

Recomendações para Coleta de Artrópodes Terrestres por Armadilhas de Queda (“Pitfall-Traps”)

18

Circular Técnica

Seropédica, RJ
Dezembro, 2006

Autores

Adriana Maria de Aquino
Bióloga, PhD em Ciência do Solo, Pesquisadora da Embrapa Agrobiologia. BR 465, km 7, Seropédica, RJ, CEP 23890-000, e-mail: adriana@cnpab.embrapa.br

Elen de Lima Aguiar-Menezes
Eng^a. Agrônoma, D.Sc. em Fitotecnia (Entomologia), Pesquisadora da Embrapa Agrobiologia. Rod. BR 465, km 7, Seropédica/RJ CEP 23890-000, e-mail: menezes@cnpab.embrapa.br

Jarbas Marçal de Queiroz
Eng^o Agrônomo, PhD em Ecologia
Professor da UFRRJ, Rod. BR 465, km 7.
e-mail: jarbas@ufrj.br



Introdução

Os artrópodes compreendem mais de 1 milhão de espécies e ocupam uma grande variedade de nichos nos ecossistemas. Representam um dos filios mais importantes ecologicamente, especialmente, porque como a maior parte do fluxo energético dos ecossistemas passa pelo corpo desses animais, auxiliam na manutenção do equilíbrio ambiental, facilitando a compreensão da distribuição e abundância das espécies nos diferentes ecossistemas. Na Tabela 1 é apresentada uma síntese da classificação desse grupo.

Tabela 1. Classificação do Filo Arthropoda baseado em HICKMAN-JR et al. (2004), BARNES (1990), BRANDÃO & CANCELLO (1999).

Arthropoda (Gr. <i>arthron</i> , articulação + pous, podos, pé)		
Subfilo	Derivação do nome	Característica principal
Trilobita	gr. <i>tri</i> , três, + <i>lobos</i> , lobo	grupo extinto
Chelicerata	gr. <i>chele</i> , garra + <i>keras</i> , chifre + <i>ata</i> , sufixo de grupo	Presença de quelíceras, quatro pares de pernas e ausência de antenas e mandíbulas
Crustacea	L. <i>crusta</i> , concha + <i>acea</i> , sufixo de grupo	Únicos a possuírem dois pares de antenas
Mandibulata		corpo diferenciado em duas (cabeça e tronco) ou três (cabeça, tórax e abdome) regiões; aparelho bucal armado com mandíbulas; cabeça com um par de antenas; três pares de pernas: insetos; super classe Hexapoda ou inúmeras, miriápodes, super classe Myriapoda.

Os artrópodes quelicerados são um grupo antigo que inclui a Classe Merostomata, representada pelos euriptéridos (extintos) e os xifosuros que é um grupo marinho; Classe Pycnogonida, representada pelas aranhas-do-mar; Classe Arachnida que além das aranhas (Ordem Araneae), inclui escorpiões (Ordem Scorpiones), opilões (Ordem Opiliones), ácaros e carrapatos (Ordem Acari) entre outras.

Os crustáceos representam um grupo primariamente aquático. A maioria é marinha, alguns de água doce. Existem alguns grupos semi-terrestres e terrestres como os

pertencentes a classe Malacostraca, que são crustáceos com olhos compostos, dois pares de antenas, com a cabeça e tórax fundidos e normalmente cobertos por uma carapaça. Dentre as três ordens conhecidas as espécies terrestres da Ordem Isopoda (tatuzinho-de-jardim), apresentam o corpo achatado dorsoventralmente, sem carapaça e desenvolveram estruturas respiratórias aéreas em substituição à brânquias das espécies aquáticas.

Os mandibulados da super-classe Hexapoda são assim denominados por apresentarem o tórax com três pares de pernas. Apresentam quatro classes: Insecta, a maior em termos de espécies e Collembola, Protura e Diplura que agrupam pequenos artrópodes (CONSTANTINO et al. 2002).

Os mandibulados da super-classe Myriapoda se distinguem dentre outros por apresentarem um ou mais pares de pernas em cada segmento. Os miriápodes são artrópodes terrestres que apresentam corpo articulado, achatado ou vermiforme e está dividido em quatro classes: Chilopoda (centopéias, lacraias) e Diplopoda (gongôlo, piolho-de-cobra, milipéia, embuás), as mais importantes, e Pauropoda e Symphyla, raramente encontrados.

Alguns grupos de artrópodes estão representados na Figura 1. Mais recentemente, o uso de artrópodes como bioindicadores, especialmente formigas e besouros (BROWN, 1997), tornaram os estudos de técnicas de amostragem importantes para definição de protocolos específicos de coleta.

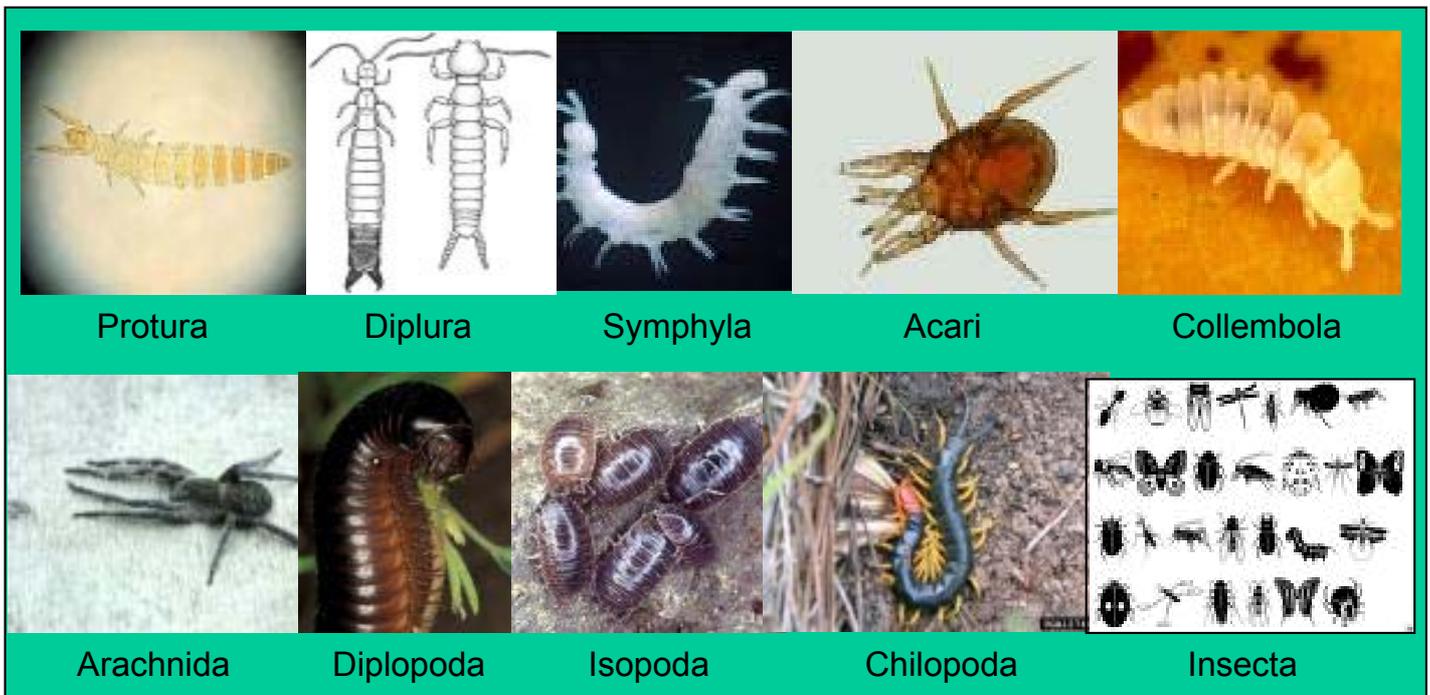


Figura 1. Representantes do filo Arthropoda.

Todavia, para se conhecer a diversidade desses animais num determinado habitat, a primeira etapa consiste em coletar espécimes. As técnicas de coleta dos artrópodes do solo podem ser ativas ou passivas. As técnicas ativas permitem a exploração de habitats muito específicos. Nesse documento estão sendo explorados os artrópodes habitantes do solo, implicando em disponibilidade de tempo suficiente para a retirada dos espécimes diretamente desse habitat (ALMEIDA et al. 2003). As técnicas passivas, ou seja, aquelas realizadas com o auxílio de armadilhas físicas ou biológicas (MILHOMEM et

al., 2003), envolvem menos tempo de trabalho de campo e possíveis interferências relacionadas à experiência de cada coletor, além de serem muito simples e econômicas. Dentre essas armadilhas, um dos tipos mais amplamente usado para a coleta de artrópodes terrestres são as chamadas armadilhas de queda ("pitfall traps").

Armadilhas tipo pitfall (buraco)

Uma armadilha consiste em qualquer equipamento confeccionado de tal forma que uma vez capturado,

o animal não mais possa sair (ALMEIDA et al., 2003). As armadilhas pitfall são principalmente destinadas para os animais que habitam o solo, caminhando sobre o mesmo porque normalmente não voam, ou porque passam alguma fase da vida no solo. O tipo de solo e da cobertura vegetal, bem como a escala temporal e regional são fatores importantes que determinam a composição e a riqueza dos artrópodos coletados (PETILLON et al., 2006; LACHAT et al., 2006). Entretanto, em todas as condições as espécies coletadas estão em atividade.

As armadilhas desse tipo consistem, em geral, de um recipiente plástico enterrado ao nível do solo com líquido para matar e conservar os animais capturados. Alguns modelos de armadilhas do tipo pitfall estão ilustrados nas Figuras 2, 3, 4 e 5.

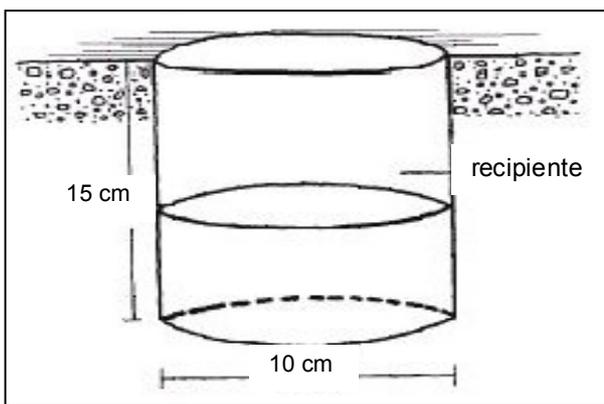


Figura 2. Tipo de armadilha pitfall modificado de CONSTANTINO et al. (2002).



Figura 3. Tipo de armadilha pitfall modificado de AQUINO (2001).

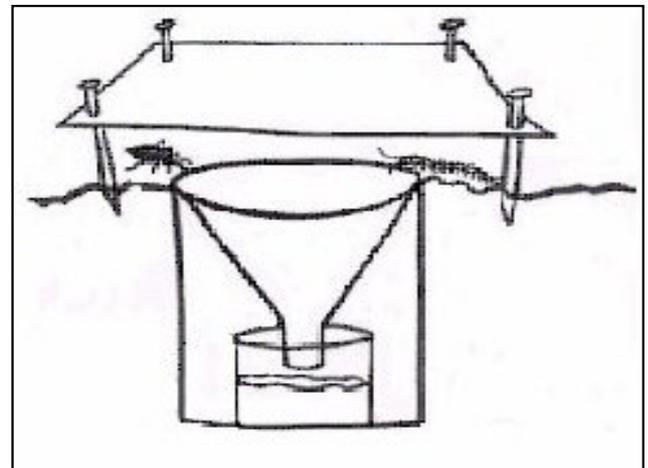


Figura 4. Tipo de armadilha pitfall modificado de <http://www.Fsee.org.pub-secretforest/SCF2.pdf> (13/10/05)

Potes plásticos utilizados para envasar mel no volume de 500 ml podem ser adaptados para esse tipo de armadilha, conforme ilustrado na Figura 6. Se possível utilizar pote que contenha tampa, pois o material pode ser facilmente transportado do campo para o laboratório usando a própria armadilha. Alternativamente, garrafas plásticas de refrigerante (2 litros) cortadas ao meio também podem ser usadas. É importante destacar que o diâmetro da armadilha interfere na eficiência de captura (PARR & CHOWN, 2001), sendo recomendado que se use sempre armadilhas de mesmo tamanho nos diferentes locais.

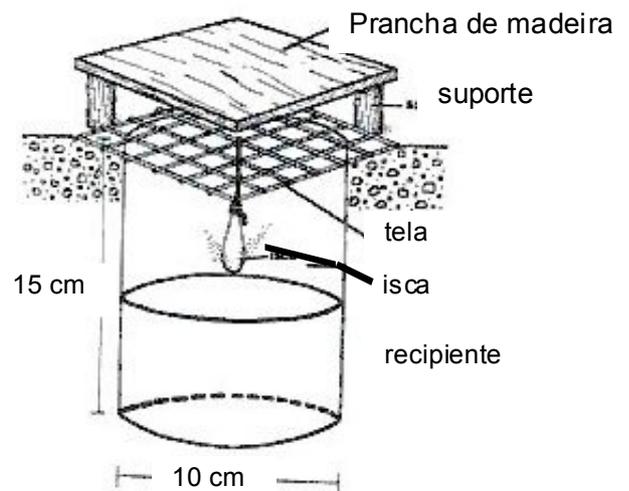


Figura 5. Tipo de armadilha pitfall modificado de ALMEIDA et al. (2003).

Instalação da armadilha de queda ("pitfall")

Nos pontos de amostragem devem ser abertos buracos, com auxílio de ferramenta do tipo "boca-de-lobo" ou similar (Fig. 6a), de largura e profundidade suficiente para encaixar o recipiente de coleta ("pitfall") (Fig. 6b), sendo empurrado até que a borda do recipiente fique nivelada com a superfície do solo. Recomenda-se que após a escavação a armadilha repouse por três dias, após o qual a armadilha pode ser ativada. Esse procedimento diminui os efeitos da escavação sobre a coleta dos organismos (GREENSLADE, 1973). É bom evitar ao máximo a entrada de terra no pote, pois dificulta a triagem posterior do material. A solução contendo o líquido conservante é despejada dentro da armadilha, sem contudo preenchê-lo totalmente (Fig. 6c). Em geral, um terço da capacidade do recipiente é preenchido com a solução conservante. Quando se usa pote de mel de 500 ml, deve-se, portanto, usar 150 ml de solução por armadilha. Deve-se assegurar que nenhuma folha ou graveto atravesse a armadilha e facilite o desvio dos animais da mesma impedindo sua captura. A cobertura do recipiente é muito importante para evitar que o líquido conservante seja diluído ou que transborde após a chuva ou água de irrigação. Sugere-se usar uma prancha de madeira, metal ou plástico apoiado com tocos de madeira, pedra ou pregos, não devendo cobrir muito mais do que a abertura da armadilha, conforme ilustrado nas Figuras 3, 4, 5 e 6d. Sob condições normais, normalmente são requeridos menos do que cinco minutos para a instalação de uma armadilha pitfall por esse método. Todavia, o tipo de solo e conteúdo de umidade determina a extensão do tempo requerido para a instalação desse tipo de armadilha.

Solução conservante e iscas

A solução conservante pode ser apenas água e detergente, se o tempo de coleta for curto (SUTHERLAND, 1996; ALMEIDA et al., 2003) ou formol 4% para a coleta da fauna em geral (MOLDENKE, 1994) ou álcool 50% para a coleta de insetos (ARAÚJO et al., 2005). Alguns autores sugerem a solução de etilenoglicol, etanol 92% e formol 40% na proporção de 70:28:2 e duas gotas de detergente caseiro por litro de solução (FREITAS et al., 2004). A utilização de detergente é indicada para quebrar a tensão superficial do meio, permitindo que os invertebrados fiquem dispersos na armadilha. Já o formol é interessante para reduzir a fuga de insetos saltadores e muito esclerotizados como os grilos adultos, os quais são menos permeáveis à solução de detergente (SPERBER et al., 2003). A desvantagem do uso do formol refere-se às restrições com o transporte em coletas muito distantes e ao fato de enfraquecer as articulações dos artrópodes. O etilenoglicol é anticongelante, mata rapidamente os artrópodes e previne sua decomposição por pelo menos duas semanas, não evapora rapidamente de modo que uma única aplicação pode ser suficiente para algumas semanas.

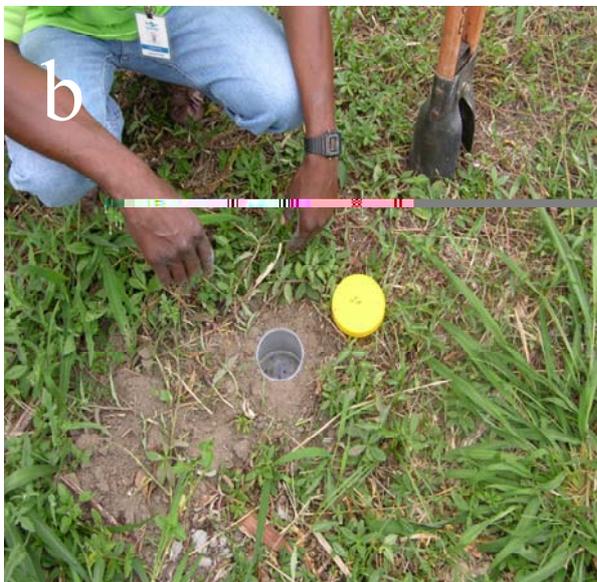
As iscas são utilizadas para aumentar a eficiência da captura das armadilhas por grupos específicos e, por isso, variam em função do que se pretende coletar. As iscas podem ser envoltas em tecido fino e fixadas através de uma tela de arame como ilustrado na Figura 5. Armadilhas que contem atum, sardinha, carne ou mel servem para a maioria das formigas tropicais (ROMERO & JAFFE, 1989), com exceção das cortadeiras (saúvas e quenquéns). Armadilhas iscadas com fezes humanas apresentam alta eficiência para a captura de besouros copronecrófagos pertencentes à família Scarabaeidae (MILHOMEM et al., 2003).



Adriana M. de Aquino



Adriana M. de Aquino



Adriana M. de Aquino



André Resende

Figura 6. Material requerido para montagem da armadilha pitfall. **A.** Ferramenta para abrir um buraco no solo; **B.** Recipiente (pitfall) instalado para a captura dos artrópodes; **C.** Líquido conservante sendo despejado dentro da armadilha; e **D.** Prancha de alumínio colocada sobre a armadilha, sendo apoiada com palitos de churrasco, para proteger contra a chuva (Modificado de PRICE & SHEPARD, 1980).

Tempo de permanência e número de armadilhas

O tempo de permanência e o número das armadilhas no campo pode variar com o objetivo, as características da área a ser amostrada e o grupo taxonômico focado no estudo conforme descrito na Tabela 2. De modo geral, 20 armadilhas distribuídas em um gride de 4 x 5 armadilhas, com distância de 10 metros entre armadilhas, é recomendável para cada ponto de coleta. A

determinação do tamanho amostral é fundamental, especialmente em estudos sobre diversidade (MELO, 2004). Existem métodos de análise que auxiliam nessa determinação, sendo a construção de curvas de acumulação de espécies (ou do coletor) muito simples (MELO, 2004). Dependendo do objetivo e da necessidade de obtenção de dados mais precisos sobre a composição de espécies da fauna do solo é necessário utilizar uma combinação de métodos (DELABIE et al., 2000).

Tabela 2. Tempo de permanência e o número das armadilhas no campo.

Tempo	Grupo taxonômico	Nº de armadilhas	Local	Autores
7 dias	Invertebrados edáficos	1 por 2,5 m ²	Área experimental de Sistema agrícola orgânico (Sipa, Km 47)	AQUINO et al. (2004)
	Acari	1 por m ²	Área de eucalipto e mata secundária	MARINHO et al. (1997)
	Formigas	-----	Área experimental de Sistema agrícola orgânico (Sipa, Km 47)	BADEJO et al. (2004)
	Gafanhotos	1 por 80 m ²	Agroecossistemas (milho, feijão, consórcio)	DELLA LUCIA et al. (1982)
10 por agroecossistema		Chapecó, SC (mata secundária e eucalipto)	GRACIANI et al. (2005)	
4 dias	Insetos (exceto formigas)	20 por tratamento	Oratórios, MG (cana-de-açúcar queimada e não queimada)	ARAÚJO et al. (2005)
24 h	Formigas	5 por ha (a partir de uma gride)	Cerrado típico da Serra da Mesa-GO	SILVESTRE (2000)
48 h	Grilos	80 por ecossistema	Pantanal sul-matogrossense (vegetação herbácea)	SPERBER et al. (2003)

Preparo das amostras em laboratório

Condições adversas de clima, problemas associados com a identificação dos espécimes, ou um grande número de artrópodes capturados podem tornar a coleta dos dados ao nível de campo impraticável. Portanto, é frequentemente vantajoso transferir os artrópodes capturados nas armadilhas no campo para o laboratório antes de realizar a contagem e identificação. No laboratório, as amostras são examinadas com mais detalhe e com menor erro. Assim, as armadilhas são retiradas do solo e vedadas, ou seu conteúdo pode ser armazenado em outro recipiente com tampa, sendo, então, transportados o quanto antes para o laboratório, onde se procederá a lavagem do conteúdo coletado na armadilha com água corrente, para a retirada do conservante do corpo dos animais capturados, especialmente no caso de formol. Para isso o conteúdo de cada pitfall é despejado num coador de malha fina para evitar a passagem de pequenos

artrópodes de interesse (Figura 7a e 7b). Sugere-se utilizar um filtro tipo “coador de café”. A retirada do formol se faz necessária para manter intactas as articulações dos artrópodes. Posteriormente, os espécimes são acondicionados em frascos de vidro de capacidade variável dependendo do tamanho da amostra, previamente contendo álcool hidratado a 70% para conservação dos espécimes, e vedados com tampa de rosca e batoque. Para auxiliar na identificação, os artrópodes armazenados nos frascos podem ser vertidos em placa de Petri contendo água, e observados sob microscópio estereoscópio (Figura 7c). O reconhecimento dos grupos taxonômicos pode ser realizado através de consulta a materiais bibliográficos (por exemplo, RUPPERT & BARNES, 1996 e BORROR et al., 1989) ou comparações com outros exemplares depositados em coleções científicas, os quais constituem o material-testemunho, também denominado de “voucher”. Os dados obtidos são convertidos a número de indivíduos por espécime por armadilha por dia.

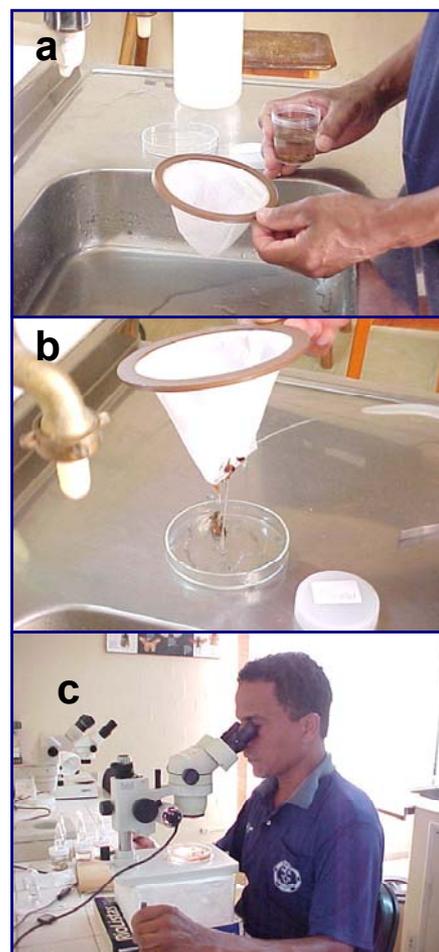


Figura 7. Limpeza e conservação das amostras em álcool 70% (a e b) após a coleta com formol 4% e identificação e contagem dos indivíduos (c).

Referências Bibliográficas

- ALMEIDA, L. M.; RIBEIRO-COSTA, C. S. R.; MARINONI, L. **Manual de coleta, conservação, montagem e identificação de insetos**. Ribeirão Preto: Holos, 2003. 88 p. (Série Manuais Práticos em Biologia.).
- AQUINO, A. M. de. **Manual para coleta de macrofauna do solo**. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2001. 21 p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 130).
- AQUINO, A. M. de; RODRIGUES, K; PEREIRA, A. J.; CORREIA, M. E. F.; GUERRA, J. G. M. Fauna edáfica associada à interface solo-serrapilheira no cultivo do repolho (*Brassica oleracea*) sob manejo orgânico em plantio direto e convencional. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE FERTILIDADE DO SOLO E NUTRIÇÃO DE PLANTAS, 26., REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 10., SIMPÓSIO BRASILEIRO DE MICROBIOLOGIA DO SOLO, 8., REUNIÃO BRASILEIRA DE BIOLOGIA DO SOLO, 5., 2004, Lajes. **Anais...** Lajes: UDESC, 2004. CD-ROM.
- ARAÚJO, R. A.; ARAÚJO, M. S.; GONRING, A. H. R.; GUEDES, R. N. C. Impacto da queima controlada da palhada da cana-de-açúcar sobre as comunidades de insetos locais. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 34, n. 4, p. 650-658, 2005.
- BADEJO, M. A.; AQUINO, A. M. de; POLLI, H.; CORREIA, M. E. F. Response of soil mites to organic cultivation in an ultisol in southeast Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, Dordrecht, v. 34, n. 3-4, p. 345-364, 2004.
- BARNES, R. D. **Zoologia dos invertebrados**. 4. ed. São Paulo: Roca, 1990. 1179 p.
- BORROR, D. J.; TRIPLEHORN, C. A.; JOHNSON, N. F. **An introduction to the study of insects**. New York: Saunders College Publishing, 1989. 875 p.
- BRANDÃO, C. R. F.; CANCELLO, E. M. **Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil**. São Paulo: Fapesp, 1999. 279 p.
- BROWN JR., K. S. Insetos como rápidos e sensíveis indicadores de uso sustentável de recursos naturais. In: MARTOS, H. L.; MAIA, N. B. (Coord.). **Indicadores ambientais**. Sorocaba: [s.n.], 1997. p. 143-156.
- CONSTANTINO, R.; DINIZ, I. R.; MOTTA, P. C. **Textos de entomologia**: versão 3. Brasília, DF: UNB, 2002. 69 p.
- DELABIE, J. H. C.; FISHER, B. L.; MAJER, J. D.; WRIGHT, I. W. Sampling effort and choice of methods. In: AGOSTI, D.; MAJER, J. D.; ALONSO, L. E.; SCHULTZ, T. R. (Ed.). **Smithsonian institution ants: standard methods for measuring and monitoring biodiversity**. Washington: Smithsonian Institution, 2000. p. 145-154.
- DELLA LUCIA, T. M. C.; LOUREIRO, M. C.; CHANDLER, L.; FREIRE, J. A. H.; GALVÃO, J. D.; FERNANDES, B. Ordenação de comunidades de Formicidae em quatro agroecossistemas em Viçosa, Minas Gerais. **Experimentae**, Viçosa, v. 28, n. 6, p. 68-94, 1982.
- FREITAS, A. V. L.; FRANCINI, R. B.; BROWN JR, K. S. Insetos como indicadores ambientais. In: CULLEN JR., L.; RUDRAN, R.; VALADARES-PADUA, C. **Métodos de estudo em biologia da conservação e manejo da vida**. Curitiba: UFPR, 2004. p. 125-151.
- GRACIANI, C.; GARCIA, F. R. M.; COSTA, M. K. M. Análise faunística de gafanhotos (Orthoptera, Acridoidea) em fragmento florestal próximo ao rio Uruguai, município de Chapecó, Santa Catarina. **Biotemas**, Florianópolis, v. 18, n. 2, p. 87-98, 2005.
- GREENSLADE, P. J. M. Sampling ants with pitfall traps: digging-in effects. **Insectes Sociaux**, Paris, v. 20, p. 343-353, 1973.
- HICKMAN JR., C. P.; ROBERTS, L. S.; LARSON, A. **Princípios integrados de zoologia**. 11. ed. Guanabara : Koogan, 2004. 846 p.
- LACHAT, T.; ATTIGNON, S.; DJEGO, J.; GOERGEN, G.; NAGEL, P.; SINSIN, B.; PEVELING, R. Arthropod diversity in Lama forest reserve (South Benin), a mosaic of natural, degraded and plantation forests. **Biodiversity and Conservation**, London, v. 15, n. 1, p. 3-23, 2006.

MARINHO, C. G. S.; SOARES, S. M.; DELLA LUCIA, T. M. C. Diversidade de invertebrados edáficos em áreas de eucalipto e mata secundária. **Acta Biologica Leopoldinense**, v. 19, n. 2, 1997, p. 157-164.

MELO, A. S. Diversidade de macroinvertebrados aquáticos em riachos. In: CULLEN JR., L.; RUDRAN, R.; VALADARES-PADUA, C. **Métodos de estudo em biologia da conservação e manejo da vida silvestre**. Curitiba: UFPR, 2004. p. 69-90.

MILHOMEM, M. S.; MELLO, F. Z. V. de; DINIZ, I. R. Técnicas de coleta de besouros copronecrófagos no cerrado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, DF, v. 38, n. 11, p. 1249-1256, 2003.

MOLDENKE, A. R. Arthropods. In: WEAVER, R. W., BOTTOMLEY, S.; BEZDICEK, P.; SMITH, D.; TABATABAI, S.; WOLLUM, A. **Methods of soil analysis: microbiological and biochemical properties**. Madison: SSSA, 1994. Part 2. p. 517-542.

PARR, C. L.; CHOWN, S. L. Inventory and bioindicator sampling: Testing pitfall and winkler methods with ants in a South African savanna. **Journal of Insect Conservation**, Dordrecht, v. 5, p. 27-36, 2001.

PETILLON, J.; CANARD, A.; YSNEL, F. Spiders as indicators of microhabitat changes after a grass invasion in salt-marshes: synthetic results from a case study in the Mont-Saint-Michel Bay. **Cahiers de Biologie Marine**, Paris, v. 47, n. 1, p. 11-18, 2006.

PRICE, J. F.; SHEPARD, M. Sampling ground predators in soybean fields. In: KOGAN, M.; HERZOG, D. C. **Sampling methods in soybean entomology**. New York: Springer-Verlag, 1980. p. 532-543.

ROMERO, H.; JAFFE, K. A comparison of methods for sampling ants (Hymenoptera: Formicidae) in Savannas. **Biotropica**, Washington, v. 21, p. 348-352, 1989.

RUPPERT, E. E.; BARNES, R. D. **Zoologia dos invertebrados**. São Paulo: Roca, 1996. 1074 p.

SILVESTRE, R. **Estrutura de comunidades de formigas no cerrado**. 2000. 216 p. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, SP.

SPERBER, C. F.; VIEIRA, G. H.; MENDES, M. H. Improving litter cricket (Orthoptera: Gryllidae) sampling with pitfall traps. **Neotropical Entomology**, Londrina, v. 32, n. 4, p. 733-735, 2003.

SUTHERLAND, W. J. **Ecological census techniques: a handbook**. Cambridge: Cambridge University, 1996. 336 p.

Circular Técnica, 18

Exemplares desta publicação podem ser adquiridas na:

Embrapa Agrobiologia

BR465 – km 7
Caixa Postal 74505
23851-970 – Seropédica/RJ, Brasil
Telefone: (0xx21) 2682-1500
Fax: (0xx21) 2682-1230
Home page: www.cnpab.embrapa.br
e-mail: sac@cnpab.embrapa.br

1ª impressão (2006): 50 exemplares



Ministério da Agricultura,
Pecuária e Abastecimento



Comitê de publicações

Eduardo F. C. Campello (Presidente)
José Guilherme Marinho Guerra
Maria Cristina Prata Neves
Verônica Massena Reis
Robert Michael Boddey
Maria Elizabeth Fernandes Correia
Dorimar dos Santos Felix (Bibliotecária)

Expediente

Revisor e/ou ad hoc: Maria Elizabeth Fernandes Correia e Eliane Maria Ribeiro da Silva
Normalização Bibliográfica: Dorimar dos Santos Félix.
Editoração eletrônica: Marta Maria Gonçalves Bahia.