



## RECOMENDAÇÕES PARA A COLETA, CRIAÇÃO E COLECIONAMENTO DE LARVAS DE ODONATA <sup>1</sup>

(Com 9 figuras)

ALCIMAR DO LAGO CARVALHO <sup>2</sup>

**RESUMO:** A taxonomia das larvas de libélulas da Região Neotropical ainda é muito deficiente. Manuais ou guias de identificação ainda não são disponíveis. Assim, torna-se necessária a criação das larvas desconhecidas para a sua precisa identificação, a partir da obtenção dos adultos emergidos, e posterior descrição. Métodos para todas as etapas do trabalho envolvendo a manipulação dessas formas em campo e laboratório, especialmente a criação, são apresentados com detalhe. Cada procedimento é discutido e associado a informações biológicas. Materiais alternativos, baratos e de fácil encontro, são indicados preferencialmente. Palavras-chave: Coleções. Criação. Formas imaturas. Libélulas. Técnicas.

**ABSTRACT:** Recommendations for collecting, rearing, and storing larvae of Odonata.

The taxonomy of the dragonfly larvae of Neotropical Region is still very poor. Manuals or guides about this subject are not available yet. So, it is necessary to breeding unknown larvae for their correct identification, based on the related emerged adults, and posterior description. Methods for all the steps of the work related to the manipulation of these forms in the field and in the laboratory, specially the rearing, are presented in detail. Each procedure is discussed and associated with biological data. Alternative materials, cheap and easy to find, are preferentially indicated.

**Keywords:** Collections. Dragonflies. Immature forms. Rearing. Techniques.

### INTRODUÇÃO

Embora os Odonata sejam um dos grupos de insetos melhor estudados em relação ao ciclo de vida, a criação de suas larvas vem sendo tratada na literatura de forma pouco aprofundada. Na maior parte das fontes sobre o assunto, composta por artigos antigos ou por capítulos de livros, os procedimentos indicados estão pobremente detalhados (*e.g.* NEEDHAM, 1899; WHEDON, 1942; CARVALHO, 1992; NEEDHAM *et al.*, 2000; BUTLER, 2001). Dessa forma, apenas os especialistas no grupo, conhecedores da sua biologia, têm tido sucesso na criação de larvas baseando-se parcialmente nessas fontes, pois necessariamente precisam adaptar ou implementar um ou outro procedimento ou aparato, no campo ou no laboratório, em função da espécie tratada ou das condições gerais que se apresentam em relação aos seus objetivos. Nesse tema, pequenos detalhes podem ser muito importantes e os pesquisadores devem estar atentos e prontos para testar ou substituir técnicas,

com a finalidade de manter a sua criação. Como referências gerais para o conhecimento da biologia do grupo, indico o artigo de revisão e os livros mais recentes de CORBET (1980, 1983, 1999).

A principal motivação para a redação deste artigo refere-se ao grande interesse que tem sido dedicado aos Odonata nas últimas décadas, por colegas e alunos de graduação e pós-graduação de diversas áreas das ciências biológicas no Brasil. Além disso, é bem possível que nos próximos anos esse interesse no grupo aumente ainda mais em função da crescente necessidade do gerenciamento dos recursos hídricos (ROSENBERG & RESH, 1993), em vista da grande possibilidade de serem utilizados como bioindicadores ambientais (*e.g.* CARLE, 1979; CORBET, 1999).

Existem vários objetivos relacionados à criação de larvas de libélulas, sendo o mais imediato a obtenção dos respectivos adultos para a precisa identificação das espécies. Como a taxonomia das larvas ainda é muito precária, visto que apenas cerca de 1/3 das espécies registradas para o Brasil apresentam a sua

<sup>1</sup> Submetido em 15 de fevereiro de 2006. Aceito em 22 de janeiro de 2007.

Financiamento parcial: Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ) e Fundação Universitária José Bonifácio (FUJB).

<sup>2</sup> Museu Nacional/UFRJ, Departamento de Entomologia, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), Instituto de Biologia, Departamento de Zoologia.

Endereço para correspondência: Caixa Postal 68044, Cidade Universitária, 21944-970, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. E-mail: alagoc@acd.ufrj.br.

larva de último estágio descrita (CARVALHO, 1999), não existem fontes bibliográficas precisas para a sua identificação. Assim, com o objetivo de incentivar pesquisadores a implementar a criação dessas formas, decidi reunir em um artigo as práticas que tenho adotado mais recentemente, levando-se em conta o conhecimento da biologia do grupo e a praticidade. Com relação ao material, sempre que possível, indico objetos facilmente disponíveis e de baixo preço no mercado, primariamente utilizados para outras funções. Seja como for, os procedimentos aqui descritos não devem ser adotados como padrão. As informações biológicas disponibilizadas no texto foram extraídas de CORBET (1999), a exceção de quando alguma citação for feita.

Ademais, informo que para se coletar, criar ou manipular indivíduos de qualquer grupo de animal, em qualquer área do território brasileiro, deve se ter em mente as leis vigentes relacionadas (*e.g.* Lei de Proteção à Fauna 5.197/67). Sendo assim, se faz necessária a obtenção das devidas permissões,

não somente para a coleta, mas também para o transporte, a criação e o depósito em coleções.

## COLETA E TRANSPORTE

### MATERIAL

Peneiras; redes; amostradores de substratos de ambientes dulçaquícolas; bandejas brancas de plástico (as melhores são as cubas destinadas a laboratórios fotográficos); pinças de relojoeiro e de aço inoxidável flexível de ponta arredondada (Fig. 1A); sacos plásticos transparentes longos, de tamanho pequeno, finos (ca. 5-7 x 20-24cm) (Fig. 1B); etiquetas de papel vegetal e de papel cartão (ca. 3 x 5cm); lápis ou lapiseira; canetas a nanquim; frascos plásticos com tampa de rosca com boa vedação (ca. 500-1000ml) (Fig. 1C); álcool etílico 80%; formol a 10%; caixas térmicas de isopor com tampa, utilizadas primariamente para o transporte e o conservação de bebidas geladas (ca. 3-8 l) (Fig. 2).

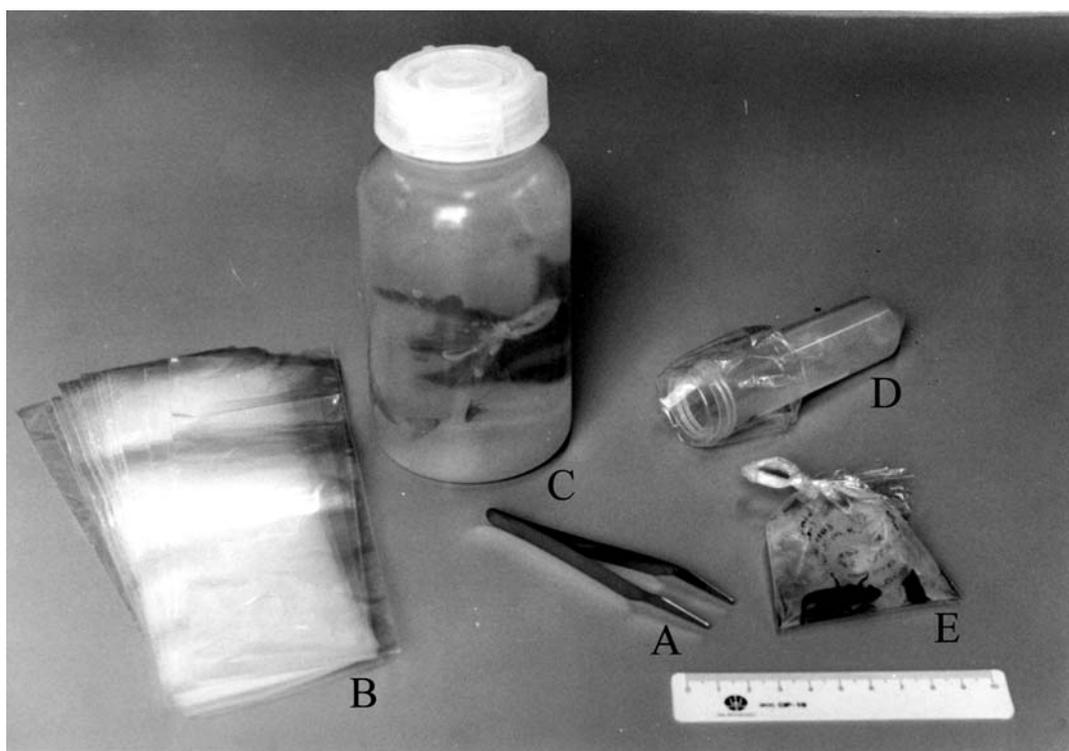


Fig. 1- Materiais utilizados para a coleta e transporte de larvas de Odonata fixadas em campo: (A) pinça de aço inoxidável flexível de ponta arredondada; (B) sacos plásticos transparentes utilizados para transporte; (C) frasco plástico com tampa de rosca com boa vedação (ca. 500ml), contendo alguns sacos semelhantes ao da figura 1E; (D) saco plástico semelhante ao da figura 1B introduzido em pequeno recipiente comprido, de fundo cônico, com a borda superior dobrada para fora; (E) saco plástico semelhante ao das figuras 1B e 1D, fechado através de um laço em forma de alça, contendo exemplares e etiqueta (notar a ausência de bolhas de ar no seu interior). Escala = 10cm.

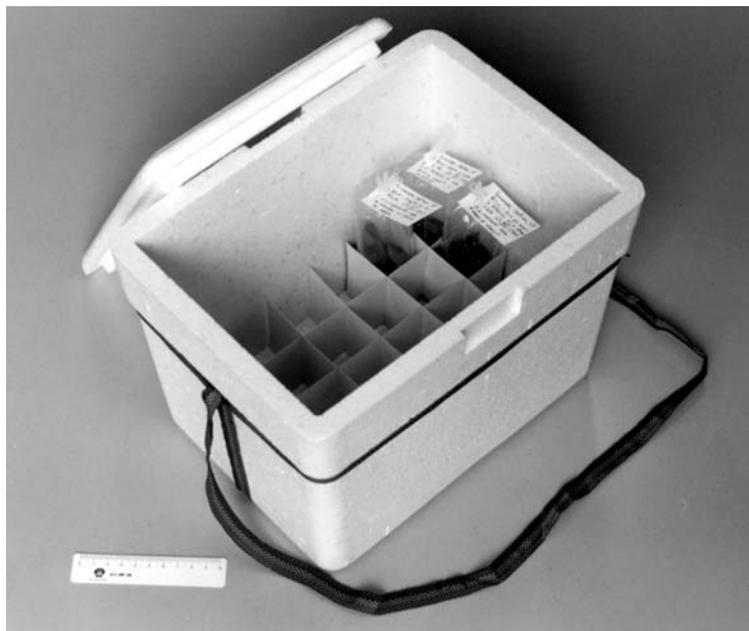


Fig.2- Caixa de isopor (9 l), aberta, exibindo uma grade de papelão no fundo, com alguns sacos preparados para o transporte de larvas vivas de Odonata, semelhantes ao da figura 4. Escala = 10cm.

#### PROCEDIMENTOS DE COLETA

Como os Odonata possuem representantes praticamente em todos os biótopos de ambientes dulçaquícolas, desde grandes rios até mínimos fitotelmas (e.g. CARVALHO & NESSIMIAN, 1998), os aparatos para a sua coleta também podem ser os mais diversos. A escolha de um ou outro procedimento deverá estar de acordo com os objetivos de um dado trabalho, que definirá se as coletas deverão ser qualitativas ou quantitativas. Assim, pode-se utilizar desde dragas a peneiras e redes de diversos tipos, com aberturas de malha diversas, através de amostragens ou raspagens de seções dos substratos encontrados em um dado ponto de coleta, tais como a vegetação aquática submersa, areia, pedra, cascalho, etc. As larvas podem ser pinçadas diretamente do próprio aparato de coleta, ou separadas através de triagens em campo, com o auxílio de bandejas, ou em laboratório, em placas de Petri, sob lupas ou microscópios. Como os Odonata não costumam ser facilmente atraídos, o uso de armadilhas de espera torna-se inviabilizado.

No geral, o objetivo primeiro de um estudo que inclua a coleta de larvas de Odonata é proceder um levantamento das espécies ou grupos ocorrentes em

uma determinada área, mesmo que se esteja em busca de alguma espécie ou grupo em especial, o que implica em um conhecimento taxonômico mínimo do grupo. Nesse caso, a leitura do trabalho de CARVALHO & CALIL (2000), assim como o de COSTA *et al.* (2004), e o uso das chaves de identificação desses artigos, pode ser o primeiro passo. Visto que a taxonomia das larvas ainda está pouco estabelecida, se faz necessária a obtenção de adultos por criação para a identificação de muitas espécies. A coleta paralela de adultos na área de estudos não costuma resolver esse problema, em função do grande poder de vôo dessas formas. Enquanto adultos de espécies procedentes de outras áreas podem ser coletados comumente, aqueles criados na área em estudo podem não ser registrados durante o trabalho de campo. Além disso, é praticamente impossível, por métodos correntes, relacionar adultos e larvas, pois esses apresentam as suas morfologias por demais distintas.

Como os procedimentos de criação costumam ser muito custosos, as coletas com esse intuito devem ser direcionadas a indivíduos de último estágio de especial interesse para o pesquisador ou, melhor ainda, de seus adultos farados, que são os adultos em formação sob o exoesqueleto da larva de último estágio. Deve-se evitar trazer para o laboratório muitas larvas de espécies das quais já se conhecem os últimos estádios, pois o grande trabalho de mantê-las em cativeiro e alimentá-las de forma adequada não se justifica. Obviamente esse comentário não se aplica aos casos onde o pesquisador tem objetivos específicos, tais como registrar todo o ciclo larval de uma determinada espécie em laboratório ou realizar algum experimento. Informo que existem casos onde o tempo de criação em laboratório, somente dos últimos estádios, pode levar vários meses (e.g. SANTOS, 1981; CARVALHO, 1992) ou, até mesmo, mais de um ano.

#### COMO RECONHECER LARVAS DE ÚLTIMO ESTÁDIO E ADULTOS FARADOS

Como argumentado na seção anterior, o último estágio ou o adulto farado são os estágios de vida preferenciais para a coleta visando à identificação de espécies, dependendo menos trabalho para a sua criação no laboratório. As observações das

estruturas indicativas deverão ocorrer de forma cuidadosa, sob pouca luz, com o auxílio de uma lente de aumento ou microscópio.

As larvas de último estágio podem ser reconhecidas basicamente pelo comprimento das tecas alares, que é geralmente semelhante ou maior que o da largura da cabeça (Fig.3A-B). Já os adultos farados, advindos de larvas de último estágio maduras, podem ser detectados por várias características morfológicas adicionais e, também, comportamentais. Os espiráculos mesotorácicos, antes cobertos por uma dobra membranosa entre o prótorax e o sintórax, ficam expostos dorsalmente (abertos), localizados atrás do pronoto (Fig.3B); as tecas alares se tornam intumescidas; as áreas da cabeça e do tórax, especialmente aquelas limítrofes às suturas de emergência, tornam-se esbranquiçadas; os olhos compostos do adulto, maiores, passam a ser vistos por transparência através do exoesqueleto da larva (Fig.3B). Além disso, deixam de se alimentar; diminuem a movimentação e procuram por abrigo em locais mais rasos e com menos luminosidade. Depois de iniciado esse processo, os adultos estarão prontos para emergir entre uma e três semanas, aproximadamente.

#### ACONDICIONAMENTO NO CAMPO E TRANSPORTE DE MATERIAL FIXADO

Para o acondicionamento de exemplares coletados em campo a serem transportados para o laboratório, tanto vivos quanto fixados, podem ser usados sacos de plástico transparente de tamanho pequeno, longos (Fig.1B). Esses sacos são extremamente baratos e facilmente encontráveis em lojas especializadas em embalagens e papelarias. O transporte de centenas deles pouco acarretará no acréscimo tanto no peso quanto no espaço do material a ser levado para a coleta. A utilização de frascos de plástico ou vidro com tampa para o acondicionamento de larvas vivas ou fixadas em campo mostra-se pouco prática, pois além do volume e do peso desse material, pouco se pode prever quanto ao número de exemplares que podem ser coletados em uma dada excursão, podendo sobrar muitos frascos, que foram transportados sem

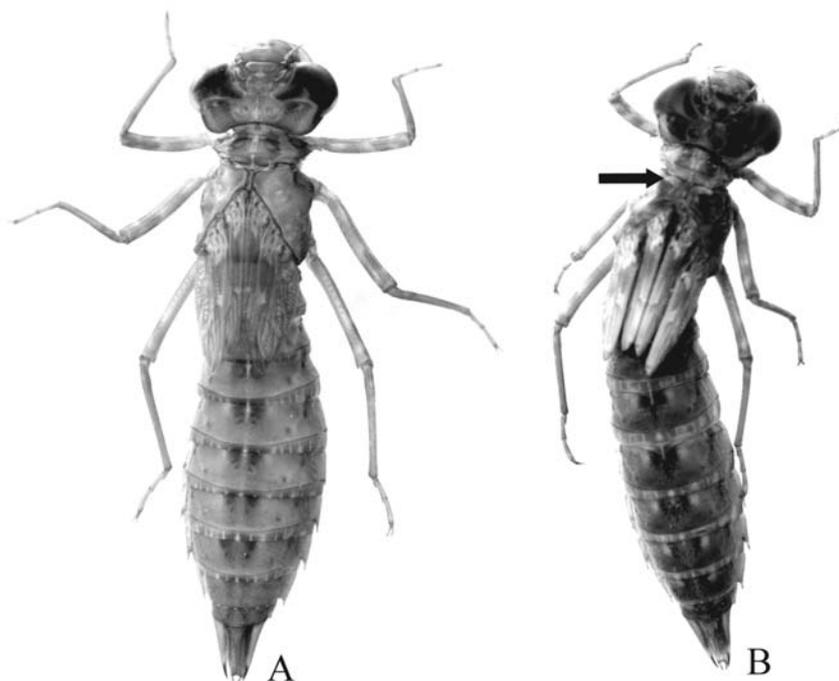


Fig.3- Larvas de último estágio do Aeshnidae *Castoraeschna* sp. (notar a extensão aproximada da largura da cabeça e do comprimento das tecas alares): (A) larva no início do desenvolvimento do estágio; (B) larva no final do desenvolvimento do estágio, sendo o adulto farado perfeitamente detectável por debaixo do exoesqueleto, com o espiráculo mesotorácico esquerdo indicado por uma seta (notar os espiráculos mesotorácicos abertos, as tecas alares intumescidas e os olhos compostos do adulto, maiores que os da larva, distintos por transparência). Comprimento aproximado de ambas 50mm.

utilização, ou faltar frascos, o que pode prejudicar, em muito, potenciais ótimas coletas. Além disso, os frascos podem ter sido reaproveitados e acidentalmente podem estar sujos, infectados com fungos ou com resíduos químicos, o que poderá vir a causar a morte dos exemplares a serem transportados vivos.

Para o transporte de material fixado utilizam-se, conjuntamente aos sacos plásticos, frascos plásticos com tampa de rosca, com boa vedação. Bastam alguns desses frascos para abrigar uma grande quantidade de exemplares. Para facilitar o trabalho, os frascos poderão sair para o campo já preenchidos com o líquido fixador – preferencialmente álcool a 80% ou, excepcionalmente, formol a 10%. Na coleta de um exemplar, ou exemplares de um determinado lote ou amostra, abre-se o frasco e passa-se um pouco do líquido fixador para o saco de plástico, algo entre 1/4 e 1/2 da sua capacidade, dependendo do número e volume dos exemplares a serem colocados. Após isso, os exemplares poderão ser passados para o saco e mergulhados no líquido, assim como uma etiqueta de papel vegetal, escrita a lápis ou a nanquim, com todas

as informações necessárias (dados referentes à localidade / data / coletor / ambiente / substrato amostrado, etc.). Para facilitar um pouco esse procedimento no campo, a metade basal do saco poderá ser inserida em um pequeno recipiente comprido, de fundo plano ou cônico e a borda superior do saco dobrada para fora (Fig.1D). Antes do fechamento do saco, agora com o bordo superior desdobrado e retirado do recipiente, todo o ar deverá ser retirado e o conteúdo ser mantido algo frouxo. Na sua parte superior, depois de enrolada e estrangulada, se dará um laço apertado em alça (Fig.1E). Esse tipo de nó irá facilitar em muito a abertura do saco e a retirada do material coletado no laboratório, assim como viabilizar a sua reutilização para outras coletas com líquido fixador. O saco deverá então ser mergulhado no líquido do frasco plástico, restabelecendo praticamente o volume original do líquido fixador no frasco. Dezenas de sacos com diferentes amostras ou coletas poderão estar contidos em um mesmo frasco (Fig.1C). Outros macroinvertebrados aquáticos fixados em campo poderão também ser transportados dessa maneira. Sublinho a necessidade da retirada de todo o ar dos sacos, o que evita o sacolejar dos exemplares coletados durante o transporte e, conseqüentemente, o seu dano. Como o líquido fixador que está no interior dos sacos plásticos está isolado daquele do interior do frasco, não permita que os indivíduos coletados ocupem mais que cerca de 20% do volume total do conteúdo, especialmente se o líquido fixador for álcool. Se a sua concentração baixar demais no interior dos sacos, os exemplares coletados poderão ficar mal fixados ou mesmo apodrecerem com a proliferação de fungos.

#### ACONDICIONAMENTO NO CAMPO E TRANSPORTE DE MATERIAL VIVO

Para o transporte de larvas vivas, embora se utilizem os mesmos sacos plásticos, os procedimentos são muitos distintos. Destine apenas entre 1/5 e 1/4 basal do saco plástico, no máximo, para se colocar água do local de coleta. Devido a sua condição de predadora, de grande voracidade, cada larva deverá ser acondicionada em um saco separado. Logo após a colocação da água, a mais límpida disponível no ambiente, providencie um suporte e/ou substrato antes da colocação da larva. Os melhores suportes são folhas mortas alóctones, mergulhadas na água do ambiente coletado, não muito deterioradas, uma ou duas por saco. Elas fornecerão suporte e abrigo necessário às larvas de comportamento escalador (tais como a maioria dos *Zygoptera* e *Aeshnidae*), assim como de reptantes (maioria dos *Libellulidae* e

*Corduliidae*). Cuide para que as folhas de suporte estejam também bem limpas, dispondo-as no saco de forma que fiquem com alguma área emergente da água. Nunca utilize folhas verdes. Esse procedimento é obrigatório, pois como as larvas não têm capacidade de se agarrar nas paredes internas do saco que são lisas, podem ficar desabrigadas, expostas, estressadas e, no caso de adultos farados, morrerem por asfixia, pois não poderão manter os espiráculos mesotorácicos em contato com o ar. Nas formas fossadoras (maioria dos *Gomphidae*), um pouco do substrato do lugar, areia ou cascalho fino, deverá ser colocado no fundo do saco, em quantidade mínima suficiente para que a larva seja coberta. Pedras, cascalho grosso e gravetos deverão ser evitados nos sacos plásticos, pois, com o transporte, poderão ferir ou mesmo matar as larvas coletadas, além da possibilidade de romper o saco.

Após a colocação da larva, o saco deve ser fechado contendo ar atmosférico, com volume maior que pelo menos duas vezes o volume de água. O nó a ser dado deverá ser do tipo cego, bem forte (Fig.4). Esse saco não deverá ser reaproveitado posteriormente. É importante que o saco fique estufado e que o ar mantenha-se sob alguma pressão. Esses procedimentos permitem que a água se mantenha com aeração suficientemente, de forma natural, por dias seguidos. Esses sacos inflados deverão ser mantidos em pé no interior de caixas de isopor, um ao lado dos outros, preferencialmente (Fig.2). Se não existirem sacos suficientes para completar toda a área do fundo da caixa, papel de jornal amassado poderá completar o espaço para mantê-los em pé. Uma grade de papelão poderá também ser utilizada para essa finalidade (Fig.2). Uma pequena etiqueta de cartão com uma abertura lateral em fenda, com informações pertinentes relativas a cada exemplar (sugestão na seção anterior), deverá ser atada externamente à parte superior do respectivo saco, presa abaixo do nó (Fig.4). A caixa deverá ser mantida fechada, afastada do sol direto e de outras fontes de calor. Em situações com temperaturas acima de 30°C, gelo embrulhado em papel de jornal, em sacos plásticos impermeáveis, em pouca quantidade, poderá ser utilizado colocado no interior das caixas de isopor para esfriar um pouco o seu interior. Durante o transporte não é necessário e nem aconselhável alimentar as larvas. Nessa situação, a maioria delas poderá manter-se viva por cerca de uma semana. Água do local de coleta deverá ser recolhida à parte, acondicionada em frascos ou sacos plásticos resistentes, e levada para o laboratório. Note-se que esses frascos ou sacos devem ser destinados unicamente a esse fim, não tendo sido reaproveitados de outros usos.



Fig.4- Saco de transporte fechado, contendo uma larva viva de Odonata e uma folha morta do local de coleta como suporte (notar o volume de ar atmosférico contido, de pelo menos duas vezes o da água, e a etiqueta presa ao saco através de sua fenda lateral, que passa pelo nó cego do fechamento). Escala = 10cm.

## CRIAÇÃO

### MATERIAL

Pequenas caixas de isopor com tampa (ca.110 x 95 x 75mm ou 145 x 120 x 75mm, usadas para o transporte de sorvete) (Fig.5A,B) ou recipientes cilíndricos de isopor "porta-lata" (usados para acondicionar latas de bebida gelada) (Fig.5C); etiquetas de cartão e papel vegetal; água do local de coleta das larvas; telas de náilon; tiras de elástico; folhas mortas do local de coleta das larvas; filtros de papel para café e seu respectivo suporte plástico; copos de vidro; escova dental; sacos de tela de náilon com fechamento por cordão ou zíper, normalmente usados para a lavagem de peças pequenas ou delicadas de roupa em máquinas de

lavar (Fig.6A,B, respectivamente); sacos grandes de papel Kraft grosso (ca.30 x 35 x 12cm) (Fig.7A); frasco borrifador de água; pregadores de roupa.

### PREPARAÇÃO DOS RECIPIENTES DE CRIAÇÃO EM LABORATÓRIO

No laboratório, uma lâmina de água de cerca de três centímetros de altura deverá ser colocada nas caixas ou recipientes cilíndricos de isopor, conforme o tamanho e o estágio do exemplar. Os Zygoptera e Libellulidae pequenos costumam ficar mais bem acondicionados nos cilíndricos, enquanto que os demais Anisoptera nas caixas. Pequenos pedaços de tela de náilon com tiras de elástico poderão ser utilizados para fechar os recipientes (Fig.5C). No caso das caixas, as tampas originais podem ser preparadas previamente, recortando-se a área central e a substituindo por tela de náilon, colada com cola de silicone (Fig.5A). As larvas então poderão ser colocadas lá, juntamente com as folhas mortas trazidas. Esses recipientes devem ser mantidos preferencialmente sob iluminação natural, à sombra, e temperatura ambiente entre 18° e 30° C, dependendo da área em que foram coletados.

A utilização de aeradores nas cubas é desaconselhada, pois a turbulência causada costuma deixar as larvas estressadas, mesmo aquelas coletadas em água corrente. Com a tentativa continuada de saírem da água para procurarem locais menos movimentados, acabam por morrer. Isso parece estar relacionado aos hábitos da maioria das larvas de Odonata, que, mesmo provenientes de ambientes distintamente lóticos, costumam habitar áreas pontualmente com pouca turbulência.

### ALIMENTAÇÃO

O maior problema a ser enfrentado por quem se propõe a criar larvas de Odonata é, sem qualquer dúvida, o fornecimento diário de alimento vivo. Uma larva alimenta-se de forma voraz, podendo no campo consumir em um único dia cerca de metade do seu volume. Existem diferentes estratégias alimentares mas, no geral, uma larva está preparada para caçar presas de no máximo 2/3 do seu tamanho. Assim, alerta que, dependendo da quantidade de larvas de Odonata a serem mantidas em laboratório, uma criação paralela de outros organismos a serem oferecidos como alimento se fará necessária. Em laboratório dificilmente serão fornecidos todos os itens alimentares em quantidade que uma larva encontraria em campo, o que poderá ser uma limitação para a criação de algumas espécies.

Sugiro que as larvas sejam alimentadas diariamente, com um volume de presas de cerca de 1/10 do seu. Alguns colegas comentam que, em alguns casos, o fornecimento de pouca comida, ou mesmo de nenhuma, pode acelerar o desenvolvimento e, conseqüentemente, facilitar a obtenção de adultos no caso de larvas de último estágio. Embora possa ter algum fundamento se implementado a partir de algum momento do desenvolvimento desse estágio, considero esse procedimento muito arriscado, visto que poderá levar à morte das larvas, ou à obtenção de adultos que terão dificuldade em emergir ou que emergirão mal formados, o que acabará por dificultar ou impedir a sua identificação.

Talvez dos itens alimentares possíveis de serem oferecidos em laboratório, os mais gratos sejam as larvas de mosquitos, especialmente aquelas de espécies das famílias Culicidae e Chironomidae. Além de serem facilmente caçadas pelos Odonata em cativeiro, essas podem manter-se vivas por um bom tempo após o seu oferecimento como alimento, não poluindo as cubas de criação. Essas larvas podem ser criadas sem muita dificuldade ou trazidas do campo em abundância. Por outro lado, a maioria possui tamanho pequeno, fazendo-se necessário oferecer várias delas para se alimentar uma mesma larva em uma mesma vez, além de terem um desenvolvimento muito rápido, o que dificulta a sua manutenção nessa fase por um tempo prolongado em cativeiro. Além disso, como existem entre os Culicidae várias espécies vetoras de doenças graves, deve-se ter muito cuidado para não se criarem focos de mosquitos. Formas larvais de outros insetos aquáticos coletados em campo, tais como aquelas de Ephemeroptera e Plecoptera, também podem ser oferecidas, tomando-se o cuidado de não oferecer outras formas predadoras, que poderão causar injúrias ou mesmo matar as larvas de Odonata em criação. Outro alimento que pode ser oferecido com bons resultados são oligoquetos de pequeno tamanho, pois além de se criarem com certa

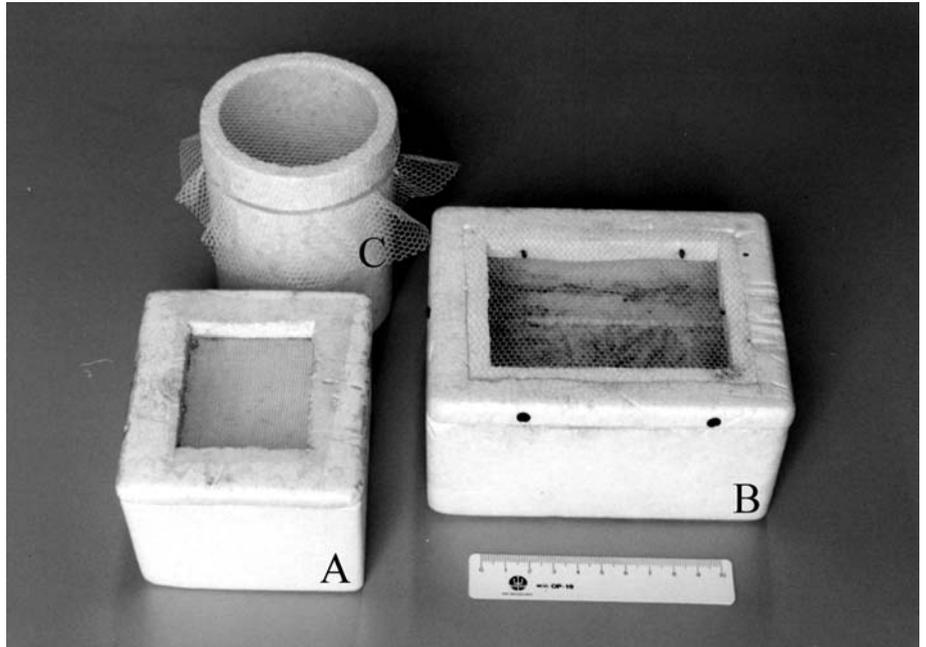


Fig. 5- Caixas de isopor utilizadas para a criação em laboratório de larvas de Odonata: (A) caixa pequena com tampa preparada, de tela colada; (B) caixa média com tampa preparada, de tela encaixada; (C) recipiente cilíndrico "porta-lata", sem tampa, fechado por pedaço de tela de náilon preso com tira de elástico. Escala = 10cm.

facilidade em laboratório, em terrários, podem ser cortados em tamanhos adequados a cada larva. Nesse caso, se o pedaço oferecido não for consumido, ele deverá ser retirado da cuba depois de morto, evitando sua decomposição na água. Caramujos de água doce podem ser bons alimentos para alguns Aeshnidae, especialmente. Microcrustáceos de vários grupos (*e.g.* Copepoda, Ostracoda, Branchiopoda), abundantes em alguns ambientes aquáticos, podem também ser oferecidos, especialmente no caso da criação de larvas de primeiros estádios, de pequeno tamanho. Oligoquetos aquáticos e microcrustáceos vivos, comumente à venda em lojas de aquário (*e.g.* *Tubifex* e *Artemia*, respectivamente), para alimentação de pequenos peixes de aquário, podem ser bons itens de alimentação.

Peixes dulçaquícolas pequenos, tais como barrigudinhos e seus filhotes (*Poecilia* spp.) devem ser usados como alimento apenas em último caso, pois, além de serem mais dificilmente coletados pelas larvas, pois são muito rápidos, seus restos e líquidos corporais passados à água costumam promover a proliferação de fungos nas cubas de criação, diminuindo a quantidade de oxigênio da água e, conseqüentemente, a morte da larva. Assim, se uma dieta com peixes estiver sendo fornecida, uma limpeza mais freqüente das cubas de criação se fará

necessária. Esse mesmo comentário se faz com relação aos girinos, sendo que aqueles das espécies do gênero *Chaunus* (família Bufonidae) devem ser evitados, pois após a sua captura pelas larvas de várias espécies de Odonata, costumam ser imediatamente desprezados. Insetos terrestres de fácil criação em laboratório, tais como larvas de moscas e tenebrionídeos (Coleoptera), também podem ser oferecidos como alimento, mas geralmente possuem uma sobrevida muito curta nas caixas de criação, tendo que ser consumidos logo após o seu oferecimento.

Seja qual for a dieta ministrada, a cada oferecimento diário de comida, as cubas de criação devem ser vistoriadas, e os restos de alimento e fezes obrigatoriamente retirados. Quanto mais cuidadoso for esse procedimento, mais tempo se levará para se limpar as cubas. As fezes de Odonata, assim como a da maioria dos insetos são eliminadas ensacadas por uma membrana peritrófica, e se retiradas em tempo, com cuidado, não contaminarão a água. Larvas de vários Anisoptera costumam ejetar as fezes para fora da água.

Se possível, todas as informações referentes às larvas devem ser passadas para um caderno de laboratório onde a criação estará registrada individualmente. Fichas também podem ser usadas, mas são mais facilmente perdidas. No caso das larvas anteriores à de último estágio realizarem mudas, as exúvias deverão ser coletadas e passadas para tubos com álcool a 80°C, devidamente etiquetadas e datadas, conforme procedimento a ser descrito na seção de colecionamento.

#### LIMPEZA DAS CUBAS DE CRIAÇÃO

Como a quantidade de água em cada cuba de criação é bem pequena, e a área de contato com o ar proporcionalmente grande quando comparada com o seu volume, que são condições necessárias para uma boa aeração natural, a evaporação é, também, bastante alta. Após poucos dias, é possível perceber uma nítida diminuição do volume de água. Dessa forma, rotineiramente será necessário completar o volume de água, e, para isso, frascos com água da mesma coleta, preferencialmente, devem ser mantidos nas proximidades, garantindo uma temperatura aproximada àquela das cubas. Na ausência de água do mesmo local, água de poços ou mineral poderá ser utilizada. No caso do uso de água do abastecimento doméstico, convém deixá-la descansar por alguns dias antes de sua utilização. Após vários dias ou semanas, com alimentação e

defecação continuada da larva, a água e a própria cuba de criação tornam-se sujas. Antes da limpeza propriamente dita, a larva deve ser retirada da água junto com as folhas mortas ou outro substrato, para evitar que se estresse, e colocada em uma outra cuba ou copo, limpo e sem água. Não é necessário se ter pressa nesse procedimento, pois as larvas costumam suportar horas ou, até mesmo, dias fora da água, em locais úmidos. Logo após, a água da cuba deverá ser filtrada com a utilização de um filtro de papel para cada cuba, e passada a um recipiente de vidro limpo destinado para isso. Obviamente esses objetos deverão ser mantidos unicamente para essa finalidade. A cuba, então vazia, poderá ser lavada internamente em água corrente, unicamente, com o auxílio de uma escova pequena de cabo longo. Uma vez a cuba lavada e a água filtrada devolvida à cuba, o substrato e a larva poderão ser recolocados. O volume de água original deverá ser restaurado com a colocação de um pouco mais de água reservada para esse fim.

O procedimento descrito acima poderá ser modificado um pouco em função do substrato de ocorrência primária da larva.

#### CRIAÇÃO EM CAMPO

Larvas de muitas espécies de Odonata costumam ser extremamente sensíveis às mudanças ocorrentes nas condições da qualidade da água e da alimentação, entre o campo e o laboratório, especialmente algumas daquelas que habitam ambientes lóticos. Para essas, caso não se tenha a sorte de obter um adulto farado no campo, dificilmente se conseguirá adultos a partir de sua criação pelos métodos descritos, mais convencionais. Aparatos complexos para criação de insetos aquáticos de águas correntes em laboratório, tais como calhas com água bombeada, têm sido descritos (*e. g.* MERRITT *et al.*, 1996), mas esses, no geral, são pouco adequados aos Odonata, que podem manter-se por vários meses em um mesmo estágio. É extremamente custoso manter um aparelho complexo ligado continuamente, por meses seguidos, com a finalidade de controlar diversos parâmetros da água. Assim, na tentativa de obter adultos referentes a essas larvas é mais pertinente a sua manutenção em campo ou, no caso de serem coletadas em locais onde o pesquisador não terá chance de retornar com certa frequência, em locais naturais ou seminaturais mais acessíveis, semelhantes àqueles de sua origem. De qualquer forma, devido à natureza custosa desse tipo de

criação, ela deve ser destinada a materiais de comprovada importância para o trabalho do pesquisador. A escolha do local deverá ser feita com muita cautela levando-se em conta a ocorrência de possíveis secas, enchentes, enxurradas e visitas de curiosos, que implicarão na possível perda do material.

Para a implementação dessa modalidade de criação, considero os sacos de tela de náilon com zíper os melhores recipientes de criação para as larvas (Fig.6B). A abertura de malha deve estar relacionada com o tamanho da larva a ser criada, impedindo a sua fuga. No interior desses sacos, além das larvas, uma por cada, deve se colocar algumas folhas mortas ou gravetos como substrato. Esses sacos devem ser presos no ambiente, preferencialmente amarrados com fios ou cordões de náilon, com etiquetas de identificação plastificadas. É importante dispor os sacos em meso-habitats semelhantes àqueles onde as larvas foram encontradas. No caso de larvas fossadoras, esses sacos poderão ficar parcialmente enterrados. Nesse tipo de criação não é necessária a alimentação direta, pois os materiais do saco serão colonizados ou visitados por outros organismos aquáticos menores, que proverão

sustento às larvas. Assim, a abertura da malha não deverá ser muito pequena. Deverão ser realizadas visitas constantes, de semanais a quinzenais, para o acompanhamento do desenvolvimento das larvas. Assim que adultos farados forem detectados, eles poderão ser transportados para o laboratório com extremo cuidado e passados para as cubas de isopor, onde receberão os mesmos cuidados descritos para as formas criadas em laboratório.

#### EMERGÊNCIA DE ADULTOS EM LABORATÓRIO

Para a maior parte das espécies não é possível deixar os adultos emergirem no interior das cubas onde as larvas de último estágio foram criadas. Tendo dimensões bastante maiores que as das larvas, se não há espaço adequado suficiente para a emergência dos adultos, esses ficarão com várias partes definitivamente danificadas ou mal estiradas, tais como asas e abdome. Se bem emergidos, nas primeiras tentativas de vôo, ainda muito frágeis, certamente cairão na água do fundo da cuba e morrerão ainda com o exoesqueleto muito tenro. Muitos adultos farados precisam de espaço para caminhar antes de sua emergência. Em

um recipiente pequeno eles provavelmente se estressarão e a chance de ocorrerem emergências bem sucedidas diminui muito.

Assim, com a finalidade de se obter adultos de boa qualidade para estudos de morfologia externa, na época de sua emergência, as cubas de criação deverão ser transferidas, destampadas, com menos água que o costumeiro, para sacos grossos de papel Kraft (Fig.7A). Esses devem ser bem mais altos que as cubas, e deverão ser tampados por uma armação de tela ou fechados com uma dobra na borda superior, presa por pregadores de roupa (Fig.7B). Pequenas janelas de tela ou de plástico transparente

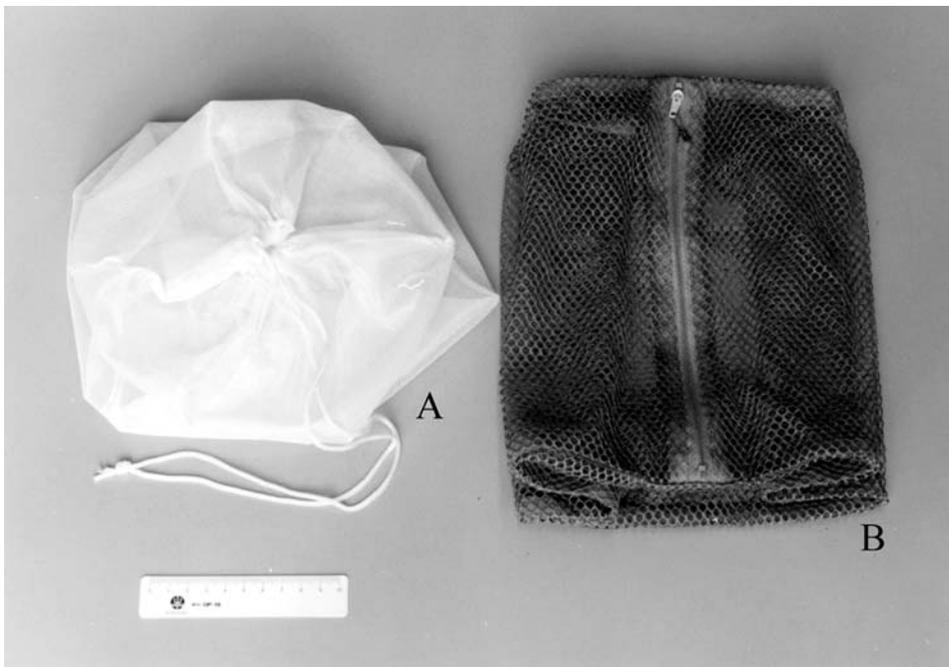


Fig.6- Sacos de tela náilon utilizados para a criação em campo de larvas de Odonata: (A) saco cilíndrico com fechamento por cordão; (B) saco cúbico com fechamento por zíper (escurecido pelo uso). Escala = 10cm.

poderão ser implementadas para facilitar o controle. Sacos ou caixas de material plástico não devem ser utilizados com essa função, pois os Odonata terão dificuldade em se agarrar. Caixas de emergência de madeira e tela, além de ocuparem muito espaço quando não estão sendo utilizadas, permitem a entrada direta de luz, fazendo com que os adultos emergidos se debatam e se quebrem. No caso das larvas de Gomphidae, maioria fossadora, a maior parte do substrato do interior da caixa deverá ficar totalmente fora da água, visto que a sua emergência costuma ocorrer em suportes horizontais, geralmente no próprio substrato. Antes de fechar os sacos de emergência de papel Kraft, deve-se borrifá-los internamente com água para que a umidade permaneça alta, pois os

adultos farados poderão ficar horas fora da água antes da emergência. Se o ambiente estiver seco a exúvia da larva de último estágio perderá muita água, ficando ressecada e rígida, o que dificultará a saída do adulto, que poderá ficar preso a ela pelas peças bucais ou pelas asas. Caso o adulto fique preso à exúvia ou caia na água e morra ainda muito tenro, esse deverá ser fixado e mantido em álcool a 80°C.

O horário da emergência de adultos costuma ser fixo para uma dada espécie, sendo que a maioria dos Odonata destina o final da noite e/ou a madrugada para isso. Seja como for, esteja bastante atento pois vários Coenagrionidae, Lestidae e Gomphidae, assim como alguns Libellulidae, costumam emergir durante o dia.

## COLECIONAMENTO

### MATERIAL

Tubos de vidro transparente, alongados, de fundo plano ou abaulado (5-10 ml); etiquetas pequenas de papel vegetal (ca. 15 x 30mm); canetas nanquim; algodão hidrófilo; frascos cilíndricos de vidro, com

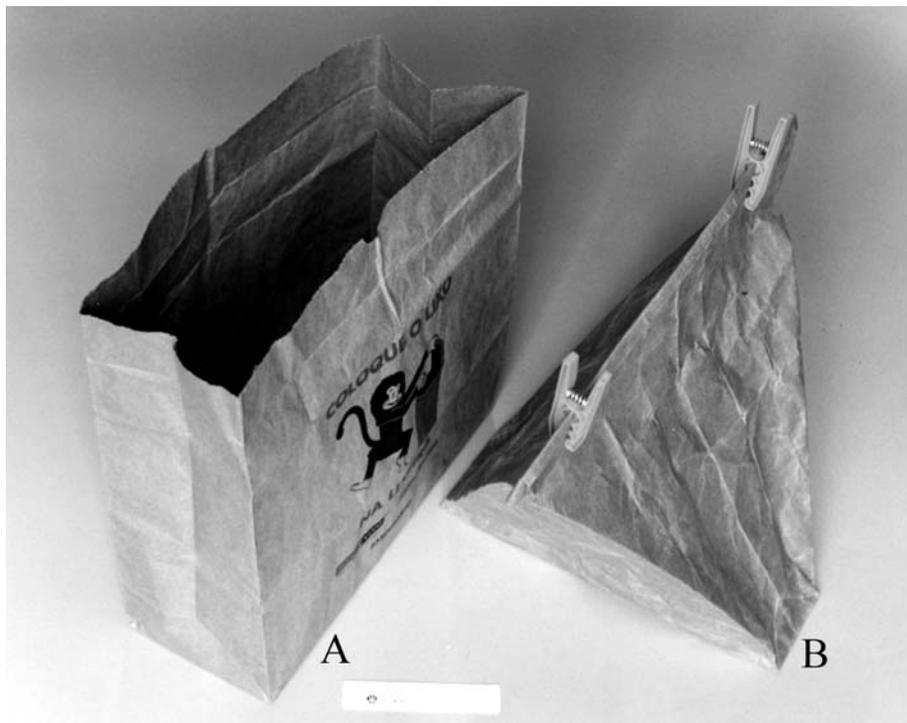


Fig.7- Sacos de papel Kraft grosso utilizados para a emergência de adultos de Odonata obtidos em laboratório: (A) saco aberto; (B) saco fechado pela borda superior por meio de pregadores. Escala = 10cm.

tampa de rosca de pressão em metal, preferencialmente (volume entre 250 e 1000ml) (Fig.8); folhas de acetato grosso, porém maleável, para a vedação das tampas dos frascos de vidro; etiquetas grandes de papel vegetal (para a identificação dos frascos); frascos plásticos de filme fotográfico, com tampa, ou semelhantes; álcool a 80%; envelopes entomológicos retangulares em polipropileno (Fig.9A); etiquetas-suporte em cartão (ou papel de cerca de 180g/m<sup>2</sup>) para os envelopes entomológicos; alfinetes entomológicos; pinças (de relojoeiro, de aço inoxidável flexível de ponta arredondada e longa e forte, com ponta denteada).

### TRATAMENTO DE ADULTOS EMERGIDOS E RESPECTIVAS EXÚVIAS PARA COLEÇÃO

Logo após a emergência em laboratório, os adultos deverão ser transferidos cuidadosamente para sacos semelhantes aos que foram utilizados para a sua emergência, porém, secos e sem janelas, onde deverão ser levados para locais pouco iluminados, com o intuito de evitar que se debatam muito e, conseqüentemente, se danifiquem. Após, aproximadamente, de quatro a sete dias, esses



Fig.8- Frasco cilíndrico de vidro, volume de 1 l, com tampa de rosca de pressão em metal, para o colecionamento de larvas de Odonata (notar o disco de acetato maleável inserido entre o frasco e a tampa e, internamente, os tubos de vidro com exemplares, fechados por chumaços de algodão, imersos no líquido conservante). Escala = 10cm.

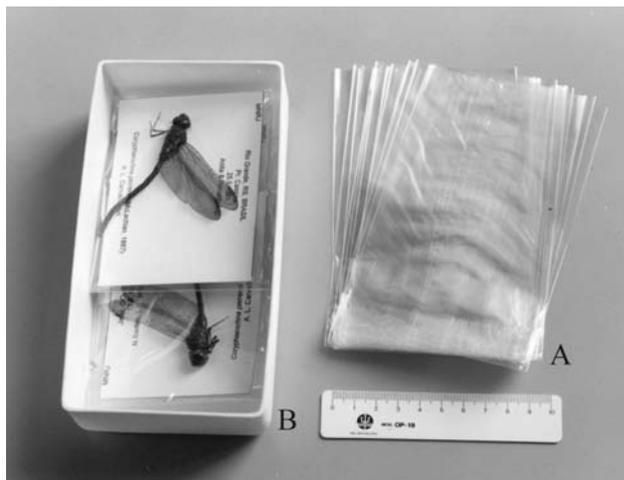


Fig.9- Colecionamento de adultos de Odonata: (A) envelopes entomológicos retangulares em polipropileno; (B) caixa plástica com exemplares adultos inseridos nos envelopes de polipropileno (notar a etiqueta-suporte impressa em cartão, inserida conjuntamente). Escala = 10cm.

estarão mortos e deverão, preferencialmente, no caso dos Anisoptera de maior porte, ser prontamente eviscerados com linha, semelhante ao descrito por DINIZ (1964), e transferidos para secagem em estufa a 35°C, no máximo. Nesse caso, tais adultos emergidos em laboratório ficarão em envelopes entomológicos (Fig.9A-B), preferencialmente (NEEDHAM *et al.*, 2000), ou espetados, em caixas entomológicas, à semelhança dos demais adultos coletados em campo. O método apresentado por YOUNG (1966), no qual os adultos são resfriados e desidratados em etapas em refrigeradores, também pode ser de alguma valia. Por mais tempo que os adultos emergidos sejam mantidos vivos no laboratório, o seu tegumento sempre será pouco rígido quando comparado com o de adultos da mesma espécie coletados no campo. Assim, a fixação em acetona, largamente recomendada para a manutenção das cores em Odonata adultos (*e. g.* NEEDHAM *et al.*, 2000), deverá ser evitada, visto que, após a secagem do exemplar, esse ficará muito ressecado e amarrotado, praticamente imprestável para trabalhos que levem em consideração a morfologia externa.

As exúvias poderão ser acondicionadas a seco, espetadas em alfinetes entomológicos ou em frascos de plástico e guardadas conjuntamente com os respectivos adultos, em caixas. Essas poderão, também, ser guardadas em tubos de vidro alongados, em álcool a 80°C, o que facilitará o seu posterior estudo, mas que por outro lado afastará fisicamente os adultos de suas respectivas exúvias na coleção, o que poderá potencialmente causar transtornos ao pesquisador. Nesse caso, a etiquetagem deverá incluir códigos ou números para relacionar materiais derivados de um mesmo exemplar em distintas coleções. Outra possibilidade é fixar e conservar as exúvias e respectivos adultos em meio líquido, no mesmo frasco, o que também não é totalmente adequado para os adultos. Seja como for, essa decisão deve estar de acordo com as práticas correntemente adotadas para a coleção na qual o material obtido será depositado.

#### TRATAMENTO DE LARVAS FIXADAS EM MEIO LÍQUIDO PARA COLEÇÃO

As larvas coletadas em campo devem ser separadas criteriosamente, na medida do possível, em tipos morfológicos que englobem diferentes estádios, sendo cada conjunto acondicionado em um mesmo tubo de vidro. Invariavelmente o líquido a ser utilizado para a sua preservação será álcool a 80%. Nesse tubo, será inserida uma etiqueta com todos

os dados pertinentes. Uma segunda etiqueta com a identificação do material será colocada posteriormente. O seu fechamento se dará através de um chumaço de algodão embebido em álcool. Esse chumaço deverá entrar justo na boca do tubo, e ser mergulhado na coluna de álcool. Bolhas de ar deverão ser obrigatoriamente eliminadas. Assim, esses tubos com as larvas, serão acondicionados em frascos altos de vidro de boca larga, com álcool numa altura maior que a dos tubos, permitindo que o álcool dos tubos tenha contato com aquele do frasco, externo aos tubos, através dos chumaços de algodão (Fig.8). Para que a vedação do frasco seja efetiva, e o meio líquido preservativo não corra a tampa de metal, um pedaço de plástico ou acetato grosso maleável deverá ser inserido entre ambos, isolando-os (Fig.8). Mesmo que a tampa se deteriore com o tempo e nela apareçam furos o isolamento do frasco estará garantido. Tampas de plástico, aparentemente mais adequadas por não oxidarem, costumam ressecar e rachar após alguns anos de contato com o líquido preservativo. Os frascos, para serem identificados, poderão possuir uma etiqueta maior de papel vegetal, entre os tubos e a sua parede interna. Assim preparados, tais frascos poderão estocar materiais por vários anos sem que o teor de álcool diminua. Seja como for, a inspeção e a correção do teor de álcool desse tipo de coleção é bem simplificada, visto que a concentração dentro dos tubos será a mesma na sua parte externa, dentro dos frascos. Exúvias das larvas criadas em laboratório, assim como alguns de seus respectivos adultos, deverão ser acondicionados da mesma forma descrita acima. A identificação das larvas de últimos estádios se procederá com o auxílio da literatura específica ou através da identificação dos adultos obtidos da criação de larvas de mesmos tipos morfológicos, provenientes de coletas paralelas, na mesma localidade. Esse procedimento permite que as larvas jovens, que podem ser morfológicamente muito diferentes das maduras, sejam também passíveis de identificação, com a associação entre indivíduos de uma mesma série ontogenética. Assim, sublinho a necessidade absoluta de se manter tais indivíduos agregados em lotes morfológicos, pois a identificação de larvas muito jovens isoladas é praticamente impossibilitada, já que a descrição de formas larvais de Odonata é geralmente restrita ao último estágio, e as chaves de identificação existentes, baseadas nessas informações.

## AGRADECIMENTOS

Aos colegas Jorge Luiz Nessimian e Nelson Ferreira Jr. (Universidade Federal do Rio de Janeiro), pelo companheirismo durante vários anos no trabalho com insetos aquáticos, além da utilização do laboratório e da coleção sob sua responsabilidade. Aos dois revisores anônimos, pelas inúmeras sugestões para melhoramento do manuscrito.

## REFERÊNCIAS

- BUTLER, S., 2001. Artificial rearing (chapter 11). In: SILSBY, J. (Ed.) **Dragonflies of the World**. London: The Natural History Museum. p.191-194.
- CARLE, F.L., 1979. Environmental monitoring potential of the Odonata, with a list of rare and endangered Anisoptera of Virginia, United States. **Odonatologica**, **8**(4):319-323.
- CARVALHO, A.L., 1992. Aspectos da biologia de *Coryphaeschna perrensi* (McLachlan, 1887) (Odonata, Aeshnidae), com ênfase no período larval. **Revista Brasileira de Entomologia**, **36**(4):791-802.
- CARVALHO, A.L., 1999. Ordem Odonata (cap.22). In: ISMAEL, D.; VALENTI, W.C.; MATSUMURA-TUNDISI, T. & ROCHA, O. (Eds.) **Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil. Síntese do conhecimento ao final do século XX, 4: Invertebrados de água doce**. São Paulo: FAPESP. p.149-155.
- CARVALHO, A.L. & CALIL, E.R., 2000. Chaves de identificação para as famílias de Odonata (Insecta) ocorrentes no Brasil - adultos e larvas. **Papéis avulsos de Zoologia, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo**, **41**:223-241.
- CARVALHO, A.L. & NESSIMIAN, J.L., 1998. Odonata do Estado do Rio de Janeiro, Brasil: habitats e hábitos das larvas. In: NESSIMIAN, J.L. & CARVALHO, A.L. (Eds.) **Ecologia de insetos aquáticos (Serie Oecologia Brasiliensis 5)**. Rio de Janeiro: PPGE-UFRJ. p.3-28.
- CORBET, P.S., 1980. Biology of Odonata. **Annual Review of Entomology**, **25**:189-217.
- CORBET, P.S., 1983. **A biology of dragonflies**. Faringdon: E.W.Classey Ltd. xvi+247p.
- CORBET, P.S., 1999. **Dragonflies. Behavior and ecology of Odonata**. Ithaca: Cornell University Press. xxxiii+829p.
- COSTA, J.M.; IRINEU-DE-SOUZA, L.O. & OLDRINI, B.B., 2004. Chave para a identificação das famílias e

- gêneros das larvas conhecidas de Odonata do Brasil: comentários e registros bibliográficos (Insecta, Odonata). **Publicações Avulsas do Museu Nacional**, **99**:1-44.
- DINIZ, M.A., 1964. Captura, preparação e conservação de insectos. **Memórias e Estudos do Museu Zoológico da Universidade de Coimbra**, **290**:1-62.
- MERRITT, R.W.; RESH, V.H. & CUMMINS, K.W., 1996. Design of aquatic insect studies: collecting, sampling and rearing procedures. In: MERRITT, R.W. & CUMMINS, K.W. (Eds.) **An introduction to the aquatic insects of North America (third edition)**. Dubuque: Kendall/Hunt Publishing Company. p.12-28.
- NEEDHAM, J.G., 1899. Directions for collecting and rearing dragon flies, stone flies, and may flies. **Bulletin of the United States National Museum**, **39**:1-9.
- NEEDHAM, J.G.; WESTFALL, JR., M.J. & MAY, M.L., 2000. **Dragonflies of North America**. Gainesville: Scientific Publishers. xv+940p.
- ROSENBERG, D.M. & RESH, V.H., 1993. **Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates**. New York: Chapman & Hall. ix+488p.
- SANTOS, N.D., 1981. Odonata. In: HULBERT, S.H.; RODRÍGUEZ, G. & SANTOS N.D. (Eds.) **Aquatic biota of Tropical South America, part 1: Arthropoda**. San Diego: San Diego State University. p.64-85.
- WHEDON, A.D., 1942. Some observations on rearing Odonata in the laboratory. **Annals of the Entomological Society of America**, **35**(3):339-342.
- YOUNG, A.M., 1966. A new method for preserving color patterns and color brilliance in dragonflies. **Turtox News**, **44**:58-59.