No primeiro caso, obtém-se um panorama dos insetos que vivem nas plantas aquáticas do lago; no segundo, além de estabelecer os insetos que vivem nas plantas, é possível determinar a frequência de ocorrência de cada táxon em cada planta específica, fornecendo um panorama mais detalhado da distribuição dos insetos em cada espécie de macrófita.

Uma vez que existem variados habitats nos ambientes aquáticos, desenvolveu-se grande quantidade de métodos para coletar a entomofauna aquática. É importante observar que esses métodos coletam

os insetos aquáticos e os semiaquáticos. Geralmente esses métodos coletam mais as formas imaturas, dos quais alguns poucos adultos poderão fazer parte da comunidade amostrada. Os métodos podem ser separados em dois tipos: qualitativos e quantitativos, porém alguns podem ser usados para ambas análises simultaneamente.

O objetivo da coleta e o tipo de sedimento são fatores que influenciam no método de coleta a ser selecionado. Sugere-se consulta a Merritt et al. (1996) para conhecimento dos métodos de amostragem. Esses autores apresentam detalhamento dos métodos de coleta que existem no mundo e uma ampla indicação de uso.

Neste livro, abordaremos, de forma sucinta, apenas os métodos mais usualmente utilizados nos estudos brasileiros. A maioria dos estudos de comunidades de insetos aquáticos e semiaquáticos no Brasil foi desenvolvido com os estágios imaturos. Além da escolha adequada do método de amostragem, deve-se levar em conta a localização do local de coleta, a frequência e o número mínimo de amostras necessárias.

Métodos qualitativos não necessariamente permitem a quantificação dos táxons na comunidade. Por exemplo, a rede em D (Figura 52) é um método qualitativo, uma vez que o coletor faz uma varredura pelo ambiente em estudo. Porém, ela pode ser usada de forma quantitativa ao se estipular a área ou o tempo que essa varredura será realizada. Não há um consenso sobre quanto tempo ou qual o tamanho da área que se deve utilizar na amostragem, entretanto boa parte dos pesquisadores brasileiros realizam a varredura por um período de 5 minutos e em um trecho de córrego com comprimento de 100 m (unindo tempo e área a serem cobertos).



Figura 52. Uso da rede de mão tipo D em campo.

Foto: Kathia C. Sonoda

Os métodos quantitativos utilizam área (ou volume) bem definida, e as coletas são feitas com amostradores tipo *Surber* (Figura 53) ou dragas. Amostradores com área definida, como o *Surber*, provêm melhor estimativa da densidade populacional, uma vez que a área a ser amostrada é claramente definida. Utiliza-se o *Surber* em ambientes lóticos de pequeno volume de água, com pedras (tamanhos podem variar) em abundância, enquanto as dragas são mais indicadas para locais com sedimento arenoso e lânticos.



Figura 53. Fotografia de amostrador tipo *Surber*.

Uso da imagem cedida por Limnotec Comércio de Equipamentos para Laboratório (<http://www.limnotec.com.br>).

Outra metodologia quantitativa que pode ser usada são os cestos com substrato, que pode ser artificial (Figura 54) ou não. Esses cestos podem ser preenchidos com materiais diversos, como folhas, pedras, madeiras. Os substratos podem ser provenientes dos locais de coleta ou não. Substratos oriundos do mesmo local apresentam a vantagem de não necessitar de adaptação da fauna durante o processo de colonização, o que pode ocorrer quando se introduz um material diferente. A colonização necessita de alguns dias ou semanas para que ocorra; dessa forma, é necessário que os cestos sejam mantidos em campo, dentro da água, por tempo suficiente para que os insetos sejam capazes de colonizá-lo. Um exemplo do uso dos cestos é preenchê-los com folhas de diferentes espécies da vegetação com a finalidade de avaliar o grau de palatabilidade das espécies presentes na mata ripária.



Figura 54. Cesto com substrato artificial colocado em um rio.

Foto: Kathia C. Sonoda

De forma geral, os amostradores coletam a entomofauna aquática acompanhada de materiais orgânicos – folhas, pedaços de madeira, frutos –, pedras e sedimento. Sendo assim, após a coleta, a amostra necessita ser processada. Nessa etapa, folhas, pedaços de madeira, pedras, frutos são investigados para procurar insetos (ou seus abrigos) que estejam entre esses substratos ou aderidos a eles. Os espécimes são separados do restante do material e colocados em álcool 70% para conservação.

Para o caso de coletar adultos cujos imaturos são aquáticos, usam-se os mesmos métodos descritos em seções anteriores. Além das armadilhas já descritas, pode-se utilizar também a armadilha de emergência que é colocada sobre locais onde as pupas possam ser encontradas, como córregos, poças d'água, ambientes úmidos (Figura 55), permitindo coletar os adultos logo após a emergência, quando eles abandonam o ambiente aquático.



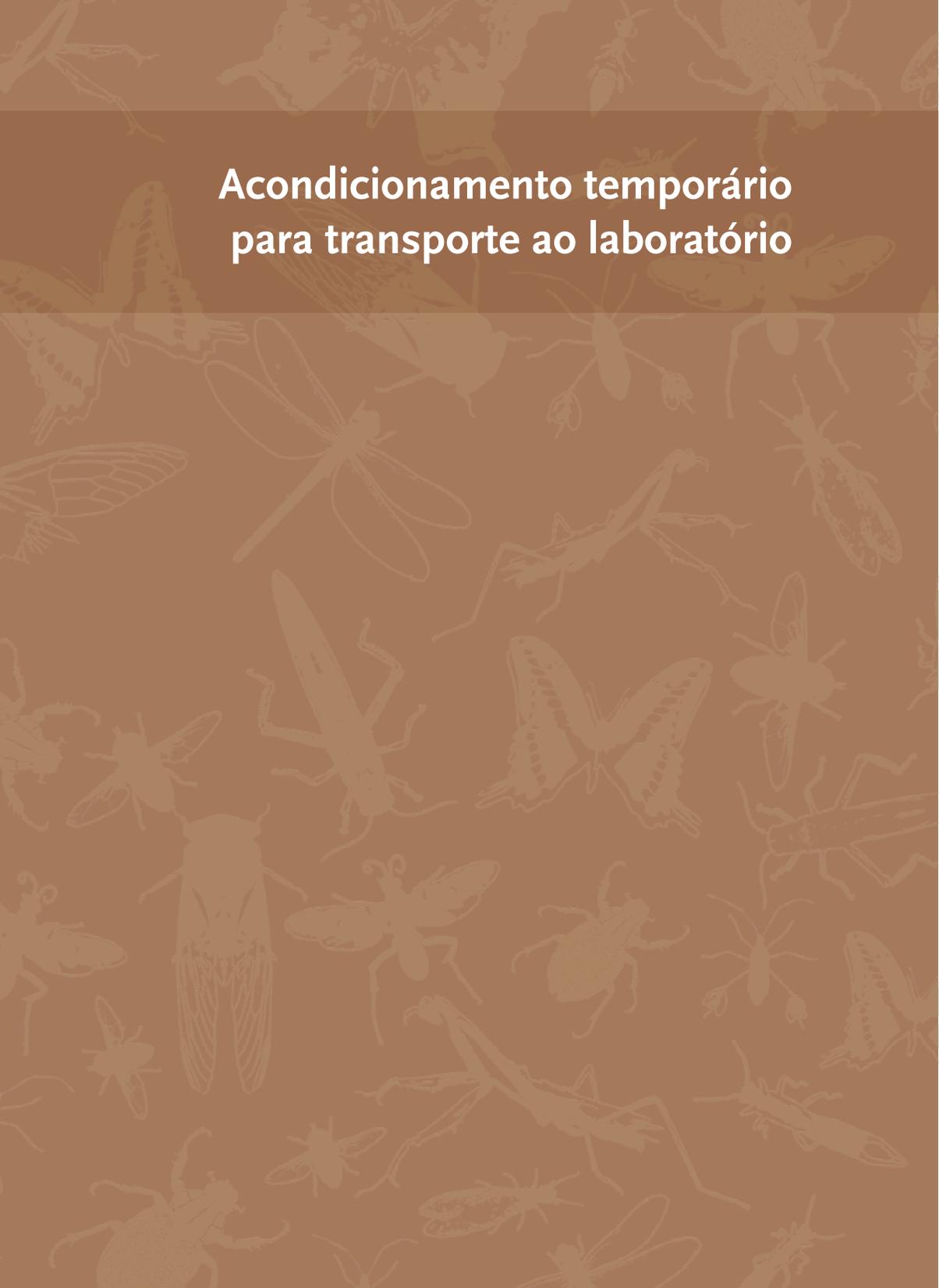
Figura 55. Armadilhas de emergência posicionadas em campo.

Fotos: Kathia C. Sonoda

Há também os casos em que o objetivo é coletar as formas imaturas com a finalidade de obtenção do estágio adulto. A procura por indivíduos nos últimos estádios da forma imatura pode ocorrer nas margens e barrancos dos córregos ou pode consistir na visualização e captura dos insetos que estejam aderidos às folhas de plantas aquáticas. Esse é o caso de Odonata, Trichoptera e alguns Plecoptera, cujos imaturos ocupam vários habitats e tendem a se agregar. Para essas coletas, recomenda-se colocar o material retido em uma bandeja e selecionar manualmente, em campo, os táxons desejados para então acondicioná-los em frascos com água local e levá-los ao laboratório. Uma vez no laboratório, é importante fornecer condições semelhantes àsquelas encontradas em campo para a garantia de obtenção dos adultos.

O estudo dos insetos aquáticos pode consistir na determinação da composição da comunidade que vive em um trecho do córrego, avaliando dessa forma a biodiversidade local, como também pode ter como objetivo determinar o grau do impacto de uma determinada ação antrópica, como a supressão da mata ripária ou o efeito

de efluentes industriais e (ou) domésticos. Nesse caso, o monitoramento biológico da água é de grande valia, pois essa comunidade de insetos possui características que a qualificam como boa indicadora de qualidade ambiental; isso se deve a sua reduzida mobilidade espacial (comparada aos peixes), tempo de vida (entre dias e semanas), diferentes graus de sensibilidade a alterações ambientais, capacidade de habitarem variados ambientes, cadeia trófica complexa. Devido a esses fatores, programas de biomonitoramento realizados por empresas ou moradores locais vêm sendo estabelecidos em diversos países, inclusive no Brasil, onde essas atividades podem ser encontradas em Itaipu, no Paraná, em Minas Gerais, São Paulo e Nordeste. Uma grande vantagem nesses programas é a percepção quase imediata do distúrbio, o que permite a adoção de medidas mitigadoras rapidamente e logo após a ocorrência da alteração, reduzindo o alastramento do impacto.

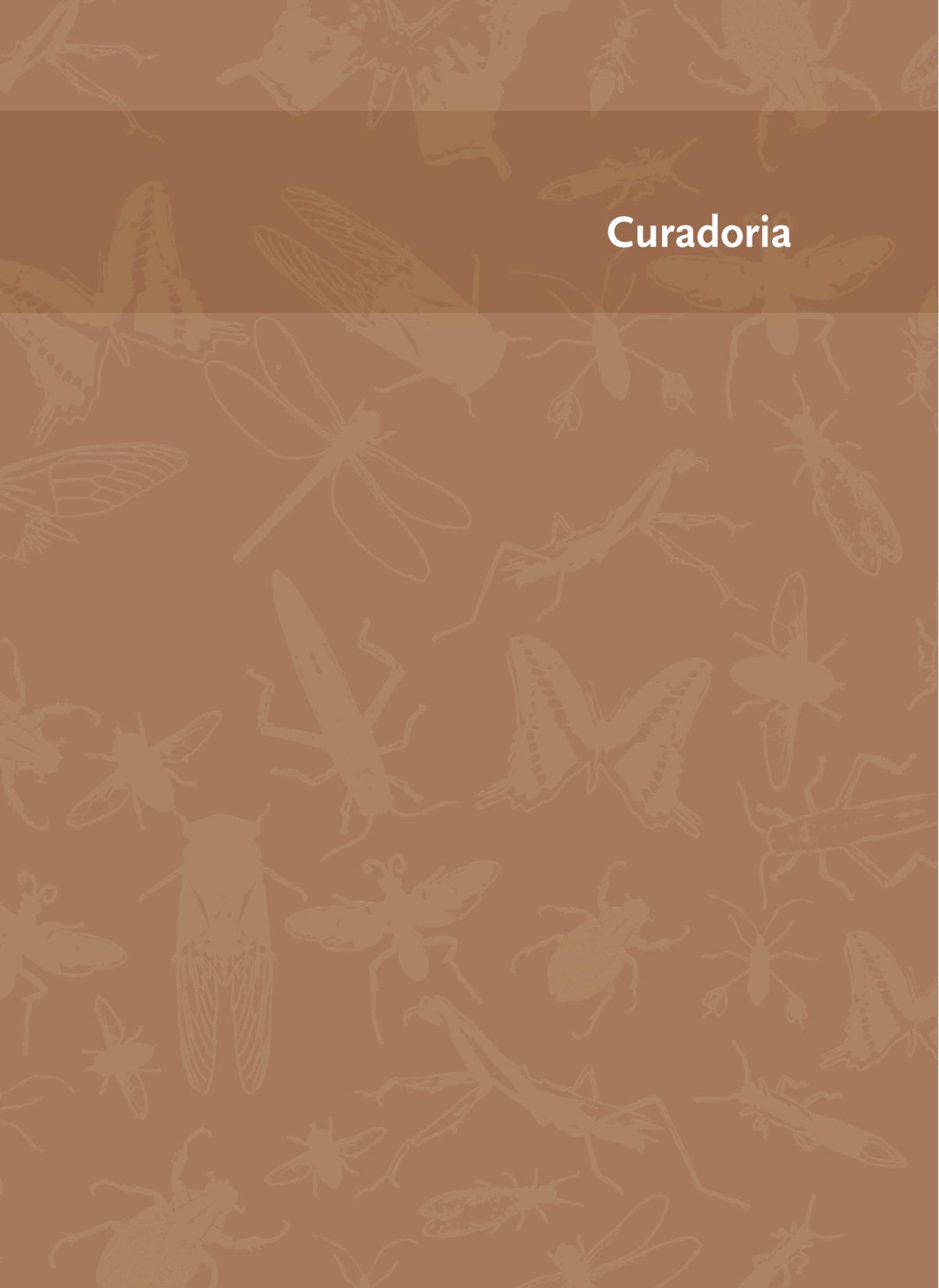
The background of the entire page is a repeating pattern of various insects, including butterflies, beetles, flies, and grasshoppers, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the page, creating a dense, textured effect.

Acondicionamento temporário para transporte ao laboratório

O material coletado no campo deve ser transportado ao laboratório de maneira a preservar os espécimes, especialmente as estruturas mais frágeis como escamas e antenas. Existem quatro maneiras básicas para acondicionamento temporário, e a escolha deve ser feita de acordo com o tipo de inseto a ser transportado.

- a) Via líquida: ideal para transporte de insetos sem escamas, aqueles muito pequenos ou de tegumento pouco rígido e os imaturos. O álcool nas concentrações de 70%-80% é suficiente para o transporte e, para alguns grupos, até como meio permanente de conservação.
- b) Triângulos ou envelopes: são normalmente confeccionados com papel manteiga, mas pode-se improvisar até mesmo com jornal, sendo muito úteis para transporte de borboletas e para algumas mariposas (Figura 11).
- c) Manta entomológica e caixa sanduíche: indicados para o transporte de qualquer inseto, exceto aqueles muito pequenos. Um cuidado especial deve ser tomado com espécimes da ordem Lepidoptera. Tanto no campo quanto no laboratório, a manipulação desses insetos deve ser com pinça de bico chato (pinça filatélica) para evitar a perda de escamas e impressão de digitais nas asas. Somente os macrolepidópteros devem ser transportados para o laboratório em caixas sanduíches ou manta entomológica. A caixa sanduíche pode ser preparada com uma camada de algodão intercalada com outra de papel fino (Figuras 8, 9 e 10). A manta entomológica é preparada cortando-se duas tiras de jornal (45 cm comprimento e 15 cm de largura), que são superpostas formando uma cruz. No centro da cruz, é colocado um papelão (15 cm x 15 cm) e, sobre o papelão, uma camada de algodão. Sobre o algodão, são acondicionados os insetos. Cada um dos quatro lados da cruz formada pelas tiras de jornal é dobrado alternadamente sobre o algodão contendo os insetos.
- d) Tubos de ensaio: os microlepidópteros devem ser transportados vivos em tubos de ensaio individualizados, colocados em geladeira e montados o mais breve possível (Figura 12).

Independente do meio de armazenamento temporário escolhido, é fundamental que o material seja adequadamente identificado com dados de coleta, localidade e data, e outras informações que se fizerem necessárias. Material coletado sem informações de procedência serve apenas para estudos morfológicos e, mesmo assim, será inútil para futuras comparações.

The background of the entire page is a repeating pattern of various insects, including butterflies, bees, ants, beetles, and flies, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the page, creating a dense, textured effect.

Curadoria

A Curadoria de uma coleção entomológica compreende todas as atividades referentes à coleta dos insetos, preservação, armazenamento e catalogação do material. Ao curador cabe também avaliar e decidir sobre a política da coleção, envolvendo permutas, empréstimos, doações e interações com outras instituições.

Hidratação

Após as coletas no campo, uma série de procedimentos devem ser realizados no laboratório, visando o preparo, a conservação e a identificação dos insetos. Inicialmente, o material deve ser hidratado em câmara úmida por um período que irá depender do tamanho do exemplar e do tempo que transcorreu desde a coleta.

A câmara úmida pode ser confeccionada de maneira simples, consistindo de recipiente plástico com tampa de boa vedação e uma camada de vermiculita de cerca de 3 cm, esterilizada em autoclave. A vermiculita deve ser umedecida com água destilada de maneira uniforme em todo o recipiente. Para evitar a proliferação de fungos, é necessária a adição de algumas gotas de fenol.

Deve ter dimensões que permitam a formação de microclima favorável a uma boa hidratação dos insetos. Sugere-se recipiente com dimensões aproximadas de 35 cm x 25 cm x 15 cm (Figura 56).

Insetos guardados por muitos meses ou anos, como acontece frequentemente em coleções, necessitam de um tempo maior para serem hidratados. Nesses casos, a injeção de pequena quantidade de água destilada na face ventral do tórax (entre a base das asas anteriores) pode acelerar esse processo, deixando as asas mais flexíveis para a montagem. Outra alternativa, para insetos de corpos mais robustos, como os besouros, é colocar os espécimes em um recipiente com água quente por alguns minutos. O tempo vai variar de acordo com o tamanho do espécime.



Figura 56. Câmara úmida.

Foto: Amabilio Camargo

Montagem

Clique para assistir ao vídeo sobre montagem de insetos (necessário conexão com internet)



Existem três formas de preservação, e a escolha vai depender da ordem de inseto analisada.

- a) Preservação a seco: feita por meio da montagem dos insetos em alfinetes entomológicos.
- b) Preservação em meio líquido: utilizada para insetos de corpo mole como cupins, efeméridas, pulgões, mosca-branca. Os insetos são colocados em frascos com boa vedação contendo álcool 70%-80%.
- c) Montagem em lâminas: para insetos pequenos ou partes de insetos.

O ideal é que a montagem seja feita o mais rápido possível após a coleta dos insetos, quando ainda estão flexíveis. A alfinetagem é a maneira mais adequada para a conservação da maioria das ordens de insetos, principalmente para os insetos maiores. Insetos corretamente montados facilitam o manuseio e a observação dos caracteres taxonômicos posteriormente. Portanto, o ideal é deixar expostas, sempre que possível, as partes utilizadas na identificação do exemplar. Porém, a montagem do inseto deve ser feita de modo que não ocupe muito espaço.

Existem alfinetes entomológicos com diferentes espessuras, comprimentos e flexibilidade. A espessura é numerada de 0,0 (muito fino) a 7 (grosso), e deve ser escolhido conforme o tamanho do inseto. De um modo geral, as numerações mais utilizadas são 0, 1 e 2, sendo aqueles de aço inoxidável os melhores alfinetes. Atualmente já é possível adquirir facilmente alfinetes entomológicos de boa qualidade a preços bastante acessíveis no Brasil.

Para garantir que todos os exemplares sejam alfinetados na mesma altura – cerca de 1,0 cm abaixo da cabeça do alfinete – são utilizados blocos de montagem (Figura 57). O ideal é que o alfinete seja inserido verticalmente no tórax formando um ângulo de 90° em relação ao eixo longitudinal do corpo do inseto.

Como os insetos possuem simetria bilateral, é consenso que a alfinetagem seja realizada sempre do lado direito do inseto. Visando minimizar os danos causados pelo alfinete e a preservação dos caracteres taxonômicos, para cada ordem de inseto existe a posição correta de alfinetagem.

- 1) Lepidoptera: a posição correta para colocação do alfinete é no centro do mesotórax, entre a base das asas anteriores (Figura 58).
- 2) Coleoptera: colocação do alfinete no élitro direito, próximo à base (Figura 59).
- 3) Hemiptera: no lado direito do escutelo ou na asa, dependendo do grupo (Figura 60).
- 4) Orthoptera e Blattaria: parte posterior do pronoto (Figura 61).
- 5) Diptera e Hymenoptera: no mesotórax, entre a base das asas (Figura 62).

Depois da alfinetagem, os apêndices (asas, pernas e antenas) devem ser arranjados de maneira que fiquem visíveis para estudos posteriores. Para a maioria dos grupos, esse processo pode ser feito em blocos de isopor cobertos com papel, onde o inseto será fixado com auxílio de alfinetes, não havendo necessidade de distender as asas.

Em Lepidoptera, a montagem consiste em distender as asas e antenas em esticadores, também chamados de pranchas de montagem, feitos de madeira (Figuras 63 e 64). As asas anteriores devem ser posicionadas de maneira que a margem posterior apresente um ângulo aproximado de 90 graus em relação ao abdome e esteja levemente sobreposta à margem anterior da asa posterior. Elas devem então ser presas com tiras de papel, evitando seu dobramento no processo de secagem. As antenas devem ser posicionadas paralelamente à margem costal das asas anteriores e as pernas arranjadas no sulco da prancha, de forma a serem preservadas para estudos de morfologia e taxonomia. O abdome deve ser preso com alfinetes posicionados em “V” para evitar que, no processo de secagem, saia da posição correta. A técnica é praticamente a mesma tanto para macro quanto microlepidópteros, no entanto os esticadores para os micros são menores, feitos de cortiça ou com material similar (Figura 65). A montagem dos microlepidópteros comumente é feita com o inseto na posição ventral e com micro alfinetes que devem ser fixados diretamente nos distensores.

Após a montagem, os insetos, já nas pranchas ou nos blocos de isopor, devem ser desidratados em estufas com temperaturas entre 60 °C e 70 °C, por um período que varia de acordo com seu tamanho, geralmente 1 a 2 dias para os micros e 2 a 4 dias para insetos grandes (Figura 66).



Figura 57. Bloco de montagem.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 58. Posição correta de alfinetagem de Lepidoptera.

Foto: Amabilio Camargo

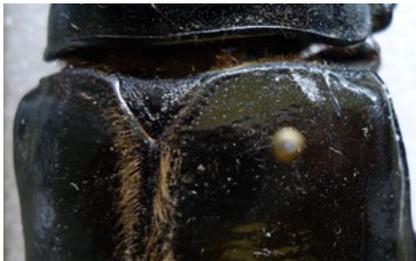


Figura 59. Posição correta de alfinetagem de Coleoptera.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 60. Posição correta de alfinetagem de Hemiptera.

Foto: Amábilio Camargo



Figura 61. Posição correta de alfinetagem de Orthoptera.

Foto: Charles M. de Oliveira



Figura 62. Posição correta de alfinetagem de Hymenoptera.

Foto: Amáblio Camargo



Figura 63. Prancha ou esticador para montagem de Lepidoptera.

Foto: Amáblio Camargo

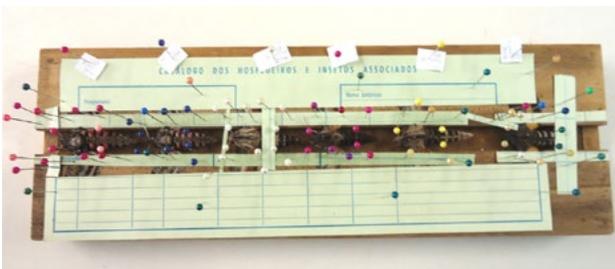


Figura 64. Insetos montados.

Foto: Amáblio Camargo

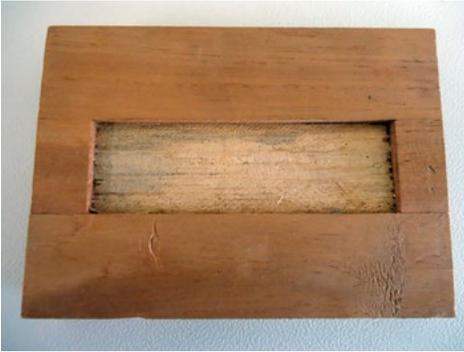


Figura 65. Esticador ou distensor usado para montagem de microlepidópteros.

Foto: Amábilio Camargo



Figura 66. Estufa usada para secagem de insetos.

Foto: Amábilio Camargo

Dupla montagem

Para os insetos muito pequenos e frágeis, em que a alfinetagem direta pode danificá-los, é vantajoso utilizar a técnica de dupla montagem. Essa técnica consiste no uso de um micro-alfinete no inseto, que, por sua vez, deve ser espetado em um suporte de cortiça ou EVA (etil vinil acetato). O suporte de cortiça ou EVA deve ser montado em um alfinete maior (Figura 67). Outra alternativa de montagem é a colagem do inseto com esmalte de unha incolor ou cola branca na extremidade de um triângulo de papel (preferencialmente cartolina), cuja base deve ser espetada em alfinete entomológico (Figura 68). O importante nessa montagem é que apenas metade do tórax do inseto seja colada no triângulo para permitir que os caracteres da outra metade fiquem visíveis para os estudos taxonômicos.



Figura 67. Dupla montagem.

Foto: Amábilio Camargo

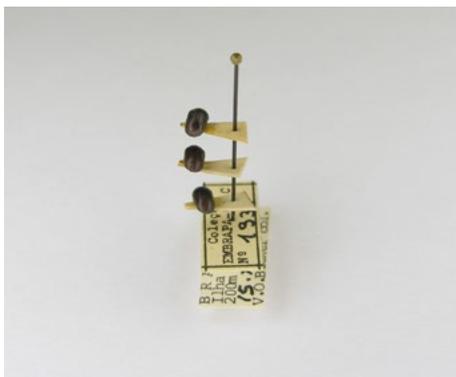


Figura 68. Montagem em triângulo.

Foto: Charles M. de Oliveira

Desmontagem

Após o período de secagem, as pranchas devem ser retiradas da estufa e esfriadas em temperatura ambiente por duas ou três horas, evitando a quebra das estruturas mais frágeis, principalmente as antenas. No processo de desmontagem, para minimizar o risco de danos aos exemplares, retiram-se primeiramente os alfinetes que prendem os apêndices (antenas, pernas, abdome) e, na sequência, os alfinetes que prendem as tiras de papel. Após a desmontagem, os insetos devem ser colocados em gavetas entomológicas, se possível, já agrupados por espécie, facilitando as etapas seguintes.

Etiquetagem

Essa etapa é fundamental, pois as etiquetas contêm as informações sobre cada exemplar de uma coleção. Normalmente se utilizam duas ou três etiquetas com 2,0 cm x 1,0 cm, que devem ser posicionadas equidistantes e de maneira a facilitar a sua leitura, para isso também são utilizados os blocos de montagem citados anteriormente (Figura 57). A primeira etiqueta fornece as informações do acrônimo da coleção e número de tombo; a segunda contém o nome da

localidade onde o exemplar foi coletado, as coordenadas geográficas, altitude e data de coleta (Figura 69). Etiquetas adicionais podem ser colocadas contendo dados de campo (ex.: expedição 1), coletor, nome da espécie e determinador (quem fez a identificação). As etiquetas devem ser confeccionadas com papel de boa qualidade de modo a permitir sua durabilidade bem como a legibilidade dos dados.



Figura 69. Modelos de etiquetas.

Foto: Amabilio Camargo

Parataxonomia

Após a etapa de etiquetagem, os exemplares já podem ser misturados ou separados conforme a necessidade, sem risco de perder as informações de cada exemplar.

Parataxonomia é o termo usado para uma classificação menos qualificada, isto é, uma primeira classificação, ou separação das espécies, sem o uso de técnicas taxonômicas avançadas. Ajuda a aumentar a eficiência dos taxonomos, uma vez que é uma atividade desenvolvida por assistentes treinados, permitindo que os taxonomistas concentrem suas atividades em tarefas que exijam conhecimentos mais especializados. Toda coleção bem organizada depende da presença de no mínimo um parataxonomista.

Identificação

Após a separação realizada pelo parataxônomo, é feita a identificação definitiva pelo taxônomo. Nesse momento, é interessante que se tenha em mente o significado de termos usados na classificação dos organismos, por exemplo, sistemática é a parte da biologia dedicada ao estudo da diversidade biológica e à compreensão das relações entre as espécies. A taxonomia se refere à teoria e à prática da classificação. Classificação é o agrupamento dos táxons (espécies em gêneros, gêneros em famílias), sendo uma tarefa restrita a especialistas, e a identificação é a determinação da posição de um indivíduo na classificação (a qual táxon ou espécie pertence).

A identificação de insetos não é uma tarefa fácil para muitos entomólogos, principalmente para os iniciantes. Algumas das principais dificuldades encontradas são: (a) diversidade (são catalogadas mais de um milhão de espécies de insetos); (b) tamanho reduzido da maioria das espécies; (c) metamorfose – dificuldade de identificação de formas imaturas (ninfas e larvas); (d) biologia e distribuição pouco conhecidas para muitas espécies.

A identificação inicialmente se baseia nos caracteres externos, mais visíveis, como o tipo de antena, cor dos tarsos, presença ou ausência de espinhos tarsais, coloração e formato das asas, tipo de venação e manchas celulares, entre outros. Podemos utilizar chaves de identificação, comparar o inseto com outros já identificados em uma coleção, embora esta seja uma tarefa bastante complicada para pessoas pouco familiarizadas com o grupo, pois requer experiência e treinamento para o reconhecimento dos caracteres importantes na identificação, ou enviar as amostras para especialistas. Esses serviços geralmente são pagos e requerem tempo, existência de um especialista para o grupo, família ou gênero, e de uma correta montagem e etiquetagem.

Em muitos casos, no entanto, esses caracteres externos não permitem a identificação de forma segura e definitiva, sendo necessária a dissecação do exemplar. A dissecação permite o exame mais minucioso de caracteres internos, como genitálias, cabeça, palpo labial, esclerito cervical e várias outras estruturas. O protocolo de preparação de genitálias pode ser um pouco diferente para cada grupo, mas

em geral segue os métodos descritos para Lepidoptera, Coleoptera e Diptera, com algumas variações, usados no Laboratório de Sistemática da Embrapa Cerrados (Coleção Entomológica).

Dissecação completa de Lepidoptera

[Clique para assistir ao vídeo sobre dissecação de insetos \(necessário conexão com internet\)](#)



A preparação tanto completa quanto da genitália de qualquer grupo de insetos exige o uso de lupas, pinças, estiletos de ponta fina e pincel. Caso haja necessidade de dissecação para exame de todas as estruturas, sugere-se o seguinte protocolo:

- ▶ Destacar as asas e emergir o inseto inteiro em solução de KOH 10%, ferver por 10-15 minutos em banho-maria.
- ▶ Depois da fervura, limpar as estruturas (cabeça, tórax e abdome) com solução desengordurante (50% acetona, 30% água destilada e 20% de álcool).
- ▶ Colorir durante 5 minutos em mercúrio cromo 1% (diluído em água).
- ▶ O excesso de corante deve ser retirado na solução desengordurante.
- ▶ Separar as estruturas e seus apêndices para exame ou confecção das ilustrações.

Dissecação de genitália

- ▶ Destacar o abdome e imergir em solução de KOH 10%, ferver por 10-20 minutos em banho-maria.
- ▶ Depois da fervura, emergir em solução desengordurante (50% acetona, 30% água destilada e 20% de álcool) e retirar as escamas e gorduras com auxílio de pincel e pinça de bico fino.
- ▶ Remover cuidadosamente a genitália do abdome.

Macho

- ▶ Destacar o pênis (edeago, vesica e bulbo ejaculatório).
- ▶ Everter a vesica.
- ▶ Colorir com mercúrio cromo 1% (diluído em água) durante 5 min.

Fêmea

Destacar a genitália e colorir com clorasol negro 1% (diluído em álcool) durante 3 minutos.

Conservação das estruturas dissecadas

Lâminas

- ▶ Colocar bálsamo do Canadá em uma lâmina, posicionando as estruturas de maneira uniforme e que facilite observação futura.
- ▶ Colocar a lamínula e ajustar a quantidade de bálsamo de maneira a minimizar bolhas de ar.

Via líquida:

- ▶ Conservar as estruturas em GFA (45% de glicerina, 5% de ácido fênico e 50% de água destilada). Esse método apresenta a vantagem de acesso a todas as estruturas a qualquer tempo, ao passo que o material conservado em lâminas, além de deformar a peça, o acesso ficará limitado a uma única face.

Dissecação de genitália de Coleoptera

A preparação de genitália de coleópteros é semelhante a de lepidópteros, embora mais simplificado. Inicialmente o exemplar deve

ser amolecido em água quente com detergente por um tempo que varia de acordo com o tamanho do inseto. O abdome deve ser destacado e colocado em KOH 10% por cerca de 1 minuto, mergulhado em água destilada para a separação da genitália. O protocolo de conservação das estruturas dissecadas pode ser o mesmo utilizado para Lepidoptera.

Preparação de genitália de Diptera

Depois de destacado, o abdome deve ser colocado em recipiente contendo KOH 10% por 18 a 20 horas, após esse período, deve ser imerso em álcool 70% para interromper a ação do KOH. A retirada da genitália deve ser feita em placa de Petri contendo glicerina, com o auxílio de pinças de ponta fina e pincel. Para a dissecação de mosquitos, o abdome deve ser colocado em KOH 20% por um período de 12 horas. A genitália pode então ser destacada e imersa em ácido acético com duas gotas de fucsina, permanecendo nesse meio até que a coloração esteja adequada para a visualização das estruturas. No passo seguinte, a genitália deve passar por banho em álcool de concentrações sucessivas e crescentes (70%-80% ao absoluto) por alguns minutos. Após essa desidratação, deve ser colocada em creosoto por cerca de uma hora. A conservação das estruturas dissecadas segue o mesmo protocolo das anteriores.

Digitalização dos dados

A informatização dos dados possibilita a sua disponibilização para outros pesquisadores interessados em trabalhar com o grupo, potencializando o uso das informações geradas pela coleção. Uma coleção biológica representa o conhecimento acumulado sobre os organismos que contém, sobre as áreas amostradas e sobre a biodiversidade em escala temporal. Dessa forma, é importante que todas as informações disponíveis sobre cada exemplar coletado sejam digitalizadas. Além dos dados referentes à identificação, também devem estar disponíveis as coordenadas geográficas, a altitude, a forma de coleta e os dados ambientais de onde o exemplar foi coletado.

Incorporação do material entomológico na coleção

A última etapa é a incorporação dos espécimes na coleção. A organização deve ser feita de forma que o acesso seja fácil e rápido. Insetos de uma mesma ordem devem ser organizados em um mesmo armário, insetos de mesma família e subfamília, em uma mesma seção ou parte do armário, e aqueles pertencentes ao mesmo gênero e espécie, na mesma gaveta ou gavetas adjacentes. Algumas coleções que dispõem de pessoal suficiente e espaços amplos organizam o material seguindo a ordem evolutiva dos insetos. As gavetas devem apresentar identificação externa contendo os nomes das famílias, subfamílias e gêneros. As etiquetas de identificação das espécies devem ser colocadas no interior da gaveta, mesmo que cada inseto já contenha uma etiqueta com o nome científico (Figuras 69 a 72).



Figura 70. Etiqueta na parte externa da gaveta.

Foto: Amabilio Camargo



Figura 71. Gaveta entomológica com insetos

Foto: Amabilio Camargo



Figura 72. Etiqueta no interior da gaveta.

Foto: Amabilio Camargo

Conservação e manutenção

Insetos podem ser conservados em via seca ou líquida. Certos grupos só podem ser conservados em via seca, por exemplo, Lepidoptera. Nesse caso, devem ser alfinetados e secos em estufas, conforme descrito anteriormente, e organizados em gavetas contendo naftalina. O ambiente deve ser escuro com umidade relativa em torno de

60%, para isso o uso de desumidificadores reguláveis é obrigatório. A cada quatro meses, as gavetas devem ser vistoriadas e a naftalina reposta, se necessário. No caso da utilização de cânfora, a reposição geralmente deverá ser realizada em intervalos menores.

Insetos menores – de corpo mole, frágil e sem escamas – podem ser conservados em via líquida. Geralmente a substância usada é o álcool na concentração de 70%. No entanto, para certos parasitoides, aconselha-se uma concentração um pouco maior, cerca de 90%.

Para a conservação de lagartas ou insetos adultos com necessidade de preservação da cor, é necessário usar Khale (28% de álcool etílico + 11,5% de formol + 4% de ácido acético glacial + 56,5% de água destilada). Após 48 horas imerso na substância, o material deve ser transferido para o álcool 70%. O cuidado mais importante na preservação de insetos em via líquida é a reposição periódica do álcool.

Filogenia de Hexapoda

De maneira simplificada, considera-se que o termo Hexapoda inclui os artrópodes com três pares de pernas, sendo os insetos artrópodes aqueles que possuem uma divisão do corpo regular: cabeça, tórax e abdômen (VANIN, 2012).

Desde a classificação inicial proposta por Carl von Linnaeus (1707-1778), várias outras foram apresentadas e pode variar de acordo com o autor. Na Figura 73, é apresentado o cladograma das relações filogenéticas dos hexápodes proposto por Wheeler et al. (2001), tendo como grupos externos os Crustacea, Chilopoda e Diplopoda.

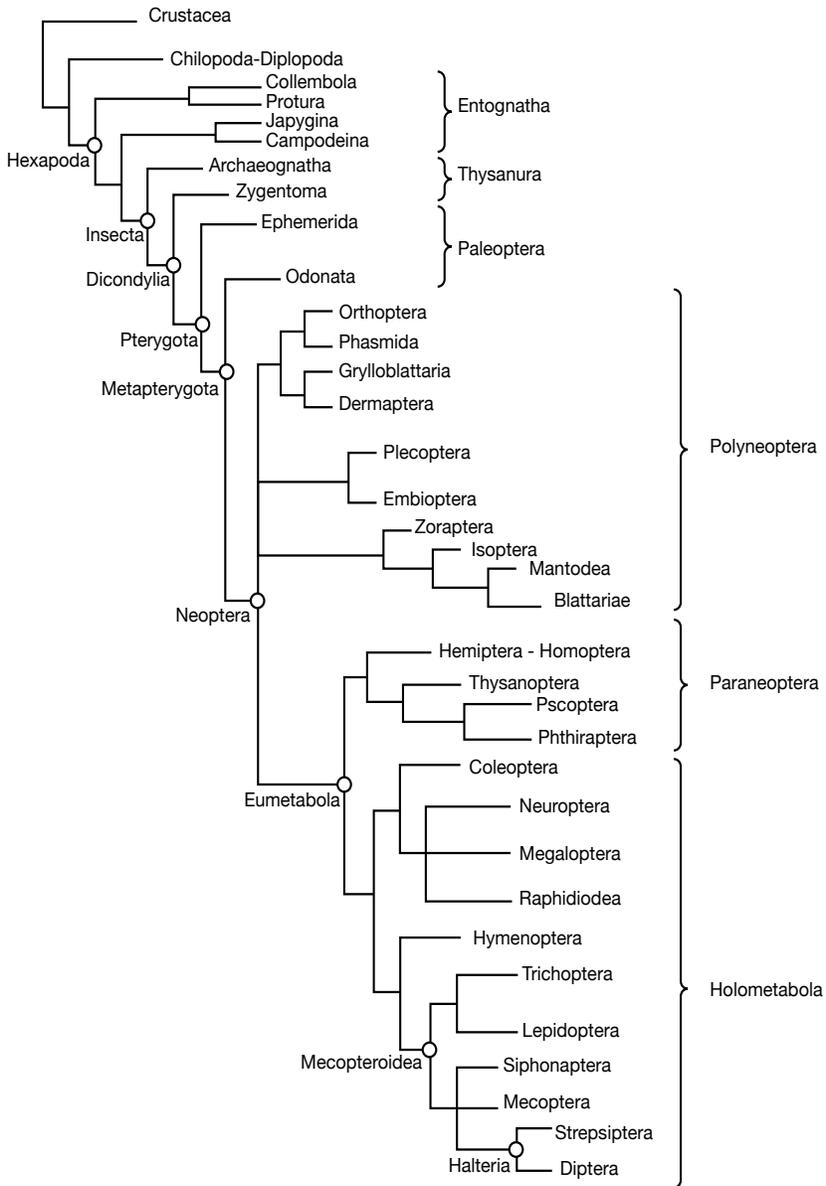


Figura 73. Relações filogenéticas dos Hexapoda modificada de Wheeler et al. (2001).

Chave para identificação das Ordens da superclasse Hexapoda (adultos)

1- Abdome com apêndices locomotores rudimentares; ápteros; ametábolos	2
1*- Abdome sem apêndices locomotores rudimentares; com ou sem asas; metábolos	5
2(1)- Pequenos (comprimento entre 0,5 mm e 2 mm); antenas ausentes	PROTURA
2*- Com antenas	3
3(2*)- Abdome com fúrcula; antenas com quatro a seis artículos; corpo quase sempre recoberto por escamas	COLLEMBOLA
3*- Parte distal do abdome com dois ou três filamentos ou cercos em forma de pinça	4
4(3*)- Parte distal do abdome com três cercos em forma de pinça	THYSANURA
4*- Parte distal do abdome com dois cercos em forma de pinça	DIPLURA
5(1*)- Inseto alado	6
5*- Sem asas	36
6(5)- Com dois pares de asas	7
6*- Com um par de asas	29
7(6)- Asas anteriores do tipo coriáceas; hemiélitros ou de textura pergaminosas; asas posteriores do tipo membranosas	8
7*- Asas anteriores e posteriores membranosas	16

Modificada de Buzzi, 2002; Grazia et al., 2012.

Continua

Continuação

8(7)- Aparelho bucal do tipo sugador labial e com rostro bem desenvolvido	9
8*- Aparelho bucal de outro tipo (não sugador labial)	10
9(8)- Rostro com início na parte anterior da cabeça; asas anteriores do tipo hemiélitro; porção membranosa da asa sobrepondo a membrana da asa oposta	HEMIPTERA (Subordem Heteroptera)
9*- Rostro com início na parte posterior da cabeça, próximo ou entre as coxas anteriores; asas anteriores com mesma textura em toda extensão; asas não sobrepostas	HEMIPTERA (Subordem Auchenorrhyncha)
10(8*)- Insetos pequenos (menos de 5 mm de comprimento); mesotórax bem desenvolvido; asas anteriores reduzidas; asas posteriores grandes e com pouca venação; sem garras tarsais	STREPSIPTERA
10*- Asas anteriores bem desenvolvidas; com garras tarsais	11
11(10*)- Abdome sem cercos; coxas posteriores com orientação geralmente transversal; asas anteriores tipo élitro, cobrindo as asas posteriores	COLEOPTERA
11*- Abdome com cercos, às vezes em forma de pinça; coxas posteriores com orientação não transversais	12
12(11*)- Abdome com pinça; asas anteriores coriáceas e muito curtas, retangulares e sem venação	DERMAPTERA
12*- Abdome sem pinça, asas anteriores coriáceas	13
13(12*)- Pernas posteriores do tipo saltatórias e (ou) pernas anteriores do tipo fossoriais; pronoto geralmente bem desenvolvido	ORTHOPTERA

Continua

Continuação

13*- Pernas anteriores e posteriores normais (não saltatórias nem fossoriais)	14
14(13*)- Pernas anteriores raptorais	MANTODEA
14*- Pernas anteriores normais (não raptorais)	15
15(14*)- Cercos unisegmentados (com um segmento); antenas longas e filiformes; inseto com aspecto geral de galho seco ou folha	PHASMATODEA
15*- Com cercos multisegmentados	BLATTARIA
16(7*)- Insetos pequenos (cerca de 10 mm de comprimento); asas franjadas	THYSANOPTERA
16*- Asas sem franjas	17
17(16*)- Inseto com corpo e asas recoberto por escamas; aparelho bucal com uma espirotromba	LEPIDOPTERA
17*- Corpo e asas sem escamas e sem espirotromba	18
18(17*)- Aparelho bucal do tipo sugador labial com rostro segmentado	HEMIPTERA (Subordem Auchenorrhyncha)
18*- Aparelho bucal de outro tipo	19
19(18*)- Tarsômeros basais das pernas anteriores, e fêmures posteriores muito dilatados	EMBIOPTERA
19*- Tarsômeros e fêmures não dilatados	20
20(19*)- Asas posteriores menores que as anteriores	21
20*- Asas posteriores de igual ou maior tamanho que as asas anteriores	25
21(20*)- Com cercos	22
21*- Sem cercos	23

Continua

Continuação

22(21)- Asas anteriores triangulares, com grande número de veias; ápice do abdome com três filamentos longos	EPHEMEROPTERA
22*- Insetos muito pequenos (menos de 3 mm) de comprimento; cercos curtos e com cerdas no ápice	ZORAPTERA
23(21*)- Insetos semelhantes a pequenas mariposas de cor acinzentada ou escura; asas cobertas por pelos; aparelho bucal mastigador; mandíbulas atrofiadas; palpos labiais longos; antenas longas e filiformes	TRICHOPTERA
23*- Não como anterior	24
24(23*)- Tarsos com dois ou três tarsômeros	PSOCOPTERA
24*- Com cinco tarsômeros	HYMENOPTERA
25(20*)- Com sutura transversal na base das asas anteriores	ISOPTERA
25*- Sem sutura transversal na base das asas anteriores	26
26(25*)- Cabeça prolongada em rostro; com aparelho bucal mastigador	MECOPTERA
26*- Cabeça não prolongada em rostro	27
27(26*)- Abdome alongado e cilíndrico; antenas do tipo setáceas; asas geralmente com mancha próximo ao ápice (pterostigma)	ODONATA
27- Inseto com outro aspecto	28
28(27*)- Com cercos no ápice do abdome	PLECOPTERA
28*(a)- Sem cercos; asas com veias longitudinais no ápice em forma de "Y"	NEUROPTERA

Continua

Continuação

28(b)- Sem cercos; asas com veias longitudinais no ápice não ramificadas	MEGALOPTERA
29(6*)- Aparelho bucal do tipo sugador labial; com rostro	30
29*- Aparelho bucal de outro tipo; sem rostro	31
30(29)- Rostro segmentado originando-se na parte anterior da cabeça	HEMIPTERA (Subordem HETEROPTERA)
30*- Rostro originando-se na parte posterior da cabeça; asas posteriores atrofiadas; asas anteriores com uma ou duas veias; insetos pequenos	HEMIPTERA (Subordem STERNORRHYNCHA - alguns representantes)
31(29*)- Três filamentos longos multisegmentados no ápice do abdome	EPHEMEROPTERA
31*- Inseto com características diferentes das citadas acima	32
32(31*)- Antenas filiformes, aristadas ou plumosas; aparelho bucal do tipo sugador ou sugador-lambedor; asas anteriores membranosas e posteriores modificadas em balancins	DIPTERA
32*- Aparelho bucal mastigador; asas anteriores coriáceas	33
33(32*)- Asas anteriores rígidas, do tipo élitro e que não se sobrepõem; asas posteriores membranosas; coxas posteriores transversais; cercos ausentes	COLEOPTERA
33*- Cercos presentes; asas coriáceas com nervuras facilmente visíveis; coxas posteriores não transversais	34
34(33*)- Pernas posteriores do tipo saltatórias, ou caso não sejam, obrigatoriamente as anteriores serão fossoriais	ORTHOPTERA
34*- Pernas posteriores não saltatórias e anteriores normais	35

Continua

Continuação

35(34*)- Insetos com corpo alongado, aspecto de galhos secos	PHASMATODEA
35*- Insetos com corpo achatado; cercos multissegmentados	BLATTARIA
36(35*)- Insetos pequenos (menores do que 5 mm); maioria recobertos por secreção serosa; geralmente formam colônias sobre plantas (cochonilhas)	HEMIPTERA (Subordem Sternorrhyncha)
36*- Não como descrito acima	37
37(36*)- Inseto adulto com aspecto de larvas	38
37*- Sem aspecto de larva	40
38(37*)- Pernas presentes	COLEOPTERA
38*- Pernas ausentes	39
39(38*)- Permanecem sempre no interior de um casulo alongado	LEPIDOPTERA
39*- Endoparasitos de outros insetos	STREPSIPTERA
40(37*)- Insetos pequenos (menos de 10 mm); antenas com seis a dez antenômeros; cabeça em forma de cone; ápice dos tarsos com arólio vesiculiforme; garras rudimentares	THYSANOPTERA
40*- Com outro aspecto	41
41(40*)- Corpo achatado; dorso ventralmente ou comprimido lateralmente; ectoparasitos	42
41*- Corpo não achatado e nem comprimido	46
42(41)- Corpo comprimido; pernas posteriores mais longas e adaptadas para o salto; tarsos pentâmeros	SIPHONAPTERA
42*- Corpo achatado	43

Continua

Continuação

43(42*)- Cabeça mais estreita que o tórax; aparelho bucal sugador; pernas escansoriais (adaptadas para andar em pelos); tarsos monômeros; ectoparasitos de mamíferos (piolhos)	PHTHIRAPTERA (Subordem ANOPLURA)
43*- Não como acima	44
44(43*)- Cabeça mais larga que o tórax; aparelho bucal mastigador; ectoparasitos de aves ou de mamíferos	PHTHIRAPTERA
44*- Aparelho bucal sugador	45
45(44*)- Rostro com quatro segmentos	HEMIPTERA
45*- Rostro não segmentado; antenas inseridas em sulcos (depressão); tarsos pentâmeros (Hippoboscidae)	DIPTERA
46(41*)- Abdome sem cercos no ápice	47
46*- Abdome com cercos no ápice	51
47(46)- Aparelho bucal em forma de espiral quando em repouso (espirotromba); corpo recoberto com escamas	LEPIDOPTERA
47*- Corpo não recoberto com escamas	48
48(47*)- Aparelho bucal sugador; rostro segmentado reto ou levemente curvo	49
48*- Aparelho bucal mastigador	50
49(48)- Antenas de comprimento variável (de curtas a longas); fronte próxima às coxas anteriores (cigarras e cigarrinhas); alguns (pulgões) com duas estruturas tubulares na parte final do abdome (cornículos)	HEMIPTERA

Continua

Continuação

49*- Antenas ocultas sob a cabeça; variáveis em tamanho e forma (baratas d'água e certos percevejos)	HEMIPTERA (Subordem HETEROPTERA)
50(48*)- Tarsos pentâmeros; abdome pedunculado (construção pronunciada na união entre abdome e tórax)	HYMENOPTERA
50*- Abdome não pedunculado	PSOCOPTERA
51(46*)- Cabeça alongada; antenas filiformes; aparelho bucal mastigador	MECOPTERA
51*- Cabeça não alongada, ou se alongada, as peças bucais estão inseridas na base	52
52(51*)- Cercos em forma de pinça; tarsos trímeros	DERMAPTERA
52*- Não como acima	53
53(52*)- Cercos com apenas um segmento	54
53*- Cercos multissegmentados	57
54(53)- Antenas curtas e moniliformes; tarsos dímeros	ZORAPTERA
54*- Não como acima	55
55(54*)- Cercos curtos e pilosos; vivem em colônias; tarsos tetrâmeros ou em certos casos pentâmeros	ISOPTERA
55*- Não como acima	56
56(55*)- Cabeça alongada; aparelho bucal mastigador; pernas posteriores saltatórias; antenas curtas e filiformes (manés-magros)	ORTHOPTERA
56*- Cabeça arredondada; antenas longas; inseto com aspecto de galho seco (bicho-pau)	PHASMATODEA

Continua

Continuação

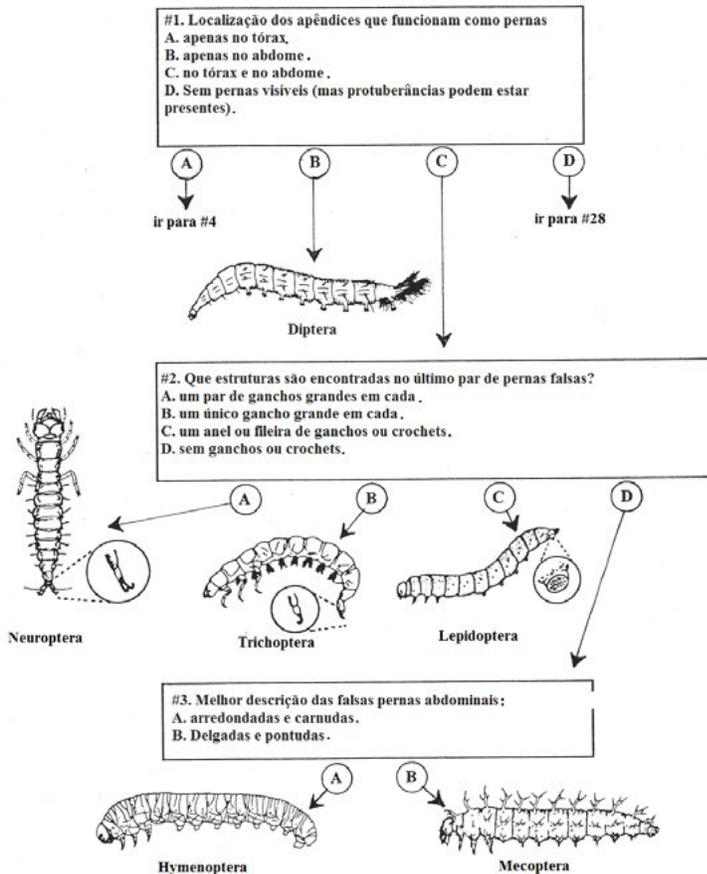
57(53*)- Cabeça triangular; pernas anteriores raptorais; coxas anteriores alongadas (louva-a-deus)	MANTODEA
57*- Pernas anteriores não raptorais	58
58(57*)- Tarsômero basal das pernas anteriores dilatado; cercos assimétricos	EMBIOPTERA
58*- Tarsômero basal das pernas anteriores não dilatados	59
59(58*)- Tímpanos no primeiro segmento abdominal ou na tíbia anterior; pernas posteriores saltatórias e (ou) anteriores fossoriais	ORTHOPTERA
59*- Pernas posteriores não saltatórias	60
60(59*)- Corpo achatado; antenas longas e filiformes; cercos achatados e muito evidentes (baratas)	BLATTARIA
60*- Inseto com outro aspecto	61
61(60*)- Tarsos trímeros; antenas longas e filiformes	PLECOPTERA
61*- Tarsos com quatro ou cinco tarsômeros; vivem em colônias	ISOPTERA

Chave para identificação de imaturos⁴

Kwik-key Chave para Hexapodos imaturos e adultos ápteros

John R. Meyer, 1993. Universidade da Carolina do Norte

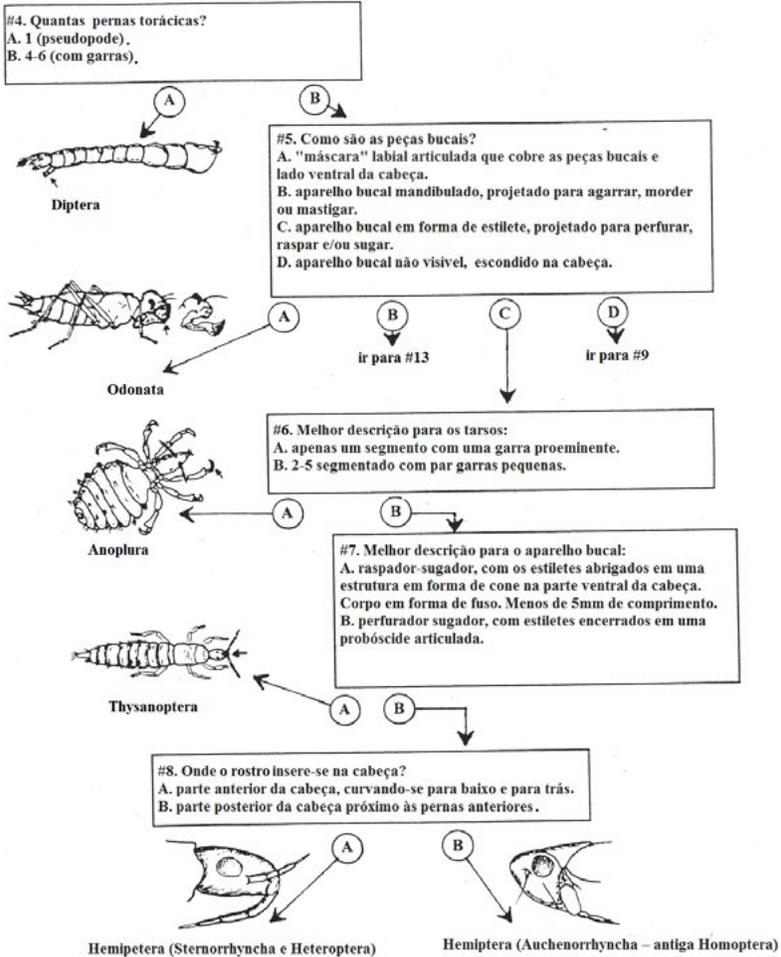
Início



Continua

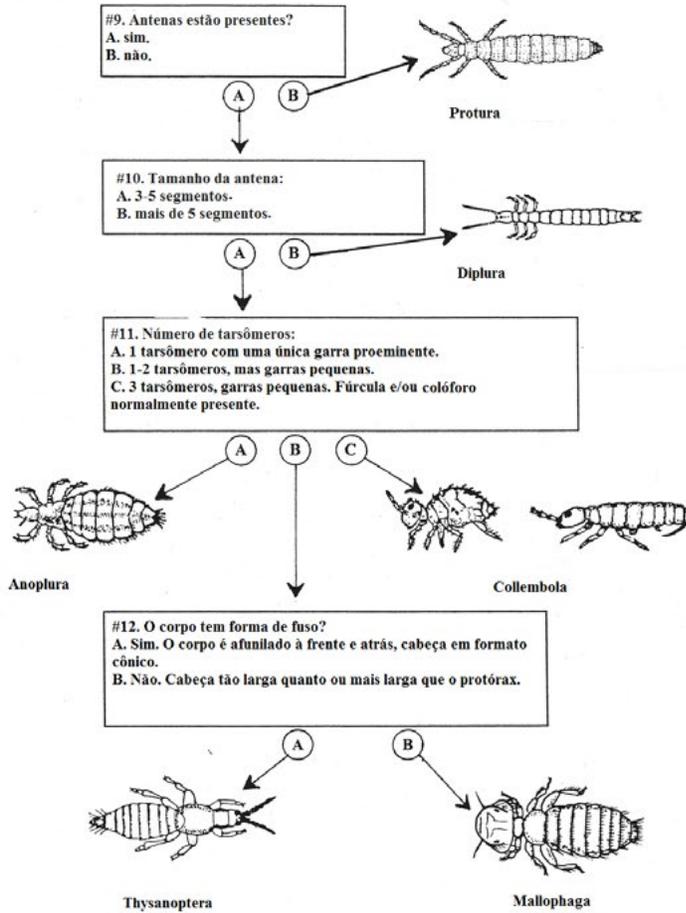
⁴ Traduzida com permissão do autor John R. Meyer (1993) da Universidade da Carolina do Norte. Chave original em inglês disponível em: <<http://www.cals.ncsu.edu/course/ent425/library/labs/immatures/index.html>>

Continuação



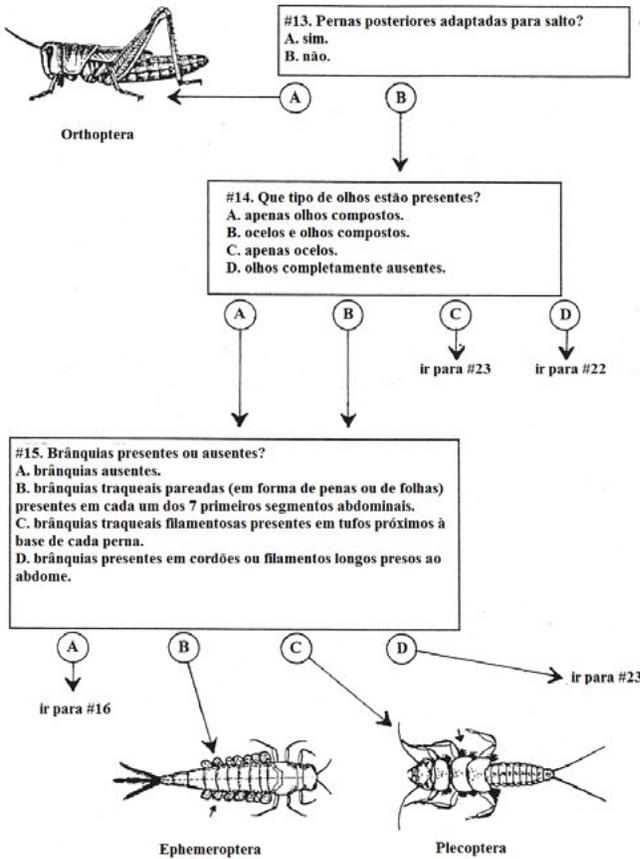
Continua

Insetos com aparelho bucal escondido na cabeça



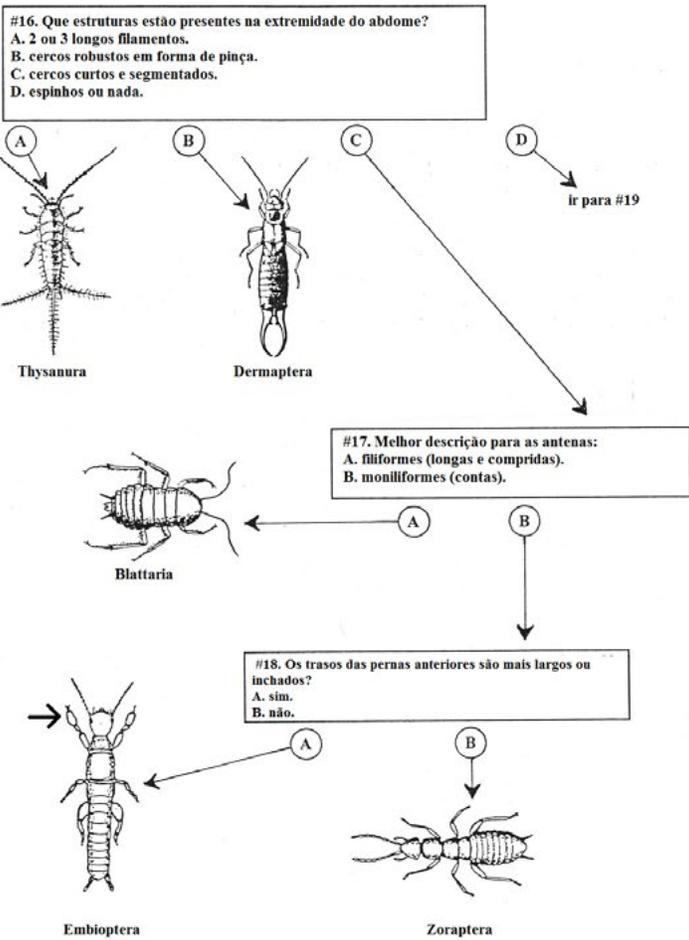
Continuação

Insetos com mandíbula



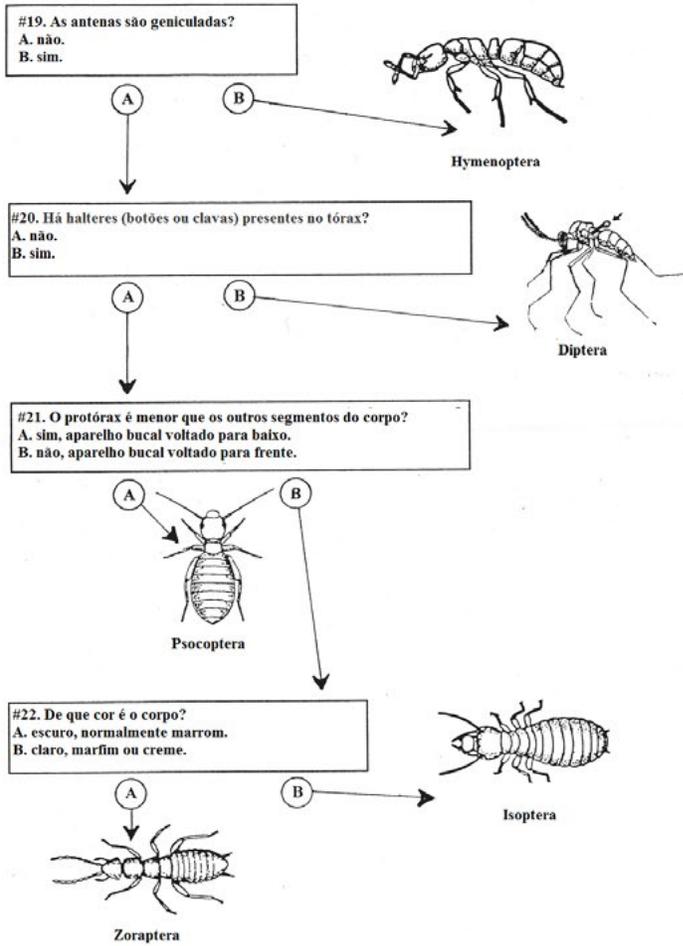
Continua

Continuação

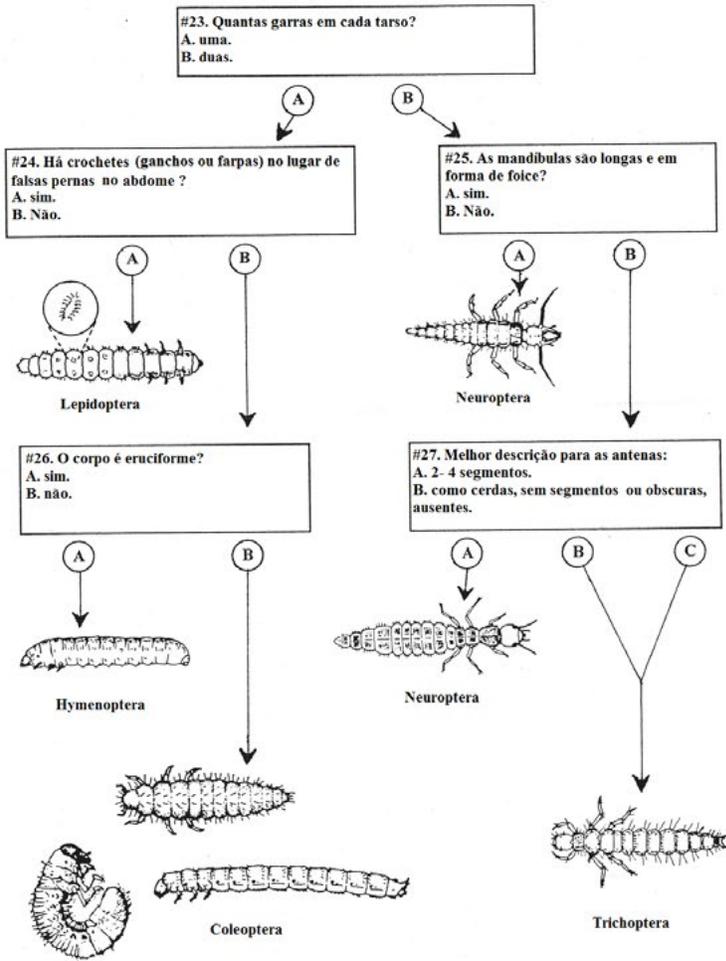


Continua

Continuação

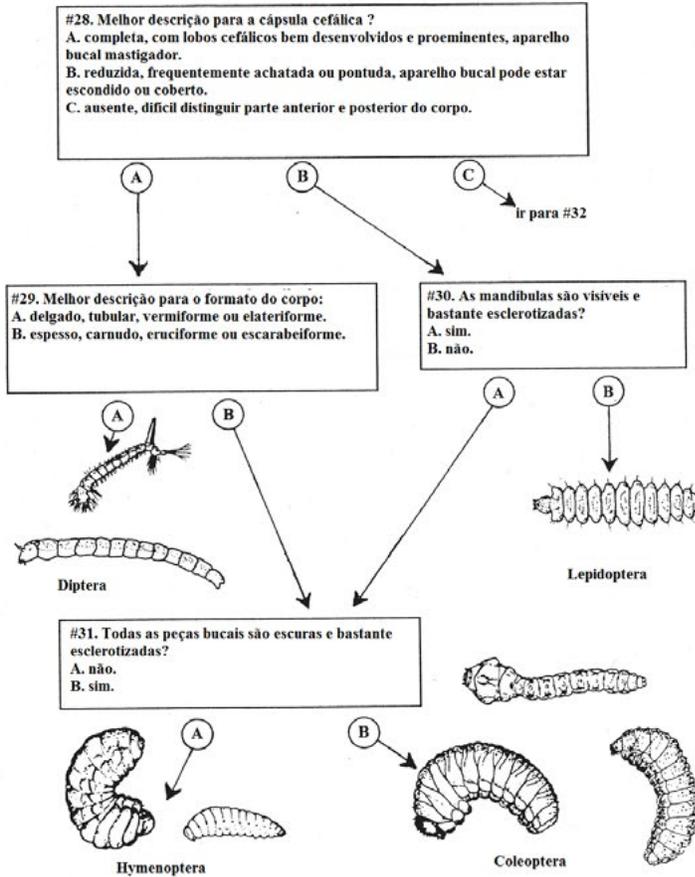


Continua



Continua

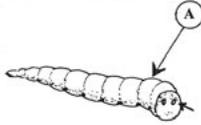
Insetos sem pernas:



Continua

Insetos sem pernas com capsula cefálica distinta:

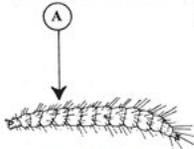
#32. O último par de espiráculos é maior e mais distinto que os outros (podem parecer olhos na extremidade mais larga do corpo)?
A. Sim, um par de espiráculos grandes.
B. Não, espiráculos semelhantes ou ausentes.



Diptera

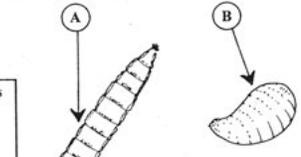
#33. Corpo coberto por pelos, cerdas ou espinhos
A. sim.
B. não.

#34. Melhor descrição para o tio de corpo:
A. delgado, firme e rígido.
B. macio, roliço e carnudo.



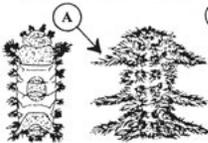
Siphonaptera

#35. Presença de ganchos bucais pequenos e pretos, na extremidade mais estreita do corpo?
A. sim.
B. não.



Hymenoptera

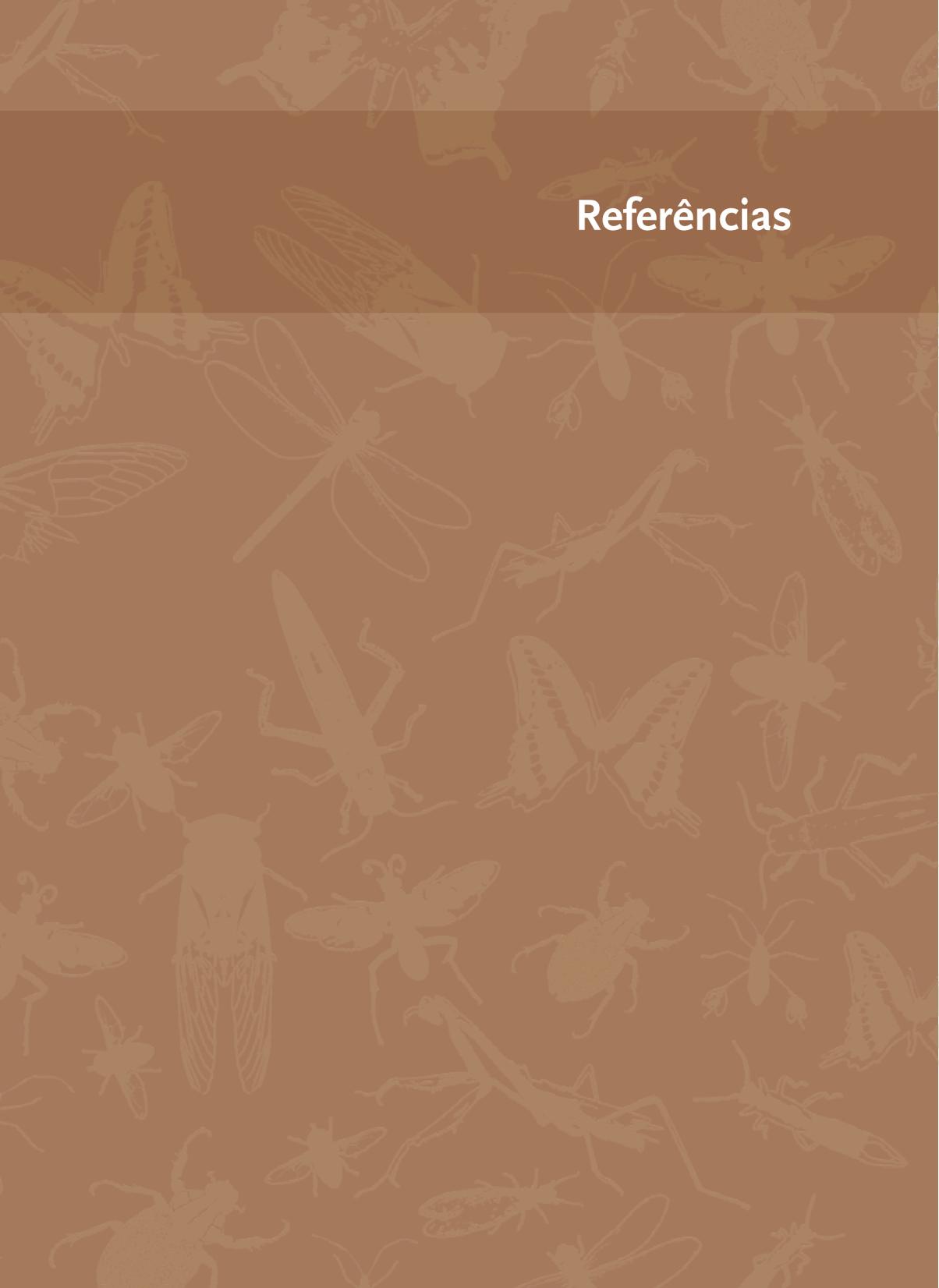
#36. Peças bucais mastigadoras posicionadas na face ventral do corpo?
A. sim.
B. não.



Lepidoptera



Diptera

The background of the page is a repeating pattern of various insects, including butterflies, bees, ants, and beetles, rendered in different shades of brown and tan. The insects are scattered across the entire page, creating a textured, nature-themed backdrop.

Referências

- AGUIAR-MENEZES, E. L.; SOUZA, J. F. de; SILVA SOUZA, S. A. da; LEAL, M. R.; COSTA, J. R.; MENEZES, E. B. **Armadilha PET para captura de adultos de moscas-das-frutas em pomares comerciais e domésticos**. Seropédica, RJ: Embrapa Agrobiologia, 2006. (Embrapa Agrobiologia. Circular Técnica, 16).
- ALMEIDA, J. E. M.; ALVES, S. B. Seleção de armadilhas para a captura de *Heterotermes tenuis* (Hagen). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 24, n. 3, p. 619-624, 1995.
- ALMEIDA, L. M. de; RIBEIRO-COSTA, C. S.; MARINONI, L. **Manual de coleta, conservação, montagem e identificação de insetos**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 1998. 78 p.
- BRINDLE, A. Order Dermaptera. In: STEHR, F. W. (Ed.). **Immature insects**. Dubuque, Iowa: Kendall-Hunt Publishing Company, 1987. p. 171-178.
- BUZZI, Z. J. **Entomologia didática**. 4 ed. Curitiba: Ed. UFPR, 2002. 347 p.
- CAMARGO, A. J. A. de; MATSUMURA, T. Monitoramento da biodiversidade de insetos. In: YOSHII, K.; CAMARGO, A. J. A.; ORIOLI, A. L. (Eds.). **Monitoramento ambiental nos Projetos Agrícolas do PRODECER**. Brasília: EMBRAPA/JICA, 2000. p. 107-122.
- CAMARGO, A. J. A. de. A importância de uma coleção entomológica para o país e para o agronegócio em particular. **Página Rural**, 7 set. 2005a. Disponível em: <<http://www.paginarural.com.br/artigo/1165/>>. Acesso em: 04 jun. 2012.
- CAMARGO, A. J. A. de. **Análise cladística da subfamília Arsenurinae Jordan, 1922 (Saturniidae, Lepidoptera) e morfologia de Almeidaia aidae Mielke & Casagrande, 1981 (Almeidaiini)**. 2005. 248 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 2005b.
- CAMARGO, A. J. A. de. Coleções zoológicas: importância estratégica para o país e para o agronegócio em particular. **Portal do Agronegócio**, 2009. Disponível em: <<http://www.portaldoaqronegocio.com.br/conteudo.php?id=33510>>. Acesso em: 04 jun. 2012.
- CAMARGO, A. J. A. de; CAVALCANTI, W. **Instruções para a confecção de armadilha luminosa para captura de insetos noturnos**. Brasília: Embrapa CPAC, 7 p. 1999. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 2).
- CAMARGO, A. J. A. de. **Relações biogeográficas e influência da estação seca na distribuição de mariposas da família Saturniidae (Lepidoptera) da região dos Cerrados**. 1997. 100 f. Tese (Mestrado em Ecologia) – Universidade de Brasília, Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Ecologia, Brasília. 1997.
- CARVALHO, C. J. B. de; RAFAEL, J. A.; COURI, M. S.; SILVA, V. C. Diptera Linnaeus, 1758. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Eds.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 701-743.
- CASARI, S. A.; IDE, S. Coleoptera Linnaeus, 1758. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 453-536.
- COLLUCCI, E.; MACHADO, R. J. P. Mecoptera Latreille, 1802. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 683-688.

- CONSTANTINO, R. Isoptera. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 311-321.
- COSTA J. M.; SANTOS, T. C.; OLDRINI, B. B. Odonata Fabricius, 1792. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 245-256.
- COSTA, C.; IDE, S. Coleoptera. In: COSTA, C.; IDE, S.; SIMONKA, C. E. (Ed.). **Insetos imaturos: metamorfose e identificação**. Ribeirão Preto; Holos, 2006. p. 107-146.
- DUARTE, M.; MARCONATO, G.; SPECHT, A.; CASAGRANDE, M. M. Lepidoptera Linnaeus, 1758. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 625-682.
- EADES, D. C.; OTTE, D. **Orthoptera species file online**, 2009. Disponível em: <<http://orthoptera.speciesfile.org/>>. Acesso em: 09 ago. 2012.
- FAVILA, M. E.; HALFFTER, G. The use of indicator groups for measuring biodiversity as related to community structure and function. **Acta Zoológica Mexicana**, v. 72, p. 1-25, 1997.
- FERREIRA, M. J. M. de. Sinantropia de dípteros muscóides de Curitiba, Paraná. I. Calliphoridae. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 38, n. 2, p. 445-454, 1978.
- FREITAS, S.; PENNY, N. D. Neuroptera Linnaeus, 1758. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 537-546.
- GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S. S.; CARVALHO, R.P.L.; BATISTA, G.C.de.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J.R.P.; ZUCCHI, R.A.; ALVES, S.B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 2002. 920 p.
- GASTON, K. J. The magnitude of global insects species richness. **Conservation Biology**, v. 5, p. 283-296, 1991.
- GRANDCOLAS, P.; PELLENS, R. Blattaria Burmeister, 1829. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 333-346.
- GRAZIA, J.; CAVICHIOLI, R. R.; WOLF, R. R. S.; FERNANDES, J. A. M.; TAKIYA, D. M. Hemiptera. Linnaeus, 1758. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 347-405.
- GUTJAHN, A. L. N. **Levantamento e diagnóstico de Insecta – Orthoptera (Acridoidea) semiaquáticos e terrestres da Região do Rio Xingu - AHE Belo Monte, Belém-Pará / 2008**. Belém: Museu Paraense Emílio Goeldi, Coordenação de Zoologia, [2008]. 47 p. Disponível em: <http://philip.inpa.gov.br/publ_livres/Dossie/BM/DocsOf/EIA-09/Vol%2018/TEXT0/INVERTEBRADOS/Relatorio_FINAL_GAFANHOTO_21.pdf>. Acesso em: 04 jun. 2012.
- HAAS, F. Dermaptera de Geer, 1773. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 297-305.

- HAMADA, N.; AZEVÊDO, C. A. S. Megaloptera Latreille, 1802. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Eds.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 547-552.
- HEPPNER, J. B. Classification of Lepidoptera. Part 1. Introduction. **Holarctic Lepidoptera**, Florida, v. 5, Suppl 1, 1998.
- HEPPNER, J. B. Faunal regional and the diversity of Lepidoptera. **Tropical Lepidoptera**, v. 2, Suppl 1, p. 1-85, 1991.
- LAWRENCE, J. F.; BRITTON, E. B. **Australian beetles**. Carlton: Melbourn University Press, 1994. 192 p.
- LAWRENCE, J. F.; BRITTON, E. B. Coleoptera (beetles). In: C.S.I.R.O. Division of Entomology. **The insects of Australia: a textbook for students and research workers**. 2. ed. Carlton: Melbourn University Press, 1991. p. 543-683.
- LEMAIRE, C. Révision du genre *Automeris* Hübner et des genres voisins. Biogéographie, éthologie, morphologie, taxonomie (Lep. Attacidae). **Mémoires du Muséum National D'Histoire Naturelle**, Paris, v. 68, 1971. 576 p.
- MELO, G. A. R.; AGUIAR, A. P.; GARCETE-BARRETT, B. Hymenoptera Linnaeus, 1758. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 553-612.
- MERRITT, R. W.; CUMMINS, K. W.; RESH, V. H. Design of aquatic insect studies: collecting, sampling and rearing procedures. In: MERRITT, R.W.; K.W. CUMMINS (Eds.). **An introduction to the aquatic insects of North America**. Dubuque, Iowa: Kendall Hunt Publishing, 1996. p. 12-28.
- MEYER, J. R. **General entomology, immature insects**. Raleigh: North Caroline State University, 1993. Disponível em: <<http://www.cals.ncsu.edu/course/ent425/library/labs/immatures/index.html>>. Acesso em: 20 ago. 2012.
- MONTEIRO, R. C.; MOUND, L. A. Thysanoptera Haliday, 1836. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Eds.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 407-422.
- NIJHOUT, H. F. **The development and evolution of butterfly wing patterns**. Washington; London: Smithsonian Institution Press, 1991. 297 p.
- OLIVEIRA, C. M.; FRIZZAS, M. R. **Insetos de Cerrado: distribuição estacional e abundância**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008. 26 p. (Embrapa Cerrados. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 216).
- OLIVEIRA, C.M.; MENDONÇA, J. F. S. **Técnicas de coleta de Scarabaeoidea (Insecta: Coleoptera): dispositivo anti-pilhagem de iscas em armadilhas de queda**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2011. 4 p. (Comunicado Técnico. Embrapa Cerrados, 173).
- PAPROCKI, H. Trichoptera Kirby, 1813. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Eds.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 613-623.

- PEREIRA, P. R. V. da S.; SALVADORI, J. R. **Aspectos populacionais de percevejos fitófagos ocorrendo na cultura da soja (Hemiptera: Pentatomidae) em duas áreas do norte do Rio Grande do Sul**. Passo Fundo: Embrapa Trigo, 2008. 10 p. (Embrapa Trigo. Comunicado técnico online, 253). Disponível em: <http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/co/p_co253.htm>. Acesso em: 04 jun. 2012.
- RIBEIRO DA SILVA, E.; FALCÃO SALES, F. Ephemeroptera Hyatt & Arms, 1891. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 231-243.
- ROBINSON, G. S.; TUCK, K. R.; INTACHAT, J. Faunal composition and diversity of smaller moths in lowland tropical rainforest at Temengor, Hulu Perak, Malaysia. **Malayan Nature Journal**, v. 48, p. 307-317, 1995.
- SILVA, N. A. P.; FRIZZAS, M. R.; OLIVEIRA, C. M. Seasonality in insect abundance in the “Cerrado” of Goiás State, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 55, n. 1, p. 79-87, 2011.
- SILVEIRA NETO, S.; NAKANO, O.; BARBIN, D.; VILLA NOVA, N. A. **Manual de ecologia dos insetos**. São Paulo: Agronômica Ceres, 1976. 419 p.
- SPERBER, C. F.; MEWS, C. M.; LHANO, M. G.; CHAMORRO, J.; MESA, A. Orthoptera Olivier, 1791. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 271-287.
- TERRA, P.S.; AGUDELO, A. A. Mantodea Burmeister, 1838. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 323-331.
- TRIPLEHORN, C. A.; JOHNSON, N. F. **Estudo dos Insetos**. 7. ed. São Paulo: Cengage Learning, 2011. 809 p.
- VANIN, S. A. Filogenia e classificação. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 81-109.
- WHEELER, W. C.; WHITING, M.; WHEELER, Q. D.; CARPENTER, J. M. The Phylogeny of the extant hexapod orders. **Cladistics**, v. 17, p. 113-169, 2001.
- ZOMPRO, O. Phasmatodea Jacobson & Bianchi, 1902. In: RAFAEL, J. A.; MELO, G. A. R.; CARVALHO, C. J. B. de; CASARI, S. A.; CONSTANTINO, R. (Ed.). **Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia**. Ribeirão Preto: Holos Editora, 2012. p. 289-295.

Embrapa

Cerrados

Ministério da
**Agricultura, Pecuária
e Abastecimento**

GOVERNO FEDERAL
BRASIL
PÁTRIA EDUCADORA



CGPE: 11553