

Manual para Coleta de Abelhas Associadas à Cultura do Algodoeiro

Fotos: Viviane Cardoso Pires



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Documentos 343

Manual para Coleta de Abelhas Associadas à Cultura do Algodoeiro

Viviane Cardoso Pires
Karoline Ribeiro de Sá Torezani
Wallyson Aguielo Rodrigues
Alex Antônio Torres Cortês de Sousa
Fábio Aquino de Albuquerque
Lúcia Helena Avelino Araújo
Rafael Rodrigues Ferrari
Edison Ryoiti Sujii
Fernando Amaral da Silveira
Carmen Silvia Soares Pires

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

Endereço: Parque Estação Biológica - PqEB – Av. W5 Norte (final)

Caixa Postal: 02372 - Brasília, DF - Brasil – CEP: 70770-917

Fone: (61) 3448-4700

Fax: (61) 3340-3624

Home Page: <http://www.cenargen.embrapa.br>

E-mail (sac): sac@cenargen.embrapa.br

Comitê Local de Publicações

Presidente: *João Batista Teixeira*

Secretário-Executivo: *Thales Lima Rocha*

Membros: *Jonny Everson Scherwinski Pereira*

Lucília Helena Marcelino

Lígia Sardinha Fortes

Márcio Martinelli Sanches

Samuel Rezende Paiva

Vânia Cristina Rennó Azevedo

Suplentes: *João Batista Tavares da Silva*

Daniela Aguiar de Souza Kols

Supervisor editorial: Lígia Sardinha Fortes

Revisor de texto: José Cesamildo Cruz Magalhães

Normalização bibliográfica: Lígia Sardinha Fortes

Editoração eletrônica: José Cesamildo Cruz Magalhães

Fotos da capa: Viviane Cardoso Pires

1ª edição (*online*)

Todos os direitos reservados.

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

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

Manual para coleta de abelhas associadas à cultura do algodoeiro. / Viviane Cardoso Pires... [et al.]. – Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos Biotecnologia, 2011.

34 p.: il. – (Documentos / Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 343).

1. Controle biológico. 2. Abelhas. 3. Algodão. I. Pires, Viviane Cardoso. II. Torezani, Karoline Ribeiro de Sá. III. Rodrigues, Wallyson Aguielo. IV. Sousa, Alex Antônio Torres Cortês de. V. Albuquerque, Fábio Aquino de. VI. Araújo, Lúcia Helena Avelino. VII. Ferrari, Rafael Rodrigues. VIII. Sujii, Edison Ryoiti. IX. Silveira, Fernando Amaral da. X. Pires, Carmen Silvia Soares. XI. Série.

633.51 – CDD 21

© Embrapa 2011

Autores

Viviane Cardoso Pires

Bióloga, M.Sc em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre, Bolsista CNPq/DTI Projeto Rede de Pesquisa dos Polinizadores do Algodoeiro no Brasil (POAL)

Karoline Ribeiro de Sá Torezani

Bióloga, Bolsista CNPq/DTI Projeto Rede de Pesquisa dos Polinizadores do Algodoeiro no Brasil (POAL)

Wallyson Aguielo Rodrigues

Engenheiro Agrônomo, Bolsista MMA/FAO Projeto Rede de Pesquisa dos Polinizadores do Algodoeiro no Brasil (POAL)

Alex Antônio Torres Cortês de Sousa

Engenheiro Agrônomo, Técnico da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
alex.sousa@embrapa.br

Fábio Aquino de Albuquerque

Ph. D. em Entomologia, Pesquisador da Embrapa Algodão
fabio.albuquerque@embrapa.br

Lúcia Helena Avelino Araújo

Ph. D. em Agricultura Tropical, Pesquisadora da Embrapa Algodão
lucia.araujo@embrapa.br

Rafael Rodrigues Ferrari

Biólogo, Bolsista CNPq/DTI Projeto Rede de Pesquisa dos Polinizadores do Algodoeiro no Brasil (POAL)

Edison Ryoiti Sujii

Ph. D. em Ecologia, Pesquisador da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
edison.sujii@embrapa.br

Fernando Amaral da Silveira

Ph. D. em Entomologia, Universidade Federal de Minas Gerais

Carmen Sílvia Soares Pires

Ph. D. em Biologia, Pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
carmen.pires@embrapa.br

Agradecimentos

Aos agricultores pelo uso das áreas e apoio durante as coletas; aos bolsistas Heloísa Sousa e Flávio Rangel, e a Sebastião Lemos pelo apoio logístico durante as viagens à Paraíba; ao CNPq e MMA/Funbio/FAO pelo apoio financeiro e pela concessão de bolsas para Viviane Pires, Karoline Torezani, Rafael Ferrari e Wallyson Rodrigues.

Apresentação

Este documento foi idealizado inicialmente para ser utilizado por pessoas leigas na coleta de insetos, como membros das famílias de produtores rurais, que estão inseridas no projeto “Rede de Pesquisa dos Polinizadores do Algodoeiro no Brasil” (POAL). A proposta deste manual é despertar os leitores para a importância dos polinizadores e orientar os coletores principiantes na execução de diferentes metodologias de monitoramento de abelhas. Além disso, são apresentados resultados parciais das principais metodologias utilizadas em um dos locais de estudo do POAL (município de Sumé, PB) e comparadas as amostras da fauna de abelhas obtidas por meio dos diferentes métodos de amostragem aplicados, utilizando-se ferramentas estatísticas. Assim, a segunda parte deste manual será útil aos pesquisadores e estudantes interessados em estudos de comunidades de abelhas.

A Rede de Pesquisa dos Polinizadores do Algodoeiro no Brasil (POAL) foi proposta para o desenvolvimento de estudos sobre os polinizadores da cultura do algodoeiro (*Gossypium hirsutum* - Malvaceae). Os estudos concentram-se em dois domínios fitogeográficos brasileiros, nos quais o plantio de algodão tem grande expressão econômica/social/cultural: o Cerrado e a Caatinga. No Cerrado, dois cenários são observados: o sistema de cultivo convencional (em grandes extensões, com alto grau de mecanização e uso intensivo de insumos agrícolas em Sinop, MT e Cristalina, GO) e o cultivo convencional com baixo nível tecnológico em pequenas propriedades (Mundo Novo, GO), sem aplicação de inseticidas. Na Caatinga, o cenário estudado é o sistema de cultivo agroecológico em pequenas propriedades, compreendendo duas regiões: uma em que o ambiente natural já está mais degradado pela ação antrópica (Remígio, PB); e outra em que o ambiente natural ainda se encontra relativamente bem preservado (Sumé e Prata, PB).

Mauro Carneiro
Chefe Geral
Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

Sumário

Apresentação	06
Introdução	08
Objetivo geral	10
Material e métodos	10
Coleta direta de abelhas nas flores dos algodoeiros	11
Coleta de insetos com armadilha do tipo Malaise	14
Coleta de insetos com potes coloridos	16
Análise dos dados	21
Distribuição de abundância das espécies	21
Estimativa de riqueza de espécies	21
Diversidade de espécies	22
Análise de agrupamento	22
Resultados	22
Referências	30
Anexos	32

Manual para Coleta de Abelhas Associadas à Cultura do Algodoeiro

Viviane Cardoso Pires
Karoline Ribeiro de Sá Torezani
Wallyson Aguielo Rodrigues
Alex Antônio Torres Cortês de Sousa
Fábio Aquino de Albuquerque
Lúcia Helena Avelino Araújo
Rafael Rodrigues Ferrari
Edison Ryoiti Sujii
Fernando Amaral da Silveira
Carmen Silvia Soares Pires

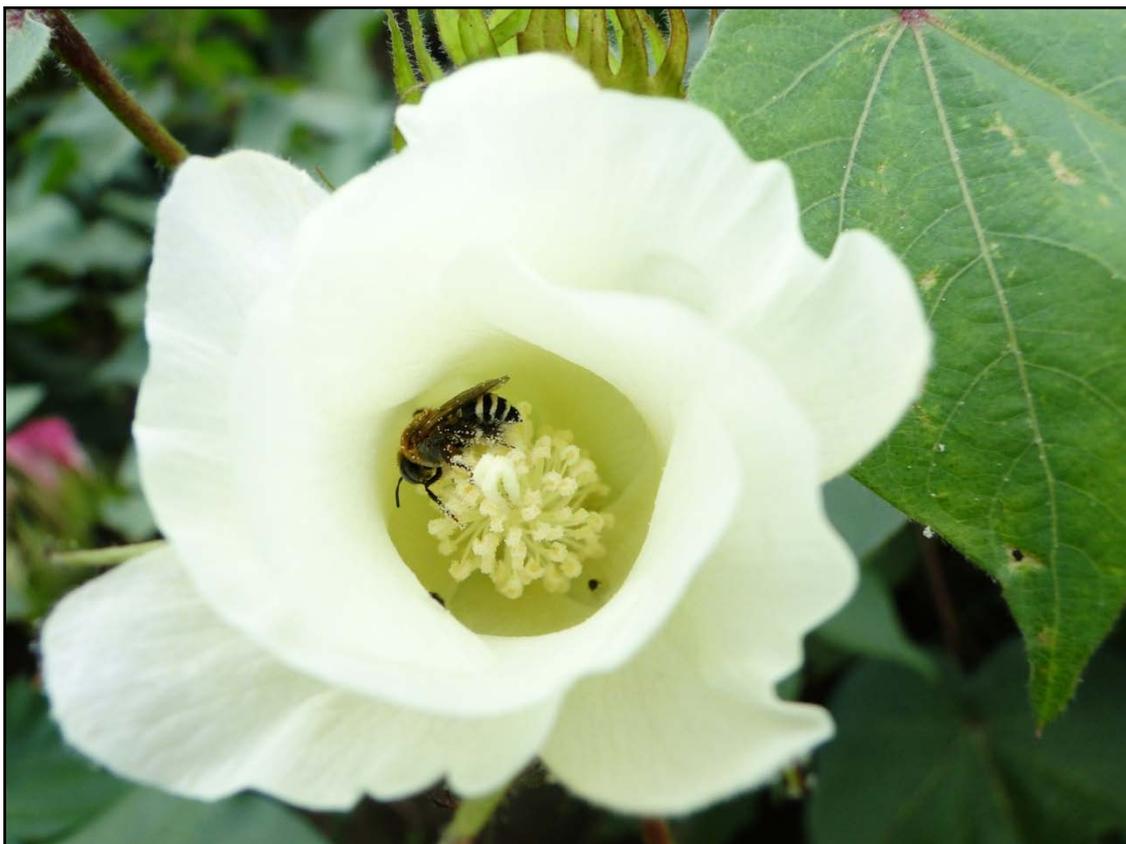
Introdução

As abelhas visitam as plantas (Figura 1) à procura dos recursos oferecidos pelas flores, como néctar, pólen e resina (ROUBIK, 1989). As plantas não se locomovem e, por isso, algumas espécies dependem dos animais para a sua reprodução. Assim, os recursos oferecidos pelas flores podem atrair os polinizadores (JUDD et al., 2009).

Os animais que visitam as flores são considerados polinizadores apenas quando depositam os grãos de pólen que ficam nas anteras de uma flor no estigma da mesma flor (autopolinização) ou de outra flor da mesma espécie de planta (polinização cruzada) (Figura 2). A polinização é realizada quando o pólen (gameta masculino) fecunda o óvulo (gameta feminino) no ovário da flor. Cada óvulo fecundado dará origem a uma semente, e o ovário se desenvolverá em um fruto (JUDD et al., 2009).

Muitas plantas de interesse econômico dependem de polinização para produzir frutos (KLEIN et al., 2007), como espécies de maracujá, abóbora, café, etc. Aves, morcegos, besouros, borboletas e abelhas são alguns exemplos de polinizadores (ENDRESS, 1994). No caso do algodoeiro, os principais polinizadores são as abelhas (MCGREGOR, 1976).

Foto: Viviane Cardoso Pires

Figura 1. Abelha (*Ptilothrix plumata*) coletando pólen na flor do algodoeiro.

Esquema: Fernando Amara da Silveira

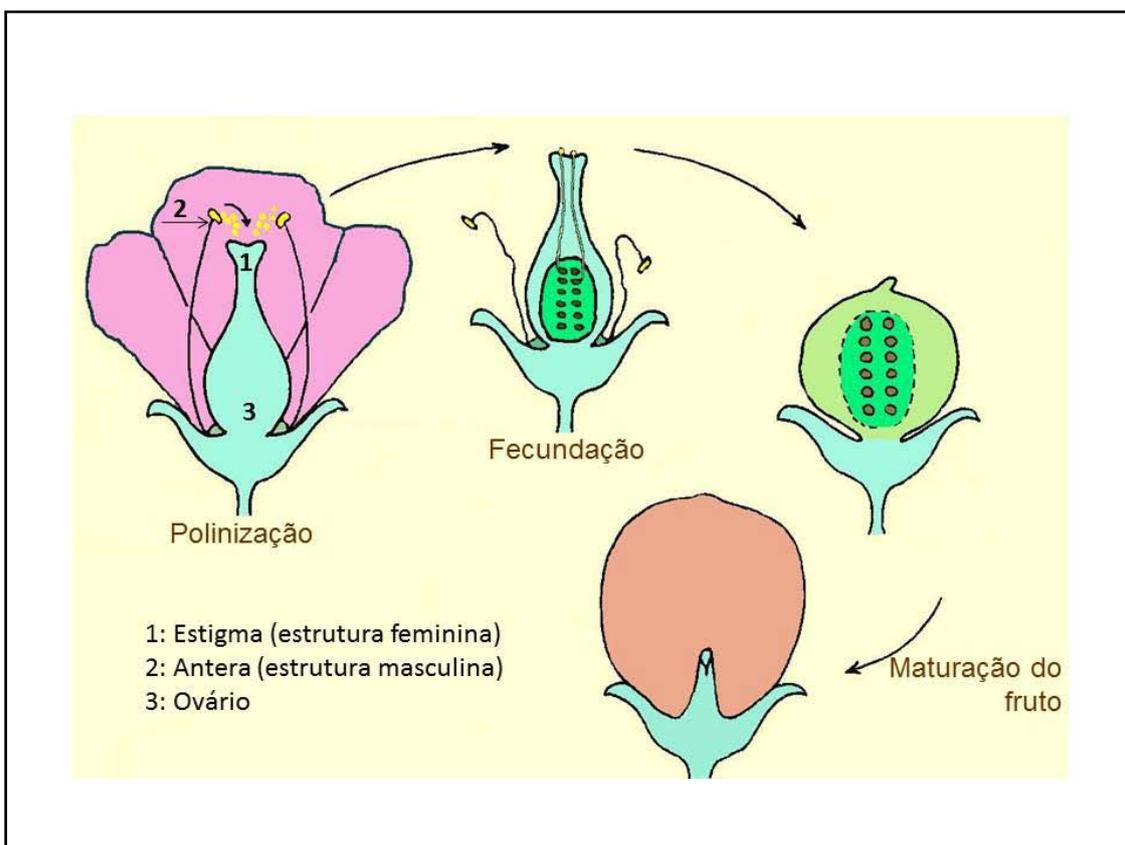


Figura 2. Esquema geral de polinização (flor e fruto).

O interesse pelo conhecimento dos polinizadores vem aumentando atualmente porque suas populações estão declinando em virtude do resultado de atividades humanas (SHEPHERD et al., 2003). Os ambientes em que eles viviam originalmente estão sendo reduzidos por vários motivos, como construção de cidades, desmatamento, pastagens, plantio, etc. Todas essas atividades causam perda da vegetação original, e essa perda pode prejudicar as abelhas porque diminui os locais em que elas podem construir seus ninhos e também elimina as plantas que são suas fontes de alimento (KEARNS; INOUE, 1997).

Devido às consequências do declínio das populações dos polinizadores, há um movimento mundial para conhecer essas espécies e encontrar formas de mantê-las nas áreas de vegetação natural e de cultivo agrícola (ALLEN-WARDELL et al., 1998). Uma das alternativas é manter áreas de vegetação natural próximas aos plantios para favorecer a permanência dos polinizadores nas suas proximidades (KLEIN et al., 2007).

A importância da polinização cruzada realizada pelas abelhas no aumento da produtividade e da qualidade da fibra do algodoeiro no Brasil é discutível porque os resultados de diferentes estudos indicaram uma grande variação nas taxas de polinização cruzada: 10% e 36% em Minas Gerais (PENNA, 1999) e 70% no Nordeste (BARROSO; FREIRE, 2003). O estudo sobre as abelhas visitantes florais e possíveis polinizadoras do algodoeiro no Brasil tem sua importância não só devido à produção, mas também devido aos possíveis efeitos do manejo dessa cultura sobre as populações naturais de abelhas que estão associadas às áreas de cultivo. Nesse contexto, a utilização de diferentes métodos de coleta poderia aumentar a possibilidade de mais espécies serem amostradas e, assim, ampliar o conhecimento da fauna local de abelhas nativas.

Objetivo geral

Comparar diferentes métodos de coleta utilizados para amostrar comunidades de abelhas presentes em áreas de cultivo de algodoeiro e verificar quais métodos são mais eficientes para monitorar a fauna de polinizadores dessa cultura.

Material e métodos

Quatro métodos de coleta de insetos foram utilizados nas propriedades rurais com lavouras de algodoeiro inseridas no projeto POAL: coleta direta nas flores, coleta com armadilhas Malaise, coleta com potes coloridos e coleta com rede entomológica (puçá). Uma explicação passo a passo dos três primeiros métodos de coleta citados é apresentada neste documento, em um formato que facilita a realização desses métodos por diferentes coletores. As informações sobre a coleta com rede entomológica não foram incluídas neste manual devido ao pequeno volume de dados obtidos para o ano de 2010, o que dificultaria a comparação com os outros métodos.

Para a análise dos resultados obtidos e comparação dos métodos, foram utilizados dados coletados no município de Sumé, Paraíba, entre setembro e novembro de 2010, em uma propriedade rural. As fotografias apresentadas ao longo do texto foram tiradas em diferentes localidades, nas quais estão sendo conduzidas as atividades do projeto POAL.

Coleta direta de abelhas nas flores dos algodoeiros

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 3. Coleta de abelhas com frascos plásticos diretamente na flor do algodoeiro.

- Materiais: caneta de marcação, caderneta de campo, lápis preto, frascos plásticos e câmaras ou frascos mortíferos (Figura 4).

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 4. Frasco mortífero: recipiente de vidro, com uma camada de algodão no fundo e outra de papelão. Antes das coletas, adiciona-se acetato de etila (substância que mata as abelhas) em uma quantidade suficiente para embeber o chumaço de algodão, mas não para umedecer o papelão.

- As coletas foram realizadas preferencialmente no período da manhã, totalizando seis horas por semana em cada área de amostragem.
- Na área de plantio, em cada dia de coleta, registrou-se na Caderneta de Campo: a data, os horários do início e do final das coletas e as condições do tempo (ex.: dia ensolarado, quente, com vento, etc.).
- As coletas foram realizadas mediante caminhada lenta entre as plantas e observação do interior das flores. Todos os insetos observados dentro das flores foram coletados diretamente com os frascos plásticos (Figura 5).

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 5. Coleta de insetos na flor do algodoeiro com frascos plásticos.

- As informações sobre o inseto coletado foram escritas no frasco com o emprego de caneta de marcação: identificação da área de coleta (área 1, área 2, etc.), o horário em que os insetos foram coletados e nome do coletor (Figura 6).

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 6. Registro em campo das informações sobre os insetos coletados nos frascos de coleta.

- Os frascos de coleta de cada coletor foram separados, formando as amostras (lotes) por data e intervalos de hora. Cada amostra (lote) recebeu um número. O ideal é que as abelhas não fiquem muito tempo no frasco coletor (plástico), pois, por exemplo, se elas morrerem devido ao calor, as estruturas utilizadas para identificação, como a língua da abelha, ficarão prejudicadas e dificultarão a identificação das espécies. As abelhas devem ficar, no máximo, por uma meia no frasco coletor.

- Após a separação, as abelhas foram sacrificadas nos frascos mortíferos (Figura 4). É necessário cuidado na hora de matar as abelhas para não misturar as abelhas de locais, coletores e horários de coleta diferentes (lotes diferentes). Cada lote deve ser colocado em um frasco mortífero.

Os insetos não devem ficar encostados diretamente no acetato de etila. Por isso, recomenda-se que, enquanto houver abelhas no frasco mortífero, este deve ser mantido virado com a tampa para baixo (de cabeça para baixo), de modo que a camada com acetato fique em cima e as abelhas fiquem na tampa do frasco, sem contato direto com a substância.

- Posteriormente, as abelhas eram transferidas dos frascos mortíferos para os saquinhos de papel, nos quais são anotadas a lápis as seguintes informações: local, data, área, intervalo de hora de coleta, método de coleta, nome do coletor e número da amostra ou do lote (Figura 7).

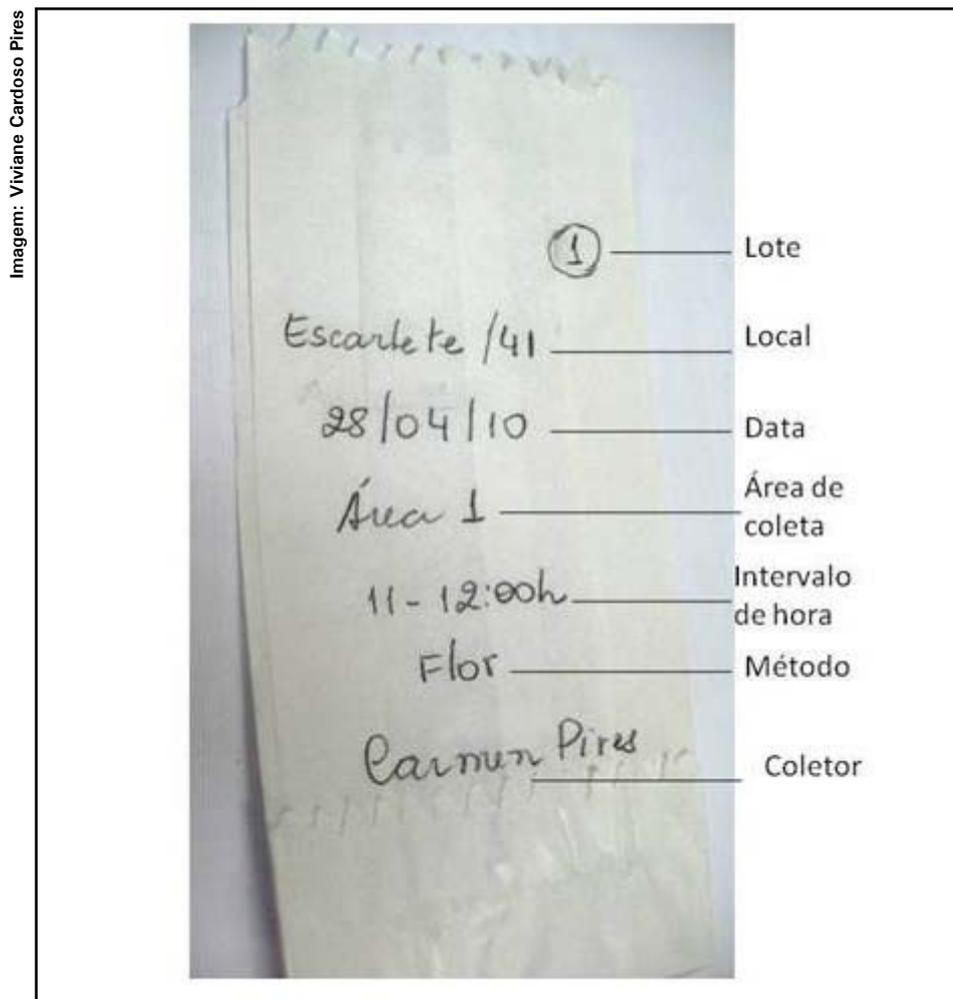


Figura 7. Modelo de preenchimento dos envelopes.

- As informações do envelope eram anotadas na Tabela 1, que se encontra nos ANEXOS. As informações dessa tabela serviram para auxiliar na organização dos insetos no laboratório e na tabulação e análise dos dados. As instruções para o preenchimento da tabela também estão nos ANEXOS.

- Os envelopes foram armazenados em vasilhas de plástico com tampa ou marmitas de alumínio. Os envelopes não devem ser apertados nos recipientes para evitar que as abelhas fiquem amassadas. Em caso de necessidade, deve-se utilizar mais de um recipiente para cada data de coleta. Foi colocado um pequeno chumaço de algodão com um pouco de acetato de etila em um dos cantos da marmita para evitar a proliferação de fungos e bactérias nos insetos. As tampas dos recipientes contendo os envelopes foram vedadas com fita adesiva ao redor. Quando possível, as marmitas foram mantidas em congelador, *freezer* ou geladeira, até o material ser enviado para o laboratório.

Coleta de insetos com armadilha do tipo Malaise

Esse tipo de armadilha intercepta insetos que estão voando na área, por meio de uma tenda de tecido de algodão ou “nylon”, que é preta ou verde na parte de baixo e branca na parte de cima (GRESSITT; GRESSITT, 1962). Os insetos batem na parte escura da tenda e são atraídos pela claridade para a parte de cima da armadilha, onde fica um recipiente que irá armazenar os insetos em líquido de preservação (SOUTHWOOD; HENDERSON, 2000).

O recipiente de armazenagem do modelo de Malaise utilizado neste manual continha aproximadamente 500 mL com uma mistura de álcool, água e glicerina (1:1:1) (Figura 8B). O álcool é utilizado para evitar o apodrecimento do material coletado, e a glicerina para evitar a evaporação total do líquido coletor.

- Foram instaladas, em geral, duas armadilhas em cada propriedade, uma no plantio do algodoeiro e outra em área de vegetação natural próxima aos plantios.

- Semanalmente, os insetos coletados eram retirados e armazenados em um frasco com tampa contendo álcool 70%. No momento da retirada dos insetos, a mistura de álcool, água e glicerina era repostada nas armadilhas.

- Cada frasco contendo o material coletado era identificado com uma etiqueta de papel vegetal colocada dentro do pote. Nessa etiqueta, era escrito a lápis: número da amostra (lote), local, coletor, data e área (lavoura ou vegetação). As informações anotadas no frasco foram escritas também na tabela de campo (Tabela 1). Anotações a tinta podem ser borradas pelo álcool, por isso, as anotações nas etiquetas devem ser feitas a lápis.

- As amostras eram levadas para o laboratório, onde o material era triado e apenas as abelhas montadas em alfinetes.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 8A. Armadilha do tipo Malaise instalada dentro do plantio de algodoeiro.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 8B. Detalhe do recipiente com o líquido de preservação em que os insetos ficam armazenados até serem recolhidos.

Coleta de insetos com potes coloridos

Neste método de coleta, os insetos que estiverem sobrevoando a área são atraídos pela cor do fundo dos potes. Testou-se a atratividade de três cores em relação às abelhas: branca, azul e amarela.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 9A. Potes coloridos para coleta de insetos instalados no plantio de algodoeiro agroecológico na Paraíba.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 9B. Plantio de algodão convencional em Sinop, Mato Grosso.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 10A. Pote instalado no plantio em suporte confeccionado com cano de PVC.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 10B. Pote instalado no tronco de árvore na vegetação seminatural localizada próxima ao plantio do algodoeiro.

- Foram instaladas duas parcelas de potes coloridos, sendo uma parcela na lavoura de algodoeiro e outra em área de vegetação próxima ao plantio. Em propriedades onde o algodoeiro foi plantado consorciado com outras culturas e as culturas variavam entre as áreas, foi instalada uma parcela em cada associação (Figura 11).
- Cada parcela possuía cinco conjuntos de três potes (trincas), sendo que cada trinca possuía um pote azul, um amarelo e outro branco. Os potes amarelos e azuis foram pintados com tinta ultravioleta, marca Colorgin Luminoso, número 756 e 757, respectivamente. Os potes brancos não foram pintados.
- Na área de cultura, os potes foram instalados em suportes feitos com canos de PVC, na altura das flores do algodoeiro (Figura 9 e Figura 10A). Nas áreas de vegetação seminatural, os potes foram colocados em troncos de árvores (Figura 10B) ou em canos, a aproximadamente 1,5 m do solo.
- Para a instalação dos suportes, seguiu-se uma distância mínima de 3 m entre os potes e de 15 m entre as trincas. As trincas ficaram dispostas em fileiras ou conforme o esquema da Figura 12.

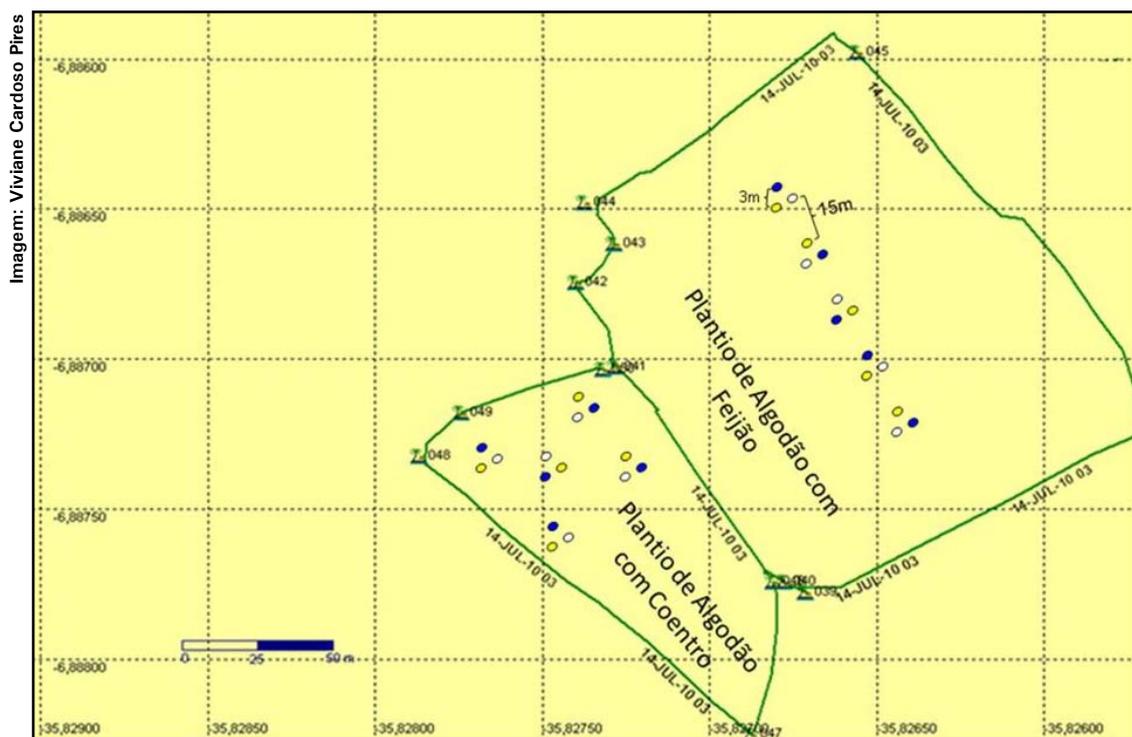


Figura 11. Modelo de instalação de potes em uma área de plantio de algodão com outras culturas na Paraíba.

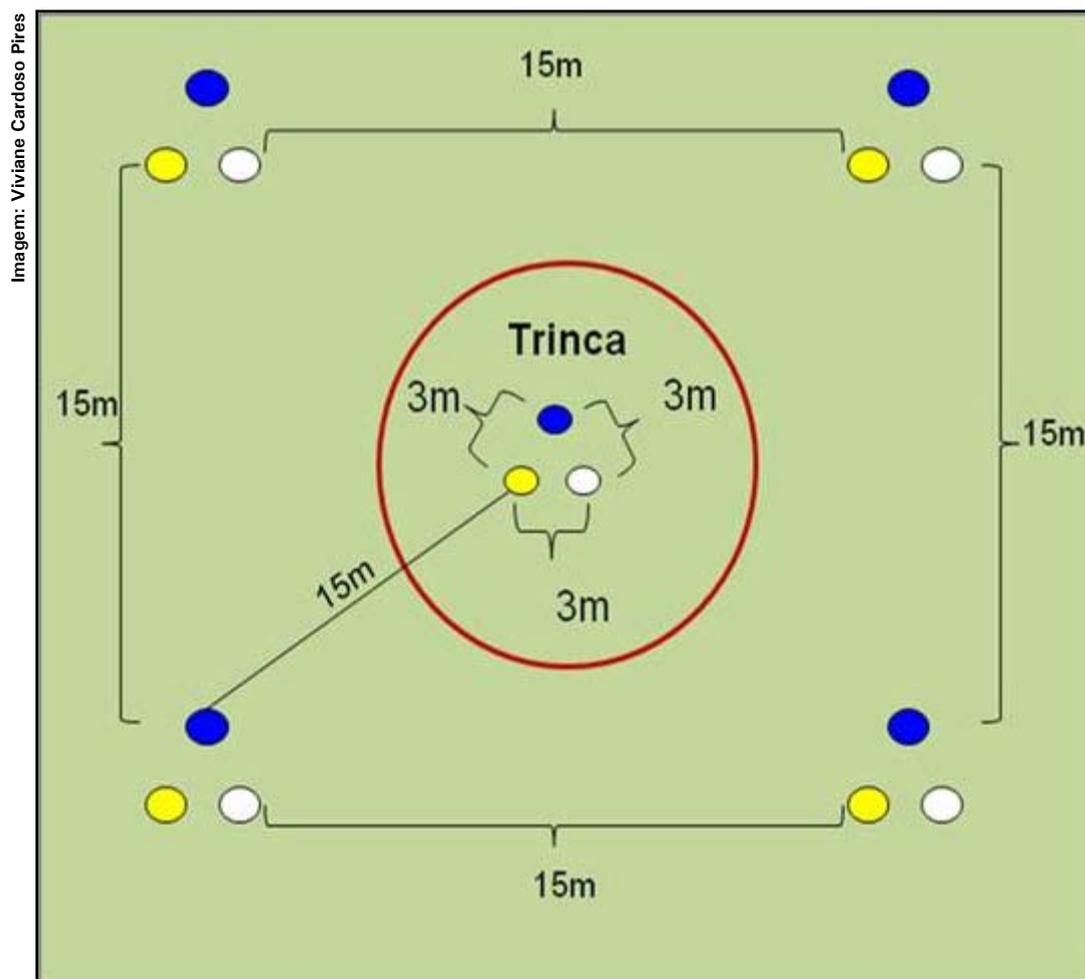


Figura 12. Modelo de instalação dos potes nas áreas de estudo. A distância mínima entre os potes foi de 3 m, e entre as trinças de 15 m.

- Os potes foram colocados no início da manhã e retirados na manhã do outro dia, ou colocados no início da tarde e retirados na tarde do outro dia, ficando expostos no campo por 24 horas.
- Em cada um dos potes, colocou-se um pouco de solução de água e detergente (cinco gotas de detergente para um litro de água) para a retenção dos insetos que foram atraídos pela cor da armadilha (Figura 13).
- No dia seguinte, cada pote foi inspecionado, o material foi peneirado e transferido para um recipiente com álcool a 70% (Figura 14). Cada frasco recebeu uma etiqueta de papel vegetal contendo as informações de local, data e cor do pote. Para esse método, as informações também foram preenchidas na Tabela 1, que se encontra nos ANEXOS.

Foto: Viviane Cardoso Pires



Figura 13. Pote colorido na vegetação recebendo solução de água e detergente.

Foto: Wallyson Aguielo Rodrigues



Figura 14. Amostra dos potes sendo transferida para um recipiente com álcool 70%, depois de ser peneirada.

Análise dos dados

Considerando as implicações da comparação de comunidades obtidas por meio de diferentes métodos, o primeiro passo foi criar uma padronização para o que se chamou de amostra. Uma vez que há diferentes esforços de coleta para cada método, como, por exemplo, tempo de captura, método ativo (coleta direta) ou método passivo (Malaise e pote), foram considerados como uma amostra os dados coletados semanalmente. Para Malaise, obteve-se a cada semana uma amostra na vegetação e outra na lavoura. Para os potes coloridos, os exemplares coletados nos 15 potes foram somados por cor, sendo uma amostra na vegetação e outra na lavoura. Para as coletas nas flores dos algodoeiros, foram somadas as horas de coletas realizadas em uma semana. Para a área de Sumé, PB, esse valor foi de 3,5 horas, em média.

Para comparar os dados, foram utilizadas as seguintes ferramentas: (a) representações gráficas da distribuição de abundância das espécies, (b) estimativa de riqueza de espécies, (c) comparação da diversidade de espécies e (d) análise de agrupamento (VALENTIN, 2000; SANTOS, 2004; MAGURRAN, 2004; MCGILL et al., 2007; GOTELLI, 2009).

Distribuição de abundância das espécies

A descrição do número de indivíduos observados de cada espécie em uma comunidade pode ser feita por meio do gráfico de ordem de abundância, que é a descrição mais básica de uma comunidade ecológica (MCGILL et al., 2007). No gráfico, as espécies são dispostas em ordem decrescente de abundância no eixo X, e os valores de abundância são colocados no eixo Y. Esse gráfico ilustra dois componentes importantes das comunidades: a riqueza de espécies e a equitabilidade de espécies (GOTELLI, 2009). A riqueza (número de espécies) é o número de barras do gráfico, e a equitabilidade corresponde às alturas relativas das barras. O padrão comumente observado nas comunidades é conhecido como J invertido, em que há poucas espécies dominantes (muito abundantes) e muitas espécies raras (pouco abundantes) (GOTELLI, 2009). Por meio desses gráficos, pode-se comparar visualmente as comunidades de abelhas obtidas em cada método.

Estimativa de riqueza de espécies

Uma maneira de avaliar a qualidade das coletas é verificar se os indivíduos coletados nas amostras representam toda a riqueza local ou se há muitas espécies ainda não coletadas. Considerando que para se obter a riqueza total pode ser necessário muito investimento de tempo e recursos financeiros, uma alternativa é estimar a riqueza utilizando a informação de amostras da biodiversidade de um número menor de coletas, estimando o número de espécies não detectadas na comunidade (GOTELLI, 2009). No caso deste trabalho, que compara métodos, o objetivo é verificar, por meio da curva gerada pelos estimadores, em qual método a curva se estabiliza com um menor número de amostras. Os métodos em que as curvas se estabilizam primeiro podem ser considerados os mais eficientes. A estimativa de riqueza foi calculada no programa "EstimateSWin820", com 1.000 aleatorizações para cada amostra. Os estimadores utilizados foram o Chao1 e o Jackknife 1, recomendados por alguns autores (SOUTHWOOD; HENDERSON, 2000, e autores citados por eles; Santos, 2003, e autores citados por ele). Essa análise não foi feita para a coleta com potes coloridos devido ao pequeno número de amostras por cor de pote e tratamento (vegetação e lavoura). Para a estimativa realizada com os dados de Malaise na

lavoura, utilizou-se a fórmula clássica para Chao1 e não a fórmula corrigida, conforme sugerido pelo programa.

Diversidade de espécies

A relação entre abundância e riqueza das espécies de uma comunidade também pode ser expressa por meio de valores numéricos, calculando-se índices de diversidade. Quando os índices são utilizados para comparar comunidades, medidas diferentes podem produzir diferentes níveis de *status* para as comunidades estudadas, tornando arbitrária a escolha do índice que representa melhor essas relações (MAGURRAN, 2004). Uma solução para esse problema é identificar as comunidades que são consistentes na sua diversidade relativa por meio de fórmulas, como a proposta por Renyi (1961, citado por SOUTHWOOD; HENDERSON, 2000). Programas estatísticos, como o Past (HAMMER et al., 2008), mediante o "Diversity profiles", utilizam essas expressões e oferecem saídas estatísticas que informam se as duas comunidades utilizadas na análise são comparáveis ou não e, sendo comparáveis, qual é a mais diversificada.

Análise de agrupamento

Além de comparar a riqueza e abundância de espécies das comunidades, é necessário verificar as diferenças na sua composição de espécies. Para comparar mais de duas comunidades, pode-se utilizar a análise de agrupamento. Essa análise forma grupos que são mais similares na sua composição de espécies (SOUTHWOOD; HENDERSON, 2000). Na análise de agrupamento realizada neste trabalho, utilizou-se o método de Wards (variância mínima), que é considerado um dos métodos mais eficientes. Além disso, obtivemos por meio desse método um valor para o coeficiente de correlação cofenético superior a 0,8 (VALENTIN, 2000), que é um valor considerado alto e um dos critérios recomendados para definir o melhor método para essa análise. Como o nosso interesse na cultura do algodoeiro está nos polinizadores, por meio dessa análise é possível observar qual das metodologias apresenta uma composição de espécies mais semelhante à composição das espécies coletadas diretamente na flor do algodoeiro.

Resultados

Foram coletados no município de Sumé, PB, entre setembro e novembro de 2010, 582 exemplares de abelhas, por meio de três métodos de coleta: potes coloridos (amarelo, azul e branco) na vegetação de caatinga e na lavoura de algodoeiro, Malaise na vegetação e na lavoura e coleta direta nas flores dos algodoeiros. As abelhas coletadas representam quatro famílias: Andrenidae, Apidae, Halictidae e Megachilidae (Tabela 1).

O método de coleta direta nas flores produziu as maiores amostras (maior número de indivíduos), seguido de Malaise na vegetação e na lavoura. A menor abundância foi obtida com a amostragem com potes coloridos, sendo que, das três cores utilizadas, o pote azul atraiu um número maior de indivíduos e espécies de abelhas.

A maior riqueza de espécies foi obtida por meio da coleta com armadilha Malaise, na área de vegetação ($s = 13$), um pouco maior do que a riqueza observada nas coletas diretas nas flores dos algodoeiros ($s = 11$). A menor riqueza foi obtida nas coletas com pote branco e amarelo na vegetação, e pote branco na lavoura de algodoeiro ($s = 2$).

Todos os métodos apresentaram o padrão típico de abundância na distribuição de espécies (Figuras de 15 a 19), com poucas espécies abundantes e muitas espécies raras (MCGILL et al., 2007; GOTELLI, 2009).

A curva de riqueza de espécies acumulada, obtida por meio da coleta direta nas flores do algodoeiro (nove amostras, média de 3,6 horas de coleta por semana), foi a que mais se aproximou da média de riqueza calculada para os dois estimadores utilizados (Figura 20). Além disso, a curva observada apresentou uma estabilização a partir da quinta semana de coleta, o que não ocorreu com as amostras obtidas com as armadilhas Malaise na vegetação e no plantio (Figuras 21 e 22).

A comparação entre as diversidades de espécies obtidas com os vários métodos é indicada na Tabela 2. O resultado da utilização da fórmula de Renyi (1961, citado por SOUTHWOOD; HENDERSON, 2000) nos diferentes métodos de coleta indicou que a diversidade de abelhas obtida com a utilização dos potes na vegetação seminatural não foi comparável a nenhum dos outros métodos. Isso pode ter ocorrido devido ao menor número de subamostras obtidas ($n=4$). O número de subamostras de potes foi pequeno porque, dos cinco dias de coleta na vegetação seminatural, apenas em um, foram coletados exemplares de abelhas, enquanto, na lavoura, em três dos cinco dias de amostragem foram coletadas abelhas ($n=9$). Estamos considerando como subamostra cada pote disponibilizado nas áreas, ou seja, para cada dia de coleta um total de 15 potes.

Por meio da análise de agrupamento, pode-se observar que a coleta direta nas flores é a que mais se distancia dos demais métodos (Figura 23) e não se agrupa com nenhum deles. Pelos dados que temos até o momento, podemos observar que os diferentes métodos aplicados são complementares, ou seja, amostram parcelas diferentes da comunidade local de abelhas. Nossos dados indicam que o melhor método para monitorar os polinizadores é a coleta direta nas flores. Nenhum dos outros métodos aplicados poderia ser utilizado para substituí-lo. Estes resultados devem ser consolidados a partir de novas amostragens que permitam obter um maior volume de dados, considerando mais áreas e um esforço maior de coleta.

Tabela 1. Lista de espécies de abelhas amostradas utilizando diferentes métodos de coleta entre setembro e novembro de 2010 em Sumé, PB.

Táxon	Pote na Vegetação			Pote na Lavoura			Malaise Veg.	Malaise Lav.	Coleta direta na flor	Total
	Az	Am	B	Az	Am	B				
ANDRENIDAE										
<i>Psaenythia sp</i>							1			1
APIDAE										
<i>Ancyloscelis sp</i>	1	3	1				3		11	19
<i>Apis mellifera</i> <i>Linnaeus, 1758</i>					1		3	16	222	242
<i>Ceratina sp</i>							1	1	45	47
<i>Diadasina sp</i>							21	1	13	35
<i>Euglossa carolina</i>				1						1
<i>Exomalopsis sp</i>									2	2
Eucerine	1									1
<i>Gaesischia sp</i>							38	1		39
<i>Melipona asilvai</i>							2	2	1	5
<i>Melissoptila sp</i>							1	2	1	4
<i>Melitoma segmentaria</i>				13						13
<i>Melitomella sp</i>	1									1
<i>Ptilothrix plumata</i>	1			1					126	128
<i>Trigona spinipes</i>				1	1			1	6	9
<i>Xylocopa grisescens</i>						2	1			3
HALICTIDAE										
<i>Augochlora sp</i>	3						2	1	8	14
<i>Augochloropsis sp</i>							4			4
<i>Ceblurgus longipalpis</i>							1			1
MEGACHILIDAE										
<i>Lithurgus huberi</i>	1								7	8
<i>Megachile sp</i>							4	1		5
TOTAL (Abundância)	8	3	1	16	2	2	82	26	442	582
TOTAL (Riqueza)	7	2	2	5	3	2	13	9	11	21

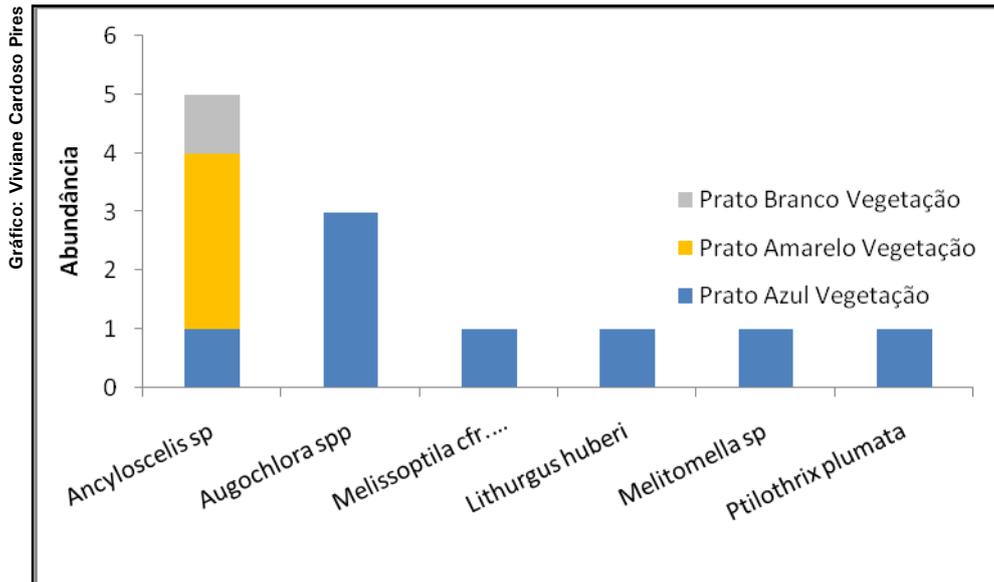


Figura 15. Abundância (número de indivíduos) de espécies de abelhas coletadas entre setembro e novembro de 2010, utilizando-se potes coloridos em área de vegetação seminatural localizada próxima aos plantios de algodoeiro em Sumé, PB.

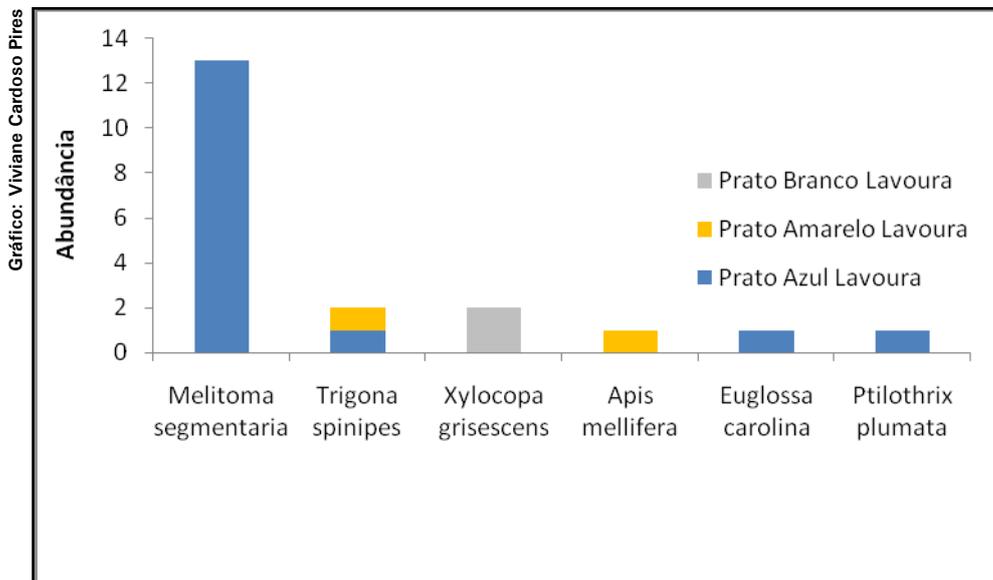


Figura 16. Abundância (número de indivíduos) de espécies de abelhas coletadas entre setembro e novembro de 2010, utilizando-se potes coloridos em lavoura de algodoeiro em Sumé, PB.

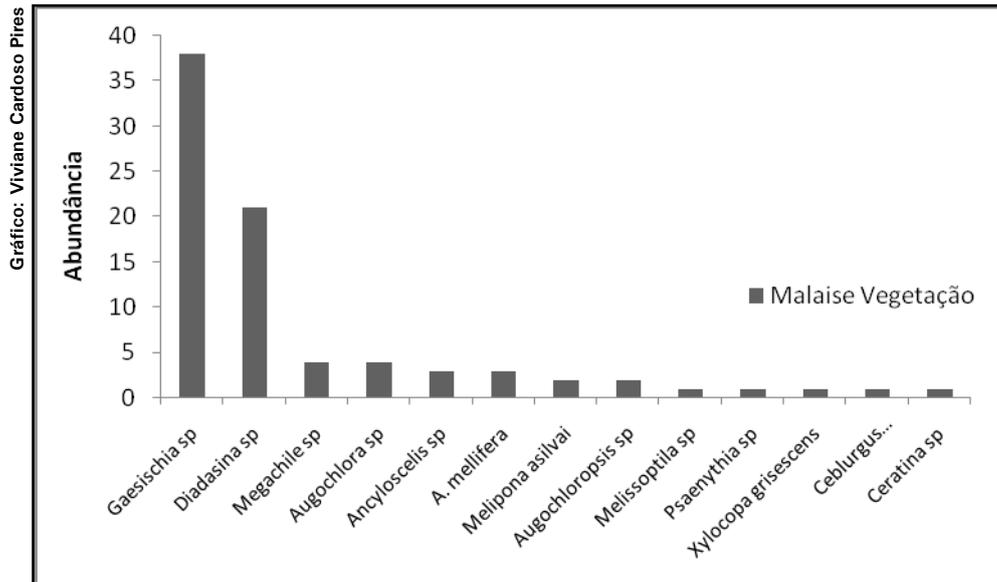


Figura 17. Abundância (número de indivíduos) de espécies de abelhas coletadas entre setembro e novembro de 2010, utilizando-se armadilhas Malaise em área de vegetação seminatural localizada próxima aos plantios de algodoeiro em Sumé, PB.

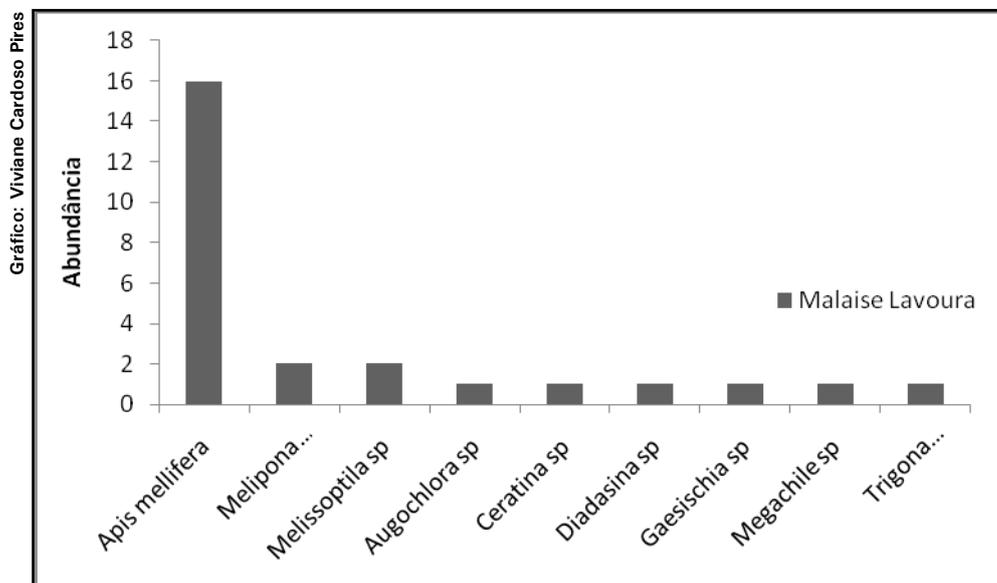


Figura 18. Abundância (número de indivíduos) de espécies de abelhas coletadas entre setembro e novembro de 2010, utilizando-se armadilhas Malaise em área de lavoura em Sumé, PB.

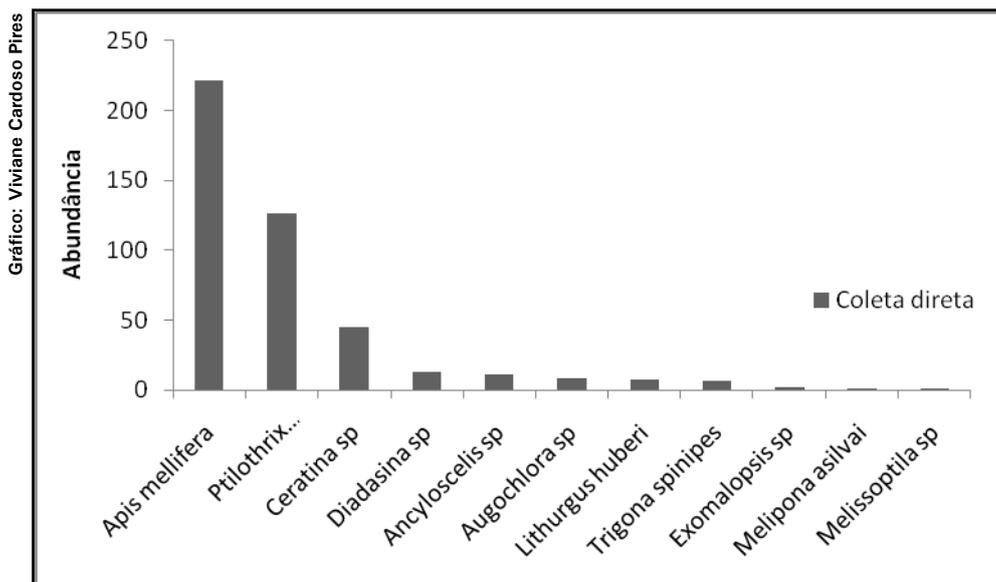


Figura 19. Abundância (número de indivíduos) de espécies de abelhas coletadas entre setembro e novembro de 2010, utilizando-se coleta direta nas flores dos algodoeiros em Sumé, PB.

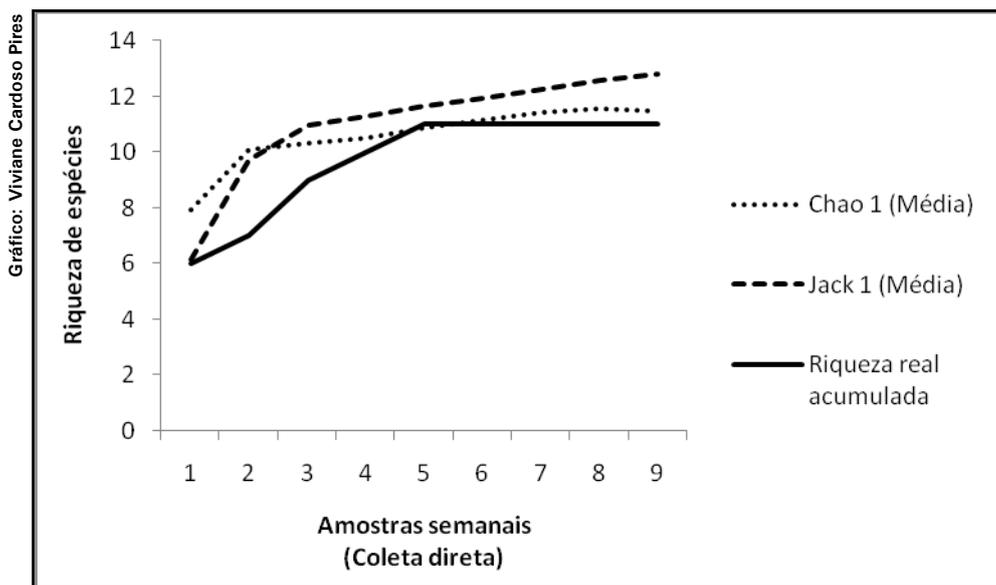


Figura 20. Riqueza de espécies de abelhas observada (linha contínua) e estimadas (linhas pontilhadas) para as amostras de coleta direta nas flores dos algodoeiros. Cada amostra corresponde a três horas de coleta, em média, por semana. As amostragens foram realizadas entre setembro e novembro de 2010 em Sumé, PB.

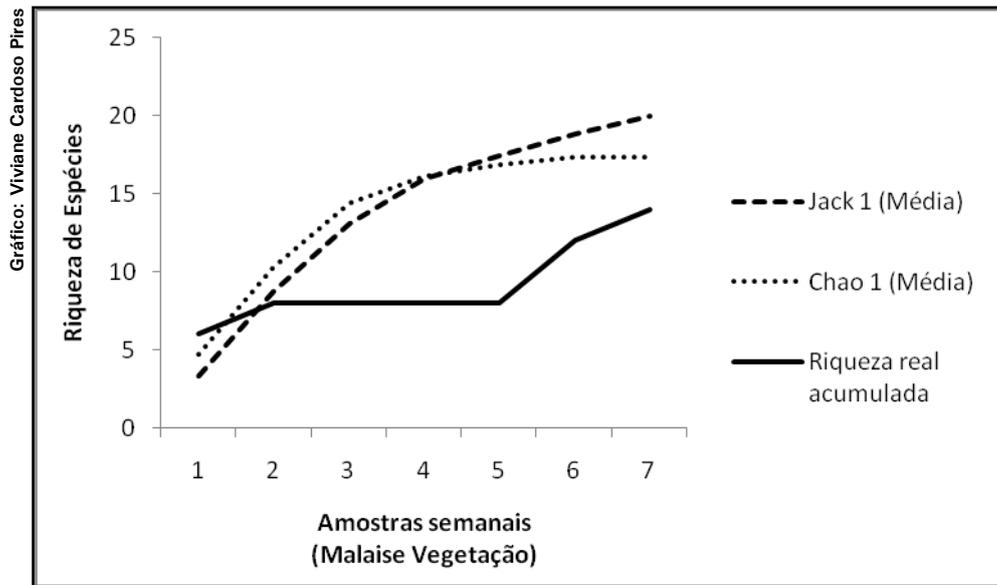


Figura 21. Riqueza de espécies de abelhas observada (linha contínua) e estimada (linhas pontilhadas) para as amostras obtidas por meio de coleta com armadilhas do tipo Malaise, em área de vegetação natural localizada próxima a área cultivada com algodoeiro. As amostragens foram realizadas entre setembro e novembro de 2010 em Sumé, PB.

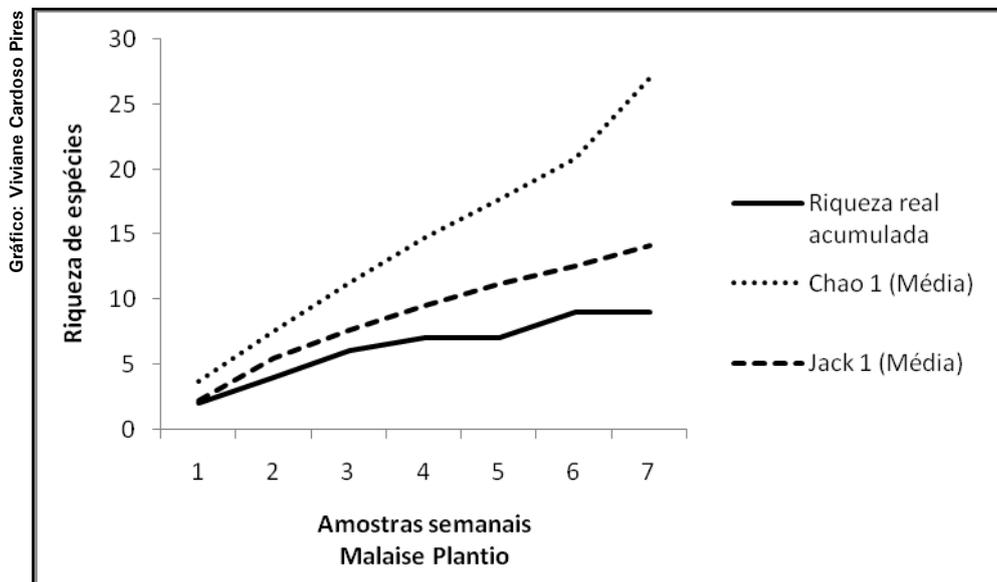


Figura 22. Riqueza de espécies de abelhas observada (linha contínua) e estimada (linhas pontilhadas) para as amostras obtidas por meio de coleta com armadilhas do tipo Malaise em área de lavoura. As amostragens foram realizadas entre setembro e novembro de 2010 em Sumé, PB.

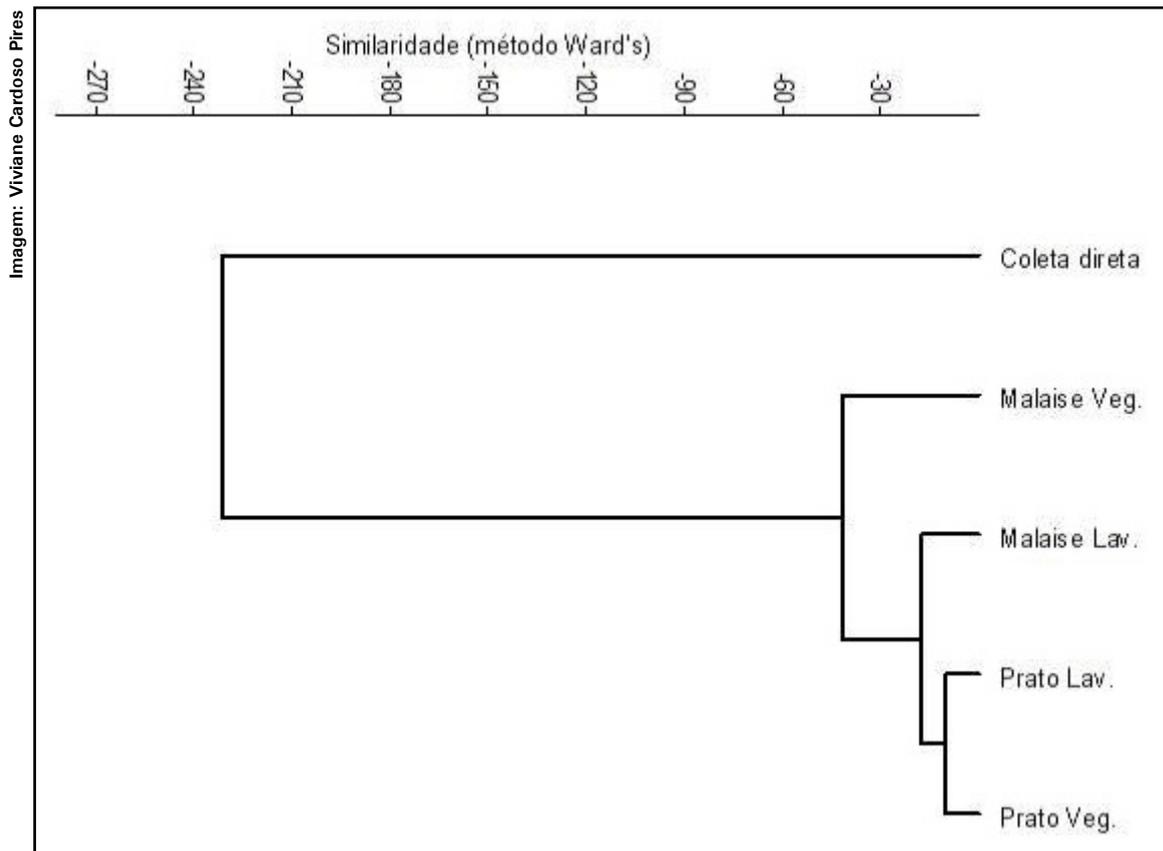


Figura 23. Análise de agrupamento para os diferentes métodos de coleta utilizados para amostragens de abelhas associadas a áreas de cultivo de algodoeiro e vegetação natural do entorno das áreas cultivadas. As amostragens foram realizadas entre setembro e novembro de 2010 no município de Sumé, PB.

Tabela 2. Comparação da diversidade de espécies de abelhas obtida por meio de diferentes métodos de coleta, no município de Sumé, PB. MV (Malaise em Vegetação Semnatural), ML (Malaise em Lavoura de Algodão), PL (Pote em Lavoura de Algodão) e CD (Coleta direta nas flores do algodoeiro).

	Pote Vegetação	Pote Lavoura	Malaise Vegetação	Malaise Lavoura	Coleta Direta
Pote Vegetação	-	Não comparável	Não comparável	Não comparável	Não comparável
Pote Lavoura		-	MV > PL	ML > PL	CD > PL
Malaise Vegetação			-	ML < MV	CD < MV
Malaise Lavoura				-	Não comparável
Coleta Direta					-

Referências

AIZEN, M. A.; FEINSINGER, P. Habitat fragmentation, native insect pollinators and feral honey bees in Argentine "Chaco Serrano". **Ecological Applications**, v. 4, n. 2, p. 378-392, 1994.

ALLEN-WARDELL, G.; BERNHARDT, P.; BITNER, R.; BURQUEZ, A.; BUCHMANN, S.; CANE, J.; COX, P. A.; DALTON, V.; FEINSINGER, P.; INGRAM, M.; INOUE, D.; JONES, C. E.; KENNEDY, K.; KEVAN, P.; KOOPOWITZ, H.; MEDELLIN, R.; MEDELLIN-MORALES, S.; NABHAN, G. P.; PAVLIK, B.; TEPEDINO, V.; TORCHIO, P. The potential consequences of pollinator declines on the conservation of biodiversity and stability of food crop fields. **Conservation Biology**, v. 12, n. 1, p. 8-17, 1998.

BARROSO, P. A. V.; FREIRE, E. C. Fluxo gênico em algodão no Brasil. In: PIRES, C. S. S.; FONTES, E. M. G.; SUJII, E. R. (Ed.). **Impacto Ecológico de Plantas Geneticamente Modificadas**: o algodão resistente a insetos como estudo de caso. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2003. p. 163-193.

EARLEY, C.; ROTH, D.; CLARKE, J.; BUCHMANN, S.; GEMMILL, B. (Ed.). **Pollinators and pollination**: a resource book for policy and practice. Pretoria: African Pollinator Initiative, 2006.

ENDRESS, P. K. **Diversity and evolutionary biology of tropical flowers**. Cambridge: Cambridge University Press, 1994. 511 p.

GOTELLI, N. J. **Ecologia**. 4. ed. Londrina: Planta, 2009. 287 p.

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

HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. PaST - Palaeontological Statistics, Version 1.78. 2008. Disponível em: <<http://folk.uio.no.ohammer/past>>.

JUDD, W. S.; CAMPBELL, C. S.; KELLOGG, E. A.; STEVENS, P. F.; DONOGHUE, M. J. **Sistemática Vegetal**: um enfoque filogenético. 3. ed. Porto Alegre: Artmed. Kearns, 2009.

KEARNS, C. A.; INOUE, D. W. Pollinators, Flowering Plants, and Conservation Biology: Much remains to be learned about pollinators and plants. **BioScience**, v. 47, n. 5, p. 297-307, 1997.

KLEIN, A.; VAISSIÈRE, 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 Royal Society. Botanical Sciences**, v. 274, p. 303-313, 2007.

MAGURRAN, A. E. **Measuring Biological Diversity**. Malden, MA: Blackwell Science, 2004.

MCGILL, B. J.; ETIENNE R.; GRAY, I.; ALONSO, D.; ANDERSON, M.; BENECHA, H.; DORNELAS, M.; ENQUIST, B. J.; HE, F.; HURLBERT, A. H.; GREEN, J. L.; MAGURRAN, A. E.; MARQUET, P. A.; MAURER, B. A.; OSTLING, A.; SOYKAN, C.; UGLAND, K.; WHITE,

E. P. Species abundance distributions: moving beyond single prediction theories to integration within an ecological framework. **Ecology Letters**, v. 10, p. 995-1015, 2007.

MCGREGOR, S. E. **Insect Pollination of Cultivated Crop Plants**. Washington: ARS/USDA, 1976. (Agriculture Handbook, n. 496).

PENNA, J. C. V. Melhoramento do algodão. In: BORÉM, A. (Ed.) **Melhoramento de Espécies Cultivadas**. Viçosa: UFV, 1999. p. 15-20.

ROUBIK, D. W. **Ecology and natural history of tropical bees**. Cambridge: Cambridge University, 1989.

SANTOS, A. J. Estimativa de riqueza em espécies. In: CULLEN L.; RUDRAN, R.; VALLADARES-PADUA, C. **Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre**. Curitiba: UFPR, 2004. 665 p. (Série Pesquisa: Universidade Federal do Paraná, 88).

SHEPHERD, M.; BUCHMANN, S. L.; VAUGHAN, M.; BLACK, S. H. **Pollinator Conservation Handbook: a guide to understanding, protecting, and providing habitat for native pollinator insects**. Portland, Oregon: The Xerces Society, 2003.

SOUTHWOOD, T. R. E.; HENDERSON, P. A. **Ecological Methods**. 3rd. ed. Oxford: Blackwell Science, 2000.

VALENTIN, J. L. **Ecologia numérica: uma introdução à análise multivariada de dados ecológicos**. Rio de Janeiro: Interciência, 2000.

ANEXOS

Tabela 1. Modelo de planilha para preenchimento de informações sobre amostras de insetos coletados em diferentes métodos de coleta.

Amostra (Lote)	Data	Área de coleta	Horário da coleta (h)	Método	Nome do coletor	Total de abelhas por lote

PREENCHIMENTO DAS TABELAS DE CAMPO

1. Todas as informações escritas pelo coletor são muito importantes para quem vai trabalhar com esses insetos no laboratório. Por isso, é necessário que se tenha muita atenção ao anotar as informações, escrevendo tudo, inclusive as dúvidas.
2. As informações sobre as áreas, condição do dia, horário de coleta, etc, deverão ser escritas no caderno e passadas a limpo para a tabela de campo (Tabela 1).
3. Na tabela de campo, o Município é a cidade onde você está trabalhando: por exemplo, Mundo Novo, Goiás; Campinaçú, Goiás; Remígio, Paraíba; Sumé, Paraíba, etc. Quando você começar as coletas, anote o horário, por exemplo, 08:00 h. Observe a condição do dia, se está com sol ou nublado, com pouco ou muito vento, frio ou quente. As outras informações são o horário que você terminou o trabalho, por exemplo, 13:00 h, e a quantidade de flores que você contou na área. Essas informações você terá anotado no campo, no caderno.
4. Depois, em casa, você irá preencher a tabela. As informações da tabela são as mesmas que escreveu nos saquinhos de papel e nos frascos.
5. O lote é o número sequencial da amostra: 1, 2, 3, 4, 5, etc. Ou seja, o número do lote não se repete de um dia para o outro. Fazem parte do mesmo lote os insetos que foram coletados pelo mesmo coletor, no mesmo horário e local. Por exemplo, todas as abelhas que você coletou dentro das flores do algodoeiro entre 9:00 h e 10:00 h da manhã pertencem ao mesmo lote.
6. A área é a identificação do sítio de coleta (área 1, 2, etc.).
7. Intervalo de hora da coleta: para um inseto coletado às 9:15 h, você irá escrever 9:00-10:00 h. Esse item é válido para as coletas diretas nas flores.

8. Métodos utilizados para a coleta de insetos: flor algodão (quando o inseto for coletado na flor do algodoeiro), Malaise (quando for coletado com essa armadilha) e para os insetos coletados com pote, você vai anotar a cor (azul, branco ou amarelo).

9. O coletor é o nome de quem está realizando as coletas.

10. Outras observações deverão ser registradas, quando necessário, nas costas da tabela. É um espaço para você escrever qualquer informação que considere importante.

11. Não leve este manual para o campo, mas apenas o caderno, e não deixe de passar as informações para a tabela deste manual. Caso o caderno seja perdido no campo, nós teremos as informações no manual.



Recursos Genéticos e Biotecnologia

Equipe de Pesquisa:



Algodão
Recursos Genéticos e Biotecnologia



Universidade de Brasília

Colaboradores:

- Projeto D. Helder Câmara
- Cooperativa de Serviços Técnicos para o Desenvolvimento Rural - Coostec/ Goiás

Orgãos financiadores:



Instituições Executoras Financeiras:



Ministério do
Meio Ambiente