



**EFEITOS DOS
AGROTÓXICOS
SOBRE AS ABELHAS
SILVESTRES
NO BRASIL**



**EFEITOS DOS
AGROTÓXICOS
SOBRE AS ABELHAS
SILVESTRES
NO BRASIL**

Ministério do Meio Ambiente

Izabella Teixeira

Secretaria-Executiva

Francisco Gaetani

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

Volney Zanardi Júnior

Diretoria de Qualidade Ambiental

Fernando da Costa Marques

Coordenação-Geral de Avaliação e Controle de Substâncias Químicas

Márcio Rosa Rodrigues de Freitas

Coordenação de Controle Ambiental de Produtos Perigosos

Marisa Zerbetto

Coordenação de Avaliação Ambiental de Produtos Perigosos

Kênia Godoy



Ministério do Meio Ambiente
Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
Diretoria de Qualidade Ambiental
Coordenação-Geral de Avaliação e Controle de Substâncias Químicas
Coordenação de Controle Ambiental de Substâncias e Produtos Perigosos



EFEITOS DOS AGROTÓXICOS SOBRE AS ABELHAS SILVESTRES NO BRASIL

Proposta metodológica de acompanhamento

Maria Cecília de Lima e Sá de Alencar Rocha

Revisão Técnica

Tiara Carvalho Macedo
Rafaela Maciel Rebelo
Karina de Oliveira Cham de Moraes
Régis de Paula Oliveira
Reinaldo Aparecido Vasconcelos

Foto da capa: *Xylocopa frontalis*
Marcelo Casimiro Cavalcante

Edição

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos
Naturais Renováveis
Centro Nacional de Informação Ambiental
SCEN - Trecho 2 - Bloco C - Edifício-Sede do Ibama
CEP 70818-900,
Brasília, DF - Brasil
Telefones: (61) 3316-1225/3316-1294
Fax: (61) 3307-1987
<http://www.ibama.gov.br>
e-mail: editora@ibama.gov.br

Produção Editorial

Equipe técnica
Edição de texto
Vitória Rodrigues
Revisão
Vitória Rodrigues
Maria José Teixeira
Projeto gráfico e diagramação
Paulo Luna
Normalização bibliográfica
Helionidia Carvalho de Oliveira

Apoio

Programa Nacional das Nações Unidas para o
Desenvolvimento (Pnud)

Catálogo na Fonte

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

R672e Rocha, Maria Cecília de Lima e Sá de Alencar.

Efeitos dos agrotóxicos sobre as abelhas silvestres no Brasil:
proposta metodológica de acompanhamento / Maria Cecília de
Lima e Sá de Alencar. – Brasília: Ibama, 2012.
88 p. : il. color. ; 28 cm.

ISBN 978-85-7300-366-6

1. Polinização. 2. Agrotóxico. 3. Abelha silvestre. I. Instituto
Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis.
II. Diretoria de Qualidade Ambiental. III. Coordenação-Geral de
Avaliação e Controle de Substâncias Químicas. IV. Título.
CDU(2.ed.)638.1:632.934

Impresso no Brasil
Printed in Brazil



Foto: Bruno Buys



APRESENTAÇÃO

O conceito de meio ambiente e o de gestão ambiental ainda são relativamente recentes. No Brasil, somente após a Conferência das Nações Unidas para o Ambiente Humano, realizada em 1972, em Estocolmo, Suécia, começaram a ganhar notoriedade os níveis de poluição e os desastres provocados pelo homem. A partir de então, medidas mais efetivas relacionadas ao controle e à proteção ambiental passaram a ser adotadas, as quais contribuíram gradativamente para a ampliação da consciência pública sobre esses problemas. Elevar os níveis de qualidade ambiental por meio da implementação de programas e ações voltados para a redução do impacto negativo das atividades humanas sobre os meios físico, biológico e socioeconômico, com consequente melhora da qualidade de vida, constitui um dos maiores desafios do desenvolvimento brasileiro.

A intensificação da agricultura, o uso de fertilizantes e de agrotóxicos, e a irrigação têm contribuído substancialmente para o aumento da produção de alimentos nos últimos 50 anos. Entretanto, muitas dessas contribuições e práticas ocorrem em detrimento da saúde humana e ambiental, e da manutenção da biodiversidade. Nesse sentido, a regulação de produtos agrotóxicos, dada pela Lei nº 7.802 de 1989, torna-se importante ferramenta de proteção, controle e conhecimento dos principais usos e destinos dessas substâncias no território nacional. Um dos instrumentos disponíveis para o controle de agrotóxicos é o registro desses produtos, para cuja concessão são necessários estudos diversos, entre os quais sobre possíveis efeitos ecotoxicológicos.

Nesse contexto, é necessária a revisão e a constante atualização dos estudos requeridos durante o processo de registro para que os avanços do conhecimento científico sejam incorporados pelo órgão ambiental, subsidiando a tomada de decisões e o aprimoramento de suas ações. O fortalecimento das ações de monitoramento ambiental, por meio da organização e harmonização de normas e procedimentos, e da implementação de atividades de análise de risco ambiental de agrotóxicos, apoiadas no mais atual estado dessa ciência, também está inserido no contexto de aprimoramento das ações de controle, com vistas ao melhor gerenciamento dos produtos agrotóxicos no Brasil. A elaboração de manuais com procedimentos adequados e transparentes para a determinação e o acompanhamento dos efeitos dos agrotóxicos registrados sobre as abelhas silvestres, nos ecossistemas brasileiros, contribuirá para a manutenção da qualidade ambiental, no que diz respeito ao gerenciamento do uso dessas substâncias no Brasil.



SUMÁRIO

- 1 Introdução 13**
- 2 Importância da polinização e das abelhas 15**
 - 2.1 O declínio dos polinizadores 16
 - 2.2 A desordem do colapso da colônia 16
- 3 Diversidade de abelhas polinizadoras 19**
 - 3.1 O serviço de polinização no Brasil 23
 - 3.2 Importância da diversidade 27
 - 3.3 As abelhas e a qualidade do meio ambiente 28
- 4 Os agrotóxicos e seus efeitos nas abelhas 37**
 - 4.1 Identificação dos agrotóxicos mais influentes em colônias de abelhas para efeito de monitoramento 38
 - 4.2 Eventos de mortalidade de abelhas no Brasil e em outros países 40
 - 4.3 Levantamento de dados sobre a queda de produção dos apicultores no Brasil e as principais culturas plantadas no entorno das fazendas apícolas 41
 - 4.4 Identificação dos principais agrotóxicos aplicados em culturas atrativas para abelhas no Brasil 44
 - 4.5 Influência dos agrotóxicos na DCC 46
 - 4.5.1 Efeitos subletais X DCC 47
 - 4.6 Vias de exposição 48
- 5 Acompanhamento dos efeitos dos agrotóxicos sobre a comunidade Apoidea 51**
- 6 Proposta metodológica para o acompanhamento dos efeitos tóxicos dos agrotóxicos registrados sobre as abelhas silvestres 55**
 - 6.1 A metodologia 56
 - 6.2 Locais, espécies e cultura escolhidas 57
 - 6.3 Formulações e ingredientes ativos 59
 - 6.3.1 Primeira etapa – acomodação das caixas de abelhas 59
 - 6.3.2 Segunda etapa – aplicação do agrotóxico 62
 - 6.3.3 Terceira etapa – inspeção da colmeia 63
 - 6.3.4 Quarta etapa - coleta de mel e pólen 63



6.3.5 Quinta etapa – coleta de abelhas 64

6.3.6 Sexta etapa – procedimentos para análise do mel, pólen e abelhas 65

6.3.7 Sétima etapa – análise dos dados 67

6.4 Medidas a serem adotadas para reduzir ou eliminar riscos potenciais diagnosticados durante um estudo de monitoramento em abelhas 68

6.4.1 Boas práticas na apicultura e na agricultura 70

Glossário 73

Referências 75

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Mapa dos estados que reportaram a Desordem do Colapso da Colônia. As áreas em amarelo mostram os estados afetados. Última atualização realizada em dezembro de 2009 - beealert.blackfoot.net/~beealert/USshaded.pdf. 17
- Figura 2. *Apis mellifera*, a abelha-do-mel. 19
- Figura 3. *Megachile rotundata*, polinizadora da alfafa. 20
- Figura 4. *Rhopitoides canus*, espécie polinizadora da alfafa. 20
- Figura 5. Macho de *Xylocopa frontalis*, polinizando uma flor de maracujá-amarelo. 21
- Figura 6. *Melipona subnitida*, polinizadora do pimentão. 21
- Figura 7. *Melipona fasciculata*, polinizadora do açaí. 22
- Figura 8. *Tetragonisca angustula*, polinizadora do morango, detalhe da entrada do ninho. 22
- Figura 9. *Bombus terrestris*. 23
- Figura 10. *Trigona spinipes*, conhecida popularmente como arupuí. Fotografia de James Nieh. 27
- Figura 11. *Euglossa amazonica*. Copyright Dave Roubik. 33
- Figura 12. *Euglossa analis*. Copyright Dave Roubi. 33
- Figura 13. *Euglossa gairanii*. Copyright Dave Roubik/ [www.discoverlife.org](http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa). (Fonte: <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa>). 33
- Figura 14. *Euglossa modestior*, Copyright Dave Roubik/ [www.discoverlife.org](http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa). (Fonte: <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa>). 34
- Figura 15. *Melipona flavolineata*. 34
- Figura 16. *Melipona melanoventer*. 34
- Figura 17. *Melipona scutellaris*. 34
- Figura 18. *Melipona asilvai*. 34
- Figura 19. *Melipona bicolor*. 34
- Figura 20. *Melipona capixaba*. 34
- Figura 21. *Melipona fulliginosa*. 34
- Figura 22. *Melipona rufiventris*, 35
- Figura 23. *Plebeia minima*. 35
- Figura 24. *Schwarziana quadripunctata*. 34

- Figura 25. *Melipona seminigra*. 34
- Figura 26. *Scaptotrigona xanthotricha*. 34
- Figura 27. *Melipona mandacaia*. 34
- Figura 28. Esquema indicando a movimentação das abelhas durante a dança do requebrado. 47
- Figura 29. Gráfico adaptado da superfície de propagação de substâncias poluentes no meio ambiente. A área acinzentada caracteriza os setores do ambiente visitados pela abelha. 49
- Figura 30. Distribuição do ranking das espécies por sua importância relativa. 54
- Figura 31. Comparação dos sistemas de testes. 56
- Figura 32. Regiões prioritárias para o monitoramento dos efeitos dos agrotóxicos sobre as abelhas. 57
- Figura 33. Vista superior da colmeia modelo baiano, horizontal, com área menor destinada à cria, parcialmente separada por uma tábua de outra área maior, onde estão os potes de alimento (NOGUEIRA NETO, 1997). 59
- Figura 34. Vista lateral do modelo Portugal-Araújo (1955), com modificações introduzidas por Fernando Oliveira e Giorgio Venturieri (Inpa). (VENTURIERI et al., 2003). 60
- Figura 35. Modelo PNN. Colmeia retangular e composta de gavetas superpostas (geralmente duas) e um espaço livre quadrado no piso da gaveta na sua área central e não mais numa área lateral como no modelo PNN-1970 (NOGUEIRA-NETO, 1997). 60
- Figura 36. Esquema da distribuição e acomodação das caixas racionais na área a ser monitorada. Os quadrados laranja representam as colmeias. 62
- Figura 37. Exemplo de tabela para coleta de dados. 63

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1. Espécies de abelhas que polinizam as culturas agrícolas no Brasil. 25
- Tabela 2. Principais espécies de abelhas criadas para fins comerciais no Brasil e as culturas que elas polinizam. 27
- Tabela 3. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Norte/Centro-Oeste, Brasil. 31
- Tabela 4. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Sul, Brasil. 31
- Tabela 5. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Sudeste, Brasil. 32
- Tabela 6. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Nordeste, Brasil. 33
- Tabela 7. Principais agrotóxicos utilizados e seus efeitos sobre as abelhas. 39
- Tabela 8. Produção de mel natural (toneladas). 42
- Tabela 9. Produção de mel natural (toneladas). 43
- Tabela 10. Principais culturas onde existe a presença de abelhas e os inseticidas utilizados. 45
- Tabela 11. Determinação da “força” da colônia, de acordo com a média do diâmetro dos discos de cria. 61
- Tabela 12. Efeitos tóxicos de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, em duas espécies de abelhas. 69



Foto: Mihael Simonic

1 INTRODUÇÃO



A vida do homem na Terra depende de alguns processos biológicos-chaves chamados de serviços do ecossistema (KEVAN; VIANA, 2003). Esses serviços incluem as condições e os processos pelos quais os ecossistemas naturais e as espécies neles inseridas sustentam e completam a vida humana (DAILY, 1997). Eles mantêm a diversidade, a abundância e a atividade dos organismos, assim como a produção de bens do ecossistema, que podem ter como exemplos: alimentos, fármacos, produtos industriais e seus precursores. Esses processos ainda envolvem a degradação de poluentes e a substituição e reciclagem dos nutrientes. Os serviços do ecossistema são gerados por complexos ciclos naturais que constituem a biosfera, guiados pela energia solar (DAILY, 1997).

A sociedade tem percebido que os serviços ecossistêmicos são limitados e que estão cada vez mais ameaçados pelo próprio homem. A ação humana na biosfera alterou muito o funcionamento dos ecossistemas, diminuindo, frequentemente, sua capacidade de fornecer serviços essenciais para nossa sobrevivência (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004). A expansão e intensificação da produção de culturas agrícolas estão entre as principais mudanças globais do século. A intensificação da agricultura, o uso de fertilizantes, a irrigação e os pesticidas têm contribuído substancialmente para o aumento da produção de alimentos nos últimos 50 anos (TILMAN et al., 2002). Contudo, muitas dessas contribuições e práticas são prejudiciais à saúde humana, ao ambiente e à manutenção da biodiversidade (MOONEY, 2005).

Na década de 1960, quando tiveram início as grandes transformações tecnológicas na agricultura

mundial, com o surgimento da Revolução Verde, a área total mundial de terras era de 13.055,5 bilhões de hectares. A agricultura utilizava 34,5% da área global, sendo 70% destinada a pastagens permanentes, 28% empregada com cultivos anuais e o restante da área (2%) com culturas permanentes. As florestas naturais e plantadas ocupavam 33,5% das terras e o restante (32%) era destinado aos demais usos (SCOLARI, 2006).

Hoje, mesmo com o ajuste na estimativa da área mundial para 13.066,70 bilhões de hectares, houve aumento percentual de 10,9% na área utilizada pela agricultura, um acréscimo de 493 milhões de hectares, passando a utilizar 38,3% da área total existente no mundo (SCOLARI, 2006). Ocorreu redução de 2,37% nas áreas de florestas, que perderam 104,06 milhões de hectares, e de 9,06% na área sob outros usos, ou seja, diminuição de 377,99 milhões de hectares (WOOD; STEDMAN-EDWARDS; MANG, 2000). Tudo isso fez com que houvesse grande mudança na paisagem, provocando uma diminuição significativa nas áreas de vegetação natural (WILCOCK; NEILAND, 2002).

No Brasil, a agricultura é um dos setores econômicos mais estratégicos para a consolidação do seu programa de estabilização econômica que começou em 1994. Esse setor tem grande participação e forte efeito multiplicador no PIB, com isso o peso dos produtos agrícolas (básicos, semielaborados e industrializados) na pauta de exportações e na contribuição para o controle da inflação é alto e serve de exemplo da importância da agricultura para o desempenho da economia brasileira (NAVARRO, 2001). Atualmente, o agronegócio representa 33% de todo o rendimento gerado pela economia brasileira, uma soma equiva-



lente a US\$180,2 bilhões (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004).

Os planejadores do uso de terras brasileiras precisam estabelecer prioridades conservacionistas na paisagem agrícola, a fim de preservar a agrobiodiversidade e manter a ligação

entre a natureza e a agricultura (KEVAN; IMPERATRIZ-FONSECA, 2006), por meio da agricultura sustentável que procura utilizar, de forma inteligente, os serviços prestados pelo ecossistema, com destaque para aqueles oferecidos pela polinização.

2 IMPORTÂNCIA DA POLINIZAÇÃO E DAS ABELHAS



A polinização é um dos processos-chave oferecidos pela biogeocenose. É por meio dela que se estabelece a produtividade das plantas e dos animais em quase todos os ecossistemas terrestres (NABHAN; BUCHMANN, 1996). É um processo que envolve a transferência do grão de pólen da antera para o estigma, no caso das angiospermas (BRIGGS, 1997), ou diretamente para o óvulo, no caso das gimnospermas, sendo considerada essencial para a reprodução sexuada das plantas e, na sua ausência, a manutenção da variabilidade genética entre os vegetais não ocorre.

O surgimento da flor, a partir do Cretáceo, permitiu a criação de um sistema mutualista que envolve a planta e seu agente polinizador (KEARNS; INOUE, 1997). O sucesso reprodutivo de quase metade das angiospermas no mundo, em sistemas naturais e agrícolas, depende mais da polinização do que de outros fatores como a fertilidade do solo ou as condições climáticas. Por isso, é considerado um serviço vital (NABHAN; BUCHMANN, 1996) e, em casos extremos, seu declínio pode levar à extinção de plantas e animais, provocando mudanças na paisagem e nas funções do ecossistema (KEVAN; VIANA, 2003).

O processo de polinização pode ocorrer em uma mesma flor (autopolinização) ou entre flores diferentes da mesma planta (geitonogamia) ou de plantas diferentes (xenogamia). Para que o pólen seja transferido para flores diferentes, é necessário um agente que promova esse movimento, o chamado agente polinizador. Existem diferentes tipos de agentes polinizadores: a água (hidrofilia), o vento (anemofilia) e, principalmente, os animais (zoofilia).

Das 250.000 espécies de angiospermas modernas estimadas, aproximadamente 90% são polinizadas por animais, principalmente insetos (COS-

TANZA et al., 1997, KEARNS; INOUE; WASER et al., 1997), consequência da relação baseada na troca de recompensas entre as angiospermas e os visitantes florais (RAMALHO, IMPERATRIZ-FONSECA; KLEINERT-GIOVANNINI, 1991). Mais de 1.200 espécies de vertebrados (NABHAN; BUCHMANN, 1996) e cerca de 100.000 espécies de invertebrados polinizadores, especialmente os insetos (ROUBIK, 1989), estão envolvidas nesse processo.

Na maioria dos ecossistemas mundiais, as abelhas são os principais polinizadores (BIESMEIJER; SLAA, 2004). Estima-se que 40% dos polinizadores existentes sejam abelhas, perfazendo um total de 40.000 espécies diferentes. Estudos sobre a ação das abelhas no meio ambiente evidenciam a extraordinária contribuição desses insetos na preservação da vida vegetal e também na manutenção da variabilidade genética (NOGUEIRA-COUTO, 1994).

A importância do grupo decorre da relação estreita que mantém com as plantas. São visitantes florais obrigatórios porque dependem desses recursos durante todo o seu ciclo de vida. As larvas são alimentadas com mistura de pólen e néctar, e os adultos buscam ativamente o alimento nas flores (RAMALHO; IMPERATRIZ-FONSECA; KLEINERT-GIOVANNINI, 1991; WESTERKAMP, 1996).

As plantas, geralmente, produzem recursos (pólen, néctar, óleos, resinas) que atraem potenciais polinizadores, que forrageiam em busca desses recursos energéticos, principalmente néctar e pólen (SIMPSON; NEFF, 1983; WESTERKAMP, 1996). Na busca por seu alimento, as abelhas ajustam suas atividades às mudanças e aos desafios ambientais (BIESMEIJER; SLAA, 2004). O forrageamento das abelhas está relacionado diretamente aos custos e aos benefícios desses ajustes (ROUBIK, 1989).

Por exemplo, a *Melipona mandacaia*, em pesquisa realizada por Rocha (2005), em Canudos/BA, concentrou suas atividades no turno matutino, período de menor temperatura e maior umidade, condições consideradas ideais para evitar a desidratação e o superaquecimento, comportamento esperado para animais de Caatinga, onde a temperatura é elevada e a água é escassa, aumentando o risco de elevação da temperatura corporal e de perda de água. Além disso, nessa região, por ser um ambiente aberto e sujeito à elevada insolação, ocorre o murchamento das flores de muitas plantas no período da tarde (AGUIAR; MARTINS, 1997), diminuindo a oferta de alimento.

2.1 O declínio dos polinizadores

Nos últimos anos, a preocupação com a conservação das abelhas tem crescido bastante devido ao declínio dos polinizadores e, conseqüentemente, da polinização em paisagens densamente ocupadas por atividades econômicas (ALLEN-WARDELL et al., 1998; KEVAN; VIANA, 2003; WESTERKAMP; GOTTSBERGER, 2002). Os fatores que mais contribuem para a redução da diversidade de abelhas são a fragmentação de habitats, que tem sua origem nos desmatamentos; o uso de pesticidas em culturas agrícolas e a introdução de espécies capazes de competir com as abelhas nativas, principalmente pelos recursos florais (ALLEN-WARDELL et al., 1998; KEARNS; INOUE; WASER, 1998; KEVAN; VIANA, 2003).

Williams (1994) demonstrou que 84% das 264 espécies de cultivares agrícolas estudadas produzidas em território europeu dependiam de algum tipo de polinização animal. Dos 57 maiores cultivos mundiais em volume de produção, 42% são polinizados por pelo menos uma espécie de abelha nativa (KLEIN et al., 2007). Ainda assim, apenas aproximadamente uma dúzia de espécies de abelhas é manejada para serviços de polinização em todo o mundo (KREMEN; WILLIAMS; THORP, 2002; KREMEN, 2008). Os polinizadores mais utilizados em sistemas agrícolas são as abelhas sociais e solitárias, principalmente espécies que nidificam em cavidades (BOSCH; KEMP, 2002).

O debate sobre a perda dos polinizadores e dos serviços de polinização vem crescendo nas últimas décadas (ALLEN-WARDELL et al., 1998; KEARNS;

INOUE; WASER, 1998). As discussões são baseadas nas evidências recentes do declínio no número de polinizadores locais e regionais em diferentes partes do mundo (BIESMEIJER et al., 2006), da alta taxa de extinção de diversas espécies, em diferentes grupos (MILLENIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT, 2005), além do registro de perdas significantes na população dos polinizadores manejados (ALLEN-WARDELL et al., 1998).

Recentemente, Klein et al. (2007) estudaram dados de 200 países e concluíram que a produção de frutas, vegetais e sementes de 86 das culturas globais mais importantes dependem da polinização por animais enquanto apenas 28 não dependem. A importância dos agentes polinizadores na produtividade agrícola associada a constatações da baixa diversidade e quantidade de polinizadores nos agroecossistemas mundiais vem preocupando os governos, as ONGs, os pesquisadores e os produtores (FAO, 2004; WINFREE et al., 2007). Entre as abelhas produtoras de mel, a *Apis mellifera* é a espécie polinizadora mais utilizada nas monoculturas mundiais (WILLIAMS, 1994), sendo responsável por cerca de 90% da produtividade dos frutos e sementes cultivados (SOUTHWICK; SOUTHWICK, 1992).

2.2 A desordem do colapso da colônia

Em outubro de 2006, um fenômeno aparentemente novo ocorreu na costa leste dos Estados Unidos. Com base em relatos dos apicultores comerciais da Califórnia, foi descrita perda alarmante de colônias de abelhas. Até o final daquele mesmo ano, os apicultores na costa oeste daquele país também começaram a relatar tal fenômeno que causou prejuízos sem precedentes (JOHNSON, 2010).

No início de 2007, apicultores europeus observaram um fenômeno semelhante na Bélgica, na França, na Holanda, na Grécia, na Itália, em Portugal e na Espanha, também na Suíça e Alemanha, embora em menor grau (DUPONT, 2007). Na Irlanda do Norte, foi relatada diminuição superior a 50% no número de colmeias. Em abril de 2007, novos relatos desse fenômeno foram feitos em Taiwan (MOLGA, 2007). Tais perdas continuaram ao longo dos anos de 2008 e 2009 (VANEN-GELSDORP et al., 2009).

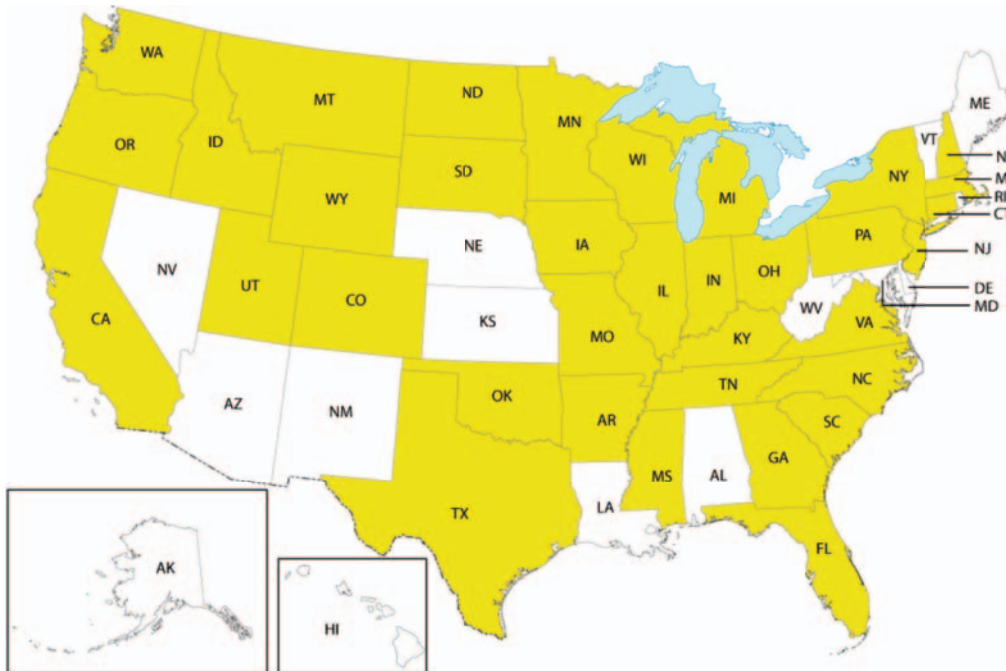


Figura 1. Mapa dos estados que reportaram a Desordem do Colapso da Colônia. As áreas em amarelo mostram os estados afetados. Última atualização realizada em dezembro de 2009 - beealert.blackfoot.net/~beealert/USshaded.pdf.

Esse fenômeno passou a ser conhecido como Desordem do Colapso da Colônia (DCC) (Colony Collapse Disorder – CCD) (RATNIEKS; CARRECK, 2010) e é caracterizado pela perda rápida e inexplicada da população adulta de uma colmeia (UNDERWOOD; VANENGELSDORP, 2007).

Nas colônias em colapso restam pouquíssimas abelhas e a população passa a ser representada pela rainha e algumas poucas operárias jovens. Mesmo assim, os estoques de alimentos e os discos de cria permanecem intactos, não sendo saqueados ou destruídos por outros insetos parasitas como formigas, besouros ou até mesmo outras espécies de abelhas pilhadoras, que roubam o mel. Essa situação pode perdurar por até algumas semanas após o colapso (JOHNSON, 2010). Além disso, não são encontradas abelhas mortas dentro do ninho e ao redor das colmeias afetadas.

Em caso de colônias que estão iniciando a DCC, observa-se uma quantidade de cria maior do que a capacidade de as operárias cuidarem, concentração de operárias novas na população da colônia, presença da rainha e relutância da colônia em consumir o alimento energético ou proteico fornecido (JOHNSON, 2010).

Perdas em grande escala não são novidades para a indústria apícola e muitos sintomas apresentados pelas colônias em colapso já foram descritos anteriormente (UNDERWOOD; VANENGELSDORP,

2007). Desde 1869, houve pelo menos 18 episódios de elevada mortalidade de colônias relatados internacionalmente. O que parece diferir os atuais acontecimentos dos anteriores é que a perda de abelhas está ocorrendo principalmente porque as forrageiras, também chamadas de escoteiras ou exploradoras, não estão retornando à colmeia, mas deixando para trás a ninhada (abelhas jovens), a rainha e talvez um pequeno grupo de adultos, provocando o súbito enfraquecimento da colônia (VANENGELSDORP et al., 2009). Outra particularidade é a não sazonalidade do evento, que ocorre durante todo o ano.

Ainda não se sabe quais as causas da DCC. Diversos fatores já foram apontados como responsáveis pelo novo fenômeno, desde uma nova doença até as ondas eletromagnéticas dos celulares. Segundo Johnson (2010), inicialmente, as maiores desconfianças incidiam sobre:

- um novo patógeno;
- um novo parasita;
- envenenamento por agrotóxicos;
- desnutrição;
- alto nível de consanguinidade;
- estresse ambiental;
- manejo apícola inadequado.

Mas, conforme o relatório emitido pelo USDA (2009), no qual foram apontados os progressos fei-

tos nas pesquisas sobre o assunto nos últimos anos, é provável que as causas da DCC não possam ser atribuídas a uma única condição. Isso levou os pesquisadores a examinarem a hipótese de que provavelmente exista a interação de diferentes fatores, trabalhando em sinergia para causar a síndrome. Por isso, atualmente, o foco das pesquisas se resume a três possibilidades:

- pesticidas que possam ter efeito inesperado nas abelhas melíferas;
- um novo parasita ou patógeno estaria atacando as abelhas;
- a combinação de fatores estressantes que possam comprometer o sistema imunológico das abelhas, deixando-as vulneráveis a doenças, que levariam ao colapso.

De acordo com dados da literatura (CHAUZAT et al., 2006), há de fato o uso indiscriminado de pesticidas na agricultura. O consumo anual de agrotóxicos no Brasil é superior a 300 mil toneladas de produtos formulados, que, expressos em ingredientes ativos, representam mais de 130 mil toneladas de consumo anual desses componentes químicos. Nos últimos 40 anos, o consumo de agrotóxicos aumentou 700%,

enquanto a área agrícola aumentou apenas 78% (SPADOTTO et al., 2004). As abelhas, embora não sejam o alvo desses agentes tóxicos, são altamente vulneráveis à contaminação por forragear nas áreas agrícolas contaminadas.

Além dos efeitos de toxicidade aguda que levam à morte das abelhas, os inseticidas podem também provocar alterações comportamentais nos indivíduos, que, ao longo do tempo, acarretarão sérios prejuízos na manutenção da colônia (MALASPINA et al., 2008). Segundo Medrzycki et al. (2003), em algumas circunstâncias, o efeito de inseticidas nas abelhas não pode ser imediatamente notado, sendo necessárias avaliações empregando doses subletais, para que seja possível observar sua influência na sobrevivência, na fisiologia e no comportamento.

Existem pesticidas que, mesmo sendo usados sob condições de baixos níveis de aplicação ou concentração, resultam em efeitos letais ou subletais comportamentais quando em campo porque os estímulos ambientais, como a atratividade das flores, influenciam as escolhas feitas pelos polinizadores, de tal modo a sobrepujar os efeitos nocivos dos agrotóxicos (THOMPSON, 2003).

3 DIVERSIDADE DE ABELHAS POLINIZADORAS



Entre as abelhas sociais destaca-se a *Apis mellifera*, abelha-do-mel, muito utilizada na polinização de diversos cultivos (DELAPLANE; MAYER, 2000). Das abelhas solitárias que nidificam em cavidades, *Megachile rotundata* é empregada na polinização da alfafa (*Medicago sativa*). Em muitos países, como o Canadá, esse é um dos modelos mais bem-sucedidos da utilização em grande escala de abelhas silvestres para a polinização (RICHARDS, 2001). As espécies do gênero *Osmia* são utilizadas na polinização de frutíferas em várias regiões da Europa (BOSCH; KEMP,

2002). São, ainda, manejadas algumas abelhas que nidificam no solo como *Nomia melanderi* e *Rhopitoides canus*, também utilizadas na polinização da alfafa (ROUBIK, 1989), e as espécies de mamangavas-de-solo (*Bombus* spp.) que são usadas na polinização do tomate (*Lycopersicum esculentum*) na Holanda, no Reino Unido, na Espanha, no Japão, na Itália e em Israel (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004), em outros cultivos de estufa (BOSCH; KEMP, 2002) e na polinização de trevos (*Trifolium* spp.) na Nova Zelândia (O'TOOLE, 1993).



Foto: Böhlinger Friedrich.

Figura 2. *Apis mellifera*, a abelha-do-mel.

Fonte: <http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Trinkbiene6.JPG>



Figura 3. *Megachile rotundata*, polinizadora da alfafa.

Fonte: http://commons.wikimedia.org/wiki/File:ARS_Megachile_rotundata.jpg

Foto: Peggy Greb.



Foto: Andrej Gogala.

Figura 4. *Rhophitoides canus*, espécie polinizadora da alfafa.

Fonte: <http://www2pms-lj.si/andrej/rhocan.htm/>

No Brasil, foram relatados alguns casos de manejos de polinizadores como a utilização da abelha-africanizada *Apis mellifera* L. na polinização da maçã (*Malus domestica*) e do melão (*Cucumis melo*). Foram realizados também estudos experimentais em cultivos de algodão (*Gossypium hirsutum*) (SANCHEZ; MALERBO-SOUZA, 2004) e de caju (*Anacardium occidentale*) (FREITAS, 1996), mas o manejo de polinizadores ainda não é visto como fator importante na produtividade (FREITAS; IMPERATRIZ-FONSECA, 2005). Outros estudos experimentais incluem as abelhas solitárias do gênero *Xylocopa* no maracujá-amarelo (*Passiflora edulis f. flavicarpa*) (CAMILLO, 2003; FREITAS; OLIVEIRA-FILHO 2001) e as abelhas da tribo Meliponini em distintas culturas, por exemplo, *Melipona subnitida* em pimentão (*Capsicum annuum*) (CRUZ et al., 2005), *Melipona fasciculata* em plantios de açaí (*Euterpe oleracea*) (IMPERATRIZ-FONSECA et al., 2006) e *Tetragonisca angustula* em morango (*Fragaria ananassa*) (MALAGODI-BRAGA; KLEINERT, 2004).



Figura 5. Macho de *Xylocopa frontalis*, polinizando uma flor de maracujá-amarelo.

Fonte: Apacame.org.br.



Figura 6. *Melipona subnitida*, polinizadora do pimentão.

Fonte: www.webbee.org.br



Figura 7. *Melipona fasciculata*, polinizadora do açaí.

Fonte: <http://mel.cpatu.embrapa.br/fotos/Melipona%20fasciculata%2003.jpg/view>



Figura 8. *Tetragonisca angustula*, polinizadora do morango, detalhe da entrada do ninho. Fotografia de Tom Wesenleers

Fonte: www.webbee.org.br

A maioria dos dados sobre polinização e economia da polinização diz respeito ao uso da abelha-domel, pois ela se distribui por todo o mundo e conta com bem-sucedida tecnologia de criação e manejo, que possibilita o transporte seguro de uma colmeia-padrão às áreas agrícolas (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004). Ainda segundo Imperatriz-Fonseca, as mamangavas, como são conhecidas popularmente as abelhas do gênero *Bombus*, são polinizadores eficientes de muitas culturas em estufas, por exemplo, o tomate e, e em espaços abertos como o kiwi.

Um excelente exemplo da utilização de uma das espécies desse gênero é o uso da *Bombus terrestris* na polinização de culturas de tomates em estufa. Criada com sucesso em laboratório, a partir de 1987, passou a ser produzida por companhias belgas e holandesas (Biobest e Koppert Biological Systems, respectivamente), que produziram frutas de melhor qualidade, com o uso de menor quantidade de pesticidas (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004). As colônias produzidas por essas empresas passaram a ser exportadas para diversos países, tornando-se uma indústria poderosa, com grande impacto na produção agrícola. Como a introdução de uma espécie exótica pode apresentar riscos ao equilíbrio da biodiversidade local, alguns países

tentaram criar as suas espécies nativas, mas, em alguns locais, foi um processo difícil e a criação dessas abelhas apresentou alto custo e não se tornou viável.

Mesmo podendo servir como opção para a polinização de diferentes culturas, essas práticas demandam médio prazo para consolidação e não são estimuladas pelos governos.



Figura 9. *Bombus terrestris*.

Fonte: commons.wikimedia.org/wiki/File:Bombus_terrestris_f2.JPG?uselang=pt-br

Como as flores apresentam diferentes morfologias e oferecem variados recursos, nem todas as plantas são polinizadas de maneira eficiente por qualquer tipo de visitante floral. Assim, nem sempre ao visitar uma flor, atraída pelo recurso oferecido, a abelha realiza a polinização (VIANA; SILVA, 2006).

Nos biomas neotropicais podem existir espécies de abelhas de dois tipos:

- **Especialistas:** visitam determinadas flores ou famílias botânicas, coletando com a máxima eficiência e operando como polinizadoras especializadas, mantendo relação bastante estreita com os vegetais. Essas relações foram moldadas ao longo de processos coevolutivos que geraram a interdependência das espécies, nesses casos, a extinção dos polinizadores específicos pode levar à extinção da planta.
- **Generalistas:** visitam as flores de muitas espécies botânicas e utilizam diversas fontes

diferentes de alimento, mas as polinizam com menor eficiência do que as especialistas, pois não dependem exclusivamente delas para sua sobrevivência (LINSLEY, 1958).

3.1 O serviço de polinização no Brasil

Estudos de comunidades de abelhas realizados em biomas brasileiros (PINHEIRO-MACHADO et al., 2002), em particular no Nordeste (AGUIAR, 2003, LORENZON; MATRANGOLO; NEVES; VIANA, 2002; RODARTE; SILVA; VIANA, 2008; SCHOEREDER, 2003), têm revelado que as interações entre flores e abelhas são realizadas, predominantemente, por espécies generalistas ao demonstrarem que as abelhas não utilizam apenas flores melitófilas e que as espécies vegetais, por sua vez, são visitadas por muitas espécies de abelhas. O fato de determinadas espécies de abelhas serem generalistas não diminui a importância do seu papel de polinizador, pois apesar de não depender de

uma única espécie vegetal para sua sobrevivência, a planta continua dependendo do processo de polinização para se reproduzir.

Quando se trata da produção agrícola, a diminuição da disponibilidade de polinizadores para as plantas que deles necessitam pode não causar a extinção por completo da planta, mas impõe sérias limitações na quantidade e qualidade de frutos (DE MARCO; COELHO, 2006; WALLACE; LEE, 1999), no número de sementes (KALINGANIRE et al., 2001) e na variabilidade genética, constituindo-se em um dos maiores problemas atualmente.

Destaca-se a importância da polinização cruzada para a reprodução da família Passifloraceae, a qual pertence o maracujá. Como o maracujazeiro é alógamo e autoincompatível, a polinização é essencial para a formação, a qualidade, o tamanho e o peso dos frutos (RUGGIERIO et al., 1996). O principal agente na polinização do maracujá são as mamangavas, como são conhecidas popularmente as abelhas do gênero *Xylocopa*, cuja melhor eficiência na polinização deve-se ao seu tamanho e ao fato de utilizarem grande variedade de espécies de plantas para a obtenção de alimento, exibindo um comportamento generalista em relação às fontes de néctar e pólen. Como são abelhas longevas, ao longo do ano, as fêmeas forrageiam em grande número de plantas, mudando de fonte de alimento à medida que novas espécies entram em floração (DALMOLIN; MELO; VARASSIN, 2005).

Apesar de comprovadamente aumentarem seus níveis de produtividade quando adequadamente polinizadas, muitas culturas de grande valor econômico não têm sido beneficiadas pelos serviços de polinização por desconhecimento dos produtores. Muitos acreditam que a soja e o algodão, por exemplo, não precisam de polinização por insetos, porém, alguns estudos demonstram aumento de produtividade quando polinizadores bióticos visitam as flores dessas culturas (FÁVERO; COUTO, 2000; NOGUEIRA-COUTO, 1994; RIBEIRO; COUTO, 2002; VILLA et al., 1992).

O declínio dos polinizadores naturais tem sido causado principalmente pelo uso não sustentável de ecossistemas para produção agrícola (KEVAN, 1999) e pela alteração das paisagens com perda da vegetação nativa (AIZEN; FEINSINGER, 1994). Entre os diversos aspectos relacionados ao uso não sustentável de agroecossistemas, o uso intensivo de agrotóxicos

tem papel prioritário no risco para espécies de abelhas polinizadoras (VIANNA; JUNIOR; CAMPOS, 2007).

Algumas plantas agrícolas, em especial as pertencentes às famílias cujas anteras são poricidas, são dependentes da melitofilia, como é chamada a polinização realizada por abelhas, especialmente por aquelas capazes de realizar polinização por vibração (BUCHMANN, 1983). Isso reduz a gama de polinizadores efetivos, já que espécies como *A. mellifera*, *Trigona spinipes* e outras que não possuem esse tipo de comportamento não conseguem retirar o pólen das flores ou, quando conseguem, a probabilidade de polinização é pequena (NUNES-SILVA; IMPERATRIZ-FONSECA, 2010).

Os estudos que abordam as exigências para a polinização de culturas no Brasil (tais como espécies polinizadoras e sua biologia, localização e formas de criação) e seus déficits (ausência de determinadas espécies) ainda são escassos. Os dados disponíveis se concentram em um número reduzido de culturas (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004), exigindo novas pesquisas.

A maioria dos dados sobre polinização trata de *Apis mellifera* e faltam programas de polinização racional no Brasil. Além disso, apesar de a densidade populacional de muitos polinizadores naturais estar sendo reduzida a níveis que podem sustentar os serviços de polinização nos ecossistemas naturais e agrícolas, a criação de abelhas para esse fim ainda não é encarada como prática rentável (FREITAS, 1998). Na maioria das vezes, as colônias são introduzidas em meio a diversas culturas, como a do café e da laranja, durante seus períodos de floração, com finalidade apenas de produção de mel e não para polinização, apesar de estas serem beneficiadas pelos serviços de polinização das abelhas (FREITAS; PAXTON, 1998; MALERBO-SOUZA; NOGUEIRA-COUTO; COUTO, 2003; MARCO JUNIOR; COELHO, 2004).

Os estudos sobre a eficiência da polinização das espécies nativas ainda estão na fase de descoberta das espécies que polinizam as culturas agrícolas. A comparação da eficiência da polinização entre espécies nativas e naturalizadas só é feita para pouquíssimas espécies de plantas como o maracujá, o caju, o tomate e a acerola (Tabela 1). Esse tipo de resposta faz parte de outra etapa de pesquisa, ainda muito pouco realizada.

A Tabela 1 mostra os polinizadores e as respectivas culturas estudadas no País.

Tabela 1. Espécies de abelhas que polinizam as culturas agrícolas no Brasil.

Cultura agrícola		Abelha polinizadora	Papel do polinizador
Nome comum	Espécie botânica		
Abacate	<i>Persea americana</i>	<i>Trigona nigra</i>	Polinizador
Abacate	<i>Persea americana</i>	<i>Nanotrigona pirilampoides</i>	Polinizador
Abacate	<i>Persea americana</i>	<i>T. branneri</i> , <i>Frieseomelitta</i> sp. e <i>Partamona pseudomusarum</i> .	Polinizador
Abacate	<i>Persea americana</i>	<i>Melipona</i> spp.	Polinizador
Abacate	<i>Persea americana</i>	<i>A. mellifera</i> , <i>T. spinipes</i> e <i>T. angustula</i>	Polinizador
Açaí	<i>Euterpe oleraceae</i>	<i>Halictidae</i> e <i>Melipona</i> spp.	Melhoria na qualidade dos frutos
Acerola	<i>Malpighia emarginata</i>	<i>Centris</i> spp.	Polinizador efetivo - essencial para a produção de frutos e sementes
Alfafa	<i>Medicago sativa</i>	<i>Megachile rotundata</i>	Mais eficiente que a <i>Apis mellifera</i>
Alfafa	<i>Medicago sativa</i>	<i>Apis mellifera</i>	Eficiente na primeira visita
Algodoeiro	<i>Glossypium hirsutum</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Café	<i>Coffea arabica</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Caju	<i>Anacardium occidentale</i>	<i>Centris</i> spp.	Realizam a polinização
Caju	<i>Anacardium occidentale</i>	<i>Centris</i> spp.	<i>Centris tarsata</i> mais eficiente que <i>A. mellifera</i>
Canola	<i>Brassica napus</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Cebola	<i>Allium cepa</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Cupuaçu	<i>Theobroma grandiflorum</i>	<i>Plebeia minima</i>	Potencial polinizador
Girassol	<i>Helianthus annuus</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Goiaba	<i>Psidium guajava</i>	<i>Melipona marginata</i>	Potencial polinizador
Goiaba	<i>Psidium guajava</i>	<i>Melipona subnitida</i>	Potencial polinizador
Goiaba	<i>Psidium guajava</i>	<i>Melipona quadrifasciata/</i>	Potencial polinizador
Goiaba	<i>Psidium guajava</i>	<i>Trigona spinipes</i>	Potencial polinizador
Guaraná	<i>Paullinia cupana</i>	<i>Melipona</i> spp.	Potencial polinizador
Laranja	<i>Citrus sinensis</i>	<i>Apis mellifera</i>	Melhora da qualidade dos frutos / aumento de produtividade
Maçã	<i>Malus domestica</i>	<i>Apis mellifera</i>	Polinizador
Maçã	<i>Malus domestica</i>	<i>Andrena</i> , <i>Bombus</i> , <i>Halictus</i> e <i>Osmia</i>	Aumento da produtividade
Mandioca	<i>Manihot utilissima</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Manga	<i>Mangifera indica</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Maracujá	<i>Passiflora edulis</i>	<i>Xylocopa</i> spp.	Polinizador efetivo - essencial para a produção de frutos e sementes
Melancia	<i>Citrullus lanatus</i>	<i>Melipona</i> sp.	Melhora a qualidade dos frutos
Melão	<i>Cucumis melo</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade

Tabela 1. Espécies de abelhas que polinizam as culturas agrícolas no Brasil (cont.).

Cultura Agrícola		Abelha polinizadora	Papel do polinizador
Nome comum	Espécie botânica		
Morango	<i>Fragaria x ananassa</i>	<i>Tetragonisca angustula</i>	Melhorou a qualidade dos frutos
Pepino	<i>Cucumis sativos</i>	<i>Scaptotrigona aff. depilis</i> <i>Nannotrigona testaceicornis</i>	Aumento da produtividade
Pêssego	<i>Prunus persica</i>	<i>Apis mellifera</i>	Aumento da produtividade
Pimentão	<i>Capsicum annuum</i>	<i>Melipona subnitida</i>	Melhora da qualidade dos frutos
Tomate	<i>Lycopersicon esculentum</i>	<i>Bombus spp.</i>	Polinizador
Tomate	<i>Lycopersicon esculentum</i>	<i>Nannotrigona pirlampoides</i>	Melhora a qualidade dos frutos
Tomate	<i>Lycopersicon esculentum</i>	<i>Melipona quadrifasciata</i>	Mais eficiente que a <i>Apis mellifera</i>
Umbu	<i>Spondias tuberosa</i>	<i>Frieseomelitta languida</i>	Potencial polinizador
Umbu	<i>Spondias tuberosa</i>	<i>Tetragonisca augustula</i>	Potencial polinizador

A apicultura e a meliponicultura são atividades capazes de causar impactos positivos tanto sociais quanto econômicos, além de contribuir para a manutenção e a preservação dos ecossistemas. A cadeia produtiva da apicultura propicia a geração de inúmeros postos de trabalho, empregos e fluxo de renda, principalmente no ambiente da agricultura familiar, sendo determinante para a melhoria da qualidade de vida e a fixação do homem no meio rural (PEREIRA et al., 2003). O seu valor ambiental é caracterizado pela interdependência da vegetação (nativa e cultivada) com a biodiversidade de polinizadores (PEGOARO; ZILLER, 2003).

A criação da espécie *Apis mellifera*, conhecida como apicultura, é hoje importante atividade agropecuária no Brasil. Dos produtos obtidos da colmeia, o mel é o mais importante e o principal objetivo da

exploração apícola brasileira. Os outros produtos extraídos são pólen, cera, própolis e geleia real.

A criação racional das abelhas da tribo Meliponini e da tribo Trigonini é denominada de meliponicultura. Conhecidas popularmente como abelhas-sem-ferrão ou indígenas, essas abelhas possuem ferrão atrofiado. Algumas espécies são pouco agressivas, adaptam-se bem a colmeias racionais e ao manejo e produzem um mel saboroso e apreciado. Podem fornecer também pólen, cerume, geoprópolis e os próprios enxames para exploração comercial.

Apesar de o Brasil ser um país de dimensões continentais, poucas espécies são exploradas comercialmente e a maioria dos produtores são de pequeno porte. Na Tabela 2 estão listadas as principais espécies criadas no País.

Tabela 2. Principais espécies de abelhas criadas para fins comerciais no Brasil e as culturas que elas polinizam.

Nome Científico	Nome popular	Produtora de mel	Cultura agrícola	Realiza buzz pollination(*)
<i>Melipona scutellaris</i>	Uruçu	Sim	Potencial polinizador do abacate, açaí, guaraná e melancia	Sim
<i>Melipona quadrifasciata</i>	Mandacaia	Sim	Abacate, açaí, goiaba, guaraná, melancia, tomate	Sim
<i>Melipona subnitida</i>	Jandaíra	Sim	Abacate, açaí, goiaba, guaraná, melancia, pimentão	Sem informação
<i>Melipona rufiventris</i>	Uruçu-amarela	Sim	Abacate, açaí, guaraná, melancia	Sem informação
<i>Melipona marginata</i>		Sim	Abacate, açaí, goiaba , guaraná, melancia	Sim
<i>Melipona compressipes</i>	Tiúba	Sim	Abacate, açaí, guaraná, melancia	Sem informação
<i>Melipona asilvae</i>	Rajada, manduri	Sim	Abacate, açaí, guaraná, melancia	Sem informação
<i>Melipona bicolor</i>	Guaraipo	Sim	Abacate, açaí, guaraná, melancia	Sim

Tabela 2. Principais espécies de abelhas criadas para fins comerciais no Brasil e as culturas que elas polinizam. (cont.)

Nome Científico	Nome popular	Produtora de mel	Cultura agrícola	Realiza buzz pollination(*)
<i>Apis mellifera</i>	Italiana, europa, abelha-do-mel	Sim	Abacate, algodoeiro, café, caju, canola, cebola, girassol, laranja, maçã, mandioca, manga, melão, pêssego	Não
<i>Xylocopa</i> spp.		Não	Maracujá	Sim
<i>Bombus</i>		Não	Maracujá, tomate	Sim
<i>Tetragonisca angustula</i>	Jataí	Sim	Morango, umbu	Não
<i>Scaptotrigona</i> spp.	Tubiba	Sim	Pepino	Não
<i>Plebeia</i> sp.	Mirim	Sim	Sem informações	Não

Observação: as culturas agrícolas em destaque são efetivamente polinizadas por essas espécies, as outras são potencialmente polinizadas.

(*) buzz pollination = polinização por vibração.

3.2 Importância da diversidade

O sucesso da polinização das flores só acontece quando há fertilização, ou seja, quando o grão de pólen é transferido de maneira eficiente para o estigma e na quantidade certa para que possa encontrar o óvulo. Como consequência, ocorre a formação de sementes e frutos, dependendo de uma variedade de características tanto das plantas quanto das abelhas (GIMENES, 2000). Para exemplificar essa relação, podemos citar o exemplo das plantas que têm as anteras (órgão sexual masculino) do tipo poricida, como o tomate, que dependem da frequência e do tipo de

contato estigmático, a exemplo das abelhas capazes de realizar polinização por vibração, a chamada buzz pollination (BUCHMANN, 1983). Durante esse tipo de coleta de pólen, as abelhas usam sua musculatura torácica para vibrar as anteras e liberar o pólen. Isso reduz a gama de polinizadores efetivos, já que espécies como *A. mellifera* e *Trigona spinipes* (Figura 10) não possuem essa capacidade e por isso não conseguem retirar o pólen das flores ou, se conseguem, a probabilidade de polinização é pequena (NUNES-SILVA, 2010). Das espécies que realizam a polinização por vibração, destacam-se as pertencentes aos gêneros *Bombus*, *Centris*, *Melipona* e *Xylocopa*.



Foto: James Nieh.

Figura 10. *Trigona spinipes*, conhecida popularmente como arupua.

Fonte www.webbee.org.br

Outras características são determinantes na eficiência da polinização, como:

- quantidade e disponibilidade de pólen carregado pela abelha;
- qualidade do pólen transferido;
- número de visitas e fase de atividade diária das abelhas;
- competição entre as espécies visitadas pelas abelhas;
- disponibilidade de abelhas;
- tipo de visitante (generalista ou especialista).

Constata-se, assim, que para ambientes naturais e manejados quanto maior a diversidade floral em uma região maior deve ser a diversidade de polinizadores (RICHARDS, 2001).

Mesmo quando o uso de determinada espécie já foi bem-sucedido em uma região, é muito importante a preservação dos polinizadores silvestres, pois os custos do seu emprego em outras localidades podem ser altos (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004).

A gestão dos organismos que contribuem para os serviços dos ecossistemas requer a consideração não só do nível local onde os serviços são prestados mas também de sua distribuição regional, onde os intervalos de forrageamento e os movimentos de dispersão desses agentes sejam estimados (KREMEN et al., 2007). Se uma espécie-chave de planta perde seu polinizador, toda a estrutura da comunidade sofre mudanças dramáticas (KEARNS; INOUE, 1997). A introdução de polinizadores exóticos com técnicas definidas de criação não deve ser prioridade e o estudo dos possíveis impactos ecológicos é obrigatório no processo de importação destes (IMPERATRIZ-FONSECA, 2004).

Segundo Westerkamp e Gottsberger (2002), o uso de ninhos da espécie *Apis mellifera* gera diversos custos, maiores ou menores, de acordo com as particularidades da região, podendo servir de estímulo para a utilização e posterior criação de espécies de abelhas nativas. Entre essas despesas destacam-se:

- os cuidados com as colônias ao longo do ano;
- o uso de remédios para o controle de pragas, como o ácaro *varroa*;
- os preparos com a alimentação artificial das colmeias, em culturas cujas flores fornecem um único tipo de recurso;

- contratação de mão de obra para a realização da polinização manual complementar, que pode ser necessária, caso o número de polinizadores seja insuficiente.

Os polinizadores naturais encontrados livres na natureza não geram custos para sua criação, desde que encontrem condições ambientais favoráveis, seu habitat seja preservado, o uso de pesticidas seja moderado e o manejo, durante a aplicação, correto. Além disso, não é razoável imaginar que apenas uma espécie que tenha tamanho e comportamento uniforme, como a *A. mellifera*, possa lidar com a extrema diversidade de formas florais existentes no mundo selvagem (WESTERKAMP, 1991), uma vez que a maioria das plantas necessita de vasto número de polinizadores para sua reprodução, assim como a maioria dos polinizadores visitam grande número de flores, fazendo com que estejam conectados em complexa rede de interações.

3.3 As abelhas e a qualidade do meio ambiente

A destruição dos habitats dos polinizadores silvestres, a falta de informações a respeito da identidade das abelhas nativas que podem ser usadas como polinizadores, seu criatório e manejo racional e, especialmente, os efeitos dos pesticidas sobre as colônias constituem os principais obstáculos para os esforços atuais em busca do uso sustentável de polinizadores na agricultura brasileira (FREITAS, 2010). Estudos sobre a toxicidade de agentes químicos para meliponíneos são ainda relativamente escassos, já que tais espécies não ocorrem em países de clima temperado, que são os principais realizadores desse tipo de estudo (MORAES; BAUTISTA; VIANA, 2000).

A perda de polinizadores de uma comunidade biótica pode não ser facilmente reversível. Não se sabe a escala de tempo, ou a magnitude da recolonização natural, como remediar a perda de polinizadores nativos ou mesmo se isso é possível (ALLEN-WARDELL et al., 1998).

A aplicação de pesticidas reduz ainda mais a presença de polinizadores em áreas cultivadas, pois os inseticidas utilizados para matar as pestes fazem o mesmo com os insetos polinizadores; os herbicidas e o cultivo limpo reduzem a um número mínimo as flores silvestres nas quais os insetos se alimentam



durante o intervalo das floradas (FREITAS; PINHEIRO, 2010). O resultado final é uma área com uma quantidade muito pequena de polinizadores naturais e uma grande demanda por polinização durante o período de florescimento da densa população de plantas cultivadas (VIANA et al., 2006).

Em um caso bem documentado, Kevan (1977) mostra que o impacto do uso de pesticidas sobre os polinizadores do mirtilo afetou enorme gama de organismos, desde pássaros e ursos até seres humanos. Segundo Kevan, a produção do fruto teve perda significativa no início da década de 1970, período que coincide com a introdução do agrotóxico Fenitrothion nas lavouras. Outro detalhe a ser destacado é o fato de o mirtilo ser, frequentemente, produzido em grandes áreas de monocultura, gerando a necessidade do uso intensivo e extensivo de agroquímicos.

Tem sido muito evidente o efeito dos agrotóxicos na fauna de polinizadores dos agroecossistemas (ALLEN-WARDELL et al., 1998), sendo diretamente responsável pela diminuição de populações de abelhas e indiretamente pelas perdas econômicas decorrentes do declínio desses polinizadores (KEVAN, 1999). No Brasil, a questão dos agrotóxicos é preocupante, pois somente no período de 40 anos (1964-2004) o consumo dessas substâncias aumentou 700% (SPADOTTO et al., 2004) e, mesmo assim, a pesquisa sobre o assunto é muito escassa.

A densidade e a atratividade das flores contaminadas são determinantes para a mortalidade dos polinizadores, o chamado efeito agudo. Isso acontece porque quanto maior a atratividade das flores contaminadas pelo agrotóxico, maior o número de indivíduos que realizarão a visita, e quanto maior a densidade de flores, maior a frequência de visitas realizadas pelas abelhas, aumentando a taxa de contaminação (RIELD et al., 2006). Baixos níveis de doses e/ou baixa frequência de aplicação podem afetar o comportamento das abelhas forrageiras e reduzir o vigor da colônia, efeitos conhecidos como subletais (BORTOLOTTI et al., 2003, FREITAS; PINHEIRO, 2010).

Os inseticidas de ação neurotóxica, por exemplo, podem reduzir a diversidade de polinizadores no local onde é aplicado e reduzem o local de nidificação das colônias, além de diminuir as fontes de alimentação alternativas, usadas principalmente em

períodos de escassez de flores (OSBORNE; WILLIAMS; CORBET, 1991; FREE, 1993). A exposição das abelhas aos agrotóxicos pode afetar a sua capacidade de aprendizado e memorização, o que pode desorientar não só o indivíduo exposto como também as forrageiras da colônia (PINHEIRO; FREITAS, 2010). Essa perda da capacidade de orientação é mais evidente nas forrageiras, pois são normalmente as que mais correm o risco de serem contaminadas.

A contaminação das abelhas dá-se, em geral, no momento da coleta de néctar e pólen (JAY, 1986), por isso, o tamanho da área pulverizada também influencia os efeitos das substâncias sobre as colônias, pois quanto maior a área, maior a exposição das forrageiras e a contaminação interna da colmeia (FREE, 1993). Outro fator a ser considerado é a distância entre as colônias e os campos tratados, cuja relação de exposição aos agrotóxicos é inversamente proporcional a essa distância (JOHANSEN; MAYER, 1990).

Destacam-se, ainda, os chamados efeitos subletais, que vão influenciar de maneira negativa as atividades da colmeia, contribuindo para o declínio dos polinizadores, tais como:

- diminuição da longevidade das abelhas, principalmente das mais novas (MACKENZIE; WINTSON, 1989);
- comprometimento da divisão de trabalhos entre as operárias e as forrageiras (NATION et al., 1986);
- inabilidade de comunicação, por meio da dança, em colmeias de *Apis mellifera* (SCHRIEKER; STEPHEN, 1970);
- decréscimo na produção de progênie (HAYNES, 1998), aspecto mais danoso que a perda de abelhas forrageiras (THOMPSON, 2003);
- interrupção da postura de ovos pela rainha (WALLER et al., 1979);
- defeitos morfogênicos em indivíduos adultos (STONER et al., 1985);
- comprometimento da capacidade de retorno da forrageira para a colmeia (COX; WILSON, 1984; COLLIN et al., 2004), que pode estar associado à Desordem do Colapso da Colônia (DCC), que vem afetando as colônias de *A. mellifera* nos Estados Unidos e na Europa.

Os fungicidas e os herbicidas, apesar de terem o mecanismo de ação voltado para o controle de fungos e plantas, podem causar irritação ou comprometer a memória de curto prazo por causa da ação de alguns de seus ingredientes ativos. Podemos citar como exemplo os herbicidas Metribuzin, o Paraquat e o Trifluralin, e os fungicidas Thiram, Captan e Triadimenol (FREITAS; PINHEIRO, 2010).

Para auxiliar na conscientização e na tomada de decisões das políticas ambientais e sociais, valores econômicos foram estimados para os serviços ecossistêmicos. Segundo Costanza et al. (1997), os serviços prestados pelo ecossistema equivalem, em média, a 33 trilhões de dólares por ano, sendo a polinização responsável por 112 bilhões destes. Balmford (2002), em uma análise de 300 estudos de caso, estimou que o custo-benefício de um programa global de conservação efetiva é de 1:100, baseado nos serviços do ecossistema, e que o valor econômico de uma floresta é 14% maior quando manejada de forma sustentável. Estimativas independentes mostram que o valor anual para a polinização de culturas agrícolas é de 20 a 40 bilhões só nos Estados Unidos. Para a agricultura global, esse valor gira em torno de 200 bilhões de dólares (KEARNS; INOUE; WASER et al., 1998).

As abelhas, principalmente as encontradas em ambientes com certo grau de conservação, sociais ou solitárias, podem ser utilizadas como excelente ferramenta de monitoramento ambiental. Durante o voo, esses insetos registram valiosas informações sobre o meio ambiente em que circulam. Numerosas partículas de produtos químicos e substâncias tóxicas suspensas no ar ficam aderidas aos pelos superficiais do seu corpo ou armazenadas no néctar e pólen coletados (WOLFF; DOS REIS; SANTOS, 2008). Por isso, quando certas espécies sensíveis a essas substâncias são encontradas em um local pode ser o indício de que a área está bem conservada.

A grande riqueza de espécies de abelhas encontrada em cada localidade reflete a diversidade

com que as várias espécies exploram o ambiente. Para que possam se reproduzir, as abelhas necessitam que seus habitats preencham os seguintes pré-requisitos (WESTRICH, 1996):

- sítios ou substratos apropriados para nidificação;
- para certas espécies, materiais específicos para construção de ninhos;
- quantidade suficiente de fontes de alimento (plantas floríferas) específicas.

Essas três condições devem ocorrer concomitantemente dentro da área de voo das abelhas. O grau de exigência de cada espécie com relação a esses três itens, entretanto, não é idêntico. Assim, algumas espécies de abelhas nidificam em galerias escavadas no solo, outras em orifícios escavados em madeira morta, outras em ocas de árvore etc. Algumas espécies são generalistas quanto às fontes de alimento que exploram, outras dependem inteiramente de algumas espécies de plantas específicas. Tais fatores fazem com que diferentes espécies, ou grupos de espécies, em uma mesma localidade se prestem como indicadores de diferentes impactos sobre o ambiente.

Além disso, as abelhas melíferas podem oferecer o mel como outra importante ferramenta para o monitoramento do ambiente em que se encontra. O néctar, depois de desidratado e transformado em mel, também registrará todas as informações passíveis de serem analisadas em laboratório.

Com base nas diversas referências disponíveis na literatura, é apresentada nas Tabelas 3, 4, 5 e 6 a listagem de espécies de abelhas cuja presença em determinada região sugere que encontra-se em boas condições de conservação. Tais espécies são consideradas sensíveis a mudanças nas condições ambientais e algumas se encontram presentes em listas de animais ameaçados de extinção. Observe que, para a Região Centro-Oeste, não foram encontrados dados substanciais, pois os estudos ainda são incipientes.

Tabela 3. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Norte/Centro-Oeste, Brasil.

Região	Nome Científico	Nome Popular
Norte/Centro-Oeste	<i>Augochlora</i> spp.	
	<i>Centris vittata</i>	
	<i>Centris denudans</i>	
	<i>Centris fuscata</i>	
	<i>Centris</i> cf. <i>versicolor</i>	
	<i>Epanthidium tigrinum</i>	
	<i>Euglossa modestior</i>	
	<i>Euglossa amazonica</i>	
	<i>Eulaema bombiformis</i>	
	<i>Exomalopsis analis</i>	
	<i>Melipona compressipes fasciculata</i>	
	<i>Melipona puncticollis</i>	uruçu-amarela-preguiçosa
	<i>Melipona rufiventris</i>	tujuba
	<i>Melipona seminigra pernigra</i>	
	<i>Melipona flavolineata</i>	uruçu-amarela
	<i>Melipona melanoventer</i>	uruçu-da-bunda-preta
	<i>Melipona fulliginosa</i>	uruçu-boi
<i>Partamona ailyae</i>		
<i>Tapinotaspoides</i> sp.		
<i>Xylocopa frontalis</i>		
<i>Xylocopa</i> cf. <i>suspecta</i>		

Tabela 4. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Sul, Brasil.

Região	Nome Científico	Nome Popular
Sul	<i>Ancyloscelis ursinus</i>	
	<i>Arhysosage cactorum</i>	
	<i>Augochloropsis cyanea</i>	
	<i>Bicolletes franki</i>	
	<i>Bicolletes pampeana</i>	
	<i>Bombus bellicosus</i>	
	<i>Centris varia</i>	
	<i>Cephalotrigona capitata</i>	mombucão
	<i>Coelioxys zapoteca</i>	
	<i>Diadasina distincta</i>	
	<i>Epicharis dejeani</i>	
	<i>Epicharis dejeanii</i>	
	<i>Hylaeus cecidonastes</i>	
	<i>Hylaeus larocai</i>	
	<i>Leioproctus fulvoniger</i>	
	<i>Lestrimelitta ehrhardti</i>	irati
	<i>Melipona bicolor</i>	guarupu
	<i>Melipona bicolor schencki</i>	guaraipo
	<i>Melipona mondury</i>	tujuba
	<i>Melipona quinquefasciata</i>	mandaçaia-de-chão
	<i>Melissoptila claudii</i>	
<i>Melissoptila fulvonigra</i>		
<i>Melitoma segmentaria</i>		
<i>Micrommaton larocai</i>		

Tabela 4. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Sul, Brasil (cont.)

Região	Nome Científico	Nome Popular
	<i>Mourella caerulea</i>	mirim-do-chão
	<i>Niltonia virgilli</i>	
	<i>Osirinus santiagoi</i>	
	<i>Oxytrigona tataira</i>	caga-fogo
	<i>Plebeia wittmanni</i>	
	<i>Scaptotrigona xanthotricha</i>	mandaguari-amarela
	<i>Schwarziana quadripunctata</i>	guiruçu

Tabela 5. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Sudeste, Brasil.

Região	Nome Científico	Nome Popular
	<i>Anthrenoides lavrensis</i>	
	<i>Anthrenoides pinhalensis</i>	
	<i>Augochloropsis cupreola</i>	
	<i>Augochloropsis multiplex</i>	
	<i>Bombus brasiliensis</i>	
	<i>Centris collaris</i>	mamangá
	<i>Centris confusa</i>	mamangá
	<i>Centris nitens</i>	mamangá
	<i>Centris scopipes</i>	mamangá
	<i>Ceratina maculiformes</i>	
	<i>Epanthidium aureocinctum</i>	
	<i>Euglossa analis</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa cordata</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa despecta</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa fimbriata</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa gairanii</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa ignita</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa iopoecila</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa ioprosopa</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Euglossa leucotricha</i>	abelha-das-orquídeas
	<i>Exomalopsis atlantica</i>	
	<i>Friesella schrottkyi</i>	mirim-preguiça
	<i>Hylaeus tricolor</i>	
	<i>Hypanthidium foveolatum</i>	
	<i>Megachile cf. paulistana</i>	
	<i>Melipona capixaba</i>	
	<i>Melipona quadrifasciata</i>	
	<i>Melipona rufiventris</i>	tujuba
	<i>Rhopitulus anomalus</i>	
	<i>Trigonopedia glaberrima</i>	
	<i>Trigonopedia oligotricha</i>	
	<i>Tropidopedia carinata</i>	
	<i>Xylocopa hirsutissima</i>	mamangava
	<i>Xylocopa truxali</i>	mamangava

Sudeste

Tabela 6. Espécies de abelhas indicadoras de qualidade do ambiente, Região Nordeste, Brasil.

Região	Nome Científico	Nome Popular
Nordeste	<i>Augochloropsis callichroa</i>	
	<i>Centris fuscata</i>	mamangá
	<i>Centris leprieuri</i>	mamangá
	<i>Centris pulchra</i>	mamangá
	<i>Centris flavifrons</i>	mamangá
	<i>Centris maranhensis</i>	mamangá
	<i>Centris obsoleta</i>	mamangá
	<i>Centris poecila</i>	mamangá
	<i>Centris pulchra</i>	mamangá
	<i>Centris sponsa</i>	mamangá
	<i>Centris xanthomelaena</i>	
	<i>Coelioxys australis</i>	
	<i>Dicranthidium luciae</i>	
	<i>Frieseomellita doederleini</i>	
	<i>Larocanthidium emarginatum</i>	
	<i>Megachile dentipes</i>	
	<i>Megachile sp.</i>	
	<i>Melipona asilvai</i>	munduri
	<i>Melipona mandacaia</i>	mandaçaia -verdadeira
	<i>Melipona scutellaris</i>	uruçu
	<i>Melipona quadrifasciata</i>	mandaçaia
	<i>Melipona rufiventris</i>	
	<i>Melitoma segmentaria</i>	
	<i>Mesocheira bicolor</i>	
	<i>Mesonychium asteria</i>	
	<i>Nannotrigona punctata</i>	
	<i>Plebeia mosquito</i>	
	<i>Protomeliturga turnerae</i>	
	<i>Pseudoaugochloropsis pandora</i>	
	<i>Xylocopa muscaria</i>	mamangava
	<i>Xylocopa subcyanea</i>	mamangava
<i>Xylocopa cearensis</i>	mamangava	
<i>Xylocopa grisescens</i>	mamangava	

As Figuras 11 a 27 ilustram essas espécies.



Figura 11. *Euglossa amazônica*. Copyright Dave Roubik Fonte: <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa>



Figura 12. *Euglossa analis*, Copyright Dave Roubik Fonte: <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa>

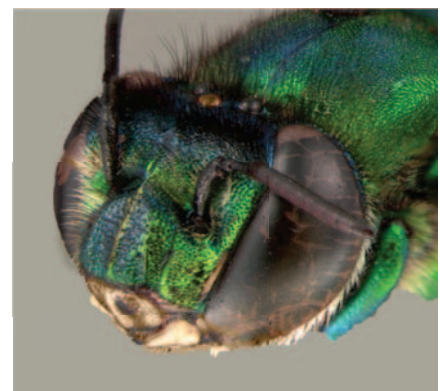


Figura 13. *Euglossa gairanii*, Copyright Dave Roubik Fonte: <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa>

Foto: Giorgio Venturieri



Figura 14. *Euglossa modestior*, Copyright Dave Roubik. Fonte: <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Euglossa>



Figura 15. *Melipona flavolineata*. Fonte: <http://mel.cpatu.embrapa.br/fotos/Melipona%20flavolineata%2001.jpg/view>



Foto: Giorgio Venturieri

Figura 16. *Melipona melanoventer*. Fonte: www.mel.cpatu.embrapa.br/especies



Figura 17. *Melipona scutellaris*. Fonte: www.webbee.org.br/meliponicultura



Figura 18. *Melipona asilvai*. Fonte: www.meliponasdaparaiba.blogspot.com



Foto: Fernando Dias

Figura 19. *Melipona bicolor*. Fonte: <http://www.apacame.org.br/mensagemdoce/86/artigo2.htm>



Figura 20. *Melipona capixaba*. Fonte: Resende et al., 2008.



Figura 21. *Melipona fulliginosa*. Fonte: <http://www.apacame.org.br/mensagemdoce/77/relato.htm>

Foto: Tom Wesenleers.



Figura 22. *Melipona rufiventris*.
Fonte: http://www.usp.br/webbee/php/WEBBEE_abelhas_ficha.php

Foto: Giorgio Venturieri.

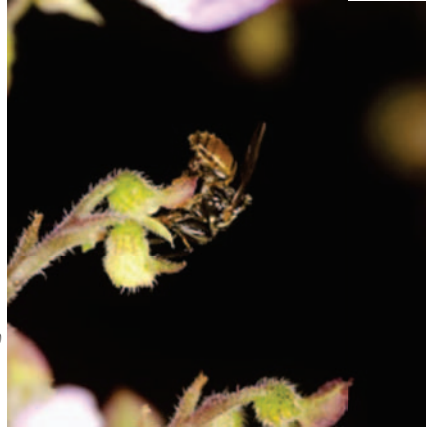


Figura 23. *Plebeia minima*.
Fonte: <http://mel.cpatu.embrapa.br/fotos/Plebeia%20minima%2001.jpg/view>



Figura 24. *Schwarziana quadripunctata*.
Fonte: <http://www.apacame.org.br/mensagemdoce/100/artigo10.htm>.



Figura 25. *Melipona seminigra*.
Fonte: <http://www.ib.usp.br/vinces/weblabs/abelhas/imagens/Melipona%20seminigra%20nest%20entrance%203.jpg>

Foto: Marilda Cortopassi Laurino



Figura 26. *Scaptotrigona xanthotricha*.
Fonte: http://www.ib.usp.br/beesp/scaptotrigona_xanthotricha.htm

Foto: Thiago Maker.



Figura 27. *Melipona mandacaia*.
Fonte: http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Abelha_sem_fer%C3%A3o_Manda%C3%A7aia.jpg?uselang=pt-br



4 Os AGROTÓXICOS E SEUS EFEITOS NAS ABELHAS

Atualmente, a densidade populacional de muitos polinizadores está sendo reduzida a níveis que podem interromper os serviços de polinização nos ecossistemas naturais e agrícolas, além de comprometer a manutenção da capacidade reprodutiva das plantas silvestres (KREMEN, 2004). Os níveis de polinização insatisfatórios são um dos principais responsáveis pela redução da produtividade das culturas, particularmente daquelas que dependem de agentes polinizadores como as abelhas (FREITAS; PINHEIRO, 2010).

Segundo De Jong (2000), a estimativa de valorização das abelhas nos Estados Unidos é superior a 10 bilhões de dólares. No Brasil, apenas oito culturas dependentes de polinizadores (melão, café, maracujá, laranja, soja, algodão, maçã e caju) são responsáveis por US\$ 9,3 bilhões em exportações (FREITAS; IMPERATRIZ-FONSECA, 2004). No entanto, as poucas informações disponíveis no País sobre a dependência de polinização de diversas culturas agrícolas e plantas silvestres de importância econômica ou social, especialmente variedades locais e espécies nativas, polinizadores efetivos, eficiência de polinização e resposta econômica à polinização, não permitem qualquer estimativa precisa do valor da polinização para as culturas agrícolas brasileiras, nem o que se perde com os possíveis níveis de polinização inadequados atuais (FREITAS; IMPERATRIZ-FONSECA, 2004).

Entre as principais causas do declínio dos polinizadores, sobretudo nas áreas agrícolas, está o uso inadequado de práticas de cultivo, com a utilização abusiva de pesticidas, principalmente nas extensas áreas de monocultivo (FLETCHER; BARNETT, 2003; FREITAS et al., 2009). O consumo anual de agrotóxicos no País é superior a 300 mil toneladas de produtos formulados.

Expresso em ingredientes ativos, representam mais de 130 mil toneladas de consumo anual desses produtos químicos. Nos últimos 40 anos, o consumo de agrotóxicos aumentou 700% enquanto a área agrícola cresceu apenas 78% (SPADOTTO et al., 2004). O uso indiscriminado e irracional de agrotóxicos nos agroecossistemas, especialmente de inseticidas, pode ocasionar o desequilíbrio da população de abelhas que visitam esses locais (MALASPINA et al., 2008).

Além dos efeitos de toxicidade aguda, que ocasionam a morte das abelhas, os inseticidas podem provocar alterações comportamentais nos indivíduos e, ao longo do tempo, ocasionar sérios prejuízos na manutenção da colônia (MALASPINA et al., 2008).

Alguns comportamentos das abelhas podem fornecer indícios de que a colmeia está sendo afetada por substâncias tóxicas, tais como:

- grande número de abelhas mortas nas proximidades das colônias (PINTO; MIGUEL, 2008);
- decréscimo na produção de progênie (HAYNES, 1998);
- diminuição da atividade de forrageamento (WALLER et al., 1979; HASSANI et al., 2005);
- irritabilidade excessiva (COX; WILSON, 1984);
- autolimpeza excessiva (COX; WILSON, 1984);
- incapacidade de substituição da rainha (STONER et al., 1985);
- mortalidade das larvas (DE WAEL et al., 1995);
- má formação das larvas (ATKINS; KELLUN, 1983).

As pesquisas sobre tais comportamentos foram realizadas com *Apis mellifera*, mas seus resul-

tados podem ser estendidos para todas as outras espécies. Entretanto, alguns efeitos só podem ser visualizados em meliponários ou apiários (VALDOVINOS-NUNES, et al., 2009).

Os efeitos subletais decorrentes da exposição das abelhas a baixos níveis de doses e/ou a pequeno número de aplicações, principalmente em longo prazo, são pouco conhecidos e não têm sido considerados nos estudos de risco para fins de discussão sobre esse assunto (THOMPSON, 2003; KEVAN, 1999). Deve-se ressaltar o fato de que existem poucos dados disponíveis sobre os efeitos subletais em laboratório para compostos que, devido a sua baixa toxicidade aguda ou a baixas taxas de aplicação, não são submetidos a testes mais detalhados sob condição de semicampo e campo, mas podem ter notáveis efeitos sobre a colônia (FREITAS; PINHEIRO, 2010).

4.1 Identificação dos agrotóxicos mais influentes em colônias de abelhas, para efeito de monitoramento

A falta de informações a respeito dos efeitos dos agrotóxicos sobre os polinizadores da agricultura nacional constitui um dos principais obstáculos à busca do uso sustentável de polinizadores em áreas agrícolas (PINHEIRO; FREITAS, 2010). A densidade e a atratividade das flores de plantas em pleno florescimento, contaminadas pela aplicação de determinados pesticidas, são as principais causas de morte dos polinizadores, porém baixos níveis de doses e/ou baixas frequências de aplicação podem afetar o comportamento das abelhas forrageiras e reduzir o vigor da colônia (BORTOLOTTI et al., 2003).

Das alterações no comportamento das abelhas eussociais associadas aos efeitos subletais provocados pelos agrotóxicos, destacam-se as que afetam a divisão de trabalho dentro da comunidade, os cuidados com a prole e a limpeza da colônia, as modificações na atividade de forrageamento e na rotina da rainha. Por serem insetos que apresentam extraordinário nível de organização (JOHANSEN; MAYER, 1990), qualquer perturbação pode resultar em drásticos efeitos à sobrevivência da colmeia (FREITAS; PINHEIRO, 2010).

Kirchner (1998), citado por Schmuck (1999), observou que o inseticida Imidacloprido afetou o padrão da dança do oito, apresentando fraco efeito na

precisão da direção e significativo efeito na distância comunicada da fonte de alimento pelas abelhas forrageadoras para as da colônia. O Imidacloprido pode também afetar o comportamento das forrageiras de *Apis mellifera* dificultando seu retorno à colônia (BORTOLOTTI et al., 2003), além de reduzir a movimentação, a mobilidade e a capacidade de comunicação das abelhas, o que também interfere em suas atividades sociais (DECOURTYE; LACASSIE; PHAM-DELEGUE, 2003).

Atkins e Kellum (1986) verificaram que os inseticidas Dimetoato e Malathion podem causar defeitos morfogênicos em adultos de *A. mellifera* expostos na fase de larva, tais como pequeno tamanho do corpo, malformação ou diminuição do tamanho das asas, deformação das pernas e das asas. A exposição aos inseticidas Acefato, Dimetoato e Fenton culminou em incapacidade das colônias para reelegerem rainhas (STONER et al., 1982, 1983, 1985).

O Fipronil, conhecido comercialmente como Regent, é um inseticida fenilpirazólico introduzido no controle de pragas, mas que afeta outros insetos não alvo, causando sua morte. Em doses subletais, o Fipronil pode afetar a percepção gustativa, o aprendizado olfatório e a atividade motora das abelhas, que são funções essenciais no forrageamento desses insetos (HASSANI et al., 2005). Decourtye et al. (2003) também verificaram que as abelhas tratadas com doses subletais dos inseticidas Imidacloprido, Fipronil e Deltametrina apresentam alterações no desempenho de aprendizado e na memória durante o processo de forrageamento.

Haynes (1998) constatou que doses subletais de inseticidas neurotóxicos causam decréscimo na produção de progênies, podendo ser relevante para as abelhas melíferas, já que o decréscimo na produção de novas abelhas é mais danoso do que a perda de abelhas forrageadoras (THOMPSON, 2003).

Os inseticidas piretroides, em níveis recomendados de aplicação no campo, parecem afetar a capacidade de as abelhas melíferas retornarem à colmeia. Cox e Wilson (1984) verificaram que abelhas expostas à Permetrina perdem sua capacidade de orientação e podem não voltar à colônia, além de apresentarem graves distúrbios de comportamento que afetam a capacidade de forrageamento.

Outra interferência causada pela contaminação por inseticidas dessa classe ocorre no momen-

to da entrada da colmeia, onde as abelhas podem ser agredidas e rejeitadas pelas abelhas-guarda (JOHANSEN; MAYER, 1990). A classe dos piretroides desempenha a melhor ação de repelência entre os inseticidas existentes (RIETH; LEVIN, 1989) e a temperatura e a luminosidade têm papel fundamental nesse efeito, pois quanto mais baixa a temperatura maiores as chances de as abelhas não retornarem à colmeia antes da queda (efeito knockdown) e quanto maior a temperatura e a luminosidade, menor o efeito residual (THOMPSON, 2003). Cipermetrina, Permetrina, Ciflutrina, Fenvalerato, Deltametrina são amplamente usados no Brasil tanto em grandes culturas como soja, algodão e milho como naquelas que dependem mais da polinização como tomate, melão, maçã e café (PINHEIRO; FREITAS, 2010).

O início da comercialização da Clotianidina, semelhante ao que ocorreu com o Imidacloprido, coincidiu com eventos de mortandade de abelhas, o que levantou suspeitas sobre esse produto e os demais neonicotinoides, classe de inseticidas também associada à Desordem do Colapso da Colônia, que abrange a Clotianidina, o Imidacloprido e o Tiametoxam. Mas, diferentemente dos piretroides, isso levou vários países a suspenderem todos ou alguns usos desses agrotóxicos (VOLLMER, 2008).

Os inseticidas que apresentam baixa toxicidade por via oral e/ou dérmica, embora não produzam

efeitos visuais significativos de mortalidade das colônias de abelhas-do-mel em campo, podem ter seus efeitos subletais potencializados, dependendo do tipo de formulação, das doses aplicadas e do período em que são empregados (JOHANSEN; MAYER, 1990). Os mimetizadores dos hormônios juvenis podem suprimir o desenvolvimento das glândulas hipofaríngeas (JAYCOX; SKOWRONEK; GUYNN, 1974), responsáveis pela secreção de substâncias que compõem a geleia real, alimento precursor do feromônio produzido pela rainha, e podem ainda estimular o forrageamento precoce (GUPTA; CAHNDEL, 1995), reduzir a captação de pólen e água e diminuir a produção de ovos (BARKER; TABER, 1977).

Os fungicidas e herbicidas possuem um mecanismo de ação muito específico, voltado para o controle de fungos e plantas, razão pela qual não oferecem grande risco para as abelhas, já que não possuem efeito letal, na maioria das vezes. Mesmo assim, podem ocorrer eventuais efeitos tóxicos. Por exemplo, o Captan, fungicida de amplo uso na macieira, pode provocar efeito de repelência, diminuindo a atividade de forrageamento, causar defeitos morfogênicos durante a fase larval e aumentar a sua mortalidade (JOHANSEN; MAYER, 1990).

Os efeitos dos agrotóxicos sobre as abelhas estão resumidos na Tabela 7.

Tabela 7. Principais agrotóxicos utilizados e seus efeitos sobre as abelhas.

Modo de ação	Exemplos	Efeito subletal	Bibliografia
Alteram a modulação dos canais de Na e a polaridade da membrana celular	Permetrina	Interfere na capacidade de orientação das abelhas	Cox e Wilson, 1984
		Provoca graves distúrbios de comportamento: irritabilidade; excessiva autolimpeza; contração do abdômen; dança trêmula	Cox e Wilson, 1984
		Redução na capacidade de detenção de odores	Mamood e Waller, 1990
	Cipermetrina	Aumenta a taxa de substituição de rainhas	Bendahou, Fleche e Bounias, 1999
Afeta a capacidade de reconhecimento do feromônio inibidor		Bendahou, Fleche e Bounias, 1999	
Competidores da Acetilcolina pelos receptores que medeiam o impulso nervoso Imidacloprido	Afeta a atividade de forrageamento		Decourtye et al., 1999, 2003

Modo de ação	Exemplos	Efeito subletal	Bibliografia
		Dificulta o retorno à colônia	Bortolotti et al., 2003, Decourtye et al., 2003
		Afeta o padrão da dança do oito	Kirchner, 1998
		Reduz a capacidade da leitura olfativa	Decourtye et al., 1999
		Afeta o ciclo de postura de ovos	Schmuck et al., 2001
		Afeta a quantidade de larvas e pupas	Schmuck et al., 2001
		Em <i>Bombus</i> : diminui a emergência de larvas	Tasei, Lerin e Ripault, 2000
Mecanismos de ação voltados para o controle de fungos e plantas	Captan	Efeito de repelência – diminui a capacidade de forrageamento	Solomon e Hooker, 1989
		Defeitos morfológicos	Solomon e Hooker, 1989
		Aumento na mortalidade larval	Johansen e Mayer, 1990
	Ipradione	Grande mortalidade larval	Johansen e Mayer, 1990
		Produção de pupas excepcionalmente grandes	RIEDL et al., 2006
Mimetizadores da ação de hormônios juvenis	Diflubenzuron; Penfluron; Metoprene	Suprime o desenvolvimento da glândula hipofaríngea	Jaycox, Skowronek e Guynn, 1974
		Estimula o forrageamento precoce	Gupta e Chandel, 1995
		Reduz a captação de pólen e água	Backer e Taber, 1977
		Diminui a produção de favos	Backer e Taber, 1977
		Suprime a produção de crias	Backer e Taber, 1977
	Triflubenzuron	Em <i>Bombus</i> : diminui o desenvolvimento dos ovos	De Waelet et al., 1995
		Aumenta a mortalidade das crias	De Waelet et al., 1995
	Azadirachta	Reduz a emergência de adultos	Schenk, Imdorf e Fluri, 2001
		Aumenta a mortalidade larval	Schenk, Imdorf e Fluri, 2001
		Provoca má formação das asas	Schenk, Imdorf e Fluri, 2001
		Reduz a área de cria	Schenk, Imdorf e Fluri, 2001
		Ocorre grande mortalidade de rainhas	Melathoupoloset et al., 2000

Além dos efeitos letais e subletais, os inseticidas, principalmente os de ação neurotóxica, amplificam o efeito causado pelos herbicidas e capinas (aplicações manuais e mecanizadas), reduzindo os locais de nidificação e o número de flores silvestres, fornecidas pelas plantas consideradas daninhas, provocando a destruição de áreas naturais e artificiais consideradas estações de refúgio (FREE, 1993; OSBORNE; WILLIAMS; CORBET, 1991). Áreas cobertas com vegetação nativa apresentam, em geral, um número considerável de espécies de plantas que servem como fonte de néctar e pólen, por meio de florescimento contínuo ou complementar, ao longo do ano, sendo também usadas para descanso, nidificação e reprodução (FREITAS, 1991). A retirada e/ou substituição dessas áreas, em consequência do uso inadequado de pesticidas ou da implantação de monoculturas, leva a uma severa redução do número e da diversidade de polinizadores (KREMEN; WILLIAMS; THORP, 2002).

4.2 Eventos de mortandade de abelhas no Brasil e em outros países

No Brasil, a questão dos agrotóxicos é preocupante. Vários relatos sobre a mortandade de abelhas presumivelmente devido à contaminação pelo uso inadequado de pesticidas vêm sendo feitos (MALASPINA; SOUZA, 2008). A literatura brasileira é omissa em relação aos efeitos provocados por essas substâncias nas abelhas, pois os trabalhos com pesticidas abordam sua eficiência no controle de pragas ou, mais recentemente, as técnicas e práticas menos agressivas ao meio ambiente, mas sem a investigação relacionada aos polinizadores (PINHEIRO; FREITAS, 2010).

Malaspina et al. (2008) citam diversos relatos sobre a mortandade súbita de abelhas em diferentes regiões do País, como no Piauí (município de Simplicio Mendes), no interior do Rio Grande do Sul, em

Minas Gerais e em São Paulo, onde foram descritos casos com perda de até 400 colmeias, mas ressalta que na maioria dos episódios não foi exequível a coleta de amostras para a comprovação da contaminação por agrotóxicos. Apesar disso, foi possível atestar que esses apiários estavam próximos a culturas de grande importância econômica, como citrus (em São Paulo), soja e tabaco (no Rio Grande do Sul)¹.

Em Santa Catarina, um caso chamou a atenção por se tratar da morte de todas as colônias em dois apiários diferentes. Na inspeção do local, verificou-se que todas as abelhas estavam mortas, ao redor ou dentro da colmeia. Trinta e cinco colônias foram dizimadas. Amostras foram coletadas e enviadas a um laboratório de análises toxicológicas, onde foi confirmada a intoxicação por inseticidas do grupo dos carbamatos (PINTO; MIGUEL, 2008). Em agosto de 2010, outro episódio associado ao uso de agrotóxico aconteceu em Jacanga, interior de São Paulo, onde mais de 250 colmeias morreram e cerca de 10 t de mel foram contaminadas. Esse incidente foi consequência da aplicação incorreta do agrotóxico Fipronil, utilizado em uma plantação de laranja localizada próxima aos apiários atingidos (MALASPINA et al., 2010; G1, 2010).

Em dezembro de 2010, mais uma ocorrência associada à mortandade em massa de abelhas aconteceu em Braúna, interior de São Paulo, onde mais de 500 mil abelhas foram dizimadas. Nesse caso, o envenenamento foi atribuído ao uso de um avião na pulverização de canaviais, fato ainda não confirmado (JÚNIOR, 2010).

Em levantamento feito no Reino Unido, após um surto de mortandades das abelhas melíferas, Fletcher e Barnett (2003) encontraram resíduos de agrotóxicos organofosforados em 42% e carbamatos em 29% das amostras analisadas, e atribuíram os acidentes ao uso de inseticidas proibidos ou não especificados e a sua aplicação incorreta. Na França, Chauzat et al. (2007), após o monitoramento de cinco apiários distribuídos ao longo do seu território, analisaram o resíduo presente no pólen coletado pelas operárias de colônias de *Apis mellifera* e encon-

traram 19 componentes de alta toxicidade, entre os quais: Fipronil, Imidacloprido, Cipermetrina, Dimetoato, Endosulfan.

4.3 Levantamento de dados sobre a queda de produção dos apicultores no Brasil e as principais culturas plantadas no entorno das fazendas apícolas

A apicultura vem sendo muito incentivada pelo Governo brasileiro e já é considerada uma atividade capaz de causar impactos positivos tanto ambientais quanto sociais e econômicos.

Estudos sobre a produção apícola no Brasil mostram dados conflitantes quanto ao número de apicultores e de colmeias, e à sua produção e produtividade. Pesquisas apontam extremos entre 26.315 e 300.000 apicultores no País e entre 1.315.790 e 2.500.000 colmeias e um faturamento anual entre R\$ 84.740.000,00 e R\$ 506.250.000,00 (PEREIRA et al., 2003). Não há estatísticas nem dados oficiais precisos sobre consumo e venda do mel, devido à informalidade do mercado, cuja venda é feita, em sua maioria, sem comprovação fiscal (SEBRAE, 2009).

Preocupada com essa situação, a Confederação Brasileira de Apicultura (CBA) tem trabalhado para a implantação do Programa Nacional de Georreferenciamento e Cadastro de Apicultores (PNGEO), que tem como objetivo rastrear e modernizar a produção apícola no Brasil por meio de ações de mapeamento, diagnóstico, capacitação e regulamentação das atividades em todos os elos da cadeia (XEYLA, 2010).

Por esse motivo, estima-se uma produção nacional maior que as informações estatísticas fornecidas pelas instituições de pesquisa (IBGE, Ministério da Agricultura, FAO, etc.). Além disso, atualmente, não existe, em âmbito nacional, nenhum mecanismo oficial que possa identificar o número exato de apicultores e suas respectivas caixas. Dados não oficiais apontam que hoje, no Brasil, a produção chega a 40.000 t/ano com o montante de 500.000 apicultores em 2.000.000 colmeias (SEBRAE, 2009).

¹ Conforme e-mail enviado pelo Dr. Osmar Malaspina, em 20/03/2011.

Tabela 8. Produção de mel natural (toneladas).

Ano	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
Brasil	19.751	21.865	22.220	24.029	30.022	32.290	33.750
Norte	185	302	318	371	510	519	653
Rondônia	104	165	175	192	194	102	111
Acre	2	2	3	3	5	5	4
Amazonas	0	1	1	1	1	1	1
Roraima	4	5	5	13	70	122	202
Pará	52	83	78	92	149	199	224
Amapá	-	--	-	-	-	-	-
Tocantins	24	47	56	71	91	89	112
Nordeste	2.795	3.748	3.800	5.560	7.968	10.401	10.911
Maranhão	21	133	133	158	286	436	518
Piauí	1.587	1.863	1.741	2.222	3.146	3.894	4.497
Ceará	521	655	672	1.373	1.896	2.993	2.312
Rio Grande do Norte	159	171	161	247	273	515	448
Paraíba	17	30	32	41	59	73	88
Pernambuco	101	344	320	575	653	883	1.029
Alagoas	17	14	21	15	86	116	184
Sergipe	17	18	31	56	50	55	61
Bahia	355	521	688	873	1.419	1.495	1.775
Sudeste	4.291	4.514	4.686	5.137	5.336	5.187	5.272
Minas Gerais	1.885	2.101	2.068	2.408	2.194	2.134	2.208
Ano	1999	2000	2001	2002	2003	2004	2005
Espírito Santo	183	177	180	276	313	353	333
Rio de Janeiro	418	406	385	360	375	367	335
São Paulo	1.805	1.830	2.053	2.093	2.454	2.333	2.396
Sul	11.870	12.670	12.746	12.277	15.357	15.266	15.816
Paraná	2.540	2.871	2.925	2.844	4.068	4.348	4.462
Santa Catarina	3.344	3.984	3.775	3.829	4.511	3.601	3.926
Rio Grande do Sul	5.985	5.815	6.045	5.605	6.778	7.317	7.428
Centro-Oeste	610	632	671	684	852	917	1.097
Mato Grosso do Sul	280	303	340	334	408	366	451
Mato Grosso	202	192	188	175	241	300	375
Goiás	117	117	128	155	179	225	245
Distrito Federal	10	20	14	19	25	26	27

Fonte: Buainain e Batalha, 2007.

De acordo com Gilles Ratia, presidente da Apimondia (Federação Internacional de Apicultura) a produção de mel em todo o mundo não tem sido suficiente para atender à demanda atual de consumo, pois a produção está sendo afetada por fatores como mudanças climáticas e, principalmente, pelo uso desenfreado de agrotóxicos na agricultura. O presidente da Apimondia ainda afirma que, no Brasil, entre 5% e 6% das colônias morrem, por ano, em decorrência do contato com

produtos químicos e, em países mais ricos, esse índice salta para 40% (MOURA, 2010). Apesar de não haver levantamento oficial sobre os danos que os agrotóxicos causam à apicultura no Brasil, observa-se que o problema é percebido com mais intensidade em Minas Gerais e em São Paulo (GONÇALVES, 2010).

Devido à desorganização associada à informalidade, à falta de controle da qualidade do mel produzido e à forte presença da produção extrativis-

ta e semiextrativista, em 2006, o País sofreu embargo comercial que proibia as exportações do produto para o mercado europeu (PITTELLA, 2009). Como provável consequência, a quantidade de mel produzido em 2007 foi 4% menor que no ano anterior, sendo que as maiores reduções foram observadas no Espírito Santo (-24%) e na Paraíba (-21%) (ABEMEL, 2008).

Esse embargo chegou ao fim em março de 2008, após a aprovação, pelo Governo federal, do Plano Nacional de Controle de Resíduos e Contaminantes (PNCRC) (ANANIAS, 2010), com o objetivo de promover o monitoramento do mel, o aumento do número de amostras a serem examinadas e a fiscalização e controle de resíduos, bem como de incentivar

as boas práticas e o sistema de análise de perigos e pontos críticos de controle (HACCP/APPCC) (BRASIL, 2009).

Em 2009, a produção brasileira voltou a crescer, tendo aumento de 2,6% sobre o volume obtido em 2008 (Tabela 4). Foram produzidas 38.765 mil toneladas do produto. O faturamento também variou positivamente, aumentando 10,7%. Os estados do Rio Grande do Sul, Paraná e Ceará foram os maiores produtores de mel, mantendo, respectivamente, 18,5%, 12,5% e 12,2% do total nacional. Limoeiro do Norte (CE) é o maior produtor nacional, seguido por Araripina (PE) e Apodi (RN) (IBGE, 2010).

Tabela 9. Produção de mel natural (toneladas).

Região/Estado	2008		2009	
	Quantidade (t)	Valor (1.000 R\$)	Quantidade (t)	Valor (1.000 R\$)
Norte	857	7.242,00	821	7.109,00
Rondônia	161	1.638,00	168	1.788,00
Acre	5	76,00	6	90,00
Amazônia	19	278,00	21	324,00
Roraima	133	861,00	133	865,00
Amapá	397	3.018,00	355	2.690,00
Pará	8	75,00	8	77,00
Tocantins	135	1.296,00	130	1.275,00
Nordeste	14.152	53.268,00	14.963	64.266,00
Maranhão	781	2.601,00	748	3.886,00
Piauí	4.144	10.485,00	4.278	13.896,00
Ceará	4.073	13.186,00	4.735	17.044,00
R. Grande do Norte	1.065	6.808,00	1.107	7.332,00
Paraíba	222	1.218,00	273	1.442,00
Pernambuco	1.382	7.384,00	1.595	8.711,00
Alagoas	155	522,00	169	730,00
Sergipe	136	936,00	137	784,00
Bahia	2.195	10.128,00	1.922	10.440,00
Sudeste	5.525	42.245,00	5.395	49.712,00
Minas Gerais	2.862	16.668,00	2.606	18.202,00
Espírito Santo	331	2.819,00	367	3.487,00
Rio de Janeiro	315	4.388,00	318	4.650,00
São Paulo	2017	18.369,00	2.104	233.373,00
Paraná	4.635	21.950,00	4.831	24.133,00
Santa Catarina	3.706	17.661,00	4.515	20.255,00
R. Grande do Sul	7.418	43.563,00	7.155	44.099,00
Centro-Oeste	1.498	13.625,00	1.085	11.343,00
Mato Grosso do Sul	646	4.444,00	430	3.104,00
Mato Grosso	494	5.088,00	315	3.473,00
Goiás	322	3.587,00	301	4.235,00
Distrito Federal	36	505,00	38	530,00
Brasil	37.792	199.555,00	38.765	220.917,00

Episódios marcantes de mortalidade de abelhas e de contaminação de produtos apícolas continuam ocorrendo, como já foi citado neste trabalho, o que leva a crer que o caminho em busca da organização e capacitação dos apicultores ainda é grande. Por isso, apesar de não ser viável a determinação satisfatória da proximidade das fazendas apícolas das agrícolas, devido à carência de estudos e dados sobre o assunto e de organização da atividade (SEBRAE, 2009), pode-se inferir que algumas culturas são especialmente importantes para o produtor brasileiro. Segundo o médico-veterinário Gustavo Nadeu Bijos, consultor em meliponicultura e apicultura

em Mato Grosso do Sul – um dos poucos estados que dispõem de informações sobre o assunto – as principais culturas existentes próximas às fazendas apícolas são: soja, girassol, cana-de-açúcar, milho, canola e eucalipto.

4.4 Identificação dos principais agrotóxicos aplicados em culturas atrativas das abelhas no Brasil

O levantamento dos principais inseticidas utilizados nas culturas atrativas das abelhas no País é apresentado na Tabela 10 (AGROFIT, 2010).

Tabela 10. Principais culturas onde existe a presença de abelhas e os inseticidas utilizados.

Cultura	Nome comum	Grupo químico	
Maçã	Tebufenozide	Benzohiadiazine	
	Deltametrina	Piretroide	
	Captan	Fungicida	
	Fenton	Organofosforado	
	Acetamiprid	Neonicotinoide	
Soja	Acefato	Organofosforado	
	Bifetrina	Piretroide	
	Clorpirifós	Organofosforado	
	Diflubenzuron	Bezoiluria	
	Espinosade	Espinosida	
	Flufenoxiron	Benzoilureia	
	Gama-Cialotrina	Piretroide	
	Imidacloprido	Neonicotinoide	
	Metoxifenozone	Diacilhidrazina	
	Esfenvalerato	Piretroide	
	Melão	Abamectina	Avemectina
		Acefato	Organofosforado
		Acetamiprid	Neonicotinoide
		Beta-Ciflutrina	Piretroide
Maracujá	Brometo de Metila	Alifático halogenado	
	Clorfenapir	Pirazol	
	Cloridato de Cartape	Tiocarbamato	
	Fentiona	Organofosforado	
Caju	Imidacloprido	Neonicotinoide	
	Deltametrina	Piretroide	
Café	Triclorform	Organofosforado	
	Abamectina	Ivermectina	
	Acetamiprid	Neonicotinoide	
	Aldicarb	Metilcarbamato de Oxina	
	Alfa-Cipermetrina	Piretroide	
	Beta-Ciflutrina	Piretroide	
Cadusafos	Organofosforado		

Tabela 10. Principais culturas onde existe a presença de abelhas e os inseticidas utilizados (cont.).

Cultura	Nome comum	Grupo químico	
Café	Ciflutrina	Piretroide	
	Cipermetrina	Piretroide	
	Clorpirifós	Organofosforado	
	Dissulfotan	Organofosforado	
	Esfenvalerato	Piretroide	
	Etionamida	Organofosforado	
	Fluvalinato	Piretroide	
	Forata	Organofosforado	
	Permetrina	Piretroide	
	Imidacloprido	Neonicotinoide	
	Tiametoxam	Neonicotinoide	
Algodão	Acefato	Organofosforado	
	Acetamiprid	Neonicotinoide	
	Alfa-cipermetrina	Piretroide	
	Beta-ciflutrina	Piretroide	
	Beta-cipermetrina	Piretroide	
	Bifetrina	Piretroide	
	Ciflutrina	Piretroide	
	Cipermetrina	Piretroide	
	Clorpirifós	Organofosforado	
	Clotianidina	Neonicotinoide	
	Deltametrina	Piretroide	
	Dimetoato	Organofosforado	
	Esfenvalerato	Piretroide	
	Etionamida	Organofosforado	
	Fenpropatrina	Piretroide	
	Gama-Cialotrina	Piretroide	
	Metamidofós	Organofosforado	
	Imidacloprido	Neonicotinoide	
	Permetrina	Piretroide	
	Terbufós	Organofosforado	
	Acefato	Organofosforado	
	Acetamiprid	Neonicotinoide	
	Alfa-cipermetrina	Piretroide	
	Beta-Ciflutrina	Neonicotinoide	
	Bifetrina	Piretroide	
	Carbaril	Piretroide	
	Ciflutrina	Organofosforado	
	Clotianidina	Piretroide	
	Deltametrina	Piretroide	
	Esfenvalerato	Piretroide	
	Tomate	Etionamida	Organofosforado
		Fenpropatrina	Piretroide
		Gama-cialotrina	Piretroide

Tabela 10. Principais culturas onde existe a presença de abelhas e os inseticidas utilizados (cont.).

Cultura	Nome comum	Grupo químico
Tomate	Imidacloprido	Neonicotinoide
	Malathion	Organofosforado
	Permetrina	Piretroide
	Tiaclopride	Neonicotinoide
	Triazofós	Organofosforado
	Triclorform	Organofosforado
	Zeta-cipermetrina	Piretroide
Laranja	Tiametoxam	Neonicotinoide
	Deltametrina	Piretroide
	Lufenuron	Benzoilureia
	Tebufenozide	Diacilhidroazina
	Propargite	Sulfito de alquila
	Cihexatina	Organoestânico
	Metidaciona	Organofosforado
	Abamectina	Avermectina

Estima-se que existam 3.000 espécies de abelhas nativas no território brasileiro (SILVEIRA et al., 2002). Destas, somente três são consideradas ameaçadas de extinção (em torno de 0,1% do total de espécies), *Melipona capixaba* (MOURE; CAMARGO, 1995), *Xylocopa (Diaxylocopa) truxali* (HURD; MOURE, 1963) e *Exomalopsis (Phanomalopsis) atlantica* (SILVEIRA et al., 2002), o que reflete a falta de conhecimento sobre o estado de conservação desses animais.

Muitas espécies indicadas para a lista de ameaçadas de extinção deixaram de ser incluídas devido à falta de informações resultante do desconhecimento taxonômico (MACHADO; DRUMMOND; PAGLIA, 2008). Esse fato juntamente com a indisponibilidade de dados e a escassez de pesquisas a respeito da utilização dos agrotóxicos e seus efeitos sobre as abelhas africanizadas e, principalmente, as nativas tornam impossível determinar áreas específicas onde o monitoramento deve ser mais intenso, ou apontar locais que sirvam de base para o monitoramento futuro das populações de abelhas ameaçadas. Para tanto, é necessária a formação de grupos interdisciplinares de pesquisadores para elaborar e definir normas e diretrizes para um programa de monitoramento da contaminação e dos efeitos dos agrotóxicos e, posteriormente, repassar os resultados da pesquisa para técnicos de instituições brasileiras que trabalhem com extensão, agricultores e apiculto-

res, a fim de conciliar o benefício simultâneo do uso racional de pesticidas e dos serviços de polinização das abelhas sobre a produtividade das culturas (PINHEIRO; FREITAS, 2010).

4.5 Influência dos agrotóxicos na DCC

A abelha melífera não sobrevive sozinha. Por ser um inseto social, depende da divisão e realização coletiva do trabalho, características da harmonia e do sucesso das suas colônias. As abelhas melíferas sobrevivem ano após ano aos períodos de ausência de flores não como indivíduo, mas como colônia. Durante as safras, devido à sua elevada capacidade de comunicação (linguagem formada pela dança, vibrações e sinais olfativos) e compreensão, à grande capacidade de orientação e ao poder de coesão e de trabalho em grupo, milhares de abelhas campeiras podem, no curto espaço de tempo, buscar suas fontes de alimento na natureza, nos arredores da colônia (WOLFF; DOS REIS; SANTOS 2008).

As abelhas forrageiras, também chamadas de escoteiras ou exploradoras, com mais sucesso de coleta, orientam a outra parcela das campeiras mostrando onde está a fonte de alimento encontrada, a direção e a distância desta. Nesse sistema, elas recrutam outras forrageiras dentro da colmeia para a coleta de recursos por meio de uma dança conspí-

cua. A dança codifica informação espacial e temporal, indicando a direção e a distância do recurso em relação à colmeia. Geralmente, a posição do Sol é transposta na dança, mas, se este estiver encoberto, a abelha utiliza a luz solar polarizada ou a memória de pontos de referência para saber em que posição ele estaria (DYER, 2002).

Se a comida estiver próxima, a abelha realiza a dança em círculo, voando em círculos em várias direções. Essa dança não mostra com exatidão o local da fonte de alimento, no entanto, esta geralmente está próxima o suficiente para que as operárias possam sentir o seu cheiro rapidamente.

Quando a comida está longe, a campeira realiza a dança do requebrado. Nesta, ela voa em linha reta enquanto movimenta seu abdômen e, em seguida, volta ao ponto de partida, formando uma curva para a esquerda ou direita da linha. A linha reta indica a direção da comida em relação ao Sol. Enquanto a dança continua, a abelha dançarina ajusta o ângulo do voo do requebrado para que ele fique de acordo com o movimento do Sol (MICHENER, 1974) (Figura 28).



Figura 28. Esquema indicando a movimentação das abelhas durante a dança do requebrado.

4.5.1 Efeitos subletais X DCC

Os inseticidas organofosforados e carbamatos atuam por meio de toxinas inibidoras da Acetilcolinesterase, enzima que participa da transmissão do impulso elétrico entre duas células nervosas. Esse tipo de pesticida afeta a habilidade de as abelhas comunicarem a fonte de alimento aos demais inte-

grantes da colônia, por impedir a orientação do ângulo da dança (PINHEIRO; FREITAS, 2010).

O Dimetoato, em baixos níveis (1ppm), diminui as atividades de forrageamento das abelhas (WALLER et al., 1979), podendo ainda, juntamente com o Malathion, causar defeitos morfogênicos em adultos que foram expostos ao produto durante a fase larval (ATKINS; KELLUM, 1986), afetando drasticamente a capacidade de os adultos realizarem as suas tarefas e de forragearem. Schricker e Stephen (1970) constataram que abelhas de *A. mellifera* expostas a doses orais subletais de Paration Metílico não foram capazes de comunicar a direção de fonte artificial de alimento a outras abelhas.

Esses problemas de comunicação podem interferir na orientação das abelhas exploradoras em campo e na sua capacidade de forrageamento. Tais efeitos também afetam dramaticamente a capacidade de os adultos realizarem as suas tarefas e de buscarem recursos, podendo resultar em severos efeitos sobre a colônia (FREITAS; PINHEIRO, 2010).

Esses produtos ainda são bastante utilizados no Brasil, em grande número de culturas como soja (*Glycine max*), milho (*Zea mays*) e algodão (*Gossypium spp.*), o que pode causar grandes impactos também sobre abelhas nativas, devido ao seu persistente efeito residual (BRASIL, 2009; PINHEIRO; FREITAS, 2010).

Os inseticidas piretroides, uma das classes de agrotóxicos mais associada à DCC, têm sua ação provocada pela alteração na modulação dos canais de sódio e pela polaridade da membrana celular, determinando a morte por paralisia. Podem, ainda, levar à diminuição da capacidade de retorno das abelhas melíferas à colmeia (TAYLOR et al., 1987). Isso pode estar associado a falhas na habilidade de incluir ou integrar o padrão visual dos locais marcados em relação à orientação pelo Sol (VANDAME et al., 1995).

Entre os diversos representantes dessa classe, podemos citar a Cipermetrina, a Permetrina, a Ciflutrina e o Fenvalerato, todos de amplo consumo mundial. De acordo com Cox e Wilson (1984), as abelhas expostas à Permetrina perdem sua capacidade de orientação e podem não voltar à colônia, além de apresentarem graves distúrbios de comportamento, tais como irritabilidade, excessiva autolimpieza, abdômen contraído e dança trêmula, o que

afeta a capacidade de forrageamento e a entrada de volta à colmeia, ocasião em que podem ser agredidas e rejeitadas pelas abelhas-guarda (JOHANSEN; MAYER, 1990).

Os efeitos provocados por essas substâncias podem ser potencializados em regiões de clima frio, uma vez que, somados à ação dos piretroides, as baixas temperaturas podem bloquear a ação dos músculos do voo envolvidos na termorregulação (BELZUNCES; VANDAME; XINGFA, 2001), impedindo o retorno da abelha antes da queda (knock-down²) (THOMPSON, 2003).

Os pesticidas dessa classe são amplamente utilizados no Brasil tanto em grandes culturas como soja, milho, algodão como naquelas dependentes da polinização por abelhas, como tomate (*Lycopersicon esculentum*), melão (*Cucumis melo*), maçã (*Malus domestica*), café (*Coffea arabica*) (BRASIL, 2009; PINHEIRO; FREITAS, 2010).

Outra classe de pesticida muito discutida nas pesquisas sobre as causas da DCC é a dos neonicotinoides. Essa molécula compete com a Acetilcolina pelos receptores que medeiam o impulso nervoso e, embora atuem de modo totalmente distinto dos organofosforados e carbamatos, os sintomas resultantes são semelhantes e incluem tremores, descoordenação e, eventualmente, colapso do sistema nervoso central e morte. O Imidacloprido foi o primeiro inseticida desse grupo a ser comercializado, porém, existem hoje outros como a Clotianidina, o Dinotefuran e o Tiametoxam (PINHEIRO; FREITAS, 2010).

Doses subletais de Imidacloprido alteram o comportamento de campeiras de *Apis mellifera*, dificultando o retorno à colônia. Pode ainda afetar negativamente o forrageamento, chegando até a inibi-lo por completo durante algumas horas (BORTOLOTTI et al., 2003). Além disso, Kirchner (1998), citado por Maus et al. (2003), observou que o Imidacloprido pode afetar a qualidade da informação apresentada, uma vez que altera o padrão da dança em círculos, comprometendo a localização da fonte de alimento. Ele provoca leve imprecisão na direção da fonte de alimento e significativo efeito na exatidão da distância comunicada. Segundo o autor, uma vez que a distância é comunicada pelo tempo de dança, o efeito do Imidacloprido parece ser o de atuar sobre a transmissão de sinal efetuado pelos neurônios motores.

A Clotianidina é um inseticida semelhante ao Imidacloprido, lançado pelo mesmo fabricante em 2003. O início da sua comercialização coincidiu com grande mortandade de abelhas nos apiários da França (GODOY, 2005), Itália e Alemanha, ocasionando diversas suspeitas sobre esse produto e os demais neonicotinoides, o que, ao contrário do que ocorreu com os piretroides, também suspeitos, levou vários países a suspenderem a comercialização de todos ou alguns desses neonicotinoides (VOLLMER, 2008).

O Fipronil interfere na atividade forrageira da abelha, afetando a percepção gustativa, o aprendizado olfatório e a atividade motora (HASSANI et al., 1999), bem como o desempenho da sua memória durante a busca por alimentos (DECOURTYE et al., 2005).

Recentemente, pesquisadores do Institut Nationale de La Recherche Agronomique em Avignon, França, concluíram que nos casos de intoxicação das abelhas com doses subletais do inseticida Imidacloprido puderam ser observados efeitos no mecanismo de defesa das abelhas, já que a exposição tornou-as mais susceptíveis ao fungo *Nosema ceranae*, provoca a noselose, doença grave que já se encontra no Brasil (ALAUX et al., 2009).

Outro fator que pode explicar por que esses animais são mais susceptíveis à ação das toxinas presentes nos agrotóxicos é que as abelhas-domel têm número deficiente de genes que codificam proteínas de desintoxicação (CLAUDIANOS et al., 2006).

4.6 Vias de exposição

As abelhas dependem dos recursos disponíveis ao redor da colônia, por isso vivem em íntimo contato com a natureza. Para a construção e a manutenção da colmeia, elas precisam coletar pólen, néctar, água e resina. Para tanto, as abelhas operárias, ao forragearem, entram em contato com praticamente todas as matrizes do meio ambiente (água, solo e vegetação) (Figura 29). O comportamento de coleta dessas abelhas é fundamental para a manutenção da colônia, porém, propicia a exposição à contaminação e ao risco de morte em áreas onde tenham sido aplicados agrotóxicos (WOLFF; DOS REIS; SANTOS 2008).

² Efeito caracterizado por movimentos descoordenados e tremores, culminando com a paralisia temporária dos movimentos que evolui para a sua recuperação.

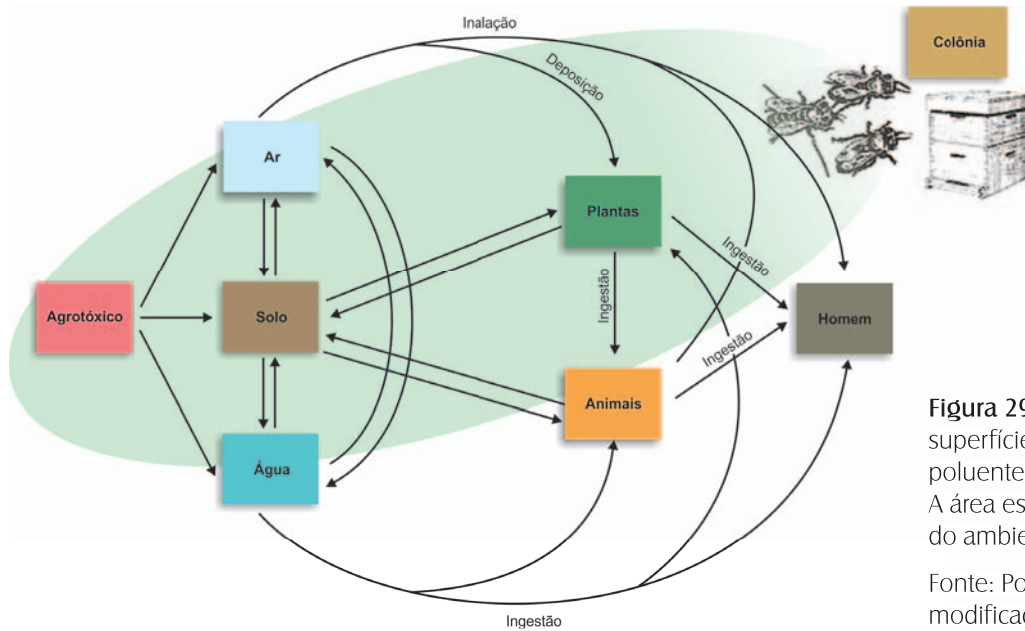


Figura 29. Gráfico adaptado da superfície de propagação de substâncias poluentes no meio ambiente. A área esverdeada caracteriza os setores do ambiente visitados pela abelha.

Fonte: Porrini et al. (2003), com modificações.

Ao forragearem em áreas agrícolas, as operárias podem ser contaminadas pelo contato direto com as partículas suspensas de inseticidas utilizados nas plantações de maneira errada, sem seguir os protocolos estabelecidos pelo fabricante (PINHEIRO; FREITAS, 2010) ou sem observar as recomendações dos órgãos federais responsáveis pelo registro dos agrotóxicos no Brasil.

Há também grande probabilidade de contaminação tanto do pólen quanto do néctar, por meio da deposição dos resíduos nas flores. Estudos mostraram que vários praguicidas são absorvidos pelos lipídios dos grãos de pólen, dessa forma, ao coletar esses alimentos, a abelha pode se intoxicar. Como essa toxicidade pode ser mantida por tempo prolongado no alimento, torna real a possibilidade de ser introduzida na colônia pelas abelhas forrageiras (CHAUZAT et al., 2006) e, por essa via, afetar as larvas durante o processo de alimentação pelas operárias nutridoras. Outra forma de contaminação do néctar e do pólen é por meio do uso de inseticidas com ação sistêmica, que é absorvido pelo tecido vegetal, incluindo o que compõe o grão de pólen.

A presença de resíduos de pesticidas é usualmente determinada por métodos físicos, químicos e biológicos. Teoricamente, qualquer organismo

susceptível à ação da toxina pesquisada pode ser empregado nos bioensaios. Devido à grande mobilidade de *A. mellifera*, evidenciada pelos voos de grande alcance, que podem chegar a uma distância de até 2.850 m, à sua estreita relação com a flora e ao fato de o corpo do inseto ser coberto por pelos que coletam várias partículas presentes no ambiente (CHAUZAT et al., 2006), essa espécie pode ser utilizada para a detecção de resíduos de pesticidas em plantas (MANSOUR, 1987) e de metais pesados no ambiente (PORRINI et al., 2002).

Durante o voo, esses insetos registram valiosas informações sobre o meio ambiente em que circulam. Numerosas partículas de produtos químicos e substâncias tóxicas suspensas no ar ficam aderidas aos pelos superficiais de seu corpo, retidas em seu sistema respiratório ou armazenadas em sua vesícula melífera e no pólen coletado (WOLFF; DOS REIS; SANTOS, 2008).

A análise do mel produzido, do pólen coletado ou da geleia real em uma colmeia permitem a investigação dos contaminantes do ambiente. Outra ferramenta que pode ser utilizada nessa averiguação é o corpo da própria abelha, principalmente quando ela é encontrada morta.



5 ACOMPANHAMENTO DOS EFEITOS DOS AGROTÓXICOS SOBRE A COMUNIDADE APOIDEA

Uma comunidade biológica pode ser definida como um conjunto de organismos coexistentes, conectados uns aos outros por suas relações antagonistas ou não, que formam complexa rede de interações (RICKLEFS, 2004). Existem diferentes conceitos para a definição de uma comunidade. Alguns acreditam que ela se comporta como um superorganismo, o chamado conceito holístico; outros defendem que cada população busca maximizar o seu sucesso reprodutivo e não beneficiar toda a comunidade. É o chamado conceito individualista. Há também aqueles que mantêm uma visão intermediária, aceitando as premissas desses dois conceitos.

A despeito do debate sobre a natureza de uma comunidade, os ecólogos frequentemente buscam caracterizar sua estrutura e funcionamento. Para tanto, as comunidades são comumente descritas a partir de dados sobre a composição de espécies e análises comparativas, que tentam identificar os inúmeros padrões espaço-temporais presentes. O monitoramento de uma comunidade é necessário, porém não suficiente, devendo incluir indicadores funcionais de processos ecológicos que reflitam as mudanças ecossistêmicas existentes. A manutenção dos processos ecológicos que promovem a realização dos serviços do ecossistema é também essencial (HERRICK et al., 2006).

A polinização é um processo primordial em todos os ecossistemas terrestres produtivos tanto em regiões remotas e selvagens (ártico, desertos) quanto em sistemas agrícolas altamente manejados (KEVAN, 1999). As abelhas são os principais agentes polinizadores que conhecemos e apesar da sua importância, as mudanças causadas por atividades antrópicas têm promovido alterações nas condições do seu habitat, comprometendo sua diversidade de-

vido à destruição de locais usados para nidificação, redução na disponibilidade dos recursos tróficos e eliminação de colônias naturais (O'TOOLE, 1993).

Os seres humanos sempre alteraram o meio ambiente, causando mudanças nos padrões de distribuição de espécies (HODKINSON; THOMPSON, 1997), nas paisagens e nas condições abióticas e bióticas dos ambientes (RAMOS; SANTOS, 2006).

Entre os diversos efeitos negativos globais dessas perturbações, destacam-se a modificação da estrutura e da composição das comunidades de polinizadores, decorrente, sobretudo, do uso irracional de inseticidas (HOOPER et al., 2005), bem como o isolamento temporal e espacial que quebra os padrões de distribuição dos organismos e reduz a fonte de recursos disponíveis, altera a dinâmica metapopulacional, com efeitos deletérios na abundância e diversidade genética, e contribui para o declínio de muitas espécies (EWERS; DIDHAM, 2005, KLEIN et al., 2006; RAMOS; SANTOS, 2006).

Alterações na dinâmica espacial de um ecossistema têm importantes efeitos imediatos na conservação da biodiversidade (THOMPSON, 2003). De acordo com Kevan (1999), existem três maneiras pelas quais a destruição do habitat pode afetar as populações de polinizadores silvestres:

- destruição das fontes de alimento;
- destruição dos locais de nidificação ou ovoposição;
- destruição dos locais de repouso ou acasalamento.

Em meio às várias interações interespecíficas que constituem as redes ecológicas, a interação planta-polinizador desempenha função crítica na dinâmica e diversidade da comunidade (MEMMOTT, 2002).

A relação das abelhas com determinados grupos de plantas pode indicar a importância das plantas na dieta e manutenção das populações de visitantes e destes no processo de polinização. Em outras palavras, muitas plantas nativas e cultivadas dependem da preservação de suas relações mutualísticas com os polinizadores e vice-versa (KEARNS; INOUE, 1997).

As variações na composição das espécies de plantas e de polinizadores, numa comunidade, podem alterar a frequência de interação entre eles, o que faz da avaliação da distribuição de frequências de interação entre as espécies uma ferramenta muito útil para definir os níveis de generalização e especialização na biocenose (KAY; SCHEMSKE, 2004).

Para avaliar a contribuição das mudanças provocadas pela urbanização, agricultura e pecuária na conservação das comunidades, é preciso caracterizar a biodiversidade faunística, por meio de indicadores quantitativos e qualitativos. Para acessar essas informações, os ecólogos utilizam diferentes parâmetros, que fornecem a medida ou a estimativa quantificável do valor de um atributo do sistema (DAJOZ, 2005).

Os riscos gerados pelo uso de agrotóxicos para as abelhas têm sido amplamente discutidos por ecologistas e por apicultores. Além da utilização de agroquímicos, o problema é agravado pelos desmatamentos e pela destruição dos habitats (IMPERATRIZ-FONSECA, 2006).

A alteração e a perda de habitat, nas escalas locais e regionais, têm sido consideradas uma das principais causas de mudanças na biodiversidade, acarretando perda e substituição de espécies, e modificações no funcionamento de ecossistemas (LOREAU et al., 2001). Modificações da vegetação nativa, com diminuição da quantidade de plantas, podem causar decréscimo na abundância e riqueza de espécies. À medida que as florestas são derrubadas e substituídas por plantios ou áreas urbanas, as abelhas silvestres são localmente extintas ou ainda confinadas a pequenos fragmentos de onde podem eventualmente desaparecer (BRAGA; NUNES; LORENZON, 2008).

A importância dos polinizadores como agentes de incremento da produção agrícola é inegável, contudo, várias práticas agrícolas atuais causam impac-

tos altamente negativos sobre os polinizadores, que afetam a diversidade, a abundância e a eficiência da polinização. Os efeitos mais drásticos dessas práticas decorrem dos agrotóxicos, sobretudo da sua forma inadequada de uso.

A grande riqueza de espécies de abelhas reflete a diversidade com que as várias espécies exploram o ambiente. Para que possam se reproduzir, as abelhas necessitam de habitats que preencham alguns pré-requisitos, entretanto, as exigências de cada espécie de abelha com relação a esses itens não são idênticas (ANACLETO; MARCHINI, 2005). Além disso, as abelhas são altamente vulneráveis à intoxicação por pesticidas (FREE, 1993). Essas substâncias, ao contaminarem as flores, podem causar mortalidade generalizada entre as abelhas de diversas espécies.

Como já foi dito, o conhecimento sobre os efeitos dos agrotóxicos sobre as comunidades de abelhas silvestres é parco e insuficiente. Por esse motivo, a literatura disponível não permite a criação de uma metodologia de monitoramento direto dos efeitos dos agrotóxicos sobre esses insetos. Na maioria dos casos, não se sabe quais são os efeitos causados e quais as dosagens suportadas pelas diferentes espécies. Para acessar os possíveis danos causados pelos agroquímicos é preciso saber, primeiramente, o estado de conservação da comunidade.

Para tanto, deve ser realizado um inventário das espécies, dos sítios de nidificação e das fontes de alimento existentes; determinar o estado de conservação do ambiente em questão, por meio da utilização de diferentes parâmetros faunísticos, com vistas à elaboração do diagnóstico final.

Os principais parâmetros utilizados pelos pesquisadores são:

- **Abundância** – indica o número de indivíduos de cada espécie presente numa determinada área. As espécies podem ser distribuídas em classes, segundo o intervalo de confiança da média de indivíduos (n), ao nível de 5% e 1% de significância, sendo os limites de classes considerados: raro (r), disperso (d), comum (c), abundante (a) e muito abundante (ma) (LUDWIG; REYNOLDS, 1988).
- **Frequência relativa** – determinada pela participação percentual do número de indivíduos

de cada espécie em relação ao total coletado, com classes de frequência para cada espécie estabelecidas pelo Intervalo de Confiança (IC 5%) da média, com categorias: pouco frequente (PF), frequente (F), ou muito frequente (MF) (SILVEIRA NETO, 1976).

- **Riqueza** – refere-se ao total de espécies encontradas em determinado local. A riqueza de espécies e a variabilidade genética estão intimamente relacionadas com as características da paisagem. A complexidade da estrutura do habitat é considerada importante fator de influência (COELHO; RIBEIRO, 2006, DANGERFIELD et al., 2003, LANGELLOTTO; DENNO, 2004).
- **Dominância** – consiste na capacidade (ou não) de a espécie modificar, em seu benefício, o impacto recebido do ambiente, podendo causar o aparecimento ou o desaparecimento de outros organismos. Determinada espécie é considerada dominante quando seu limite inferior (LI) é maior que o inverso do total de espécies multiplicado por 100 (SAKAGAMI; MATSUMURA, 1967).
- **Índice de diversidade** – vários índices expressam a diversidade de uma área ou região e exploram de diversas maneiras os seus componentes. Nesses índices, a contribuição de cada espécie é pesada por sua abundância relativa. De modo geral, comunidades mais ricas e mais equitativas são mais diversas. Esses índices combinam dois atributos de uma comunidade biológica: o número de espécies e sua equabilidade.
- **Índice H' (Shannon-Wiener)** – é um dos mais indicados para uso em comparações de comunidades, caso não haja interesse em separar os dois componentes da diversidade – abundância e equabilidade. É o mais utilizado nos estudos de análise da composição faunística de insetos, pois permite a comparação dos trabalhos existentes com os que vierem a ser feitos, facilitando o monitoramento ambiental.

A diversidade de espécies de um dado local permite avaliar o grau de desgaste de um ecossistema alterado, além de ser um parâmetro relacionado ao equilíbrio dinâmico do ecossistema, devido às relações estabelecidas entre organismos produtores e consumidores (BROWER; VAN LOON, 1984).

O índice de Shannon-Wiener é, segundo Krebs (1999), uma medida de diversidade utilizada para determinar a quantidade de Ordens existentes num sistema, variando entre 0 (quando a amostra contém apenas uma espécie) e um valor máximo correspondente a S espécies. De acordo com Bush et al. (1997), esse índice atribui maior peso às espécies raras e é expresso pela fórmula:

$$H' = -\sum p_i \text{Log } p_i$$

Onde: p_i é a proporção da espécie em relação ao número total de espécimes encontrados nos levantamentos realizados.

- **Índice de Equitabilidade de Pielou (J')** – expressa a relação entre a diversidade real e a diversidade máxima teórica (BRUNEL; CANCELADA DA FONSECA, 1979). É uma medida de uniformidade da comunidade que pertence ao intervalo [0,1], em que 1 representa a máxima diversidade, ou seja, todas as espécies são igualmente abundantes.
- É expresso pela fórmula:

$$J = \frac{H'}{H_{\max}'}$$

Onde H' é o Índice de Shannon-Wiener e H_{\max}' é dado pela seguinte expressão:

$$H_{\max}' = \text{Log } s$$

Onde s é o número de espécies amostradas.

- **Índice de Dominância de Simpson** – reflete a probabilidade de dois indivíduos escolhidos ao acaso na comunidade pertencerem à mesma espécie. Varia de 0 a 1, e quanto mais alto for, maior a probabilidade de os indivíduos serem da mesma espécie, ou seja, maior a dominância e menor a diversidade. É calculado por:

$$\lambda = \sum_1^s p_i^2$$

Em que p_i : proporção de cada espécie, para i variando de 1 a S (Riqueza), e p_i : frequência da espécie i .

- **Distribuição de abundância (LogNormal)** – este modelo objetiva descrever muitos conjuntos de dados de espécies com equações simples, cujos parâmetros possam ser utilizados para a comparação de diferentes amostras de espécies. Também usa modelos matemáticos para inferir os processos que produzem a distribuição estudada (RICKLEFS, 2004).

May (1975) demonstrou que a distribuição logNormal deveria ser encontrada em sistemas interativos com muitas espécies. Com base nisso e nos artigos originais de Preston (1980), desenvolveu-se a ideia de que o ajuste à distribuição logNormal poderia ser um indicativo de estabilidade (UGLAND; GRAY, 1982) ou integridade biótica (KEVAN et al., 1997).

O modelo de logNormal ou de Preston corresponde a uma distribuição de abundância de diversas espécies na qual os logaritmos dos efetivos repartem, de um lado e de outro, seu valor médio, segundo a distribuição normal (DAJOZ, 2005). Essa distribuição é encontrada em comunidades controladas por muitos fatores ecológicos, que permitem a partilha equilibrada dos recursos disponíveis, nas quais existem poucas espécies com valores de abundância extremos (raras e comuns) e a maioria com valores de abundância intermediários (DAJOZ, 2005).

Para a análise do problema, rearranja-se as frequências das espécies (Figura 30) pelo logaritmo das classes de abundância usando o logaritmo na base 2, de forma que cada classe ou octavo represente o dobro do ranking da classe de abundância anterior. Esse procedimento é arbitrário, mas convencional em estudos ecológicos (LUDWIG; REYNOLDS, 1988).

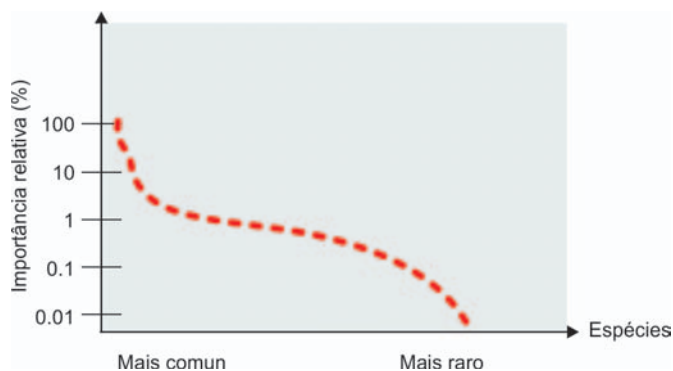


Figura 30. Distribuição do ranking das espécies por sua importância relativa.

A distribuição logNormal é dada por:

$$S(R) = S_0 e^{-a^2 R^2}$$

O ajustamento de dados observados a uma curva logNormal é realizado em três etapas:

- (a) *Organização da distribuição das frequências observadas*

Os dados observados são arranjados na forma de uma distribuição de frequências, fornecendo o número de espécies (idades) em cada classe de abundância ou octavo. Seguindo a convenção de Preston (1948), de expressar logaritmo de abundância na base 2, o R do i -ésimo octavo é dado por:

$$R = \log_2 \left(\frac{N_i}{N_0} \right)$$

onde: N_i é a abundância de espécies no i -ésimo octavo; N_0 é a abundância de espécies no octavo modal.

- (b) *Estimação dos parâmetros*

A distribuição logNormal é completamente caracterizada por dois parâmetros, S_0 e a . Foi usado um método simples para estimar valores para esses parâmetros, mas a regressão não linear poderia também ser usada.

Uma aproximação para o parâmetro a é dado por:

$$a = \sqrt{\frac{\ln \left[\frac{S(0)}{S(R_{\max})} \right]}{R_{\max}^2}}$$

Onde: $S(0)$ é o número observado de espécie no octavo modal, $S(R_{\max})$ é o número observado de espécies no octavo “mais distante” da moda (indicado por R_{\max}).

- (c) *Verificação da bondade do ajustamento*

Usando as estimativas para S_0 e a , as frequências logNormal esperadas são computadas usando a equação 4.1, e o teste de bondade de ajustamento do modelo para as frequências observadas é “testado” com uma estatística qui-quadrado.

Os graus de liberdade são iguais ao número de octavos menos 2. Uma vez que se está apenas tentando obter um ajuste aproximado, essa estatística qui-quadrada deve ser usada como um guia para a seleção de parâmetros, mais do que como um teste estatístico formal.

6 PROPOSTA METODOLÓGICA PARA O ACOMPANHAMENTO DOS EFEITOS TÓXICOS DOS AGROTÓXICOS REGISTRADOS SOBRE AS ABELHAS SILVESTRES



A ideia de usar as abelhas como organismo bioindicador existe desde 1935, quando J. Svodoba percebeu que esses insetos poderiam gerar importantes dados sobre a contaminação ambiental (CRANE, 1984 apud CELLI; MACCAGNANI, 2003).

Também de acordo com Porrini et al. (2003), as abelhas são excelentes indicadores biológicos, pois diversos fatores comportamentais e morfológicos as tornam um detector ecológico extremamente confiável. Elas podem revelar a poluição ambiental, já que interagem de maneira íntima com o meio circundante e dependem dos recursos oferecidos por ele para a construção dos ninhos e a alimentação da prole.

Durante o voo, esses insetos registram valiosas informações sobre o meio ambiente. Numerosas partículas de produtos químicos e substâncias tóxicas suspensas no ar ficam aderidas aos pelos superficiais de seu corpo, retidas em seu sistema respiratório ou armazenadas em sua vesícula melífera e no pólen que coletam (WOLFF; DOS REIS; SANTOS, 2008) (Figura 30). Esses organismos indicam a presença de substâncias químicas no ambiente em que eles vivem, devido à possibilidade de detecção de resíduos de substâncias em seu corpo, ou por meio da alta mortalidade de seus indivíduos (BRAGA; NUNES; LORENZON, 2008).

Atualmente, os principais indicativos de que esses organismos estão contaminados por substâncias tóxicas é a presença de indivíduos mortos na entrada da colônia e a contaminação dos produtos da colmeia, principalmente o mel (CELLI; MACCAGNANI, 2003). Os efeitos subletais provocados por pesticidas também devem ser levados em consideração (THOMPSON, 2003), embora não existam pesquisas publicadas sobre tais sequelas nas abelhas nativas brasileiras. Essas substâncias podem entrar em contato com o corpo da abelha por via oral, du-

rante a coleta de néctar ou pólen; e/ou por via tópica durante o voo, por meio do contato com uma superfície como uma pétala ou o pólen contaminados (CELLI; MACCAGNANI, 2003).

O mel das espécies de meliponíneos tem como principal característica a diferenciação nos teores da sua composição, destacando-se o teor de água (umidade) que o torna menos denso que o mel das abelhas africanizadas (CAMPOS, 2000). Os parâmetros físico-químicos de amostras de mel são importantes para a sua caracterização e primordiais para garantir a qualidade desse produto. Além disso, a caracterização regional do mel é fundamental, levando em consideração a grande diversidade botânica e variação do solo e do clima das regiões (PITTELLA, 2009). Os resíduos de agrotóxicos presentes no mel são de interesse para o monitoramento ambiental porque provocam danos à população de abelhas (RISSATO et al., 2006; BALAYIANNIS; BALAYIANNIS, 2008).

O uso adequado de agrotóxicos prevê práticas menos agressivas ao meio ambiente e a seus componentes biológicos (PARRA, 1997). Para tanto, foram desenvolvidos sistemas de manejo integrado de pragas (MIP) (NAKANO; SILVEIRA NETO; ZUCCHI, 1981). Nesses sistemas, os inseticidas são considerados adequados se combinarem um eficiente controle da praga com mínima influência sobre a atividade de espécies benéficas (SUINAGA et al., 1996). Tais produtos são chamados de seletivos (FOERSTER, 2002). Estudos de seletividade são fundamentais porque exigem requisitos econômicos, ecológicos e ecotoxicológicos, tendo como base a preservação da fauna e da flora benéficas, que exercem o controle biológico natural das pragas de importância agrícola (GALLI, 1989).

Graham-Bryce (1987) considerou como métodos para avaliar seletividade de agrotóxicos a ini-

migos naturais as aplicações tóxicas, exposições a superfícies tratadas, pulverizações diretas, imersões em soluções ou suspensões tóxicas, exposições a vapores e testes de alimentação. Com o intuito de desenvolver padrões metodológicos de laboratório, semicampo e campo para testes de efeitos secundários de agrotóxicos em organismos benéficos, foi criado, em 1974, o IOBC/WPRS Working Group of Pesticides and Beneficial Organisms (HASSAN, 1991). Segundo Hassan (1997), deve haver uma sequência particular de testes de laboratório, de semicampo e de campo. Nos últimos é possível avaliar o risco do agroquímico, gerando informações relevantes para a prática (HASSAN, 1994). Os testes de laboratório são conduzidos para determinar a toxicidade aguda dos agrotóxicos, expressa em DL50 (Dose Letal que mata 50% dos organismos expostos), e os danos causados às abelhas quando utilizados nas doses recomendadas (VAN DER STEEN, 2001).

Os testes de semicampo, também chamados de testes em túnel, são realizados em uma área plantada, coberta por tendas em forma de túnel, com no mínimo 50 m² cada uma. Nesses túneis, é posicionada uma colmeia em cada entrada, e a exposição das abelhas é verificada em condições comparáveis para os diferentes grupos de tratamento, utilizando tanto culturas atraentes como economicamente relevantes. Como requisitos mínimos são avaliados o voo, a mortalidade e a condição das colônias (EUROFINS, 2011).

As pesquisas de semicampo são importantes, pois possibilitam informações mais detalhadas sobre os efeitos dos agrotóxicos em condições mais complexas do que as reproduzidas em laboratório. Estas ainda são controladas, permitindo a repetição dos testes e sua utilização em estudos de biomonitoramento (Figura 31) (SCHÄFFER et al., 2008).

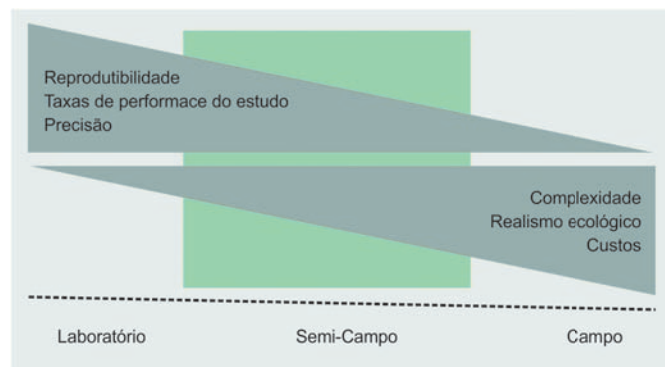


Figura 31. Comparação dos sistemas de testes.

Adaptado de Schäffer et al., 2008.

Os testes de campo são muito complexos devido à existência de variáveis de difícil controle e só podem ser feitos após a obtenção de informações primárias, como os efeitos subletais presentes e sua intensidade. Para entender e monitorar as sequelas provocadas pelos pesticidas sobre as abelhas existentes no Brasil, é de suma importância que novas pesquisas sejam realizadas. Testes de campo e de semicampo devem ser conduzidos com espécies nativas utilizadas em programas de polinização ou que sejam potenciais polinizadores de culturas agrícolas de importância econômica para o País, além das espécies consideradas chaves para a manutenção da reprodução e variabilidade gênica das florestas.

Só a partir da elucidação dessas lacunas é que seria possível a criação de um ou mais indicadores biológicos capazes de determinar as consequências provocadas pela contaminação por agrotóxicos na apifauna existente.

6.1 A metodologia

Neste item será apresentada uma proposta metodológica para monitorar a contaminação e os efeitos na saúde da colmeia, provocados pela aplicação de agrotóxicos em duas regiões do Brasil, Sul e Nordeste. É importante salientar que esse desenho amostral é uma sugestão e não foram feitos testes que comprovem sua eficácia. A metodologia tem como objetivo identificar e avaliar, de maneira indireta, o quanto os agrotóxicos podem contaminar e afetar as colmeias de abelhas silvestres, via análise da toxicidade crônica, e dos possíveis efeitos sobre a saúde e capacidade de manutenção das colônias, além de observar a influência da distância da área tratada com agrotóxicos sobre as abelhas.

Essa metodologia usa como bioindicadores o mel, o pólen e as próprias abelhas. Não serão levados em consideração os efeitos subletais, pois não existem pesquisas que tenham elucidado quais desses efeitos ocorrem nas abelhas nativas e sua intensidade, não permitindo afirmar que as mudanças no comportamento e na saúde das colmeias sejam consequência de tais efeitos. O grupo de pesquisas do professor doutor Osmar Malaspina, do Centro de Estudos de Insetos Sociais da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (Unesp), em Rio Claro, está desenvolvendo alguns estudos que visam determinar tais efeitos em diferentes espécies nati-

vas, cujos resultados dos trabalhos ainda não foram publicados.

O mel e o pólen armazenados naturalmente na mata nativa pelas abelhas silvestres dificilmente poderão ser analisados, já que a sua extração possivelmente incorrerá na destruição do ninho. Em alguns casos, é possível perfurar o tronco das árvores onde as colmeias se encontram instaladas, de forma precisa e cuidadosa, mas essa é uma manobra delicada e requer habilidade e paciência; em outros, os ninhos podem estar fixados em locais altos ou em cavidades no solo de difícil acesso para o recolhimento do material. Para que as análises sejam feitas de modo satis-

fatório, é essencial a criação das abelhas de forma racional em meliponários próximos aos fragmentos de vegetação e/ou das fazendas agrícolas.

6.2 Locais, espécies e cultura escolhidas

As áreas onde há produção de algumas ou de todas as culturas citadas (maçã, soja, melão, maracujá, caju, café, algodão, tomate e laranja) bem como as de mata nativa circundante que possam sofrer influência da dispersão dos agrotóxicos devem receber atenção especial no que diz respeito ao biomonitoramento, utilizando os produtos produzidos pelas abelhas e o próprio inseto (Figura 32).

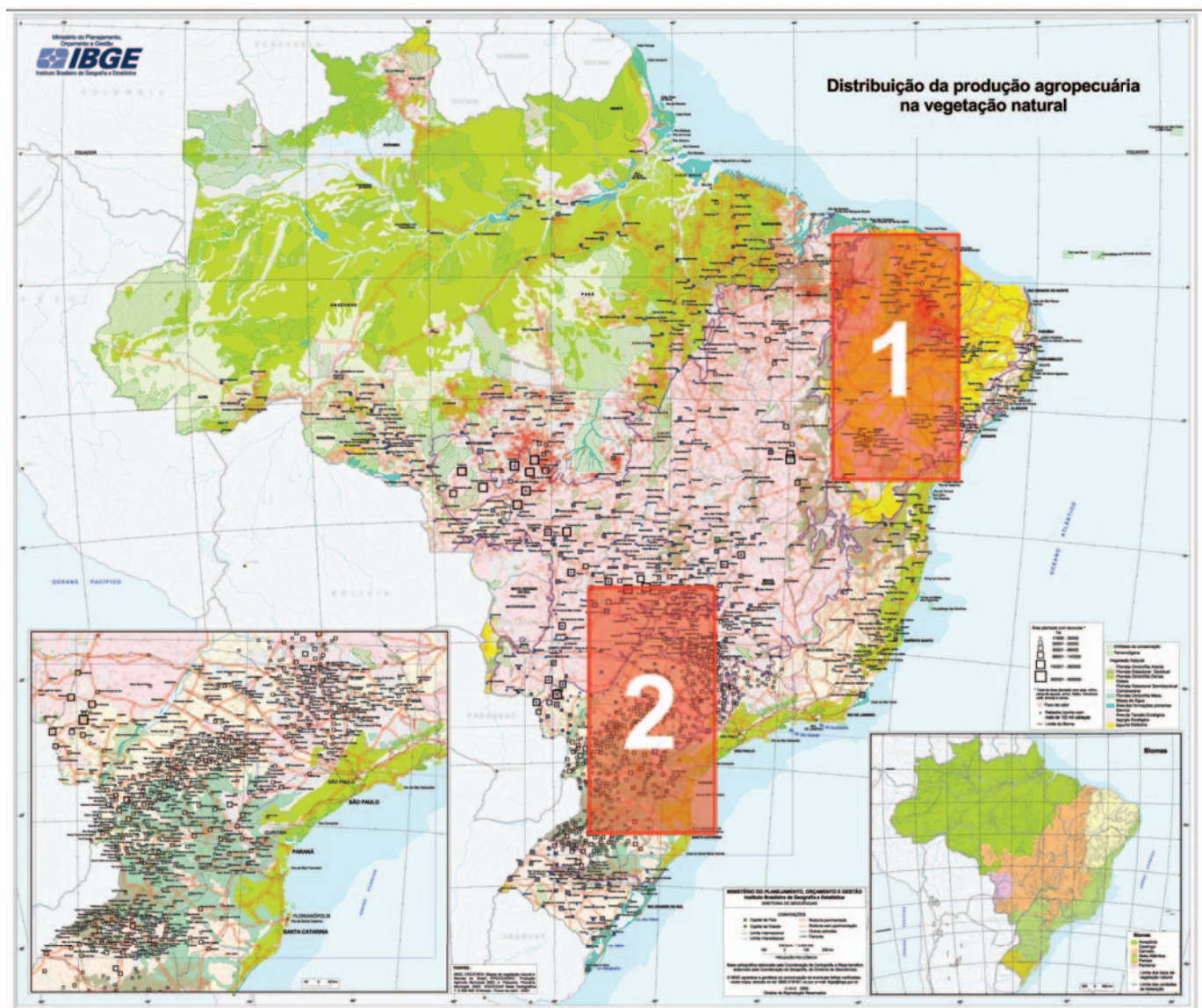


Figura 32. Regiões prioritárias para o monitoramento dos efeitos dos agrotóxicos sobre as abelhas.

Fonte: IBGE, 2010.

Na Figura 32, a área 1 foi escolhida devido ao grande crescimento da apicultura na última década (IBGE, 2010), além disso, no Nordeste, apesar de o crescimento da agricultura ser vertiginoso, ainda existe enorme disponibilidade de áreas naturais exploradas para a prática apícola e para a produção de mel (CAMARGO, 2010). Outro fator preponderante é a presença de grandes áreas de monoculturas de soja e de os cultivos de melão, maracujá e caju serem importantes para a economia da região.

A área 2 também deve sofrer monitoramento intensivo, pois os estados do Sul do País são também grandes produtores de mel. Já a Região Sudeste, que perde apenas para o Nordeste, é a principal exportadora de mel (IBGE, 2010). Além disso, diversos casos de mortandade de abelhas já foram registrados nesses estados, sendo que alguns já tiveram a comprovação de que os agrotóxicos foram os responsáveis pelos episódios. A presença maciça de fazendas apícolas próximas a fazendas agrícolas agrava essa situação. Na área 2 também se encontram os principais produtores de maçã, café, laranja e tomate (IBGE, 2010).

Os estados escolhidos para a realização desse acompanhamento foram a Bahia, no Nordeste (área 1), e o Paraná na Região Sul (área 2), maiores consumidores de agrotóxicos (IBGE, 2010) dessas regiões. O local de estudo deverá ter 2.400 m² de área plantada (VAN DER STEEN, 2001), estar livre de outras culturas próximas e possuir mata nativa adjacente.

A maioria dos trabalhos toxicológicos realizados no mundo tem sido feita com raças puras da espécie, *Apis mellifera*, comumente criada de maneira racional. No Brasil, os trabalhos com o híbrido africanizado oriundo do cruzamento de *Apis mellifera mellifera* e *Apis mellifera scutellata* (WHITFIELD et al., 2006) têm mostrado que ele é mais tolerante a produtos químicos e que precisa ser testado quanto a sua suscetibilidade aos produtos fitossanitários (CARVALHO; ALVES; SOUZA, 2009). Além disso, as pesquisas envolvendo espécies nativas são extremamente escassas, o que agrava ainda mais as condições de proteção desses polinizadores no País.

As áreas indicadas para o monitoramento da influência dos agrotóxicos sobre as abelhas são muito extensas e variam enormemente em suas características físicas e na composição da biodiversidade, além disso, não existem dados disponíveis suficientes para a generalização de parâmetros faunísticos preestabelecidos. Os parâmetros indicados no item 5 devem ser usados para obter um diagnóstico do estado de conservação da comunidade apícola a ser monitorada.

Serão usadas duas espécies de abelhas nativas, uma para cada região. Na Bahia deverá ser utilizada a *Melipona quadrifasciata anthidioides* Lepeletier, 1836, e no Paraná a *Melipona bicolor* Lepeletier, 1836, escolhidas com base nas indicações feitas pela Professora Favízia Freitas de Oliveira, Coordenadora do Museu de Zoologia (MZUFBA - Ibio/UFBA) e do Laboratório de Bionomia, Biogeografia e Sistemática de Insetos (Biosis), também da UFBA. São abelhas eussociais, de ampla distribuição geográfica, criadas por um grande número de meliponicultores nas respectivas regiões (SPVS, 2010; CARVALHO, 2003).

A cultura agrícola empregada será o tomate, um dos cultivos com maior volume de produção e consumo no Brasil, onde, anualmente, são comercializados cerca de 1,5 milhão de toneladas (LATORRACA et al., 2008). Tradicionalmente, a produção emprega grande quantidade de pesticidas, podendo ser realizadas até 80 pulverizações durante o ciclo da cultura (120 dias) (MELO, 2003). No levantamento feito pela Anvisa, em 2007, aproximadamente 44% das amostras, analisadas pelo Programa de Análise de Resíduos de Agrotóxicos em Alimentos (Para) estavam contaminadas por algum tipo de agrotóxico.

Como já foi dito no item 2, a deiscência de anteras através de pequenos poros apicais (anteras poricidas) é uma característica marcante em várias espécies da família Solanaceae, especialmente do gênero *Solanum*, ao qual pertence o tomate (*Solanum lycopersicu*) (BEZERRA; MACHADO, 2002). Por causa dessa morfologia floral, o sucesso reprodutivo da planta depende da chamada buzz polination, que é promovida por diversas espécies do gênero *Melipona* (VIANNA; JUNIOR; CAMPOS, 2007), inclusive as selecionadas para o monitoramento.

6.3 Formulações e ingredientes ativos

Na Bahia, quarto maior produtor de tomate no Brasil (DEL SARTO, 2009), a formulação a ser monitorada é considerada uma das mais perigosas para as abelhas, o pó molhável (PM). Devido ao tamanho das partículas, que facilmente aquiescem aos pelos ramificados presentes no corpo dos insetos, há aumento do contato do indivíduo e da colmeia com o produto químico (JOHASEN; MAYER, 1990). O ingrediente ativo escolhido foi a Clotianidina, que faz parte do grupo químico dos neonicotinoides (AGROFIT, 2010), substância neurotóxica, cujo modo de ação é via competição do ingrediente ativo com a Acetilcolina pelos receptores que medeiam o impulso nervoso. Esse ingrediente ativo pode afetar a percepção gustativa, o aprendizado olfatório e a atividade motora das abelhas (HASSANI, 2005), prejudicando a capacidade de forrageio das operárias, além de ser apontado como um dos suspeitos de provocar a Desordem do Colapso da Colônia nos Estados Unidos (VOLLMER, 2008).

No Paraná, quinto maior produtor de tomates do País, a formulação a ser monitorada é o concentrado emulsionável (CE), uma das formulações mais utilizadas para o combate às pragas do tomateiro (SEAB, 2011). O CE é aplicado com pulverizadores, constituídos de bomba de pressão e de bico (EMBRAPA, 2005), onde as soluções líquidas do ingrediente ativo são dissolvidas em solventes

da destilação do petróleo. O ingrediente ativo selecionado foi a Permetrina, que faz parte do grupo químico do piretroides (AGROFIT, 2010), que também tem ação neurotóxica, alterando a modulação dos canais de sódio e a polaridade da membrana celular. Abelhas expostas à Permetrina podem perder a capacidade de orientação e não retornar à colônia (COX; WILSON, 1984), mesmo assim, ainda não existem evidências que associem esse ingrediente ativo à Desordem do Colapso da Colônia (STOKSTAD, 2007).

6.3.1 Primeira etapa – acomodação das caixas de abelhas

Serão utilizadas 24 colmeias em bom estado de saúde, acomodadas em caixas padronizadas, adquiridas entre os meliponicultores locais, a fim de evitar o seu transporte por longas distâncias. As colmeias devem ser protegidas do Sol, com telhas de barro, ou copa de árvores, pois os raios solares podem enfraquecê-las, diminuindo a área de cria, dificultando a coleta de mel e pólen, ou até ocasionar a morte da colônia, comprometendo os resultados finais.

A padronização das colônias utilizadas é importante para evitar que mais uma variável possa interferir nos resultados. Os principais modelos de caixas racionais para a criação de meliponíneos são o baiano ou o nordestino (Figura 33), o do PNN (Figura 34) e o do Inpa (Figura 35).

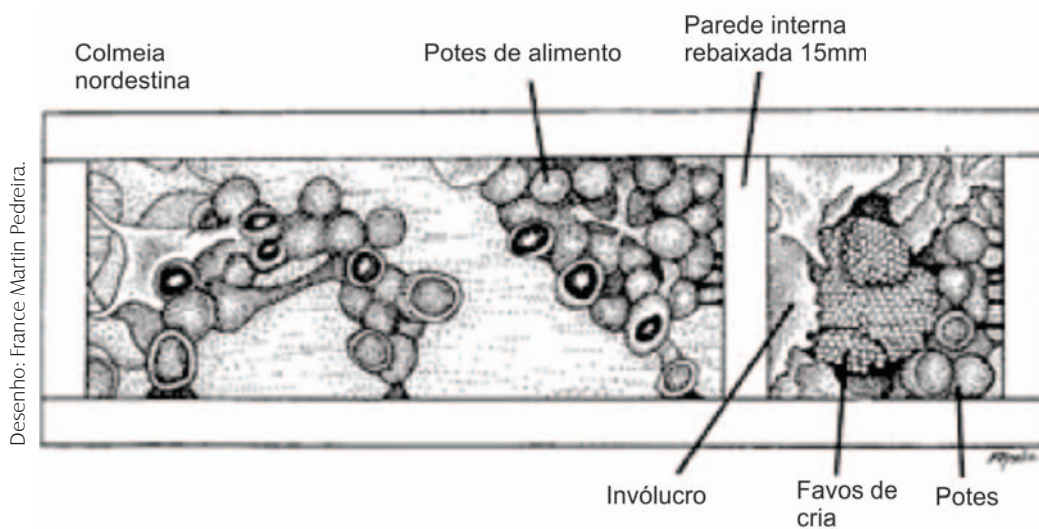


Figura 33. Vista superior da colmeia modelo baiano, horizontal, com área menor destinada à cria, parcialmente separada por uma tábua de outra área maior, onde estão os potes de alimento (NOGUEIRA NETO, 1997).

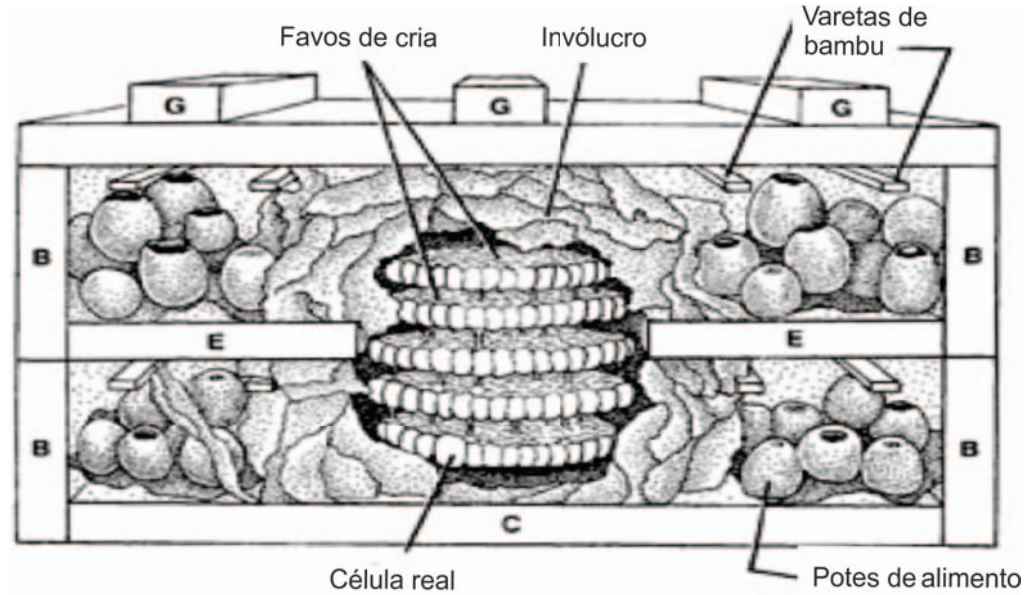
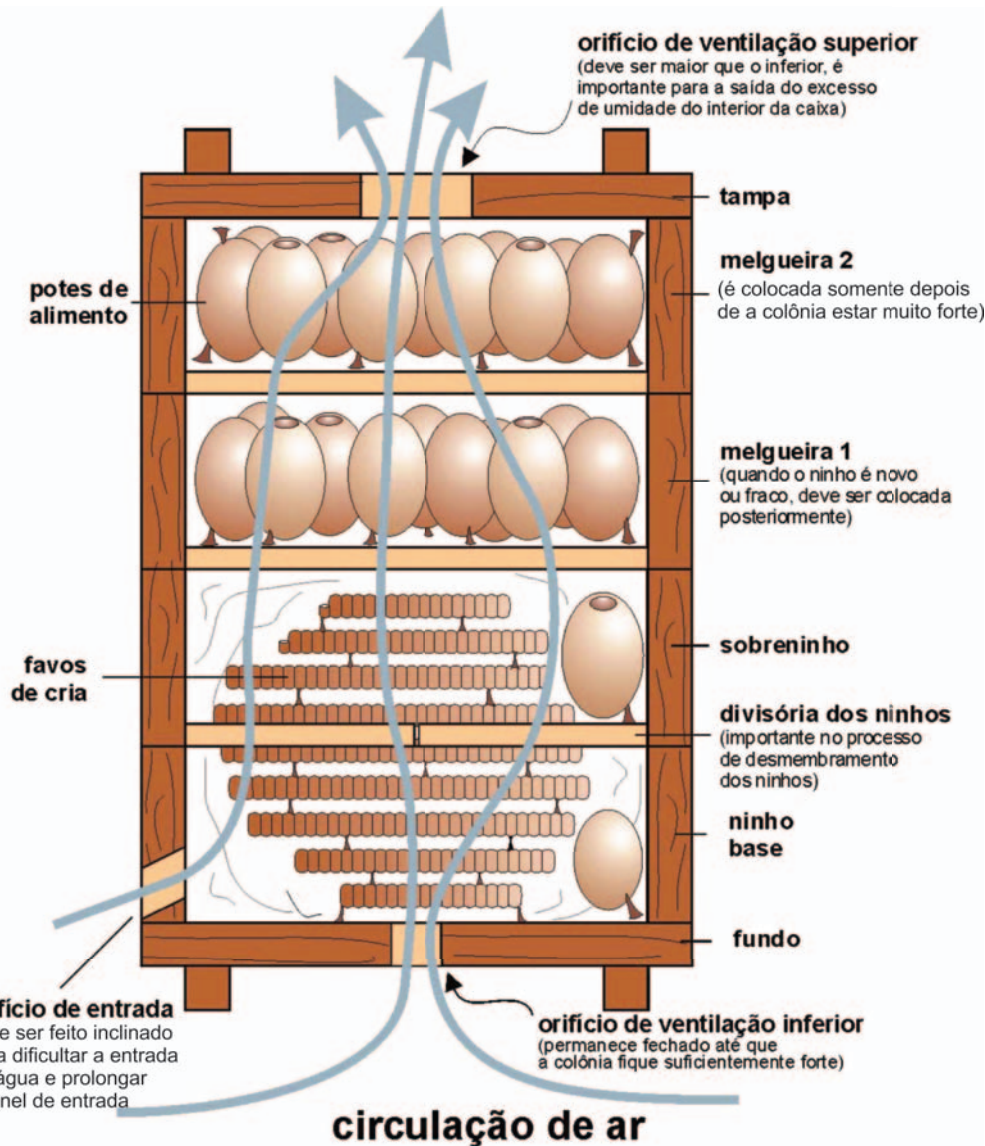


Figura 34. Vista lateral do modelo Portugal-Araújo (1955), com modificações introduzidas por Fernando Oliveira e Giorgio Venturieri (Inpa). Ilustração Giorgio Venturieri (VENTURIERI et al., 2003).



Desenho: France Martin Pedreira.

Figura 35. Modelo PNN. Colmeia retangular e composta de gavetas superpostas (geralmente duas) e um espaço livre quadrado no piso da gaveta na sua área central e não mais numa área lateral como no modelo PNN-1970 (NOGUEIRA-NETO, 1997).

A atividade de voo, durante a qual as forrageiras buscam seu alimento, é influenciada pelo estado de saúde da colônia e pelas condições ambientais. De acordo com Hilário; Imperatriz-Fonseca e Kleiner (2000), o número de indivíduos da colmeia permite sua caracterização em três categorias – fraca, média e forte – que refletem suas condições internas. Essa caracterização é resultado da interação de fatores internos e externos, que atuam sobre o compor-

tamento de forrageio e provocam diferenças no desenvolvimento e capacidade de coleta (KLEINERT-GIOVANNINI; IMPERATRIZ-FONSECA, 1986; RAMALHO; IMPERATRIZ-FONSECA; GIANNINI, 1998). Para determinar a “força” de uma colônia, utiliza-se a média do diâmetro dos discos de cria (Tabela 11), o que fornece uma boa ideia do que está acontecendo na colmeia (KLEINERT-GIOVANNINI; IMPERATRIZ-FONSECA, 1986).

Tabela 11. Determinação da “força” da colônia, de acordo com a média do diâmetro dos discos de cria.

Classificação	Média dos discos de cria
Fraca	3.3 ± 1.0
Média	6.3±0.3
Forte	9.8±1.00

Adaptado de Hilário; Imperatriz-Fonseca e Kleinert (2000).

As caixas racionais deverão ser transportadas durante a noite e distribuídas na área a ser monitorada. Essa aclimatação deverá ser feita com 30 dias de antecedência do início das atividades de coleta, para evitar perdas de forrageiras e enfraquecimento da colônia, além de garantir o início do primeiro ciclo a ser monitorado.

As caixas deverão ser distribuídas, de forma aleatória³, de acordo com o esquema representado na Figura 35:

- A região onde as colmeias serão distribuídas deverá ser dividida em seis faixas equidistantes 500 m uma da outra. A área total deve ter 3 km, cuja distância foi estabelecida com base no maior raio de voo já encontrado para uma melípona, cerca de 3.000 m (*Melipona subnitida*), sendo que o raio de atividade da *Melipona bicolor* ainda não foi estabelecido, e o raio de ação da *Melipona quadrifasciata anthidioides* é de 2.500 m (NOGUEIRA-NETO, 1997).
- Serão distribuídas três caixas em cada uma das faixas, totalizando 18 colmeias.

- Na área controle - composta por uma extensão de terra de mais ou menos 1 ha, com vegetação e características (relevo, condições climáticas, composição da paisagem) semelhantes, localizada a uma distância mínima de 6 km da área de estudo. Nessa área, deverá existir um fragmento de mata nativa, onde três caixas serão alocadas também de forma estocástica.

A acomodação deverá ser feita antes da aplicação de qualquer produto nas lavouras, a fim de evitar que ocorra qualquer tipo de contaminação durante esse período, no qual a colmeia se encontra mais vulnerável. Caso seja inevitável a aplicação de alguma substância antes desse período, é importante esperar o tempo de sua degradação (RT) para, somente a partir daí, acomodar as abelhas. Esse procedimento deverá ser feito antes do período de floração da cultura (30 dias), para que as aplicações sejam realizadas durante essa ocasião. Para auxiliar o controle da análise de dados deverá ser realizada uma coleta de dados (coleta de amostras de mel, pólen e abelhas; além da inspeção das condições das colmeias) antes do transporte e 3 dias após o alojamento destas.

³ A randomização visa diminuir a possibilidade de criar pseudorreplacões.

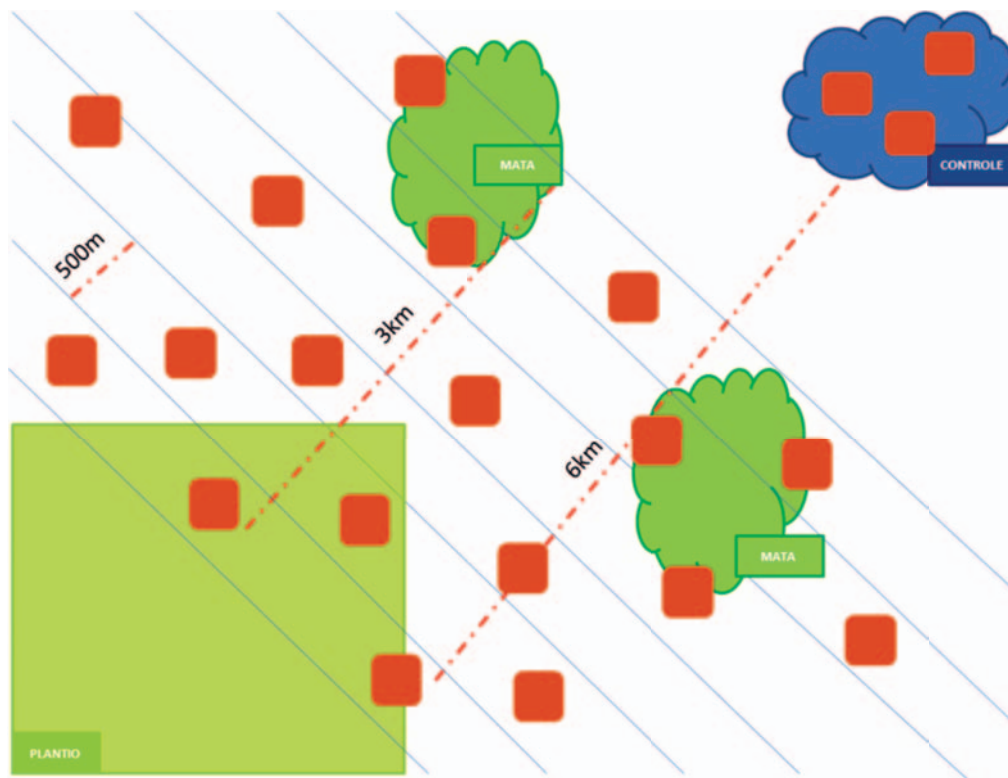


Figura 36. Esquema da distribuição e acomodação das caixas racionais na área a ser monitorada. Os quadrados vermelhos representam as colmeias.

6.3.2 Segunda etapa – aplicação do agrotóxico

- Durante a aplicação dos produtos químicos deverão ser verificados e anotados os seguintes parâmetros ambientais:
- Velocidade do vento – anemômetro
- Temperatura – termômetro
- Umidade – higrômetro
- Intensidade luminosa – luxímetro.

a) Concentrado emulsionável

Nessa formulação, o ingrediente ativo deve ser dissolvido em solvente apropriado no qual são adicionados adjuvantes, formando uma calda de aspecto leitoso que não necessita de agitação constante. Não possuindo partículas sólidas, a calda não provoca desgaste nem obstrução das passagens estreitas do pulverizador (EMBRAPA, 2003).

Na aplicação de agrotóxicos por via líquida, o tamanho da gota é um dos mais importantes fatores para a eficácia do controle da praga, que está diretamente relacionado com a penetração do produto, a uniformidade de distribuição e a efetividade de deposição. Para inseticidas, são recomendadas gotas com diâmetro de 50 μm a 200 μm e de 50 a 70 gotas por cm^2 (ALONSO, 1998; apud EMBRAPA, 2006). O

bico, parte final do pulverizador, é a peça-chave na vazão do equipamento e tem por função formar gotas. O bico-cone trabalha com altas pressões – 150 lbf/pol^2 a 300 lbf/pol^2 – e forma gotas de 50 μm a 300 μm . É usado principalmente na aplicação de fungicidas, inseticidas e adubos foliares (MATUO, 1990).

As aplicações devem ser realizadas de acordo com as instruções do fabricante, utilizando a máxima dosagem permitida, contida na bula do produto, respeitando o limite do período de carência exigido. É importante também estar atento às medidas de redução de risco de contaminação do ambiente, contidas no subitem N do item XI da seção 6.4 deste livro.

b) Pó Molhável

Este tipo de formulação é composto pelo ingrediente ativo diluído e um adjuvante capaz de melhorar as características de deposição das partículas. O veículo de aplicação é a água, porém, apresenta o ingrediente ativo disperso num inerte, capaz de absorvê-la e manter-se em suspensão, o que contribui para a obtenção da máxima eficiência do agrotóxico (CARVALHO, 2010). Essa formulação contém de 20% a 80% de princípio ativo.

Para conseguir efetividade, deve-se fazer uma pasta prévia com a quantidade necessária de pro-



duto e pouca água, pois assim os coadjuvantes se dissolvem bem e o produto não forma grumos, assegurando sua perfeita umectação (EMBRAPA, 2006). Além disso, por possuir partículas sólidas em suspensão na calda, o pulverizador deve ser equipado com filtros malha 50 (50 aberturas em 1 polegada linear) para evitar que grande quantidade de produto seja retida pelo filtro, formando uma pasta que o bloqueia e obrigando o operador a realizar limpezas constantes (ANDEF, 2004).

As desvantagens da aplicação de pó estão relacionadas ao fato de as partículas serem levadas pelo vento a longas distâncias; à sua baixa aderência, o que facilita a lavagem pela chuva; e ao alto risco de inalação das partículas pelos aplicadores (EMBRAPA, 2006).

As aplicações também deverão ser realizadas de acordo com as instruções do fabricante, utilizando a máxima dosagem permitida, contida na bula do produto, respeitando o intervalo de segurança exigido. É importante também estar atento às medidas de redução de risco de contaminação do ambiente, contidas no subitem N do item XI da seção 6.4 deste livro.

6.3.3 Terceira etapa – inspeção da colmeia

Os meliponíneos são eussociais e apresentam colônias perenes onde se encontram as operárias, que mantêm o seu funcionamento por meio da execução de diversas atividades que variam conforme a idade e as necessidades da colônia (CAMPOS, 1996); o cuidado com as crias e com a própria higiene; a coleta e o processamento do alimento; a

construção dos favos, potes e invólucro; a limpeza do ninho; defesa da colônia e da rainha. Por isso, fatores externos que influenciem de forma negativa essas atividades podem abalar o funcionamento da colmeia.

No item 3 foram listados diversos efeitos, chamados de subletais, que afetam o funcionamento de uma colmeia (Tabela 7). A ocorrência desses problemas desestrutura o funcionamento da colônia e provoca alterações na atividade de voo, coleta de alimento, ovoposição da rainha, manutenção da colônia.

- a) Para obter indícios dos problemas que estão acontecendo, observar as seguintes variáveis (NOGUEIRA-NETO, número de discos de cria;
 - b) uniformidade de preenchimento;
 - c) número de novas células em construção;
 - d) número de potes de alimento (mel e pólen) fechados e em construção;
 - e) intensidade de movimentação na entrada da colônia (essa observação deverá ser feita no horário de pico de atividade);
 - f) presença de parasitas como formigas e forídeos.

Essas informações serão utilizadas para a construção de uma curva de desenvolvimento da colônia ao longo dos dias de observação.

Os dados deverão ser coletados semanalmente, durante 120 dias, e anotados em uma tabela (Figura 37). As medições deverão ser feitas com um paquímetro.

Discos de cria	Uniformidade dos discos de cria	Células em construção	Potes de mel	Potes de pólen	Potes em construção	Parasitas. Qual (is)?
Nº	Uniforme/não uniforme	Nº	Nº	Nº	Nº	Sim/não

Figura 37. Exemplo de tabela para coleta de dados.

6.3.4 Quarta etapa - coleta de mel e pólen

Os pesticidas podem ser encontrados no mel preferencialmente por duas rotas de contaminação, indireta e direta. De maneira indireta, quando as abelhas entram em contato com o néctar e com o pólen de flores provenientes de terras previamente pulverizadas. Se a abelha morrer e não retornar à colmeia, a rainha e as outras abelhas não estarão contaminadas

e a colônia sobreviverá. Quando as abelhas entram em contato com o agrotóxico e o transportam para a colmeia no seu próprio corpo ou em forma de néctar e pólen contaminados, pode ocorrer a contaminação desses alimentos. A contaminação direta verifica-se quando ocorre tratamento nas colmeias para controlar pestes e doenças que elas sofrem (ALBERO; SANCHEZ-BRUNETE; TADEO, 2004; RISSATO et al., 2004).

As coletas das amostras de mel e de pólen devem ser feitas semanalmente, durante 120 dias, correspondente a dois ciclos de vida das operárias, seguindo o protocolo descrito a seguir:

Coleta de mel e de pólen (CHAUZAT et al., 2006; PITTELLA, 2009):

- 1) O mel e o pólen devem ser coletados diretamente das colônias criadas em caixas racionais.
- 2) Para a coleta do mel, o condutor do estudo deverá abrir a tampa da colmeia, identificar os potes de mel, fazer um pequeno furo na parte superior do pote e coletar 10 ml, no total. Para tanto, utilizar seringas descartáveis, sem agulha, uma para cada colmeia. Após a retirada do mel dos potes, transferi-los para os frascos de coleta.
- 3) Para a coleta do pólen, o condutor do estudo deverá abrir a caixa, identificar os potes de pólen, fazer um pequeno furo e retirar, com uma colher plástica descartável pequena, cerca de 15 gramas do material, transferindo-o para os frascos.
- 4) Os frascos de coleta do mel devem ser de vidro, limpos e com tampa.
- 5) As amostras devem ser resfriadas (20°) e mantidas ao abrigo da luz.
- 6) Após a coleta, as amostras de pólen devem ser congeladas imediatamente e armazenadas em freezer -20 °C, até o momento da análise;
- 7) Não é necessária a adição de nenhum tipo de substância até o momento da análise em laboratório.
- 8) Devem ser utilizados utensílios descartáveis para as diferentes colmeias, para evitar contaminação das amostras.
- 9) As amostras deverão ser identificadas com hora, data e local da coleta.
- 10) Informações adicionais devem estar anexadas a cada uma das seguintes amostras:
 - i. Origem da florada predominante (silvestre ou monofloral);
 - ii. Forma de apresentação (líquida, cristalizada, favos ou filtrada);
 - iii. Tipos de cultura do entorno;

- iv. Tipos de agrotóxicos utilizados nas culturas;
- v. Época de aplicação dos agrotóxicos (data e horário).

6.3.5 Quinta etapa - coleta de abelhas

Segundo Silveira (1987), as abelhas mais afetadas pelos praguicidas são as campeiras. Em geral, os casos de envenenamento de colônias ocorrem quando os praguicidas são aplicados nas culturas durante o período de floração da planta cultivada e de outras existentes dentro dos campos (WARHURST; GOEBEL, 1995 apud SANTOS, 2005).

A coleta das amostras deverá ser feita em três horários distintos, no mesmo dia. É importante coletar os indivíduos no período de intoxicação aguda, ou seja, quando elas estão mortas ou ainda estão morrendo no interior ou próximo às colmeias. Deverão ser coletadas forrageiras em campo, na entrada da colônia (no retorno da atividade externa) e durante o trabalho interno, ainda vivas. Para fins analíticos, estas deverão ser separadas em quatro categorias de abelhas:

- A – intoxicadas
- B – em campo
- C – pós-campo
- D – dentro do ninho.

Coleta de Abelhas (MALASPINA et al., 2010):

- 1) No total, 15 indivíduos deverão ser coletados na entrada dos ninhos com a ajuda dos próprios recipientes de armazenamento e colocados próximos à abertura da entrada; em campo, com uma rede de coleta entomológica; e mortos, com a ajuda de uma pinça.
- 2) Utilizar vasilhames de vidro ou plástico, limpos e com tampa, para armazenar os indivíduos.
- 3) Logo após a coleta, as amostras devem ser colocadas no gelo, até serem estocadas a uma temperatura de -20 °C.
- 4) Armazenar sob congelamento até o envio para o laboratório.
- 5) Não é necessária a adição de nenhum tipo de substância até o momento da análise em laboratório.
- 6) Deverão ser identificadas com hora e local da coleta.

11) Informações adicionais devem estar anexadas a cada uma das seguintes amostras:

- i. origem da florada predominante (silvestre ou monofloral);
- ii. tipos de pesticidas usados na colmeia;
- iii. tipos de cultura do entorno;
- iv. tipos de agrotóxicos utilizados nas culturas;
- v. época de aplicação dos agrotóxicos (data e horário).

6.3.6 Sexta etapa – procedimentos para análise do mel, do pólen e das abelhas

Segundo Pittella (2009), várias metodologias utilizadas para a determinação de resíduos de agrotóxicos são baseadas em métodos cromatográficos, técnicas utilizadas para a separação dos componentes de uma mistura. A separação cromatográfica é baseada na distribuição dos componentes entre a fase estacionária e a móvel, e resulta das diferenças de velocidade dos componentes arrastados pela fase móvel devido às diferentes interações com a fase estacionária (PERES, 2002).

Os agrotóxicos são agrupados por técnicas de análise e detecção, sendo os organoclorados normalmente analisados por cromatografia gasosa, com detector de captura de elétrons (GC-ECD), os organofosforados e nitrogenados por cromatografia gasosa com detector fotométrico de chama (GC/FPD) ou nitrogênio-fósforo (NPD) e os carbamatos pelo uso de HPLC com detector no UV/Vis ou fluorescência (RIAL-OTERO, 2007).

Os resultados obtidos por Pittella (2009) levaram à escolha do Acetato de Etila como solvente para a preparação das soluções de padrões de agrotóxicos e para ressuspensão dos extratos das amostras.

Devido à complexidade da matriz e aos baixos níveis de concentração em que os agrotóxicos são encontrados, a preparação das amostras é uma importante etapa da análise para a obtenção de resultados confiáveis (RIAL-OTERO, 2007). O preparo das amostras demanda técnicas de extração e concentração dos analitos para atingir os limites de sensibilidade dos equipamentos e/ou a eliminação dos possíveis interferentes. Do ponto de vista prático, a extração líquido-líquido, usando Acetato de Etila,

apresentou melhores respostas cromatográficas (PITTELLA, 2009).

a) Mel

O protocolo de extração estabelecido por Rissato et al. (2006) é mostrado a seguir 10 g de mel devem ser diluídos em 5 ml de H₂O, com o objetivo de diminuir a viscosidade e facilitar o manuseio;

- * adicionam-se 50 ml de Acetato de Etila e agita em vórtex por 20 minutos;
- * a fase orgânica da solução deve ser separada por centrifugação a 25.000 rpm por 10 minutos à temperatura de -10 °C;
- * o sobrenadante é então recolhido e a operação será repetida adicionando-se 40 ml de Acetato de Etila;
- * os extratos combinados e concentrados em rotaevaporador sob pressão reduzida a 60 °C;
- * o solvente remanescente evaporado sob fluxo de nitrogênio sendo eluído em conjunto de cartucho florisil e sulfato de magnésio previamente condicionados com 10 ml de Acetato de Etila e lavados a seco sob leve fluxo de Nitrogênio;
- * o resíduo obtido será solubilizado em 5 ml de Acetato de Etila, filtrado em PTFE 0,50 µm e submetido à etapa de limpeza;
- * a limpeza será realizada em um sistema Supelco, usando cartuchos de Florisil, os quais foram condicionados com aproximadamente 5 ml de acetona;
- * a eluição será realizada por gravidade com duas porções de 10 ml de Hexano/Acetato de Etila (50:50, v/v);
- * o extrato obtido será submetido à concentração sob fluxo de Nitrogênio, o resíduo solubilizado em 1 ml de Acetato de Etila e submetido à análise por GC/MS;
- * a coluna utilizada para as análises, apresentada por Rissato et al. (2006) foi a LM-5 (Sílica fundida) Metil Silicone com 5% de grupos Fenila (35 m x 0,25 mm d.i., espessura do filme 0,25 µm);
- * o gás de arraste deverá ser He, com vazão constante de 1,0 ml/min, com o seguinte ciclo: temperatura inicial de 60 °C (1 min), 25 °C/min,

150 °C, 3 °C/min, 200 °C, 8 °C/min, 290 °C (8 min), temperatura do detector 300 °C, temperatura do injetor 250 °C, operado no modo splitless e volume de injeção de 1 µL;

- * a espectrometria de massa seguirá os seguintes parâmetros: impacto de elétrons a 70 eV, temperatura da fonte 250 °C, linha de transferência 290 °C, eletromultiplicador a 1.200 V, velocidade de varredura 1,5 scan/s, no intervalo de massa 40-600 m/z.

b) Pólen

- * A busca por resíduos de contaminantes nas amostras de pólen deve ser feita por meio da cromatografia líquida com espectrometria de massa (CHAUZAT et al., 2006). Para a análise do pólen, a extração deve ser feita através de QuEChERS, seguindo o protocolo estabelecido por Mullin et al. (2010); em sua pesquisa foi utilizado o combo de cera + pólen.
- * cerca de 3 g do material deve ser pesada em um tubo plástico de centrifuga de 50 ml, onde serão acrescentados 100µl de solução de PCS (process control spiking);
- * depois, adicionar 27 ml de solução de extração (44% água deionizada, 55% Acetonitrila, e 1% de Ácido Acético Glacial), Colocar 100 µl da solução de ISTD (internal standard spiking);
- * a amostra de cera deve ser aquecida a 80 °C por 20 minutos em banho-maria, seguido de resfriamento à temperatura ambiente;
- * adicionar 6 g do sulfato de Magnésio Anidro (MgSO₄) e 1,5 g de Acetato de Sódio Anidro (NaAc) para cada amostra;
- * os tubos devem ser selados e agitados vigorosamente durante um minuto, centrifugados, e 1 ml do sobrenadante A ou seu concentrado transferido para um *epnddorf* de 2 ml contendo 0,05 g de Amina primária secundária (PSA), 0,05 g de C18 e 0,15 g MgSO₄;
- * após usar o vórtex por 1 minuto para homogeneização, essa solução será centrifugada e o sobrenadante transferido para um frasco amostrador automático para análise por LC/MS-MS, usando uma coluna de 3,5 µm, 2.16150 mm Agilent Zorbax SB-C18 e um

Agilent LC 1100 com uma bomba binária conectada a um Thermo-Fisher TSQ Quantum Discovery triple quadrupole MS.

Segundo Chen e Wang (1996), amostras de tecido animal que possuem elevado teor de lipídios são homogeneizadas com uma mistura binária de Acetona-Hexano ou Dietil Éter na presença de Sulfato de Sódio Anidro, proporcionando a extração de grande variedade de compostos lipofílicos.

c) Abelhas

As técnicas de análise de resíduos de agrotóxico no corpo das abelhas ainda geram grandes controvérsias. Uma técnica que demonstrou eficiência foi a cromatografia gasosa (PINTO; MIGUEL, 2008), mas a metodologia para a extração da substância de interesse ainda não foi estabelecida. Atualmente, a extração em fase sólida (SPE) é uma das melhores e mais empregadas ferramentas para a extração e/ou pré-concentração de analitos presentes em matrizes complexas (SANTOS, et al., 2008).

O maior problema é a escassez de artigos acerca de metodologias para esse fim. No Brasil, o único grupo de pesquisa encontrado que desenvolveu um método multirresíduo para essa finalidade, foi o do Professor Renato Zanella, do Laboratório de Análises de Resíduos de Pesticidas (LARP) da UFSM (Santa Maria-RS). Mas, por seu artigo ainda não ter sido publicado, não podem ser divulgadas as informações. Esse método tem sido utilizado para a prestação de serviço (análises) por algumas firmas interessadas. Ele chegou a informar que na literatura não há trabalhos desse tipo com abelhas.

Essa dificuldade decorre da complexidade da matriz formada pelo corpo da abelha, que requer a purificação prévia da amostra. Os métodos existentes, em geral, exigem muita destreza e consomem bastante solvente (ROSSI et al., 2001). Entretanto, foi possível encontrar um método multirresíduo de análise por cromatografia gasosa de pesticidas em abelhas purificadas por cromatografia de permeação em gel (GPC). De acordo com Rossi et al. (2001), a metodologia é a seguinte:

Amostras

1. As amostras devem ser liofilizadas a -20 °C, a fim de evitar a putrefação e facilitar a análise.

Extração das amostras adsorvidas na fase sólida:

1. Macerar uma alíquota de 3 g de abelhas liofilizadas; adicionar 20 g de terra diatomácea.
1. Colocar a mistura resultante em uma coluna para a extração de compostos lipofílicos.
2. Aguardar 10 minutos, eluir com 100 ml de Diclorometano - a extração estará completa após 20 min.
3. Recuperar cerca de 70 ml do extrato, secar em evaporador rotativo à pressão reduzida e a uma temperatura abaixo de 40 °C.
4. Coletar o resíduo com 1 ml de Acetato de Etila Cicloexano.

Cromatografia por permeação em gel:

1. Preencher uma coluna de vidro para GPC (45 × 1 cm) com resina 200-400 mesh SX Biobeads. Para o gel de resina, deve ser adicionado Acetato de Etila Cicloexano na proporção de 1:1, essa mistura constituirá a fase móvel.
2. A partir daí, injetar 1 ml da amostra em uma coluna e coletar a fração intermediária (15 ml) do fracionamento. O fluxo de fase Hexano-Acetato de Etila (1:1) deve ser regulado em 1 ml / min.
3. Para diminuir o volume da amostra contendo os pesticidas, colocá-la em um evaporador rotativo à pressão reduzida e temperatura abaixo de 40 °C.
4. Coletar o resíduo com 2 ml de Acetona, para fins de análise por cromatografia gasosa.

Cromatografia gasosa:

1. No estudo apresentado foi utilizado um cromatógrafo equipado com um sistema detector de Nitrogênio Fósforo (NPD) (290 °C) e AS 800 mostrador automático para analisar os pesticidas em amostras de abelhas. O instrumento tinha um capilar de Sílica fundida, coluna SPB-608™ 30 m, 53 mM ID, 0,50 espessura de filme.
2. O Hélio foi usado como gás de transporte, com uma velocidade de fluxo de 15 ml/min.
3. A amostra foi injetada usando o método splitless. As temperaturas foram programadas

da seguinte forma: a injeção de 60 °C, aumentando para 120 °C, com aumentos de 50 °C/min; 120-250 °C, com aumentos de 10 °C/min seguido por condições isotérmicas por 20 min.

4. Dissolver o extrato obtido em até 2 ml de acetona e injetar 1 µl no cromatógrafo a gás, por meio do amostrador automático.
5. O sinal de cromatografia em fase gasosa foi processado pelo software de operação do instrumento (Borwin 6.11, Jasco, Japan).

Essas ferramentas permitem visualizar o estado de conservação do ambiente que está sendo monitorado, possibilitando o acesso a possíveis distúrbios causados pela intoxicação por agrotóxicos.

6.3.7 Sétima etapa – análise dos dados

Para as análises referentes ao desenvolvimento da colônia, serão calculadas a média e o desvio padrão do número de discos de cria, de células em construção, potes de alimento contendo mel e pólen e potes de alimento em construção. Deverá ser criado um gráfico comparativo do comportamento dessas variáveis ao longo do tempo de observação. No eixo X deverão ser plotados os dias de observação e no eixo Y as médias dos valores encontrados para as três colmeias em cada uma das faixas. Outra comparação interessante é entre a contaminação presente em cada uma das faixas estabelecidas e os dados referentes à saúde da colmeia.

Essas representações gráficas ilustrarão, de forma didática, como as colônias se desenvolveram nas condições às quais foram expostas. Em condições de campo, onde não há controle das variáveis ambientais, outros fatores podem causar mudanças na saúde da colônia. Podemos apenas sugerir que a situação a ser descrita seja consequência da presença de resíduos de agrotóxicos. Para obter essa confirmação é importante que testes realizados em laboratório identifiquem e quantifiquem os efeitos subletais dos agrotóxicos aplicados nas espécies usadas neste livro, para, a partir daí, inferirmos com mais acurácia que tais sequelas são consequências dos efeitos subletais gerados.

Para as análises estatísticas, será aplicado o teste de Regressão, e o α adotado será de 0,05. Para tanto, serão utilizados os dados encontrados

nas análises de contaminação do mel, do pólen e das abelhas, em relação à distância da fonte de lançamento do agrotóxico. Serão realizados três testes distintos, já que as análises de resíduos em cada matriz representam um conjunto diferente de dados.

6.4 Medidas a serem adotadas para reduzir ou eliminar os riscos potenciais diagnosticados durante um estudo de monitoramento em abelhas

A contaminação das abelhas por agrotóxicos dá-se, geralmente, durante a atividade de forrageio, na ocasião da coleta de néctar e de pólen, e pode atingir a colônia (JAY, 1986). Em geral, quanto maior a densidade e a atratividade das flores abertas contaminadas pelo uso de defensivos, no pleno florescimento, maior a taxa de visitação e, conseqüentemente, a de contaminação (RIELD et al., 2006). Para a realização do monitoramento proposto e também como boa prática na agricultura, medidas de redução de risco podem ser adotadas para minimizar os impactos dos agrotóxicos sobre os polinizadores em geral.

Outro fator muito influente na taxa de contaminação é o tamanho da área pulverizada num único lapso de tempo (FREE, 1993), por isso não se deve pulverizar a cultura-alvo com pesticidas de longo efeito residual (PINHEIRO; FREITAS, 2010). De acordo com Johansen e Mayer (1990), as pulverizações devem se basear no tempo residual (RT) de cada substância para garantir a segurança para as abelhas e a eficácia do produto contra as pragas. Para tanto, esses autores desenvolveram experimentos conduzidos em condições de semicampo e campo, onde colmeias em caixas racionais foram expostas a uma dieta contaminada por doses conhecidas de diferentes agrotóxicos, para determinar o tempo necessário de degradação residual do inseticida e causar a morte de 25% das abelhas contaminadas (RT_{25}), ou RT_{40} que mostra o tempo da morte de até 40% das abelhas testadas.

Seguindo esses critérios, é possível indicar o período do dia no qual os pesticidas devem ser utilizados e a criação de programas para uso racional dessas substâncias. Pulverizações com inseticidas de RT_{25} de até 2 horas oferecem mínimo risco, desde

que não sejam aplicadas quando as abelhas estiverem em forrageamento intensivo (PINHEIRO; FREITAS, 2010). No caso dos inseticidas com RT_{25} de até 8 horas, o ideal é que as aplicações sejam feitas durante o crepúsculo; as com RT_{25} maior que 8 horas não oferecem segurança, podendo afetar drasticamente a atividade de forrageamento das abelhas operárias.

Outro fator que deve ser levado em consideração para determinar o momento de pulverização nas lavouras é o período de atividade das abelhas encontradas na região e a influência do clima e suas variações sobre estas, o que indica a necessidade de pesquisas sobre a biologia das espécies nativas. Para um mesmo período do dia, maior taxa de visitação das abelhas às flores pode ocorrer sob condições de temperaturas mais amenas (JOHANSEN; MAYER, 1990).

Para temperaturas noturnas mais elevadas, igual ou acima de 21 °C, que induzem as abelhas de colônias muito populosas a se aglomerarem na entrada da colmeia, a fim de promover o resfriamento interno, à deriva de inseticidas aplicados naquele horário, pode causar severas baixas (FREE, 1993). Isso pode ocorrer com frequência em grandes regiões produtoras de melão no Nordeste brasileiro, onde os agricultores fazem aplicações noturnas com produtos de maior toxicidade (PINHEIRO; FREITAS, 2010).

É importante também que se conheça o período de tempo que cada cultura permanece com suas flores abertas, pois isso varia de região para região e permite definir quais os picos de coleta de néctar e de pólen para cada espécie (FREITAS; PEREIRA, 2004).

O potencial de toxicidade varia de acordo com as condições ambientais para um mesmo ingrediente ativo, principalmente em função da temperatura e da umidade relativa do ar. Pesticidas aplicados durante períodos frios oferecem maior risco residual (JOHANSEN; MAYER, 1990). Efeitos imediatos podem ser mais evidentes em altas temperaturas, devido ao seu menor efeito residual, em função da quebra mais rápida do ingrediente ativo tóxico (RIELD et al., 2006).

Outro fator que condiciona o potencial de toxicidade é a formulação dos pesticidas (PINHEIRO; FREITAS, 2010). A diferença de toxicidade está relacionada com a forma como o ingrediente ativo é captado por meio dos pelos ramificados e outros pelos adaptados para a coleta de pólen, distribuídos ao lon-

go do corpo das abelhas (RIELD et al., 2006). Para a classificação de risco de diversas formulações para as abelhas, foi definida por ordem de maior para o menor risco a seguinte sequência (PINHEIRO; FREITAS, 2010):

Formulações pó seco (PS) > pó molhável (PM) > suspensão concentrada (SC) > concentrado emulsionável (CE) > pó solúvel (PS) > solução (S) > granulada (G)

Em geral, as formulações em pó aplicadas na folhagem propiciam maior quantidade do ingredien-

te ativo disponível após as pulverizações, a exemplo das formulações em pó molhável, que são seis vezes mais perigosas para as abelhas do que as líquidas (PINHEIRO; FREITAS, 2010). Ainda de acordo com Pinheiro e Freitas (2010), as formulações microencapsuladas são as que oferecem maior risco, pois liberam o ingrediente ativo gradativamente e as microcápsulas têm o mesmo tamanho de um grão de pólen (30-50 μ).

A Tabela 12 mostra alguns exemplos, comparando a diferença das taxas residuais e a formulação do pesticida em duas espécies.

Tabela 12. Efeitos tóxicos de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, em duas espécies de abelhas.

Produto	Formulação	RT ₂₅ - RT ₄₀	
		<i>Apis mellifera</i>	<i>M. rotundata</i>
Acefato	PS	1-5d	3-1d
	S	1d	1,5d
Azocyclotin	PM	< 2h	NA
Carbaril	PM	3-7d	3-7d
	P	3-14d	NA
	G	< 2h	NA
Carbofuran	SC	7 - >14d	7 - >14d
	G	< 2h	< 2h
Cipermetrina	CE	> 3 d	> 3 d
Dimetoato	CE	0,4 -> 3d	≥ 3 d
	G	NA	9-14,5d
	PM	> 1 d	NA
Endosulfan	CE	<2h	1,4-3d
	P	11-24h	> 1 d
Metamidofós	S	6h	2d
	CE	4h	1d
Paration Metil	CE	> 1 - 3d	> 3 d
	ME	> 4d	> 6d
Permetrina	CE	> 3 d	> 3 d
Pirimicarb	PM	< 2h	< 2h
	CE	< 2h	< 2h

Fonte: Adaptado de Pinheiro e Freitas (2010).

Durante o estudo de monitoramento dos efeitos dos agrotóxicos sobre as abelhas, algumas medidas devem ser tomadas para que não haja contaminação do ambiente ou de outros animais e plantas não alvo, a chamada deriva (EMBRAPA, 2004), que depende basicamente de dois fatores:

1. **Modo de aplicação** – equipamento, tamanho da gota, velocidade de lançamento e distância do alvo.
2. **Condições ambientais** – velocidade do vento, temperatura e umidade.

A primeira providência é a delimitação e a proteção da área de aplicação do produto. Para isso, o estudo deve ser conduzido em área pré-delimitada protegida por telas, que minimizem a deriva do agrotóxico pelo vento. No entanto, nos estudos que verificam os efeitos das práticas de manejo adotadas em determinada região, a metodologia adotada deve ser outra. Para essa finalidade, o condutor da pesquisa deverá estabelecer uma zona de segurança (buffer zone), que nada mais é do que uma faixa de vegetação que não pode receber a aplicação de agrotóxico para proteger determinada área sensível como, por exemplo, um curso de água (EMBRAPA, 2004). De acordo com Cunha (2008), esta pode ter um tamanho que varia de 6 m a 40 m, dependendo do produto utilizado.

Outra ação necessária para minimizar a contaminação ambiental é não aplicar o pesticida durante o período de floração da lavoura ou de outra planta nativa abundante no local, evitando que as flores e, conseqüentemente, o pólen e o néctar sejam contaminados, o que diminui a exposição de outros visitantes florais ao produto químico.

Além disso, deve-se considerar as condições abióticas no momento da aplicação do agrotóxico. Vários pesquisadores consideram que gotas menores que 100 μm são facilmente carregadas pelo vento, sofrendo mais intensamente a ação dos fenômenos climáticos (MURPHY; MILLER; PARKIN, 2000), por isso, a Embrapa (2006) recomenda que as pulverizações sejam feitas em condições de baixa velocidade do vento, variando de 3,2 a 6,5 km/h, que corresponde a uma brisa leve caracterizada pelo vento perceptível na face, mas capaz de movimentar apenas levemente as folhas.

- Pulverização média/fina – 3 km/h a 5 km/h;
- Pulverização grossa/muito grossa – 3 km/h a 10 km/h.

Não é adequado aplicar o produto quando a velocidade do vento estiver muito baixa, deixando o ar parado, sem qualquer vento, o que reduz as trocas de ar entre camadas verticais próximas ao solo, significando que a névoa pulverizada pode se mover lentamente, com o vento, para longas distâncias (EMBRAPA, 2004).

De acordo com o Manual de Tecnologia de Aplicação da ANDEF (2004), em toda pulverização,

fina, média ou grossa, existirão gotas pequenas, médias e grandes, variando apenas a proporção entre elas. Por isso, a determinação do tamanho das gotas é fundamental para enquadrar a pulverização nas classes a seguir:

- aerossol: gota com menos de 30 μm de diâmetro;
- pulverização muito fina: gota muito pequena (31 μm – 100 μm);
- pulverização fina: gota pequena (101 μm – 200 μm);
- pulverização média: gota média (201 μm – 400 μm);
- pulverização grossa: gota grande (> 400 μm).

As formulações pó seco e microencapsulada devem receber especial atenção; no primeiro caso, devido à escassez de estudos que mostrem a capacidade de deriva. Sendo classificada somente como de fácil deriva (PICANÇO, 2010), ela deverá ser incluída na categoria de gotas muito pequenas, pulverização média/fina. O mesmo deve acontecer com os pesticidas que se apresentam na formulação microencapsulada, considerada a de maior toxicidade para as abelhas, com o agravante de a liberação dos ingredientes ativos ocorrer de maneira gradativa.

A temperatura deve estar entre 10 °C e 30 °C, a depender do produto utilizado, e a umidade relativa do ar deve ser de no mínimo 55% (PINHEIRO; FREITAS, 2010; EMBRAPA, 2006).

A intensidade luminosa deve ser semelhante nos casos de estudos que almejem a comparação de seus resultados com outras pesquisas, já que alguns ingredientes ativos podem ter sua vida útil alterada pela fotólise, o que influencia o resultado final dos efeitos provocados pelas substâncias.

Sempre que possível, os testes devem ser realizados em condições controladas de temperatura, umidade, luminosidade e velocidade do vento.

6.4.1 Boas práticas na apicultura e na agricultura

Para evitar ou diminuir as chances de contaminação pelos agrotóxicos, alguns cuidados devem ser tomados pelos apicultores e agricultores. Entre eles, destacam-se as recomendações feitas por Pinheiro e Freitas (2010):

- I. Manter os cultivos próximos à mata nativa ou a grandes faixas de vegetação nativa circundando as culturas a serem instaladas, com o início da faixa, no máximo, a 1,5km de distância da lavoura. Isso diminui o impacto da redução da disponibilidade de néctar e de pólen, principalmente pela destruição da vegetação nativa (FREITAS, 1995), consequência do plantio de grandes áreas de monocultura como a soja, a maçã, o milho e o algodão.
- II. Para as culturas perenes, fracionar as aplicações foliares com agrotóxicos (inseticidas ou fungicidas) de menor risco para as abelhas, bem como aplicá-la no solo quando existir essa possibilidade prescrita em bula para o combate da praga ou erva daninha em questão. Ainda para esse tipo de cultura, é mais proveitosa a utilização de herbicidas somente em coroamento, ao redor das plantas. Isso reduz os custos e o impacto sobre os insetos.
- III. Recomenda-se ainda que, antes do início do florescimento das culturas dependentes dos serviços de polinização, sejam mantidas faixas de plantas nativas entre as ruas da cultura com o intuito de manter as populações de abelhas naquela região até o período de florescimento, removendo-as depois, a fim de que efetuem a polinização da cultura.
- IV. Respeitar os limites estabelecidos de acordo com o RT de cada substância e evitar a aplicação de inseticidas que tenham RT acima de 8h.
- V. Não fazer pulverizações quando a temperatura estiver muito baixa, porque isso aumenta o RT, ou muito alta, pois nessas condições as abelhas podem se acumular na entrada da colônia, para resfriar o interior da colmeia, e a deriva do inseticida pode causar grande mortalidade.
- VI. Não aplicar os produtos durante o pleno florescimento da cultura ou de ervas presente nas proximidades.
- VII. Usar as formulações menos perigosas quando for possível, a exemplo das formulações granuladas e em solução. Evitar o uso de microcápsulas.
- VIII. Obedecer às instruções estabelecidas pelos fabricantes, respeitando a quantidade e a forma de aplicação.
- IX. Isolar os apiários de culturas que sofram pulverização intensa de agrotóxicos

7 GLOSSÁRIO



Alogamia - fecundação de uma flor pelo pólen de outra tanto entre flores de um mesmo indivíduo como de indivíduos distintos.

Anteras poricidas - anteras cuja deiscência se dá através de pequenos poros apicais.

Autoincompatibilidade - é a incapacidade de uma planta fértil formar sementes quando fertilizada por seu próprio pólen.

Cerume - é a mistura da cera pura, secretada pelas abelhas, com a resina (própolis) colhida pelas abelhas nas árvores e arbustos.

Corbícula - parte modificada da tíbia, da perna traseira da abelha, onde ela deposita e transporta o

pólen coletado. Também conhecida como cesta de pólen.

Deiscência - abertura espontânea, por maturidade, de estruturas de uma planta, como fruto ou esporângio.

Forrageiras - também chamadas de campeiras, são as abelhas que saem para a coleta dos suplementos necessários para a colmeia (pólen, néctar, água).

Geoprópolis - mistura de barro e própolis encontrada nos ninhos de muitos meliponíneos.

Progênes - conjunto de descendentes, prole.

Sítio de nidificação - substrato adequado onde determinada espécie constrói seu ninho.

REFERÊNCIAS



- ABEMEL (Associação Brasileira dos Exportadores de Mel). **Futuro do mel**. São Paulo, 2008. Disponível em: <<http://www.abemel.com.br/noticias06.htm>>. Acesso em: 10 fev. 2011.
- AGROFIT. **Sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 20 jan. 2011.
- AGUIAR, C. M. L. Utilização de recursos florais por abelhas (Hymenoptera, Apoidea) em uma área de Caatinga (Itatim, Bahia, Brasil). **Revista Brasileira de Zoologia**, n. 20, v. 3, p. 457-467. 2003.
- AGUIAR, C. M. L.; MARTINS C. F. Abundância relativa, diversidade e fenologia de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) na caatinga, São João do Cariri, Paraíba, Brasil. **Revista Iheringia, Sér. Zool.**, v. 83, p. 151-163, 1997.
- AIZEN, M. A.; FEINSINGER, P. Forest Fragmentation, Pollination, and Plant Reproduction. In: A Chaco Dry Forest. **Ecology**, Argentina, v. 75, p. 330-351, 1994.
- ALAUX, C.; BRUNET, J.-L.; DUSSAUBAT, C.; MONDET, F.; TCHAMITCHAN, S.; BRILLARD, J.; BALDY, A.; BELZUNCES, L. P.; LE CONTE, Y. Interactions between Nosema microspores and a neonicotinoid weaken honeybees (*Apis mellifera*). **Environmental Microbiology**, n. 12, v. 3, p. 774-782, 2010.
- ALBERO, B.; SANCHEZ-BRUNETE, C. E.; TADEO, J. L. Analysis of pesticides in honey by solid-phase extraction and gas chromatography-mass spectrometry. **J. Agr. Food Chem.**, v. 52, p. 5828-5835, 2004.
- 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.; KOOPOW-ITZ, H.; MEDELLIN, R.; MEDELLIN-MORALES, S.; NABHAN, G. P.; PAVLIK, B.; TEPEDINO, V.; TORCHIO, P.; WALKER, S. The potential consequences of pollinator declines on the conservation of biodiversity and stability of food crop yields. **Conservation Biology**, v. 12, p. 8-17, 1998.
- ANACLETO, D. A.; MARCHINI L. C. Análise faunística de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) coletadas no cerrado do Estado de São Paulo. **Acta Sci. Biol. Sci.**, Maringá, v. 27, n. 3, p. 277-284, jul./set., 2005.
- ANANIAS, K. R. **Avaliação das condições de produção de mel de abelhas (*Apis mellifera*) produzido da microrregião de Pires do Rio, no estado de Goiás**. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Goiás, Goiás, 2010.
- ANDEF (Associação Nacional de Defesa Vegetal). **Manual de tecnologia de aplicação de produtos fitossanitários**, 2004. Disponível em: <<http://www.undef.com.br/manuais>>. Acesso em: 20 abr. 2011.
- ANVISA - **Nota Técnica. Programa de análise de resíduos de agrotóxicos em alimentos (PARA)**. 2009. Disponível em: <<http://portal.anvisa.gov.br/wps/portal/anvisa/home/agrotoxicotoxicologia>>. Acesso em: 20 abr. 2011.
- ATKINS, E. L.; KELLUM, D. Comparative morphogenic and toxicity studies on the effect of pesticides on honeybee brood. **Journal of Apicultural Research**, v. 25, p. 242-255, 1986.
- ATKINS, E. L.; KELLUM, D. Comparative morphogenic and toxicity studies on the effect of pesticides on honeybee brood. **Journal of Apicultural Research**, v. 25, p. 242-255, 1986.
- BALAYIANNIS, G.; BALAYIANNIS, P.; Bee Honey as an Environmental Bioindicator of Pesticides' Occurrence in

- Six Agricultural Areas of Greece. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 55, n. 3, p. 462-470, 2008.
- BARKER, R. J.; TABER, S. Effects of diflubenzuron fed to caged honey bees. **Environmental Entomology**, v. 6, p. 167-168, 1977.
- BELZUNCES, L. P.; VANDAME, R.; XINGFA G. Joint effects of pyrethrinoid insecticides and azole fungicides on honeybee thermoregulation. In: BELZUNCES, L. P.; PELISSIER, C.; LEWIS, G. B. (Ed.). **Hazards of pesticides to bees**. France: Inra, 2001. p. 297-298.
- BENDAHO, N.; FLECHE, C.; BOUNIAS, M. Biological and biochemical effects of chronic exposure to very low levels of dietary cypermethrin (Cymbush) on honeybee colonies (Hymenoptera: Apidae). **Ecotoxicological and Environmental Safety**, v. 44, p. 147-153, 1999.
- BEZERRA, E. L.; MACHADO, I. C. Biologia Floral e Sistema de Polinização de *Solanum Stramonifolium* Jacq. (Solanaceae) Em Remanescente De Mata Atlântica, Pernambuco. **Acta Botânica Brasileira**, n. 2, v. 17, p. 247-257, 2003.
- BIESMEIJER, J. C.; SLAA, E. J. Information Flow Organization of Stingless Bee Foraging, **Apidologie**, v. 35, p. 143-157, 2004.
- BIESMEIJER, J. C.; ROBERTS, S. P. M.; REEMER, M.; OHLEMULLER, R.; EDWARDS, M.; PEETERS, T.; SCHAFFERS, A. P.; POTTS, S. G.; KLEUKERS, R.; THOMAS, C. D.; SETTELE, J.; KUNI, W. E. Parallel declines in pollinators and insect pollinated plants in Britain and the Netherlands. **Science**, v. 313, p. 351-354, 2006.
- BISPO dos SANTOS, S. A.; ROSELINO, A. C.; HRNCIR, M.; BEGO, L. R. Pollination Of Tomatoes By The Stingless Bee *Melipona Quadrifasciata* And The Honey Bee *Apis Mellifera* (Hymenoptera, Apidae). **Genetics and Molecular Research**, v. 8, n. 2, p. 751-757, 2009.
- BORTOLOTTI, L.; MONTANARI, R.; MARCELINO, J.; MEDRZYCHI, P.; MAINI, S.; PORRINI, C. Effects of sublethal imidacloprid doses on the homing rate and foraging activity of the honey bees. **Bulletin of Insectology**, v. 56, p. 63-67, 2003.
- BOSCH, J.; KEMP, W. P. How to manage the blue orchard bee, *Osmia lignaria*, as an orchard pollinator. **Sustainable Agriculture Network**, USDA, Washington, DC, 2002. (Series, Book 5)
- BRAGA, J. A.; NUNES, R. M.; LORENZON, M. C.; **Abelhas sem Ferrão Brasileiras como Bioindicadores em Vegetação de Floresta Tropical Úmida**, 2008. Disponível em: < http://www.ufrj.br/abelhanatureza/paginas/docs_abelha_nat/ArtigoMandacaia.pdf >. Acesso em: 15 fev. 2011.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Agrotóxicos**. Brasília, 2009. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 12 dez. 2010.
- BRIGGS, D.; WALTER, B. M. **Plant variation and evolution**. England: Cambridge University Press, 1997. 512 p.
- BROWER, J. J.; VAN LOON, A. J. **Field and laboratory methods for general ecology**. 2. ed. Dubuque: Blackwell Science, 1984. p. 226.
- BRUNEL, E.; CANCELA da FONSECA, J. P. Vie de la société. Concept de la diversité dans les écosystèmes complexes. **Bull. Ecol.**, n. 2, v. 10, p. 147-163, 1979.
- BUAINAIN, A. M.; BATALHA, M. O. **Cadeia produtiva de flores e mel**. Brasília: IICA: Mapa/SPA, 2007. 140 p. (Agronegócio, v. 9).
- BUCHMANN, S. E. Buzz Pollination in Angiosperms. In: JONES, C. E.; LITTLE, R. J. (Ed.). **Handbook of Experimental Pollination Biology**. New York, USA: Van Nostrand Reinhold, 1983. p. 73-113.
- BUSH, A. O.; LAFFERTY, K. D.; LOTZ, J. M.; SHOSTAK, A. W. Parasitology meets ecology on its own terms Margolis et al. revised. **Journal of Parasitology**, n. 4, v. 83, p. 575-583, 1997.
- CAMARGO, R. C. R. Produção Orgânica de Mel no Brasil – realidades e gargalos. In: CONGRESSO ÍBEROLATINO AMERICANO DE APICULTURA, 10., 2010, Natal. **Anais...** Natal, 2010.
- CAMILLO, E. **Polinização do maracujá**. Ribeirão Preto: Holos, 2003.
- CAMPOS, G.; MODESTA, R. C. D. Diferenças sensoriais entre mel floral e mel de melato. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 59, n. 1-2, p. 7-14, 2000.
- CAMPOS, L. A. O. Introdução a meliponicultura. Meliponicultura: aspectos gerais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 11., 1996, Teresina. **Anais...** Teresina: CBA, 1996, p. 87-94.
- CARVALHO, C. A. L.; ALVES, R. M. O.; SOUZA, B. A. **Criação de abelhas sem ferrão**: aspectos práticos. Cruz das Almas: UFB / SEAGRI – BA, 2003. 42 p. (Série Meliponicultura, v. 8).

- CARVALHO, G. A. **Método químico no controle de pragas**. Lavras, [200-?]. Disponível em: <<http://www.den.ufla.br/Professores/Geraldo/Disciplinas/CONTROLE%20QU%CDMICO1.doc>>. Acesso em: 13 out. 2010.
- CELLI G., MACCAGNANI, B. Honey bees as bioindicators of environmental pollution. **Bulletin of Insectology**, n. 1, v. 56, p. 137-139, 2003.
- CHAUZAT, M. P.; FAUCON, J. P.; MARTEL, A. C.; LA-CHAIZE, J.; COUGOULE, N.; AUBERT, M. A. survey of Pesticide Residues in Pollen Loads by Honeybees in France. **J. Econ. Entomol.**, n. 99, p. 253-262, 2006.
- CHAUZAT, M-P.; FAUCON, J-P. Pesticides residues in beewax samples collected from honey bee colonies (*Apis mellifera* L.) in France. **Pest Management Science**, v. 63, p. 1100-1106, 2007.
- CLAUDIANOS, C.; RANSON, H.; JOHNSON, R. M.; BISWAS, S.; SCHULER, M. A.; BERENBAUM, M. R.; FEYEREISEN, R.; OAKESHOTT, J. G. A deficit of detoxification enzymes: pesticide sensitivity and environmental response in the honeybee. **Insect. Mol. Biol.**, v. 15, p. 615-636, 2006.
- COELHO, I. R.; RIBEIRO, S. P. Environment heterogeneity and seasonal effects in ground-dwelling ant (Hymenoptera: Formicidae) assemblages in the Parque Estadual do Rio Doce, MG, Brazil. **Neotropical Entomology**, n. 1, v. 35, p. 19-29. 2006.
- COLLIN, M. E.; BONMATIN, J. M.; MOINEAU, J.; GAIMON, C.; BRUN, S. ; VERMANDERE, J. P. A method to quantify and analyze the activity of honey bees: relevance to the sublethal effects induced by systemic insecticides. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 43, p. 387-395, 2004.
- COSTANZA, R.; D'ARGE, R.; DE GROOT, R.; FARBER, S.; GRASSO, M.; HANNON, B.; LIMBURG, K.; NAEEM, S.; O'NEILL, R. V.; PARUELO, J.; RASKIN, R. G.; SUTTON, P.; VAN DEN BELT, M. The value of the world's ecosystem services and natural capital. **Nature**, v. 387, p. 255, 1997.
- COX, R. L.; WILSON, W. T. Effects of permethrin on the behavior of individually tagged honey bees, *Apis mellifera* L. (Hymenoptera:Apidae). **Environmental Entomology**, v. 13, p. 375-378, 1984.
- CRUZ, D. D.; FREITAS, B. M.; SILVA, L. A.; SILVA, E. M. S. ; BOMFIN, I. G. A. Pollination efficiency of the stingless bee *Melipona subnitida* on greenhouse sweet pepper. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, p. 1197-1201, 2005.
- CUNHA, J. P. A. R. da. Simulação da deriva de agrotóxicos em diferentes condições de pulverização. **Ci-ênc. Agrotec.**, Lavras, v. 32, n. 5, out. 2008. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S1413-70542008000500039;script=sci_arttext>. Acesso em: 31 mar. 2011.
- DAILY, G. C. **Nature's Services: Societal Dependence on Natural Ecosystems**. Washington: Island Press, 1997.
- DAJOZ, R. **Princípios de ecologia**. 7. ed. Porto Alegre: Artmed editora, 2005.
- DALMOLIN, A.; MELO, G. A. R.; VARASSIN, I. G. **Polinização e polinizadores de maracujás**. 2005. Disponível em: <www.zoo.bio.ufpr.br/polinizadores>. Acesso em: 1 dez. 2011
- DANGERFIELD, J. M.; PIK, A. J.; BRITTON, D.; HOLMES, A.; GILLINGS, M.; OLIVER, I.; BRISCOE, D. ; BEATTIE, A. J. Patterns of invertebrate biodiversity across a natural edge. **Austral Ecology**, v. 28, p. 227-236, 2003.
- DE JONG, D. O valor da abelha na produção mundial de alimento. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 13., Florianópolis, SC. **Anais...** 2000. CD-ROM.
- DE MARCO JUNIOR, P.; COELHO, F. M. Services Performed By the Ecosystem: Forest Remnants Influence Agricultural Cultures' Pollination and Production. **Biodiversity and Conservation**, v. 13, p. 1245-1255, 2004.
- DE WAEL, L.; DE GREEF, M. ; VAN LAERE, O. Toxicity of pyriproxifen and fenoxycarb to bumble bee brood using a new method for testing insect growth regulators. **Journal of Apicultural Research**, v. 34, p. 3-8, 1995.
- DECOURTYE, A.; LACASSIE, E.; PHAM-DELEGUE, M.H. Learning performances of honey bees are differentially affected by imidacloprid according to the season. **Pest Manmement Science**, v. 59, p. 269-278, 2003.
- DECOURTYE, A.; LE METAYER, M.; POTTIAU, H.; TISSEUR, M.; ODOUX, J. F.; PHAM-DELEGUE, M. H. Impairment of olfactory learning performances in the honeybee after long term ingestion of imidacloprid. In: BELZUNCES, L. P.; PELISSIER, C.; LEWIS, G. B. (Ed.). **Hazards of pesticides to bees**. France: Inra, 1999. p. 113-117. 361 p.
- DELAPLANE, K. S.; MAYER, D. F. **Crop pollination by bees**. Cambridge: Cabi, 2000.
- DUPONT, G. Les abeilles malades de l'homme, **Le Monde**, 29 August 2007. Disponível em: <http://www.lemonde.fr/cgi-bin/ACHATS/acheter.cgi?offre=ARCHIVES&type_item=ART_ARCH_30J&objet_id=1002393&clef=ARC-TRK-NC_01>. Acesso em: 31 out. 2010.

- DYER, F. C. The biology of the dance language. **Annual Review of Entomology**, v. 47, p. 917-949, 2002.
- EMBRAPA. **Sistemas de produção, 04. Versão Eletrônica**. 2005. Disponível em: < <http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Acai/Sistema-ProducaoAcai/paginas/nocoos.htm> >. Acesso em: 27 jan. 2011
- EMBRAPA. AZEVEDO, F. R. de; FREIRE, F. das C. O. (Ed.). **Tecnologia de aplicação de defensivos agrícolas**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical. 2006. 47 p. (Documentos, 102).
- EUROFINS. **Honey and Bumble Bee Field**. 2011. Disponível em: <<http://www.eurofins.com/agrosocienceservices/ecotoxicology/honey--bumble-bee-field.aspx>>. Acesso: 20 maio 2011.
- EWERS, R. M.; DIDHAM, R. K. Confounding factors in the detection of species responses to habitat fragmentation. **Biological Review**, p. 1-26, 2005.
- FALCÃO, M. A.; PARALUPPI, N. D.; CLEMENT, C. R.; KERR, W. E. E.; SILVA, M. F. Fenologia E Produtividade Do Abacate (*Persea Americana* Mill.) Na Amazônia Central. **Acta Amazônica**, v. 31, n. 1, p. 3-9. 2001.
- FAO (Food and Agriculture Organization). Conservation and management of pollinators for sustainable agriculture – the international response. In: FREITAS, B. M.; PORTELA, J. O. B. (Ed.). **Solitary bees: conservation, rearing and management for pollination**. Fortaleza, Imprensa Universitária, 2004. p. 285.
- FÁVERO, A. C.; COUTO, R. H. N. Polinização Entomófila Em Soja (*Glycine Max* L. Var. FT2000). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 13., CBA, 2000, Florianópolis. **Anais...** CD-ROM.
- FLETCHER, M.; BARNETT, L. Bee poisoning incidents in the United Kingdom. **Bulletin of Insectology**, v. 56, p. 141-145, 2003.
- FLORES, L. R. F.; TRINDADE, J. L. F. Importância Da Polinização Entomófila em Diferentes Culturas com Interesse Econômico para o Brasil. In: SEMANA DE TECNOLOGIA EM ALIMENTOS, 5., v. 2, n. 1, 2007. Paraná. **Anais...** Paraná, 2007.
- FOERSTER, L. A. Seletividade de inseticidas a predadores e parasitóides. In: PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (Ed.). **Controle biológico no Brasil: parasitóides e predadores**. São Paulo: Manole, 2002. Cap. 6, p. 95-114.
- FREE, J. B. **Insect Pollination of Crops**. San Diego: Academic Press, 1993.
- FREITAS, B. M.; PAXTON, R. J. A Comparison of two Pollinators: The Introduced Honey Bee *Apis Mellifera* And Indigenous Bee *Centris Tarsata* On Cashew *Anacardium Occidentals* In Its Native Range of NE Brazil. **Journal of Applied Ecology**, v. 35, p. 109-121, 1998.
- FREITAS, B. M.; PINHEIRO, J. N. Efeitos Sub-letais dos Pesticidas Agrícolas e seus Impactos no Manejo de Polinizadores dos Agroecossistemas Brasileiros. **Oecologia Australis**, v. 14, n. 1, p. 282-298, 2010.
- FREITAS, B. M.; OLIVEIRA-FILHO, J. H. **Criação racional de mamangavas para polinização em áreas agrícolas**. Fortaleza: BNB, 2001. 96 p.
- FREITAS, B. M.; PINHEIRO, J. N. Efeitos sub-letais dos pesticidas agrícolas e seus impactos no manejo de polinizadores dos agroecossistemas brasileiros. **Oecologia Australis**, v. 14, p. 282-298, 2010.
- FREITAS, B. M. A importância relativa de *Apis mellifera* e outras espécies de abelhas na polinização de culturas agrícolas. In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 3., FFCL, 1998, Ribeirão Preto. **Anais...** p. 10-20.
- FREITAS, B. M. O uso de programas racionais de polinização em áreas agrícolas. **Mensagem Doce**, v. 46, p. 16-20, 1998.
- FREITAS, B. M. **Potencial da caatinga para a produção de pólen e néctar para a exploração apícola**. Fortaleza, 1991. p. 140.
- FREITAS, B. M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. Economic value of Brazilian cash crops and estimates of their pollination constrains. In: FAO report 02, Agreement FAO-FUSP. **Economic value of pollination and pollinators**. São Paulo, 2004.
- FREITAS, B. M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; MEDINA, L. M.; KLEINERT, A. M. P.; GALLETO, L.; NATES-PARRA, G.; QUEZADA-EUÁN, J. J. G. Diversity, threats and conservation of native bees in the Neotropics. **Apidologie**, v. 40, p. 332-346, 2009.
- FREITAS, B. M.; PAXTON, B. M. The role of wind and insects in cashew (*Anacardium occidentale*) pollination in NE Brazil. **Journal of Agricultural Science**, v. 126, p. 319-326, 1996.
- GALLI, J. C. A seletividade dos inseticidas. **Suplemento Agrícola**, O Estado de São Paulo, n. 1777, p. 6, 1989.
- GIMENES, M. Ecologia da polinização. In: ENCONTRO REGIONAL DE BOTÂNICOS, 2000, Feira de Santana. **Apostila do Curso de Ecologia da Polinização**.

- GODOY, J. **Alarme contra inseticidas assassinos de abelha**. Disponível em: < <http://tierramerica.net/2004/0313/pacentos.shtml> >. Acesso em: 29 out. 2010
- GONÇALVES, L. S. **Agrotóxicos trazem riscos ao setor**. 2010. Disponível em: <<http://www.portaldoagronegocio.com.br/conteudo.php?id=45060>>. Acesso: 16 fev. 2011.
- GRAHAM-BRYCE, I. J. Chemical Methods. In: BURN, A. J.; COAKER, T. H.; JEPSON, P. C. (Ed.). **Integrated pest management**. London: Academic Press, 1987. p. 113-159.
- GUPTA, P. R.; CHANDEL, R. S. Effects of diflubenzuron and penfluron on workers of *Apis cerana indica* F and *Apis mellifera* L. **Apidologie**, v. 26 p. 3-10, 1995.
- HASSAN, S. A. Métodos padronizados para testes de seletividade com ênfase em *Trichogramma*. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba: Fealq, 1997. Cap. 8, p. 207-233.
- HASSAN, S. A. Strategies to select *Trichogramma* species for use in biological control. In: WAJNBERG, E.; HASSAN, S. A. (Ed.). **Biological Control with egg parasitoids**. Wallingford: CAB International, 1994. Cap. 3, p. 55-71.
- HASSAN, S. A.; BIGLER, F.; BOGENSCHÜTZ, H.; BOLLER, E.; BRUN, J.; CALIS, J. N. M.; COREMANS-PELSENEER, J.; DUSO, C.; GROVE, A.; HEIMBACH, U.; HELYER, N.; HOKKANEN, H.; LEWIS, G. B.; MANSOUR, F.; MORETH, L.; POLGAR, L.; SAMSOE-PETERSEN, L.; SAUPHANOR, B.; STAUBLI, A.; STERK, G.; VAINIO, A.; VEIRE, M. Van De; VIGGIANI, G.; VOGT, H. Results of the fifth joint pesticides testing program of the IOBC/WPRS – Working group “Pesticides and Beneficial Organisms”. **Entomophaga**, Paris, v. 36, n. 1, p. 55-67, 1991.
- HASSANI, A. K.; DACHER, M.; GAUTHIER, M.; ARMENGAUD, C. Effects of sublethal doses of fipronil on the behavior of honey bee (*Apis mellifera*). **Pharmacology Biochemistry and Behavior**, v. 82, p. 30-39, 2005.
- HAYNES, K. F. Sublethal effects of neurotoxic insecticides on insect behavior. **Annual Reviews of Entomology**, v. 33, p. 149-168. 1998.
- HEARD, T. A. The Role of Stingless Bees in Crop Pollination. **Annual Reviews of Entomology**, n. 44, p. 183-206, 1999.
- HERRICK, J. E.; BESTELMEYER, B. T.; ARCHER, S.; TUGEL, A.; BROWN, J. R. An integrated framework for science-based arid land management. **Journal of Arid Environments**, v. 65, p. 319-335, 2006.
- HILÁRIO, S. D.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; KLEINERT, A. de M. P. Flight Activity and Colony Strngth in the Stingless Bees *Melipona bicolor bicolor* (Apidae, Meliponinae). **Revs. Bras. de Biol.**, n. 2, v. 60, p. 299-306, 2000.
- HODKINSON, D.J.; THOMPSON, K. Plant dispersal: the role of man. **Journal of Applied Ecology**, v. 34, p. 1484-1496, 1997.
- HOOPER, D. U.; CHAPIN III, F. S.; EWEL, J. J.; HECTOR, A.; INCHAUSTI, P.; LAVOREL, S.; LAWTON, J. H.; LODGE, D. M.; LOREAU, M.; NAEEM, S.; SCHMID, B.; SETÄLÄ, H.; SYMSTAD, A. J.; VANDERMEER, J.; WARDLE, D. A. Effects of biodiversity on ecosystem functioning: a consensus of current knowledge. **Ecological Monographs**, v. 75, p. 3-35, 2005.
- IBGE. **Produção da pecuária municipal**. 2010. Disponível em: < <http://tierramerica.net/2004/0313/pacentos.shtml> >. Acesso em: 19 jan. 2011.
- IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. **Serviços aos ecossistemas, com ênfase nos polinizadores e polinização**. 2004. Disponível em: <<http://www.ib.usp.br/vinces/logo/vera.pdf>>. Acesso em: 20 jun. 2008.
- IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; SARAIVA, A. M.; JONG, D. **Bees as Pollinators in Brazil: assessing the status and suggesting best practices**. Ribeirão Preto, SP: Holos, 2006.
- ISSA, M. R. C.; VELOCCI, M. E. P.; GONÇALVES, L. S.; SOARES, A. E. E. Ensaio De Polinização em Soja (Glycine Max) Por Abelhas *Apis Mellifera* L. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 5., CBA, 1980. Viçosa, M. G. **Anais...**
- JAY, S. C. Spatial management of honeybees on crops. **Annual Reviews of Entomology**, v. 31, p. 49-65, 1986.
- JAYCOX, E. R.; SKOWRONEK, W.; GUYNN, G. Behavioral changes in worker honey bees (*Apis mellifera*) induced by injections of juvenile hormone mimic. **Annual Entomology Society of America**, v. 67, p. 529-534, 1974.
- JOHANSEN, C. A.; MAYER, D. F. **Pollinator protection. A bee pesticide handbook**. Cheshire, USA: Wicwas Press, 1990.
- JOHNSON, R. **Honey Bee Colony Collapse Disorder, 2010. Disponível em:** < <http://www.fas.org/sgp/crs/misc/RL33938.pdf> >. Acesso em: 14 fev. 2011.

- JULIANO, J. C. Polinização Entomófila Na Soja. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 4., CBA, 1976. Curitiba. **Anais...** 1977. p. 235-239.
- JÚNIOR, L. **Agrotóxico pode ter matado 500 mil abelhas em apiário de Braúna**. 2010. Disponível em: < <http://www.folhadaregiao.com.br/Materia.php?id=268260> >. Acesso em: 20 fev. 2011.
- KALINGANIRE, A.; HARWOOD, C. E.; SLEE, M. U.; SIMONS, A. J. Pollination and Fruit-Set of *Grevillea Robusta*. In: Western Kenya. **Austral Ecology**, v. 26, p. 637-648, 2001.
- KAY, K.; SCHEMSKE, D. Geographic patterns in plant-pollinator mutualistic networks: comment. **Ecology**, v. 85, p. 875-878, 2004.
- KEARNS, C. A.; INOUE, D. W. Pollinators, Flowering Plants, and Conservation Biology. **BioScience**, v. 47, n. 5, p. 297-306, 1997.
- KEARNS, C. A.; INOUE, D. W.; WASER, N. M. Endangered mutualisms: the conservation of plant-pollinator interactions. **Annu. Rev. Ecol. Syst.**, n. 29, p. 83-112, 1998.
- KEARNS, C. A.; INOUE, D. W.; WASER, N. M. Endangered mutualisms: The conservation of plant-pollinator interactions. **Annu. Rev. Ecol. Syst.**, v. 29, p. 83-112, 1998.
- KEVAN, P.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. (Ed.). **Pollinating bees: the conservation link between Agriculture and Nature**. Brasília: Ministry of Environment, 2002. p. 313.
- KEVAN, P. G. Blueberry crops in Nova Scotia and New Brunswick-pesticides and crop reductions. **Canadian Journal of Agricultural Economics**, v. 25, p. 61-64, 1977.
- KEVAN, P. G.; VIANA, B. F. The Global decline of Pollination Services. **Tropical Conservancy**, n. 4, v. 4, p. 3-8, 2003.
- KEVAN, P. Pollinators as bioindicators of the state of the environment: species activity and diversity. **Agriculture Ecosystems and Environment**, v. 74, p. 373-393, 1999.
- KEVAN, P. G.; GRECO, C. F.; BELAOUSSOFF, S. Log-normality of biodiversity and abundance in diagnosis and measuring of ecosystemic health: pesticide stress on pollinators on blueberry heaths. **Journal of Applied Ecology**, v. 34, p. 1122-1136, 1997
- KEVAN, P. G.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. **Pollinating bees: The conservation link between agriculture and nature**. Brasília: MMA, 2006. 336 p.
- 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. **Proc. R. Soc. B.**, v. 274, p. 303-313, 2007.
- KLEIN, A.-M.; STEFFAN-DEWENTER, I.; TSCHARNTKE, T. Rain forest promotes trophic interactions and diversity of trap-nesting Hymenoptera in adjacent agroforestry. **Journal of Animal Ecology**, v. 75, p. 315-323, 2006.
- KLEINERT-GIOVANNINI, A.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. Flight activity and responses to climatic conditions of two subspecies of *Melipona marginata* Lepageletier (Apidae, Meliponinae). **J. Apic. Res. M.**, n. 1, v. 25, p. 3-8, 1986.
- KREBS, C. J. **Ecological methodology**. 2. ed. Sunderland, USA: Addison Wesley Longman (Ed.). 1999. 620 p.
- KREMEN, C. Crop pollination services from wild bees. In: JAMES, R. R.; PITTS-SINGER, T. (Ed.). **Bee pollination in agricultural ecosystems**. Oxford, UK: Oxford University Press, 2008. p. 10-26. 232 p.
- KREMEN, C. Pollination services and community composition: does it depend on diversity, abundance, biomass or species traits? In: FREITAS, B. M.; PORTELA, J. O. B. (Ed.). **Solitary bees: conservation, rearing and management for pollination**. Fortaleza: Universidade Federal do Ceará, 2004. p. 115-124. 285 p.
- KREMEN, C.; WILLIAMS, N. M.; AIZEN, M. A.; GEMMILL-HARRIS, B.; LEBUHN, G.; MINCKLEY, R.; PACKER, L.; POTTS, S. G.; ROULSTON, T.; STEFFAN-DEWENTER, I.; VAZQUEZ, D. P.; WINFREE, R.; ADAMS, L.; CRONE, E. E.; GREENLEAD, S. S.; KEITT, T. H.; KLEIN, A. M.; REGETZ, J.; RICKETTS, T. H. Pollination and other ecosystem services produced by mobile organisms: a conceptual framework for the effects of land-use change. **Ecology Letters**, v. 10, p. 299-314. 2007.
- KREMEN, C.; WILLIAMS, N. M.; THORP, R. W. Crop Pollination from Native Bees at Risk from Agricultural Intensification. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 99, p. 16812-19816, 2002.
- LANGELLOTTO, G. A.; DENNO, R. F. Responses of invertebrate natural enemies to complex-structured habitats: a meta-analytical synthesis. **Oecologia**, v. 139, p. 1-10, 2004.
- LINSLEY, E. G. The ecology of solitary bees. **Hilgardia**, v. 27, p. 543-599, 1958.
- LOREAU, D. M.; NAEEM, M.; SCHMID, S.; SETÄLÄ, B.; SYMSTAD, H.; VANDERMEER, A. J. J.; WARDLE, D. A. Biodiver-

- sity and ecosystem functioning: Current knowledge and future challenges. **Science**, v. 294, p. 804-808, 2005.
- LORENZON, M. C. A.; MATRANGOLO, C. A. R.; SCHOREDER, J. H. Flora visitada pelas Abelhas Eussociais (Hymenoptera, Apidae) na Serra da Capivara, em Catinga do Sul do Piauí. **Neotropical Entomology**, v. 32, p. 27-36. 2003.
- LUDWIG, J. A.; REYNOLDS, J. F. **Statistical Ecology: A primer on methods and computing**. New York: John Wiley; Sons (Ed.). 1988.
- MACHADO, A. B. M.; DRUMMOND, G. M.; PAGLIA, E. A. P. **Livro vermelho da fauna brasileira ameaçada de extinção**. Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas. 2 v.; Brasília: MMA, 2008.
- MACKENZIE, K. E.; WINSTON, M. L. Effects of sublethal exposure to diazinon on longevity and temporal division of labor in the honey bee (Hymenoptera: Apidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 82, p. 75-82, 1989.
- MALAGODI-BRAGA, K. S. **Estudo De Agentes Polinizadores Em Cultura De Morango (Fragaria Xananas Duch.-Rosaceae)**. 2002. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, São Paulo. 2002.
- MALAGODI-BRAGA, K. S.; KLEINERT, A. D. P. Could *Tetragonisca Angustula Latreille* (Apinae, Meliponini) Be Effective As Strawberry Pollinator In Greenhouses? **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 55, p. 771-773, 2004.
- MALASPINA, O.; SOUZA, T. F. Reflexos das aplicações de agrotóxicos nos campos de cultivo para a apicultura brasileira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 27.; e MELIPONICULTURA, 3.; Belo Horizonte, 2008. **Anais...** Belo Horizonte, 2008.
- MALASPINA, O.; SOUZA, T. F.; ZACARIN, E. C. M. S.; CRUZ, A. S.; JESUS, D. Efeitos provocados por agrotóxicos em abelhas no Brasil. In: ANAIS DO ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 8., Ribeirão Preto, 2008. **Anais...** São Paulo, 2008. p. 41-48.
- MALASPINA, O.; NOVELLI, R. C. F.; SILVA-ZACARIN, E. C. M.; SOUZA, T. F.; Defesa de apiários e meliponários contra agrotóxicos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 18., 2010. Cuiabá. **Anais...** Mato Grosso, 2010. 5 p.
- MALERBO-SOUZA, D. T.; NOGUEIRA-COUTO, R. H.; COUTO, L. A. Polinização em Cultura de Laranja (*Citrus Sinensis* L. Osbeck, Var. Pera-Rio). **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 40, p. 237-242, 2003.
- MALERBO-SOUZA, D. T.; TOLEDO, V. A. A.; SILVA, S. R.; SOUZA, F. F. Polinização em Flores de Abacateiro (*Persea Americana*). **Acta Scientiarum**, v. 22, n. 4, p. 937-941, 2000.
- MAMOOD, A. N.; WALLER, G. D. Recovery of learning responses by honeybees following sublethal exposure to permethrin. **Physiological Entomology**, v. 15, p. 55-60, 1990.
- MANSOUR, S. A. Is it possible to use the honey bee adult as a bioindicator for the detection of pesticide residues in plants?. **Acta Biol. Hung.**, v. 38, p. 69-76, 1987.
- MARCO JUNIOR, P.; COELHO, F. M. Services performed by the ecosystem: forest remnants influence agricultural cultures' s pollination and production. **Biodiversity and Conservation**, v. 13, p. 1245-1255, 2004.
- MATSON, P. A.; PARTON, W. J.; POWER, A. G.; SWIFT, M. J. Agricultural intensification and ecosystem properties. **Science**, v. 277, p. 504-509, 1997.
- MATUO, T. **Técnicas de aplicação de defensivos**. Jaboticabal, SP: Funep, 1990. 139 p.
- MAUS, C.; CURÉ, G.; SCHMUCK, R. Safety of imidacloprid seed dressings to honey bees: a comprehensive overview and compilation of the current state of knowledge. **Bulletin of Insectology**, v. 56, p. 51-57, 2003.
- MAY, R. M. Patterns of species abundance and diversity. In: CODY, M. L.; DIAMOND, J. M. C. P. (Ed.). **Ecology and Evolution of Communities**. Harvard University Press VL., 1975. p. 81-120.
- MEDRZYCHI, P.; MONTANARI, R.; BORTOLOTTI, L.; SABATINI, A.G.; MAINI, S.; PORRINI, C. Effects of imidacloprid administered in sub-lethal doses on honey bee behaviour. **Laboratory test. Bulletin of Insectology**, v. 56, n. 1, p. 59-62, 2003.
- MELATHOPOULOS, A. P.; WINSTON, M. L.; WHITTINGTON, R.; HIGO, H.; Le DOUX, M. Field evaluation of neem and canola oil for the selective control of the honey bee mite parasites *Varroa jacobsoni* and *Acarapis woodi*. **Journal of Economic Entomology**, v. 93, p. 559-567, 2000.
- MELO C. G. De; ALVES E. U.; LORENZON, M. C. A.; BAPTISTA, J. L. Polinizadores De *Malpighia Glabra* L. **Mensagem Doce**, n. 42, p. 14-17, 1997.
- MELO, P. C. T. Desenvolvimento sustentável da cadeia produtiva do tomate para consumo *in natura* no Brasil e os desafios do melhoramento genético. In: CONGRESSO DE OLEICULTURA. 43., 2003, Recife. **Anais...** Pernambuco, 2003. p. 1-10.

- MEMMOTT, J.; WASER, N. M. Integration of alien plants into a native flower-pollinator visitation web. **Proceedings of the Royal Society**, v. 269, p. 2395-2399, 2002.
- MICHENER, C. D. **The social behaviour of the bees. A comparative study**. Cambridge, Belknap Press, 1974. 404 p.
- MILLENNIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT. **Ecosystems and Human Well-being: Biodiversity Synthesis**. Washington. World Resources Institute, 2005.
- MOLGA, P. La mort des abeilles met la planète en danger, Les Echos, 20 August 2007. Disponível em: <<http://archives.lesechos.fr/archives/2007/LesEchos/19985-63-ECH.htm>>. Acesso em: 12 dez. 2010.
- MOONEY, H.; CROPPER, A.; REID, W. Confronting the Human dilemma. **Nature**, n. 434, p. 561-562, 2005.
- MORAES, S. S.; BAUTISTA, A. R. L.; VIANA, B. F. Avaliação da toxicidade aguda (DL50 e CL50) de inseticidas para *Scaptotrigona tubiba* (Smith) (Hymenoptera: Apidae): via de contato. **An. Soc. Entomol. Bras.**, v. 29, n. 1, 2000.
- MOURA, R. Agrotóxicos trazem riscos ao setor. **Tribuna do Norte**. Outubro de 2010. Disponível em: <<http://www.tribunadonorte.com.br/.../agrototoxicos-trazem-riscos-ao-setor/162337>>. Acesso em: 13 fev. 2011.
- MOURE, J. S.; CAMARGO, J. M. F. *Melipona capixaba*, uma nova espécie de meliponinae do sudoeste do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 11, n. 2, p. 289-296, 1994.
- MULLIN, C. A.; FRAZIER, M.; FRAZIER, J. L.; ASHCRAFT, S.; SIMONDS, R.; VANENGELSDORP, D.; PETTIS, J. S. High Levels of Miticides and Agrochemicals in North American Apiaries: Implications for Honey Bee Health. **PLoS ONE**, v. 5, n. 3, 2010.
- NABHAN, G. P.; BUCHMANN, S. Services provided by pollinators. In: DAILY, G. C. (Ed.). **Nature's Services: Societal Dependence on Natural Ecosystems**. Washington: Island Press, 1997. p. 133-150.
- NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; ZUCCHI, R. A. **Entomologia econômica**. Piracicaba. Livroceres, 1981. 314 p.
- NATION, J. L.; ROBINSON, F. A.; YU, S. J. ; BOLTEN, A. B. Influence of upon honeybees of chronic exposure to very low levels of selected insecticides in their diet. **Journal of Apicultural Research**, v. 25, p. 170-177, 1986.
- NAVARRO, Z. Desenvolvimento rural no Brasil: os limites do passado e os caminhos do futuro. **Estudos Avançados**, v. 15, n. 43, 2001.
- NEVES, E. L.; VIANA, B. F. As Abelhas Eussociais (Hymenoptera, Apidae) Visitantes Florais em um Ecossistema de Dunas Continentais no Médio Rio São Francisco, Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 46, n. 4, p. 571-578, 2002.
- NOGUEIRA-COUTO, R. H. Polinização Com Abelhas Africanizadas. In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 1., 1994. Ribeirão Preto. **Anais...** São Paulo, 1994, p. 101-117.
- NOGUEIRA-NETO, P. **A criação de abelhas indígenas sem ferrão**. Cambridge University Press, 1997. 512 p.
- NUNES-SILVA, P.; HRNCIR, M.; IMPERATRIZ-FONSECA. A polinização por vibração. **Oecologia Australis**, v. 1, n. 14, p. 140-151, 2010.
- OSBORNE, J. L.; WILLIAMS, I. H.; CORBET, S. A. Bees, pollination and habitat change in the European Community. **Bee World**, v. 72, p. 99-116, 1991.
- O'TOOLE, C. Diversity of native bees and agroecosystems. In: LASALLE, J.; GAULD, I. D. (Ed.). **Hymenoptera and Biodiversity**. Wallingford: CAB International, 1993. p. 169-196.
- PAIVA, G. J.; TERADA, Y.; DE TOLEDO, V. A. A. Seed Production and Germination of Sunflowers (*Helianthus Annu* L.). **Acta Scientiarum Animal Sciences**, v. 25, n. 2, p. 223-227, 2003.
- PARRA, J. R. P. Técnicas de criação de *Anagasta kuehniella*. Hospedeiro alternativo para produção de *Trichogramma*. In: PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A. (Ed.). **Trichogramma e o controle biológico aplicado**. Piracicaba, SP: Fealq, 1997. p. 121-150.
- PEGORARO, A.; ZILLER, S. R. Valor Apícola das Espécies Vegetais de duas Fases Sucessionais da Floresta Ombrófila Mista, em União da Vitória Paraná – Brasil. **Boletim de Pesquisa Florestal, Colombo**, n. 47, p. 69-82, 2003.
- PEREIRA, A. P. R. **Caracterização do mel com vista a produção de hidromel**. Dissertação Escola Superior Agrária de Bragança. Bragança 2008
- PEREIRA, J. C.; VINCENZI, M. L.; LOVATO, P. E. Roland Ristow: uma contribuição ao estudo da agricultura sustentável. **Eisforia**, v. 1, n. 1, p. 63-97, 2003.
- PERES, T. B. Noções Básicas de Cromatografia. **Biológico**, v. 64, n. 2, p. 227-229, 2002.

- PINHEIRO, J. N.; FREITAS, B. M. Efeitos letais dos pesticidas agrícolas sobre polinizadores e perspectivas de manejo para os agroecossistemas brasileiros. **Oecologia Australis**, v. 14, p. 266-281, 2010.
- PINHEIRO-MACHADO, C.; ALVES-DOS-SANTOS, I.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; KLEINERT, A. M. P.; SILVEIRA, F. A. Brazilian Bee Surveys: State Of Knowledge, Conservation And Sustainable Use. In: KEVAN, P. G.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. (Ed.). **Pollinating Bees: The Conservation Link Between Agriculture And Nature**. Brasília: Ministry of Environment, 2002. p. 135-153.
- PINTO, M. R.; MIGUEL, W. Intoxicação de *Apis mellifera* por organofosforado na região do Vale do Itajaí, SC. 2008. In: ANAIS DO CONBRAVET. Disponível em: <<http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/R1080-2.pdf>>. Acesso em: 10 dez. 2010.
- PITTELLA, C. M. **Determinação De Resíduo De Pesticidas Em Mel De Abelha (Apis sp) por Cromatografia de fase gasosa acoplada a espectrometria de massa**. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais. Belo Horizonte, 2009.
- PORRINI, C.; GHINI, S.; GIROTTI, S.; SABATINI, A. G.; GATTACECCHIA, E.; CELLI, G. Use of honey bees as bioindicators of environmental pollution in Italy. In: DEWILLERS, J.; PHAM-DELÈGUE, M.-H. (Ed.). **Honey bees: Estimating the environmental impact of chemicals**. London, 2002. p. 186-247.
- POTTS, B. M.; MCGOWEN, M. H.; WILLIAMS, D. R.; SUITOR, S.; JONES, T. H.; GORE, P. L.; VAILLANCOURT, R. E. Advances in reproductive biology and seed production systems of Eucalyptus: the case of *Eucalyptus globulus*. **South Forests**, v. 70, n. 2, p. 145-154, 2008.
- PRESTON, F. W. Noncanonical distributions of commonness and rarity. **Ecology**, v. 61, p. 88-97, 1980.
- RAMALHO, M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; KLEINERT-GIOVANNINI, A. Ecologia nutricional de abelhas sociais. In: PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P. (Ed.). **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas**. Brasília: Manole, 1991. p. 225-252.
- RAMALHO, M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L.; GIANNINI, T. C. Within colony size variation of foragers and pollen load capacity in the stingless bee *Melipona quadri-fasciata anthidioides* Lepeletier (Apidae, Hymenoptera). **Apidologie**, v. 29, n. 3, p. 221-228, 1998.
- RAMOS, F. N.; SANTOS, F. A. M. Floral visitors and pollination of *Psychotria tenuinervis* (Rubiaceae): distance from the anthropogenic and natural edges of an Atlantic forest fragment. **Biotropica**, v. 38, n. 3, p. 383-389, 2006.
- RATNIEKS, F. L. W.; CARRECK, N. L. Clarity on Honey Bee Collapse. **Science**, v. 327, n. 5962, p. 152-153, 2010.
- RIAL-OTERO, R.; GASPARELLO, E. M.; MOURA, I.; CAPELO, J. L. Chromatographic based methods for pesticide determination in honey: An overview. **Talanta**, v. 71, p. 503-514, 2007.
- RIBEIRO, A. M. F.; COUTO, R. H. N. Polinização Entomófila De Soja (Glycine Max), Cultivar Conquista. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA. CBA, 14., 2002. Campo Grande. **Anais...** Mato Grosso do Sul, 2002. CD-ROM.
- RICHARDS, A. J. Does low biodiversity resulting from modern agricultural practice affect crop pollination and yield?. **Annals of Botany**, v. 88, p. 165-172, 2001.
- RICKETTS, T. H.; REGETZ, J.; STE-AN-DEWENTER, I.; CUNNINGHAM, S. A.; KREMEN, C.; BOGDANSKI, A.; GEMMIL-HERREN, B.; GREENLEAF, S. S.; KLEIN, A. M.; MAY-ELD, M.M.; MORANDIN, L. A.; OCHIENG, A.; VIANA, B. F. Landscape effects on crop pollinations services: are there general patterns?. **Ecology Letters**, v. 11, p. 499-515, 2008.
- RICKLEFS, R. E.; MILLER, G. L. **Ecology**. 4. ed. Freeman, EUA, 1999.
- RIEDL, H.; JOHANSEN, E.; BREWER, L.; BARBOUR, J. **How to reduce bee poisoning from pesticides**. Oregon State University, Corvallis. PNW (Pacific Northwest Extension). 2006. 26 p.
- RIETH, J. P.; LEVIN, M. D. Repellency of two phenylacetate-ester pyrethroids to the honeybee. **Journal of Apicultural Research**, v. 28, p. 175-179, 1989.
- RISSATO, S. R.; GALHIANE, M. S.; KNOLL, F. R. N.; APON, B. M. Supercritical fluid extraction for pesticide multiresíduo analysis in honey: determination by gas chromatography with electron-capture and mass spectrometry detection. **J. Chromatogr. A**, v. 1048, p. 153-159, 2004.
- RISSATO, S. R.; GALHIANE, M. S.; KNOLL, F. R. N.; ANDRADE, R. M. B.; ALMEIDA, M. V. Método multiresíduo para monitoramento de contaminação ambiental de pesticidas na região de Bauru (SP) usando mel como bio-indicador. **Quím. Nova**, v. 29, n. 5, p. 950-955, 2006.

- ROCHA, M. C. L. S. A. **Atividade de voo de duas espécies de melípona, *Melipona quadrifasciata antidioides* e *Melipona mandacaia*, em uma área de caatinga, Canudos, BA.** Monografia (Graduação) – Universidade Federal da Bahia, Salvador, 2005.
- RODARTE, A. T. A.; SILVA, F. O.; VIANA, B. F. A Flora Melitófila De Uma Área De Dunas Com Vegetação De Caatinga, Estado Da Bahia, Nordeste Do Brasil. **Acta Botânica Brasília**, v. 22, n. 2, p. 301-312, 2008.
- ROSA, A. S. **Efeito Polinizador De *Apis Mellifera* Em Flores De *Brassica Napus L.* (Hyola 432) E Potencial Produtor de Sementes, no Sul do Brasil.** 2009. Dissertação (Mestrado) - PUC Rio Grande do Sul, Programa de Pós-Graduação em Zoologia. Porto Alegre, 2009.
- ROSSI, S.; DALPERO, A. P.; GHINI, S.; COLOMBO, R.; SABATINI, A. G.; GIROTTI, S. Multiresidual method for the gas chromatographic analysis of pesticides in honeybees cleaned by gel permeation chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 905, p. 223-232, 2001.
- ROUBIK, D. W. **Ecology and natural history of tropical bees.** England: Cambridge University Press., 1989.
- RUGGIERO, C.; JOSÉ, A. R. S.; VOLPE, C. A.; OLIVEIRA, J. C.; DURIGAN, J. F.; BAUMGARTNER, J. G.; SILVA, J. R.; NAKAMURA, K.; FERREIRA, M. E.; KAVATI, R.; PEREIRA, V. P. **Maracujá para exportação:** aspectos técnicos da produção. Brasília: Embrapa-SPI, 1996. 64 p.
- SAKAGAMI, S. F.; MATSUMURA, T. Relative abundance, phenology and flower preference of Andrenid bees in Sapporo, north Japan (Hym., Apoidea) Jpn. **J. Ecol.**, Tokyo, v. 17, n. 6, p. 237-250, 1967.
- SANCHEZ JUNIOR, J. L. B.; MALERBO-SOUZA, D. T.; Frequência dos insetos na polinização e produção do algodão. **Acta Scientiarum**, v. 26, p. 461-465, 2004.
- SANTOS, M. L de A. **Pólen coletado por *Apis mellifera* no diagnóstico da poluição ambiental causada por praguicidas e metais no Brasil.** 2005. Tese (Doutorado) – Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2005.
- SCHÄFFER, A.; VAN DEN BRINK, P.; HEIMBACH, F.; HOY, S.; DE JONG, F.; RÖMBLKE, J.; SOUSA, J. P.; ROB-NICKOLL, M. Semi-field methods are a useful tool for the environmental risk assessment of pesticides in soil. **Env. Sci. Pollut.**, v. 15, n. 3, p. 176-177, 2008.
- SCHMUCK, R. No causal relationship between Gaucho seed dressing in sunflowers and the French bee syndrome. **Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer**, v. 52, p. 257-299, 1999.
- SCHMUCK, R.; SCHOUNING, R.; STORK, A.; SCHRAMMET, O. Risk posed to honeybees (*Apis mellifera* L., Hymenoptera) by an imidacloprid seed dressing of sunflowers. **Pest Management Science**, v. 57, p. 225-238, 2001.
- SCHRICKER, B.; STEPHEN, W. P. The effect of sublethal doses of parathion on honeybee behaviour. I. Oral administration and the communication dance. **Journal of Apicultural Research**, v. 9, p. 141-153, 1970.
- SCOLARI, D. Produção agrícola mundial: o potencial do Brasil. **Revista da Fundação Milton Campos**, Brasília, n. 25, 2006.
- SEAB-PR. **Agrotóxicos no Paraná.** 2011. Disponível em: < <http://celepar7.pr.gov.br/agrotoxicos>>. Acesso em: 25 jan. 2011.
- SEBRAE (Serviço Brasileiro de Apoio às Micro e Pequena Empresas). **Apicultura. Manual de segurança e qualidade para apicultura.** Brasília: PAS Mel, 2009.
- SILVEIRA NETO, S. **Manual de ecologia dos insetos.** Piracicaba, SP: Ceres, 1976.
- SILVEIRA, F. A. Praguicidas: mortalidade de abelhas, contaminação dos produtos apícolas e proteção do apiário. **Informe Agropecuário**, v. 13, p. 44-50, 1987.
- SILVEIRA, F. A.; MELO, G. A. R.; ALMEIDA, E. A. B. **Abelhas Brasileiras – sistemática e identificação.** Belo Horizonte: IDM Composição e Arte, 2002. 254 p.
- SIMPSON, B. B.; NEFF, J. L. Evolution of diversity of rewards, In: JONES, C. E.; LITTLE, R. J. (Ed.). **Handbook of experimental pollination biology.** New York: Van Nostrand Reinhold, 1983. p. 142-159. 558 p.
- SIRQUEIRA, K. M. M.; KILL, L. H. P.; MARTINS, C. F.; LEMOS, I. B.; MONTEIRO, S. P.; FEITOSA, E. A. Estudo comparativo da polinização de *Mangifera Indica* L. em cultivo Convencional e Orgânico na Região do Vale do Submédio do São Francisco. **Rev. Bras. Frutic.**, Jaboticabal, v. 30, n. 2, p. 303-310, 2008.
- SOLOMON, M. G.; HOOKER, K. J. M. Chemical repellents for reducing pesticide hazard to honeybees in apple orchards. **Journal of Apicultural Research**, v. 28, p. 223-227. 1989.
- SOUTHWICK, E. E.; SOUTHWICK, J. R. L. Estimating the economic value of honey bees (Hymenoptera Apoidea) as agricultural pollinators in the United States. **Economic Entomology**, v. 85, p. 621-633, 1992.
- SOUZA, M. R.; AGUIAR, O. S.; FREITAS, B. M.; NETO, A. A. S.; PEREIRA, T. F. C. Requerimento de Polinização

- do Meloeiro (*Cucumis melo*) No Município de Acaraú-CE, Brasil. **Revista Caatinga**, v. 22, n. 1, p. 238-242, 2009.
- SPADOTTO, C. A.; GOMES, M. A. F.; LUCHINI, L. C.; ANDREA, M. M. Monitoramento de risco ambiental de agrotóxicos: princípios e recomendações. **Embrapa Meio Ambiente**, Jaguariúna, p. 29, 2004.
- SPVS (Sociedade de pesquisa em Vida Selvagem e educação ambiental). **Projeto Promoção da Meliponicultura**. 2010. Disponível em: < http://www.spvs.org.br/projetos/ced_melipo.php >. Acesso em: 17 mar. 2011.
- STOKSTAD, E. The case of empty hives. Net, **Science Magazine**. 2007. Disponível em: <<http://www.sciencemag.org/cgi/reprint/316/5827/970.pdf>.doi:10.1126/science.316.5827.970>. Acesso em: 21 fev. 2011.
- STONE, J. C.; ABRAMSON, C. I.; PRICE J. M. Task-Dependent Effects of Dicofol (Kelthane) on Learning in the Honey Bee (*Apis mellifera*). Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology, v.58, n. 2, p. 177-183, 1997.
- STONER, A.; WILSON, W. T.; HARVEY, J. Acephate (Orthene): effects on honey bee queen, brood and worker survival. **American Bee Journal**, v. 125, p. 448-450, 1985.
- STONER, A.; WILSON, W. T.; HARVEY, J. Dimethoate (Cygon): effect of long-term feeding of low doses on honey bees in standard size field colonies. **The Southwestern Entomology**, v. 8, p. 174-177, 1983.
- STONER, A.; WILSON, W. T.; RHODES, H. A. Carbofuran: effect of long-term feeding of low doses in sucrose syrup on honeybees in standard-size field colonies. **Environmental Entomology**, v. 11, p. 53-59, 1982.
- SUCEN-SP. **Manual de segurança química em controle de vetores**. 2009. Disponível em: < <http://www.sucen.sp.gov.br/down/segtrb/sequi3.pdf> >. Acesso em: 7 jan. 2011.
- SUINAGA, F. A.; PICANÇO, M.; ZANUNCIO, J. C.; BASTOS, C. S. Seletividade fisiológica de inseticidas a *Podisus nigrispinus* (Dallas, 1851) (Heteroptera: Pentatomidae) predador de lagartas desfolhadoras de eucalipto. **Revista Árvore**, v. 20, n. 3, p. 407-414, 1996.
- TASEI, J. N.; LERIN, J.; RIPPAULT, G. Sub-lethal effects of imidacloprid on bumblebees, *Bombus terrestris* (Hymenoptera:Apidae) during a laboratory feeding test. **Pest Management Science**, v. 56, p. 784-788, 2000.
- TAYLOR, K. S.; WALLER, G. D.; CROWDER, L. A. Impairment of a classical conditioned response of the honey bee (*Apis mellifera* L.) by sublethal doses of synthetic pyrethroid insecticides. **Apidologie**, v. 18, p. 243-252, 1987.
- THOMPSON, H. M. Behavioural effects of pesticides in bees – their potential for use in risk assessment. **Ecotoxicology**, v. 12, p. 317-330, 2003.
- TILMAN, D.; CASSMAN, K. G.; MATSON, P. A.; NAYLOR, R.; POLASKY, S. Agricultural sustainability and intensive production practices. **Nature**, v. 418, p. 671-677, 2002.
- UGLAND, K. I.; GRAY, J. S. Lognormal distributions and the concept of community equilibrium. **Oikos**, v. 39, p. 171-178, 1982.
- UGLAND, K. I.; GRAY, J. S. Lognormal distributions and the concept of community equilibrium. **Oikos**, v. 39, p. 171-178, 1982.
- UNDERWOOD R. B.; VANENGELSDORP, D. **Colony Collapse Disorder: Have We Seen This Before?**. 2007. Disponível em: <www.beeculture.com/content/ColonyCollapseDisorder.cfm>. Acesso em: 30 out. 2010.
- USDA. **Colony Collapse Disorder Progress Report, CCD Steering Committee**. 2009. Disponível em: < http://www.ars.usda.gov/is/br/ccd/ccd_progressreport.pdf >. Acesso em: 13 fev. 2011.
- VAN DER STEEN, J. J. M.; Review of the methods to determine the hazard and toxicity of pesticides to bumblebees. **Apidologie**, v. 32, p. 399-406, 2001.
- VANDAME, R.; MELED, M.; COLIN, M. E.; BELZUNCES, L. P. Alteration of the homing-flight in the honey bee *Apis mellifera* L. exposed to sublethal dose of deltamethrin. **Environmental Toxicology Chemistry**, v. 14, p. 855-860, 1995.
- VANENGELSDORP, D.; EVANS, J. D.; SAEGERMAN, C.; MULLIN, C.; HAUBRUGE, E.; NGUYEN, B. K.; FRAZIER, M.; FRAZIER, J.; COX-FOSTER, D.; CHEN, Y.; UNDERWOOD, R.; TARPY, D. R.; PETTIS, J. S. "Colony Collapse Disorder: A Descriptive Study". **Proceedings of the National Academy of Sciences**, n. 8, v. 4, 2009.
- VENTURIERI, G. C.; RAIOL V. F. O.; PEREIRA, C. A. B. Avaliação da introdução de *Melipona fasciculata* (Apidae: Meliponina) entre os agricultores familiares de Bragança, Belém. **Biota Neotropica**, v. 3, n. 2, 2003.
- VIANA, B. F.; SILVA, F. O. Limitação e Causas do Declínio de Polinizadores do Maracujá-Amarelo (*Passiflora edulis* Sims) no Vale do São Francisco, Juazeiro, BA. In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 2006, 7., Ribeirão Preto. **Anais...** Ribeirão Preto, 2006.

- VIANA, B. F.; BOGDANSKI, A.; SILVA, F. O.; KLEIN, A. M.; Limitación de Polinizadores del Maracuyá Amarillo en la Región del "Vale Médio São Francisco", Bahia, Brasil. In: REUNIÓN ARGENTINA DE ECOLOGIA, 22., 2006, Córdoba. **Anais...** Córdoba, 2006. p. 368.
- VIANNA, M. R.; JUNIOR, P. M.; CAMPOS, L. A. O. Manejo De Polinizadores E O Incremento Da Produtividade Agrícola: Uma Abordagem Sustentável Dos Serviços Do Ecosistema. **Rev. Bras. Agroecologia**, v. 2, n. 1, 2007.
- VILHENA, A. M. G. F.; AUGUSTO, S. C. Polinizadores da Aceroleira *Malpighia Emarginata* Dc (Malpighiaceae) Em Área de Cerrado no Triângulo Mineiro. **Biosci. J**, Uberlândia, v. 23, n. 1, p. 14-23, 2007.
- VILLA, V. P. V.; MARTINHO, M. R.; SEDIYAMA, T.; FREIRE, J. A. H. Effect of Africanised bees, *Apis mellifera* L. in the hybridisation and productivity of soybeans *Glycine max* (L.) Merrill. In: PROCEEDINGS OF THE INTERNATIONAL CONGRESS OF APICULTURAL APIMONDIA, 32., 1989, Brazil. **Anais...**, Bucharest, 1992. p. 414-415.
- VOLLMER, S. **Italy bans pesticides linked to bee devastation**. 2008. Disponível em: <<http://beeandgarden.com/?p=68>>. Acesso em: 12 dez. 2010.
- WALLACE, H. M.; LEE, L. S. Pollen Source, Fruit Set And Xenia In Mandarins. **Journal of Horticultural Science**, v. 74, p. 82-86, 1999.
- WALLER, G. D.; BARKER, R. J.; MARTIN, J. H. Effects of dimethoate on honeybee foraging. **Chemosphere**, v. 7, p. 461-463, 1979.
- WESTERKAMP C. Honeybees are poor pollinators – why? **Plant Systematics and Evolution**, v. 177, p. 71-75, 1991.
- WESTERKAMP, C.; GOTTSBERGER, G. The costly crop pollination crisis. In: KEVAN, P.; IMPERATRIZ-FONSECA, V. L. (Ed.). **Pollinating Bees – The conservation Link Between Agriculture and Nature – MMA**. Brasília. 2002. p. 51-56.
- WESTERKAMP, C. H. Pollen in bee-flower relations: Some considerations on melittophily. **Bot. Acta**, v. 109, p. 325-332, 1996.
- WESTRICH, P. Habitat requirements of central European bees and the problems of partial habitats. In: MATHESON, A.; BUCHMANN, S. L.; O'TOOLE, C.; WESTRICH, P.; WILLIAMS, I. (Ed.). **The Conservation of Bees**. New York: Academic Press, 1996. p. 1-16.
- WILCOCK, C.; NEILAND, R. Pollination failure in plants: why it happens and when it matters. **Plant Science**, v. 7, n. 6, p. 270-277, 2002.
- WILLIAMS, I. H. The dependences of crop production within the European Union on pollination by honeybees. **Agricultural Zoology Review**, v. 6, p. 229-257, 1994.
- WINFREE, R.; N.M. WILLIAMS; J. DUSHOFF; C. KREMEN. Native bees provide insurance against ongoing honey bee losses. **Ecology Letters**, v. 10, p. 1105-1113, 2007.
- WOLFF, L. F.; DOS REIS, V. D. A.; SANTOS, R. S. S. **Abelhas melíferas: bioindicadores e qualidade ambiental e de sustentabilidade da agricultura familiar de base ecológica**. Pelotas, 2008. Embrapa Clima Temperado. Documentos, 244. 38 p.
- WOOD, A.; STEDMAN-EDWARDS, P.; MANG. J. **The Root Causes of Biodiversity Loss**. London: World Wildlife Fund and Earthscan Publications Ltd., 2000.
- XEYLA, R. **Programa vai mapear produção nacional de mel**. 2007. Disponível em: <<http://www.es.agenciasebrae.com.br/noticia.kmf?canal=660;cod=10803009>>. Acesso em: 15 fev. 2011.