

Técnicas de captura de Hymenoptera (Insecta)

Capture techniques for Hymenoptera (Insecta)

Frederico Machado Teixeira*

Este artigo é uma revisão de métodos de amostragem comumente usado para o censo Hymenoptera. Considerações sobre qual método é aplicável em determinadas situações são feitas. Indicação de análise e programas computacionais são sugeridos. Aborda o problema da dificuldade de identificação de espécies coletadas, e formas de reduzir essa dificuldade, como a utilização de sistemas computacionais on-line para a identificação das espécies tanto por meio de fotos de alta qualidade digital como por meio de análises moleculares com comparação de sequência genética em banco de dados de referência.

This article is a review of sampling methods commonly used for the Hymenoptera census. Considerations on which method is applicable in certain situations are made. Instructions for analysis and computational programs are suggested. The study addresses the issue of difficulty in the identification of species collected, as well as ways to reduce this problem, such as the use of computer systems for online identification of species by means of high-quality digital photos compared to molecular analysis of genetic sequence in reference databases.

Palavras-chave: Método de coleta. Amostragem. Censo. Aculeata. Populações naturais.

Key words: Collecting method. Sampling. Census. Aculeata. Natural populations.

Introdução

Meson & Hubert (1898) chamaram a atenção para o grande número de espécies existentes em quatro grandes ordens de insetos: Hymenoptera, Diptera e Lepidoptera (cerca de 100.000 espécies cada) e Coleoptera (aproximadamente 300.000 espécies). Hoje existem em torno de 115 a 125 mil espécies de Hymenoptera determinadas, representadas na região neotropical por 20 superfamílias, 77 famílias, 2.527 gêneros e cerca de 24.000 espécies (FERNANDEZ, 2000; SHARKEY, 2007). As estimativas mais conservadoras sobre a diversidade total da ordem são de valores aproximados entre 600.000 e 1.200.000 espécies, indicando que cerca de 60 a 88% da ordem continua desconhecida ou sem descrição (GRIMALDI; ENGEL, 2005; SHARKEY, 2007).

A maioria dos espécimes de Hymenoptera é alada, apresentando dois pares de asas membranosas, com pouca venação, transparentes a translúcidos, o que dá o nome à ordem. Podem apresentar tamanho diminuto, de 0,25 mm (micro-himenópteros

* Mestre em Zoologia pelo Museu Paraense Emílio Goeldi – MPEG, Doutorando em Ecologia e Recursos Naturais pela Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF, Campos dos Goytacazes, RJ. E-mail: teixeira_fm@yahoo.com.br.

Chalcidoidea) a médio, com 70 mm (gênero *Pepsis*), e aparelho bucal do tipo mastigador, muitas vezes modificado para lamber ou sugar (RUPERT; BARNES, 1996; BRUSCA; BRUSCA, 2003; GRIMALDI; ENGEL, 2005).

Os representantes da ordem possuem variabilidade quanto às suas características ecológico-comportamentais, podendo ser encontrados insetos ecto ou endoparasitas, hiperparasitoides, formadores de galhas, comedores de sementes, nectarívoros, polinívoros ou carnívoros, solitários, semissociais ou eussociais. Além das variações apresentadas, espécies eussociais apresentam ainda polimorfismo, evidenciado pelas distintas formas morfofuncionais de castas, como observado em formigas, cujas operárias são menores que soldados, que por sua vez são menores que a rainha (GOULET; HUBERT, 1993; AUSTIN; DOWTON, 2000; GRIMALDI; ENGEL, 2005; SPEIGHT et al., 2008).

As associações entre Hymenoptera e plantas são comuns. As formigas predadoras ou onívoras protegem as plantas, assim como abelhas e vespas as polinizam, podendo essas interações serem obrigatórias (JANZEN, 1966; SIMPSON & NEFF, 1981), ou não (BENTLEY, 1977). Estudos indicam grande participação das abelhas nativas na polinização tanto de plantas nativas como em culturas agrícolas (TSCHARNTKE et al., 1998, IMPERATRIZ-FONSECA, 2004; KLEIN et al., 2006; MULLER et al., 2006).

Na região Norte Fluminense existem poucos estudos abordando a importância dessas relações entre Hymenoptera e vegetação (GAGLIANONE et al., 2010), e pouco se sabe sobre quais são e quantas são essas espécies e mesmo seu grau de conservação e importância para a região.

Alguns trabalhos existentes para a região enfocam algumas guildas específicas de abelhas como Euglossina (AGUIAR; GAGLIANONE, 2008, 2009), e estudos com abelhas e vespas solitárias (TEIXEIRA; GAGLIANONE, 2008). Esses estudos são o ponto inicial para a identificação de espécies indicadoras de qualidade ambiental. Essas guildas estudadas já foram apontadas como fortes candidatas a bioindicadores (PERUQUETTI et al., 1999, TONHASCA et al., 2002).

Não diferentemente, formigas vêm sendo utilizadas na Austrália como indicador do grau de recuperação de ambientes após uma perturbação (ANDERSEN; MAJER, 2004). Na região de restingas do Norte Fluminense encontramos pelo menos uma espécie endêmica, *Atta robusta* Borgmeier (Formicidae), ameaçada criticamente de extinção (MACHADO et al., 2008), e sua presença pode também indicar a qualidade do ambiente (ANDERSEN; MAJER, 2004; ANDERSEN et al., 2004).

Entretanto, para se conhecer a totalidade de espécies do Norte Fluminense, faz-se necessária a utilização de diferentes técnicas de coleta para se capturar o maior número de espécies.

Metodologias de coleta

Os insetos da ordem Hymenoptera podem ser encontrados em quase todos os ambientes, podendo ser capturados durante o voo, locomovendo-se sobre o substrato, pousados em folhagens, caules, flores, copa das árvores, em ninhos próprios ou de outros insetos, dentro de galhos, de folhas, de frutos e de sementes, ou ainda no solo e na serrapilheira. As técnicas de captura utilizadas para a amostragem dessa ordem variam, principalmente, por se tratar de um grupo com grande diversidade, com diferentes hábitos alimentares e comportamentais.

É recomendado que, sempre que possível, os hábitos dos insetos sejam observados anteriormente à sua coleta, para que se possa determinar o método adequado (técnicas de coleta). O conhecimento prévio do *habitat* também aumenta as chances de êxito de captura. Alguns métodos são excelentes para se coletar grande número de indivíduos ou espécies, enquanto outros são menos produtivos em quantidade de espécies, mas são excelentes pela qualidade, podendo coletar espécies pouco representadas (espécies raras) (FRANKIE et al., 2002; AGOSTI; ALONSO, 2003). É aconselhável a utilização de vários métodos de coleta quando o objetivo for o censo de espécies de uma determinada área geográfica, a fim de se estimar o maior número possível de grupos com diferentes características ecológicas e comportamentais (SCHAUFFE, 1986).

Os principais métodos de coleta podem ser divididos em dois grupos: A) captura direta ou ativa, quando o coletor participa ativamente do processo de captura, utilizando pinças, redes entomológicas ou outros aparatos; B) captura passiva ou de espera, quando são utilizadas armadilhas para a captura dos espécimes (SCHAUFFE, 1986). A seguir são descritas algumas das principais técnicas utilizadas para a captura de Hymenoptera.

Captura direta

No intuito de maximizar a eficiência de coleta ativa podem ser utilizadas cevas (iscas) para atrair insetos a serem coletados. Normalmente, são oferecidas frutas, carne, melaço, água com açúcar, feromônios e essências (SILVEIRA et al., 2005; ELPINO-CAMPOS et al., 2007; NOLL; BRUNO, 2009). Diversas técnicas podem ser utilizadas no método de captura ativa, tais como as seguintes.

Busca ativa

A busca ativa é, provavelmente, o método mais indicado para uma amostragem completa da riqueza de Hymenoptera de uma localidade, porque permite ao pesquisador ou coletor buscar e selecionar visualmente as espécies alvo (SARMIENTO-MONROY, 2003; IMPERATRIZ-FONSECA et al., 2006; SILVA; SILVEIRA,

2009). O procedimento ainda possibilita a obtenção de conhecimento dos hábitos e comportamento das espécies coletadas, quando são pouco conhecidos ou inexistentes na literatura, ou ainda para a comparação entre áreas de estudo. Entretanto, existem três problemas para esse tipo de amostragem: (1) o esforço despendido é grande, o que dificulta o monitoramento de longo tempo; (2) algumas espécies têm comportamento ou habitam locais crípticos, ou ainda são pequenas, o que dificulta sua visualização e captura; (3) o sucesso e qualidade dessa coleta é diretamente afetado pela habilidade do coletor com o método de captura utilizado e de reconhecimento das espécies alvo (SARMIENTO-MONROY, 2003).

Diferentes instrumentos podem ser utilizados para auxiliar a captura dos espécimes na busca ativa, tais como:

Chumaço de algodão embebido em álcool

Técnica utilizada, principalmente, para a coleta de espécimes não alados arbustivo-arbóreos, como formigas. O chumaço de algodão embebido em álcool deve ser colocado sobre o inseto a fim de paralisá-lo. Posteriormente, com o auxílio de uma pinça ou pincel, o espécime é transferido para um frasco. Não requer muita precisão do coletor, pois o álcool imobiliza o alvo a ser coletado. Sua desvantagem é que a aplicação dessa técnica em superfícies irregulares e pouco firmes como folhas moles ou gramíneas é dificultosa (SARMIENTO-MONROY, 2003). Em contrapartida, os espécimes são capturados individualmente, o que direciona as coletas apenas para a espécie ou grupo alvo.

Coleta com pinça

As pinças podem alcançar lugares de difícil acesso, sendo utilizadas para coleta de espécimes sobre diferentes substratos. Deve-se tomar cuidado na escolha da pinça, pois uma pinça muito rija pode danificar os insetos, tornando impossível a identificação taxonômica, de forma que as mais indicadas são as mais leves e maleáveis. Essa técnica exige maior habilidade do coletor em relação ao uso do algodão, pois o espécime alvo não se encontrará paralisado. Como no item anterior, a captura é feita somente dos insetos alvo (SARMIENTO-MONROY, 2003).

Coleta com pincel

Pincéis arredondados, com ponta aguda, umedecidos com álcool, podem ser utilizados para a captura, principalmente, de formigas de médio a pequeno porte. O pincel atinge diversos tipos de substratos de difícil acesso, tais como frestas ou

orifícios não alcançados pelo chumaço de algodão ou pinça. A força coesiva álcool-pincel-espécime faz com que o espécime fique aderido ao pincel. Não se exige muita habilidade do coletor. No entanto, alguns espécimes podem sentir o cheiro do álcool e se afugentarem. Não são coletadas espécies de média a grande dimensão com essa metodologia por haver dificuldade de aderência ao pincel (SARMIENTO-MONROY, 2003).

Aspiradores e dispositivos de sucção (“Aspirator” ou “Lewinsky”)

Esta metodologia consiste em aspirar o espécime para um frasco com o auxílio de sucção bucal, mecânica ou elétrica (Figura 1). Não exige muita habilidade do coletor. Como os filtros de saída de ar deixam passar esporos, poeira e pólen, o uso intensivo do aparelho do tipo sucção bucal pode trazer alergia ou doença respiratória. Além disso, a quantidade de material sugado junto com o espécime pode ser um inconveniente para a triagem dos insetos e limpeza do aspirador. Essa técnica possibilita a captura de qualquer espécie de Hymenoptera que seja menor que o diâmetro do tubo do aspirador (SCHAUFF, 1986; SARMIENTO-MONROY, 2003).

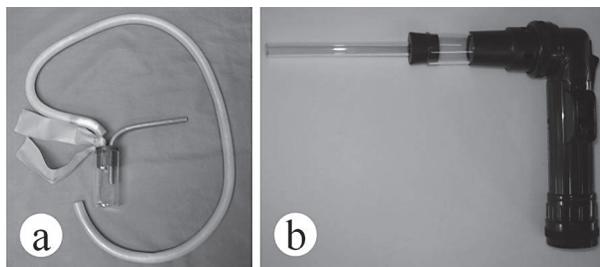


Figura 1 - Modelos de aspiradores para captura de insetos: a) aspirador de sucção bucal (www.inbio.ac.cr); b) aspirador elétrico

Fonte: www.entosupplies.com.au

Rede Entomológica (“insect net”)

É a técnica mais utilizada para captura ativa de insetos adultos em voo ou pousados em flores (REYES-NOVELO et al., 2009). Pode ser utilizada ainda em espera sobre algum tipo de isca (essências aromáticas ou carne, por exemplo) para a coleta, principalmente, de abelhas e vespas. Esse tipo de rede (Figura 2a) deve ser o mais leve possível, sendo também razoavelmente forte e durável. O tamanho pode variar de acordo com os objetivos do estudo ou área de coleta. Insetos de voo rápido dificilmente são capturados por coletores inexperientes (WESTPHAL et al., 2008).

As coletas podem ser direcionadas, coletando-se uma ou algumas espécies

alvo, tendo a vantagem de se obter dados secundários de horário de visitação e planta visitada, além de ser possível a estimativa do horário de atividade das espécies (AYALA, 1988; ELPINO-CAMPO et al., 2007; AGUIAR; GAGLIANONE, 2008). Para análises polínicas ou de outros materiais aderidos ao corpo, as coletas devem ser individuais e os espécimes devem ser coletados individualmente, e alocados, em frascos mortíferos (geralmente com acetato de etila). Para estudos genéticos, os espécimes devem ser preservados individualmente em álcool etílico 90% a 95%, e, posteriormente, congelados a -16 oC, não devendo ser mortos com acetato (QUICKE, 1999; MACGOWN; BROWN, 2006).

A amostragem com rede pode ainda ser generalizada fazendo-se varredura e coletando-se espécimes que não estão à vista. Neste caso, utiliza-se uma rede mais resistente (Figura 2b) e recomenda-se colocar todo o saco coletor da rede de varredura dentro de um recipiente com um chumaço de algodão embebido em acetato de etila para matar todos os insetos, evitando assim que algum inseto escape (AZEVEDO et al., 2002).



Figura 2 - Redes entomológicas: a) rede entomológica comum (www.entosupplies.com.au); b) rede entomológica de varredura

Fonte: www.insectsofiowa.com

Guarda-chuva entomológico/ batedor entomológico (“Beating sheets/ trays”)

O guarda-chuva entomológico deve ser feito de tecido resistente, de preferência branco, normalmente com dimensões de 1 m². Duas hastes de madeira cruzadas e encaixadas em cada ponta do tecido dão sustentação à estrutura (Figura 3). Deve-se colocar o guarda-chuva sob uma árvore ou arbusto e bater fortemente nos ramos e folhas com um porrete ou vara. Os insetos cairão sobre o tecido e poderão ser retirados com as mãos, pinça, pincel umedecido ou um aspirador. Esse método coleta, principalmente, espécies de formigas. A localização de espécimes pode ser dificultada devido às folhas ou outros materiais indesejados caídos sobre o guarda-chuva. Necessita-se de alguma agilidade do coletor e, normalmente, a técnica é feita por mais de uma pessoa (SCHAUFF, 1986; SARMIENTO-MONROY, 2003).

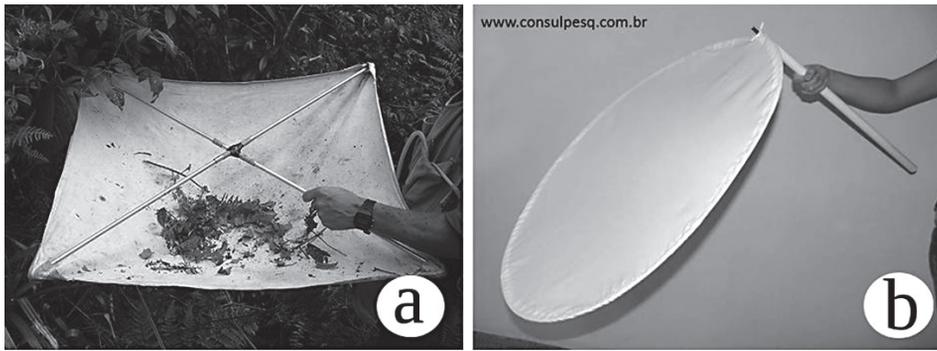


Figura 3 - Modelos de guarda-chuva entomológico: a) modelo tradicional quadrado (www.inbio.ac.cr); b) modelo redondo dobrável

Fonte: www.consulpesq.com.br.

Peneiras, Extratores e Separadores

Estes métodos são usados para coletar insetos que vivem na serrapilheira, madeira podre, ninhos de mamíferos e aves, e sedimentos costeiros. Peneiras são especialmente úteis para coletar insetos que hibernam no inverno ou possuem diapausa. Qualquer recipiente telado pode ser usado como peneira. Para coletas gerais é utilizada uma malha com 0,5 mm, podendo apresentar dimensões maiores dependendo da espécie alvo, e o material deve ser peneirado suavemente sobre uma bandeja branca ou pano branco. Os espécimes devem ser coletados com auxílio de pinça, pincel ou aspirador (SCHAUFF, 1986).

Extratores e separadores são variações da utilização de peneiras. A diferença é que esses dispositivos direcionam a coleta de insetos através da variação de condições físicas tais como calor, luminosidade ou desidratação, impelindo sua saída do substrato. Os modelos mais conhecidos são o extrator Winkler (Figura 4), que se utiliza da luminosidade natural para a separação dos insetos, e o funil de Berlese/Tullgren (Figura 5), que possui um bulbo de luz incandescente como fonte de energia luminosa e calor. Ambos possuem estruturas que direcionam os espécimes do substrato para um recipiente com álcool. Essa técnica é bastante utilizada em estudos da mirmecofauna de solo (SCHAUFF, 1986; ALONSO; AGOSTI, 2000; SARMIENTO-MONROY, 2003).

Essas técnicas são menos específicas, coletando vários grupos taxonômicos, não sendo seletivas apenas para Hymenoptera, o que acarreta em um maior trabalho de triagem e manutenção do material coletado, como a necessidade de outros tipos de reagentes e material utilizados para a preservação de diferentes espécies, podendo gerar ainda um grande volume de material, necessitando maior logística para o seu armazenamento.

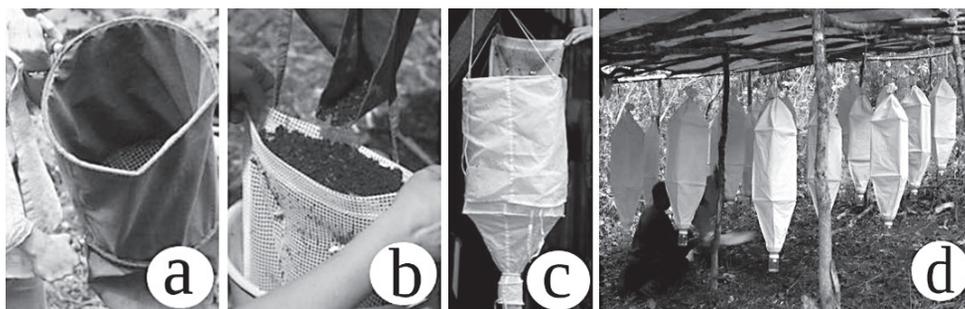


Figura 4 - Sequência de utilização do Extrator Winkler:

a) em detalhe a peneira; b) a serrapilheira sendo colocada na malha; c) a malha sendo inserida no extrator; d) extratores Winkler fechados para a finalização do processo

Fonte: www.llama.evergreen.edu

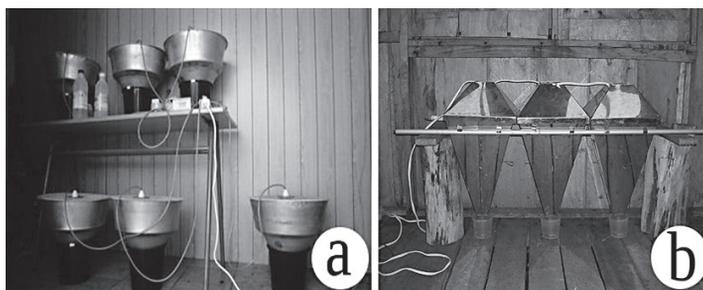


Figura 5 - Exemplos de Funis de Berlese:

a) funis menores utilizados quando se tem pouco espaço ou pequeno volume amostrado. Fonte: www.qm.qld.gov.au; b) funis maiores, para grandes amostras. Fonte b): www.inbio.ac.cr

Armadilha luminosa (“Light trap”)

Técnica bastante eficiente para captura de himenópteros noturnos como, por exemplo, abelhas dos gêneros *Megalopta* e *Ptiloglossa* (REYES-NOVELO et al., 2009). É constituído por anteparos iluminados para a atração dos insetos. Um simples pano branco, pendurado ao ar livre durante a noite, com uma fonte de luz projetada em sua direção é uma boa opção, podendo serem utilizadas diversas fontes luminosas, tais como lâmpadas de mercúrio (fluorescentes), luz ultravioleta, luz negra, faróis à gasolina, ou faróis automotivos (Figura 6). Os insetos atraídos ficam pousados sobre o lençol, sendo facilmente coletados em frascos, com pinças ou recipientes. O coletor deve permanecer próximo ao anteparo, ou fazer verificações periódicas (SCHAUFF, 1986). As fontes luminosas necessitam de alimentação e, neste caso, pode ser necessário carregar baterias automotivas ou outra fonte de energia, o que dificulta a amostragem em locais remotos. Ramamurthy et al. (2010) testaram a eficiência de diferentes tipos de fonte luminosa (luz negra, de mercúrio e ultravioleta) e indicaram que as lâmpadas de mercúrio são mais eficientes para a captura de himenópteros, em relação à luz negra e à ultravioleta.

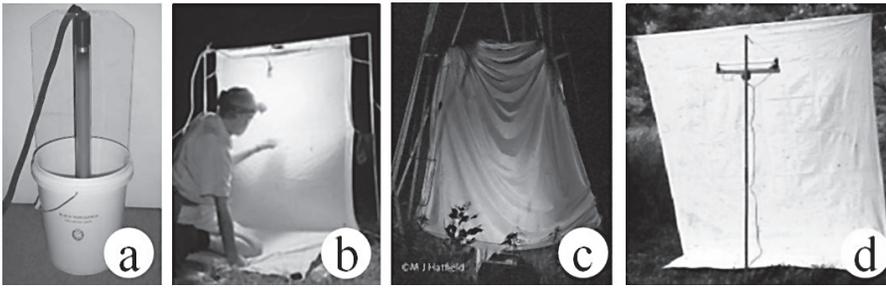


Figura 6 - Modelos de armadilha luminosa para atração dos insetos:

a) anteparo transparente com luz negra fluorescente tubular. Fonte: www.southeasterninsectaries.com; b) pano branco em estrutura metálica com fonte de luz branca fluorescente compacta. Fonte: www.qm.qld.gov.au; c) lençol pendurado com fonte de luz ultravioleta fluorescente tubular. Fonte: www.insectsofiowa.com; d) lençol pendurado com fonte de luz branca fluorescente tubular. Fonte: Schauff, 1986

Termonebulização ou fumigação (“fogging”)

É uma técnica que utiliza inseticida dissolvido em querosene, que ao ser queimado veicula a substância através da fumaça. Normalmente, o inseticida utilizado é um piretroide natural com baixa toxicidade para vertebrados, que se decompõe rapidamente em contato com a luz, não deixando resíduos tóxicos no ambiente. Os insetos atingidos caem em bandejas coletoras de 1 m² de diâmetro, dispostas sob a árvore alvo e suspensas cerca de 1 m do solo (STORK; HAMMOND, 1997) (Figura 7).

A termonebulização é uma técnica que vem sendo aplicada de maneira padronizada, com a utilização de no mínimo 20 bandejas cônicas. A termonebulização da copa da árvore (dossel) ocorre de madrugada entre 04:00 e 06:00 horas da manhã, horário com menos vento; o tempo de espera é de, aproximadamente 2 horas para a queda dos espécimes; as bandejas devem ser lavadas com álcool etílico 80% para retirada das amostras (STORK et al., 1997). Trabalhos realizados em palmeiras apresentam algumas modificações (BATTIROLA et al., 2005). Floren (2005) ressalta que os resultados para a mirmecofauna arbórea pode ser subestimada em sua abundância e importância na amostra, indicando a utilização de iscas no dia posterior à termonebulização, para a localização de ninhos de formigas que não foram amostradas.

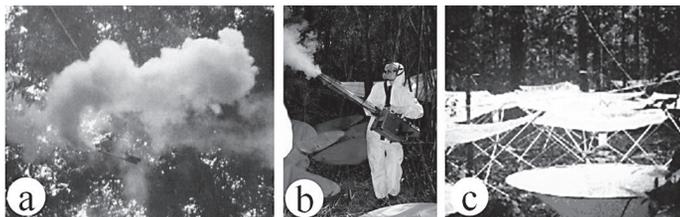


Figura 7 - Sistemas utilizados na técnica de termonebulização:

a) fumigador içado por polias e cordas. Fonte: Modificado de Stork, 1988; b) pesquisador com roupa de proteção utilizando o fumigador (foto de C. Griswold: www.nature.berkeley.edu); c) bandejas de colet. Fonte: www.nhm.ac.uk

A técnica exige um trabalho intensivo e possui equipamentos relativamente volumosos, necessitando de uma boa equipe. Não pode ser utilizada em condições de muito vento ou chuva e não é seletiva, afetando vários artrópodes e ainda comunidades presentes em plantas próximas ao ponto de aplicação do inseticida (STORK; HAMMOND, 1997).

Captura passiva

A captura passiva é um método melhor empregado para a amostragem em longo prazo; entretanto, com esse tipo de abordagem não é possível observar o comportamento das espécies coletadas, excetuando casos como observações da ocupação de ninhos-armadilha (SCHAUFFE, 1986). As técnicas utilizadas para o método de captura passiva são descritas a seguir.

Armadilha de interceptação de voo

De acordo com essa técnica, podem ser encontrados diversos tipos de armadilhas, como as que seguem:

Vidros ou painéis (Windowpane)

O tipo mais simples de armadilha de interceptação de voo é um anteparo como vidro, tela ou painel sobre estacas ou amarrados a árvores e recipientes com meio líquido em sua porção inferior (Figura 8). Os insetos são coletados quando colidem com o anteparo e caem nos recipientes com líquido (SCHAUFFE, 1986). Outra técnica de captura consiste na utilização de uma rede de cerca de 1,8 m de altura, disposta em forma de “V”, entre três estacas, com um teto também em forma de “V” que desce sutilmente em sentido contrário à abertura, onde se coloca um frasco coletor. Para maximizar as coletas, deve-se colocar o vértice do V em direção à maior luminosidade ou em direção contrária ao vento. Essa técnica coleta qualquer tipo de inseto alado, não sendo, portanto, seletiva (SCHAUFFE, 1986).

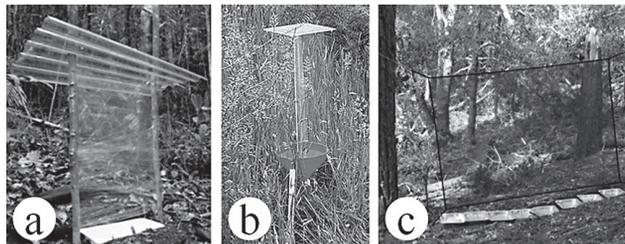


Figura 8 - Tipos de anteparos de interceptação de voo:

a) anteparo feito de filme de PVC transparente com cobertura. Fonte: www.qm.qld.gov.au; b) anteparo móvel em acrílico. Fonte: www.landcareresearch.co.nz; c) painel de rede transparente de nylon, sem cobertura. Fonte: www.sbnature.org

Armadilha Malaise (Malaise trap)

É uma armadilha de interceptação de voo que consiste de uma tenda aberta com uma ou mais divisórias, com laterais de cor escura e uma cobertura inclinada de cor clara para direcionar os insetos ao frasco coletor (total ou parcialmente transparente), situado na parte mais alta, contendo substância fixadora (como álcool etílico 70% ou etileno glicol 10%) ou gás mortífero para coleta a seco (como acetato de etila, cianeto de potássio ou cianeto de sódio). O contraste de cor entre a parte inferior e a parte superior é importante para induzir os insetos a subirem à procura de luz (Figura 9). Atualmente, todas as armadilhas do tipo tenda que se destinam à subida de insetos em direção à luz são conhecidas como Malaise. Deve-se ressaltar ainda, que o desenho, o tamanho das armadilhas, o tamanho da malha e local onde são montadas interfere significativamente no resultado das coletas (DARLING; PACKER, 1988).

A armadilha é facilmente montada por meio de cordas que partem das extremidades do tecido e podem ser amarradas em estacas, galhos, troncos ou raízes da vegetação. Essa técnica pode ficar montada por tempo indeterminado, de dia e de noite. Para otimização da coleta, deve-se montar a armadilha transversalmente a caminhos naturais (sobre riachos) ou artificiais (picadas, estradas) onde os insetos preferem voar. Em áreas abertas, deve-se montar, preferencialmente, em sentido transversal ao do vento e em áreas fechadas, de floresta, recomenda-se orientar o frasco coletor no sentido de maior luminosidade (GRESSITT; GRESSITT, 1962; MASNER; GOULET, 1981; KOJIMA; ACHTERBERG, 1997).

Essa técnica de coleta captura diversos grupos taxonômicos de insetos com tendência a subir devido à atração da luminosidade, e por não ser uma técnica seletiva apenas para Hymenoptera, acarreta um maior esforço de triagem e manutenção do material coletado. É bastante utilizada para estudos com Ichneumonidae (MAZON; BORDERA, 2008). Quando utilizadas para coleta de abelhas, os resultados subestimam a abundância e diversidade, porém capturam algumas espécies raras (REYES-NOVELO et al., 2009).

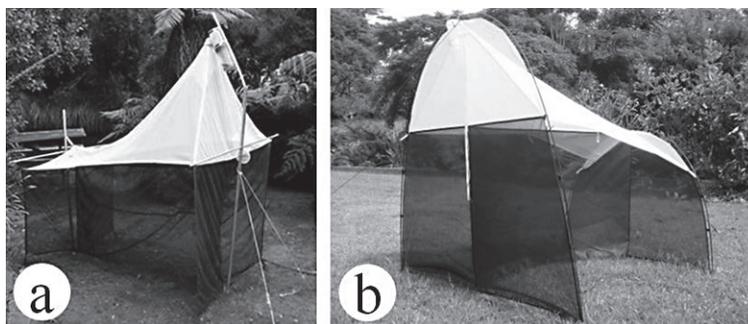


Figura 9 - Modelos de armadilha Malaise:

a) modelo quadrado com armação de metal. Fonte: www.landcareresearch.co.nz; b) modelo arredondado de fibra de carbono. Fonte: www.entosupplies.com.au.

Armadilha suspensa (“suspendable Malaise trap”)

A armadilha suspensa é uma variação de Malaise. E por ser mais leve e prática de ser montada (RAFAEL; GORAYEB, 1982) é adaptada para ser içada por uma corda a fim de coletar insetos a qualquer altura, principalmente, na copa das árvores (Figura 10). A armadilha pode ser construída com diferentes tipos de tecidos e o septo inferior pode ser de diferentes cores para funcionar como atrativo. Pode ser também montada sobre a lâmina d’água de rios e lagos (DARLING; PACKER, 1988).

O frasco coletor preso à parte superior do tecido possui externamente uma peça resistente (suporte) com dois orifícios por onde passa a corda que sustenta a armadilha. A armadilha se mantém aberta por meio de quatro tubos de PVC de ½ polegada, conectados entre si por joelhos de mesmo diâmetro (ou hastes de madeira amarradas com barbante), formando um quadrado, encaixado nos tecidos. Tem as mesmas desvantagens das apresentadas para a armadilha Malaise (RAFAEL; GORAYEB, 1982).

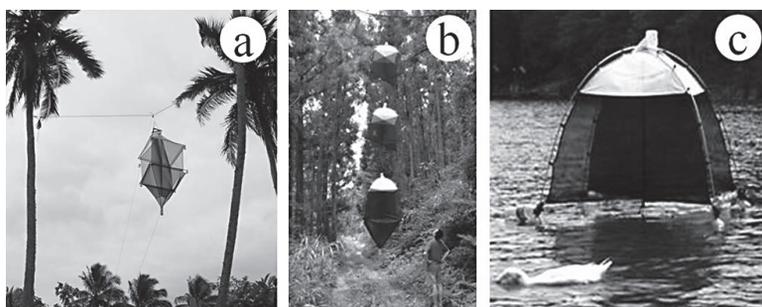


Figura 10 - Modelos de armadilha Malaise suspensa:

a) armadilha feita com tubos de PVC, suspensa por corda e roldanas. Fonte: www.biocontrol.ucr.edu; b) Malaise de fibra de carbono suspensas a diferentes alturas. Fonte: www.entosupplies.com.au; c) Malaise de fibra de carbono sobre a água. Fonte: www.entosupplies.com.au.

Técnica de bandeja d’água colorida - Armadilha de Möericke (“pan trap”)

É uma armadilha que coleta os insetos atraídos por cor (Figura 11). Consiste em bandejas ou pratos rasos de plástico ou metal colorido contendo água e um pouco de detergente, colocados ao nível do solo ou a diferentes alturas (WILLIAMS et al., 2001). Os insetos atraídos pela coloração caem no líquido, onde ficam temporariamente armazenados. A desvantagem dessa técnica é que a armadilha pode transbordar por excesso de chuvas ou pode ocorrer a evaporação do líquido em locais quentes, e ainda existe a necessidade da remoção diária do material para evitar a deterioração dos insetos coletados. Recomenda-se fazer pequenos orifícios cobertos com tela, abaixo do topo do recipiente para o extravasamento do líquido excedente. Para períodos mais prolongados de coleta é indicado o uso de etileno glicol 10% que funciona como líquido fixador, pouco volátil e permanece eficiente por um período superior a 30 dias (SCHAUFF,

1986; WILLIAMS et al., 2001; ROULSTON et al., 2007; REYES-NOVELO et al., 2009).

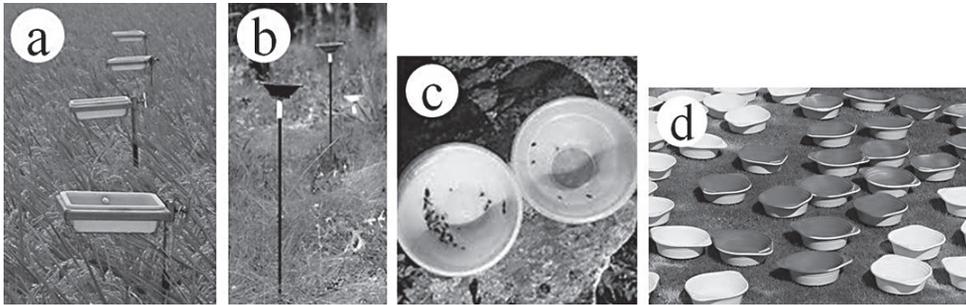


Figura 11 - Armadilha de Möericke:

a) quadras, na cor amarela, suspensas e dispostas em linha. Fonte: www.caes.gov.tw; b) bandejas redondas de diferentes cores em diversas alturas. Fonte: www.biology.cos.ucf.edu; c) comparação entre *pan trap* pintado com tinta fluorescente (esquerda) e sem a tinta fluorescente. Fonte: Foto de Stefan Schmidt: www.flickr.com/photos/stefanschmidt/4043241314/; d) *pan traps* sendo preparadas para o uso. Fonte: Foto de Nicolas Vereecken: <http://www.flickr.com/photos/90408805@N00/with/3581272686/>.

Armadilha de garrafa

Atualmente com a facilidade de se obter garrafas PET (politereftalato de etileno), vários tipos de armadilhas são confeccionados com esse material.

Armadilha de garrafa d'água suspensa

Esse tipo de armadilha suspensa consiste em uma garrafa PET pintada internamente de amarelo e externamente de preto, apresentando uma abertura retangular longitudinal por onde os insetos penetram (Figura 12a). No fundo da garrafa há uma solução de água e detergente para imobilização dos insetos. Essa técnica funciona como uma armadilha de bandeja d'água suspensa (MELO et al., 2001).

Armadilha com iscas aromáticas

Para a captura de abelhas de orquídeas (subtribo Euglossina), pode ser confeccionada armadilha com garrafa PET (2 L), com três funis de entrada encaixados no seu terço superior por meio de furos laterais (Figura 12b). No seu interior fica pendurado um chumaço de algodão embebido em essências aromáticas como eucaliptol ou cineol (RAMALHO, 2006; AGUIAR; GAGLIANONE, 2008). Essa técnica captura exclusivamente machos, que são atraídos pelas essências utilizadas (REYES-NOVELO et al., 2009).

Armadilhas para abelhas e vespas

Abelhas e vespas podem ser coletadas em armadilhas simples (Figura 12c), nas quais um funil possibilita a entrada dos espécimes no recipiente, que contém como atrativo substâncias como sucos de frutas, refrigerantes ou mistura de açúcar e sal (ELPINO-CAMPOS et al., 2007).

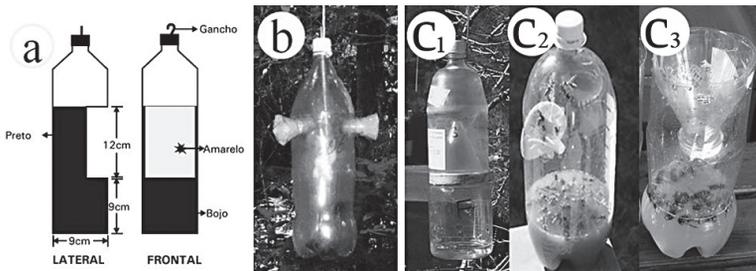


Figura 12 - Modelos de armadilhas de garrafa:

a) esquema de garrafa d'água suspensa. Fonte: www.cnpma.embrapa.br; b) armadilha com isca aromática. Fonte: www.marte.museu-goeldi.br/ppbio; c) armadilhas para vespas e abelhas com isca. Fonte: www.landcareresearch.co.nz, www.pestsupply.com, www.gardenerscorner.co.uk

Armadilha de queda (“pitfall trap”)

As armadilhas de queda ou “pitfall” são especialmente voltadas para insetos que caminham sobre o solo (ALMEIDA et al., 1998). Consistem em frascos, potes ou outro tipo de recipiente com cerca de 10 cm de diâmetro e 15 cm de profundidade, enterrados com o bocal aberto ao nível do solo, e com 1/3 do volume preenchido com água, sal e gotas de detergente ou álcool etílico 70%. A coleta dura de 24 a 72 horas. A utilização de coberturas de proteção, tais como placas de isopor, PVC ou metal, pode evitar transbordamento por chuva e quedas acidentais de artrópodes e pequenos vertebrados (Figura 13). Para coletas de maior duração ou locais quentes, deve-se utilizar etileno glicol 10%, que por ser menos volátil pode permanecer por até 30 dias no campo. Iscas atrativas podem ser utilizadas para maximizar a coleta de espécies alvo (SCHAUFF, 1986; TEIXEIRA, 2006).

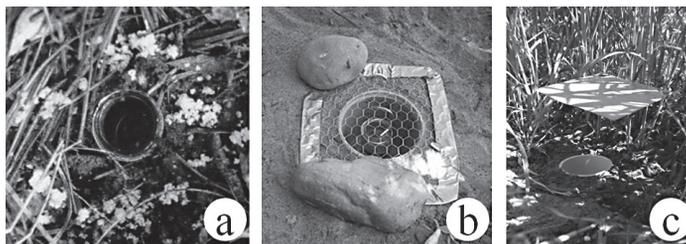


Figura 13 - Modelos de armadilha tipo “pitfall”:

a) “pitfall” característico sem cobertura ou proteção. Fonte: www.discoverlife.org; b) armadilha com grade que seleciona o diâmetro de queda. Fonte: www.sbnature.org; c) armadilha com cobertura de proteção. Fonte: Foto de H.S. Barber

Armadilha adesiva (“sticky trap”)

É uma armadilha de interceptação de voo que se destina à coleta de pequenos insetos voadores que ficam presos a uma substância adesiva. Consiste em um anteparo transparente (de vidro ou folha de acetato) com substância adesiva em ambos os lados. É uma técnica de custo relativamente baixo e que possibilita grande número de repetições, sendo recomendada para estudos de distribuição espacial e de estratificação de espécies ou grupos. O inconveniente é a aplicação da substância adesiva, além da lavagem do anteparo interceptador e dos insetos com solvente para a remoção da mesma. Uma variação bastante utilizada atualmente são os adesivos de papel, que podem ser de diferentes colorações. Hymenoptera Symphyta (“sawflie”), insetos praga da maçã europeia, confunde os adesivos brancos da armadilha com a floração da macieira, sendo assim capturados por essa técnica (PHILLIPS, 2005). Feromônios podem ainda ser utilizados como atrativos para aumentar a taxa de captura da espécie alvo (SCHAUFF, 1986; ANDERBRAT et al., 2009).

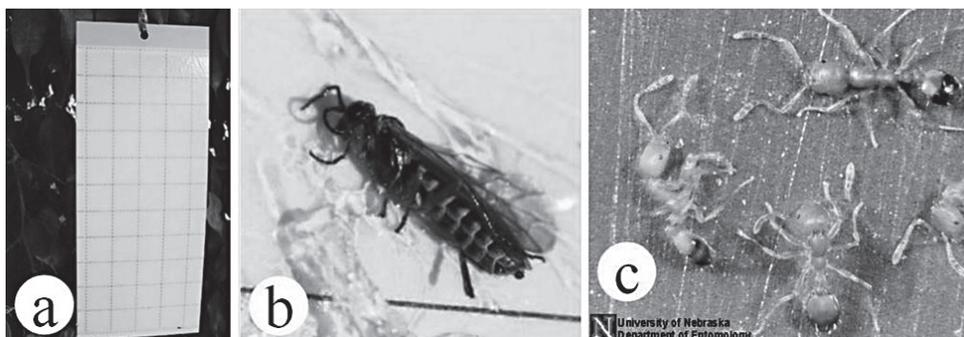


Figura 14. Armadilha adesiva e espécimes coletados:

a) modelo de folha adesiva na cor amarela. Fonte: www.seeds.suttons.co.uk; b) *Monsoma pulveratum* (Retzius), espécie de Symphyta, coletado em folha adesiva. Fonte: <http://washingtondnr.wordpress.com>; c) formigas *Monomorium pharaonis* (Linnaeus) coletadas em folha adesiva. Fonte: Jim Kalisch, UNL Entomology

Ninhos-Armadilha (“trap-nest”)

A técnica de ninho-armadilha (NA) baseia-se na utilização de cavidades artificiais para o estudo e/ou captura de espécies que tenham a estratégia de nidificação em cavidades preexistentes. Diferentes tipos de NA podem ser utilizados, sendo os mais comuns: gomos de bambu, com uma extremidade aberta e outra fechada pelo próprio nó; tubos de cartolina de cor escura, inseridos em orifícios de placas de madeira com perfurações; e blocos de madeira perfurados individualmente, com corte longitudinal, arranjados em blocos maiores (Figura 15). Caixas de madeira, concreto, garrafas pet também podem ser utilizadas como ninho-armadilha para abelhas sociais (KROMBEIN, 1967; MORATO, 2000; ALONSO; GARÓFALO, 2008; MARCHI, 2008).

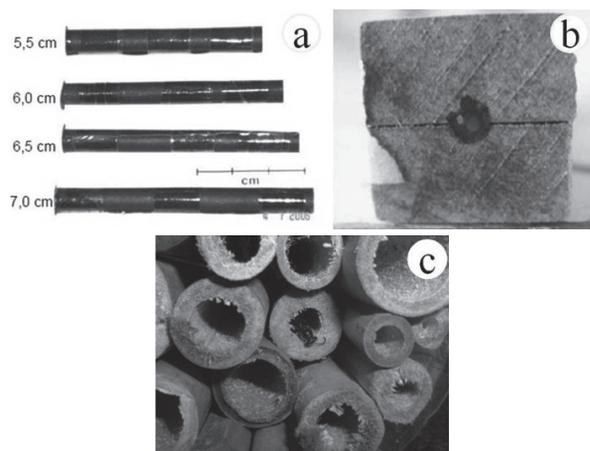


Figura 15 - Modelos de ninhos-armadilha:

a) tubos de cartolina de diferentes diâmetros, e/ou diferentes comprimentos. Fonte: modificado de Alonso, 2008; b) blocos de madeira com perfuração e corte longitudinal. Fonte: modificado de Marchi, 2008; c) gomos de bambu. Fonte: foto do autor.

Esse método é eficiente para o estudo de espécies de abelhas e vespas solitárias (REYES-NOVELO et al., 2009) e uma variação desse método vem sendo utilizada para estudos e obtenção de ninhos de abelhas eussociais como Meliponini (ROUBIK, 1995).

Outros métodos de coleta

Atração a fêmeas

Fêmeas não fecundadas da broca-da-semente *Bephratelloides pomorum* (Fab.) são inseridas em garrafa-armadilha para a captura de machos. São necessárias cerca de 5 a 10 fêmeas para uma boa coleta de indivíduos. Os machos são atraídos pelos feromônios sexuais liberados pelas fêmeas, que devem ser trocadas a cada 3 dias (MOURA et al., 2006).

Técnica CESDA (Captura de Enxames Sem Derrubada de Árvores)

É uma técnica que consiste na captura de enxames de abelhas coloniais sem ferrão de ocos de árvores. Favos e abelhas são removidos através de um recorte no tronco, semelhante a uma janela, sem acarretar a morte da árvore. Os favos de cria são transferidos para uma caixa racional (modelo comercial) e a árvore é novamente reconstituída com o fechamento e vedação do oco utilizando o recorte e breu branco derretido, que contém ação antibacteriana, evitando assim a morte da árvore (COLLETO-SILVA, 2005).

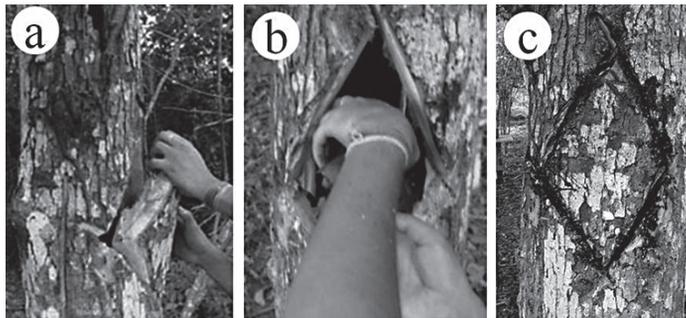


Figura 16 - Técnica CESDA (Captura de Enxames Sem Derrubada de Árvores):

a) abertura da árvore; b) retirada do ninho; c) corte recolocado, selado com breu. Fonte: Modificado de Colleto- Silva, 2005.

Análises de conteúdo estomacal

Análises de conteúdo estomacal de vertebrados podem também ser fontes de informações indiretas da fauna de Hymenoptera encontrada em uma região. A dieta do bagre *Trachelyopterus striatulus* (Siluriformes: Auchenipteridae) em reservatórios brasileiros revelou que 57% de sua dieta foi composta por Hymenoptera, sendo Formicidae a família mais abundante (DOS SANTOS et al., 2009).

O uso dos diferentes métodos

Os resultados das coletas tanto ativas quanto passivas só podem ser comparados entre diferentes regiões geográficas ou pontos de coleta quando existe uma padronização na coleta dos dados. De maneira geral, o número de unidades amostrais utilizadas deve ser o mesmo em cada ponto de coleta e o tempo empregado para busca ativa deve ser o mesmo para qualquer metodologia aplicada em áreas de mesmo tamanho. Além disso, é recomendado definir como unidade amostral um período de 10 a 15 minutos com intervalo de descanso, com o emprego de mesmo número de coletores, com habilidades de coleta semelhantes. Para coleta com rede entomológica devem ser utilizadas redes com mesmo diâmetro de aro (SCHAUFFE, 1986; SARMIENTO-MONROY, 2003).

Nas coletas passivas, deve-se utilizar o mesmo modelo de armadilhas e, caso sejam utilizadas iscas ou essências, é recomendado utilizar o mesmo tipo ou marca. Ainda para fins de comparação entre áreas ou locais de estudo, no caso de armadilhas de interceptação e adesivas é importante levar em consideração o mesmo tamanho da área de contato ou o tamanho da armadilha. As armadilhas de bandeja d'água ou "pan traps" podem ser padronizadas pela utilização de recipientes de mesma coloração (CURE et al., 1990).

A relação entre o diâmetro e a riqueza de espécies de formigas coletadas em armadilhas de queda ou “pitfall” foi avaliada por Abensperg-Traun & Steven (1995). De maneira geral, as armadilhas de diâmetro menores, em áreas de mesmo tamanho, foram mais eficientes para a captura de espécies. Entretanto, formigas maiores que 10 mm não foram capturadas naquelas armadilhas constituídas com diâmetros menores que 86 mm. A utilização das armadilhas de queda com diferentes diâmetros (42, 86 e 135 mm) possibilitou a captura de 40 a 50% das espécies raras no estudo citado. Com essas constatações, fica evidente que o diâmetro utilizado para o “pitfall” influencia no resultado da coleta e fica ao encargo do pesquisador a escolha do melhor diâmetro de acordo com seu objetivo de pesquisa.

A utilização de várias técnicas ou a junção delas em um mesmo aparato coletor pode maximizar a coleta de espécies. Em um estudo em Minas Gerais, a utilização de frascos de coleta de cor amarela em Armadilhas Malaise tratadas com inseticida, juntamente com bandejas amarelas em sua porção inferior, foi responsável pela duplicação e até mesmo pela triplicação do número de himenópteros capturados (CAMPOS et al., 2000).

Um fator importante a ser observado é o grau de complementaridade ou sobreposição das armadilhas para a captura do grupo alvo. Capturas com rede entomológica e armadilhas d’água se mostraram igualmente eficazes na captura de abelhas oligolépticas; no entanto armadilhas coloridas suspensas são mais indicadas para captura de abelhas do gênero *Bombus* Latrielle (MONSEVIËIUS, 2004). Entretanto, armadilhas coloridas não têm essa mesma eficiência de captura na região Norte Fluminense quando comparada com coleta em flores, não capturando nem mesmo os *Bombus* (observação pessoal).

Testes realizados por Longino & Colwel (1997) indicaram que, para formigas, a termonebulização, Malaise e Berlese têm a mesma eficiência de captura. No entanto, termonebulização e Malaise têm uma baixa complementaridade, mas quando uma destas é utilizada juntamente com Berlese, há um ganho em diversidade. Desta maneira, fica evidente que para cada grupo existe um conjunto certo de metodologias amostrais, que deve ser levado em conta no momento do delineamento para a coleta de dados.

Uma das dúvidas mais corriqueiras no início das pesquisas visando o estudo das espécies no *habitat* em questão é em relação à necessidade de se fazer o levantamento de várias espécies e grupos gerais ou se o esforço amostral deve ser direcionado ao levantamento de uma única espécie ou grupo específico. A escolha entre estes dois métodos está diretamente ligada ao objetivo do trabalho; se o intuito é saber quais as espécies ou grupos ocorrem na localidade, o mais indicado é o censo de vários grupos e espécies, mas se o objetivo for, por exemplo, conhecer as condições ecológicas da área estudada, pode-se então optar pela busca de espécies ou grupos mais exigentes quanto à qualidade do *habitat*. No entanto, esta escolha deve ser feita com cautela, devendo o pesquisador ter conhecimento da ocorrência histórica desses grupos ou espécies na

região de estudo, para não incorrer em falsos resultados ao buscar por espécies ou grupos inexistentes (REYES-NOVELO et al., 2009).

Análises

- *Análise da comunidade*

Para a análise da comunidade (MAGURRAN, 1998, 2004; DIAS, 2004) normalmente são empregados os índices de Diversidade de Shannon (HAYEK; BUZAS, 1996) e Equitabilidade de Pielou (PIELOU, 1966), enquanto que a similaridade na composição de espécies pode ser calculada por meio do Índice de Sorensen (SORENSEN, 1957) e a dominância de espécies pela Dominância de Berger-Parker (MAY, 1975).

Para avaliação da eficiência amostral pode-se utilizar da curva de coletor, curvas de rarefação (SIMBERLOFF, 1972; COLEMAN, 1981; COLEMAN et al., 1982) ou utilizar estimadores de riqueza como Chao 1 e 2 (CHAO, 1984; 1987), Jackknife 1 e 2 (HELTSHE; FORRESTER 1983; PALMER, 1991) e ACE 1 e 2 (CHAZDON et al., 1998; CHAO et al., 2000), entre outros.

Existem programas gratuitos que geram esses índices e curvas baseados nos dados coletados, como BioDiversity Professional (McALEECE, 1997), DivEs (RODRIGUES, 2005), EcoSim (GOTELLI; ENTSMINGER, 2004), EstimaES (COLWELL, 2006) e PAST (HAMMER et al., 2001). Todos os programas citados possuem descrições desses estimadores, indicações e exemplos.

- *Comparação entre métodos*

A comparação na eficiência do método amostral pode ser feita por meio da Análise de Variância dos dados entre as estações de coleta, ANOVA para dados com distribuição normal ou Kruskal-Wallis para dados sem essa distribuição, ou ainda, é possível a utilização dos índices de diversidade, equitabilidade, além dos valores de riqueza taxonômica e dos valores de densidades totais de organismos ou do número total de organismos coletados para essa comparação. Os programas utilizados podem ser o BioEstat (AYRES et al., 2005), Statistic (STATSOFT, 1995) e Systat (SPSS, 2000).

- *Relação comunidade-ambiente*

Para auxiliar na compreensão da estrutura e distribuição das comunidades entre as estações de coleta em um mesmo local, ou comparação entre locais diferentes, pode-se utilizar de análise multivariada, principalmente quando são levadas em consideração variáveis ambientais – como precipitação, umidade, velocidade do vento – e estruturais da paisagem – abertura do dossel, altura da floresta, DAP (diâmetro a altura do peito) – que indicarão quais variáveis estão exercendo algum papel na distribuição dessas comunidades.

Dificuldades na identificação taxonômica dos espécimes

Fazendo referência à introdução, devemos lembrar que a estimativa para espécies desconhecidas de Hymenoptera é de cerca de 60 a 88% (GRIMALDI; ENGEL, 2005). Apesar do esforço taxonômico no Brasil ter aumentado significativamente na última década, o número de sistematas trabalhando com Hymenoptera ainda é pequeno, e o número de famílias estudadas é igualmente reduzido. Segundo estimativa, seriam necessários pelo menos 200 anos para revisar nossas espécies já depositadas em coleções científicas, que contêm aproximadamente 2,15 milhões de espécimes depositados. Nessas coleções, os Symphyta ainda são muito pouco amostrados, sendo os Apocrita mais bem amostrados e mais frequentes dentro das coleções brasileiras (BRANDÃO et al., 2002; SILVEIRA et al., 2002; MARINONI et al., 2005).

As famílias que têm sido mais estudadas são Apidae, Bethyliidae, Braconidae e Formicidae, para as quais existem revisões que permitem a identificação até gênero. Entretanto, o conhecimento para identificação até espécie ainda é pouco difundido e pouco acessível (MARINONI et al., 2005), pois a maioria dos gêneros não foi estudada ou revisada. Como exemplo, pode-se citar o gênero *Augochloropsis* para o qual é estimado que existam mais de 200 espécies (MOURE apud ALVES-DOS-SANTOS, 2005) e apenas 138 delas estão descritas atualmente (ALVES-DOS-SANTOS, 2005). Para grupos com maior diversidade como Ichneumonidae, Mutillidae, Pompilidae, Evaniidae, Diapriidae, Scelionidae, Cynipidae e Chalcidoidea, a identificação até gênero é extremamente difícil (MARINONI et al., 2005).

Como a demanda para identificação de espécies é grande e a quantidade de especialistas que recebem material de todo país para ser identificado é insuficiente, esses profissionais encontram-se constantemente sobrecarregados (ALVES-DOS-SANTOS, 2005). Neste contexto, leva-se um tempo considerável para o pesquisador obter os nomes das espécies ou, em outras situações, não é possível obter esse nível de identificação devido à falta de revisão dos gêneros.

Alves-dos-Santos (2005) chama a atenção que para amenizar essa situação, o primeiro passo seria encontrar uma maneira de comparar os morfotipos (morfoespécies) existentes entre as coleções disponíveis. A autora cita ainda que gêneros muito numerosos ainda não revisados, como *Augochloropsis*, podem apresentar cerca de 17 morfotipos em uma única coleção. Para solucionar esse problema é sugerida a informatização das coleções com a adoção de programas compatíveis para tal.

No entanto, é possível que essa ação não seja suficiente, pois as informações ficariam, ainda assim, restritas às coleções científicas que normalmente apresentam uma série de dificuldades de acesso a estudantes e pesquisadores externos. Iniciativas como portais de informação taxonômica com identificação fotográfica, como o gerado por MANDI (“Madagascar Ant Diversity Initiative Project”), seriam mais adequado a esse propósito.

O projeto MANDI, inicialmente, teve o objetivo de completar a lacuna existente nos estudos taxonômicos, evolutivos e sociopolíticos relacionados às formigas de Madagascar, mas superou sua proposta inicial, gerando um dos melhores bancos de informação taxonômica para a identificação visual de espécimes de formiga, podendo ser consultada, sem restrições, pela internet. Com um acesso integrado a um “backbone” (sistema de armazenamento e troca de informações de elevado desempenho) de informação taxonômica, possui além de descrição de espécies, imagens digitais associadas e uma infraestrutura on-line para coleta e publicação digital de produtos taxonômicos como descrições de espécies e mapas de distribuição (AntWeb: <http://www.antweb.org>; FISHER, 2005).

Para abelhas neotropicais existe o “CATÁLOGO DE ABELHAS MOURE” (ver <http://moure.cria.org.br/catalogue>), versão on-line do “Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region” (MOURE et al., 2007), uma compilação de toda informação disponível para as espécies, iniciada pelo Pe. Moure, como sinonímias, distribuição geográfica, referências bibliográficas de caráter taxonômico (inclusive com indicação de chaves de identificação quando disponíveis) e biológico. No entanto, não oferece a possibilidade de visualização de exemplares ou tipo para comparação.

Com a utilização e o desenvolvimento de um sistema semelhante ao MANDI para o Brasil ou região neotropical, dois pontos cruciais seriam atingidos: a velocidade na identificação dos espécimes e a acessibilidade às publicações taxonômicas, de difícil acesso. Outro fator importante da utilização dessa ferramenta tecnológica é a possibilidade de comparação com material tipo, que ao ser fotografado pode ser disponibilizado para consulta on-line, uma vez que, normalmente, esse material é encontrado fora dos países de origem e poucos pesquisadores conseguem autorização ou têm condições de verificar esses espécimes.

A identificação genética é outra ferramenta que vem sendo utilizada para a identificação taxonômica. Herbert et al. (2003) sugeriram a utilização de genes mitocondriais, indicando o citocromo c Oxidase Subunidade I (COI) como marcador de espécies e que esses dados fossem divulgados publicamente para comparação e identificação das espécies através dessa assinatura genética. Da mesma forma que a identificação fotográfica (MANDI), a sequência genética dos tipos pode também vir a ser disponibilizada. Além do COI, outros genes como os do citocromo b, e genes da estrutura secundária do RNA ribossomal (16S, 28S), entre outros têm sido utilizados como caráter válido na identificação taxonômica de Hymenoptera (ZALDÍVAR-RIVERÓN et al., 2010; ÁCS et al., 2010).

O principal problema para a utilização das técnicas de análise molecular é seu custo elevado, além de incertezas na delimitação de variações específicas e dificuldades no reconhecimento de recentes divergências evolutivas (MORITZ; CICERO, 2004; HICKERSON et al., 2006). Apesar disso, esse método vem se popularizando, e

auxiliando tanto na determinação como na identificação de espécies novas, sendo uma importante ferramenta para enfrentar o desafio de identificação de grupos filogeneticamente complexos, principalmente de regiões tropicais (MORITZ; CICERO, 2004; HICKERSON et al., 2006; SHEFFIELD et al., 2009).

Referências

ABENSPERG-TRAUN, M.; STEVEN, D. The effects of pitfall trap diameter on ant species richness (Hymenoptera: Formicidae) and species composition of the catch in a semi-arid eucalypt woodland. *Australian Journal of Ecology*, v. 20, n. 2, p. 282-287, 1995.

ÁCS, Z.; CHALLIS, R. J.; BIHARI, P.; BLAXTER, M.; HAYWARD, A.; MELIKA, G.; CSÓKA, G.; PÉNZES, Z.; PUJADE-VILLAR, J.; NIEVES-ALDREY, J-L; SCHÖNROGGE, K.; STONE, G. N. Phylogeny and DNA barcoding of inquiline oak gall wasps (Hymenoptera: Cynipidae) of the Western Palearctic. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, v. 55, p. 210-225, 2010.

AGOSTI, D.; ALONSO L. E. El Protocolo ALL: un estándar para la colección de hormigas del suelo. In: FERNÁNDEZ F. (ed.). *Introducción a las Hormigas de la región Neotropical*. Bogotá, Colombia: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, 2003. p. 415-418.

AGUIAR, W. M.; GAGLIANONE, M. C. Comunidade de Abelhas Euglossina (Hymenoptera: Apidae) em Remanescentes de Mata Estacional Semidecidual sobre Tabuleiro no Estado do Rio de Janeiro. *Neotropical Entomology*, v. 37, n. 2, p. 118-125, 2008.

AGUIAR, W. M.; GAGLIANONE, M. C. Abelhas Euglossina em um inselberg no norte fluminense, Campos dos Goytacazes - RJ. In: CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL, 9., 13 a 17 de Setembro de 2009, São Lourenço - MG. *Anais...* 4p.

ALMEIDA, L. M.; RIBEIRO-COSTA, C. S.; MARINONI, L. *Manual de coleta, conservação, montagem e identificação de insetos*. São Paulo: Holos editora, 1998.

ALONSO, L. E.; AGOSTI, D. Biodiversity Studies, Monitoring, and Ants: An Overview. In: *Ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity*. Smithsonian Institution, 2000. p. 1-8.

ALONSO, J. D. S. *Efeitos da variação no comprimento dos ninhos-armadilha na biologia de nidificação de Centris (Heterocentris) analis (Fabricius, 1804) (Hymenoptera, Apidae: Centridini)*. Ribeirão Preto, 2008. 108p. Dissertação (Mestrado em Entomologia) - USP Ribeirão Preto, 2008.

ALONSO, J. D. S.; GARÓFALO, C. A. Utilização de Ninhos-Armadilha de diferentes comprimentos por fêmeas de *Centris (Heterocentris) analis* (Fabricius, 1804) (Hymenoptera, Apidae: Centridini). In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 8., 2008. *Anais...* p. 87-94.

ALVES-DOS-SANTOS, I. A importância de coleções de abelhas e dos checklists para a iniciativa internacional de polinizadores. In: WORKSHOP: DIRETRIZES

E ESTRATÉGIAS PARA A MODERNIZAÇÃO DE COLEÇÕES BIOLÓGICAS BRASILEIRAS E A CONSOLIDAÇÃO DE SISTEMAS INTEGRADOS DE INFORMAÇÃO SOBRE BIODIVERSIDADE, 05 a 06 de Julho de 2005, Brasília, Brasil. 22p. Disponível em: <<http://www.cria.org.br/cgee/documentos/NotaTecnicaAbelhas.doc>>. Acesso em: 20 maio 2011.

ANDERBRANT, O.; LÖFQVIST, J.; JÖNSSON, J.; MARLING, E. Effects of pheromone trap type, position and colour on the catch of the pine sawfly *Neodiprion sertifer* (Geoff.) (Hym., Diprionidae). *Journal of Applied Entomology*, v. 107, n. 1-5, p. 365-369, 2009.

ANDERSEN, A. N.; MAJER, J. D. Ants show the way down under: invertebrates as bioindicators in land management. *Frontiers in Ecology and Environment*, v. 2, p. 291-298, 2004.

ANDERSEN, A. N.; FISHER, A.; HOFFMANN, B. D.; READ, J. L.; RICHARDS, R. Use of terrestrial invertebrates for biodiversity monitoring in Australian rangelands, with particular reference to ants. *Austral Ecology*, v. 29, p. 87-92, 2004.

AUSTIN, A. D.; DOWTON, M. *Hymenoptera: evolution, biodiversity and biological control*. Csiro Publishing, 2000.

AYALA, R. Abejas silvestres (Hymenoptera: Apoidea) de Chamela, Jalisco, México. *Folia Entomológica Mexicana*, v. 77, p. 395-493, 1988.

AYRES, M.; AYRES JR, M.; AYRES, D. L.; SANTOS, A. S. *BioEstat: aplicações estatísticas nas áreas das ciências biomédicas*. 1º ed. Belém, 2005.

AZEVEDO, C. O.; KAWADA, R.; TAVARES, M. T.; PERIOTO, N. W. Perfil da fauna de himenópteros parasitoides (Insecta, Hymenoptera) em uma área de Mata Atlântica do Parque Estadual da Fonte Grande, Vitória, ES, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 46, n. 2, p. 133-137, 2002.

BATTIROLA, L. D.; MARQUES, M. I.; ADIS, J.; DELABIE, J. H. C. Composição da comunidade de Formicidae (Insecta, Hymenoptera) em copas de *Attalea phalerata* Mart. (Arecaceae), no Pantanal de Poconé, Mato Grosso, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 49, n. 1, p. 107-117, 2005.

BENTLEY, B.L. Extrafloral nectaries and protection by pugnacious bodyguards. *Annual Review of Ecology and Systematics*, v. 8, p. 407-427, 1977.

BRANDÃO, C. R.; AGUIAR, A. P.; AMARANTE, S. T. P. O acervo de Hymenoptera em coleções brasileiras: diagnóstico, importância e avaliação. *Monografias Terceiro Milênio*, v. 2, p. 85-99, 2002.

BRUSCA, G. J.; BRUSCA, R. C. *Invertebrates*. 2ª ed. Sinauer Associates Inc. Publishers, 2003.

CAMPOS, W. G.; PEREIRA, D. B. S.; SCHOEREDER, J. H. Comparison of the Efficiency of Flight-Interception Trap Models for Sampling Hymenoptera and Other Insects. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v. 29, n. 3, p. 381-389, 2000.

CHAO, A. Non-parametric estimation of the number of classes in a population. *Scandinavian Journal of Statistics*, v. 11, p. 265-270. 1984.

- CHAO, A. Estimating the Population Size for Capture-Recapture with Unequal Catchability. *Biometrics*, v. 43, p. 783-791, 1987.
- CHAO, A.; HWANG, W.-H.; CHEN, Y.-C.; KUO, C.-Y. Estimating the number of shared species in two communities. *Statistica Sinica*, v. 10, p. 227-246, 2000.
- CHAZDON, R. L.; COLWELL, R. K.; DENSLOW, J. S.; GUARIGUATA, M. R. Statistical methods for estimating species richness of woody regeneration in primary and secondary rain forests of NE Costa Rica. In: F. DALLMEIER; J. A. COMISKEY, (eds.). *Forest biodiversity research, monitoring and modeling: Conceptual background and Old World case studies*. Paris: Parthenon Publishing, 1998. p. 285-309.
- COLEMAN, B. D. On random placement and species-area relations. *Mathematical Biosciences*, v. 54, p. 191-215, 1981.
- COLEMAN, B. D.; MARES, M. A., WILLIG, M. R; HSIEH, Y.-H. Randomness, area, and species richness. *Ecology*, v. 63, p. 1121-1133. 1982.
- COLLETO-SILVA, A. Captura de Enxames de Abelhas Sem Ferrão (Hymenoptera, Apidae, Meliponinae) sem Destruição de Árvores. *Acta Amazonica*, v. 35, n. 3, p. 383-388, 2005.
- COLWELL, R. K. *EstimateS*: statistical estimation of species richness and shared species for samples. Version 8. 2006. Disponível em: <<http://viceroy.eeb.uconn.edu/estimates>>. Acesso em: 20 maio 2011.
- CURE, J. R.; BASTOS FO., G. S.; OLIVEIRA, M. J. F. de; SOUZA, O. F. de. Influência do tamanho da amostra na estimativa da riqueza em espécies em levantamentos de abelhas silvestres (Hymenoptera, Apoidea). *Revista Brasileira de Zoologia* [online], v. 7, n. 1-2, p. 101-110, 1991.
- DARLING, D. C.; PACKER, L. Effectiveness of Malaise traps in collecting Hymenoptera: the influence of trap design, mesh size, and location. *Canadian Entomology*, v. 120, p. 787-796. 1988.
- DIAS, S. C. Planejando estudos de diversidade e riqueza: uma abordagem para estudantes de graduação. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, v. 26, p. 373-379, 2004.
- DOS SANTOS, A. F.; RACCA-FILHO, F., DOS SANTOS, L. N.; ARAÚJO, F. G. The fish *Trachelyopterus striatulus* (Siluriforms: Auchenipteridae) used to sample insects in a tropical reservoir. *Revista de Biología Tropical*, v. 57, n. 4, p. 1081-1091, 2009.
- ELPINO-CAMPOS, A.; DEL-CLARO, K.; PREZOTO, F. Diversity of social wasps (Hymenoptera: Vespidae) in *Cerrado* fragments of Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil. *Neotropical Entomology*, v. 36, p. 685-692, 2007.
- FERNANDEZ, F. Sistemática y filogenia de los himenópteros de la región Neotropical: Estado del conocimiento y perspectivas. *Monografías Tercer Milenio*, v. 1, p. 211-231, 2000. Disponível em: <<http://www.sea-entomologia.org/Publicaciones/M3M/Pribes2000/Pribes2000.htm>>. Acesso em: 20 maio 2011.
- FISHER, B. L. A model for Global Inventory of Ants: a Case study of Madagascar. Reprinted from the *Proceedings of the California Academy of Sciences*, v. 56, suppl. I, n. 8, p. 86-97, 2005.

FLOREN, A. How reliable are data on arboreal ant (Hymenoptera: Formicidae) communities collected by insecticidal fogging? *Myrmecologische Nachrichten*, v. 7, p. 91-94, 2005.

FRANKIE G. W.; VINSON, S. B.; THORP, R. W.; RIZZARDI, M. A. TOMKINS, M.; NEWSTROM-LLOYD, L. E. Monitoring: an Essential Tool in Bee Ecology and Conservation. In: KEVAN, P.; IMPERATRIZ FONSECA, V. L. (Eds.). *Pollinating Bees: the Conservation Link Between Agriculture and Nature*. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2002. p. 187-198.

GAGLIANONE, M. C.; ROCHA, H. H. S.; BENEVIDES, C. R.; JUNQUEIRA, C. N.; AUGUSTO, S. C. Importância de Centridini (Apidae) na polinização de plantas de interesse agrícola: o maracujá-doce (*Passiflora alata* Curtis) como estudo de caso na região sudeste do Brasil. *Oecologia Australis*, v. 14, n. 1, p. 152-164, 2010.

GOTELLI, N. J.; ENTSMINGER, G. L. *EcoSim*: Null models software for ecology. Version 7. Jericho: Acquired Intelligence Inc. & Kesity-Bear, 2004.

GOULET, H.; HUBERT, J. T. *Hymenoptera of the World: an identification guide to families*. Public Works Government Services, 1993.

GRESSITT, J. L.; GRESSITT, M. K. An improved Malaise Trap. *Pacific Insects*, v. 4, n. 1, p. 87-90, 1962.

GRIMALDI, D.; ENGEL, M. S. *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, 2005.

HAMMER, Ø.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. Past: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica*, v. 4, n. 1, art. 4: 9p., 178kb, 2001. Disponível em: <http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm>. Acesso em: 20 maio 2011.

HAYEK, L. C.; BUZAS, M. A. *Surveying natural populations*. NY: Columbia University Press, 1996.

HERBERT, P. D. N.; CYWINSKA, A.; BALL, S. L.; DEWAARD, J. R. Biological identifications through DNA barcodes. *Proceeding of the Royal Society of London*, v. 270, p. 313-321, 2003.

HELTSHE, J.; FORRESTER, N. E. Estimating species richness using the jackknife procedure. *Biometrics*, v. 39, p. 1-11, 1983.

HICKERSON, M. J.; MEYER, C. P.; MORITZ, C. DNA Barcoding Will Often Fail to Discover New Animal Species over Broad Parameter Space. *Systematic Biology*, v. 55, n. 5, p. 729-739, 2006.

IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; SARAIVA, A. M.; DE JONG, D. (Eds.). Bees as pollinators in Brazil: assessing the status and suggesting best practices. In: workshop ON SÃO PAULO DECLARATION ON POLLINATORS PLUS 5 FORUMS, HELD IN SÃO PAULO, BRAZIL, 27th-31st October 2003, Ribeirão Preto – SP. *Proceedings...* São Paulo: Holos editora, 2006. 105p.

IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. *Serviços aos ecossistemas, com ênfase nos polinizadores e polinização*. 10p. 2004. Disponível em: <http://www.ib.usp.br/vinces/logo/servicos_

ecossistema.htm>. Acesso em: 7 set. 2010.

JANZEN, D. Coevolution of mutualism between ants and acacias in Central America. *Evolution*, v. 20, p. 249-275. 1966.

KLEIN, A.-M.; VAISSIERE, B. E.; CANE, J. H.; STEFFAN-DEWENTER, I.; CUNNINGHAM, S. A.; KREMEN, C.; TSCHARNTKE, T. Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B*, v. 2006, p. 1-10, 2006.

KOJIMA, J.; VAN ACHTERBERG, K. Social wasps collected by Malaise trapping in Southeast Asia, with a note on relative abundance of swarm-found species (Insecta: Hymenoptera: Vespidae). *Natural History Bulletin of Ibaraki University*, v. 1, p. 1-13, 1997.

KROMBEIN, K. V. *Trap-Nesting Wasps and Bees: Life Histories, Nests, and Associates*. Smithsonian Press, Washington, DC, 1967.

LONGINO, J. T; COLWELL, R. K. Biodiversity assessment using structured inventory: capturing the ant fauna of a Tropical Rain Forest. *Ecological Applications*, v. 7, n. 4, p. 1263-77, 1997.

MACGOWN, J.; BROWN, R. L. Survey of Ants (Hymenoptera: Formicidae) of the Tombigbee National Forest in Mississippi. *Journal of the Kansas Entomological Society*, v. 79, n. 4, p. 325-340. 2006.

MACHADO, A. B. M., DRUMMOND, G. M.; PAGLIA, P. A. (Eds.). *Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção*. 1. ed. - Brasília, DF : MMA; Belo Horizonte, MG : Fundação Biodiversitas, 2008. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/sitio/index.php?ido=conteudo.monta&idEstrutura=179&idConteudo=8122&idMenu=8631>>. Acesso em: 7 set. 2011.

MAGURRAN, A. E. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, Princeton, NJ, 1988.

MAGURRAN, A. E. *Measuring biological diversity*. Blackwell, 2004.

MASNER, L.; GOULET, H. A New Model of Flight interception Trap for Some Hymenopterous Insects. *Entomological News*, v. 92, n. 5, p. 199-202, 1981.

MARCHI, P. *Biologia da nidificação de abelhas solitária em áreas de Mata Atlântica*. Curitiba. Tese (Doutorado em Entomologia) - Universidade Federal do Paraná, 2008. 87p.

MARINONI, L.; COURI, M. S.; ALMEIDA, L. M. de; GRAZIA, J. MELO, G. A. Coleções entomológicas brasileiras: Estado-da-arte e perspectivas para dez anos. In: WORKSHOP: DIRETRIZES E ESTRATÉGIAS PARA A MODERNIZAÇÃO DE COLEÇÕES BIOLÓGICAS BRASILEIRAS E A CONSOLIDAÇÃO DE SISTEMAS INTEGRADOS DE INFORMAÇÃO SOBRE BIODIVERSIDADE, 05 a 06 de Julho de 2005, Brasília, Brasil. 53p. Disponível em: <<http://www.cria.org.br/cgee/col/>>. Acesso em 20 maio 2011.

MAY, R. M. Patterns of species abundance and diversity. In: M. L. D. CODY; J. M. DIAMOND (eds.). *Ecology and Evolution of Communities*. Cambridge, Mass.: Harvard

University Press, 1975. p. 81-120.

MAZON, M.; BORDERA, S. Effectiveness of two sampling methods used for collecting Ichneumonidae (Hymenoptera) in the Cabaneros National Park (Spain). *European Journal of Entomology*, v. 105, n. 5, p. 879-888, 2008.

McALEECE, N. *BioDiversity Professional*. The Natural History Museum and the Scottish Association for Marine Science. 1997. Disponível em: <<http://www.sams.ac.uk/research/software>>. Acesso em: 20 maio 2011.

MELO, L. A. S.; MOREIRA, A. N.; da SILVA, F. A. N. Armadilha para monitoramento de insetos. *Comunicado técnico da Embrapa Meio Ambiente*, v. 7, p. 1-4, 2001.

MESON, W. R. M.; HUBERT, J. T. Order Hymenoptera. In: GOULET, H.; HUBERT, J.T. (Eds.). *Hymenoptera of the World: an identification guide to families*, 1898. p. 4-12.

MONSEVIËIUS, V. Comparison of three methods of sampling wild bees (Hymenoptera, Apoidea) in Ėpkeliai Nature Reserve (South Lithuania). *Ekologija*, v. 4, p. 32-39, 2004.

MORATO, E. F. A técnica de ninhos-armadilha no estudo de comunidades de Aculeata solitários. In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 2000, Ribeirão Preto. *Anais...* v. 4: p. 111-117.

MORITZ, C.; CICERO, C. DNA barcoding: Promise and pitfalls. *PLoS Biol*, v. 2, n. 10, p. e354, 2004.

MOURA, J. I. L.; SGRILLO, R. B.; SGRILLO, K. R. P. A.; VILELA, E. F.; BENTO, J. M. S. Uso de fêmeas virgens na coleta massal de *Bephratelloides pomorum* (Fab.) (Hymenoptera: Eurytomidae) em *Annona muricata* L. (Annonaceae). *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología* (Costa Rica), v. 77, p. 78-81, 2006.

MOURE, J. S., URBAN, D.; MELO, G. A. R. (Orgs.). Catalogue of Bees (*Hymenoptera, Apoidea*). In: *The Neotropical Region*. Curitiba: Sociedade Brasileira de Entomologia, 2007. Disponível em: <<http://www.moure.cria.org.br/catalogue>>. Acesso em: set. 2011.

MULLER, A.; DIENER, S.; SCHNYDER, S. STUTZ, K.; SEDIVY, C.; DORN, S. Quantitative pollen requirements of solitary bees: Implications for bee conservation and the evolution of bee-flower relationships. *Biological Conservation*, v. 130, p. 604-15, 2006.

NOLL, F. B.; BRUNO, G. An Improved Bait Method for Collecting Hymenoptera, especially Social Wasps (Vespidae: Polistinae). *Neotropical Entomology*, v. 38, n. 4, p. 477-481, 2009.

PALMER, M. W. Estimating species richness: The second-order jackknife reconsidered. *Ecology*, v. 72, p. 1512-1513, 1991.

PERUQUETTI, R. C.; CAMPOS, L. C. O.; COELHO, C. D. P.; ABRANTES, C. V. C.; LISBOA, L. C. O. Abelhas Euglossini (Apidae) de áreas da Mata Atlântica: Abundância, riqueza e aspectos biológicos. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 16, supl. 2, p. 101-118, 1999.

PHILLIPS, M. *The apple grower: a guide for the organic orchardist*. Chelsea Green

Publishing Company, 2005.

PIELOU, E. C. The measurement of diversity in different types of biological collections. *Journal of Theoretical Biology*, v. 13, p. 131-144, 1966.

QUICKE, D. L. J.; LOPEZ-VAAMONDE, C.; BELSHAW, R. Preservation of hymenopteran specimens for subsequent molecular and morphological study. *Zoologica Scripta*, v. 28, n. 1-2, p. 261-267, 1999.

RAFAEL, J. A.; GORAYEB, I. S. Tabanidae (Diptera) da Amazônia. I. Uma nova armadilha suspensa e primeiros registros de mutucas de copas de árvores na Amazônia. *Acta amazônica*, v. 12, n. 1, p. 232-236, 1982.

RAMALHO, A. V. *Comunidades de abelhas Euglossini (Hymenoptera: Apidae) em remanescentes de Mata Atlântica na bacia do Rio São João, RJ*. Monografia (Bacharelado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, 2006. 72 p.

RAMAMURTHY, V. V.; AKHTAR, M. S.; PATANKAR, N. V.; MENON, P.; KUMAR, R.; SINGH, S. K.; AYRI, S.; PARVEEN, S.; MITTAL, V. Efficiency of different light sources in light traps in monitoring insect diversity. *Munis Entomology & Zoology*, v. 5, n. 1, p. 109-114, 2010.

REYES-NOVELO, E.; RAMÍREZ, V. M.; GONZÁLEZ, H. D.; AYALA, R. Abejas silvestres (Hymenoptera: Apoidea) como bioindicadores en el neotrópico. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, v. 10, n. 2009, p. 1-13, 2009.

RODRIGUES, W. C. *DivEs - Diversidade de espécies. Versão 2.0. Software e Guia do Usuário*. 2005. Disponível em: <<http://www.ebras.vbweb.com.br>>. Acesso em: 20 maio 2011.

ROUBIK, D. W. *Pollination of cultivated plants in the tropics*. Rome: FAO, 1995. (Agricultural Services Bulletin, 118).

ROULSTON, T. H.; SMITH, S. A.; BREWSTER, A. L. A Comparison of Pan Trap and Intensive Net Sampling Techniques for Documenting a Bee (Hymenoptera: Apiformes) Fauna. *Journal of the Kansas Entomological Society*, v. 80, n. 2, p. 179-181, 2007.

RUPPERT, E. E.; BARNES, R. D. *Zoologia dos Invertebrados*. 6ª ed. Editora Roca, 1996.

SARMIENTO-MONROY, C. E. Metodologías de captura y estudio de las hormigas. In: FERNÁNDEZ, F. (Ed.). *Introducción a las Hormigas de la región Neotropical*. Bogotá, Colombia: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, 2003. p. 201-210.

SCHAUFF, M. E. *Collecting and preserving insects and mites: techniques and tools*. Washington, DC: National Museum of Natural History. Systematic Entomology Laboratory, USDA. 1986.

SHARKEY, M. J. Phylogeny and Classification of Hymenoptera. In: ZHANG, Z.-Q.; SHEAR, W. A. (Eds.), *Linnaeus Tercentenary: Progress in Invertebrate Taxonomy*. *Zootaxa*, v. 1668, p. 521-548, 2007.

SHEFFIELD, C. S.; HEBERT, P. D. N.; KEVAN, P. G.; PACKER, L. DNA barcoding

- a regional bee (Hymenoptera: Apoidea) fauna and its potential for ecological studies. *Molecular Ecology Resources*, v. 9, supl. 1, p. 196-207, 2009.
- SILVA, S. de. S.; SILVEIRA, O. T. Vespas sociais (Hymenoptera, Vespidae, Polistinae) de floresta pluvial Amazônica de terra firme em Caxiuanã, Melgaço, Pará. *Iheringia, Sér. Zool.*, v. 99, n. 3, p. 317-323, 2009.
- SILVEIRA, O. T.; ESPOSITO, M. C.; SANTOS, J. N.; GEMAQUE, F. E. Social Wasps and bees captured in carrion traps in a rainforest in Brazil. *Entomological Science*, v. 8, p. 33-39, 2005.
- SILVEIRA, F. A.; MELO, G. A. R. & ALMEIDA, E. A. B. *Abelhas Brasileiras: sistemática de Identificação*. Belo Horizonte, 2002.
- SIMBERLOFF, D. S. Properties of the rarefaction diversity measurement. *American Naturalist*, v. 106, p. 414-418, 1972.
- SIMPSON, B. B.; NEFF, J. L. Floral rewards: Alternatives to pollen and nectar. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, v. 68, p. 301-322, 1981.
- SORENSEN, T. A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Biologiske Skrifter / Kongelige Danske Videnskabernes Selskab*, v. 5, n. 4, p. 1-34, 1957.
- SPEIGHT, M. R.; HUNTER, M. D.; WATT, A. D. *Ecology of insects: concepts and applications*. John Wiley & Sons Ltd, 2008.
- SPSS. SYSTAT 10: *Statistics*. SPSS, Chicago, Illinois, 2000.
- STATSOFT, INC. *STATISTICA for Windows [Computer program manual]*. Tulsa, OK: StatSoft, Inc., 1995.
- STORK, N. E. Insect diversity: facts, fiction and speculation. *Biological Journal of Linnean Society*, v. 35, p. 321-337, 1988.
- STORK, N. E.; ADIS, J.; DIDHAM, R. K. (Eds.). *Canopy arthropods*. London: Chapman & Hall, 1997. 567 p.
- STORK, N. E.; HAMMOND, P. M. Sampling arthropods from tree-crowns by fogging with insecticides: lessons from studies of oak tree beetle assemblages in Richmond Park (UK). In: N. E. STORK; J. ADIS; R. K. DIDHAM (eds.). *Canopy arthropods*. London: Chapman & Hall, 1997. p. 3-27.
- TEIXEIRA, F. M.; GAGLIANONE, M. C. Ocupação de Ninhos Armadilha por abelhas e vespas (Hymenoptera) em três fisionomias de mata atlântica no estado do Rio de Janeiro. In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS DE RIBEIRÃO PRETO, 8., 2008, Ribeirão Preto, São Paulo, Brasil. *Anais...* p. 675.
- TONHASCA JR., A.; BLACKMER, J. L.; ALBUQUERQUE, G. S. Abundance and diversity of euglossine bees in the fragmented landscape of the Brazilian Atlantic Forest. *Biotropica*, v. 34, p. 416-422. 2002.
- TSCHARNTKE, T.; GATHMANN, A.; STEFFAN-DEWENTER, I. Bioindication

using trap-nesting bees and wasp and their natural enemies: community structure and interactions. *Journal of Applied Ecology*, v. 35, p. 708-719, 1998.

WESTPHAL, C.; BOMMARCO, R.; CARRÉ, G.; LAMBORN, E.; MORISON, N.; PETANIDOU, T.; POTTS, S. G.; ROBERTS, S. P. M.; SZENTGYÖRGYI, H.; TSCHEULIN, T.; VAISSIÈRE, B. E.; WOYCIECHOWSKI, M.; BIESMEIJER, J. C.; KUNIN, W. E.; SETTELE, J. ; STEFFAN-DEWENTER, I. Measuring bee diversity in different European habitats and biogeographical regions. *Ecological Monographs*, v. 78, n. 4, p. 653-671, 2008.

WILLIAMS, N. M.; MINCKLEY, R. L.; SILVEIRA, F. A. Variation in native bee faunas and its implications for detecting community changes. *Conservation Ecology*, v. 5, art. 7. 2001.

ZALDÍVAR-RIVERÓN, A.; MARTÍNEZ, J. J.; CECCARELLI, F. S.; JESÚS-BONILLA, V. S.; RODRÍGUEZ-PÉREZ, A. C.; RESÉNDIZ-FLORES, A.; SMITH, M. A. DNA barcoding a highly diverse group of parasitoid wasps (Braconidae: Doryctinae) from a Mexican nature reserve. *Mitochondrial DNA*, v. 21, supl. 1, p. 18–23, 2010.

Artigo recebido em: 30 maio 2011

Aceito para publicação em: 12 abr. 2012