

POLINIZADORES E PESTICIDAS:

PRINCÍPIOS DE MANEJO PARA OS
AGROECOSSISTEMAS BRASILEIROS

República Federativa do Brasil

Presidenta: DILMA ROUSSEFF

Vice-Presidente: MICHEL TEMER

Ministério do Meio Ambiente

Ministra: IZABELLA MÔNICA VIEIRA TEIXEIRA

Secretaria Executiva

Secretário: FRANCISCO GAETANI

Secretaria de Biodiversidade e Florestas

Secretário: ROBERTO BRANDÃO CAVALCANTI

Departamento de Conservação da Biodiversidade

Diretora: DANIELA AMÉRICA SUAREZ DE OLIVEIRA

Gerência de Conservação da Biodiversidade

Gerente: ADRIANA PANHOL BAYMA

Ministério do Meio Ambiente

Secretaria de Biodiversidade e Florestas

Departamento de Conservação da Biodiversidade

SEPN 505, Bloco B, Ed. Marie Prendi Cruz, Sala 412

Brasília – DF

CEP: 70730-542

Ministério do Meio Ambiente
Secretaria de Biodiversidade e Florestas
Departamento de Conservação da Biodiversidade

POLINIZADORES E PESTICIDAS:

PRINCÍPIOS DE MANEJO PARA OS AGROECOSSISTEMAS BRASILEIROS

Autores:
Breno Magalhães Freitas
José Nunes Pinheiro

Brasília
2012

Autores:

Breno Magalhães Freitas e José Nunes Pinheiro

Projeto GEF Polinizadores

Gerente: Hélio Jorge da Cunha

Revisão:

Hélio Jorge da Cunha

Capa e Projeto Gráfico:

Ângela Ester Magalhães Duarte

Ficha Catalográfica:

Helionidia Oliveira

Catálogo na Fonte

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

F862p Freitas, Breno Magalhães.
Polinizadores e pesticidas: princípios e manejo para os agroecossistemas brasileiros / Breno Magalhães Freitas, José Nunes Pinheiro. – Brasília: MMA, 2012.
112 p. : il. color. ; 29 cm.

ISBN 978-85-7338-166-1

1. Polinização. 2. Pesticidas. 3. Ecossistemas agrícolas. 4. Defensivos agrícolas. I. Ministério do Meio Ambiente – MMA. II. Secretaria de Biodiversidade e Florestas – SBF. III. Departamento da Biodiversidade e Conservação. IV. Fundo Brasileiro para a Biodiversidade – Funbio. V. Título.

CDU(2.ed.)632.95.02

Referência para citação:

FREITAS, B. M.; PINHEIRO, J. N. Polinizadores e pesticidas: princípios e manejo para os agroecossistemas brasileiros. Brasília: MMA, 2012. 112 p.

Dedicatória

Os autores dedicam a Deus.

Breno Magalhães Freitas dedica:

Aos meus pais, irmãos e demais membros da minha família pelo apoio sempre presente;
À minha esposa, Janete, pelo amor incondicional;
Aos meus filhos, Douglas e Lucas Antonio, pelas constantes alegrias.

José Nunes Pinheiro dedica:

Ao meu pai, Ildefonso e minha mãe, Isaltina (*in memoriam*), pelo amor, carinho e verdadeira dedicação e companheirismo que têm dispensado ao longo da vida;
À minha esposa, Adriana, e filha, Gláucia, pelo amor, companheirismo, dedicação e incentivo que me têm dado.



Bombyliidae – Autor: Breno M. Freitas



Vespa em flor de cajazeira
Autor: Mikail Olinda de Oliveira



Xylocopa sp. e *Apis mellifera*
em flores de gergelim.
Autora: Patrícia Barreto de Andrade

Sumário

Apresentação.....	07
Prefácio.....	09
Introdução.....	11
PARTE I – ESTUDO DE RISCO DOS PESTICIDAS	15
Normas internacionais utilizadas como padrão para estudos de risco dos pesticidas.....	15
PARTE II – EFEITOS LETAIS DOS PESTICIDAS AGRÍCOLAS SOBRE AS ABELHAS	18
Densidade e atratividade da cultura.....	18
Tamanho das áreas.....	19
Efeito dos fatores ambientais na toxicidade dos defensivos agrícolas.....	20
Períodos do dia mais adequados para efetuar pulverizações.....	21
Seletividade e formulação dos defensivos agrícolas.....	22
Distância das colônias da área pulverizada.....	22
Efeito da idade e do porte da abelha na susceptibilidade a defensivos agrícolas.....	23
PARTE III – EFEITOS SUBLETAIS DOS PESTICIDAS SOBRE O COMPORTAMENTO E SOBREVIVÊNCIA DAS ABELHAS	25
Inseticidas inibidores da acetilcolinesterase – organofosforados e carbamatos.....	25
Inseticidas que alteram a modulação dos canais de sódio e a polaridade da membrana celular – piretróides.....	27
Inseticidas competidores da acetilcolina pelos receptores que mediam o impulso nervoso – neonicotinóides.....	29
<i>Os diferentes efeitos dos neonicotinóides em função dos receptores nicotínicos.....</i>	<i>32</i>
<i>Toxicidade diferencial e sinergia dos neonicotinóides com outros pesticidas.....</i>	<i>34</i>
Inseticidas de baixa toxicidade aguda oral e/ou dérmica – reguladores do crescimento, <i>Bacillus thuringiensis</i> e azadirachtin.....	35
Fungicidas e herbicidas.....	41
Marcadores bioquímicos para detecção do efeito de doses subletais.....	42
PARTE IV – CASOS ESPECÍFICOS DO EFEITO DOS DEFENSIVOS SOBRE OS POLINIZADORES	43
Avaliação residual de imidacloprid em solos, plantas e pólen.....	43

Efeito do pólen e do néctar transgênicos sobre as abelhas.....	44
<i>Efeitos indiretos no ecossistema das colônias de abelhas.....</i>	45
<i>Efeitos diretos sobre as abelhas.....</i>	46
Resultados de testes toxicológicos com abelhas africanizadas.....	48
Resultados de testes toxicológicos com meliponíneos.....	51
Efeito letal de pesticidas utilizados na citricultura.....	52
Efeito dos pesticidas utilizados no combate à dengue.....	54

PARTE V – BOAS PRÁTICAS DE MANEJO PARA REDUÇÃO DO IMPACTO DOS DEFENSIVOS AGRÍCOLAS SOBRE OS POLINIZADORES

57

PARTE VI – MEDIDAS PARA REDUZIR OS DANOS ÀS ABELHAS

61

<i>Responsabilidade dos Apicultores e Meliponicultores.....</i>	61
Localização dos Apiários/meliponários.....	61
Programas educacionais.....	62
Confinamento das abelhas dentro da colmeia.....	62
Impedir o fluxo de pólen contaminado para dentro da colmeia.....	64
Mobilização das colônias de abelhas.....	64
Tratamento de colônias intoxicadas.....	65
<i>Responsabilidade dos Especialistas e Aplicadores.....</i>	66
Indicar o uso de pesticidas de baixo risco.....	66
Orientar para o uso de métodos de baixo risco de aplicação.....	67
Indicar o uso de formulações de baixo risco.....	67
Orientar para o tempo de aplicação que confere baixo risco.....	67
Remover plantas daninhas em florescimento.....	67
Modificar programas de pulverização em relação à temperatura.....	68
Orientar para o uso de inseticidas seletivos e do Manejo Integrado de Pragas (M.I.P.).....	69
Descartar pesticidas em locais que ofereçam baixo risco para as abelhas.....	69
Instruir para o uso de pulverizações com base no Nível de Dano Econômico (N.D.E.) e outros parâmetros.....	70

PARTE VII – POLÍTICA AGRÍCOLA PARA O USO RACIONAL DE DEFENSIVOS AGRÍCOLAS NO BRASIL

71

ANEXOS.....	73
REFERÊNCIAS.....	89
LISTA DE ESPÉCIES.....	110
AGRADECIMENTOS.....	112

Apresentação

O Brasil, de longa data vem desempenhando papel importantíssimo nos esforços internacionais para a conservação e uso sustentável de polinizadores e dos serviços ecossistêmicos de polinização. Já em 1998, uma reunião organizada no país promoveu a elaboração da “Declaração de São Paulo sobre os Polinizadores”, documento apresentado no ano seguinte à Convenção sobre Diversidade Biológica – CDB e que propiciou as discussões que deram origem, em 2000, à Iniciativa Internacional de Polinizadores – IPI (Decisão CDB V/5) com o objetivo de promover ações coordenadas para:

- Monitorar o declínio de polinizadores, suas causas e impactos sobre os serviços de polinização;*
- Abordar a falta de informações taxonômicas sobre polinizadores;*
- Avaliar o valor econômico da polinização e o impacto econômico do declínio dos serviços de polinização; e*
- Promover a conservação e o uso sustentável da diversidade de polinizadores na agricultura e ecossistemas relacionados.*

O secretariado da Convenção solicitou então à Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura – FAO que coordenasse o desenvolvimento de um Plano de Ação para a IPI em colaboração com especialistas no tema. Este Plano, adotado pela CDB em 2002 (Decisão CDB VI/5), foi construído com base em quatro componentes: avaliações, manejo adaptativo, capacitação e integração/transversalização.

A razão da proposição do componente de manejo adaptativo é a de que, para garantir os serviços de polinização, é preciso mais conhecimento sobre os múltiplos benefícios fornecidos pela diversidade de polinizadores, bem como sobre os fatores que influenciam seu declínio. Em particular, faz-se necessário identificar adaptações às práticas de manejo agrícola que: minimizem os impactos negativos sobre polinizadores, promovam a conservação e diversidade dos polinizadores nativos, e conservem e recuperem as áreas naturais necessárias para manutenção dos serviços de polinização para agricultura e demais ecossistemas.

Entre as atividades previstas para serem realizadas no âmbito deste componente destacam-se aquelas voltadas à avaliação dos impactos de pesticidas sobre a diversidade e abundância de polinizadores. Entretanto, este tema não se restringe às atividades voltadas para o manejo adaptativo, mas perpassa também os demais componentes do Plano de Ação, com atividades relacionadas: à capacitação de agricultores para o uso racional destas substâncias (capacitação); à disponibilização de informações aos órgãos de controle quanto ao impacto negativo de pesticidas sobre polinizadores naturais (transversalização); entre outras.

O Projeto “Conservação e Manejo de Polinizadores para Agricultura Sustentável por meio de uma Abordagem Ecológica” (GEF/PNUMA/FAO), coordenado pelo Ministério do Meio Ambiente, tem como objetivo a implementação dos objetivos da IPI em âmbito nacional e não teria como se furtar à responsabilidade de tratar deste tema no Brasil, considerado um dos maiores consumidores globais de pesticidas.

É com prazer que apresentamos o livro “Polinizadores e Pesticidas: princípios de manejo para os agroecossistemas brasileiros”, onde são apresentados os efeitos subletais e doses letais dos pesticidas de uso autorizado no país sobre polinizadores, os diferentes impactos das formulações e uso no país. Esperamos contribuir com informações para interpretação e correlação dos resultados obtidos sob condições de testes de laboratório às condições de agroecossistemas brasileiros específicos e contribuir para a definição de estratégias de manejo visando otimizar o benefício simultâneo dos pesticidas e polinizadores para as culturas.



Oxaea sp em flor de urucum – Autor: Thiago Mahlmann



Abelhas jandaira na entrada do ninho – Autor: Breno M. Freitas

PREFÁCIO

A relevância dos agentes polinizadores bióticos para o bom funcionamento dos ecossistemas silvestres e agrícolas vem sendo reconhecido nos últimos anos. Esforços têm sido realizados no sentido de estimar a dimensão dessa importância e atribuir valores monetários para o serviço de polinização realizado por esses animais. Apesar de controversos e muitas vezes especulativos, todos os estudos realizados apontam para somas na casa dos milhões e ressaltam o papel dos polinizadores tanto do ponto de vista ecológico como econômico.

Por outro lado, desde 1996, quando Stephen Buchmann, Gary Nabhan e Paul Mirocha lançaram o livro *The forgotten pollinators* (Os polinizadores esquecidos) tem havido uma crescente constatação da redução de polinizadores em plantios agrícolas, sejam eles nativos das áreas cultivadas ou espécies criadas e manejadas para tal fim. Entre as várias razões atribuídas para esse declínio, o uso crescente e indiscriminado de defensivos agrícolas tem sido identificado como uma das principais causas desse problema. Isso ocorre porque a grande maioria dos pesticidas é desenvolvida para eliminar insetos, pois esses constituem as pragas mais recorrentes das lavouras. No entanto, os insetos, particularmente as abelhas, também são os agentes polinizadores mais importantes, e muito suscetíveis a agrotóxicos.

Embora seja fácil defender a ideia de não usar esses produtos na agricultura, e até viável fazê-lo em pequenos plantios e hortas, o fato é que a agricultura comercial de larga escala não pode prescindir do uso de pesticidas, em virtude do desequilíbrio causado aos ecossistemas. O ideal, então, é que as práticas de cultivo a serem adotadas permitam o benefício simultâneo da ação dos inimigos naturais e dos agentes polinizadores, bem como da ação dos pesticidas sobre as pragas e patógenos.

O presente livro¹ procura mostrar ser possível conciliar níveis de polinização adequados na agricultura com o uso racional dos defensivos agrícolas, desde que se use apenas os inseticidas, fungicidas e herbicidas e formulações registrados para uso agrícola no Brasil; se conheça seus efeitos tóxicos letais e subletais, nas várias formulações, sobre os principais agentes polinizadores das espécies vegetais cultivadas no país; se cumpra as recomendações para boas práticas de manejo da cultura para redução do impacto dos defensivos sobre os polinizadores e se adote medidas para mitigar os danos potenciais.

1

Este livro se trata do desdobramento e ampliação de dois artigos publicados pelos autores na revista *Oecologia Australis* abordando os efeitos letais e subletais dos defensivos agrícolas sobre polinizadores. Os referidos artigos estão listados nas referências bibliográficas sob Freitas e Pinheiro (2010) e Pinheiro e Freitas (2010) para os interessados em consultá-los diretamente.



Apis mellifera em capítulo de girassol – Autor: Breno M. Freitas



Bombus sp. em flor de abóbora - Autor: Breno M. Freitas



Lepidoptera em Asteraceae – Autor: Breno M. Freitas

INTRODUÇÃO

Os polinizadores estão entre os componentes essenciais para o funcionamento dos ecossistemas em geral (CONSTANZA et al., 1997). Na agricultura, a Biodiversidade Associada às Culturas (CAB) constitui parte importante dos ecossistemas agrícolas, sendo os polinizadores um dos seus componentes principais (DAILY, 1997; PALMER et al., 2004). O conceito de Biodiversidade Associada às Culturas (CAB) refere-se à biodiversidade que dá suporte ao funcionamento dos serviços dos ecossistemas, contribuindo para a sua manutenção e recuperação (FAO, 2004).

A polinização é essencial para a reprodução e manutenção da diversidade de espécies de plantas e provê alimentos para humanos e animais, influenciando, também, o aspecto qualitativo da produção (BUCHMANN et al., 1996). Cerca de 75% das culturas e 80% das espécies de plantas dotadas de flores dependem da polinização animal (KEVAN & IMPERATRIZ-FONSECA, 2002; RICKET et al., 2008), sendo as abelhas os principais polinizadores. Referente a isto, cerca de 73% das espécies agrícolas cultivadas no mundo é polinizada por espécies de abelhas, enquanto que as moscas são responsáveis por 19%, os morcegos por 6,5%, as vespas por 5%, os besouros por 5%, os pássaros por 4% e as borboletas e mariposas por 4%, havendo espécies vegetais que podem ser polinizadas por mais de um grupo de polinizador (FAO, 2004). Portanto, as abelhas constituem-se nos principais polinizadores bióticos da Natureza.

Atualmente, a densidade populacional de muitos polinizadores está sendo reduzida a níveis que podem sustar os serviços

de polinização nos ecossistemas naturais e agrícolas e a manutenção da capacidade reprodutiva de plantas silvestres (KREMEN, 2004). Para se ter uma maior compreensão da importância dos serviços prestados pelos polinizadores, Prescott-Allen & Prescott-Allen (1990) enfatizam benefícios econômicos para agricultura dos Estados Unidos, devido à ação de abelhas nativas não produtoras de mel, da ordem de US\$ 4,1 bilhões/ano, enquanto que a contribuição para a agricultura mundial, considerando-se as culturas dependentes de polinizadores, excederia os US\$ 54 bilhões (CONSTANZA et al., 1997; DIAS et al., 1999). No Brasil, apenas oito culturas dependentes de polinizadores são responsáveis por US\$ 9,3 bilhões em exportações (FREITAS & IMPERATRIZ-FONSECA, 2004; 2005).

Dentre as várias causas responsáveis pelo declínio de polinizadores nas áreas agrícolas, pode-se destacar o desmatamento de áreas com vegetação nativa para a implantação e/ou expansão de cidades (hiperurbanização) ou áreas agrícolas, e o inadequado uso de práticas de cultivo, dentre as quais se destaca a utilização abusiva de pesticidas, principalmente nas extensas áreas de monocultivo (ALTIERI & MASERA, 1998; FLETCHER & BARNETT, 2003; FREITAS et al., 2009). Áreas cobertas com vegetação nativa apresentam, em geral, um número considerável de espécies de plantas que servem como fonte de néctar e pólen para insetos polinizadores, por meio de florescimento contínuo ou complementar, ao longo do ano, sendo também usadas para descanso, nidificação e reprodução (FREITAS, 1991; FREITAS, 1995a). A substituição destas áreas por monoculturas, que normalmente

florescem por um curto período de tempo, leva a uma severa redução no número e diversidade de polinizadores (OSBORNE et al., 1991; KREMEN et al., 2002; LARSEN et al., 2005). Os inseticidas, principalmente aqueles de ação neurotóxica, amplificam aquele efeito, e os herbicidas e as capinas (manuais e mecanizadas) reduzem os locais de nidificação e o número de flores silvestres, fornecidos por plantas consideradas daninhas, pela destruição de áreas e/ou faixas naturais e artificiais, como, por exemplo, estações de refúgio e vegetação existente nas entrelinhas de culturas frutíferas, principalmente (SUBBA REDDI & REDDI, 1984a; OSBORNE et al., 1991; FREE, 1993). Tudo isto contribui para a perda de biodiversidade e serviços de polinização na área, pois as espécies remanescentes não conseguem compensar a perda de polinização resultante do desaparecimento das demais espécies (KREMEN, 2004). Alguns fungicidas podem, também, ter um grande impacto sobre os polinizadores, por reduzirem o número de visita às flores das culturas, ao exercerem ação repelente (SOLOMON & HOOKER, 1989) ou reduzirem a viabilidade do pólen, decorrentes de aberrações cromossômicas induzidas durante a meiose (GRANT, 1982). Deste modo, hoje, níveis de polinização insatisfatórios são um dos principais problemas que limitam a produtividade das culturas, particularmente daquelas que dependem de agentes polinizadores bióticos (SUBBA REDDI & REDDI, 1984b; FREITAS, 1995a).

Por outro lado, a agricultura comercial de larga escala, tal como vem sendo praticada atualmente, em grandes áreas e onde predominam os monocultivos, não pode prescindir do uso de pesticidas, em virtude do desequilíbrio causado ao ecossistema (SANTOS, 1998; ECPA, 2008). O ideal, então, é que as práticas de cultivo a serem adotadas permitam o benefício simultâneo da ação

dos inimigos naturais e dos agentes polinizadores, bem como da ação dos pesticidas sobre as pragas e patógenos. O desenvolvimento de práticas de manejo eficazes não é uma tarefa fácil, requerendo, portanto, o conhecimento da biofenologia da cultura instalada e das plantas daninhas, da bioecologia das pragas e dos agentes benéficos, principalmente dos polinizadores, das moléculas dos pesticidas utilizados e da ação que os fatores ambientais exercem sobre estes. Isto requer a interferência de uma equipe multidisciplinar para a elaboração de um plano adequado de manejo, voltado para um ecossistema específico (FREITAS, 1998; MALASPINA & SILVA-ZACARIN, 2006; RIEDL et al., 2006).

No Brasil, a questão dos defensivos agrícolas é preocupante. Somente no período de 40 anos entre 1964 e 2004 o consumo de agrotóxicos no país aumentou 700% (SPADOTTO et al., 2004). Concomitantemente, vários relatos sobre mortalidade de abelhas, presumivelmente devido a contaminações pelo uso inadequado de pesticidas, têm ocorrido recentemente no país (MALASPINA & SOUZA, 2008; MALASPINA et al., 2008; PINTO & MIGUEL, 2008). No entanto, na grande maioria dos casos não houve análises de amostras para comprovação das suspeitas e a literatura brasileira a respeito é praticamente inexistente. A falta de informações a respeito dos efeitos dos pesticidas sobre os polinizadores da agricultura nacional pode constituir um dos principais obstáculos para os esforços atuais em busca do uso sustentável de polinizadores em nossas áreas agrícolas.

A presença de abelhas, em especial as melíferas (*Apis mellifera* L.), em extensas áreas com monoculturas, pode evidenciar níveis de poluição ambiental dentro de limites aceitáveis (BROMENSHENK et al., 1991;

KEVAN, 1999), contudo não garante que a colônia esteja em bom estado hígido simplesmente porque não se consegue observar, aparentemente, aumento de mortalidade de abelhas expostas a pesticidas usados para o controle de pragas em uma cultura específica, instalada naquelas áreas (HAYNES, 1988; RIEDL et al., 2006). Efeitos subletais, decorrentes da exposição de abelhas melíferas a baixos níveis de doses e/ou aplicações, principalmente à longo prazo, são pouco conhecidos e não têm sido considerados nos estudos de risco para fins de discussão (NRCC, 1981; KEVAN, 1999; THOMPSON, 2003; MALASPINA & SILVA-ZACARIN, 2006). Investigações nesta área poderiam, talvez, contribuir para a elucidação de eventos estranhos observados recentemente como, por exemplo, o misterioso sumiço de milhares de colônias de *Apis mellifera* em estados dos EUA e países Europeus, comumente conhecido por Colony Collapse Disorder (CCD), ou, em Português, Desordem do Colapso das Colônias (DCC).

Em um raro exemplo deste tipo de estudo, Thompson (2003) analisou os efeitos subletais de pesticidas sobre abelhas e o seu potencial para uso em estudos de risco, baseados na coletânea de vários artigos publicados por outros autores, disponíveis na bibliografia internacional, que constitui um importante subsídio para o presente trabalho (Anexo 1). No levantamento de Thompson (2003), a grande maioria dos trabalhos enfoca o efeito dos pesticidas sobre abelhas melíferas, particularmente *Apis mellifera*, onde, para condições de campo, a taxa de aplicação é usada como uma medida indireta de exposição, enquanto que outros estudos não envolvem aplicações de campo, mas, antes, são utilizadas doses tópicas, via contato (na abelha) ou ingestão (na alimentação).

No Brasil, há poucas informações sobre os efeitos letais e subletais dos defensivos agrícolas nos polinizadores. Neste livro, apresentamos os efeitos subletais e doses letais (DL_{50}) dos pesticidas de uso autorizado no Brasil sobre polinizadores, os diferentes impactos das formulações e uso no país, conforme apresentados em Freitas e Pinheiro (2010) e Pinheiro e Freitas (2010). Procura-se assim, interpretar e correlacionar os resultados obtidos sob condições de testes de laboratório, de semicampo e campo às condições de agroecossistemas brasileiros específicos e definir estratégias de manejo visando otimizar o benefício simultâneo dos pesticidas e polinizadores para as culturas. Além disso, também propomos boas práticas de manejo visando minimizar os efeitos negativos e racionalizar o uso dos pesticidas nos ecossistemas agrícolas brasileiros. Essas práticas de manejo, no entanto, devem ser elaboradas com base em parâmetros quantitativos, que definam o tamanho ou extensão do problema, levando em conta não somente os efeitos letais (mortalidade), mas também outros efeitos tóxicos (subletais), principalmente à longo prazo.

Centris sp. em flor de feijoeiro
Autor: Francisco Wander Soares



Mariposa em flor de feijoeiro
Autor: Francisco Wander Soares



Apis mellifera em flores de mamoneira
Autor: Rômulo Augusto Guedes Rizzardo

Trigonídeo e
Melipona quadrifasciata em Solanaceae
Autor: Breno M. Freitas

Apis mellifera em flor de *Lupinus* sp.
Autor: Breno M. Freitas



PARTE I – ESTUDO DE RISCO DOS PESTICIDAS

Normas internacionais utilizadas como padrão para estudos de risco dos pesticidas

As normas internacionais utilizadas como padrão para estudos de risco dos pesticidas agrícolas em laboratório são as produzidas pela EPPO - European and Mediterranean Plant Protection Organisation (1992), EPA - Environment Protection Agency (1996) e OECD - Organisation for Economic Cooperation and Development (1998a,b) e concentram-se, primariamente, na mortalidade de abelhas melíferas (*Apis mellifera*), que são os agentes polinizadores mais comumente utilizados na grande maioria das culturas agrícolas. A norma EPA (1996) para toxicidade aguda por contato prescreve que, além da mortalidade, sejam registrados outros sinais de intoxicação, atribuíveis ou não à substância-teste, tais como letargia, ataxia e hipersensitividade, dentre outros efeitos subletais, relatando-se o início, duração, severidade e o número de abelhas afetadas, para cada nível de dose. As normas EPPO (1992) e OECD (1998a,b) embora requeiram que comportamentos anormais sejam registrados, não apontam o tipo de efeito específico a ser relatado. O ponto final dos estudos laboratoriais é a confecção de curvas de mortalidade em função dos níveis de dose, para determinação da DL_{50} .

Os estudos de risco são feitos com base em dados gerados em laboratório (DL_{50}) e em testes sob condições de semicampo e campo, para moléculas com quociente de risco maior ou igual a 50, com modo de ação específico, ou no caso de observação de efeitos indiretos, tais como efeito retardado ou modificação no comportamento

das abelhas (EPPO, 1992; EPPO 1993; EPA, 1996) (Figura 1a,b,c). Entretanto, Thompson (2003) enfatiza a necessidade de que os testes de laboratório devam ser capazes de explicar e fornecer uma base para avaliar a performance dos pesticidas com quociente de risco maior que 50, sob condições de semicampo e campo, uma vez que existe um grande número de pesticidas que, embora usados sob condições de baixos níveis de aplicação ou concentração, resultam em efeitos letais ou subletais comportamentais quando em campo (Figura 2a,b,c). Isto não ocorre hoje, talvez, devido ao fato de que os testes de laboratório não levam em conta o efeito que os estímulos ambientais, tais como a atratividade das flores, exercem sobre os polinizadores, de tal modo a sobrepujar os efeitos nocivos dos pesticidas (NAUMANN et al., 1994; MAYER E LUNDEN, 1999). De qualquer forma, segundo Thompson (2003), as normas EPA e EPPO são importantes por fornecer um suporte dentro do qual os dados podem ser coletados e analisados.

Suchail et al. (2000) verificaram que os efeitos nem sempre são lineares, ou seja, a mortalidade e os efeitos subletais podem não ser simples função da dose. Os autores observaram que a ação de contato do inseticida imidacloprid sobre abelhas, a baixas doses, causou mortalidade bifásica, enquanto que para altas doses a mortalidade foi demorada. Ademais, há, presentemente, poucos dados disponíveis na literatura mundial referentes a níveis reais de exposição das

abelhas, sob condições de campo, em relação àqueles decorrentes de efeitos subletais sob condições de laboratório. Ainda, deve-se ressaltar o fato de que existem poucos dados disponíveis sobre efeitos subletais em laboratório para compostos que, devido à sua baixa toxicidade aguda ou baixas taxas de aplicação, não são submetidos a testes mais detalhados, sob condições de semicampo e campo, mas que podem ter notáveis efeitos sobre a colônia, quer devido a uma característica em particular da molécula ou de um componente específico da sua formulação comercial, tais como solventes irritantes, por exemplo.

As normas EPPO (1992) para estudos mais específicos também não são bem definidas, mas limitadas, tomando-se como exemplo o fato de que as orientações para o teste em gaiolas recomendam a descrição das atividades de forrageamento e comportamento das abelhas, em relação ao tipo de substância-teste. De forma semelhante, para o teste de campo, a avaliação do efeito dos pesticidas sobre as atividades de forrageamento e comportamento das abelhas, na cultura e em torno da colmeia, e sobre o status da cria, é por um período de somente duas a três semanas, não levando em consideração os efeitos de longo prazo e sua influência sobre o comportamento e sobrevivência da colônia.



Foto: Marcelo O. Milfont



Foto: Marcelo O. Milfont



Foto: Breno M. Freitas

Figura 1 – Estudos de risco podem se feitos sob condições de semicampo e campo: a) plantio de soja (*Glycine max* L.) sem gaiolas; b) com gaiolas; c) plantio de pimentão (*Capsicum annum* L.) em casa de vegetação.

Foto: Breno M. Freitas



Foto: Breno M. Freitas

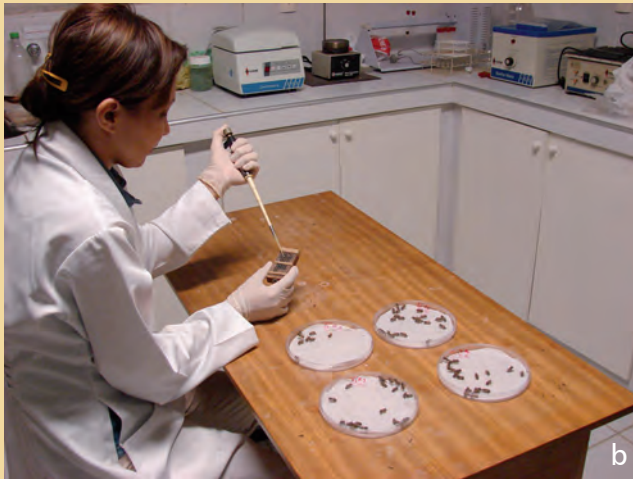


Foto: Breno M. Freitas



Figura 2 – Estudos de risco conduzidos em laboratórios: a) abelhas *Apis mellifera* L. alimentadas em gaiolas com diferentes doses do defensivo testado; b) fornecimento manual de alimento contaminado a *Apis mellifera* L. e; c) incubação em B.O.D.

O fato é que, quer sob condições de laboratório ou aquelas definidas para estudos mais específicos, estas normas, estabelecem diretrizes que permitem a avaliação dos efeitos dos pesticidas sobre as abelhas, individualmente, porém não levam em consideração a interação da colônia com o ambiente, regulada por sinais hormonais e/ou de estresse. Apesar das limitações apontadas, as normas existentes estabelecem uma base para que se possa correlacionar os efeitos letais e subletais observados em abelhas expostas a pesticidas sob condições de laboratório e em testes de semicampo e campo, de modo a prover uma ampla base de dados para interpretação e discussão dos mesmos em níveis mais próximos possível da realidade, através de um processo contínuo de retro-alimentação (feedback).

PARTE II – EFEITOS LETAIS DOS PESTICIDAS AGRÍCOLAS SOBRE AS ABELHAS

Pouca atenção tem sido dada ao impacto negativo dos defensivos agrícolas sobre os agentes polinizadores, principalmente em áreas cultivadas. A literatura brasileira é omissa a este respeito, sendo os trabalhos com pesticidas abordando sua eficiência no controle de pragas ou, mais recentemente, em técnicas e práticas menos agressivas ao meio ambiente, mas sem investigações específicas relacionadas aos polinizadores. A literatura internacional, por sua vez, também não é muito diferente, embora já traga

bem mais informações mesmo que esparsas e de difícil compilação. No entanto, Atkins et al. (1981) apresentaram as doses letais (DL_{50}) para *Apis mellifera* de vários defensivos agrícolas, muitos dos quais de uso autorizado no Brasil, e Johansen & Mayer (1990) produziram um excelente e abrangente trabalho mostrando o impacto dos defensivos agrícolas sobre os principais agentes polinizadores, as abelhas, tendo estes trabalhos servido de base para o que se apresenta aqui.

Densidade e atratividade da cultura

A densidade e a atratividade das flores de plantas em pleno florescimento, contaminadas pela aplicação de determinados pesticidas, é a principal causa de mortalidade dos polinizadores (efeito agudo), porém baixos níveis de doses e/ou baixa frequência de aplicação podem afetar o comportamento das abelhas forrageiras e reduzir o vigor da colônia (efeitos subletais) (BORTOLOTTI et al., 2003; FREITAS & PINHEIRO, 2010). Isto inclui as flores das plantas da cultura-alvo para a qual se está usando um determinado pesticida com um fim específico (controle de pragas, doenças ou ervas), outras espécies de plantas dentro da área (ervas daninhas) e das plantas que estão próximas à área com a cultura-alvo, que podem ser contaminadas pela deriva dos produtos pela ação

de correntes de vento (Figura 3). De um modo geral, quanto maior a densidade e a atratividade das flores abertas contaminadas pelo defensivo, no pleno florescimento, maior a visitação pelas abelhas e maior a contaminação destas também (RIEDL et al, 2006).



Foto: Breno M. Freitas

Figura 3 – Culturas de florescimento abundante e concentrado em poucos dias, como o pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch) apresentam grande densidade de flores, o que as tornam bastante atrativas para as abelhas, aumentando o nível de contaminação se pulverizadas nesse estágio.

Tamanho das áreas

Segundo Free (1993), o tamanho da área pulverizada, num único lapso de tempo, também exerce grande influência na dimensão do nível de contaminação. Johansen & Mayer (1990) constataram que numa área de 80 ha de macieira (*Malus domestica* Borkh) tratada com um inseticida considerado como de alto risco, a mortalidade foi acentuada e significativamente maior que numa área de 0,8 ha. Este aspecto sugere que, no Brasil, em extensas áreas com monoculturas, tais como soja (*Glycine Max* L.), milho (*Zea mays* L.), algodão (*Gossypium* spp.) e melão (*Cucumis melo* L.), por exem-

plo, onde as áreas são pulverizadas, em geral, num único lapso de tempo, o impacto sobre as abelhas deve ser bem mais acentuado e significativo que em áreas de menor extensão, onde são cultivadas hortaliças e fruteiras, por exemplo, que utilizam mais a mão-de-obra familiar, razão pela qual, devido ao ritmo mais lento, não se pode pulverizá-las na sua plenitude, num único período de tempo (Figura 4). Deste modo, nestas áreas é mais fácil implantar programas de manejo para aplicação racional de pesticidas, visando a redução do impacto negativo sobre as abelhas.



Figura 4 – Grandes áreas de monocultura geralmente são pulverizadas de uma só vez causando maiores impactos sobre os polinizadores do que áreas de agricultura familiar e aplicações espaçadas no tempo: a) extensa monocultura de melancia (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai); b) pequena área de cultivo de hortaliças.

A contaminação das abelhas por pesticidas dá-se, geralmente, quando da ocasião da coleta de néctar e pólen e pode atingir em maior ou menor extensão a colônia (JAY, 1986) (Figura 5). Por este motivo, não se deve pulverizar a cultura-alvo com pesticidas de longo efeito residual. Johansen & Mayer (1990) elaboraram, com base no tempo residual (RT) dos pesticidas, um guia prático para garantir segurança nas aplicações para as abelhas, sem comprometer a eficácia contra as pragas, doenças e ervas

daninhas na cultura-alvo. Este parâmetro foi obtido pelos autores em experimentos conduzidos sob condições de semicampo e campo e refere-se ao tempo de degradação residual do pesticida que causa até 25% (RT_{25}) ou 40% (RT_{40}) na mortalidade de abelhas expostas a dieta artificial com doses pré-estabelecidas do pesticida. O ANEXO 2 mostra as RT_{25} e RT_{40} dos principais inseticidas usados no mundo, inclusive no Brasil. Seguindo este critério, pulverizações com inseticidas de RT_{25} de 2 horas ou menos ofe-

recem mínimo risco para as abelhas, desde que não aplicados quando elas estejam em forrageamento intensivo. Já para inseticidas com RT_{25} de até 8 horas, o ideal é que as aplicações sejam feitas durante o crepúsculo, no caso de regiões com amplitudes na variação do fotoperíodo em função da esta-

ção, ou à noite. Os inseticidas que têm RT_{25} maior que 8 horas não oferecem segurança, podendo afetar drasticamente a atividade de forrageamento das abelhas operárias, pelo que nunca devem ser aplicados sobre a cultura-alvo em pleno florescimento, mas bem antes desta fase.

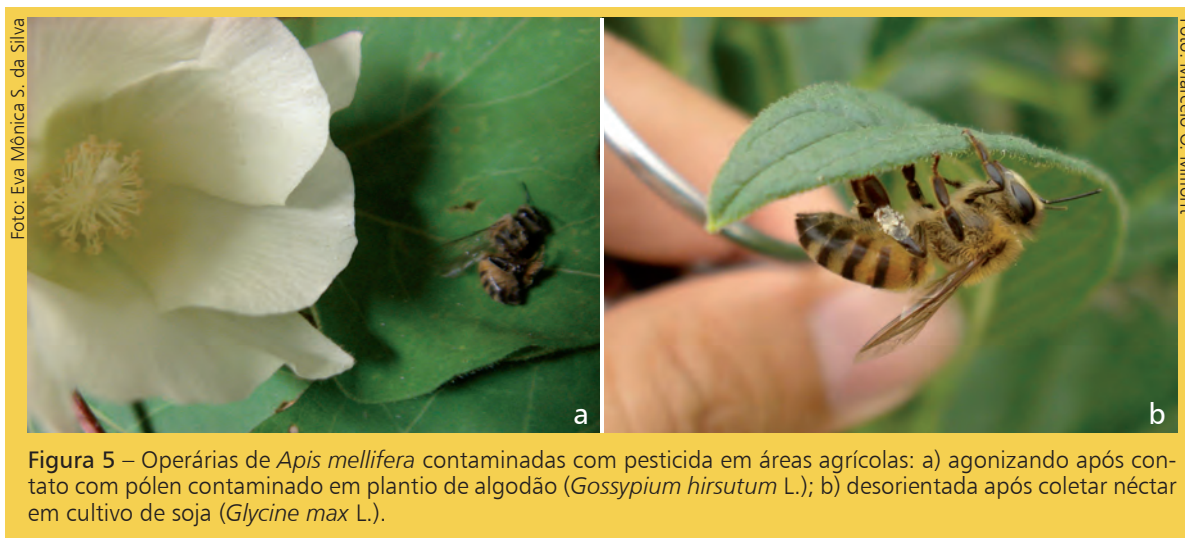


Figura 5 – Operárias de *Apis mellifera* contaminadas com pesticida em áreas agrícolas: a) agonizando após contato com pólen contaminado em plantio de algodão (*Gossypium hirsutum* L.); b) desorientada após coletar néctar em cultivo de soja (*Glycine max* L.).

Efeito dos fatores ambientais na toxicidade dos defensivos agrícolas

O potencial de toxicidade para um mesmo ingrediente ativo pode variar, em função de fatores ambientais, particularmente a umidade relativa e a temperatura do ar. Pesticidas aplicados durante períodos frios oferecem um maior risco residual. Johansen & Mayer (1990) constataram que o risco residual do inseticida carbofuran pode variar de uma a duas semanas quando aplicado sob condições de baixas temperaturas e que a toxicidade residual de clorpirifós foi cerca de duas vezes maior quando pulverizado a 10°C que quando sob condições de variáveis temperaturas do dia e da noite (13 e 7 dias, respectivamente). Para o inseticida acefato, este efeito foi ainda mais pronunciado, quando, a 10°C, a sua toxicidade

residual foi 18 vezes mais acentuada que quando pulverizado com temperaturas na faixa de 18 a 35°C. Assim, um inseticida que oferece relativa segurança para abelhas pode tornar-se muito tóxico, dependendo da temperatura do ar prevalecente durante um período específico.

Para inseticidas que têm efeito fumigante, tais como o metomil, regiões de temperaturas mais elevadas e com menor umidade relativa do ar, como o semiárido brasileiro, reduzem o efeito residual e o risco, desde que aplicados durante adiantado crepúsculo ou madrugada, antes das abelhas começarem a atividade de forrageamento. Efeitos imediatos de inseticidas em abelhas

podem ser mais evidentes sob condições de altas temperaturas, devido ao seu menor efeito residual, em função da mais rápida quebra do ingrediente ativo tóxico devido à ação da luz, temperatura e do metabolismo da planta, elevados em regiões de baixa latitude (RIEDL et al., 2006). Entretanto, para o endosulfan, um inseticida amplamente utilizado no Brasil nas culturas da soja, algodão e café (*Coffea arabica* L.) (ANEXO 3), a toxicidade aumenta com o incremento da temperatura, embora isto não seja uma medida da toxicidade residual. Este aspecto pode estar associado com a estabilidade do ingrediente ativo e/ou dos seus metabólitos, após a quebra ou *breakdown* (JOHANSEN & MAYER, 1990).

A temperatura tem influência não somente sobre o pesticida, mas também sobre a atividade das abelhas. Abelhas *Apis mellifera* usualmente não deixam a colmeia para forragear com temperaturas diurnas abaixo de 10°C, o voo pleno não ocorre até 13°C, e, durante a noite, nenhum forrageamento ocorre sob aquela temperatura (WINS-

TON, 1987). Para temperaturas noturnas mais elevadas, iguais ou acima de 21°C, que induzem as abelhas de colônias muito populosas a se aglomerarem à entrada da colmeia, a fim de reduzir a temperatura interna das mesmas, a deriva de inseticidas aplicado naquele horário pode causar severas baixas (FREE, 1993). Isto pode ocorrer com frequência em grandes regiões produtoras de melão do Nordeste brasileiro, de baixa latitude, onde os agricultores fazem aplicações noturnas com produtos de maior toxicidade (ANEXOS 2 e 3), visando reduzir o impacto sobre as colônias de *A. mellifera*, usadas para polinização da cultura. Nas regiões Sudeste e Sul, principalmente, onde as temperaturas são bem mais baixas em determinadas épocas do ano, especial atenção deve ser dada para aplicações de pesticidas na cultura da maçã, onde se usa o inseticida piretróide deltametrina (ANEXO 3) e captan (ver FREITAS & PINHEIRO, 2010), um fungicida que tem grande impacto sobre *A. mellifera* (SOLOMON & HOOKER, 1989) e abelhas do gênero *Osmia* (RIEDL et al., 2006).

Períodos do dia mais adequados para efetuar pulverizações

Devem-se evitar pulverizações diurnas com inseticidas considerados como de alto risco para as abelhas em culturas-alvo em pleno florescimento, fase mais atrativa, quando as abelhas estão em intensa atividade de forrageamento. O ideal é que as aplicações sejam feitas à noite, muito cedo da manhã ou adiantado crepúsculo, quando as abelhas não estiverem forrageando (JAY, 1986). Períodos do dia que conferem segurança para aplicações diurnas realmente existem e variam de acordo com regiões geográficas. Johansen & Mayer (1990) salientam que, para um mesmo período de tempo do dia, uma maior taxa de visita das abelhas às flores ocorre sob condições de temperaturas

mais amenas. Por isso, é de extrema importância que se conheça o período de tempo que cada cultura, em regiões específicas, permanece com suas flores abertas, com definição dos picos para coleta de pólen e néctar (FREITAS, 1995b; PEDROSA, 1997; FREITAS & PEREIRA, 2004), a fim de se evitar aplicações de pesticidas com aquelas características nesse período crítico de visita das abelhas. De um modo geral, pode-se classificar como seguras as aplicações feitas em adiantado crepúsculo/noite, de nível intermediário aquelas realizadas da meia noite ao raiar do sol e perigosas as pulverizações feitas logo cedo da manhã (RIEDL et al., 2006).

Seletividade e formulação dos defensivos agrícolas

A toxicidade é condicionada, também, pela seletividade dos pesticidas e pela formulação. A seletividade é inerente ao próprio ingrediente ativo, devido a particularidades físico-químicas da molécula, que facilita uma ação diferenciada no inseto, doença ou planta daninha alvos e nos insetos considerados benéficos, particularmente as abelhas. Por exemplo, estudo de Valdovinos-Núñez et al. (2009) com três espécies de abelhas sem ferrão, abeja-real (*Melipona beecheii* Bennet), ala-blanca (*Trigona nigra* Cresson) e serenita (*Nannotrigona perilampoides* Cresson), mostrou a existência de um gradiente de susceptibilidade dessas espécies dos inseticidas nicotinóides (os mais tóxicos) para permetrina, diazinon e metomil (o menos tóxico). Neste sentido, o pesticida com seletividade ideal é aquele que não oferece riscos às abelhas e atinge aqueles alvos de modo eficaz. Johansen & Mayer (1990) e Riedl et al. (2006) sugerem, com base em experimentos de laboratório, semi-campo e campo, critérios para classificação de risco de diversas formulações para abelhas e definiram, por ordem de maior para o menor risco: formulações pó seco (DP) > pó molhável (WP) > suspensão concentrada (SC) > concentrado emulsionável (EC) > pó solúvel (SP) > Solução (AL) > Granulado

(GR). A diferença de toxicidade está relacionada à forma como o ingrediente ativo é captado pelos pelos ramificados e outros pelos adaptados para a coleta de pólen, distribuídos pelos corpos das abelhas. De um modo geral, as formulações em pó quando são aplicadas na folhagem propiciam uma maior quantidade do ingrediente ativo após as pulverizações. Para se ter uma ideia da magnitude deste aspecto, formulações pó molhável são seis vezes mais perigosas para abelhas que as líquidas. No entanto, as formulações microencapsuladas, uma recente inovação, são as que oferecem o maior risco para as abelhas, por liberarem gradativamente os ingredientes ativos das cápsulas plásticas. Ademais, as microcápsulas têm o mesmo tamanho dos grãos de pólen (30-50 μ), o que facilita a fixação no corpo das abelhas e a incorporação nas cargas de pólen, que são levados para a colônia, para alimentação das crias e de novas abelhas. Johansen & Mayer (1990) constataram que a formulação microencapsulada de paratiom metil é muito mais tóxica que a formulação concentrado emulsionável (EC), quando suprime o ciclo de crias devido ao seu efeito residual de uma estação para outra, similar ao efeito do carbaril em pó seco, aplicado em campos de milho nos EUA.

Distância das colônias da área pulverizada

A distância das colônias para os campos tratados é inversamente proporcional aos efeitos letais e subletais observados nas abelhas. Johansen & Mayer (1990) constataram que em áreas agrícolas com diversidade de culturas, em diferentes estágios de pleno florescimento, os danos para colônias de *A. mellifera* localizadas a 375 m ou mais não são significativos. Por outro lado, a prá-

tica comum de distribuir as colmeias dentro ou na borda dos campos agrícolas, ou seja, entre as plantas que serão tratadas ou ao seu lado, aumentam consideravelmente os danos causados às colônias, na maioria das vezes levando aos seus extermínios se medidas de proteção não forem adotadas (Figura 6).



Figura 6 – A colocação de colmeias dentro ou no entorno de áreas agrícolas aumenta os danos potenciais às colônias de *Apis mellifera*: a) colmeias dispostas dentro de plantio de soja (*Glycine max*) cobertas com caixas de papelão como tentativa de proteção dos defensivos aplicados; b) colmeias de *A. mellifera* instaladas ao redor de campo de melão.

Quando a cultura-alvo é a única em pleno florescimento na área tratada, a atividade exercida pelas suas flores sobrepuja mesmo grandes distâncias, em torno de até 4,5 a 6,0 km. Estas considerações conduzem ao fato de que a perda de alternativa de plantas forrageiras como fonte de néctar e pólen pode agravar o efeito dos pesticidas sobre as abelhas. Deste modo, até mesmo inseticidas considerados como de alto risco para as abelhas, tais como carbaril, monocrotofós, metamidofós, deltametrina e cipermetrina, de amplo uso nas culturas brasileiras (ANEXO 2), podem oferecer pouco risco, desde que na área agrícola exista grande dispo-

nibilidade e diversidade de pólen e néctar (SOUSA, 2003). Uma outra alternativa é o suprimento artificial de pólen e água, a fim de reduzir o impacto dos pesticidas sobre a atividade de forrageamento de *A. mellifera* (JOHANSEN & MAYER, 1990). Esta prática pode, perfeitamente, ser usada em campos de melão, melancia, maracujá (*Passiflora edulis* Sims.) e caju (*Anacardium occidentale* L.), por exemplo, culturas que dependem essencialmente das abelhas para aumentar a produtividade e qualidade da colheita, durante a aplicação de inseticidas pertencentes àquela classe de risco (ANEXOS 2 e 3).

Efeito da idade e do porte da abelha na susceptibilidade a defensivos agrícolas

A idade e o tamanho das abelhas expostas afeta sua tolerância ao pesticida aspergido sobre as culturas-alvo, dependendo da especificidade do composto. De um modo geral, abelhas mais jovens são mais sensíveis, devido à menor quantidade de enzimas detoxificadoras (SMIRLE, 1993). Entretanto, Johansen & Mayer (1990) constataram que abelhas recém-emergidas são mais sus-

ceptíveis a carbaril, enquanto que abelhas mais velhas são mais susceptíveis a malation e paratiom metil, devido a menor quantidade de acetilcolinesterase (AChE) presente no cérebro das abelhas mais jovens. Para a abelha cortadora da folha da alfafa (*Megachile rotundata* Fabricius), entretanto, a susceptibilidade a metomil, um inseticida bastante usado no Brasil nas culturas do milho,

algodão e soja (ANEXO 3), aumenta com a idade. Isso provavelmente ocorre devido à sua maior capacidade para coleta de pólen e folhas para a construção dos ninhos, que também cresce com a idade.

O sexo e a casta também parecem afetar a tolerância aos pesticidas. Valdovinos-Núñez et al. (2009), trabalhando com a abelha sem ferrão *Melipona beecheii* mostrou que doses similares de inseticida matam significativamente mais machos do que operárias e, entre as fêmeas, princesas e rainhas são mais suscetíveis que as operárias.

Baseado em vários experimentos de laboratório, semicampo e campo, no que diz respeito ao tamanho do corpo, Johansen & Mayer (1990) chegaram à conclusão de que a susceptibilidade a um determinado pesticida é inversamente proporcional à taxa de superfície/volume (mm^2/mg), pelo que abelhas menores são mais sensíveis aos pesticidas, mesmo para menores níveis de doses. Assim, tem-se, que a susceptibilidade das abelhas solitárias de pequeno porte > abelhas sem ferrão (em geral, pois há exceções) > abelhas melíferas > abelhas mamangavas do gênero *Xylocopa* (Figura 7).



Figura 7 – A susceptibilidade a pesticidas aumenta com a diminuição do porte do polinizador. Abelhas menores como as da família Halictidae (a) e *Trigona spinipes* Fabricius (b) são mais suscetíveis do que abelhas de porte maior como *Apis mellifera* L. (c) e *Xylocopa* sp. (d).

Já Valdovinos-Núñez et al. (2009), encontraram evidências de uma relação entre o peso corporal de espécies de abelhas sem ferrão

(*Melipona beecheii*, *Trigona nigra* e *Nannotrigona perilampoides*) e suas DL_{50} para perme-trina e metomil, mas não para diazinon.

PARTE III – EFEITOS SUBLETAIS DOS PESTICIDAS SOBRE O COMPORTAMENTO E SOBREVIVÊNCIA DAS ABELHAS

CLASSES DE PESTICIDAS E SEUS MODOS DE AÇÃO

Embora Hardstone & Scott (2010) tenham demonstrado que, em geral, *A. mellifera* não é particularmente mais sensível do que outros insetos a inseticidas, ou mesmo a qualquer uma entre seis classes de inseticidas estudadas (carbamatos, nicotinóides, organoclorados, organofosforados, piretróides e diversos), essa espécie pode ser sensí-

vel a inseticidas individuais. Portanto, é necessário o conhecimento sobre as formas de ação dos inseticidas nos polinizadores, as abelhas em particular, e usá-los de maneiras que venham a minimizar a exposição destes aos defensivos agrícolas, reduzindo os efeitos letais e subletais sobre os polinizadores.

Inseticidas inibidores da acetilcolinesterase – organofosforados e carbamatos

As abelhas melíferas e meliponíneos são insetos sociais que apresentam um extraordinário nível de organização de trabalho por castas. Quando os indivíduos de cada casta desempenham bem a tarefa que lhes cabe a colônia torna-se forte, o que se traduz em colmeias híidas e produtivas (WINSTON, 1987; JOHANSEN & MAYER, 1990; FREE, 1993; VALDOVINOS-NÚÑEZ et al., 2009). Deste modo, qualquer perturbação que possa alterar a divisão de trabalho na colmeia pode redundar em drásticos efeitos no que diz respeito à sobrevivência da colônia.

Mackenzie & Winston (1989) verificaram que o diazinom afeta a longevidade e a divisão de trabalho em *Apis mellifera*, sendo estes efeitos mais pronunciados em abelhas mais novas, provavelmente devido aos baixos níveis de enzimas detoxificadoras (SMIRLE, 1993), e relacionados à duração do período de tempo requerido para forrageamento e transporte do néctar. Segundo os autores, a mudança na sequência de

tarefas pode também afetar a longevidade, com redução de 20% no período de vida em abelhas expostas às mesmas doses de diazinom. Nation et al. (1986) submetem abelhas melíferas (*A. mellifera*) à exposição crônica de vários inseticidas organofosforados e carbamatos, em baixos níveis, via dieta artificial, e constataram que eles afetaram a divisão de trabalho a tal ponto de permitir severos danos da traça grande da cera (*Galleria mellonella* L.) em muitas colônias, que apresentaram poucos favos para cria.

Inseticidas organofosforados e carbamatos afetam também a habilidade das abelhas comunicarem a fonte de alimento a outras abelhas da colônia por meio da “dança do oito”, por impedir a orientação do ângulo da dança. Schricker & Stephen (1970) constataram que abelhas de *A. mellifera* expostas a doses orais subletais de paratiom metil não foram capazes de comunicar a direção de uma fonte artificial de alimento a outras abelhas da colônia. O ângulo de dança das

abelhas expostas foi restabelecido aos padrões normais 23 horas após a exposição, indicando que o paratiom metil parece afetar a orientação das abelhas em relação à gravidade. Os autores constataram, também, que o inseticida, por provocar erros na dança-padrão das abelhas mais velhas, em períodos acima de 6 horas, teve um efeito indireto na má orientação das abelhas novças. Este produto ainda é bastante utilizado no Brasil, em um grande número de culturas, incluindo extensas áreas com monoculturas, tais como soja, milho e algodão, o que pode causar grandes impactos, principalmente sobre abelhas nativas, devido ao seu persistente efeito residual (PINHEIRO & FREITAS, 2010; BRASIL, 2011).

No que diz respeito aos efeitos sobre a colônia, Haynes (1988), revisando a bibliografia internacional disponível, constatou que doses subletais de inseticidas neurotóxicos, incluindo os organofosforados, causam um decréscimo na produção de progênies. Isto pode ser um aspecto muito relevante para abelhas melíferas, dado que o decréscimo na produção de crias e de novas abelhas é mais danoso que a perda de abelhas forrageadoras (THOMPSON, 2003). Dimetoato, em baixos níveis (1 ppm), é muito danoso para as colônias, no campo, diminuindo as atividades de forrageamento, produção de favo e postura de ovos, chegando mesmo a interromper a postura de ovos da rainha (10 ppm) (WALLER et al., 1979), o que não se verifica quando há grande disponibilidade de alimento, ou seja, opções para a escolha de néctar de plantas não contaminadas pelo defensivo para ser levado para dentro da colmeia (STONER et al., 1983). Outros inseticidas organofosforados, tais como carbofuran e paratiom metil, afetam a capacidade da abelha rainha de produzir os feromônios que inibem a produção de novas rainhas pela colônia, de evitar que

outras rainhas sejam eleitas, sua capacidade de postura e podem causar a sua morte, seja por exposição, ou indiretamente, pela redução do número de abelhas operárias que atendem à rainha (STONER et al., 1985). A exposição aos inseticidas acefato, dimetoato e fention culminou em incapacidade das colônias para reelegerem rainhas (STONER et al., 1982, 1983, 1985).

Atkins & Kellum (1986) verificaram que dimetoato e malation 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. Davis et al. (1988) estudaram em laboratório o efeito de inseticidas sistêmicos sobre o crescimento e desenvolvimento de larvas de *A. mellifera*, em níveis de doses subletais para adultos, e constataram que para larvas alimentadas com baixos níveis de dimetoato, 0,313 µg/g de geleia real, houve um estímulo do crescimento e maturação, perda da forma típica de "C", extensão dorsal e dorsolateral, hipersensibilidade a estímulos e incapacidade para tecer o fio do casulo. Dado que estes resultados foram similares àqueles obtidos para larvas alimentadas com dietas livres de lipídios, Davis et al. (1988) salientam que o dimetoato pode interferir no metabolismo de esteróides ou do ácido 10-hidroxi-2-decanóico, que por sua vez podem regular a atividade secretória do corpora alata e alterar a proporção de hormônio juvenil para ecdisônio na larva, estimulando a maturação. Tais efeitos afetam dramaticamente a capacidade dos adultos realizarem as suas tarefas e de forragearem de modo eficaz, podendo resultar em severos efeitos sobre a colônia. Dimetoato ainda é utilizado em áreas de algodão, citros (*Citrus* spp.) e tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) no Brasil (PINHEIRO & FREITAS, 2010; BRASIL,

2011), principalmente, e pode, a exemplo do paratiom metil, causar grande impacto sobre abelhas nativas, devido à sua elevada toxicidade residual.

Embora aos piretróides se atribuam notáveis efeitos de repelência, há evidências de que isto também ocorre para inseticidas organo-

fosforados. O parâmetro mais usado para se avaliar este efeito é o nível de forrageamento das abelhas. Dentro daquela ótica, Nigg et al. (1991) constataram que a capacidade de forrageamento de *A. mellifera* foi inibida quando as abelhas foram alimentadas com solução de sacarose contendo sulfóxido de aldicarb, em níveis subletais.

Inseticidas que alteram a modulação dos canais de sódio e a polaridade da membrana celular – piretróides

Os inseticidas piretróides, em níveis recomendados de aplicação no campo, parecem afetar a capacidade das abelhas melíferas retornarem à colmeia. Taylor et al. (1987) atribuem a redução na capacidade de forrageamento de *A. mellifera* expostas a piretróides de amplo consumo mundial (cipermetrina, permetrina, cyfluthrin e fenvalerate) mais a efeitos tóxicos subletais que ao efeito de repelência. Abelhas expostas a permetrina perdem sua capacidade de orientação e podem não voltar à colônia, além de apresentarem graves distúrbios de comportamento, tais como irritabilidade, excessiva autolimpeza, abdômen contraído e dança trêmula, o que afeta a capacidade de forrageamento (COX & WILSON, 1984) e a entrada na colmeia, ocasião em que podem ser agredidas e rejeitadas pelas abelhas-guarda (JOHANSEN & MAYER, 1990). Vandame et al. (1995) verificaram que doses subletais de deltametrina, abaixo daquelas que afetam os músculos de voo e coordenação, comprometem a capacidade de retorno de *A. mellifera* à colmeia, sugerindo que há falhas na capacidade de incluir ou integrar o padrão visual dos locais marcados em relação a orientação pelo sol. Este efeito pode ser potencializado em regiões de clima frio, uma vez que, somada a ação dos piretróides, as baixas temperaturas podem bloquear a ação dos músculos do voo

envolvidos na termogênese (BELZUNCES et al., 2001). Atualmente (desde o final de 2006), uma séria mortandade de colônias de *Apis mellifera*, denominada Desordem do Colapso de Colônias (DCC), cuja principal característica é a incapacidade das abelhas campeiras retornarem às suas colônias, deixando a colmeia somente com a rainha e algumas poucas operárias, vem ocorrendo nos EUA e em outros países ao redor do globo (STOKSTAD 2007a). Embora não se saiba com certeza ainda as causas deste fenômeno, a ação de inseticidas piretróides que afetam a capacidade de orientação das abelhas e podem ocasionar o não retorno à colônia, forçando operárias jovens assumirem o trabalho de campeiras sucessivamente até esgotar a população da colônia, não pode ser descartada. No entanto, ainda não há evidências concretas que os comprometam (STOKSTAD 2007a, 2007b).

A habilidade das abelhas para ler e habituar-se aos odores, baseada em sinais, denominada de resposta condicionada, pode ser afetada pela exposição a piretróides e isto pode ter grande impacto sobre as colônias, em virtude da redução na capacidade de detecção dos odores florais e sua associação com a recompensa (néctar/pólen/óleos/essências florais, etc.). Mamood & Waller (1990) verificaram este efeito em abelhas

melíferas (*A. mellifera* L.) expostas a doses subletais de permetrina e salientaram que a dificuldade nas respostas olfativas deve-se mais a falhas na leitura que na chamada de memória, com recuperação nas respostas de leitura após a diminuição do efeito residual do inseticida.

Os piretróides causam significativa redução nas progênies de abelhas (HAYNES, 1988). Fêmeas da abelha cortadora de folhas de alfafa expostas a doses subletais de deltametrina (20% DL₅₀) reduziram em 20% a postura de ovos, durante um período de seis semanas. Bendahou et al. (1999) estudaram os efeitos da exposição crônica de abelhas *A. mellifera* a doses subletais de cipermetrina 80%, sob condições de campo, via dieta (12,5 ppb), e constataram que houve um aumento na taxa de substituição de rainhas, provavelmente devido à interferência do inseticida sobre a capacidade das abelhas atendentes identificarem o feromônio liberado por cada rainha substituída.

Segundo Rieth & Levin (1988, 1989), os piretróides desempenham a melhor ação de repelência entre as classes de inseticidas existentes no mercado. A ação repelente pode ser observada através dos efeitos subletais após a exposição por contato do tarso e região ventral do abdômen (MAMOOD & WALLER, 1990). A temperatura predominante nas áreas onde as colmeias estão localizadas tem um papel fundamental neste efeito, uma vez que a capacidade das abelhas retornarem depende da mesma. Assim, em regiões de temperaturas baixas é menos provável que as abelhas retornem à colmeia antes da queda (*knockdown*) devido à ação do defensivo (THOMPSON, 2003). Por outro lado, em regiões de temperaturas elevadas e grande intensidade luminosa (regiões de baixa latitude), o efeito residual dos piretróides pode ser bem menor, devido a rápi-

da decomposição pela luz e/ou acentuado efeito de fumigação, este último no caso de possuírem baixa pressão de vapor (JOHANSEN & MAYER, 1990). Estes aspectos talvez expliquem, em parte, a menor repelência dos piretróides sob condições de campo que quando sob condições de testes de laboratório e semicampo.

Outro aspecto que deve ser levado em consideração para se ter precisão na análise do efeito repelente dos piretróides é a quantificação ou estimativa do número de abelhas na colônia, no início e término dos experimentos, aspecto não levado em consideração por Shires et al. (1984), ao constatarem que cipermetrina só teve efeito significativo sobre a mortalidade de abelhas forrageadoras (85%) quando aplicado no campo a altas taxas (20 g i.a/ha), com recuperação no dia seguinte. Esse aparente efeito de repelência foi questionado devido ao elevado nível de resíduo no mel e na cera (0,01-0,04 mg/kg). Uma vez que os níveis no pólen foram elevados (0,1 mg/kg), imediatamente após a aplicação, e decresceram rapidamente, isto pode ser atribuível a uma resposta condicionada.

Os piretróides anteriormente mencionados são amplamente utilizados no Brasil, tanto nas grandes culturas - soja, milho, algodão - como naquelas que dependem ainda mais essencialmente do serviço de polinização das abelhas, tais como tomate, melão, maçã, café, dentre outras (PINHEIRO & FREITAS, 2010; BRASIL, 2011). Pinheiro & Freitas (2010) fazem algumas orientações para a aplicação dos produtos pertencentes a esta classe de inseticidas visando reduzir o impacto sobre as abelhas, aqui apresentados no ANEXO 2.

Inseticidas competidores da acetilcolina pelos receptores que mediam o impulso nervoso – neonicotinóides

O imidacloprid talvez seja o inseticida mais utilizado no mundo para o controle de pragas e é registrado no Brasil para um grande número de culturas, sob várias formulações (PINHEIRO & FREITAS, 2010; BRASIL, 2011). Embora apresente ação neurotóxica, outras características físico-químicas da molécula conferem-no segurança para aplicações no ambiente. Kirchner (1999), citado por Maus (2003), conduziu um estudo de campo para avaliar o efeito de doses subletais de imidacloprid, via solução de sacarose, sobre o comportamento forrageiro e orientação de voo e verificou que em concentrações de 20 ppb as abelhas melíferas perceberam o contaminante e rejeitaram parcialmente o alimento fornecido. Este comportamento de defesa resultou na diminuição do recrutamento de abelhas forrageadoras para níveis de solução com 50 ppb ou mais altos. Contudo, para níveis de 100 ppb, as abelhas que continuaram a acessar a solução de sacarose marcada não tiveram problemas, para distâncias em torno de 500 m, em retornar para a colmeia. Isto também contribuiu para a diminuição da atividade de forrageamento, e, segundo Schmuck (1999), talvez se deva mais a reação das abelhas da colônia em não aceitar o néctar contaminado do que o efeito subletal sobre as mesmas. No entanto, Bortolotti et al. (2003) verificaram que doses subletais de imidacloprid alteram o comportamento de campeiras de *Apis mellifera*, afetando o forrageamento e dificultando o retorno à colônia. Kirchner (1998), citado por Schmuck (1999), observou que o imidacloprid afetou o padrão da “dança do oito”, apresentando um fraco efeito na precisão da direção e um significativo efeito na distância comunicada da fonte de alimento pelas abelhas forrage-

adoras para as da colônia. Segundo o autor, uma vez que a distância é comunicada pelo tempo de dança, o efeito do imidacloprid parece ser sobre a transmissão de sinal efetuado pelos neurônios motores.

Lambim et al. (2001) verificaram que Imidacloprid em doses tóxicas agudas de 2,5, 5, 10 e 20 ng/abelha causou paralisia e aumentou a atividade locomotora na dose de 1,25 ng/abelha, resultados que, segundo Aliouane et al. (2009), estão em acordo com o fato de que os neonicotinóides agem como agonistas do sistema colinérgico, provocando excitação em baixas doses e efeitos tóxicos relevantes em altas doses.

Decourtye et al. (1999) constataram que imidacloprid reduziu a capacidade da leitura olfativa em abelhas melíferas expostas individualmente a concentrações de 4-40 ppb (3-33% DL₅₀) e a atividade de voo e a leitura olfativa em abelhas de colônias expostas a doses mais elevadas, 50 ppb via sacarose, mas estes efeitos não foram correlacionados com aqueles constatados após aplicações no campo. Referente a este fato, Maus et al. (2003) sugerem que os resultados obtidos em testes de laboratório sejam avaliados com cuidado, dado o estresse artificial que as abelhas sofrem sob condições prevalentes no laboratório, por não estarem no seu ambiente natural, dentro do contexto social da colônia.

Schmuck et al. (2001) estudaram o efeito de abelhas melíferas sujeitas à exposição crônica de doses subletais de imidacloprid, via dieta, e constataram que a dose de 0,02 mg/kg (0,004 µg/abelha) afetou o ciclo de postura de ovos da rainha e a quantidade

de larvas e de pupas de *A. mellifera*. Usando o mesmo procedimento, Tasei et al. (2000) verificaram que imidacloprid foi particularmente danoso para mamangavas do chão (*Bombus terrestris* L.), a baixas doses, na faixa de 10-25 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (0,002-0,005 $\mu\text{g}/\text{abelha}$), resultando em baixa emergência de larvas, talvez como consequência da diminuição da quantidade de cria.

Visando aumentar o nível de esclarecimento acerca do incidente ocorrido na França, quando apicultores daquele país atribuíram severas perdas de colônias e de produção de mel ao imidacloprid aplicado via tratamento de sementes, Maus et al. (2003) fizeram uma extensiva revisão de literatura, visando analisar, interpretar e correlacionar os resultados de inúmeros trabalhos conduzidos sob condições de laboratório, semicampo e campo, de vários pesquisadores pertencentes às mais variadas instituições. Concluíram, com base nos estudos-chave referenciados, que o NOAEC (concentração de efeitos adversos não observáveis) foi de 20 ppb e que, ao compará-lo com os níveis de resíduos do produto e seus metabólitos no néctar e no pólen, abaixo de 5 ppb, o imidacloprid oferece um risco negligenciável para *A. mellifera*.

Fipronil é outro inseticida nicotinóide considerado como de "última geração" e consumido amplamente no mundo e no Brasil (BRASIL, 2011). Mayer & Lunden (1999) estudaram os efeitos deste inseticida sobre fêmeas de *A. mellifera*, *Megachile rotundata* e *Nomia melanderi* Cockerell, sob condições de laboratório e de campo, e observaram que doses subletais na faixa de 100 a 500 ppm apresentaram efeito repelente, reduzindo a taxa de visita das abelhas melíferas à colza (*Brassica napus* L.) em florescimento, efeito este não observado sob condições de laboratório, quando o produto foi minis-

trado via dieta. Colin et al. (2004) também estudaram o efeito de fipronil aplicado via dieta, em níveis de contaminação de 70% DL_{50} , e constataram que a dose subletal de 2 $\mu\text{g}/\text{kg}$ reduziu a capacidade forrageira de *A. mellifera*. O trabalho realizado com fipronil por El Hassani et al. (2005) demonstra como esse pesticida interfere com a atividade forrageira da abelha ao afetar a percepção gustativa, o aprendizado olfatório e atividade motora. Segundo estudo realizado na Europa por Collin et al. (2004), dependendo das culturas e cultivares usados, o fipronil provocou mortalidade de 10 a 65% das abelhas campeiras depois de 10 dias de sua aplicação.

A exposição repetida de *A. mellifera* a fipronil, via oral, na dose subletal de 0,1 ng/abelha ($1/50 \text{DL}_{50}$) induziu completa mortalidade após uma semana de exposição (exposição subcrônica). Comparando-se esta dose, via oral, em termos de mortalidade, ela foi similar à dose de 2,2 $\mu\text{g}/\text{L}$ de fipronil em exposição subcrônica usada por Decourtye et al. (2005). Dado que a dose aguda de 0,1 ng/abelha, via dérmica, não diferiu significativamente do controle, Aliouane et al. (2009) comentam que se pode concluir que fipronil em doses subletais pode tornar-se letal em exposições repetidas.

O fipronil também aumenta a atividade locomotora das abelhas em baixas doses (ALLIOUANE et al., 2009). No campo, este aspecto pode ter muita relevância, já que as abelhas-guarda podem interpretar a excitação das abelhas contaminadas como um comportamento estranho e atacá-las (THOMPSON, 2003).

A formulação de grânulos dispersíveis em água (GDA) do Imidacloprid e do fipronil e/ou sua utilização via tratamento de sementes (PINHEIRO & FREITAS, 2010; BRASIL,

2011), devido suas excelentes propriedades sistêmicas, conferem certa segurança para as abelhas.

O clothianidin é um inseticida semelhante ao imidacloprid lançado pelo mesmo fabricante em 2003. O início da sua comercialização coincidiu com grande mortalidade de abelhas e levantou muitas suspeitas sobre esse produto e os demais nicotinóides. Atualmente há indícios de que neonicotinóides como clothianidin, imidacloprid, fipronil e thiamethoxam possam, em associação a vários outros fatores, estarem envolvidos com a Desordem do Colapso das Colônias (DCC) que vem afetando as colônias de *A. mellifera* nos Estados Unidos e outros países ao redor do mundo. Diferente dos piretróides também suspeitos, isso levou vários países a banirem todos ou alguns desses nicotinóides (VOLLMER, 2008).

No que se refere a acetamiprid, El Hassani et al. (2008) constataram que doses tóxicas agudas de 0,1 e 0,5 ng/abelha aumentaram a atividade locomotora, fato não constatado por Aliouane et al. (2009), mesmo para as maiores doses. Estes autores constataram também que repetidas exposições a pequenas doses de acetamiprid não transformaram a excitação motora em significativa imobilidade ou pequena atividade de deslocamento.

Decourtye et al. (2005) constataram que doses crônicas subletais de acetamiprid não induziram maiores efeitos que doses agudas no que se refere ao consumo de água e que produziram menos efeitos no que diz respeito à atividade locomotora, resposta à sacarose e memória olfatória. Mas Aliouane et al. (2009) observaram que acetamiprid aplicado via oral, na dose de 0,1 µg/abelha, aumentou o consumo de água, e, via dérmica, um aumento não significativo na

resposta à sacarose, resultados similares aos obtidos por El Hassani et al. (2008), após exposição aguda ao produto. Aliouane et al. (2009) comentam ainda que a exposição de abelhas ao acetamiprid pode modificar o equilíbrio da colônia e mudar o hábito de forrageadores de néctar com um alto limiar de sacarose para forrageadores de pólen com um baixo limiar de sacarose.

Estudos com thiamethoxam mostraram que a exposição repetida a uma dose que não causa nenhum efeito quando aplicado sob condições agudas (EL HASSANI et al., 2008) resulta em alguns déficits comportamentais. A exposição repetida a 1 ng/abelha de thiamethoxam, via oral, causou um parcial decréscimo na resposta à sacarose, efeito não constatado quando o produto foi aplicado na mesma dose, sob condição aguda (ALIOUANE et al., 2009). Estes fatos têm uma relevada significância, já que, por melhor reproduzirem as condições de aplicação dos pesticidas no campo, apontam para a possibilidade de redução na captura de néctar pelas abelhas forrageadoras, com marcante efeito sobre as colmeias.

Estudo comparativo realizado por Aliouane et al. (2009) entre acetamiprid, fipronil e thiamethoxam sugere que o acetamiprid seria o menos tóxico dos três neonicotinóides testados para abelhas melíferas após exposições repetidas a doses subletais, resultado que vai de encontro àquele obtido por Iwasa et al. (2004), quando os neonicotinóides com grupo cyano em sua molécula foram significativamente menos tóxicos do que os que apresentam o grupo nitro.

Os diferentes efeitos dos neonicotinóides em função dos receptores nicotínicos

Imidacloprid, acetamiprid e thiamethoxam tem o mesmo alvo a nível celular, agindo principalmente como antagonistas dos receptores nicotínicos de acetilcolina dos insetos (nAChRs) (MATSUDA et al., 2001). As composições das subunidades alfa e beta desses receptores definem os diferentes subtipos de receptores nicotínicos, que diferem nas suas propriedades farmacológicas (NAUEN et al., 2001; DÉGLISE et al., 2002; BARBARA et al., 2005).

Nas abelhas, como nos insetos em geral, a composição dos nAChRs é desconhecida. Experimentos realizados com cultura de neurônios cerebrais de abelhas melíferas tem demonstrado que imidacloprid é um inibidor de nAChRs. Pelo menos dois tipos de nAChRs tem sido descritos no cérebro de abelhas melíferas: alfa-bungarotoxina (alfa-BGT)-sensitiva e alfa-BGT-não-sensitiva. Os trabalhos de Cano Lozano et al. (1996), Cano Lozano et al. (2001), Dacher et al. (2005), Thany & Gauthier (2005) e Aliouane et al. (2009) demonstram que estes receptores estão envolvidos nas leituras tátil e olfatória e de memória, as quais são funções essenciais para o comportamento de forrageamento. Fipronil rompe a neurotransmissão inibitória pelo bloqueio dos canais de cloro do ácido gama-amino-butírico (GABA-Cl) e dos canais de cloro do glutamato (Glu-Cl) (BARBARA et al., 2005; JANSSEN et al., 2007). Como os mamíferos não possuem estes tipos de canais de cloro, justifica-se, pelo menos parcialmente, a ação seletiva do fipronil sobre os insetos em relação aos mamíferos (NARAHASHI et al., 2007).

Receptores de canais de cloro do GABA e do GluCl foram encontrados no cérebro de

abelhas melíferas, onde agem como moduladores das sinapses excitatórias (BICKER et al., 1985; BARBARA et al., 2005). Nas vias olfatórias, conexões interneurônicas GABA contribuem para a representação neural dos odores (STOPFER et al., 1997; SACHSE & GALIZIA, 2002). Contrário aos nAChRs, receptores GABA_A e GluCl são também encontrados fora do sistema nervoso central, na membrana dos músculos, onde regulam a neurotransmissão excitatória ao glutamato na junção neuromuscular (MARRUS et al., 2004; COLLET & BELZUNCES, 2007).

El Hassani et al. (2008) realizaram experimentos com doses subletais agudas oral ou dérmica de acetamiprid e thiamethoxam sobre abelhas melíferas e constataram que thiamethoxam não induziu efeitos sobre o comportamento, independentemente do nível de dose e do modo exposição, enquanto que acetamiprid provocou um aumento na resposta à sacarose e mudanças de locomoção, bem como diminuiu a memória de longa duração, quando administrado via oral. Experimentos com fipronil em similares condições mostraram um fraco decréscimo na resposta à sacarose e prejuízo na memória olfativa após aplicação de doses tóxicas subletais (EL HASSANI et al., 2005).

Aliouane et al. (2009) detectaram que a dose de 0,1 ng/abelha de thiamethoxam, via dérmica, causou um decréscimo temporário de memória 24 horas após a leitura, seguido por uma recuperação após 48 horas, significando que a memória de longo prazo não é afetada. Na mais alta dose, 1 ng/abelha, houve decréscimo na performance de leitura, mas sem repercussão significativa na memória olfatória. Fipronil

(0,01 ng/abelha) provocou perda de especificidade de resposta a substância odoríferas, fenômeno conhecido como “generalização de odores”, efeito não observado para o acetamiprid. Aliouane et al. (2009) comentam que tais resultados sugerem que as vias colinérgicas e gabaérgicas não desempenham o mesmo papel no processo olfatório. Segundo os autores, evidências anatômicas e fisiológicas indicam que a mensagem olfatória é levada da antena para os centros cerebrais superiores através da excitação dos neurônios colinérgicos, e modificações nos níveis excitatórios provocados por acetamiprid parecem não ter nenhum efeito relevante na percepção olfatória. Como circuitos inibitórios locais dentro do lobo antenal são necessários para a construção de sinais específicos a odores e é sugerido que receptores do GABA e do glutamato desempenham este papel (STOPFER et al., 1997; BARBARA et al., 2005), Aliouane et al. (2009) enfatizam que a sensibilização dos receptores pode ter sido responsável pela morte das abelhas submetidas à exposição repetida com fipronil, na dose de 0,1 ng/abelha, e pelo aumento do consumo de água, decréscimo de mobilidade e generalização de odores, na dose de 0,01 ng/abelha.

Embora todos os neonicotinóides ajam seletivamente nos receptores colinérgicos nicotínicos, sua ação agonista varia de eficácia parcial a total. Em estudo com baratas, Tan et al. (2007) constataram que a eficácia agonista, definida como o máximo influxo da corrente elétrica induzido pelos neonicotinóides em neurônios isolados, está positivamente correlacionada com a sua atividade inseticida. Assim, injetado em doses tóxicas, imidacloprid causa sintomas excitatórios (baixa eficácia), enquanto que acetamiprid causa sintomas de depressão/paralisia (alta eficácia).

Contudo, Aliouane et al. (2009) comentam que não detectaram diferenças entre acetamiprid (EL HASSANI et al., 2008) e Imidacloprid (LAMBIN et al., 2001) no que diz respeito à intoxicação aguda das abelhas com doses subletais dos referidos produtos (ANEXO 4). Segundo os autores, tais discrepâncias de resultados podem ser atribuídas ao fato de que não se descreveu, ainda, de modo claro e conciso, como se dá a regulação dos receptores colinérgicos nicotínicos pelos inseticidas neonicotinóides em insetos. Mas este aspecto não deve ser levado inteiramente em conta para explicar as modificações comportamentais em abelhas expostas a tais produtos, fato suportado pela comparação dos resultados obtidos por Nauen et al. (2003), Iwasa et al. (2004) Tan et al. (2007), quando thiamethoxam falhou em ativar aqueles receptores, porém causou efeitos biológicos similares a outros inseticidas neonicotinóides (ANEXO 4). Tais considerações apontam para a necessidade de um minucioso estudo sobre este grupo de inseticidas, tendo como base os seus respectivos *fact sheet*, que disponibilizam muitas informações sobre o seu comportamento no solo, água, planta e em organismos alvo e não-alvo, sob variadas condições de exposição e níveis de dose.

Muitas vezes, resultados entre e dentro de experimentos realizados sob condições de laboratório, semicampo e campo podem se mostrar diferentes em função da metodologia, tipos de aparelhos para mensuração dos parâmetros analisados, substâncias utilizadas como veículos para a administração dos ingredientes ativos (via de exposição) e sua interação com o organismo (em seus vários estádios de desenvolvimento), regulados pelas condições do ambiente. Deste modo, avaliações de risco dos pesticidas o mais próximo possível da realidade devem ser feitas com base na toxicidade intrínse-

ca dos ingredientes ativos/formulações, em associação com aquela obtida a partir da exposição das abelhas sob condições de semicampo e/ou campo, conforme possível, considerando-se o seu efeito sobre toda a colônia, em especial o efeito subletal, que melhor reflete as condições de aplicações dos pesticidas nas áreas cultiváveis (THOMPSON, 2003; ALIOUANE et al., 2009; FREITAS & PINHEIRO, 2010; PINHEIRO & FREITAS, 2010).

Entretanto, um aspecto comum a todos os inseticidas neonicotinóides é o fato de que eles são fortemente sistêmicos (HALM

et al., 2006), sendo que o transporte na planta através do xilema pode resultar na presença de pequenas quantidades destas substâncias no néctar e no pólen. A captura de fipronil tem sido também demonstrada na raiz de girassol, levando ao transporte dentro das folhas (AAJOUND et al., 2006). Deste modo, reduzidos níveis de contaminação do pólen e do néctar capturados nas plantas tratadas com estes potentes inseticidas sistêmicos podem levar a uma acumulação destes produtos na colmeia e abelhas jovens, em especial, podem ser expostas a doses subletais durante sua curta vida, com significativo impacto sobre a inteira colônia.

Toxicidade diferencial e sinergia dos neonicotinóides com outros pesticidas

Iwasa et al. (2004) constataram que o inseticida butóxido de piperonila (PBO) e fungicidas DMI (inibidores de desmetilação ou inibidores da síntese de ergosterol), aplicados por via dérmica em laboratório, potencializam acentuadamente o efeito tóxico de acetamiprid e thiacloprid, inseticidas neonicotinóides de substituição ciano. Propiconazole e triflumizole aumentaram o efeito tóxico de acetamiprid de 105 e 244 vezes, respectivamente, e de thiacloprid, de 559 e 1.141 vezes. Visto que PBO e fungicidas DMI são potentes inibidores da via citocromo P450 e sinergizam os referidos neonicotinóides (ANEXO 5), parece que a oxidação é um importante mecanismo de destoxificação de neonicotinóides de substituição ciano, fato comprovado pela atoxicidade dos principais metabólitos de acetamiprid (N-demetil acetamiprid – IM-2-1; 6-cloro-3-piridilmetanol – IM-O e 6-cloro-ácido nicotínico – IC-O), potenciais produtos da via citocromo P450 e que as esterases e glutatona transferases são menos importantes no processo de des-

toxificação (BRATTSTEN et al., 1994; IWASA et al., 2004).

No que se refere aos neonicotinóides de substituição nitro, tais como imidacloprid, nitempyram, clothianidin, dinotefuran e thiamethoxam, IWASA et al. (2004), verificaram que PBO e fungicidas DMI praticamente não potencializaram os efeitos tóxicos de imidacloprid, o que parece indicar que a oxidação não é um importante mecanismo de destoxificação desses neonicotinóides (ANEXO 5). Entretanto, convém lembrar que Liu et al. (1995) detectaram que PBO potencializou 10 vezes mais o efeito tóxico de imidacloprid em mosca doméstica, enquanto que 0-propil-0-(2-propinil) fenilfosfato (PPP) aumentou a toxicidade tanto de imidacloprid como de acetamiprid (YAMAMOTO et al., 1998), resultados que mostram que a susceptibilidade dos inseticidas aos vários tipos de neonicotinóides está diretamente associada ao metabolismo, às vias de destoxificação e ao efeito tóxico dos

metabólitos delas resultantes, que pode variar entre as espécies de insetos. Como exemplo, deve-se ressaltar que olefin, um metabólito de imidacloprid (SUCHAIL et al., 2001), apresenta uma maior toxicidade para abelhas melíferas que do próprio neonicotinóide (NAUEN et al., 1998).

Algo que merece ser analisado com bastante cuidado é o fato de que no trabalho de IWASA et al. (2004), os autores constataram que triflumizole, aplicado via dérmica, em laboratório, potencializou acentuadamente o efeito tóxico de acetamiprid para abelhas melíferas (244 vezes), enquanto que, a nível de campo, apontam a possibilidade de segurança para uso de acetamiprid e/ou triflumizole. De fato, aplicações foliares em alfafa, mesmo nas dosagens máximas recomendadas (168 e 280,2 g i.a./ha de acetamiprid e triflumizole, respectivamente) não resultaram em mortalidade significativa em relação a onde não se fez aplicações com os referidos produtos ou quando

se aplicou somente acetamiprid. Contudo, deve-se ter em mente, que acetamiprid tem um acentuado efeito sistêmico, o que pode ter reduzido o seu efeito residual letal na superfície foliar quando as abelhas entraram em contato com a mesma, no caso, 3 e 24 horas após as aplicações no campo. Este fato pode ser corroborado pelos resultados de Colin & Belzunces (1992) e Pilling & Jepson (1993), que apontaram que fungicidas DMI sinergizam a toxicidade de piretróides, dotados de grande ação de contato e residual a nível de campo. Deste modo, para inseticidas neonicotinóides, efeitos crônicos (subletais), resultantes da sua ação no néctar e no pólen, via ação sistêmica, são mais relevantes e devem ser levados em conta como principal parâmetro para avaliação do seu impacto sobre os agentes polinizadores, em especial sob determinadas condições ambientais, particularmente no que se refere à temperatura e umidade relativa do ar (FREITAS & PINHEIRO, 2010; PINHEIRO & FREITAS, 2010).

Inseticidas de baixa toxicidade aguda oral e/ou dérmica – reguladores do crescimento, *Bacillus thuringiensis* e azadirachtin

Reguladores do crescimento

Os inseticidas que apresentam baixa toxicidade, por via oral e/ou dérmica, embora não produzam efeitos visuais significativos de mortalidade nas colônias de abelhas melíferas no campo, podem ter seus efeitos subletais potencializados, dependendo do tipo de formulação, doses aplicadas e período em que são aplicados (JOHANSEN & MAYER, 1990). Jaycox et al. (1974) constataram que produtos mimetizadores da ação de hormônios juvenis suprimiram o desenvolvimento das glândulas hipofaringeanas

em *A. mellifera*. Isto é um aspecto muito importante, visto que as glândulas hipofaringeanas das abelhas jovens, até os 9-10 dias de idade, são responsáveis pela secreção de substâncias componentes da geleia real, alimento que fornece o precursor do feromônio produzido pela abelha-rainha. Assim, qualquer falha na produção de geleia real pode resultar em falha na produção de feromônio pela rainha, levando as abelhas a substituir rainhas de modo sucessivo, o que pode alterar a divisão de trabalho dentro

da colmeia (JOHANSEN & MAYER, 1999). Doses subletais de Diflubenzuron, penfluron (50 µg/abelha) e metoprene (250 µg/abelha) causaram efeito similar, sendo que o metoprene ainda estimulou o forrageamento precoce (ROBINSON, 1985; GUPTA & CHANDEL, 1995), embora a preferência por fontes de pólen e néctar e a performance da atividade de forrageamento não tenha sido afetada (ROBINSON, 1985; DENG & WADDINGTON, 1997).

Barker & Taber (1977) avaliaram o efeito de diflubenzuron sobre colônias de *A. mellifera*, sob condições de semicampo, ministrando doses subletais, via dieta, e constataram que o nível de 10 ppm reduziu a captação de pólen e água, diminuiu a produção de favo, ovos e operárias e suprimiu a produção de crias. De Wael et al. (1995) observaram que o teflubenzuron, no nível de 150 ppm, causou danos consideráveis a colônias de *Bombus*, tais como redução na captura de sacarose, diminuição no desenvolvimento de ovos e mortalidade larval. Estes efeitos são particularmente importantes para abelhas melíferas, haja vista que Haynes (1988) alega que a redução no número de crias e novas abelhas é mais danoso que a perda de abelhas forrageadoras. Diflubenzuron é registrado no Brasil sob as formulações pó molhável (WP) e suspensão concentrada (SC), e Teflubenzuron também como suspensão concentrada (SC), o que aumenta a possibilidade de efeitos subletais sobre as abelhas (JOHANSEN & MAYER, 1990; PINHEIRO & FREITAS, 2010; BRASIL, 2011).

Bacillus thuringiensis

As espécies de abelhas do gênero *Apis* produzem cera para construção dos favos, que são utilizados para o armazenamento de pólen e de mel, e para acomodação dos

ovos, larvas e pupas. Para manter a integridade dos favos de cera, durante a entressafra, é necessária a utilização de técnicas de conservação para se evitar o aparecimento da traça pequena da cera (*Achroia grisella* Fabricius) e/ou da traça grande da cera (*Galleria mellonella* L.). As lagartas destas espécies fazem galerias nos favos, alimentando-se dos restos de casulos e fezes depositadas na cera, pólen e mel, podendo destruí-los totalmente e impedindo sua reutilização (WIESE, 1985; VANDENBERG & SHIMANUKI, 1990).

Em colônias fortes (com alta densidade populacional) os favos não são danificados porque as abelhas repelem as mariposas ou, mesmo que algumas larvas da traça apareçam na colmeia, as operárias prontamente realizam a limpeza do favo, impedindo seu desenvolvimento (BURGES, 1978), fato que não acontece em colônias fracas, quando se deve fazer um manejo apropriado, mantendo-se um número adequado de favos nas melgueiras (BURGES & BAILEY, 1968). Além dos danos diretos, as larvas e adultos da traça podem ser vetores de patógenos e, através das fezes, os adultos podem disseminar esporos das bactérias *Paenibacillus larvae* White 1906 causadora da cria pútrida americana e *Melissococcus pluton* Bailey & Collins 1982, da cria pútrida europeia (ANDERSON, 1990).

Os prejuízos causados pela traça da cera têm incentivado os pesquisadores a buscarem métodos alternativos de controle, uma vez que a utilização de produtos químicos nas colmeias e em favos armazenados pode provocar a mortalidade de abelhas, contaminação do mel e demais produtos apícolas (VERMA, 1995). Referente a este aspecto, o controle químico com paradiclorobenzeno, ácido cianídrico, brometo de metila, sulfureto de carbono, anidrido sulfuroso e

fosfina mostrou-se satisfatório. Contudo, resulta em inúmeros problemas, tais como intoxicações das abelhas nas diversas fases do seu desenvolvimento e a contaminação do mel, cera, própolis, pólen e geleia real (BOLLHALDER, 1999).

A prevenção da traça pode ser feita por métodos físicos, como o térmico, sem riscos para a saúde e sem deixar qualquer espécie de resíduo, contudo oneroso e de pouca eficácia (BOLLHALDER, 1999). A conservação dos favos em câmaras frias apresenta ótimos resultados, mas é um processo caro (CHARRIÉREE IMDORF, 1999). O método que tem proporcionado bons resultados no controle da traça da cera, apesar do aumento de mão-de-obra, é o emprego do *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* Berliner por meio da pulverização dos favos (VERMA, 1995), contudo o produto não apresenta registro para esta modalidade de uso (DIAS, 2001; BRASIL, 2011).

Bacillus thuringiensis é uma bactéria de solo gram-positiva que apresenta esporângios com endósporos e inclusões cristalinas de proteínas no seu interior, formadas após acelerada fase de crescimento, e, em seguida, um processo de esporulação, devido à exaustão de nutrientes. Tais cristais protéicos são responsáveis por sua ação entomopatogênica, atribuída a um polipeptídeo denominado δ - endotoxina (NAVON, 1993) que age sobre as formas larvais dos insetos após a ingestão, momento a partir do qual inicia-se uma série de reações que culminam com a morte das mesmas (BRIGHENTI et al., 2005). Brighenti et al. (2007) enfatizam que esse produto é indicado para o controle de larvas de lepidópteros, de coleópteros e de dípteros e Pereira et al. (1998) ressaltam que sua eficácia é maior quando ingerida pelas larvas durante os primeiros ínstares, sendo considerado ineficaz para adultos.

Segundo Mendonça (2002), o modo de ação desse bioinseticida propicia o seu amplo uso em programas de controle biológico, por não oferecer nenhum risco de toxicidade conhecido para os seres humanos e o ecossistema em geral. Verma (1995) constatou toxicidade diferencial de uma formulação comercial de *B. thuringiensis* var. *kurstaki* (10 g p.c./litro de água), aplicada via pulverização em colônias da abelha melífera asiática (*Apis cerana* Fabricius) infestadas artificialmente com *G. mellonella*, resultando em uma mortalidade média larval de 98,7% das traças e nenhum efeito sobre as larvas das abelhas, apesar da ação residual de 5,5 meses.

Brighenti et al. (2005) testaram uma formulação pó molhável (concentração de 32 g/kg - 16.000 unidades internacionais de potência por mg, contendo um mínimo de 25 bilhões de esporos viáveis por grama) de *B. thuringiensis* nas concentrações de 0,25; 0,5; 1,0; 2,5; 5,0; 10,0 e 20,0 g por 100 mL de água ministradas via pulverização, imersão dos favos e dieta e constataram que a aplicação por imersão dos favos é o método mais eficaz, sendo que já a partir da concentração de 0,25 g/100 mL de água a mortalidade larval foi de aproximadamente 90%. A aplicação do produto via pulverização dos favos mostrou-se eficiente somente a partir de 5 g/100 mL de água, resultando em mortalidade larval de 90%, enquanto que para administração via dieta artificial, somente para as mais altas concentrações (5 e 10 g/60 de dieta) foram obtidos resultados satisfatórios de mortalidade, em torno de 95%.

Mas Brighenti et al. (2007) testaram o efeito das mesmas concentrações (0,25; 0,5; 1,0; 2,5; 5,0; 10,0 e 20,0 g por 100 mL de água) daquela formulação comercial de *B. thuringiensis* sobre adultos de *Apis mellifera*, via

pulverização e ministradas à dieta, composta de solução aquosa de mel a 50% ou incorporadas à pasta Cândi e constataram mortalidade de adultos já a partir da concentração de 0,25 g/100 mL. Administrado via pasta Cândi, a CL₅₀ e a CL₉₀ foram de 0,325 g e 2,127 g do *B.thuringiensis* var. *kurstaki*/60 g de pasta, respectivamente, enquanto que para incorporação através de solução aquosa de mel a 50%, a CL₅₀ e a CL₉₀ foram de 1,403 g e 7,759 g do *B. thuringiensis* var. *kurstaki*/100 mL de solução, respectivamente.

Segundo aqueles autores, quando administrado via pulverização, variações nos índices de mortalidade parecem estar associadas a diferenças de idades dos indivíduos, visto que em abelhas mais jovens os comportamentos de higiene e lambadura são mais acentuados, o que pode resultar em maior ingestão de esporos da bactéria e consequentemente maior mortalidade. Até 60 h após a administração do produto via dieta, houve diminuição gradativa e acentuada no comportamento de limpeza do corpo e de agregação noturna das abelhas adultas, e posteriormente, rejeição do alimento, possivelmente devido a distúrbios intestinais, fato comprovado pelo grande fluxo de fezes liquefeitas nas gaiolas. Independentemente do método de administração do produto, houve um aumento de 20 a 30% do volume abdominal das abelhas contaminadas, em especial com maiores concentrações do produto. Houve perda de agilidade e coordenação motora, letargia e paralisia geral antes da morte. De um modo geral, foram observadas modificações evidentes no comportamento e redução da sobrevivência e longevidade para todas as formas de administração do produto, resultados que estão em oposição às afirmações e/ou resultados encontrados por Verma (1995) e Pereira et al. (1998).

Azadirachtin

O consumo de azadirachtin, um terpenóide extraído do nim ou nim indiano (*Azadirachta indica* A. Juss.), vem crescendo no Brasil, principalmente devido a este aspecto, ser de origem natural, e pela crença prevalecente entre os agricultores que tais produtos oferecem uma grande margem de segurança para aplicações no campo. Neumann et al. (1994) detectaram efeito repelente do azadirachtin em *A. mellifera*, sob condições de semicampo, via dieta, porém para aplicações de campo sobre colza em florescimento este efeito desapareceu. Muitos experimentos conduzidos sob condições de semicampo mostraram que, aparentemente, não há danos para as abelhas forrageadoras ou para a colônia, particularmente no que diz respeito a performance da atividade de forrageamento. Contudo, poucos dias após a aplicação (em torno de 10 dias), alguns níveis de doses resultaram em reduzida emergência de adultos, mortalidade larval e malformações nas asas de abelhas recém emergidas (REMBOLD et al., 1980; MORDUE & BLACKWELL, 1993; NAUMANN & ISMAN, 1996 citados por SCHENK et al., 2001). Melathoupolos et al. (2000a) detectaram que aplicações de azadirachtin no campo, a intervalos de seis dias, reduziu severamente a área de cria e causou grande mortalidade de rainhas nas colônias. Sob condições de laboratório, aplicações tópicas de Azadirachtin realizadas por Melathoupolos et al. (2000b) não produziram grande mortalidade de abelhas. Por outro lado, a ingestão da torta de nim foi tóxica para operárias de *A. mellifera*, nas concentrações 20 mg/g, 50 mg/g e 100 mg/g e nos bioensaios com o óleo de nim, houve efeito tóxico nas concentrações de 50 mg/g e 100 mg/g (DIAMANTINO et al., 2010).

O pólen e o néctar do nim também parecem ser tóxicos para larvas e adultos de *A. mellifera*. Alves (2010) observou que colônias colocadas em áreas cultivadas com nim na caatinga e mata litorânea do estado do Ceará, durante o período de escassez de flores no campo, apresentaram aumentos significativos na taxa de mortalidade das larvas (5,81 para 14,6%, e 5,91 para 9,40%, respectivamente). No entanto, as áreas totais de crias nas colônias também aumentaram em 67 e 46%, respectivamente. Segundo o autor, a escassez de alimento na caatinga, mais acentuada em relação à mata litorânea, levou a uma maior participação relativa dos recursos florais do nim na dieta das colônias. Isso teria elevado os efeitos de estímulo da postura da rainha e consequente crescimento maior da área de cria, compensando o incremento na mortalidade das larvas.

Experimentos conduzidos em ambiente controlado onde adultos de *A. mellifera* eram alimentados com diferentes proporções de néctar e/ou pólen de nim, mostraram que aqueles alimentados exclusivamente com os recursos florais de *A. indica* foram os que apresentaram menor tempo médio de vida, e que na medida em que os recursos florais de nim eram substituídos por outras fontes alimentares na dieta, o tempo médio de vida aumentava. O simples odor das flores não apresentou efeito de repelência e não afetou a longevidade das operárias (ALVES, 2010).

Alves (2010) também conduziu experimentos com a criação artificial de larvas de *A. mellifera* em laboratório alimentadas com diferentes proporções do pólen de nim e de plantas apícolas comprovadamente não tóxicas. Ele observou que as larvas que receberam em suas dietas apenas o pólen do nim apresentaram 100% de mortalidade, e essa

decrecia proporcionalmente à inclusão das outras fontes de pólen comprovadamente não tóxicas à dieta (Figura 8).

Os resultados de Melathoupolos et al. (2000a,b) e Alves (2010) sugerem que a ação tóxica do nim em *A. mellifera* dá-se mais pela ação sistêmica no pólen e néctar contaminados, quando são transferidos para a colmeia.

Finalmente é importante ressaltar que o Azadirachtin ainda não é registrado no Brasil para uso agrícola.



Figura 8 – Larvas de *Apis mellifera* criadas em laboratório quando alimentadas com diferentes proporções do pólen de nim (*Azadirachta indica* A. Juss.) e de plantas apícolas comprovadamente não tóxicas apresentam taxas de mortalidade e crescimento inversamente proporcionais à proporção de pólen de nim na dieta: a) larva alimentada com 0% de pólen de nim na dieta (desenvolvimento normal); b) larva alimentada com 50% de pólen de nim e 50% de outros pólen na dieta (atrofiadas); c) células vazias pertencentes a larvas alimentadas com 100% de pólen de nim na dieta (100% de mortalidade). Fonte: Alves (2010).

Fungicidas e Herbicidas

Fungicidas e herbicidas possuem mecanismos de ação muito específicos, voltados para o controle de fungos e plantas, razão pela qual não oferecem grande risco para as abelhas (ANEXO 6). Eventualmente, efeitos tóxicos letais e subletais podem ocorrer em função de determinada característica do ingrediente ativo e/ou produto técnico (ingrediente ativo mais impurezas), tal como capacidade para causar irritação, ou de um componente presente na formulação, tal como o xileno, um solvente aromático altamente irritante e que compromete a memória de curto prazo, usado nas formulações denominadas concentrado emulsionável (EC) de muitos fungicidas (ATSDR, 1993).

Captan, um fungicida de amplo uso em macieira, particularmente no Brasil (ANEXO 6), pode provocar efeitos de repelência, diminuindo a capacidade de forrageamento, defeitos morfogênicos em adultos expostos na fase de larva (pernas, asas e corpo) e aumento na mortalidade de larvas (SOLOMON & HOOKER, 1989; JOHANSEN & MAYER, 1990). Isto é especialmente importante, haja vista que, até bem pouco tempo atrás, a formulação mais comumente usada no Brasil para aplicações foliares em um grande número de culturas que dependem dos serviços de polinização das abelhas era pó molhável (WP) (ANEXO 6), o que oferecia grande risco para as abelhas (PINHEIRO & FREITAS, 2010). Recentemente, o Ministério da Agricultura revogou o registro de uso do Captan como pó molhável, sendo atualmente autorizado para aplicações foliares apenas como solução concentrada (SL), o que reduz um pouco o risco para os polinizadores (BRASIL, 2011). Iprodione é outro fungicida que tem causado alguma mortali-

dade larval ou a produção de pupas excepcionalmente grandes que não completam o desenvolvimento em adulto (RIEDL et al., 2006).

No que se refere aos herbicidas, embora tenham sido observadas algumas intoxicações de abelhas em testes de laboratório, é pouco provável que causem problemas às abelhas no campo já que seu modo de ação afeta vegetais, não animais (RIEDL et al., 2006). O principal impacto sobre as abelhas, em geral, é mesmo a supressão da disponibilidade de néctar e pólen (JOHANSEN & MAYER, 1990), entretanto o efeito sobre as abelhas nativas vai além disso, por eliminar, em extensas áreas com monocultivo, a diversidade de espécies de plantas que servem como fonte de néctar e pólen, com florescimento em épocas distintas, usadas também para descanso, nidificação e reprodução (FREITAS, 1991, 1994). Efeitos diretos podem também ocorrer, tal como redução na produção de crias e mortalidade de abelhas expostas a baixos níveis de 2,4 D (KIDD & JAMES, 1994; USNLM, 1995; JOHANSEN & MAYER, 1990), um dessecante bastante utilizado no Brasil nas extensas áreas de soja, milho e pastagens (ANEXO 6).

Marcadores bioquímicos para detecção do efeito de doses subletais

A utilização de marcadores bioquímicos ou biomarcadores pode ser importante para o monitoramento da poluição ambiental (POLY, 1997). Manwell e Baker (1968) sugeriram que os poluentes podem influenciar o polimorfismo bioquímico porque algumas enzimas interagem diretamente com os pesticidas e outros poluentes.

A exposição a doses subletais de inseticidas nos fornece informações sobre o impacto ecológico desses pesticidas nos polinizadores. Attencia et al. (2005) constataram que as esterases EST-3 e EST-4 de abelhas *A. mellifera* podem ser utilizadas para detectar a presença de resíduos dos inseticidas organofosforados paratiom metil e malation entre 1 e 14 dias após a contaminação, com alteração na atividade relativa dessas esterases.

O inseticida thiamethoxam pertencente à classe dos neonicotinóides, atua interferindo nos receptores nicotínicos de acetilcolina (ANTUNES-KENYON & KENNEDY, 2001). Por mimetizar a acetilcolina, esse inseticida se liga ao sítio receptor nicotínico e o bloqueia, resultando no acúmulo de acetilcolina, o que leva o inseto à paralisia e morte (RANCAN et al., 2006). Ruvolo-Takasusuki et al.(2009) detectaram inibição parcial das esterases duas horas após aplicação tópica de thiamethoxam (2 mg/ml) em larvas de abelhas africanizadas. Segundo os autores o efeito pode ser atribuído à ligação das moléculas do inseticida ao sítio ativo das esterases, promovendo a sua inibição parcial. Deste modo, o efeito do thiamethoxam é potencializado, já que ao efeito tóxico, devido ao acúmulo da acetilcolina, soma-se a

ineficácia, mesmo que parcial, das esterases em detoxificar o inseticida, em virtude da sua ligação ao sítio ativo dessas enzimas.

O Trabalho de Ruvolo-Takasusuki et al.(2009) corrobora o que salientaram Hashimoto et al. (2003) no que diz respeito ao uso das isoenzimas esterásicas (EST-1, EST-2, EST-3, EST-4 e EST-5) como indicadores bioquímicos para detectar a presença de thiamethoxam. Os referidos trabalhos, em conjunto, permitem concluir que operárias adultas e larvas de abelhas africanizadas podem ser usadas como bioindicadores para a detecção de resíduos do inseticida thiamethoxam.

PARTE IV – CASOS ESPECÍFICOS DO EFEITO DOS DEFENSIVOS SOBRE OS POLINIZADORES

Avaliação residual de imidacloprid em solos, plantas e pólen

Em anos recentes, muita discussão tem sido feita sobre um possível efeito residual de inseticidas usados em culturas agrícolas, principalmente o imidacloprid, sobre visitantes florais e agentes polinizadores, porém com poucas informações relevantes e achados conclusivos.

Bonmatin et al. (2010) desenvolveram um método para detecção de concentrações muito baixas de imidacloprid em solo, planta e pólen usando o método da cromatografia líquida-espectrometria (LC/APCI/MS/MS), baseado nas boas práticas de laboratório e em conformidade com os critérios da Comunidade Europeia (diretriz 96/23 EC). A variação na concentração linear de aplicação foi de 1-50 $\mu\text{g}/\text{Kg}$, com desvio padrão relativo de 2,9% em 1 $\mu\text{g}/\text{Kg}$. O limite de detecção (LOD) encontrado foi de 0,1 $\mu\text{g}/\text{Kg}$ e o limite de quantificação (LOQ) de 1 $\mu\text{g}/\text{Kg}$, comparável à variação de doses subletais.

Os resultados apontam a residualidade do imidacloprid em solos, o aumento de sua concentração em plantas durante o florescimento e sua biodisponibilidade em pólen. Os autores demonstraram que imidacloprid possui uma longa persistência residual em solos (2 anos) e que certas plantas, tais como girassol (*Helianthus annuus* L.), milho e diversas plantas daninhas, conseguem mobilizá-lo do solo no próximo cultivo, razão pela qual se explica a sua presença em

plantas não tratadas. Plantas de trigo (*Triticum* spp.), canola e cevada (*Hordeum vulgare* L.) também o mobilizam de solos contaminados, porém em uma menor extensão (BONMATIN et al., 2000). Eles enfatizam que estes aspectos apontam a possibilidade de que os níveis de concentração de imidacloprid no interior da planta dependem do tipo de solo, do metabolismo da planta e das condições climáticas predominantes na área de cultivo.

A concentração de imidacloprid em girassol aumenta progressivamente durante a formação do capítulo, atingindo relativamente altos níveis durante o pico do florescimento (8 $\mu\text{g}/\text{Kg}$, em média). Resultados similares foram encontrados em milho, o que contraria uma suposição concensual de que o produto protege a planta contra insetos e desaparece antes da chegada dos insetos visitantes florais (BONMATIN et al., 2010). Levando-se em conta os resultados obtidos com estas culturas, os autores salientam que o aumento na concentração de imidacloprid durante o florescimento parece ser um comportamento geral, devido ao metabolismo da planta e à forte mobilização de reservas para a produção de uma grande quantidade de grãos.

Bonmatin et al. (2010) também comentam que detectaram um valor médio de 3 $\mu\text{g}/\text{Kg}$ de imidacloprid em pólen de girassol e

milho, o que indica que o produto parece ser biodisponível para abelhas no campo, com variações na concentração que correspondem àquelas de efeitos subletais para abelhas, em especial no que refere à atividade de forrageamento (COLIN & BONMARTIN, 2000; COLIN, 2001), que é de extrema importância para a manutenção da colônia (THOMPSON, 2003). Conforme comentá-

rios dos autores, esta situação de risco se agrava para girassol e milho, em especial, quando se levam em conta os efeitos tóxicos adicionais de muitos metabólitos de imidacloprid (NAUEN et al., 1998; OLIVEIRA et al., 2000) e a mortalidade crônica induzida por diminutas concentrações do produto, na faixa de 0.1–1 $\mu\text{g}/\text{Kg}$ (SUCHAIL et al. 2001; BELZUNCES, 2001).

Efeito do pólen e do néctar transgênicos sobre as abelhas

A possibilidade de que plantas transgênicas desenvolvidas para serem mais resistentes a pragas e/ou doenças venham a interagir de forma danosa com os ecossistemas no quais forem inseridas, inclusive afetando negativamente potenciais polinizadores, vem sendo motivo de polêmica e tem envolvido disputas entre ambientalistas e empresas que atuam nesse mercado. Atualmente há alguns estudos que sugerem a necessidade de cautela sobre o assunto, principalmente no que se refere ao milho e soja transgênicos.

Segundo Sabugosa-Madeira e Abreu (2009), apesar das proteínas tóxicas do milho transgênico Bt apresentarem, teoricamente, um efeito inseticida limitado a algumas espécies-alvo, em especial à lagarta do milho (*Ostrinia nubilalis* Hübner) e alguns lepidópteros não-alvo, já foram demonstrados efeitos deletérios em insetos benéficos pertencentes às ordens Neuroptera, Hymenoptera e Coleoptera (HILBECK et al., 1998; DUTTON et al., 2002; SCHMIDT et al., 2009). Esses efeitos foram observados notadamente em coccinelídeos da espécie joaninha de dois pontos (*Adalia bipunctata* L.), um dos mais destacados e eficientes predadores naturais, que foram afetados pelo consumo direto ou indireto (através do

consumo de suas presas) de toxinas Cry1Ab e Cry3Bb sintetizadas por plantas transgênicas, o que levou Schmidt et al. (2009) a discutirem a seletividade e segurança ambiental destas proteínas.

Devido ao mecanismo de ação das proteínas tóxicas Bt, é provável que insetos considerados não-sensíveis tornem-se sensíveis quando ingerem insetos fitófagos contaminados com tais substâncias, que se tornaram ativas no interior dos seus corpos. Assim, estas toxinas podem ter efeitos negativos sobre predadores e parasitóides em diversos níveis tróficos (DUTTON et al., 2002; HARWOOD et al., 2005; OBRIST et al., 2006; SCHMIDT et al., 2009).

Ademais, deve-se ter em mente a contaminação do néctar e do pólen, este último constituindo-se em um recurso alimentar bastante utilizado por diversos insetos, principalmente as abelhas, mas também predadores e parasitóides. Uma das maiores preocupações ambientais, a cerca das culturas transgênicas reside no fato de o pólen ser dificilmente controlado, em termos de disseminação, e de ser a estrutura que apresenta a maior concentração de proteínas transgênicas. Para se ter uma ideia desta magnitude, no milho Bt ou no milho

Roundup Ready, as proteínas transgênicas presentes no pólen apresentam-se em concentrações cerca de cem vezes superiores às aquelas presentes no cariopse (FEARING et al., 1997; MONSANTO, 2009).

Pelos motivos apresentados e outros, bem como pela controvérsia que ainda existe a

respeito da verdadeira função das toxinas Cry sintetizadas pelo *Bacillus thuringiensis*, diversos cientistas argumentam que o uso do milho Bt apresenta um elevado risco ambiental (ADDISON, 1993, DE MAAGD et al., 2001; SABUGOSA-MADEIRA et al., 2007).

Efeitos indiretos no ecossistema das colônias de abelhas

Hanley et al. (2003) constataram que o pólen de plantas transgênicas é altamente tóxico para outros insetos que coabitam nas colmeias, tais como as traças da cera *Achroia grisella* e *Galeria mellonella*. Em colônias fortes estes insetos não oferecem risco, porém em colmeias abandonadas ou partes dos ninhos não utilizados estas traças alimentam-se dos favos velhos, eliminando eventuais focos de infecção (MELATHOPOULOS et al., 2004). Assim, se em colônias fortes as abelhas começarem a acumular pólen transgênico com toxinas Bt nos seus favos, poderá ocorrer a intoxicação das formas jovens de abelhas e também das traças da cera, o que pode resultar um acentuado desequilíbrio no ecossistema (SABUGOSA-MADEIRA et al., 2007), já que a toxicidade deste pólen se mantém durante várias semanas ou meses.

Outro efeito considerável sobre as colônias é o fornecimento de nutrição suplementar estimulante às abelhas, particularmente em épocas de baixa disponibilidade de plantas floridas para o forrageio apícola. Normalmente essa alimentação artificial leva ingredientes como xarope de milho e substitutos de pólen à base de farinhas de soja, que se forem de origem transgênica, podem resultar, ao longo do ano, em maior exposição das abelhas à proteínas tóxicas. Referente a este fato, Sabugosa-Madeira e Abreu

(2009) comentam que um dos aspectos comum a todas as colônias mortas devido à Desordem de Colapso da Colônia (DCC) é a ausência de traças da cera vivas e do besouro pequeno das colmeias (*Athenia túmida* Murray) nos favos abandonados e, também, de serem raros os casos de pilhagem por outras colônias (OLDROYD, 2007; SANFORD, 2007). Esses fatos reforçam as suspeitas de Sabugosa-Madeira et al. (2007) de que nos favos de colônias mortas devido à DCC deve existir alguma substância tóxica com grande poder residual, que destrói as traças da cera, e que possui, simultaneamente, uma grande ação de repelência para outros insetos, em especial sobre as abelhas (LATSCH, 2007).

Alguns trabalhos apontam que o inseticida neonicotinóide imidacloprid, por sua ação extremamente tóxica (letal) e de repelência (subletal) para as abelhas, parece estar envolvido no DCC. Contudo, os trabalhos de Ramirez-Romero et al. (2005, 2008) mostram que o efeito das endotoxinas Cry do *Bacillus thuringiensis* é mais intenso (letal) e duradouro (subletal) que o do imidacloprid. Sabugosa-Madeira e Abreu (2009) salientam também que, pelo menos até o momento, não se conhece o efeito da enzima CP4 EPSPS - que leva a inibição da síntese dos aminoácidos fenilalanina, tirosina e triptofano em plantas -, produzida

pelas plantas *Roundup Ready*, sobre *Galeria mellonella*. Como certo, os autores comentam que uma provável redução na população de traças da cera nas colmeias e na de abelhas selvagens, como resultado da cole-

ta de pólen de culturas transgênicas, pode causar uma deficiente reciclagem e limpeza da cera velha e um aumento na incidência de agentes patogênicos nas colônias.

Efeitos diretos sobre as abelhas

Embora haja um consenso de que as toxinas inseticidas Bt possam ser consideradas como inócuas para as abelhas adultas (VERMA, 1995; PEREIRA et al., 1998), Brighenti et al. (2007) constataram um significativo efeito letal e redução na longevidade, quando as mesmas foram expostas, principalmente por via oral, a uma formulação comercial pó molhável de *Bacillus thuringiensis* de amplo uso nas áreas agrícolas do Brasil. Este aspecto é de significativa relevância, haja vista que as formulações em pó propiciam uma maior quantidade do ingrediente ativo na folhagem após as pulverizações e os grânulos da referida formulação são mais facilmente captados pelos adaptados para a coleta de pólen, sendo levados juntos para a colmeia (JOHANSEN & MAYER, 1990).

No Brasil, as principais culturas transgênicas são a soja e o milho. Apesar de, juntas, ocuparem uma significativa vasta área cultivável, estas culturas não estão entre as preferidas por apicultores para colocarem suas colônias de *A. mellifera*, nem são muito vistas por abelhas e outros polinizadores nativos. Contudo, o risco existe, principalmente em épocas de baixa disponibilidade de outras espécies vegetais em florescimento e, no caso de criatórios raciais de *Apis* e/ou meliponíneos, quando se fornece alimentação suplementar com produtos oriundos destas culturas. Apesar do milho não ser uma planta melífera, as abelhas frequentemente utilizam o seu pólen

como fonte protéica, particularmente num período do ano em que são relativamente escassas as plantas em floração. No caso de *Apis*, esse pólen pode representar, em certas circunstâncias, mais de 80% da colheita semanal, sendo, portanto um alimento estratégico nestas épocas críticas (LOUVEAUX & ALBISETTI, 1963; SABUGOSA-MADEIRA et al., 2007). Uma vez que, aparentemente, as abelhas não distinguem flores de plantas transgênicas de plantas normais (MALONE et al., 2001; HUANG et al., 2004), há uma maior possibilidade de exposição das abelhas com pólen e néctar contaminados por proteínas tóxicas, com severos riscos para as populações locais de abelhas solitárias e/ou colônias das abelhas sociais.

Ademais, o risco de disseminação de pólen transgênico pelas abelhas para outras áreas é uma possibilidade que deve ser considerada. Apesar de a disseminação anemófila levar o pólen a distâncias consideravelmente elevadas, o transporte feito pelas abelhas pode resultar em distâncias ainda maiores, na faixa de 6 a 12 Km, dependendo das condições climáticas e da disponibilidade de alimento (MARRÃO, 1998; BEEKMAN et al., 2000; CAPALDI et al., 2000). Estes aspectos apontam a possibilidade de crescimento contínuo de áreas agrícolas contaminadas por transgenes, que podem ser disseminados para culturas da mesma espécie, culturas afins (com elevado grau de parentesco) ou espécies selvagens.

Sabugosa-Madeira e Abreu (2009) comentam que alguns trabalhos com pólen preservado indicam que as culturas transgênicas não afetam diretamente o desenvolvimento das abelhas (HANLEY et al., 2003; HUANG et al., 2004). Contudo, estudos apontaram níveis de mortalidade que variaram de 8% a 16% em larvas e adultos de *A. mellifera*, (HANLEY et al., 2003; HUANG et al., 2004; RAMIREZ-ROMERO et al., 2008), que podem ter significativa relevância para a colônia, dependendo das condições de pré-higiene da mesma antes da contaminação. Outros trabalhos demonstraram efeitos letais ou deletérios em abelhas que ingeriram esporos de *Bacillus thuringiensis* ou a proteína Cry (VANDENBERG & SHIMANUKI, 1986; VANDENBERG, 1990; RAMIREZ-ROMERO et al., 2005, 2008).

Ramirez-Romero et al. (2005, 2008) detectaram efeitos subletais na abelha *A. mellifera* provocados pelas proteínas tóxicas Bt, tais como redução no número de visitas as flores artificiais contendo uma solução açucarada com aquelas proteínas e aumento no tempo de consumo da referida solução contaminada com pólen transgênico. Os autores também constataram que a toxina Cry1Ab possui um fator antinutricional/repulsivo, com efeitos subletais que foram memorizados pelas abelhas.

Os trabalhos de Ramirez-Romero et al. (2005, 2008) também apontaram um efeito tóxico direto das toxinas Cry sobre *A. mellifera*. Sabugosa-Madeira (2009) relatam que pesquisadores da Universidade de Jena (Alemanha) observaram, de forma acidental, que as abelhas infectadas com microsporídeos de *Nosema* spp apresentavam um acentuado nível de mortalidade quando consumiam pólen de milho transgênico Mon 810 e Bt176 (KAATZ, 2005). Já Kaatz (2005) constatou que abelhas hípidas tra-

tadas com antibióticos apresentavam igual nível de mortalidade se expostas às toxinas BT do milho transgênico, levando o autor a admitir a existência de uma interação entre toxina e patógeno sobre o epitélio do intestino das abelhas, tornando-as muito mais sensíveis à infecção. Daí porque a sinergia stress/patogêneo seja, diversas vezes, associada à DCC. No entanto, conforme Sabugosa-Madeira (2009), desconhece-se o agente responsável pela diminuição das defesas imunitárias das abelhas.

Recentemente, nos EUA, se atribuiu à DCC a morte de milhões de colônias de abelhas *A. mellifera*, síndrome esta que seria resultante da interação conjunta de pesticidas, patógenos, parasitas, condições de clima/tempo e até mesmo culturas transgênicas, embora não se tenha chegado, até o presente momento, a uma relação de causa efeito. Segundo Sabugosa-Madeira & Abreu (2009), o que se pode especular é que parece haver uma relação entre a expansão de áreas cultivadas com plantas transgênicas e a ocorrência do DCC, com reflexos negativos sobre o equilíbrio ecológico das colônias.

Diversos trabalhos mostram, ainda, que plantas transgênicas podem sintetizar outras proteínas, que podem causar efeitos nocivos a organismos não-alvo (MONSANTO, 2009). Tais proteínas podem, por exemplo, ter ação sobre o sistema imunitário dos insetos, à semelhança do que se observou nos estudos com ratos (EWEN & PUSZTAI, 1999; SERALINI et al., 2007; FINAMORE et al., 2008; MALATESTA et al., 2008). Mesmo não tendo efeitos letais, esta ação pode, supostamente, induzir algum grau de stress. Esse stress tem sido apontado por alguns cientistas como o fator responsável pelo aumento da susceptibilidade das abelhas à ação de agentes patogênicos (bactérias, ácaros, fungos e vírus), que, na ausência

daquele fator, não resultariam em níveis significativos de doenças sobre a colônia (OLDROYD, 2007).

Diante das considerações feitas e em face das inúmeras dúvidas que ainda existem em relação à segurança de algumas culturas transgênicas, apesar dos muitos resultados obtidos nos trabalhos de pesquisa, torna-se de fundamental importância estudar os efeitos que estas plantas causam em todas as espécies alvo e não-alvo presentes nos diversos agro-ecossistemas (ANDOW & ZWAH-

LEN, 2006), o que, conforme enfatizado por Sabugosa-Madeira (2009), nem sempre tem sido a regra, haja vista que autorizações para cultivos tem sido concedidas antes de estudos de risco consistentes. Deste modo, parece lógico concluir que, no estado atual do conhecimento, culturas transgênicas, tais como a soja e o milho, apresentam amplas possibilidades de induzir alterações diretas e/ou indiretas no equilíbrio ecológico das colônias de abelhas, em especial sobre *Apis mellifera*.

Resultados de testes toxicológicos com abelhas africanizadas

A grande maioria dos trabalhos toxicológicos realizados no mundo tem sido feita com linhagens puras de abelhas. Contudo, segundo expresso por Whitfield et al. (2006), sob condições existentes no Brasil, verifica-se a necessidade de testes de susceptibilidade a pesticidas da abelha híbrida africanizada oriunda, principalmente, do cruzamento de *Apis mellifera ligustica* Linnaeus x *Apis mellifera scutellata* Lepeletier, chamadas popularmente de abelhas africanizadas. Tais testes são de grande importância, haja vista que alguns trabalhos apontam maior tolerância das abelhas mestiças a tais produtos (DANKA et al., 1994; DELAPLANE & MAYER, 2005).

Trabalhando com diversos pesticidas utilizados comumente na citricultura, aplicados via pulverização, ingestão de alimento contaminado e contato com superfícies tratadas, Carvalho et al. (2009) constataram que propargite (EC – emulsão concentrada, 72 mL i.a./100 L água) foi medianamente tóxico quando oferecido às abelhas *A. mellifera* africanizadas via pasta Cândi contaminada, com TL_{50} de 64,65 h. Esse fato aponta para um provável efeito tóxico de um componente da formulação (EC), já que para os demais

métodos de exposição propargite mostrou-se inócuo para adultos de *A. mellifera* africanizadas. Carvalho et al. (2009) comentam que a maior toxicidade do acaricida propargite deve estar relacionada à característica corrosiva do composto citotóxico, que pode resultar em irritações dérmicas ou teciduais, como no caso do sistema digestivo da abelha (O'MALLEY, 2001), ou em outra hipótese atuar na fosforilação oxidativa inibindo a síntese de ATP (TOMLIN, 1994).

No trabalho de Carvalho et al. (2009), cihexathin (SL – concentrado solúvel, 25 mL i.a./100 L água), lufenuron (EC – emulsão concentrada, 75 mL i.a./100 L água) e tebufenozide (SL – concentrado solúvel, 12 mL i.a./100 L água) mostraram-se de baixa toxicidade a adultos da abelha africanizada *Apis mellifera*. Os resultados com cihexathin confirmam os achados de Hunter (1976), Johansen (1977), Atkins et al. (1981), Sekita & Yamada (1993) e Devillers (2002). Cihexathin inibe a ação da ATP sintetase, enzima responsável pela síntese de ATP, com ação tóxica para diversos ácaros fitófagos, mas não para predadores e insetos benéficos (STENERSEN, 2004).

Tebufenozide é um inseticida regulador de crescimento que atua como antagonista do hormônio ecdisônio, responsável pela regulação do processo de crescimento do inseto durante a fase jovem, que se dá pela muda ou ecdise. Deste modo, no trabalho de Carvalho et al. (2009) o produto mostrou-se inócuo para abelhas africanizadas adultas por qualquer via de exposição, resultados que vão de encontro aos obtidos por Dhadialla et al. (1998). Mommaerts et al. (2006a) recomendam o uso de tebufenozide devido à sua inocuidade para adultos de *Bombus terrestris*, contudo se exige cautela para sua prescrição em áreas agrícolas, haja vista que há a possibilidade de contaminação de formas jovens pelo pólen e néctar transferidos pelas operárias à colmeia (FREITAS & PINHEIRO, 2010; PINHEIRO & FREITAS, 2010).

O lufenuron apresentou baixa toxicidade para abelhas operárias adultas africanizadas, independente da via de exposição (CARVALHO et al., 2009). Este produto atua nas fases jovens dos insetos, sendo um potente inibidor da síntese de quitina, possivelmente interferindo no estágio de polimerização ou no transporte dos precursores da quitina (NAKAGAWA & MATSUMURA, 1994; HAJJAR & CASIDA, 1978). Tasei (2001) constatou que lufenuron inibiu a formação da glândula hipofaríngea, provocou morte de larvas de abelhas e diminuiu a capacidade de oviposição de rainhas. Em estudos com *Bombus*, Mommaerts et al. (2006b) não constataram efeitos letais (mortalidade) em adultos, contudo efeitos subletais foram evidentes, tais como inviabilidade de ovos, larvas, ovos e má formação da cutícula. Portanto, é de se esperar, com base nestas informações, que repetidas exposições a doses subletais com este produto ou similar mecanismo de ação causem um grande impacto sobre a colônia.

Já Malaspina & Stort (1983), observaram que o inseticida lidane se mostrou mais tóxico para as abelhas africanizadas em comparação com o DDT, causando 100% de mortalidade após quatro horas de aplicação. O inseticida deltametrina também se mostrou altamente tóxico para *A. mellifera*, sendo esse piretróide aproximadamente dez vezes mais tóxico quando administrado por contato do que por via oral (CARVALHO et al., 2009; DEL SARTO, 2009).

Baptista et al. (2009) também avaliaram a toxicidade de diversos inseticidas/acaricidas usualmente utilizados em citros para abelhas operárias africanizadas de *Apis mellifera*, aplicados via pulverização, contaminação da dieta e por contato em superfícies tratadas (folhas de citros e placas de Petri), empregando-se as doses máximas recomendadas para a cultura. Foram utilizados espiroclorfen (SL – concentrado solúvel, 0,006 mL i.a./100 mL água), tetradifon (EC – emulsão concentrada, 0,024 mL i.a./100 mL água), buprofezin (WP - pó molhável, 0,05 g i.a./100 mL água), piriproxifen (EC – emulsão concentrada, 0,0075 mL i.a./100 mL água) e enxofre (GDA- grânulos dispersíveis em água, 0,4 g i.a./100 mL água).

Espiroclorfen e piriproxifen, quando aplicados diretamente sobre as abelhas, causaram níveis de mortalidade de 11,0 e 15,0%, respectivamente, enquanto que buprofezin, enxofre e tetradifon apresentaram um nível de mortalidade médio de 5,0% entre eles. Para os ensaios de contaminação de superfície (folhas de citros e placas de Petri) e contaminação do alimento, buprofezin, enxofre, espiroclorfen, piriproxifen e tetradifon proporcionaram uma mortalidade média, após 96h do início da exposição, de 31,0; 8,3 e 15,7%, respectivamente, para cada método de contaminação. Tais resultados, portanto, revelam que os referidos produ-

tos apresentam baixa toxicidade para adultos de *A. mellifera* africanizadas.

A inocuidade dos inseticidas reguladores de crescimento piriproxifen e buprofezin pode estar relacionada ao modo de ação dos inseticidas, visto que piriproxifen é análogo do hormônio juvenil e buprofezin é inibidor da síntese de quitina, afetando os insetos em suas fases jovens. Contudo, Riedl et al. (2006) e Outlaw (2007) recomendam que o uso de piriproxifen deve ser feito preferencialmente após o período de floração, época de não ocorrência de abelhas, o que pode evitar possíveis efeitos negativos sobre as formas jovens pelo néctar e pólen contaminados, levados à colmeia por abelhas operárias.

O acaricida espiroclorfen também apresentou baixa toxicidade a abelhas adultas africanizadas, contudo Riedl et al. (2006) enfatizam a necessidade de se evitar aplicações desse produto em períodos de pleno florescimento, devido ao risco de contaminação de pólen e néctar e da sua toxicidade para populações de abelhas *Apis* europeias. No trabalho de Baptista et al. (2009), o autor comenta que a inocuidade desse acaricida às abelhas africanizadas pode estar relacionada com a hibridação intra-específica, conforme relatado por Danka et al. (1986), os quais verificaram menor toxicidade de alguns compostos a abelhas híbridas quando em comparação com abelhas europeias.

No que se refere à baixa toxicidade do acaricida/fungicida enxofre, Riedl et al. (2006) comentam que fungicidas geralmente não causam mortalidade às abelhas devido aos seus mecanismos de ação estarem relacionados ao metabolismo específico de fungos. Entretanto, o uso combinado de diferentes classes de produtos pode induzir o sinergismo, resultando em efeitos tóxicos

relevantes para abelhas. Um exemplo desse efeito sinérgico é o do caso da mistura do fungicida procloraz e do inseticida piretróide deltametrina, que, aplicados conjuntamente, em doses subletais, provocaram um índice de mortalidade de abelhas acima de 70%, comparado a um nível de 28%, quando os produtos foram aplicados isoladamente (COLIN & BELZUNCES, 1992).

Baptista et al. (2009), observaram que administrados via dieta contaminada, piriproxifen, tetradifon, enxofre, espiroclorfen e buprofezin apresentam um índice de mortalidade em torno de 30%, 96 horas após, com um tempo letal (TL₅₀) médio de 90,92 horas, confirmando relatos de Hunt et al. (2003) e Outlaw (2007). Tasei (2001) salienta que inseticidas reguladores de crescimento geralmente são mais prejudiciais aos insetos na fase jovem e que o uso de mimetizadores do hormônio juvenil, tal como piriproxifen, mesmo em doses subletais, pode alterar mecanismos biológicos, tais como o comportamento e o período de forrageamento, a produção de feromônios e a não-formação da glândula hipofaríngea. Esta glândula é de extrema importância para a síntese de determinadas substâncias que compõem a geleia real, que, por sua vez, além do seu valor nutricional, contém o precursor do feromônio produzido pela abelha-rainha. Estes resultados apontam a possibilidade de efeitos letais e subletais relevantes para períodos de exposição subcrônica e crônica das abelhas operárias, que podem resultar em severos danos à colônia. Isso se aplica especialmente quando os pesticidas apresentam ação sistêmica e/ou formulação em pó, associados ao hábito de limpeza do corpo entre as abelhas (JOHANSEN & MAYER, 1990; THOMPSON, 2003; PINHEIRO & FREITAS, 2010).

Resultados de testes toxicológicos com meliponíneos

Os meliponíneos constituem o único grupo de abelhas verdadeiramente sociais nativas do Brasil. Embora sejam responsáveis pela polinização de 40 a 90% das espécies vegetais brasileiras (KERR et al., 1996), neste país há mais estudos sobre o efeito dos defensivos agrícolas na exótica *Apis mellifera* do que de todas as espécies de abelhas sem ferrão somadas. Recentemente, tem se observado uma preocupação em incluir também as abelhas nativas nos testes toxicológicos realizados no Brasil, o que tem gerado as primeiras informações importantes sobre a ação dos pesticidas em algumas espécies de meliponíneos. Pôde-se observar, por exemplo, uma grande variação na tolerância dos meliponíneos aos pesticidas em função da espécie de abelha estudada.

Estudo da toxicidade aguda dos inseticidas malation, triclofom e deltametrina com a abelha canudo (*Scaptotrigona tubiba* Smith) demonstrou que, em aplicação tópica, todos os três inseticidas são altamente tóxicos para essa abelha (MORAES et al., 2000).

Tomando por base o malation e fazendo comparações com outros trabalhos usando esse defensivo agrícola em diferentes espécies de meliponíneos, Moraes et al. (2000) sugerem que *S. Tubiba* seria mais susceptível que *Trigona spinipes* e *A. mellifera* e mais tolerante que as abelhas irai (*Nannotrigona testaceicornis* Lepeletier) e jataí (*Tetragonisca angustula* Latreille) (BATISTA et al., 1975; BALESTIERI, 1989; MACIEIRA & HEBLING-BERALDO, 1989). O malation também se mostrou altamente tóxico para a jataí do sul (*Tetragonisca fiebrigi* Schwarz), e em *T. angustula* e *T. fiebrigi* levou ao surgimento de células neurais com indícios de apoptose (STHUCHI, 2009).

Testes de toxidez para *Trigona spinipes* realizados com 13 inseticidas demonstraram que o heptacloro foi o mais tóxico, aumentando a taxa respiratória das operárias, causando paralisia e depois a morte (MACIEIRA & HEBLING-BERALDO, 1989). Os dados de Macieira & Hebling-Beraldo (1989) mostram que *T. spinipes* é mais sensível que *A. mellifera* a esse inseticida. Por outro lado, Malaspina & Stort (1983) encontraram que as abelhas nativas mandaguari (*Scaptotrigona postica* Latreille) e mandaçaia (*Melipona quadrifasciata* Lepeletier) foram mais tolerantes do que *A. mellifera* ao efeito do DDT a 1% aplicado topicamente. Mas *M. quadrifasciata* se mostrou altamente susceptível aos inseticidas deltametrina e metamidofós, enquanto que este último foi apenas moderadamente tóxico para *A. mellifera* (DEL SARTO, 2009).

Já o fipronil causou 100% de mortalidade em operárias de *Scaptotrigona postica* intoxicadas com doses subletais, provavelmente devido a alterações observadas nos túbulos de Malpighi e outras complicações a nível intracelular (FERREIRA, 2010).

Apesar dos trabalhos com abelhas sem ferrão serem escassos, esses já são suficientes para demonstrar o efeito potencialmente danoso que os pesticidas agrícolas podem causar sobre essa comunidade de polinizadores, quando usados de forma inapropriada. Há, portanto, a necessidade de muitas outras investigações com as diversas espécies de meliponíneos e demais grupos de abelhas nativas do Brasil para se chegar a uma melhor compreensão do verdadeiro impacto dos defensivos nos agroecossistemas brasileiros e polinizadores, em particular.

Efeito letal de pesticidas utilizados na citricultura

Trabalhando com diversos pesticidas utilizados comumente na citricultura, aplicados via pulverização, ingestão de alimento contaminado e contato com superfícies tratadas, Carvalho et al. (2009) constataram que, independente do modo de exposição avaliado, thiamethoxam (formulação WG – grânulos dispersíveis em água, 37,5 g i.a./100 L água), metidathion (EC - emulsão concentrada, 50 ml i.a./100 L água) e abamecthin (EC – emulsão concentrada, 0,54 ml i.a./100 L água) foram extremamente tóxicos para adultos de *Apis mellifera*, com tempo letal (TL₅₀) médio de 3,57; 3,34 e 23,12 horas, respectivamente. Deltametrina (EC – emulsão concentrada, 1,25 ml i.a./100 L água) foi tóxica às abelhas quando aplicada em superfícies residuais e/ou ingerida, e menos tóxica quando aplicada diretamente sobre os insetos. Propargite (EC – emulsão concentrada, 72 ml i.a./100 L água) foi tóxico quando oferecido às abelhas *A. mellifera* via pasta Cândi contaminada, com TL₅₀ de 64,65 h, fato que aponta para um provável efeito tóxico de um componente da formulação (EC), e, nos demais métodos de exposição mostrou-se inócuo para adultos de *A. mellifera* africanizadas, sendo necessária mais avaliações de seus possíveis efeitos em fases jovens para posterior utilização em programas de manejo integrado de pragas na citricultura.

Carvalho et al. (2009) constataram que resíduos de thiamethoxam em folhas de citros provocou a morte de todas as abelhas nove horas após as aplicações, e o produto apresentou um TL₅₀ de 3,82 h. Os resultados obtidos com thiamethoxam pelos autores apontam-no como extremamente tóxico para abelhas, independente do modo de exposição, e estão em acordo com aqueles

obtidos Antunes-Kenyon & Kennedy (2001), que revelaram uma mortalidade de abelhas superior a 80%, quando expostas a resíduos foliares desse inseticida (100,82 g i.a./ha). Iwasa et al. (2004) creditaram esta elevada toxicidade, em parte, à presença de um agrupamento nitro na sua molécula, que o torna cerca de 192 vezes mais tóxico para abelhas que os neonicotinóides que possuem o agrupamento ciano, como o acetamiprid.

Metidathion provocou a morte de 100% das abelhas nas três primeiras horas após o contato dos insetos com as folhas contaminadas, com TL₅₀ de 1,98 horas. Carvalho et al. (2009) observaram que em todos os bioensaios o produto foi extremamente tóxico às abelhas, causando cerca de 100% de mortalidade nas primeiras horas, resultados similares aos de Johansen (1977), Atkins et al. (1981), Porrini et al. (2003) e Delaplane & Mayer (2005), que também o classificaram como extremamente tóxico para as abelhas em testes de laboratório e de campo, recomendando que seu uso não seja feito pouco antes e durante o florescimento.

No trabalho de Carvalho et al. (2009), deltametrina causou o efeito *knock down* às abelhas expostas a folhas contaminadas, antes de atingir o nível de 100% de mortalidade, com TL₅₀ médio de 27,74 h. Este efeito tóxico também foi relatado por Atkins et al. (1981), que o classificaram como altamente tóxico nos testes feitos em laboratório e áreas citrícolas. Vandame et al. (1995) e Belzunces et al. (2001) obtiveram que dosagens subletais desse piretroide provocaram efeitos adversos sobre abelhas *A. mellifera*, tais como alteração no voo de retorno à colônia e hipotermia. Cilgi & Jepson (1995) relataram que a sua toxicidade em

folhas deve-se a características intrínsecas à molécula em associação com sua interação com a camada de cera das camadas epidérmicas das mesmas. Rieth & Levin (1987) destacam a sua grande ação residual, por comentarem que o contato prolongado de abelhas com resíduos de deltametrina pode acentuar o seu efeito tóxico. Tasei & Dinet (1981) enfatizam o seu efeito repelente e menor capacidade de destoxificação por parte de algumas espécies de abelhas, tal como a abelha cortadora da folha da alfafa *Megachile rotundata*, o que tornam a deltametrina de grande toxicidade para essa abelha solitária.

Os resultados obtidos por Carvalho et al. (2009) com abamecthin nas folhas de citros mostram que o produto causou a mortalidade de 88% das abelhas, com TL_{50} médio de 27,74 horas, assemelhando-se aos resultados de Atkins et al. (1981), Wislocki et al. (1989), Tomlin (1994) e Wang et al. (2006), que o classificaram como altamente tóxico para abelhas expostas via pulverização direta e ingestão de alimento contaminado.

Baptista et al. (2009) avaliaram a toxicidade de diversos inseticidas/acaricidas usualmente utilizados em citros para abelhas operárias africanizadas de *Apis mellifera*, aplicados via pulverização, contaminação da dieta e por contato em superfícies tratadas (folhas de citros e placas de Petri), empregando-se as doses máximas recomendadas para a cultura. Dentre os produtos testados, foi utilizado acefato (WP – pó molhável, 0,056 g i.a./100 mL água). Os autores verificaram que independente do modo de exposição, o acefato foi extremamente tóxico, provocando uma mortalidade de abelhas africanizadas superior a 90% das abelhas, 24 h após a aplicação do produto.

Baptista et al. (2009) ainda constataram que, administrado via pulverizações, após 40 h de sua aplicação, acefato causou mortalidade de quase todas as abelhas, apresentando TL_{50} de 14,41 h. Imediatamente após o início da contaminação o produto provocou falta de coordenação motora, tremores, prostração e paralisação das abelhas, reproduzindo os sintomas típicos de inseticidas organofosforados, os quais induzem impulsos nervosos repetitivos devido a não degradação da acetilcolina pela acetilcolinesterase, que se liga ao acefato (RIGITANO & CARVALHO, 2001). Estes efeitos letais do acefato confirmam os resultados obtidos por Atkins et al. (1981) e Stoner et al. (1985) em abelhas operárias. Utilizando doses subletais desse composto, Stoner et al. (1985) constataram resíduos em diferentes partes do corpo das abelhas e na geleia real, 9 dias após a sua aplicação, o que mostra que o produto pode ter um impacto relevante sobre a colônia. Davy et al. (2007), citados por Baptista et al. (2009), relataram que acefato pode ser mais tóxico às abelhas e aos inimigos naturais do que aos próprios insetos-praga. Este aspecto aponta que se pode usar um inseticida alternativo, de menor impacto para as abelhas, ou que o produto deva ser usado com extrema cautela em áreas agrícolas, principalmente quando se acham próximas daquelas onde se pratica a apicultura (JOHANSEN & MAYER, 1990; FREITAS & PINHEIRO, 2010; PINHEIRO & FREITAS, 2010).

O acefato também se mostrou altamente tóxico às abelhas africanizadas quando administrado via oral, na dieta contaminada, causando um nível de mortalidade próximo perto de 100%, 20 h após a sua aplicação, com TL_{50} de 11,82 h (BAPTISTA et al., 2009). Crane & Walker (1983) enfatizam o alto risco da aplicação desse produto em áreas ci-

trícolas no período de florescimento, devido ao risco de contaminação do néctar e do pólen que, ao serem coletados e transportados para a colônia, podem causar a morte das operárias e de indivíduos de outras castas, devido à ingestão e/ou ao comportamento de trofolaxia.

Embora de acentuada ação sistêmica, o acefato também mostrou grande toxicidade para abelhas africanizadas expostas a superfícies contaminadas (placas de Petri), quando nas primeiras 20 h de sua aplicação, causou mortalidade superior a 90%, com TL₅₀ de 8,76 h. O contato das abelhas com folhas contaminadas resultou em 100% de mortalidade 21 h após a exposição, com TL₅₀ de 9,78 h (BAPTISTA et al., 2009). Estes dados confirmam os resulta-

dos/comentários de Hunt et al. (2003), Sanford (2003), Thompson (2003) e Outlow et al. (2006). Por este motivo, acefato deve ser usado com cautela, não devendo ser aplicado no pleno florescimento das culturas ou das ervas daninhas e, quando cabível o seu uso, deve ser observado um período de segurança de 3 dias, a fim de se evitar o contato das abelhas com resíduos tóxicos desse produto (JOHANSEN & MAYER, 1990; RIEDL et al., 2006; PINHEIRO & FREITAS, 2010). Ademais, conforme Dominguez et al. (2003), Thompson (2003) e Guez et al. (2005), além dos efeitos letais, dosagens subletais de acefato podem interferir em processos fisiológicos dos insetos, com reflexos sobre a atividade de forrageamento e desenvolvimento da colônia.

Efeito dos pesticidas utilizados no combate à dengue

Hoje, há no Brasil, várias queixas de apicultores, mas mais especialmente de meliponicultores, que alegam terem perdido colônias de diversas espécies de abelhas sem ferrão devido à ação de combate ao mosquito da dengue realizada com inseticidas por carros de aplicação extradomiciliar (fumacês). Segundo o experiente meliponicultor Kalhil Pereira publicou em seu blog em março de 2011, após a pulverização realizada pelo carro fumacê nas imediações de seu criatório de abelha jandaíra em Mossoró (RN), ele observou muitas abelhas mortas dentro dos ninhos. As operárias ainda vivas, agonizavam, fazendo-o concluir serem operárias novas contaminadas pelo contato com aquelas já mortas ao tentarem retirá-las das colmeias (PEREIRA, 2011). Ainda segundo o meliponicultor, as colônias perderam muitas abelhas, enfraquecendo bastante em termos populacionais. No entanto, ao remover as sobreviventes para uma fazenda no mu-

nicípio de Tibau (RN), local livre das aplicações pelo fumacê, elas rapidamente teriam se restabelecido.

A dengue é uma doença infecciosa ao Ser Humano causada por um vírus da família Flaviviridae que apresenta quatro sorotipos (DEN-1, DEN-2, DEN-3 e DEN-4), causando, portanto, quatro tipos diferentes da doença: Infecção Inaparente, Dengue Clássica, Febre Hemorrágica da Dengue e Síndrome de Choque da Dengue. A forma mais branda da doença provoca febre alta, dores de cabeça, cansaço, dor muscular e nas articulações, indisposição, enjoos, vômitos, manchas vermelhas na pele, dor abdominal, entre outros sintomas, sendo, a dengue atualmente considerada um dos principais problemas de saúde pública de todo o mundo (FUNASA, 2001; POLANCZYK et al., 2003).

No Brasil, o agente transmissor de todas as

quatro formas da dengue é o mosquito da dengue (*Aedes aegypti* L.), e a contaminação ocorre quando fêmeas infectadas picam pessoas em busca de sangue. A prevenção à dengue no país vem consistindo de campanhas publicas e privadas de caráter educativas à população para que esta elimine e policie potenciais locais e recipientes que possam acumular água e servir de criadouros das larvas do mosquito (FUNASA, 2001).

O combate à doença, por sua vez, vem sendo feito por meio de ações sistemáticas de visita à residências e imóveis em geral para a localização e eliminação de focos de reprodução do mosquito e tem usado de larvicidas químicos (temephós e metoprene) e biológicos (*Bacillus thuringiensis israelensis* e *Bacillus spahericus*, os peixes *Gambusia affinis*, *Poecilia reticulata* e *Betta splendens*, e o fungo *Metharizium anisopliae*) para o controle das larvas em locais onde há a necessidade de manter água acumulada com risco de exposição para postura do mosquito, como reservatórios de água, caixas-d'água, etc. (FUNASA, 2001; POLANCZYK et al., 2003; BRAGA e VALLE, 2007). Os larvicidas biológicos atuam basicamente predando a larva do mosquito. Já os larvicidas químicos, nosso maior interesse neste livro, possuem modo de ação diferenciada entre eles.

O temephós é o único organofosforado usado como larvicida do mosquito da dengue recomendado pela Organização Mundial da Saúde (OMS) para uso em água potável. Ele atua por fosforilação da enzima acetilcolinesterase responsável por evitar o acúmulo de acetilcolina nas terminações do sistema nervoso central do inseto. Inativa, a enzima é incapaz de atuar e o acúmulo de acetilcolina mantém o sistema nervoso estimulado constantemente, o que provoca paralisia e a consequente morte da larva do

mosquito. Já o metoprene, por sua vez, é um análogo do hormônio juvenil também recomendado pela OMS para uso em água potável, e mata o inseto impedindo o desenvolvimento normal da larva. Devido a sua forma de atuação diferenciada dos inseticidas convencionais, o metoprene possui a vantagem de dificultar o desenvolvimento de resistência por parte do inseto (BRAGA e VALLE, 2007).

Tanto temephós quanto metoprene são, portanto, nocivos não somente às larvas do mosquito da dengue, mas devido a suas formas de atuação, potencialmente prejudiciais aos polinizadores, conforme discutido em outros tópicos desse livro. Contudo, no uso para combate às larvas do mosquito da dengue, eles não tem, de uma maneira geral, representado perigo aos visitantes florais, pois são aplicados em recipientes de água geralmente mantidos dentro ou imediatamente ao lado de residências e construções humanas, áreas pouco frequentadas por polinizadores silvestres. A exceção seria apenas no caso de as abelhas, principalmente de criatórios urbanos, e outros insetos fazerem uso desses recipientes como fonte de água. Mesmo assim, o efeito dos defensivos sobre eles dependeria da concentração utilizada e do uso feito desta água pelas formas adultas e larvas, e ainda precisa ser confirmado.

Outra forma de combate à dengue, é a eliminação dos mosquitos adultos em áreas comprovadamente infestadas e de difícil controle dos locais de ovoposição. Nessas situações, vale-se da pulverização de pesticidas do grupo dos piretróides, principalmente a cipermetrina, a Ultra Baixo Volume (UBV) intra e extradomiciliar com o objetivo de matar tanto machos quanto fêmeas que estejam na área coberta pelo produto (FUNASA, 2001).

No entanto, essa estratégia tem vários problemas e só deve ser usada em casos onde a prevenção e o controle das larvas do mosquito falharam. Isso porque uma série de fatores influencia a eficiência deste método em combater os adultos de *A. aegypt*, como o horário de aplicação, a velocidade do vento, o acesso do produto aplicado aos locais onde o mosquito se encontra, etc. Portanto, o inseticida só mata o mosquito adulto se aplicado nos horários em que o mosquito está ativo e voando, se ele for alcançado pela cortina de spray aplicada no ar e se o vento não estiver muito forte que venha a dissipar o produto aplicado antes de atingir o mosquito. Além disso, cipermetrina não é seletiva, sendo potencialmente tão letal para o mosquito adulto quanto para qualquer outro inseto, pássaros e mamíferos, inclusive Seres Humanos, que sejam expostos em excesso ao produto. Há relatos de crianças hospitalizadas com intoxicações sérias por correrem ou se pendurarem atrás dos carros de aplicação extradomiciliar (fumacês) em várias localidades do Brasil.

Sendo assim, a principal ameaça para os polinizadores representada pelo combate à dengue no Brasil reside na aplicação UBV extradomiciliar de produtos como a cipermetrina. Isso porque muitos polinizadores residem hoje, ou são criados, em áreas urbanas e/ou próximas a centros urbanos onde os fumacês são aplicados. Diferente dos mosquitos adultos que normalmente se escondem dentro das residências e em locais de acesso mais restrito para o spray aplicado, ou simplesmente se evadem da área de aplicação antes de serem atingidos pelo produto, muitos polinizadores, especialmente as abelhas, possuem ninhos que não podem abandonar e acabam expostos ao veneno. Nessas situações, além do possível efeito letal em cada abelha, no caso de

doses subletais e sobrevivência do indivíduo, este pode levar a contaminação para o ninho e matar suas larvas ou afetar o desenvolvimento normal da colônia (abelhas sociais), uma vez que a cipermetrina também afeta o comportamento e a organização da colônia.

O combate à dengue e a proteção das pessoas contra essa doença potencialmente letal é inquestionável. No entanto, faz-se necessário discutir a eficiência dos métodos utilizados e seu impacto sobre as populações humana e animal residentes nas áreas de cobertura das ações desenvolvidas. A aplicação em suspensão no ar de inseticidas tóxicos aos mosquitos, mas também a humanos e polinizadores, não parece ser a forma mais racional de combate ao agente transmissor.

PARTE V – BOAS PRÁTICAS DE MANEJO PARA REDUÇÃO DO IMPACTO DOS DEFENSIVOS AGRÍCOLAS SOBRE OS POLINIZADORES

Há várias alternativas para reduzir o impacto dos pesticidas sobre os polinizadores, e as abelhas em particular. Uma delas seria o desenvolvimento de tecnologias de aplicação que promovam a deposição do ingrediente ativo na cultura-alvo (JOHANSEN & MAYER, 1990; SANTOS, 1998). Santos (1993) estabeleceu conceitos e terminologias aplicáveis à Entomologia Econômica, voltados, principalmente, para o manejo de pragas em culturas diversas, que são de grande valia para o uso racional de inseticidas. Para o feijão caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.), por exemplo, com base no trabalho de Santos & Bastos (1977), o autor definiu conceitos para padrão de equivalente de injúria (Ei) e Nível Adequado para Controle (N.A.C.), estabelecendo, em caráter de aproximação, uma conexão entre eles pela correlação das perdas econômicas devido à praga em função do número de cicatrizes em 10 vagens verdes de caupi. Dessa forma, Santos (1993) definiu o N.A.C. como aquele em que os custos com o controle são menores ou, no mínimo, iguais ao acréscimo da receita proporcionada pelo tratamento. Ele enfatiza a necessidade do agricultor conhecer profundamente o mercado onde opera, a fim de estabelecer o N.A.C. em função de tomadas de decisões baseadas nos custos de produção da cultura e na expectativa de preços mínimos para a utilidade produzida, ou com base na flutuação sazonal de preços no mercado, para escolher a melhor época para venda. Do ponto de vista prático,

o acompanhamento sistemático das pragas através de amostragens e o conhecimento do equivalente de injúria (Ei) são de fundamental importância para o estabelecimento do N.A.C., reduzindo o número de aplicações e o impacto sobre as plantas, os inimigos naturais, o homem e o ambiente (CHA-BOUSSOU, 1987; SANTOS, 1993, 1998).

Pinheiro (1995) e Pinheiro et al. (2004), aprimoraram o caráter preliminar, ou de aproximação, do conceito de N.A.C. nos trabalhos de Santos & Bastos (1977) e Santos (1993, 1998) e conseguiram excelentes níveis de produtividade de caupi, usando somente duas a três aplicações sobre a cultura, em comparação com o padrão de controle definido para o estado do Ceará, cinco aplicações a partir do início do florescimento da cultura (BASTOS, 1981). Considerando-se as áreas do estado onde o agricultor apresenta sofríveis níveis de alfabetização, a redução no número médio de pulverizações pode chegar a seis, reduzindo sobremaneira os custos de produção da cultura e do impacto sobre os insetos úteis e os aplicadores. Obviamente, deve-se procurar o perfeito equilíbrio entre os aspectos socioambiental e o econômico. Este exemplo pode ser seguido no cultivo de outras culturas.

Dependendo do tamanho das áreas agrícolas, das culturas usadas e do objetivo a que se destina a utilidade produzida, podem-se definir técnicas de manejo para a aplicação

de pesticidas. Por exemplo, hoje, no Brasil, as culturas da soja, algodão, milho, cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.), citros, café, maçã e feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) ocupam grandes áreas de plantio e/ou utilizam grandes quantidades de herbicidas e inseticidas. Nestas áreas, o impacto mais marcante faz sentir-se especialmente sobre as abelhas através da redução da disponibilidade de néctar e pólen, principalmente, e pela destruição da vegetação nativa (desmatamento), bem como dos seus locais de descanso, nidificação e reprodução (FREITAS, 1991; 1995a; FREITAS et al., 2009). Os herbicidas complementam esse impacto, destruindo as ervas daninhas dentro da área onde se encontra instalada a cultura-alvo, e os inseticidas agem de modo direto, através de efeitos letais e subletais após as aplicações. Uma vez que aplicações fracionadas, em faixas, dentro da cultura-alvo, elevariam sobremaneira os custos de produção destas culturas e prejudicaria o eficiente controle das ervas daninhas, que precisam ser eliminadas até a época da colheita, para não prejudicar o desempenho das colheitadeiras mecânicas, a opção mais viável seria manter grandes faixas de vegetação nativa circundando as culturas a serem instaladas, a no máximo 1,5 km de distância (JOHANSEN & MAYER, 1990; DeMARCO & COELHO, 2004; CHACOFF & AIZEN, 2006).

Para maçã, café e citros, cultivos perenes, além da manutenção de vegetação nativa circundando os pomares com essas culturas, há possibilidade de se fracionarem as aplicações foliares com pesticidas de menor risco para as abelhas, quer inseticidas ou fungicidas, bem como aplicá-los via solo. No Brasil, por exemplo, já se utiliza o Manejo Integrado de Pragas (MIP) em algumas culturas onde as aplicações são feitas com base nos Níveis de Dano Econômico (NDE) das principais pragas e na seletividade para

insetos benéficos. É muito comum, por exemplo, aplicações via tronco com imidacloprid para as principais pragas do citros e o uso de tabelas de seletividade de produtos para aplicações foliares com inseticidas, acaricidas e fungicidas (GRAVENA, 1994; YAMAMOTO et al, 2000). Em café, por exemplo, utilizam-se os inseticidas dissulfoton e forato e a mistura dissulfoton-triadimenol (inseticida-fungicida), na formulação granulada (GR), aplicados via solo, para o controle das principais pragas e doenças da cultura (ANEXO 3).

Atualmente os agricultores estão percebendo que, para culturas perenes, é muito mais vantajoso a utilização de herbicidas somente em coroamento, ao redor das plantas, o que reduz os custos de produção da cultura e o impacto sobre o ecossistema e os insetos benéficos, especialmente das abelhas, que são de grande importância para aumentar os níveis de produtividade naquelas culturas (ROUBIK, 2002; CHACOFF & AIZEN, 2006). Referente a isto, pode-se recomendar que até antes do início do florescimento de culturas que se beneficiam dos serviços de polinização das abelhas, como café e caju, por exemplo, se mantenha faixas de plantas nativas entre as ruas da cultura com o propósito de manter a população de abelhas polinizadoras na área até aquele período. Ao se iniciar o florescimento da cultura, as plantas nativas devem então serem removidas, a fim de que as abelhas efetuem a polinização da espécie cultivada (Figura 9). Isto é necessário em virtude da maior atratividade exercida pelas flores das plantas daninhas nativas sobre as abelhas, em comparação com as culturas comerciais (FREE, 1993; FREITAS, 1995b).

Para outras culturas agrícolas, tais como tomate, acerola (*Malpighia emarginata* D.C.), maracujá, melão e manga (*Mangifera indi-*

ca L.), a realidade é bem diferente daquela das grandes culturas. De um modo geral, as áreas são acentuada e significativamente menos extensas e o nível tecnológico empregado é menor, apesar de se utilizar em algumas culturas, como é o caso do tomate e do melão, grandes quantidades de inseticidas e fungicidas. Embora sejam culturas

voltadas para exportação, talvez a insipiente área de plantio e a ainda pequena participação no mercado externo sejam motivos para que as indústrias produtoras de pesticidas não registrem produtos considerados como de “última geração”, que oferecem menos riscos para insetos úteis.



Figura 9 – Ervas silvestres, como (a) vassourinha de botão (*Spermacoce verticillata* L.), crescendo entre fileiras de cajueiro (*Anacardium occidentale* L.) e (b) dente-de-leão (*Taraxacum officinale* F.H. Wigg.) em cultivo de macieira (*Malus domestica* Borkh), são importantes para manter os polinizadores na área antes do florescimento, mas devem ser removidas durante a floração da cultura para evitar competição.

O fato é que os inseticidas hoje registrados para aquelas culturas, em número bastante reduzido, são organofosforados, carbamatos e piretróides, basicamente (ANEXO 3), e oferecem grande potencial de risco para as abelhas, sendo que para determinadas doenças importantes de algumas daquelas culturas não há nem mesmo indicação de produtos (BRASIL, 2011).

Os principais agentes polinizadores daquelas culturas, particularmente as abelhas, são nativos, e existem poucos trabalhos que elucidam o papel desempenhado pelos mesmos e o impacto que os pesticidas causam

sobre eles. Alguns trabalhos, como os de Camillo (1996a,b) e Freitas & Oliveira-Filho (2003), mostram a importância da presença de mamangavas (*Xylocopa* spp.) em áreas de maracujá, aumentando em até 700% a produtividade naquela cultura, quando presentes em quantidades adequadas na área, em comparação com sua ausência. Outros trabalhos, como o de Freitas et al. (1999), mostram que a abelha coletora de óleo (*Centris tarsata* Smith) pode aumentar em até 30% o vingamento de frutos em acerola (Figura 10).

Atualmente, o número de aplicações de pesticidas sobre o melão e o tomate foi reduzido significativamente, embora em alguns locais essa redução nas aplicações ainda seja

considerada inaceitável, principalmente em grandes áreas do Nordeste brasileiro, onde o nível cultural dos agricultores é baixo, dificultando a absorção de novas tecnologias.



Contrariamente, o nível tecnológico empregado pelas grandes empresas é elevado, motivado, principalmente, pela rígida legislação dos principais países importadores. Em algumas áreas já se utiliza o M.I.P., para aplicações foliares, e aplicações de pesticidas, via fertirrigação, com imidacloprid (ANEXO 3), que reduz consideravelmente o impacto sobre as abelhas. Para estas culturas, bem como caju, acerola, maracujá, e manga, visando a redução do impacto sobre abelhas nativas, é de fundamental importância que se mantenha grandes faixas de vegetação

nativa circundando-as, distantes de até 1,5 km (JOHANSEN & MAYER, 1990). No que diz respeito às abelhas melíferas, além daquela prática, é importante obedecer a dose e o período em que produtos específicos, em função da sua classe de risco, devem ser aplicados, suprir adicionalmente fontes de pólen e néctar na época do pleno florescimento, a fim de limitar as visitas a cultura-alvo, realizar aplicações localizadas, via solo ou fertirrigação e utilizar o M.I.P. (JAY, 1986; SANTOS, 1998; PINHEIRO et al., 2004).

PARTE VI – MEDIDAS PARA REDUZIR OS DANOS ÀS ABELHAS

Há várias medidas que podem ser tomadas visando reduzir os danos dos defensivos agrícolas às abelhas. Algumas dessas medidas podem ser tomadas pelo próprio apicultor/meliponicultor enquanto que outras devem ser asseguradas pelos especialistas e aplicadores dos inseticidas. Porém, na grande maioria dos casos, para que esses procedimentos surtam efeitos que realmente protejam as abelhas dos efeitos letais ou subletais dos defensivos agrícolas, há a necessidade da aplicação conjunta de vá-

rias destas medidas, muitas vezes atuando como potencializadoras umas das outras. Isto, obviamente, só é possível se tanto apicultores/meliponicultores quanto especialistas e usuários de inseticidas estiverem bem instruídos a respeito e, principalmente, conscientes da importância de cada uma delas para a segurança dos polinizadores e, conseqüentemente, do seu investimento financeiro expresso na forma da colheita que espera obter de sua cultura.

Responsabilidade dos apicultores e meliponicultores

Localização dos Apiários/meliponários

Os locais selecionados para a instalação dos criatórios devem ser relativamente isolados de áreas agrícolas que normalmente são submetidas a aplicações intensivas com inseticidas ou que sejam expostas frequentemente às derivas de tais produtos. Sendo assim, os apiários e meliponários fixos devem ser estabelecidos a distâncias seguras de campos agrícolas com culturas que deverão ser tratadas com pesticidas, tomando-se por referência o raio de voo da espécie de abelha que se pretende manter na criação. No caso de *A. mellifera*, é recomendada uma distância de pelo menos 6 km desses plantios, enquanto que para meliponíneos essa distância pode ser reduzida consideravelmente, sendo 2 km uma distância considerada segura para a grande maioria das

abelhas sem ferrão. Distâncias menores que essa devem sempre levar em consideração a espécie de abelha e seu comportamento de voo e pastejo. Já abelhas de grande porte, como *Bombus* e, principalmente, *Xylocopa*, embora não sejam costumeiramente criadas racionalmente no Brasil, podem exigir distâncias superiores a 10 km.

Mesmo não sendo em apiários fixos, o apicultor/meliponicultor nunca deve deixar colmeias próximas de pomares ou campos agrícolas, que possuam grande potencial para tratamento com pesticidas. Caso seja necessário colocá-las nesses locais por motivo de polinização ou mesmo para suprir temporariamente uma deficiência de pasto apícola mais seguro, então se torna de fundamen-

tal importância comunicar o responsável pelo cultivo. É preciso também solicitar que ele avise com alguma antecedência de qualquer aplicação que, por ventura, esteja programada para a área. Isso é preciso a fim de que haja tempo hábil para que sejam tomadas providências que venham salvaguardar o bom estado de saúde das colônias. Outra providência importante é colocar no apiário/meliponário ou nas próprias colmeias o nome, endereço e número do telefone do apicultor/meliponicultor, bem legíveis, para que o mesmo possa ser contatado, caso os pesticidas venham a ser aplicados, mesmo

que já se tenha acordado isto com o produtor anteriormente. Produtores agrícolas são muito atarefados e, embora possam ter a boa vontade de ligar para o apicultor/meliponicultor quando tomam a decisão, ainda no campo, de pulverizar a cultura, podem esquecer de fazê-lo ao retornar para casa. Os dados do apicultor/meliponicultor registrados no apiário/meliponário ou colmeias, podem estimulá-lo a ligar de um celular ainda no campo, ou fazê-lo anotar as informações e ligar tão logo chegue em algum local onde isso seja possível.

Programas Educacionais

Consideráveis perdas podem ser evitadas por simples modificações nos programas de controle de pragas. Deste modo, muitas alternativas podem ser usadas para evitar ou amenizar o envenenamento das abelhas, desde que haja interação e cooperação entre especialistas da área, apicultores/meliponicultores e aplicadores de pesticidas. Esta, com certeza, é a mais importante medida para prevenir os frequentes casos de intoxicação das abelhas.

Portanto, entidades representativas dos apicultores/meliponicultores, como associações, cooperativas, federações estaduais e a própria Confederação Brasileira de Apicul-

tores, por meio de parcerias com agências e órgãos de desenvolvimento e fomento estaduais, regionais ou federais, devem elaborar programas educacionais adequados para os apicultores/meliponicultores e agricultores. Para tanto, precisa-se conhecer profundamente os problemas decorrentes dos programas de controle de pragas rotineiramente usados em uma determinada região. Isso pode resultar na elaboração e desenvolvimento de acordos e medidas mutuamente benéficas entre os especialistas que irão elaborar os programas educacionais, no que diz respeito aos serviços de polinização e uso racional dos pesticidas.

Confinamento das abelhas dentro da colmeia

Quando se precisa colocar colônias de abelhas próximas a áreas agrícolas a serem pulverizadas e suas remoções antes das aplicações de defensivos não sejam possíveis, uma boa medida para reduzir a mortalidade de abelhas por pesticidas é o con-

finamento dentro das colmeias. Entretanto, sempre que se confinar as abelhas, deve-se providenciar que haja alimento e, principalmente, água em abundância dentro das colmeias, para permitir que as abelhas reduzam a temperatura no interior das mesmas.

As medidas descritas a seguir foram desenvolvidas para *Apis mellifera*, mas nada impede que sejam usadas com meliponíneos, quando for o caso.

As colmeias devem então ser cobertas com largos sacos de aniagem (sacos de "estopa") umedecidos, a fim de protegê-las do risco inicial da aplicação com um determinado inseticida. A cobertura deve ser feita à noite e antes da cultura ser tratada, de tal modo a bloquear a entrada do produto, bem como de abelhas que possam ter ficado fora da colmeia e tenham sido contaminadas. Aplicar água a cada 1-3 horas sobre os sacos de aniagem mantém a colônia fresca e provê uma fonte de água para consumo e refrigeração no interior das colmeias. Dessa forma, se os mesmos forem mantidos adequadamente úmidos, as colônias podem ficar confinadas por um período de até dois dias. Caso se opte pelo umedecimento dos sacos apenas como forma de resfriamento da colônia, mas não como fonte de água devido a perigos de contaminação em função do defensivo utilizado, pode-se usar esponjas umedecidas dentro da colmeia como fonte de água para as abelhas.

O confinamento de abelhas no interior das colmeias requer bastante cuidado, uma vez que o superaquecimento pode levar a morte de mais abelhas que aquelas que poderiam ser mortas por envenenamento com pesticidas. Em regiões de clima quente, tal como as regiões Norte e Nordeste do Brasil, pode ocorrer a morte de todas as abelhas, e as grandes colônias são mais susceptíveis ao calor que as menores. Para reduzir este impacto negativo sobre a colônia, boa ventilação, uma "câmara para enxameagem" (melgueira extra e vazia para que as operárias possam se refugiar, para refrescar e diminuir a temperatura do ninho) e água são necessárias, principalmente se o confi-

namento prolongar-se por um considerável período de tempo. Para tal, entradas de ar adicionais, no topo ou nos lados das colmeias, devem ser providenciadas, a fim de evitar que a ventilação pela entrada principal seja interrompida, caso ela seja bloqueada por abelhas mortas por envenenamento. É de fundamental importância que estas entradas adicionais sejam protegidas por telas ventiladoras de malha larga, e que não haja deriva do defensivo, em função do vento, na direção das colmeias. Referente a adoção destas medidas, Johansen & Mayer (1980) relatam que em Israel colônias de *A. mellifera* foram mantidas confinadas por até quatro dias, sem alta mortalidade de abelhas.

Visando o confinamento de abelhas sociais, para protegê-las dos danos dos pesticidas, crê-se que a melhor maneira para tal é a adoção de medidas conjugadas, tais como cobrir as colmeias com sacos de aniagem e prover adequada ventilação, sombreamento, espaço e alimentação com pólen e xarope de açúcar. Johansen & Mayer (1980) relatam que no Wyoming, em colmeias de *A. mellifera* submetidas à exposição do inseticida paratiom, mas que foram cobertas com sacos de aniagem umedecidos por um dia, a mortalidade foi baixa. No Arizona, quando entradas de colônias alternadas foram cobertas com sacos de aniagem umedecidos antes e até cinco horas após uma aplicação com paratiom, as perdas de abelhas foram somente 11% daquelas em colônias não cobertas. Também no Arizona, testes com os inseticidas toxafeno e paratiom metil revelaram que significativamente mais colônias sobreviveram quando foram cobertas com sacos de aniagem e supridas com água por 12 horas, durante e após as aplicações. Na Califórnia, o número de abelhas em voo durante o dia, após confinadas em colmeias cobertas com saco umedecido,

por 24 horas, foi de 1 a 49% mais alto que o esperado. Entretanto, no que diz respeito à adoção de medidas conjuntas, cada tratamento consome muito tempo e pode

não ser economicamente viável, pelo que se deve fazer uma criteriosa e minuciosa análise da relação benefício/custo.

Impedir o fluxo de pólen contaminado para dentro da colmeia

Pólen contaminado com pesticidas, principalmente sob a forma de pó-seco, e levado pelas operárias para dentro das colmeias é, talvez, o problema mais sério de envenenamento das abelhas, podendo enfraquecer e até mesmo eliminar grandes colônias. Assim, o apicultor deve tomar medidas no sentido de impedir que o pólen contaminado seja armazenado na colmeia, e, ao mesmo tempo, providenciar uma adequada e segura fonte de pólen para a colônia.

Dentro desta ótica, relatos de Johansen & Mayer (1980) mostram que, durante pulverizações aéreas com o altamente tóxico inseticida carbaril, o uso de coletores de pólen instalados na entrada das colmeias de

A. mellifera para impedir a entrada de pólen contaminado nas mesmas tiveram tanto sucesso quanto insucesso em reduzir a mortalidade das abelhas, dependendo da situação. Por outro lado, resultados positivos foram conseguidos por meio de testes em que se forneceu uma fonte de pólen segura às colônias, durante a fase de “boneca” (encabelamento) em um campo de milho, com significativa redução da coleta de pólen de milho contaminado. De maneira similar, a provisão de uma fonte segura de pólen, junto com outras medidas adequadas, geralmente tem obtido êxito em reduzir danos às colônias de abelhas, em campos de algodão tratados com pesticidas, nos EUA.

Mobilização das colônias de abelhas

Quando há a possibilidade de colônias de abelhas serem expostas a pesticidas de alta toxicidade e/ou longo efeito residual, deve-se mover essas colônias para longe da área tratada. De modo similar, o mesmo se aplica se os campos estão sendo continuamente tratados, uma vez que repetidas aplicações de pesticidas podem causar severos danos às colônias. Em certos casos, mover as colônias a curtas distâncias, por 24 ou mais horas, previne que sejam expostas à ação de pesticidas de curta ação residual e pode ser a melhor solução para o problema com a mortalidade de abelhas.

Entretanto, nem sempre isso é possível ou aconselhável. Tais medidas podem ser onerosas, não somente em termos de custos com o transporte e mão-de-obra, mas frequentemente há a morte ou injúria de rainhas e a força de trabalho da colônia pode ser rompida por muitos dias. Além disso, se as colônias forem movidas para locais muito próximos (entre 1 e 6 km de distância, dependendo da espécie de abelha) há a possibilidade de que muitas operárias retornem ao local original das colmeias ficando, portanto, expostas aos defensivos e enfraquecendo a colônia em relação ao seu estado

antes da mudança. Sendo assim, nos casos de mudança entre locais muito pertos por períodos de 24 a 48 horas, sugere-se que as abelhas sejam mantidas confinadas dentro das colmeias, com os devidos cuidados de mantê-las a sombra e com água e alimento disponível.

O maior empecilho para a mobilização das colônias é encontrar áreas para pastejo das abelhas onde o risco dos pesticidas seja praticamente inexistente, uma vez que locais com baixa ou nenhuma exposição aos pesticidas, e satisfatória produção de mel, são difíceis de encontrar em áreas cultivadas, especialmente em pólos agrícolas e grandes propriedades de cultivo intensivo.

No caso de abelhas solitárias que nidificam em ninhos artificiais de madeira, como várias espécies dos gêneros *Xylocopa*, *Megachile* e *Osmia*, por exemplo, esses ninhos podem ser removidos de pomares por poucos dias, durante as aplicações. Para abelhas

solitárias que nidificam no solo, geralmente dentro ou próximo ao cultivo a ser pulverizado, como espécies dos gêneros *Centris* e *Nomia*, sempre que possível, os ninhos devem ser cobertos ou fechados durante as aplicações com pesticidas, em especial aqueles de alta volatilidade, a fim de reduzir a deriva de tais produtos para dentro das estruturas dos ninhos. Embora ainda não utilizada no Brasil, a prática de introduzir e retirar talhões de solo com ninhos dessas abelhas (*Nomia melanderi*, por exemplo) é comum nos plantios de alfafa (*Medicago sativa*) dos EUA. Nesses casos, quando os ninhos destas abelhas forem ser introduzidos novamente próximos de campos agrícolas, em um sistema de rotação, não devem ser movidos por pelo menos uma semana após esses campos serem tratados com algum dos seguintes inseticidas: dimetoato, carbofuran, clorpirifós, metidation ou malation, aplicados a ultra-baixo volume (JOHANSEN & MAYER, 1980).

Tratamento de colônias intoxicadas

Colônias de *Apis mellifera* expostas a pesticidas e que perdem somente campeiras, porém com grande disponibilidade de mel e pólen, usualmente se recuperam rapidamente, mesmo sem a ajuda do apicultor. Entretanto, se um inseticida tem longo efeito residual, colônias fracas devem ser movidas para um lugar que ofereça bastante segurança. Em qualquer caso, se as perdas ocorrem durante o início do fluxo de néctar, haverá pouco mel excedente e a colônia deve, obrigatoriamente, ser alimentada com xarope de açúcar. No caso de abelhas sem ferrão, esse cuidado deve ser redobrado. É preciso lembrar que colônias de meliponíneos em geral, e aquelas do gênero *Melipona* em particular, normalmente pos-

suem bem menos campeiras que colônias de *A. mellifera*, taxas de postura e nascimento também menores e fases de larva e pupa mais longas, o que acarreta em uma recuperação populacional muito mais lenta.

A morte de crias e operárias é um indicativo de pólen contaminado na colmeia. Amostras do pólen armazenado nos favos devem ser coletadas e encaminhadas para análise em laboratórios qualificados. Para prevenir maiores perdas, caso a mortandade esteja mesmo sendo causada devido a contaminação do pólen, as colônias deverão ser levadas para um lugar seguro e os quadros contendo o pólen suspeito devem ser removidos das mesmas. Esta é uma me-

didada obrigatória, haja vista que caso o pólen esteja contaminado, a sua permanência nos quadros resulta em morte contínua das abelhas, mesmo daquelas introduzidas ou de enxames adquiridos.

A limpeza de quadros com pólen contaminado pode ser feita por embebição dos mesmos em água por 24 horas, lavagem do pólen das células e por se fazer a passagem de ar seco nos quadros (JOHANSEN & MAYER, 1980). Pode-se, também, derreter o favo inteiro e repor uma lâmina de cera alveolada.

A introdução de mais abelhas a uma colônia debilitada pela perda de suas campeiras pode, algumas vezes, resultar em ligeira recuperação da colônia. Outra possibilidade é a união de colônias fracas. Estas medidas, em alguns casos, podem produzir melhor resultado que aquela decorrente de se dar condições às colônias para que elas se recuperem por si só. Em outras ocasiões, é

necessário estimular a produção de crias, alimentando-se as colônias fracas com xarope de açúcar. Também, alimentação suplementar com algum outro tipo de pólen, pólen substituto, ou combinação deles, na forma seca, ou misturados com xarope de mel ou xarope de açúcar, podem ajudar na recuperação da população de abelhas. Tais medidas, aplicadas durante cerca de dois meses, podem ajudar as colônias a produzir de modo pleno e satisfatório.

Em síntese, para ajudar colônias de abelhas a se recuperarem do envenenamento, desde que a rainha esteja presente e seja nova e vigorosa, há que se suprir pólen ou pólen substituto; fornecer xarope de açúcar; fornecer adequado suprimento de água; adicionar abelhas aos enxames (se a colmeia não for contaminada); unir colônias fracas; proteger do calor ou do frio; e mover as colônias para uma área livre da ação dos pesticidas e que tenha boa disponibilidade de pólen e néctar naturais.

Responsabilidade dos especialistas e aplicadores

Indicar o uso de pesticidas de baixo risco

Inseticidas de alta toxicidade para abelhas não devem ser aplicados em culturas em pleno florescimento, incluindo culturas adjacentes ou consórcio e ervas em pleno florescimento, em pomares cobertos com culturas ou nas extremidades de áreas agrícolas (para melhor orientação, ver ANEXO 2). Caso seja necessário aplicar defensivos agrícolas durante o florescimento da cultura, é recomendável, sempre que possível, a escolha de um produto efetivo para combater a praga em questão, mas de baixa toxicidade para as abelhas.

No caso de aplicações aéreas, a aeronave não deve mudar de direção durante o seu curso de aplicação, para minimizar a deriva pelo vento para áreas em florescimento que não necessitam ser tratadas. A velocidade e direção dos ventos também devem ser levadas em consideração antes de iniciar a aplicação para evitar que o material transportado retorne ou avance sobre campos em pleno florescimento que não deveriam receber o produto.

Orientar para o uso de métodos de baixo risco de aplicação

O método de aplicação dos defensivos agrícolas pode influenciar consideravelmente o seu impacto sobre os polinizadores. Portanto, na necessidade do uso de algum inseticida, deve-se sempre levar em consideração que inseticidas sistêmicos aplicados via solo são mais seguros que quando aplicados sobre as plantas. Da mesma forma, aplicações

terrestres são mais seguras que as aéreas, uma vez que a deriva é menor e pelo fato de que menores áreas são tratadas (ver ANEXO 2). Assim sendo, a adoção dos métodos de aplicação mais seguros para os polinizadores devem ser priorizados sempre que possível.

Indicar o uso de formulações de baixo risco

As diferentes formulações de um mesmo inseticida também podem levar a impactos distintos sobre os polinizadores, alterando o grau de segurança da sua aplicação. Formulações sob a forma de pós, de uma maneira geral, são mais perigosas para as abelhas e pós molháveis são mais perigosos

que os concentrados emulsionáveis ou soluções. Por outro lado, adicionar um solvente ou substância oleosa torna as pulverizações mais seguras para as abelhas. As formulações granuladas, em especial quando aplicadas via solo, são mais seguras para as abelhas (ver ANEXO 2).

Orientar para o tempo de aplicação que confere baixo risco

O horário de aplicação do inseticida pode ser determinante para a severidade do seu impacto sobre os polinizadores (Figura 11). Pesticidas cujo ingrediente ativo se degrada poucas horas após as aplicações podem ser pulverizados durante a noite, adiantado período do entardecer ou início do amanhecer, com relativa segurança para as abelhas.

Aplicações durante o início do amanhecer são mais perigosas que as feitas em adiantado período do entardecer ou à noite (ver ANEXO 2). Pesticidas com maior efeito residual devem sempre ser evitados pois não há horário de aplicação que se mostre razoavelmente seguro.

Remover plantas daninhas em florescimento

Quando ervas daninhas em florescimento competem com a cultura-alvo por polinizadores, elas devem ser removidas dos cultivos ou das extremidades de campos agrícolas. Isto se faz necessário especialmente durante a carência de plantas produtoras de pólen e néctar na área cultivada ou quando a espécie-alvo é menos atrativa para as abe-

lhas do que as silvestres. Capinas manuais ou mecânicas e/ou pulverizações com 2,4 D constituem-se um boa opção para eliminar as ervas competidoras por polinização, desde que considerados todos os possíveis impactos de cada procedimento sobre o agroecossistema em questão.



Figura 11 – Pulverizações de defensivos agrícolas durante o início do amanhecer são mais perigosas que as feitas em adiantado período do entardecer ou à noite.

Modificar programas de pulverização em relação à temperatura

Não se deve fazer a aplicação de inseticidas quando houver grande probabilidade da ocorrência de baixas temperaturas após as pulverizações, uma vez que o efeito residual dos mesmos, principalmente dos piretróides, pode se estender por um longo período de tempo (ANEXO 2). Contrariamente, se altas temperaturas prevalecem no momento da aplicação, alguns inseticidas podem ter a sua molécula quebrada mais rapidamente, tornando-se relativamente seguros para as abelhas, mesmo sabendo que altas temperaturas estimulam as abelhas a iniciarem as atividades de forrageamento mais cedo durante a manhã, ou para continuarem a fazê-las por mais tempo durante o entardecer. Desta forma, tempos de aplicação deve-

rão ser modificados em conformidade com a ocorrência de baixas ou altas temperaturas, para assegurar maior segurança para as abelhas (ver ANEXO 2).

Se há a possibilidade de que a temperatura, combinado com outros fatores de tempo, possa conduzir ao ponto de condensação (orvalho) durante a noite, não se deve fazer aplicações ao entardecer, mesmo com inseticidas que oferecem baixo risco para as abelhas (ver ANEXO 2). Outro aspecto a ser considerado é o fato de que as abelhas podem se aglomerar fora da colmeia e o contato direto com o pesticida poderá ser letal para as mesmas.

Orientar para o uso de inseticidas seletivos e do Manejo Integrado de Pragas (M.I.P.)

Inseticidas seletivos são frequentemente menos perigosos para as abelhas e outros insetos benéficos. Deve-se incentivar o desenvolvimento e o uso de inseticidas seletivos e medidas de controle interadas para o combate às pragas agrícolas. Programas integrados que contam com métodos biológicos e culturais, como parte do sistema de manejo integrado de pragas, tendem a minimizar o uso de pesticidas e reduzem o impacto negativo sobre insetos benéficos, em especial sobre agentes polinizadores (ver ANEXO 2).

Uma vez que os fatores de tempo, em especial a temperatura e a umidade relativa

do ar, afetam a dinâmica populacional dos insetos, o metabolismo da planta e interferem direta ou indiretamente na deposição dos pesticidas sobre as plantas e na sua distribuição no interior das mesmas, a seletividade e os níveis de dano econômicos (N.D.E.) podem ser diferentes de uma região para outra. Assim, a utilização de inseticidas mais seletivos e métodos integrados de manejo de pragas mais adequados deve ser pautada e baseada em resultados de pesquisas desenvolvidas por Instituições de Pesquisa e/ou Extensão de cada Região do Brasil, cada qual com suas particularidades climáticas.

Descartar pesticidas em locais que ofereçam baixo risco para as abelhas

Não se deve descartar estoque de inseticidas não utilizados para uso agrícola em áreas onde eles possam tornar-se uma fonte potencial de envenenamento para as abelhas. Algumas vezes, as abelhas tendem a coletar qualquer tipo de material fino, em especial quando o pólen não está facilmente disponível. Sob tais condições, as abelhas tendem a carregar pesticidas sob a formulação de pó para as colônias, incorporando-os à massa de pólen das suas corbículas, podendo ocasionar até mesmo o extermínio das colônias.

Para segurança do homem, do ambiente e dos insetos polinizadores, os pesticidas devem ser descartados em conformidade com as legislações Federal e Estadual, em vigor no País.

Instruir para o uso de pulverizações com base no Nível de Dano Econômico (N.D.E.) e outros parâmetros

Não se deve aplicar qualquer inseticida, e quando aplicar somente fazê-lo se a cultura estiver pesadamente infestada, e caso os custos com o tratamento sejam menores ou, no mínimo, iguais aqueles que se espera obter com a produtividade da cultura agrícola, em razão do referido tratamento.

Percebe-se, portanto, que as tomadas de decisões devem ser pautadas no conhecimento que o agricultor possui sobre a cul-

tura agrícola, das condições climáticas e de tempo que operam na sua região, que influenciam no desenvolvimento da cultura, da dinâmica populacional dos insetos benéficos e das pragas, na eficácia do pesticida, e no conhecimento das flutuações sazonais do mercado, que são de fundamental importância para a determinação do momento mais apropriado para a venda do produto agrícola.

PARTE VII – POLÍTICA AGRÍCOLA PARA O USO RACIONAL DE DEFENSIVOS AGRÍCOLAS NO BRASIL

O papel dos polinizadores como agentes promotores da produção agrícola é inegável. Por outro lado, vários insumos e práticas agrícolas importantes para os sistemas de produção atuais possuem impactos altamente negativos sobre os polinizadores, tanto na sua diversidade quanto na sua abundância e eficiência de polinização. Entre estes insumos e práticas, os efeitos mais severos são produzidos pelos defensivos agrícolas e na sua forma inadequada de uso.

O presente livro mostra ser possível reduzir drasticamente estes efeitos sobre os polinizadores, com a capacitação dos produtores e demais atores do sistema agrícola brasileiro a respeito da forma de atuação dos pesticidas, os fatores que contribuem para o envenenamento dos visitantes florais e as técnicas de manejo e boas práticas para reduzir ao máximo os impactos sobre a população dos polinizadores. Para que isso ocorra, é de fundamental importância o estabelecimento de um programa nacional que vise a implantação de planos de manejo para a utilização racional de pesticidas sobre as culturas e a elaboração de leis que obriguem os agricultores a aplicá-los em períodos específicos, de acordo com o grau de risco do pesticida, como se dá em outros países, visando reduzir o impacto dos defensivos agrícolas sobre os polinizadores, o ambiente e os aplicadores.

A elaboração desses planos de manejo deve levar em conta que, além do efeito letal fa-

cilmente perceptível, a mortalidade, os pesticidas, primariamente os inseticidas, causam mudanças não facilmente observáveis, que culminam com a ruptura da divisão de trabalho e a exclusão social das abelhas contaminadas (efeitos subletais), podendo traduzir-se em severos danos para a colônia, devido à redução do seu vigor e produtividade. No curto prazo, muitos desses efeitos ocorrem em níveis abaixo daqueles estimados como prováveis de ocorrer, após as aplicações.

A maioria dos efeitos subletais é de difícil identificação e marcadores bioquímicos ou biomarcadores podem ser importantes para o monitoramento da poluição ambiental e/ou identificação desses efeitos subletais nas abelhas (POLY, 1997). Segundo Manwell e Baker (1968), os poluentes podem influenciar o polimorfismo bioquímico porque algumas enzimas interagem diretamente com os pesticidas e outros poluentes. Portanto, a exposição a doses subletais de inseticidas também pode nos fornecer informações sobre o impacto ecológico desses pesticidas nos polinizadores. Marcadores a nível celular como as “proteínas de defesa” (heat shock proteins – HSPs) produzidas nos túbulos de Malpighi, glândulas salivares e estômagos das abelhas também poderiam ser usados para comparações entre áreas com e sem aplicações de defensivos para determinar alterações subletais sofridas por abelhas, conforme sugerido por Malaspina & Silva-Zacarin (2006).

Especial atenção deve ser dada para efeitos subletais, em laboratório, para pesticidas que podem aparentemente não oferecer riscos sob condições de estudos posteriores (testes em semicampo e campo), devido a sua baixa toxicidade aguda oral e de contato ou baixas taxas de aplicação, mas que podem resultar em efeitos significativos sobre a colônia, tal como a rejeição de abelhas operárias que retornam à mesma. Para os estudos de campo e semicampo, sugere-se que sejam incluídas observações tais como níveis de orientação das abelhas operárias, limpeza excessiva do corpo, tremores, comportamento agressivo, níveis de atividade à entrada da colmeia, efeitos retardados e observação do número de indivíduos no início e término do experimento, dentre outros, que podem ter grande impacto no desenvolvimento e sobrevivência da colônia. Efeitos subletais no longo prazo, tais como sobrevivência ao longo do inverno ou de extensos períodos de seca, deverão ser também estudados.

Para um estudo mais realístico do impacto dos pesticidas sobre os polinizadores, em especial as abelhas, um amplo banco de dados deve ser gerado, na perspectiva de se fornecer subsídios para a análise, interpretação e correlação dos resultados obtidos sob condições de testes de laboratório e de semicampo e campo às condições dos vários agroecossistemas brasileiros, para a definição de estratégias de manejo visando a otimização do benefício simultâneo dos pesticidas e polinizadores para as culturas.

Torna-se necessário, então, a formação de grupos interdisciplinares de pesquisadores para a elaboração e definição das normas e diretrizes do programa, condução das investigações e, posteriormente, para repassar os resultados da pesquisa para técnicos de instituições brasileiras que trabalham

com extensão, agricultores e apicultores, na perspectiva de se conciliar o benefício simultâneo do uso racional de pesticidas e dos serviços de polinização das abelhas sobre a produtividade das culturas. Os atuais programas/projetos de Manejo Integrado de Pragas do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento e Uso sustentável de Polinizadores do Ministério do Meio Ambiente e a Iniciativa Brasileira dos Polinizadores já apresentam iniciativas nesse sentido e parecem ser o fórum ideal para a discussão, elaboração e implementação dessa proposta de política agrícola para uso racional de defensivos no Brasil.

ANEXOS

Anexo 1 – Efeitos subletais de pesticidas em abelhas.....	74
Anexo 2 – Efeitos tóxicos letais de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, sobre algumas espécies de abelhas e recomendações para boas práticas de manejo.....	77
Anexo 3 – Inseticidas e formulações registradas para uso agrícola no Brasil, mais usados pelos agricultores.....	81
Anexo 4 – DL ₅₀ (efeito letal) de inseticidas neonicotinóides e de metabólitos de acetamiprid aplicados por via dérmica no dorso torácico de abelhas melíferas (<i>Apis mellifera</i>). ..	84
Anexo 5 – DL ₅₀ (efeito letal) de inseticidas neonicotinóides e de sua mistura com outros pesticidas (efeito sinérgico) aplicados por via dérmica no dorso torácico de abelhas melíferas (<i>Apis mellifera</i>).....	85
Anexo 6 – Efeito tóxico residual sobre abelhas melíferas (<i>Apis mellifera</i> L.) de fungicidas e herbicidas de amplo uso mundial e seus registros para culturas no Brasil.....	86

ANEXO 1 – Efeitos subletais de pesticidas em abelhas.

Espécie	Ingrediente ativo	Dose ($\mu\text{g}/\text{abelha}$)	Dose Máx.	% exposição	estágio	Efeitos
DIVISÃO DE TRABALHO						
<i>Apis mellifera</i>	Diazinon	25% DL ₅₀	0,18	19	adulto	forrageamento precoce (MacKenzie e Winston, 1989).
<i>A. mellifera</i>	Mimetizadores dos hormônios juvenis	50-200 $\mu\text{g}/\text{abelha}$	50-200	140-550	adulto	não-desenvolvimento das glândulas hipofaringeas (Jaycox et al., 1974).
<i>A. mellifera</i>	Variedade de OF, OC e carbamatos	N.C			adulto	decréscimo na limpeza da colmeia (Nation et al., 1986).
<i>A. mellifera</i>	Kinoprene	N.C			adulto	inibição do desenvolvimento das glândulas hipofaringeas (Gerig citado por Tasei, 2001).
<i>A. mellifera</i>	hormônios juvenis	1 $\mu\text{g}/\text{abelha}$	1	300	adulto	regressão das glândulas hipofaringeas (Rut, 1974 citado por Tasei, 2001).
<i>A. cerana</i> , <i>A. indica</i> , <i>A. mellifera</i>	Diflubenzuron, Penfluron	50 $\mu\text{g}/\text{abelha}$	50	140	adulto	significante supressão do desenvolvimento das glândulas hipofaringeas (Gupta e Chandel, 1995).
<i>A. mellifera</i>	Metoprene	250 $\mu\text{g}/\text{abelha}$	250	700	adulto	degeneração precoce das glândulas hipofaringeas (Robinson, 1985).
RESPOSTAS CONDICIONADAS E APRENDIZADO						
<i>A. mellifera</i>	Dicofol	N.C		N.C	adulto	decréscimo na aquisição e persistência nos testes de resposta condicionada (Stone et al., 1997).
<i>A. mellifera</i>	Permetrina	25% CL ₅₀	0,013	22	adulto	decréscimo na habilidade de aprendizado (memória), limpeza das antenas, fricção das pernas posteriores (Mamood e Waller, 1990).
<i>A. mellifera</i>	Imidacloprid	50 ppb	0,01	3	Semi-campo	decréscimo na atividade de voo e da discriminação olfatória (Decourtye et al., 1999).
<i>A. mellifera</i>	Imidacloprid	4-40 ppb	0,008-0,08	3-30	adulto	decréscimo da memória olfatória (Decourtye et al., 1999).
<i>A. mellifera</i>	Imidacloprid	0,1-10 ng/abelha	0,0001-0,01	0,03-3	7-8 dias de vida	dubiedade no julgamento de hábitos rotineiros (Guez et al., 2001).
<i>A. mellifera</i>	Flucythrinate, Cyfluthrin, Permetrina, Fenvalerate, Cipermetrina, Fluvalinate	CL ₅₀	0,05	80	adulto	decréscimo na atividade de memória para odores mediada pela resposta a flucythrinate = cyfluthrin > permetrina = fenvalerate = cipermetrina > fluvalinate, (Taylor et al., 1987).

ANEXO 1 – Efeitos subletais de pesticidas em abelhas (cont.).

Espécie	Ingrediente ativo	Dose ($\mu\text{g}/\text{abelha}$)	Dose Máx.	% exposição	estágio	Efeitos
FORRAGEAMENTO						
<i>Apis mellifera</i>	Paratiom	0,3 $\mu\text{g}/\text{abelha}$	0,3	30	adulto	Incorreta direção (ângulo de dança) na superfície vertical e incorreta distância na superfície horizontal (Schriker e Stephen, 1970; Stephen e Schriker, 1970).
<i>A. mellifera</i>	Permetrina	6% DL ₅₀	0,017	30	adulto	Falha no retorno à colônia, excessiva limpeza, dança trêmula, abdômen retraído, fricção das pernas e limpeza do abdômen, diminuição das visitas e forrageamento, diminuição do fornecimento de alimento às crias (Cox e Wilson, 1984).
<i>A. mellifera</i>	Deltametrina	4% DL ₅₀	0,002	3	adulto	Falha para retornar à colônia (Vandame et al., 1995)
<i>A. mellifera</i>	Methoxychlor	5 ppm		N.C	semi-campo	Decréscimo da prole, diminuição do consumo de pólen e forrageamento, decréscimo na limpeza da colmeia (Nation et al., 1986).
<i>A. mellifera</i>	Imidacloprid	20-100 ppb	0,004-0,02	1-7	semi-campo	Decréscimo do forrageamento (Schumuck, 1999).
<i>A. mellifera</i>	Deltametrina, Cipermetrina, Alphamethrin, Lambda-cyhalothrin	10 pmol/abelha (=5 ng/abelha delta-metrina)	0,005	8	adulto	Hipotermia (Belzunces et al., 2001).
<i>A. mellifera</i>	Cipermetrina	10-30 g i.a./ha	0,02-0,07	700	semi-campo	Decréscimo do forrageamento (Le Blanc, 1985).
DESENVOLVIMENTO DA COLÔNIA						
<i>A. mellifera</i>	Imidacloprid	0,02 mg/Kg	0,004	1	colônia	Fraca diferenças no ciclo de postura de rainhas, e no número de larvas e pupas (Schmuck et al., 1985).
<i>Bombus terrestris</i>	Imidacloprid	10-25 $\mu\text{g}/\text{Kg}$	0,002-0,005	0,6-2	colônia pequena	Baixo número de larvas emergidas e decréscimo na produção de prole (Tasei et al., 2000).
<i>A. mellifera</i>	Acefato	1 ppm	0,2	20	colônia campo	Significante redução na sobrevivência da prole (10 ppm tóxica para rainhas) (Stoner et al., 1985).
<i>Megachile rotundata</i>	Deltametrina	20% DL ₅₀	0,01	17	adulto	Menor postura de ovos (Tasei et al., 2000).
<i>A. mellifera</i>	Diflubenzuron	10 ppm	2	555	colônia campo	Ausência na produção de prole, decréscimo na captura de água e pólen, decréscimo na produção de favos, ovos, e operárias (Barker e Taber, 1977).
<i>B. terrestris</i>	Teflubenzuron	150ppm	30	>1000	colônia pequena	Decréscimo na captura de sacarose, paralisação do desenvolvimento do ovo, aumento da mortalidade larval (De Wael et al., 1995).
<i>A. mellifera</i>	Dimetoato	10 ppm	2	200	colônia	Supressão na postura da rainha pequena (Waller et al., 1979)
<i>A. mellifera</i>	Dimetoato	1 ppm	0,2	20	colônia pequena	Decréscimo na produção de favo e na postura de ovos (Waller et al., 1979).

ANEXO 1 – Efeitos subletais de pesticidas em abelhas (cont.).

Espécie	Ingrediente ativo	Dose ($\mu\text{g}/\text{abelha}$)	Dose Máx.	% exposição	estágio	Efeitos
COMPORTAMENTO LARVAL						
<i>Apis mellifera</i>	Dimetoato	0,313 $\mu\text{g}/\text{g}$ geleia real	N.C		larvas de 96h	Estímulo do crescimento e maturidade de falha na produção do casulo da pupa, hipersensibilidade ao estímulo (Davies et al., 1979).
<i>A. mellifera</i>	Dimetoato	DL ₁₀	0,04	4	larvas de 1-6 dias	Emergência de adultos com asas malformadas, corpo atrofiado, asas e pernas deformadas (Atkins e Kellun, 1986).
<i>A. mellifera</i>	Malation	DL ₁₀	0,029	3	larvas de 1-6 dias	Emergência de adultos com asas pequenas e deformadas (Atkins e Kellun, 1986).
<i>A. mellifera</i>	Carbaril	DL ₁₀	0,13	13	larvas de 1-6 dias	Emergência de poucos adultos pequenos, em geral sem asas (Atkins e Kellun, 1986).
<i>A. mellifera</i>	Captan	1-10 $\mu\text{g}/\text{larva}$	N.C	7,2	larvas de 1-6 dias	Emergência de adultos com asas malformadas, pequeno tamanho e pouca pigmentação (Atkins e Kellun, 1986).
REPELÊNCIA						
<i>A. mellifera</i>	Aldicarb	3 ppm	0,06	63	semi-campo	Inibição do forrageamento (Nigg et al., 1991).
<i>A. mellifera</i>	Permetrina, Cipermetrina	4% DL ₅₀	N.C		semi-campo	Inibição transitória de atividade (Rieth e Levin, 1988).
<i>A. mellifera</i>	Fenvalerate, Flucythrinate	1 mg/disco	N.C		semi-campo	Inibição transitória de atividade (Rieth e Levin, 1988).
<i>A. mellifera</i>	Cyhalothrin	2 ppm	0,4	666	melado	Reduzida visitação às flores (Mayer et al., 1998).
<i>A. mellifera</i>	Cipermetrina	10-20 g i.a/ha	0,02-0,05	33-83	aplicações de campo	Decréscimo do forrageamento (Shires et al., 1984).
<i>A. mellifera</i>	Cipermetrina formulada (Cymbush)	1-160 $\mu\text{l}/\text{l}$	0,02-3,2 i.a/ha	33-> 1000	melado	reduzida visitação às flores (Delabie et al., 1985).
<i>A. mellifera</i>	Cipermetrina formulada (Cymbush)	50 g i.a/ha	0,12	200	casa de vegetação e campo	Redução do forrageamento (Delabie et al., 1985).
<i>Nomia melanderi</i>	Cyhalothrin	0,028 kg i.a/ha	0,07	117	campo	Decréscimo da população (Mayer et al., 1998).
<i>A. mellifera</i>	Fipronil	100-500 ppm	20-100	>1000	melado	Reduzida visitação às flores (Mayer e Lunden, 1999).
<i>A. mellifera</i>	Azadiracthin	0,1ppm		N.C	melado	Reduzida visitação às flores (Naumann et al., 1985).
<i>A. mellifera</i>	Pirimicarb	N.C			aplicações de campo	Reduzida visitação às flores (Le Blanc, 1985).
<i>A. mellifera</i>	Cipermetrina	10-30 g	0,02-0,07	33-117	aplicações de campo	Reduzida visitação às flores (Le Blanc, 1985).
<i>A. mellifera</i>	variedade de fungicidas	N.C			melado	Reduzida visitação às flores (Solomon e Hooker, 1989).

ANEXO 2 – Efeitos tóxicos letais de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, sobre algumas espécies de abelhas e recomendações para boas práticas de manejo.

PRODUTO	FORMULAÇÃO	DOSE			DL ₅₀			RT _{25'} RT ₄₀ (Dias)			RECOMENDAÇÕES
		(kg i.a /ha)	µg/abe-lha	ppm	<i>A. mellifera</i>	<i>Abelha alkali</i>	<i>M. rotundata</i>				
Acefato	SP	0,56	1,2	9,4	1,5 d	3,1 d	3,1 d	Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas.			
	SL	0,56			1,0 d	1,5 d	1,5 d				
	SP, SL	1,12			> 3 d	> 3 d	> 3 d				
Azocyclotin	WP	0,84	NA	NA	< 2 h	NA	NA	Essencialmente não tóxico para <i>A. mellifera</i> .			
	WP	0,56			< 2 h	NA	NA				
	WP	0,28			< 2h	NA					
<i>Bacillus Thuringiensis</i>	WP, SC	1,12	NA	NA	< 2 h	< 2 h	< 2 h	Essencialmente não tóxico para <i>A. mellifera</i> .			
Carbaril	WP	2,24	1,5	12	7-12 d	NA	NA	Não aplicar no pleno florescimen-to das culturas ou ervas. Formulação granulada ou isca são essencialmente não tóxicas para <i>A.mellifera</i> .			
	WP	1,12			3-7 d	3-7 d	3-7 d				
	WP	0,56			16-20 h	NA	NA				
	DP	2,24			3-14 d	NA	NA				
	GR	2,24			< 2h	NA	NA				
Carbofuran	SC	1,12	0,15	1,16	7- >14 d	7- >14 d	7- >14 d	Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas. A formulação granulada, na dose recomendada, oferece pouco risco para abelhas.			
	SC	0,56			> 1 d	NA	NA				
	GR	2,24			< 2 h	< 2 h	< 2 h				
Clorpirifós	EC	1,12	0,11	0,86	5,5-6 d	5,5-6 d	6-7 d	Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas. O risco é menor quando usado na menor dose, em zonas áridas ou semiáridas.			
	EC	0,56			3-4 d	2,5-3 d	5,5-6 d				
	EC	0,28			9-18 h	12-21 h	1,5-2 d				
	EC	0,056			5-8 h	NA	NA				
Cipermetrina	EC	0,084	NA	NA	> 3 d	NA	> 3 d	Pouco ou não perigoso se aplica-do no adiantado crepúsculo, noite ou cedo da manhã, na menor dose.			
		0,028			< 2 h	NA	< 2 h				
Dicofol	EC	1,12	NA	NA	< 2 h	> 2 h	< 2 h	Essencialmente não tóxico para abelhas.			

ANEXO 2 – Efeitos tóxicos letais de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, sobre algumas espécies de abelhas e recomendações para boas práticas de manejo (cont.).

PRODUTO	FORMULAÇÃO	DOSE			RT _{25'} RT ₄₀ (Dias)			RECOMENDAÇÕES
		(kg i.a /ha)	DL ₅₀ μg/abe- lha	ppm	<i>A. mellifera</i>	<i>Abelha alkali</i>	<i>M. rotundata</i>	
Diflubenzuron	NA	0,14	NA	NA	< 2-6 h	< 2-6 h	< 2-6 h	Não perigoso para cria de <i>A. mellifera</i> até 0,28 kg i.a/ha.
Dimetoato	EC	0,56	0,19	1,49	0,4->3 d	2->3d	≥ 3 d	Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas. Mesmo sob baixas doses, pode causar grande mortalidade em abelhas. Formulação granulada apresenta alto risco para <i>M. rotundata</i> . Tem ação repelente.
	EC	0,28			< 2 - 4 h	NA	< 2h	
	EC	0,14			< 2h	NA	< 2h	
	GR	11,2			NA	NA	9-14,5 d	
	WP	0,56			> 1 d	NA	NA	
Dissulfoton	EC	0,56	6,12	47,8	< 2 h	< 2 h	13,6 h	Aplicarem adiantado crepúsculo, noite ou cedo da manhã. A formulação granulada não é perigosa para abelhas.
	EC	1,12			7,4 h	< 2 – 3 h	16-22 h	
	GR	1,12			< 2h	< 2 h	< 2h	
Endosulfan	EC	0,56	7,8	61,0	< 2-3 h	< 2 - 5 h	1,4-3 d	Moderadamente tóxico para <i>A. mellifera</i> , pode ser usado com razoável segurança quando aplicado no adiantado crepúsculo, noite ou cedo da manhã.
	EC	1,12			5,3 h	8 h	> 1 d	
	EC	1,68			7,5	14 h	> 1 d	
	DP	1,12			11-24 h	> 1 d	> 1 d	
Fembutatin óxido	WP	0,14-0,56	NA	NA	< 2 h	NA	NA	Essencialmente não tóxico para <i>A. mellifera</i> .
Metamidofós	SL	0,56	1,37	10,7	6 h	18 h	2 d	Altamente tóxico para abelhas. Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas.
	EC	0,56			4 h	13 h	1 d	
	SL	1,12			8-24 h	1-5 d	1-5 d	
	EC	1,12			5-16 h	1-3 d	1,0-> 5 d	
Paratiom metil	EC	0,56	0,11	0,86	< 1-3 d	17-21 h	> 3 d	Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas. A formulação microencapsulada é muito perigosa para abelhas.
	EC	1,12			> 3 d	NA	> 5 d	
	CS	0,56	0,24	1,88	> 4 d	NA	> 6 d	
	CS	1,12			> 7 d	NA	8 d	

ANEXO 2 – Efeitos tóxicos letais de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, sobre algumas espécies de abelhas e recomendações para boas práticas de manejo (cont.).

PRODUTO	FORMULAÇÃO	DOSE DL ₅₀			RT _{25'} RT ₄₀ (Dias)			RECOMENDAÇÕES
		(kg i.a /ha)	µg/abe-lha	ppm	<i>A. mellifera</i>	<i>Abelha alkali</i>	<i>M. rotundata</i>	
Metomil	SP	0,50	1,29	10,08	2 h	5-8 h	6-15 h	A melhor época para aplicação depende do tipo de abelha visitante à cultura e da formulação. Menores doses, quando cabível, devem ser usadas para o controle de pragas. A formulação pó seco é mais perigosa. Tem ação repelente e toxicidade pode ocorrer pela contaminação do néctar.
	SL	0,50			< 2 h	2-4 h	2-6 h	
	SP	1,01			6 h	1 d	1 d	
	SL	1,01			3 h	9 h	9 h	
	SP	0,25			< 2 h	2 h	2 h	
	SL	0,25			< 2 h	< 2 h	< 2 h	
	DP	0,50			> 1 d	NA	NA	
	DP	1,12			> 1 d	> 1 d	> 1 d	
Monocroto-fós Permetrina	SL	0,45	0,36	2,79	> 1 d	NA	NA	Altamente tóxico para abelhas. Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas.
	SL	0,56			> 1 d	> 1 d	> 1 d	
	SL	0,67			> 2 d	NA	NA	
	SL	0,89			> 2 d	NA	NA	
	EC	0,22	0,16	1,24	> 3 d	1,5-2 d	> 3 d	Não aplicar no pleno florescimento das culturas ou ervas. A aplicação é segura para abelhas em zonas áridas, devido à ação de repelência, mas oferece maior risco em áreas úmidas.
	EC	0,11			0,5-2 d	1-2 d	0,5-3 d	
	EC	0,06			18-22 h	8h-> 1d	NA	
Forato (Phorate)	EC	1,12	10,25	80,08	5 h	NA	NA	Aplicar em adiantado crepúsculo, noite ou cedo da manhã. A formulação granulada não oferece risco para abelhas.
	GR	2,24			< 2 h	< 2 h	< 2 h	
Pirimicarb	WP	1,12	NA	NA	< 2 h	NA	NA	Relativamente não tóxico para abelhas.
	WP	0,56			< 2 h	< 2 h	< 2 h	
	WP	0,28			< 2 h	< 2 h	< 2 h	
	EC	0,28			< 2 h	< 2 h	< 2 h	
	EC	0,56			< 2 h	< 2 h	< 2 h	

ANEXO 2 – Efeitos tóxicos letais de pesticidas de amplo uso no Brasil, em várias formulações, sobre algumas espécies de abelhas e recomendações para boas práticas de manejo (cont.).

PRODUTO	FORMULAÇÃO	DOSE			DL ₅₀			RT _{25'} RT ₄₀ (Dias)			RECOMENDAÇÕES
		(kg i.a /ha)	µg/abe-lha	ppm	<i>A. mellifera</i>	<i>Abelha alkali</i>	<i>M. rotundata</i>				
Profenofós	EC	1,12	3,46	27,03	< 2 - 9h	1-2 d	1-2 d	Não aplicar no pleno florescimen- to das culturas ou ervas. Moderada- mente tóxico para <i>A. mellifera</i> , mas altamente tóxico para as duas outras espécies do quadro.			
Propargite	EC	1,68-2,24	NA	NA	< 2 h	< 2 h	< 2 h	Relativamente não tóxico para abelhas.			
Enxofre	DP	3,36	NA	NA	< 2 h	NA	NA	Apresenta baixo risco para abelhas.			
	WP	3,36			< 2 h	NA	NA				
Tiodicarb	SC	1,12	7,08	55,3	< 2 h	NA	< 2 - 8 h	Apresenta baixo risco para <i>A. mellifera</i> e baixo a moderado risco para <i>M. rotundata</i> .			
	SC	0,84			< 2 h	NA	NA				
	SC	0,56			< 2 h	NA	< 2 h				
	WP	0,28			< 2 h	< 2 h	< 2 h				
	WP	0,56			< 2 h	2 h	2 h				

*ingrediente ativo (i.a), Pó molhável (WP), suspensão concentrada (SC), concentrado emulsionável (EC), pó solúvel (SP), con-
centrado solúvel (SL), granulada (GR), suspensão de encapsulado (CS), pó seco (DP), Não aplicável (NA).

FONTE: Adaptado de Johassen & Mayer (1990) e Riedl et al. (2006).

ANEXO 3 – Inseticidas e formulações registradas para uso agrícola no Brasil mais usados pelos agricultores.

INGREDIENTE ATIVO	FORMULAÇÃO*	CULTURAS
Acefato	SP	Algodão, couve-flor, feijão, fumo, soja, tomate, citros, amendoim, batata, crisântemo, pimentão, couve-flor, roseira, brócolis, couve, melão, repolho.
	SG	Citros, café, batata, algodão, feijão, cana.
Aldicarb	GR	Citros, café, batata, algodão, feijão, cana.
Betacyfluthrin	SC	Algodão, soja, café, tomate, trigo, arroz, abacaxi, alface, alho, batata, berinjela, mandioca, milho, couve, feijão, fumo, amendoim.
	EC	Algodão, alho, batata, café, cebola, citros, couve, feijão, milho, soja, tomate, trigo, melão.
Carbaril	SC	Abacaxi, algodão, abóbora, alho, cebola, feijão, maçã, tomate.
	WP	Abacaxi, banana, batata, cebola, couve-flor, feijão, maçã, pastagem, pepino, repolho, tomate.
Carbofuran	GR	Batata, cenoura, tomate, café, arroz, cana, milho, fumo, banana, algodão, amendoim, trigo, feijão, repolho, algodão.
	SC	<u>Aplicações foliares:</u> batata, cana, café, feijão, fumo, tomate, trigo, arroz, algodão, milho, amendoim, banana.
	SC	<u>Tratamento de sementes:</u> arroz, algodão, milho, feijão, trigo.
Cipermetrina (ou em associação com profenofós, thiamethoxam ou acetato).	WP	Fumo
	EC	Milho, soja, algodão, arroz, café, cebola, tomate, batata, citros, feijão, mandioca, fumo, amendoim, ervilha, feijão-vagem, melancia, pepino, repolho.
	PA	Maçã
	SC	Algodão
Deltametrina (ou em associação com triazofós)	SC	Algodão
	EC	Algodão, citros, milho, abacaxi, alho, ameixa, amendoim, arroz, batata, berinjela, brócolis, cacau, café, caju, cebola, couve, couve-flor, eucalipto, feijão, feijão-vagem, figo, fumo, gladiolo, maçã, melancia, melão, pastagem, pepino, pêssego, pimentão, repolho, seringueira, soja, sorgo, tomate, trigo, crisântemo, arroz, cevada.
	SC	Algodão, abacaxi, alho, arroz, batata, caju, cebola, feijão, milho, pepino, pêssego, soja.
	DP	<u>Tratamento de sementes:</u> amendoim, arroz, feijão, milho, trigo.

ANEXO 3 – Inseticidas e formulações registradas para uso agrícola no Brasil mais usados pelos agricultores (cont.).

INGREDIENTE ATIVO	FORMULAÇÃO*	CULTURAS
Diblubenzuron	WP	Soja, algodão, milho, tomate, trigo, citros, fumo.
	WG	Algodão, milho, soja, trigo.
	SC	Algodão, soja, citros, fumo, milho, tomate, trigo, arroz.
Dimetoato	EC	Algodão, citros, tomate, trigo, maçã, roseira.
Dissulfoton + triadimenol	GR	Café, algodão.
Endosulfan	EC	Café, soja, algodão, cacau, cana.
Esfenvalerato	SC	Algodão, soja.
	EC	Algodão, arroz, café, feijão, fumo, milho, roseira, soja, tomate, trigo, cebola, crisântemo.
Fentiom	EC	Café, citros, abóbora, melancia, melão, pepino, algodão, ameixa, manga, nêspera, caqui, fumo, goiaba, maçã, marmelo, pera, maracujá, pecã, uva, pêssego.
Fipronil	GR	Batata, cana.
	SC	<u>Aplicações foliares:</u> algodão, arroz, milho, soja, trigo, eucalipto, cana, cevada, feijão, pastagem.
	FS	<u>Tratamento de sementes:</u> arroz, soja, cevada, feijão, milho, pastagem, trigo, algodão.
	WG	Cana, batata, milho, eucalipto, algodão, soja.
	GB	Uso agrícola e florestal: formigas, cupins.
Imidacloprid (ou em associação com cyfluthrin, betacyfluthrin, thiodicarb ou triadimenol)	WP	Algodão, cana, citros, feijão, fumo, tomate.
	SC	Algodão, batata, feijão, melão, milho, soja, tomate, trigo, amendoim, arroz, aveia, cevada, abacaxi, alface, alho, berinjela, cebola, citros, couve, couve-flor, crisântemo, fumo, gérbera, melancia, pepino, pimentão, poinsétia, repolho, café, banana, goiaba, mamão, manga, maracujá, uva.
	FS	<u>Tratamento de sementes:</u> algodão, amendoim, arroz, feijão, milho, soja, trigo.
	WG	Batata, fumo, brócolis, melão, abacaxi, abóbora, abobrinha, alface, algodão, alho, almeirão, berinjela, cana, cebola, chicória, citros, couve, couve-flor, crisântemo, eucalipto, feijão, gérbera, jiló, pepino, melancia, pimentão, pinus, poinsétia, repolho, tomate.
	WS	Algodão, arroz, feijão, milho, trigo.

ANEXO 3 – Inseticidas e formulações registradas para uso agrícola no Brasil mais usados pelos agricultores (cont.).

INGREDIENTE ATIVO	FORMULAÇÃO*	CULTURAS
Imidacloprid (ou em associação com cyfluthrin, betacyfluthrin, thiodicarb ou triadimenol)	GR	Café, fumo.
	SL	Citros.
	AL	Café, citros, mamão, pêssego.
Metamidofós	SL	Feijão, soja, algodão, amendoim, batata, tomate.
Metomil	SL	Algodão, soja, tomate, trigo, batata, couve, repolho, brócolis, milho.
Monocrotofós	PROIBIDO O USO, CONFORME OFÍCIO Nº 008/06/GENAV, 15/03/2006.	
Paratiom metil	EC	Algodão, feijão, milho, soja, trigo, batata.
	CS	Algodão, batata, feijão, milho, soja.
Permetrina	SC	Soja, trigo.
	EC	Algodão, arroz, soja, tomate, milho, café, trigo, couve, couve-flor, fumo, repolho.
	EW	Arroz, couve, soja, trigo.
Forato (Phorate)	GR	Algodão, batata, café, feijão, milho, amendoim, tomate, trigo.
Piriproxifen	EC	Citros, tomate, feijão, melancia, melão, pepino, pimentão, algodão, berinjela, café, gérbera, repolho, roseira, soja, uva.
Teflubenzuron	SC	Soja, tomate, café, algodão, batata, milho, repolho.

*Pó molhável (WP), suspensão concentrada (SC), concentrado emulsionável (EC), pó solúvel (SP), Concentrado solúvel (SL), Granulada (GR), grânulos dispersíveis em água (WG), granulada solúvel (SG), suspensão de encapsulado (CS), pasta (PA), pó seco (DP), pó dispersível para tratamento de sementes (WS), suspensão concentrada para tratamento de sementes (FS), líquido (AL), isca granulada (GB), microemulsão (ME), emulsão óleo em água (EW).

FONTE: Brasil (2011).

ANEXO 4 - DL₅₀ (efeito letal) de inseticidas neonicotinóides e de metabólitos de acetamiprid aplicados por via dérmica no dorso torácico de abelhas melíferas (*Apis mellifera*).

Composto	n ^a	DL ₅₀ ^b (µg/abelha)	95% I.C. ^c	Qui-quadrado (x ²)	Declividade ± Erro padrão
Acetamiprid	465	7,07	4,57-11,2	0,826	1,77 ± 0,105
Imidacloprid	137	0,00179	0,0092-0,0315	0,303	1,70 ± 0,176
Thiacloprid	195	14,6	9,53-25,4	0,480	2,73 ± 0,371
Nitempyram	132	0,138	0,0717-0,259	1,17	1,77 ± 0,105
Clothianidin	174	0,0218	0,0102-0,0465	2,22	2,60 ± 0,259
Dinotefuran	133	0,0750	0,0628-0,0896	0,0704	2,28 ± 0,076
Thiamethoxam	144	0,0299	0,0208-0,0429	0,1619	3,06 ± 0,201
IM-2-1*	57	> 50 (0%)			
IC-O*	50	> 50 (0%)			
IM-O*	50	> 50 (0%)			

a – Número de insetos testados.

b – Os resultados foram corrigidos para a mortalidade controle. A dose é dada em microgramas de ingrediente ativo (0%) – percentagem de mortalidade em 50 µg/abelha.

c – IC - Intervalo de confiança.

* - Metabólitos de acetamiprid: IM-2-1 (N-demetil acetamiprid; IC-O (6-cloro ácido nicotínico); IM-O (6-cloro piridilmetil álcool)

Fonte: Adaptada de Iwasa et al. (2004).

Anexo 5 – DL₅₀ (efeito letal) de inseticidas neonicotinóides e de sua mistura com outros pesticidas (efeito sinérgico) aplicados por via dérmica no dorso torácico de abelhas melíferas (*Apis mellifera*).

Composto sinergista ^a	Nº	DL ₅₀ ^b (µg/abelha)	95% I.C ^c	Qui-quadrado	Declividade ± Erro padrão	SR ^e	95% I.Cc
Acetamiprid sozinho	465	7,07	4,57–11,2	0,826	1,77 ± 0,105	1	
PBO*	202	1,17	0,342–3,79	1,18	1,55 ± 0,181	6,04	4,29–8.51
DEF*	124	2,39	0,278–1,4	5,85	2,96 ± 0,736	2,96	1,83–4.76
DEM*	123	6,94	4,10–13,2	0,278	1,46 ± 0,140	1,02	0,783–1.33
Triflumizole	215	0,0290	0,0080–0,102	3,46	1,91 ± 0,240	244	171–347
Propiconazole	201	0,0675	0,0231–0,197	2,63	2,30 ± 0,242	105	76,7–143
Triadimefon	131 83,8 64,2– 110	0,0844	0,0431–0,176	0,693	2,05 ± 0,198	83,8	64,2–110
Epoxiconazole	156	0,500	0,156–1,66	4,42	2,74 ± 0,404	14,1	10,0–20.0
Uniconazole-P	156	1,12	0,270–4,96	3,66	2,05 ± 0,349	6,31	4,22–9.45
Imidacloprid Sozinho	137	0,0179	0,0092–0,0315	0,303	1,70 ± 0,176	1	
PBO	152	0,0105	0,0061–0,0172	0,0889	1,66 ± 0,112	1,70	1,29–2.26
Triflumizole	125	0,0097	0,0052–0,0168	0,694	2,76 ± 0,284	1,85	1,67–3.09
Propiconazole	145	0,0118	0,0038–0,0303	1,01	2,12 ± 0,272	1,52	1,04–2.24
Thiacloprid Sozinho	158	14,6	9,53–25,4	0,480	2,73 ± 0,371	1	
PBO	193	0,0948	0,0406–0,211	0,424	1,64 ± 0,134	154	115–207
Triflumizole	160	0,0128	0,0031–0,0415	1,66	2,32 ± 0,363	114 1	752–1740
Propiconazole	159	0,0261	0,0083–0,0690	1,05	2,27 ± 0,298	559	388–811

a – Em todos os tratamentos, 10 µg de sinergista foi aplicado no dorso torácico de cada abelha operária 1 h antes da aplicação do inseticida.

b – Número de insetos testados.

c – Os resultados foram corrigidos para a mortalidade controle. A dose é dada em microgramas de ingrediente ativo.

d – IC - Intervalo de confiança.

e – SR – taxa de sinergismo (DL50 do inseticida sozinho/DL50 do sinergista + inseticida)

* PBO – butóxido de piperonila; DEF - S,S,S-tributilfosforotritioato; DEM – dietimaleato

Fonte: Adaptada de Iwasa et al. (2004).

ANEXO 6 – Efeito tóxico residual sobre abelhas melíferas (*Apis mellifera* L.) de fungicidas e herbicidas de amplo uso mundial e seus registros para culturas no Brasil.

INGREDIENTE ATIVO	FORMULAÇÃO	RT ₂₅ , RT ₄₀	CULTURAS	RECOMENDAÇÕES
Herbicidas		< 4 - > 8 h		
MSMA	SL		Cana, algodão, café, citrus.	Não aplicar no pleno florescimento da cultura ou ervas.
< 2 h				
2,4 D amina (ou + picloram)	SL, EC, WG		Arroz, café, milho, cana, pastagem, aveia, centeio, soja, trigo, cevada, sorgo.	Aplicar em adiantado crepúsculo, noite ou cedo da manhã, no pleno florescimento das culturas ou ervas.
2,4 D Sal dimetilamina (ou + picloram)	SL		Milho, café, cana, soja, trigo, arroz, pastagem.	
Fluazifop p-butil (ou + fomesafen)	SL, EW, ME		Soja, café, algodão, citros, tomate, fumo, feijão, batata, alface, cebola, cenoura, roseira, crisântemo, pinus, eucalipto.	
Simazina (ou + atrazina)	SC, WG		Milho, cana, abacaxi, sisal, citros, café, seringueira, banana, cacau, maçã, pinus, sorgo, uva.	
NA				
Atrazina (ou + alachlor ou simazina)	SC, WG, WP		Milho, cana, sorgo, abacaxi, sisal, pinus, seringueira.	Aplicar a qualquer tempo, com razoável segurança.
Diquat	SL		Café, citros, soja, batata, arroz, feijão, cebola, beterraba, pêssego.	
Oxyfluorfen	EC		Café, citros, cana, cebola, pinos, soja, eucalipto, algodão, arroz.	
Diuron	SC, WG, WP		Cana, algodão, abacaxi, alfafa, café, banana, citros, uva, cacau, milho, seringueira, soja, trigo.	

ANEXO 6 – Efeito tóxico residual sobre abelhas melíferas (*Apis mellifera* L.) de fungicidas e herbicidas de amplo uso mundial e seus registros para culturas no Brasil (cont.).

INGREDIENTE ATIVO	FORMULAÇÃO	RT ₂₅ , RT ₄₀	CULTURAS	RECOMENDAÇÕES
Herbicidas		NA		
Alachlor	EC, SC		Soja, milho, algodão, amendoim, café, cana, girassol.	Aplicar a qualquer tempo, com razoável segurança.
Paraquat	SL		Soja, café, banana, citros, uva, feijão, arroz, batata, algodão, cana, milho, trigo.	
Glifosate (e sais)	SL, SC, WG		Soja, milho, café, pastagem, trigo, cana, citros, maçã, seringueira, coco, pera, ameixa, pêssego, nectarina, arroz, banana, pinos, eucalipto, algodão, fumo, cacau, feijão, mamão, uva, azevém, aveia preta.	
Metribuzin	SC		Soja, tomate, batata, trigo, aspargo, café, cana, mandioca.	
Picloram (ou + 2,4 D)	SL, ME, EC		Pastagem, arroz, trigo, cana.	
Trifluralin	EC		Soja, algodão, arroz, amendoim, alho, mamona, citros, feijão, milho, cana, seringueira, eucalipto, feijão-vagem, girassol, couve, berinjela, cenoura, quiabo, couve-flor, pinus, cebola, pimentão, repolho, tomate, gladiolo, roseira.	
Fungicidas		NA		
Thiram	DP (Trat. sementes)		Amendoim.	Aplicar a qualquer tempo, com razoável segurança.
	SC (Trat. sementes)		Feijão, soja.	
	SC (Aplíc. foliares)		Algodão, arroz, milho, trigo, ervilha, aveia, cevada	
	DP		Amendoim.	
	WP		Algodão, amendoim, arroz, aveia, cevada, ervilha, feijão, milho, soja.	
Triadimenol (ou + dissulfoton tebuconazole ou imidacloprid)	GR		Café.	
	EC		Abóbora, álamo, alho, banana, café, cana, cevada, trigo, uva.	
	SC		Algodão, aveia, cevada, trigo, café.	
	WP		Trigo, café.	

ANEXO 6 – Efeito tóxico residual sobre abelhas melíferas (*Apis mellifera* L.) de fungicidas e herbicidas de amplo uso mundial e seus registros para culturas no Brasil (cont.).

INGREDIENTE ATIVO	FORMULAÇÃO	RT ₂₅ , RT ₄₀	CULTURAS	RECOMENDAÇÕES	
Triadimenol (ou + dissulfoton tebuconazole ou imidacloprid)	WP		Algodão, milho, soja		
	WP (Aplic. foliares)		Batata, maçã, melão, cebola, citros, cravo, gladiolo, melancia, pepino, pêra, pêssego, roseira, tomate, uva, abacaxi, algodão, alho, milho, trigo.		
Captan	SC (Trat. sementes)		Milho, sorgo.		
	SC (Aplic. foliares)		Algodão, batata, cebola, feijão, maçã milho, soja, tomate, uva.		
	DP (Trat. sementes)		Alfafa, algodão, amendoim, feijão, milho, soja, sorgo, trigo.		
	WG		Citros, melão.		
Dodine	SC		Maçã, pêssego.		
Mancozeb	WP		Batata, tomate, uva, cebola, abacate abóbora, alho, amendoim, banana, berinjela, beterraba, brócolis, café, cenoura, citros, couve, couve-flor, feijão, feijão-vagem, trigo, maçã.		
Fungicidas		NA			
Mancozeb (ou + cimoxanil, dimetomorph, oxicloreto de cobre tiofanato metílico, benalaxil ou famoxadona).	WP		manga, melancia, melão, pepino, pêra, pêssego, pimentão, repolho, tomate, uva, arroz, cravo, crisântemo, ervilha, fumo, gladiolo, mamão, roseira, trigo.		Aplicar a qualquer tempo, com razoável segurança.
	SC		Batata, a tomate, arroz, banana, citros, feijão, maçã, roseira, trigo, uva.		
	WG		Batata, tomate, café, cebola, cenoura, citros, feijão, maçã, uva, manga, mamão, arroz, banana.		
Vinclozolin	WP		Feijão.		
Iprodione (ou + pirimetanil)	SC		Cevada, trigo, batata, cebola, uva, cenoura, morango, roseira, tomate, alface, café, cevada, crisântemo, feijão, pêssego, pimentão.		
Iprodione (ou + pirimetanil)	WP		Alface, alho, batata, café, cebola, cenoura, crisântemo, fumo, maçã, melão, pêssego, pimentão, tomate, trigo, uva.		
Carboxin (ou + thiram)	SC (Trat. sementes)		Soja, algodão, arroz, milho, trigo, feijão, aveia, cevada, ervilha.		
	WP (Trat. sementes)		Algodão, amendoim, arroz, aveia, cevada, ervilha, feijão, milho, soja, trigo.		

*ingrediente ativo (i.a), Pó molhável (WP), suspensão concentrada (SC), concentrado emulsionável (EC), grânulos dispersíveis em água (WG), GR (granulado), pó seco (DP).

FONTE: Adaptado de Johassen & Mayer (1990) e Riedl et al. (2006); Brasil (2011).

REFERÊNCIAS

- AAJOUND, A.; RAVETON, M.; AOUADI, H.; TISSUT, M.; RAVANEL, P. Uptake and xylem transport of fipronil in sun flowers. **Journal of Agricultural of Food Chemistry**, v. 54, p. 5055–5060, 2006.
- ADDISON, J. Persistence and nontarget effects of *Bacillus thuringiensis* in soil: a review. **Canadian Journal of Forest Research**, v. 23, p. 2329-2342, 1993.
- ALIOUANE, Y.; HASSANI, A. K. EL; GARY, V.; ARMENGAUD, C.; LAMBIN, M.; GAUTHIER, M. Subchronic exposure of honeybees to sublethal doses of pesticides: effects on behavior. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 28, n. 1, p. 113–122, 2009.
- ALTIERI, M.A.; MASERA, O. Desenvolvimento rural sustentável na América Latina: construindo de baixo para cima. In: ALMEIDA, A.; NAVARRO, Z. (Org.). 2a Edição. **Reconstruindo a agricultura: idéias e ideais na perspectiva do desenvolvimento rural sustentável**. Porto Alegre: UFRGS, 1998. p. 72-105.
- ALVES, J.E. **Toxicidade do nim (*Azadirachta indica* A. Juss.: Meliaceae) para *Apis mellifera* e sua importância apícola na caatinga e mata litorânea cearense**. 2010. Tese de Doutorado. Fortaleza, Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Doutorado Integrado UFC-UFPE-UFRRPE. Universidade Federal do Ceará. 129p.
- ANDERSON, D. L. Pest and pathogens of the honeybee (*Apis mellifera* L.) in Fiji. **Journal of Apicultural Research**, v. 29, n. 1, p. 53-59, 1990.
- ANDOW, D.; ZWAHLEN, C. Assessing environmental risks of transgenic plants. **Ecology Letters**, v. 9, p. 196-214, 2006.
- ANTUNES-KENYON, S.E.; KENNEDY, G. **Thiamethoxam a new active ingredient review**. Massachusetts Pesticide Bureau, Department of Food and Agriculture. 2001. 37p.
- ATKINS, E. L.; KELLUM, D.; ATKINS, K. W. **Reducing pesticides hazardous to honeybees - Mortality prediction techniques and integrated management strategies**. Berkeley: University of California, 1981. 20p.
- ATTENCIA, V. M, RUVOLO-TAKASUSUKI, M. C. C., TOLEDO, V. A. A. Esterase activity in *Apis mellifera* after exposure to organophosphate insecticides (Hymenoptera: Apidae). **Sociobiology**, v. 45, p. 587-595, 2005.
- BALESTIERI, J.B.P. **Toxicidade de inseticidas e efeitos respiratórios em duas espécies de meliponíneos *Tetragonisca angustula angustula* (Latreille, 1807) e *Nannotrigona testaceicornis testaceicornis* (Lepeletier, 1836) (Hymenoptera: Apidae)**. 1989. Dissertação de Mestrado. Rio Claro, Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, 116p.

BAPTISTA, A. P. M.; CARVALHO, G. A. de; CARVALHO, S. M.; CARVALHO, C. F.; BUENO FILHO, J. S. S. Toxicidade de produtos fitossanitários utilizados em citros para *Apis mellifera*. **Ciência Rural**, v. 39, n. 4, p.955-961, 2009.

BARBARA, G. S.; ZUBE, C.; RYBAK, J.; GAUTHIER, M.; GRÜNEWALD B. Acetylcholine, GABA and glutamate induce ionic currents in cultured antennal lobe neurons of the honeybee, *Apis mellifera*. **Journal of Comparative Physiology**, v. 191, p. 823–836, 2005.

BATISTA, G. C.; AMARAL, E.; PASSARELLA NETO, A. Toxicidade de alguns inseticidas e acaricidas para operárias de *Apis mellifera ligustica* L. e *A. m. adansonii* (Hymenoptera, Apidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 4, n. 1, p. 73-77, 1975.

BARKER, R. J.; TABER, S. Effects of diflubenzuron fed to caged honey bees. **Environmental Entomology**, v. 6, p. 167-168, 1977.

BASTOS, J. A. M. **Principais pragas das culturas e seus controles**. São Paulo: Nobel, 1981. 223p.

BEEKMAN, M.; RATNIEKS, F. Long-range foraging by the honey bee, *Apis mellifera* L. **Functional Ecology**, v. 14, p. 490-496, 2000.

BELZUNCES, L. P. **Rapport d'étude 2000–2001 au Ministère de l'Agriculture et de la Pêche**, VIème Programme Communautaire pour l'Apiculture, Projet 2106. 2001.

BELZUNCES, L.P.; VANDAME, R.; XINGFA G.U. Joint effects of pyrethrinoid insecticides and azole fungicides on honeybee thermoregulation. In: BELZUNCES, L.P; PELISSIER, C.; LEWIS, G.B. (Eds.). **Hazards of pesticides to bees**, p. 297-298. France:INRA. 2001.

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.

BICKER, G.; SCHÄFER, S.; KINGAN, T. Mushroom body feedback interneurons in the honeybee show GABA-like immunoreactivity. **Brain Research**, v. 360. p. 394–397, 1985.

BOLLHALDER, F. Trichogramma for wax moth control. *American Bee Journal*, v. 139, n. 9, p. 711-712, 1999.

BONMATIN, J. M.; MOINEAU, I.; COLIN, M. E.; FLECHÉ, C.; BENGSCHE, E. R. Insecticide imidacloprid: availability in soils and plants, toxicity and risk for honeybees. *EPRW 2000*. **Pesticides in Food and Drink**. p. 134. 2000.

BONMATIN, J. M.; MOINEAU, I.; CHARVET, R.; COLIN, M. E.; FLECHÉ, C.; BENGSCHE, E. R. Behaviour of Imidacloprid in Fields. Toxicity for Honey Bees. In: LICHTFOUSE E.; SCHWARZBAUER, J.;

ROBERT, D. (Eds.). **Environmental Chemistry**. Green chemistry and pollutants in ecosystems, p. 483-494. Berlin: Springer. 1995.

BORTOLOTTI, L.; MONTANARI, R.; MARCELINO, J.; MEDRZYCHI, P.; MAINI, S.; PORRINI, C. Effects of sub-lethal imidacloprid doses on the homing rate and foraging activity of the honey bees. **Bulletin of Insectology**, v. 56, p. 63-67, 2003.

BRAGA, I.A.; VALLE, D. *Aedes aegypti*: inseticidas, mecanismos de ação e resistência. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, Brasília, v.16, n.4, p. 279-293, 2007.

BRASIL, Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 2011. **Agrótoxicos**. In: Serviços/Agrotóxicos/Sistema Agrofit. Disponível em <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em 23 de março de 2011.

BRATTSTEN, L. B.; BERGER, D. A.; DUNGAN, L. B. *In vitro* inhibition of midgut microsomal P450s from *Spodoptera eridania* caterpillars by demethylation inhibitor fungicides and plant growth regulators. **Pesticide Biochemistry Physiology**, v. 49, p. 234-243, 1994.

BRIGHENTI, D. M.; CARVALHO, C. F.; CARVALHO, G. A.; BRIGHENTI, C. R. G. Eficiência do *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki (berliner, 1915) no controle da traça da cera *Galleria mellonella* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera: Pyralidae). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 29, n. 1, p. 60-68, 2005.

BRIGHENTI, D. M.; CARVALHO, C. F.; CARVALHO, G. A.; BRIGHENTI, C. R. G.; CARVALHO, S. M. Bioatividade do *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki (Berliner, 1915) para adultos de *Apis mellifera* Linnaeus, 1758 (Hymenoptera: Apidae). **Ciência e Agrotecnologia**, v. 31, n. 2, p. 279-289, 2007.

BROMENSHENK, J.J.; GUDATIS, J.L.; CARLSON, S.R.; THOMAS, J.M.; SIMMONS, M.A. Population-dynamics of honey-bee nucleus colonies exposed to industrial pollutants. **Apidologie**, v. 22, p. 359-369, 1991.

BUCHMANN, S.L.; NABHAN, G.P.; MIROCHA, P. **The Forgotten Pollinators**. Covelho, CA and Washington, D.C.: Island Press, 1996. 292p.

BURGES, H. D. Control of wax moths: physical, chemical and biological methods. **Bee World**, v. 59, n. 4, p. 129-138, 1978.

BURGES, H. D.; BAILEY, L. Control of the greater and lesser wax moths (*Galleria mellonella* and *Achroia grisella*) with *Bacillus thuringiensis*. **Journal of Invertebrate Pathology**, Riverside, v. 11, n. 2, p. 184-195, 1968.

CAMILLO, E. Utilização de espécies de *Xylocopa* (Hymenoptera:Anthophoridae) na polinização do maracujá amarelo. In: ENCONTRO SOBRE ABELHAS, 2, 1996, Ribeirão Preto, SP. **Anais...** Ribeirão Preto: Universidade de São Paulo, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, 1996a. p. 141-146.

CAMILLO, E. Polinização do maracujá amarelo. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE APICULTURA, 11, 1996, Teresina. **Anais...** Teresina: Confederação Brasileira de Apicultura, 1996b. p. 317-321.

CANO LOZANO, V.; ARMENGAUD, C.; GAUTHIER, M. Memory impairment induced by cholinergic antagonists injected into the mushroom bodies of the honeybee. **Journal of Comparative Physiology A**, v. 187, p. 249-254, 2001.

CANO LOZANO, V.; BONNARD, E.; GAUTHIER, M.; RICHARD, D. Mecamylamine-induced impairment of acquisition and retrieval of olfactory conditioning in the honeybee. *Behavioural Brain Research*, v.81, p. 215-222, 1996.

CAPALDI, E.; SMITH, A.; OSBORNE, J.; FAHRBACH, S.; FARRIS, S.; REYNOLDS, D.; EDWARDS, A.; MARTIN, A.; ROBINSON, G.; POPPY, G.; RILEY, J. Ontogeny of orientation flight in the honeybee revealed by harmonic radar. **Nature**, v. 403, p. 537-540, 2000.

CARVALHO, S .M.; CARVALHO, G. A. ; CARVALHO, C. F.; BUENO FILHO, J. S. S.; BATISTA, A. P .M. Toxicidade de acaricidas/inseticidas empregados na citricultura para a abelha africanizada *Apis mellifera* L., 1758 (Hymenoptera: Apidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, n. 4, p.597-606, 2009.

CHABOUSSOU, F. **Plantas doentes pelo uso de agrotóxicos: a teoria da trofobiose**; Francis Chaboussou; tradução de Maria José Guazzelli. Porto Alegre: L & P, 1987. 256p.

CHACOFF, N.; AIZEN, M.A. Edge effects on flower-visiting insects in grapefruit plantations bordering premontane subtropical forest. **Journal of Applied Ecology**, v. 43, p. 18-27, 2006.

CHARRIÈRE, J. D.; IMDORF, A. Protection of honey combs from wax moth damage. **American Bee Journal**, v. 139, n. 8, p. 627-630, 1999.

CILGI, T.; JEPSON, P. C. The risk posed by deltamethrin drift to hedgerow butterflies. **Environmental Pollution**, v.87, p.1-9, 1995.

COLIN, M. E. **Influence des insecticides systémiques sur l'apprentissage spatio-temporel de l'abeille**, Public conférence INRA/UAPV, 22 May 2001, Avignon, France. 2001.

COLIN, M. E.; BELZUNCES, L. P. Evidence of synergy between Prochloraz and Deltamethrin in *Apis mellifera* L.: a convenient biological approach. **Pesticide Science**, v.36, p.115-119, 1992.

COLIN, M. E.; BONMATIN, J. M. Effets de très faibles concentrations d'imidaclopride et dérivés sur le butinage des abeilles en conditions semi-contrôlées. In: **Rapport au Ministère de l'Agriculture et de la Pêche**. 2000.

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, n. 3, p. 387-395, 2004.

COLLET, C; BELZUNCES, L. Excitable properties of adult skeletal muscle fibers from the honeybee *Apis mellifera*. **Journal of Experimental Biology**, v. 210, p. 454-464, 2007.

COSTANZA, R.; D'ARGE, R.; DE GROOT, R.; FARBER, S; GRASSO, M.; HANNON, B.; LIMBURG, K.; NAEEM, S.; O'NEIL, R.V.; PARUELO, J.; RASLIN, R.G.; SUTTON, P.; VAN DEN BELT, M. 1997. The value of the world's ecosystem services and natural capital. **Nature**, v. 387, p. 253-260, 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.

CRANE, E.; WALKER, P. **The impact of pest management on bees and pollination**. London: International Bee Research Association, 1983. 129p.

DACHER, M.; LAGARRIGUE, A.; GAUTHIER, M. Antennal tactile learning in the honeybee: effect of nicotinic antagonists on memory dynamics. **Neuroscience**, v.130, p. 37-50, 2005.

DAILY, G.C. **Nature's services: societal dependence on natural ecosystems**. Washington, D.C.: Island Press, 1997. 412p.

DANKA, R. G.; RINDERER, T. E.; HELLMICH, R. L.; COLLINS, A. M. Comparative toxicities of four topically applied insecticides to africanized and European honey bees (Hymenoptera: Apidae). **Journal of Economic Entomology**, v.79, p.18-21, 1986.

DANKA, R. G.; LOPER, G. M.; VILLA, J. D.; WILLIAMS, J. L.; SUGDEN, E. A.; COLLINS, A. M.; RINDERER, T. E. Abating feral africanized honey bees (*Apis mellifera* L.) to enhance mating control of European queens. **Apidologie**, v.25, p.520-529, 1994.

DAVIS, A.R.; SOLOMON, K.R.; SHUEL, R.W. Laboratory studies of honeybee larval growth and development as affected by systemic insecticides at adult sublethal levels. **Journal of Apicultural Research.**, v. 27, p. 146-161, 1988.

DECOURTYE, A; DEVILLERS, J; GENECQUE, E; LE MENACH, K; BUDZINSKI, H; CLUZEAU, S; PHAM-DÉLÈGUE, M. H. Comparative sublethal toxicity of nine pesticides on olfactory learning performances of the honeybee *Apis mellifera*. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, v. 48, p. 242-250, 2005.

DECOURTYE, A.; LE METAYER, M.; POTTIAU, H.; TISSUER, 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. (Eds.). **Hazards of pesticides to bees**, p. 113-117. France:INRA. 1999.

DÉGLISE, P.; GRÜNEWALD, B.; GAUTHIER, M. The insecticide imidacloprid is a partial agonist of the nicotinic receptor of honeybee Kenyon cells. **Neuroscience Letters**, v.321, p. 13-16, 2002.

DELAPLANE, K. S.; MAYER, D. F. **Crop pollination by bees**. Oxon: CABI Publishing, 2005. 344p.

DEL SARTO, M. C. L. **Toxicidade de inseticidas para as abelhas *Melipona quadrifasciata* e *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae)**. 2009. Tese de Doutorado. Viçosa, Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 64p.

DeMARCO JR., 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.

DEVILLERS, J. Acute toxicity of pesticides to honey bees. In: DEVILLERS, J.; PHAM-DELEGUE, M.H. (Ed.). **Honey bees: estimating the environmental impact of chemicals**. London: Taylor & Francis, 2002. p.56-66.

DE MAAGD, R.A.; BRAVO, A.; CRICKMORE, N. How *Bacillus thuringiensis* has evolved specific toxins to colonize the insect world, **Trends in Genetics**, v. 17, p. 193–199, 2001.

DENG, G.; WADDINGTON, K.D. Methoprene does not affect food preferences and foraging performance in honey bee workers. **Journal of Insect Behavior**, v. 10, p. 229-235, 1997.

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.

DHADIALLA, T. S.; CARLSON, G. R.; LE, D. P. New insecticides with ecdysteroidal and juvenile hormone activity. **Annual Review of Entomology**, v.43, p.545-569, 1998.

DIAMANTINO, I.M.; SOUZA, T.F.; MALASPINA, O. Toxicidade do óleo e da torta de nim (*Azadirachta indica*) para operárias de abelhas *Apis mellifera*. **Mensagem Doce**, n. 108, p. 18-22, 2010.

DIAS, B.S.F.; RAW, A.; IMPERATRIZ-FONSECA, V.L. **International Pollinators Initiative: The São Paulo Declaration on Pollinators**. Technical Report. Workshop on the Conservation and Sustainable Use of Pollinators in Agriculture with Emphasis on Bees. Ministry of Environment (MMA), University of Sao Paulo (USP) and Brazilian Corporation for Agricultural Research (Embrapa), Brasília, DF. 79p. 1999.

DIAS, L. F. Controle biológico da traça da cera. **Informativo Zum Zum**, v. 35, n. 301, p. 7, 2001.

DOMINGUEZ-M., V. M.; LEYVA-V., J. L.; MORENO, D.S.; TRUJILLO-A., F.J.; ALLATORE-R., R.; BECERRIL-R., A.E. Toxicidad sobre *Apis mellifera* de cebos empleados en el combate de moscas de la fruta. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, v.69, p.66-72, 2003.

DUTTON, A.; KLEIN, H.; ROMEIS, J.; BIGLER, F. Uptake of Bt-toxin by herbivores feeding on transgenic maize and consequences for the predator *Chrysoperla carnea*. **Ecological Entomology**, v. 27, p. 441-448, 2002.

ECPA (European Crop Protection Association). 2008. **Pesticides and honey bees – both essential to agriculture**. In: MISC/08/CG/17834. <[http://www.bayercropscience.com/BSCWeb/CropProtection.nsf/id/EN_Bee_safety_and_Colony_Collapse_Disorder/\\$file/ECPA-Pesticides and Honey Bees %E2%80%93 both Essential to Agriculture.pdf](http://www.bayercropscience.com/BSCWeb/CropProtection.nsf/id/EN_Bee_safety_and_Colony_Collapse_Disorder/$file/ECPA-Pesticides%20and%20Honey%20Bees%20both%20Essential%20to%20Agriculture.pdf)>. (Acesso em 27/01/ 2009).

EL HASSANI, A. K; DACHER, M; GAUTHIER, M; ARMENGAUD, C. Effects of sublethal doses of fipronil on the behavior of the honeybee (*Apis mellifera*). **Pharmacology Biochemistry Behaviour**, v. 82, p.30–39, 2005.

EL HASSANI, A.K.; GIURFA, M.; GAUTHIER, M.; ARMENGAUD, C. Inhibitory neurotransmission and olfactory memory in honeybees. **Neurobiology of Learning and Memory**, v. 90, p. 589-595, 2005.

EL HASSANI, A. K; DACHER, M; GARY, V; LAMBIN, M; GAUTHIER, M; ARMENGAUD, C. Effects of sublethal doses of acetamiprid and thiamethoxam on the behavior of the honeybee (*Apis mellifera*). **Archive of Environmental Contaminant Toxicology**, v. 54, p. 653–661, 2008.

EPPO. Guideline on test methods for evaluating the side-effects of plant protection products on honeybees. **Bulletin OEPP/EPPO Bulletin**, v. 22, p. 203-216, 1992.

EPPO. Decision making scheme for the environmental risk assessment of plant protection products. Chapter 10 – Honeybees. **Bulletin OEPP/EPPO Bulletin**, v. 23, p. 151-165, 1993.

EPA (Draft 1996). **Honey bee acute contact toxicity**. Ecological Effects Test Guidelines OPPTS 850.3020, USEPA. 1996.

EWEN, S.; PUSZTAI, A. Effect of diets containing genetically modified potatoes expressing Galanthus nivalis lectin on rat small intestine. **The Lancet**, v. 354, p. 1353-1354, 1999.

FAO (Food and Agriculture Organization). Conservation and management of pollinators for sustainable agriculture – the international response. In: FREITAS, B.M.; PEREIRA, J.O.P. (Eds.) **Solitary bees: conservation, rearing and management for pollination**. Fortaleza: Imprensa Universitária UFC, 2004. p. 19-25. 285p.

FACT SHEET: **Pollination diversity**. Albany, 14 mar. 2004. Capturado em 14 mar. 2004. Online. Disponível na Internet: <http://www.albany.edu/natweb/dispoll.html>.

FEARING, P.; BROWN, D.; VLACHOS, D.; MEGHJI, M.; PRIVALLE, L. Quantitative analysis of CryIA(b) expression in Bt maize plants, tissues, and silage and stability of expression over successive generations. **Molecular Breeding**, v. 3, p. 169-176, 1997.

FERREIRA, R. A. C. **Análise morfológica e histoquímica do corpo gorduroso e dos túbulos de Malpighi de operárias adultas de *Scaptotrigona postica* (Latreille, 1807) (Hymenoptera, Apidae) tratadas com fipronil e ácido bórico**. 2010. Dissertação de Mestrado. Rio Claro, Ciências Biológicas, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho.

FINAMORE, A.; ROSELLI, M.; BRITTI, S.; MONASTRA, G.; AMBRA, R.; TURRINI, A.; MENGHERI, E. Intestinal and peripheral immune response to MON810 maize ingestion in weaning and old mice. **Journal of Agricultural Food and Chemistry**, v. 56, p. 11533-11539, 2008.

FLETCHER, M.; BARNETT, L. Bee poisoning incidents in the United Kingdom. **Bulletin of Insectology**, v. 56, p. 141-145, 2003.

FREE, J.B. **Insect pollination of crops**. London: Academic Press, 1993. 684 p.

FREITAS, B.M. **Potencial da caatinga para a produção de pólen e néctar para a exploração apícola**. 1991. 140 f. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Universidade Federal do Ceará.

FREITAS, B.M. Beekeeping and cashew in north-eastern Brazil: the balance of honey and nut production. **Bee World**, Cardiff, v. 75, n. 4, p. 160-168, 1994.

FREITAS, B.M. **The pollination efficiency of foraging bees on apple (*Malus domestica* Borkh) and cashew (*Anacardium occidentale* L.)**. 1995a. 197f. Tese (PhD em Abelhas e Polinização). - Programa de Pós-Graduação, University of Wales, U.K.

FREITAS, B.M. Does *Borreria verticillata* compete with cashew (*Anacardium occidentale*) for honeybee pollination. In: INTERNATIONAL BEEKEEPING CONGRESS OF APIMONDIA, 34, 1995, Lausanne - Suíça. **Proceedings...** Bucareste: Apimondia Publishing House, 1995b. p. 260 - 264.

FREITAS, B.M. O uso de programas racionais de polinização em áreas agrícolas. **Mensagem Doce**, São Paulo, n. 46, p.16 - 20, 1998.

FREITAS, B.M.; OLIVEIRA-FILHO, J.H. Ninhos racionais para mamangava (*Xylocopa frontalis*) na polinização do maracujá-amarelo (*Passiflora edulis*). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n.6, p.1135-1139. 2003.

FREITAS, B.M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V.L. Economic value of Brazilian cash crops and estimates of their pollination constrains. In: Food and Agriculture Organization (FAO) report 02, Agreement. **Economic value of pollination and pollinators**. São Paulo: Food and Agriculture Organization (FAO)- Fundação da Universidade de São Paulo (FUSP), 2004. pp. 1-4. 64p.

FREITAS, B.M.; PEREIRA, J.O.P. Crop consortium to improve pollination: can West Indian Cherry (*Malpighia emarginata*) attract *Centris* bees to pollinate Cashew (*Anacardium occidentale*)?. In: FREITAS, B.M.; PEREIRA, J.O.P. (Eds.) **Solitary bees: conservation, rearing and management for pollination**. Fortaleza: Imprensa Universitária UFC, 2004. p. 193-201. 285p.

FREITAS, B.M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V.I. A importância econômica da polinização. **Mensagem Doce**, São Paulo, n.80, p. 44-46, 2005.

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.; ALVES, J.E.; BRANDÃO, G.F.; ARAÚJO, Z.B. 1999. Pollination requirements of West Indian cherry (*Malpighia emarginata*) and its putative pollinators, *Centris* bees, in NE Brazil. **Journal of Agricultural Science**, v. 133, p. 303-311, 1999.

FREITAS, B.M.; IMPERATRIZ-FONSECA, V.L.; MEDINA, L.M.; KLEINERT, A.M.P.; GALLETTO, L.; NATES-PARRA, G.; QUEZADA-EUÁN, J.J.G. 2009. Diversity, threats and conservation of native bees in the Neotropics. **Apidologie**, v.40, p. 332-346, 2009.

FUNASA (Fundação Nacional de Saúde). **Dengue - instruções para pessoal de combate ao vetor**: manual de normas técnicas. 3ed. rev. Brasília: Ministério da Saúde, 2001. 84p.

GAUTHIER, M; DACHER, M; THANY, S. H; NIGGEBRUGGE, C; DEGLISE, P; KLJUCEVIC, P; ARMENGAUD, C; GRÜNEWALD, B. Involvement of alpha-bungarotoxin-sensitive nicotinic receptors in long-term memory formation in the honeybee (*Apis mellifera*). **Neurobiology Learn Memory**, v. 86, p. 164–174, 2006.

GRANT, W.F. Chromosome aberrations assays in *Allium*. **Mutation Research**, v. 99, p. 273-291, 1982.

GRAVENA, S. Manejo integrado de pragas em Citros no Brasil: uma visão atual. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL DO CITROS – MIP, 1994, Bebedouro, SP. **Anais...** Campinas: Fundação Cargill, 1994. p.41-56.

GUEZ, D.; ZHANG, S.W.; SRINIVASAN, M.V. Methyl parathion modifies foraging behavior in honeybees (*Apis mellifera*). **Ecotoxicology**, v.14, p.431-437, 2005.

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.

HAJJAR, N. P.; CASIDA, J. E. Insecticidal benzoylphenyl urea: structure activity relationships as chitin synthesis inhibitors. **Science**, v.200, p1499-1500, 1978.

HALM, M. P; RORTAIS, A; ARNOLD, G; TASÉI, J. N; RAULT, S. New risk assessment approach for

systemic insecticides: The case of the honey bees and imidacloprid (Gaucho). **Environmental Science Technology**, v. 40, p. 2448–2454, 2006.

HANLEY, A.; HUANG, Z.; PETT, W. Effects of dietary transgenic Bt corn pollen on larvae of *Apis mellifera* and *Galleria mellonella*. **Journal of Apicultural Research**, v. 42, p. 77-81, 2003.

HARDSTONE, M.C.; SCOTT, J.G. Is *Apis mellifera* more sensitive to insecticides than other insects? **Pest Management Science**, v.66, p. 1171-1180, 2010.

HARWOOD, J.; WALLIN, W.; OBRZYCKI, J. Uptake of Bt endotoxins by nontarget herbivores and higher order arthropod predators: molecular evidence from a transgenic corn agroecosystem. **Molecular Ecology**, v. 14, p. 2815-2823, 2005.

HASHIMOTO, J.H.; RUVOLO-TAKASUSUKI, M.C.C.;TOLEDO, V.A.A. Evaluation of the use of the inhibition esterases activity on *Apis mellifera* as bioindicators of insecticida Thiamethoxam pesticida residues. **Sociobiology**. v.42, n.3, p. 693-699, 2003.

HAYNES, K.F. Sublethal effects of neurotoxic insecticides on insect behavior. **Annual Reviews of Entomology**, v. 33, p. 149-168, 1988.

HILBECK, A.; BAUMGARTNER, M.; FRIED, P.; BIGLER, F. Effects of transgenic *Bacillus thuringiensis* corn-fed prey on mortality and development time of immature *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). **Environmental Entomology**, v. 27, p. 480-487, 1998.

HUANG, Z.; HANLEY, A.; PETT, W.; LANGENBERGER, M.; DUAN, J. Field and semifield evaluation of impacts of transgenic canola pollen on survival and development of worker bees. **Journal of Economic Entomology**, v. 97, p. 1517-1523, 2004.

HUNT, G.; EDWARDS, C.R.; FOSTER, R.E. **Protecting honey bees from pesticides**. Beekeeping: Purdue University Cooperative Extension Service, 2003. 8p.

HUNTER, R. C. Organotin compounds and their use for insect and mite control. **Environmental Health Perspectives**, v.14, p.47-50, 1976.

IWASA, T; MOTOYAMA, N; AMBROSE, J, T; ROE, M. R. Mechanism for the differential toxicity of neonicotinoid insecticides in the honeybee, *Apis mellifera*. **Crop Protection**, v.23, p. 371–378, 2004.

JANSSEN, D; DERST, C; BUCKINX, R; VAN DEN EYNDEN, J; RIGO, J. M; VANKERKHOVE, E. Dorsal unpaired median neurons of *Locusta migratoria* express ivermectin- and fipronil-sensitive glutamate- gated chloride channels. **Journal of Neurophysiology**, v. 97, p.2642–2650, 2007.

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. Pesticides and pollinators. **Annual Review of Entomology**, v.22, p.177-192, 1977.

JOHANSEN, C.A.; MAYER, D.F. **Pollinator protection: a bee & pesticide handbook**. Cheshire: Wicwas Press, 1990. 212 p.

KAATZ, H.-H. **Effects of Bt maize pollen on the honeybee**. Jena University, Institute of Nutrition and Environment. 2005.

KERR, W.E.; CARVALHO, G.A.; NASCIMENTO, V.A. **Abelha uruçu: biologia, manejo e conservação**. Belo Horizonte: Littera Maciel, 1996. 144p.

KENMORE, P.; KRELL, R. **Global perspectives on pollination in agriculture and agroecosystem management**. In: INTERNATIONAL WORKSHOP ON THE CONSERVATION AND SUSTAINABLE USE OF POLLINATORS IN AGRICULTURE, WITH EMPHASIS ON BEES. October 7-9, São Paulo, Brazil. 1998.

KEVAN, P.G. 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.; IMPERATRIZ-FONSECA, V.L. **Pollinating bees: the conservation link between agriculture and nature**. Brasília: Ministry of Environment, Brazil, 2002. 313p.

KIDD, H.; JAMES, D.R. **The Agrochemicals Handbook**. Third Edition. Surrey: Royal Society of Chemistry Information Systems, 1994. 313p.

KREMEN, C. Pollination services and community composition: does it depend on diversity, abundance, biomass or species traits? In: FREITAS, B. M.; PEREIRA, J. O. P. (Eds.) **Solitary bees: conservation, rearing and management for pollination**. Fortaleza: Imprensa Universitária UFC, 2004. p. 115-124. 285p.

KREMEN, C.; WILLIAMS, N.M.; THORP, R.W. Crop pollination from native bees at risk from agricultural intensification. **Proceedings of the National Academy of Science of the U.S.A.**, v. 99, p. 16812-16816, 2002.

LAMBIN, M; ARMENGAUD, C; RAYMOND, S; GAUTHIER, M. Imidacloprid-induced facilitation of the proboscis extension reflex habituation in the honeybee. **Archives of Insect Biochemistry Physiology**, v. 4, p. 129-134, 2001.

LARSEN, T.H.; WILLIAMS, N.W.; KREMEN, C. Extinction order and altered community structure rapidly disrupt ecosystem functioning. **Ecology Letters**, v.8, p. 538-547, 2005.

LATSCH, G. Collapsing Colonies: Are GM Crops Killing Bees? **International – SPIEGEL ONLINE** - News. 2007. <http://www.spiegel.de/international/world/0,1518,473166,00.html> (Acesso em 09/02/2011).

LIU, M.-Y.; LATLI, B.; CASIDA, J.E. Imidacloprid binding site in *Musca* nicotin acetylcholine receptor: interactions with physostigmine and a variety of nicotin agonists with chloropyridyl and chlorothiazolyl substituents. **Pesticide Biochemistry Physiology**, v. 52, p. 170-181, 1995.

LOUVEAUX, J.; ALBISETTI, J. Observations préliminaires sur la récolte du pollen par les abeilles dans "les grandes landes" de la forêt Landaise. **Annales Abeille**, v. 6, p. 229-234, 1963.

MACIEIRA, O. J. D.; HEBLING-BERALDO, M. J. A. Laboratory toxicity of insecticides to workers of *Trigona spinipes* (F., 1793) (Hymenoptera: Apidae). **Journal of Apicultural Research**, v. 28, n. 1, p. 3-6, 1989.

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.

MALASPINA, O.; STORT, A. C. DDT tolerance of africanized bees, italian bees (*Apis mellifera linguistica*) and their F1 hybrids (Hymenoptera: Apidae). **Journal of the Kansas Entomological Society**, v. 56, n. 1, p. 74-79, 1983.

MALASPINA, O.; SILVA-ZACARIN, E.C.M. Cell markers for ecotoxicological studies in target organs of bees. **Brazilian Journal of Morphological Sciences**, v. 23, p. 303-309, 2006.

MALASPINA, O.; SOUZA, T.F. Reflexos das aplicações de agrotóxicos nos campos de cultivo para a apicultura brasileira. In: **Anais do XXVII Congresso Brasileiro de Apicultura e III de Meliponicultura**. Belo Horizonte, MG, Brasil. CD-Rom. 2008.

MALASPINA, O.; SOUZA, T.F.; ZACARIN, E.C.M.S.; CRUZ, A.S.; JESUS, D. Efeitos provocados por agrotóxicos em abelhas no Brasil. Pp. 41-48. In: **Anais do VIII Encontro sobre Abelhas**. Ribeirão Preto, SP, Brasil. 763p. 2008.

MALATESTA, M.; BORALDI, F.; ANNOVI, G.; BALDELLI, B.; BATTISTELLI, S.; BIGGIOGERA, M.; QUAGLINO, D. A long-term study on female mice fed on a genetically modified soybean: effects on liver ageing. **Histochemistry Cell Biology**, v. 130, p. 967-977, 2008.

MALONE, L.; PHAM-DÈLÈGUE, M. Effects of transgene products on honey bees (*Apis mellifera*) and bumblebees (*Bombus* sp.). **Apidologie**, v. 32, p. 287-304, 2001.

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.

MANWELL, C.; BAKER, C.M.A. Genetic variation of isocitrate, malate and 6-phosphogluconate

dehydrogenase in snails of the genus *Cepaea* introgressive hybridization, polymorphism and pollution? **Comparative Biochemistry and Physiology**. v. 26, p. 195-209, 1968.

MARRÃO, R. **Estudo polínico da flora melífera da vizinhança de um pomar de *Pyrus communis***. Relatório de Estágio, Instituto Superior de Agronomia, Lisboa. 1998.

MARRUS, S. B; PORTMAN, S. L; ALLEN, M. J; MOFFAT, K. G; DIANTONNIO, A. Differential localization of glutamate receptor subunits at the *Drosophila* neuromuscular junction. **Journal of Neuroscience**, v. 24, p.1406–1415, 2004.

MATSUDA, K; BUCKINGHAM, S. D; KLEIER, D; RAUHH J. J; GRAUSO, M; SATTELLE, D. B. Neonicotinoid insecticides acting on insect nicotinic acetylcholine receptors. **Trends of Pharmacology Science**, v. 22, p. 573–580, 2001.

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, n. 1, p. 51-57, 2003.

MAYER, D.F.; LUNDEN, J.D. Field and laboratory tests of the effects of fipronil on adult female bees of *Apis mellifera*, *Megachile rotundata* and *Nomia melanderi*. **Journal of Apicultural Research**, v. 38, p. 191-197, 1999.

MELATHOPOULOS, A.; NELSON, D.; CLARK, K. High velocity electron-beam radiation of pollen and comb for the control of *Paenibacillus larvae* subspecies larvae and *Ascosphaera apis*. **American Bee Journal**, v. 144, p. 714-720, 2004.

MELATHOPOULOS, A.P.; WINSTON, M.L.; WHITTINGTON, R.; HIGO, H.; LeDOUX, M. Field evaluation of neem and canola oil for the selective control of the honey bee mite parasites *Varroa jacobsoni* and *Acarapsis woodi*. **Journal of Economic Entomology**, v. 93, p. 559-567, 2000a.

MELATHOPOULOS, A.P.; WINSTON, M.L.; WHITTINGTON, R.; SMITH, T.; LINDBERG, C.; MUKAY, A.; MOORE, M. Comparative laboratory toxicity of neem pesticides to honey bees, their parasites *Varroa jacobsoni* and *Acarapsis woodi*, and brood pathogens *paenibacillus larvae* and *Ascosphaera apis*. **Journal of Economic Entomology**, v. 93, p. 199-209, 2000b.

MENDONÇA, P. C. **Caracterização e seqüenciamento dos plasmídeos pMC1 e pMC2 de *Bacillus thuringiensis* var. *thuringiensis* isolado T01 328**. 2002. 53 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Genética e Melhoramento de Plantas) – Universidade do Estado de São Paulo, Jaboticabal, 2002.

MOMMAERTS, V.; STERK, G.; SMAGGHE, G. Bumblebees can be used in combination with juvenile hormone analogues and ecdysone agonists. **Ecotoxicology**, v.15, p.513-521, 2006a.

MOMMAERTS, V.; STERK, G.; SMAGGHE, G. Hazards and uptake of chitin synthesis inhibitors

- in bumblebees *Bombus terrestris*. **Pest Management Science**, v.62, p.752-758, 2006b.
- MONSANTO. **Notificação B/PT/09/01 para Ensaio de Plantas Superiores Geneticamente Modificadas, nos termos do Decreto-Lei n.º 72/2003** - Portugal. 2009.
- MORAES, S.S.; BAUTISTA, A.R.L.; VIANA, B.F. Avaliação da toxicidade aguda (DL_{50} e CL_{50}) de inseticidas para *Scaptotrigona tubiba* (Smith) (Hymenoptera: Apidae): via de contato. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 29, n. 1, p. 31-37, 2000.
- NABHAN, G.P.; BUCHMANN, S. **World Resources 2002-2001- The fraying web of life** (UNDP, UNEP, WB,WRI), 1997. p. 136-138.
- NAKAGAWA, Y.; MATSUMURA, F. Diflubenzuron affects gamma-thioGTP stimulated Ca^{2+} transport in vitro in intracellular vesicles from the integument of the newly molted American cockroach, *Periplaneta americana* L. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.24, p.1009-1015, 1994.
- NARAHASHI, T; ZHAO, X; IKEDA, T; NAGAT, K; YEH, J. Z. Differential actions of insecticides on target sites: Basis for selective toxicity. **Human Experimental Toxicology**, v. 26, p. 361–366, 2007.
- 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 inseticides in their diet. **Journal of Apicultural Research**, v. 25, p. 170-177, 1986.
- NAUEN, R.; EBBINGHAUS-KINTSCHER, U.; SCHMUCK, R. Toxicity and nicotinic acetylcholine receptor interaction of imidacloprid and its metabolites in *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). **Pest Management Science**, v.57, n.7, p.577-586, 2001.
- NAUEN, R.; EBBINGHAUS-KINTSCHER, U; SALGADO, V.; KAUSSMAN, M. Thiamethoxam is a neonicotinoid precursor converted to clothianidin in insects and plants. **Pesticide Biochemistry Physiology**, v. 76, p.55–69, 2003.
- NAUEN, R.; HUNGENBERG H.; TOLLO, B.; TIETIEN, K.; ELBERT, A. Antifeedant effect, biological efficacy and high affinity binding of imidacloprid to acetylcholine receptors in *Myzus persicae* and *Myzus nicotianae*. **Pest Management Science**, v. 53, p.133–140, 1998.
- NAUMANN, K.; CURRIE, R.W.; ISMAN, M.B. Evaluation of the repellent effects of a neem insecticide on foraging honey bees and other pollinators. **Canadian Entomology**, v. 126, p. 225-230, 1994.
- NAVON, A. Control of lepidopteran pests with *Bacillus thuringiensis*, pp. 125-146. In: ENTWISTLE, P.F.; CORY, J.S.; BAILEY, M.J.; HIGGS, S. **Bacillus thuringiensis, an environmental biopesticide: theory and practice**. New York: John Wiley and Sons, 1993.
- NIGG, H.N.; RUSS, R.V.; MAHON, W.D.; STAMPER, J.H.; KNAPP, J.L. Contamination of sucrose

solution with aldicarb sulfoxide inhibits foraging by honeybees (Hymenoptera:Apidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 84, p. 810-813, 1991.

NRCC. **Pesticide-pollinator interactions**. Publication N°. 18471. Ottawa: NRCC/CNRC, 1981. 190 p.

OBRIST, L.; DUTTON, A.; ROMEIS, J.; BIGLER, F. Biological activity of Cry1Ab toxin expressed by Bt maize following ingestion by herbivorous arthropods and exposure of the predator *Chrysoperla carnea*. **BioControl**, v. 51, p. 31-48, 2006.

OECD. Guidelines for testing of chemicals Number 213 **Honeybees, Acute Oral Toxicity Test**. OECD, Environmental Health Safety Division, Paris. 1998a.

OECD. Guidelines for testing of chemicals Number 214 **Honeybees, Acute Oral Toxicity Test**. OECD, Environmental Health Safety Division, Paris. 1998b.

OLDROYD, B. What's killing American honey bees? **PLoS Biology**, v. 5, p. e-168, 2007.

OLIVEIRA, R. S.; KOSKINEN, W. C.; WERDIN, N. R.; YEN, P. Y. Sorption of imidacloprid and its metabolites on tropical soils. **Journal of Environmental Science Health**, v. B, n. 35, p. 39-49, 2000.

O'MALLEY, M. Regulatory evaluation of the skin effects of pesticides. In: KRIEGER, R. I.; ATALA, A.; LANZA, R. P. (Ed.). 2nd.Ed. **Handbook of pesticide toxicology**. New York: Academic Press, 2001. p.299-333.

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.

OUTLAW, T.E. **How to protect honeybees from pesticides**. Clemson: Clemson University. Department of Pesticides Regulation, 2007. 4p.

PALMER, M.; BERNHARDT, E.; CHORNESKY, E.; COLLINS, S.; DOBSON, A.; DUKE, C.; GOLD, B.; JACOBSON, R.; KINGSLAND, S.; KRANZ, R.; MAPPIN, M.; MARTINEZ, M.L.; MICHELI, F.; MORSE, J.; PACE, M.; PASCUAL, M.; PALUMBI, S.; REICHMAN, O.J.; SIMONS, A.; TOWNSEND, A.; TURNER, M. Ecology for a crowded planet. **Science**, v. 304, p. 1251-1252, 2004.

PEDROSA, J.F. **Cultura do Melão**. Mossoró: ESAM, 1997. 50 p.

PEREIRA, K. **As abelhas mortas pelo veneno**. In: meliponariodosertao.blogspot.com. Disponível em <<http://www.meliponariodosertao.com/2011/03/as-abelhas-mortas-pelo-veneno.html>>. Acesso em março de 2011.

PEREIRA, R.M.; ALVES, S. B.; REIS, P. R. Segurança no emprego de entomopatógenos. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163 p.

PILLING, E. D.; JEPSON, P. C. Synergism between EBI fungicides and a pyrethroid insecticide in the honeybee (*Apis mellifera*). **Pest Management Science**, v. 39, p.293–297, 1993.

PINHEIRO, J.N. **Controle econômico do “manhoso”, *Chalcodermus bimaculatus* Fiedler, 1936, na cultura do caupi, *Vigna unguiculata* (L.) Walp.** 1995. 105 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia) – Universidade Federal do Ceará.

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, J.N.; SANTOS, J.H.R.; VIEIRA, F.V.; MELO, F.I.O.M. Nível adequado para controle do “manhoso”, *Chalcodermus bimaculatus* Fiedler, 1936 (Coleoptera:Curculionidae) na cultura do Caupi. **Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v. 35, no Especial, p. 206-213. 2004.

PINTO, M.R.; MIGUEL, W. Intoxicação de *Apis mellifera* por organofosforado na região do Vale do Itajaí – SC. In: **Anais do Conbravet** 2008. <<http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/R1080-2.pdf>>. (Acesso em 26/01/2009). 2008.

POLANCZYK, R.A.; GARCIA, M.O.; ALVES, S.B. Potencial de *Bacillus thuringiensis israelensis* Berliner no controle de *Aedes aegypti*. **Revista de Saúde Pública**, v. 37, n.6, p. 813-816, 2003.

POLY, W.J. Nongenetic variation, genetic-environmental interactions and altered gene expression. II. Disease, parasite and pollution effects. **Comparative Biochemistry Physiology**. v. 117B, p. 61-74, 1997.

PORRINI, C.; SABATINI, A. G.; GIROTTI, S.; GHINI, S.; MEDRZYCKI, P.; GRILLENZONI, F.; BORTOLOTTI, L.; GATTAVECCHIA, E.; CELLI, G. Honey bees and bee products as monitors of the environmental contamination. **Apiacta**, v. 38, p. 63-70, 2003.

PRESCOTT-ALLEN, R.; PRESCOTT-ALLEN, C. How many plants feed the world? **Conservation Biology**, v. 4, p. 365-374, 1990.

RAMIREZ-ROMERO, R.; CHAUFU, J.; PHAM-DÉLÈGUE, M. Effects of Cry1Ab protoxin, deltamethrin and imidacloprid on the foraging activity and the learning performances of the honeybee *Apis mellifera*, a comparative approach. **Apidologie**, v. 36, p. 601-611, 2005.

RAMIREZ-ROMERO, R.; DESNEUX, N.; DECOURTYE, A.; CHAFFIOL, A.; PHAM-DÉLÈGUE, M. Does Cry 1Ab protein affect learning performances of the honey bee *Apis mellifera* L. (Hymenoptera, Apidae)? **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 70, p. 327-333, 2008.

RICKETTS, T.H; REGETZ, J.; STEFFAN-DEWENTER, I.; CUNNINGHAM, S.A; KREMEN, C.; BOGDANSKI, A.; GEMMILL-HERREN, B.; GREENLEAF, S.S; KLEIN, A.M; MAYFIELD, M.M; MORANDIN, L.A; OCHIENG, A.; VIANA, B.F. Landscape effects on crop pollination services: are there general patterns? **Ecology Letters**, v.11, p. 499-515, 2008.

RIEDL, H.; JOHANSEN, E.; BREWER, L.; BARBOUR, J. **How to reduce bee poisoning from pesticides**. PNW (Pacific Northwest Extension) 591, Corvallis: Oregon State University, 2006. 26p.

RIETH, J. P.; LEVIN, M. D. The pyrethroid insecticide hazard to honey bees. **American Bee Journal**, v.127, p.789, 1987.

RIETH, J.P.; LEVIN, M.D. The repellent effect of two pyrethroid insecticides on the honey bee. **Physiological Entomology**, v. 13, p. 213-218, 1988.

RIETH, J.P.; LEVIN, M.D. Repellency of two phenyl-acetate-ester pyrethroids to the honeybee. **Journal of Apicultural Research**, v. 28, p. 175-179, 1989.

RIGITANO, R.L.O.; CARVALHO, G.A. **Toxicologia e seletividade de inseticidas**. Lavras: UFLA/FAEPE, 2001. 72p.

ROBINSON, G.E. Effects of a juvenile hormone analogue on honey bee foraging behaviour and alarm pheromone production. **Journal of Insect Physiology**, v. 31, p. 277-282, 1985.

ROUBIK, D.W. The value of bees to coffee harvest. **Nature**, v. 417, p. 708, 2002.

RUVOLO-TAKASUSUKI, M. C. C.; LOPES, D. A.; DE TOLEDO, V. A. A.; HASHIMOTO, J. H. Avaliação da utilização de larvas de abelhas Africanizadas (*Apis mellifera*) como bioindicadores da presença de resíduos de Thiamethoxam. 2009. **ClickCiência** <http://www.clickciencia.ufscar.br/portal/edicao17/Artigo.pdf> (acesso em 09/02/2011).

SABUGOSA-MADEIRA, J. B.; ABREU, I. O pólen de milho geneticamente modificado. Possíveis implicações no desequilíbrio ecológico das colméias. **Revista da Real Academia Galega de Ciências**, v. XXVIII, p. 71-85, 2009.

SABUGOSA-MADEIRA, J. B.; ABREU, I.; RIBEIRO, H.; CUNHA, M. Bt transgenic maize pollen and the silent poisoning of the hive. **Journal of Apicultural Research**, v. 46, p. 57-58, 2007.

SACHSE, S; GALIZIA, C. G. Role of inhibition for temporal and spatial odor representation in olfactory output neurons: a calcium imaging study. **Journal of Neurophysiology**, v. 87, p. 1106–1117, 2002.

SANFORD, M. T. **Protecting honey bees from pesticides**. Florida: University of Florida, Cooperative of Extension Service, 2003. 21p.

SANFORD, M.T. Colony Collapse Disorder (CCD): a foundation workshop. **Bee Culture**, v. 135, p. 38-39, 2007.

SANTOS, J.H.R. **Componentes de um modelo para avaliação de danos provocados por pragas de insetos; manejo do caupi**. Mossoró: Centro de Divulgação e Impressão-ESAM, 1993. 27 p.

SANTOS, J.H.R. **Relação inseto-planta; princípios de manejo**. Natal: Imagem Gráfica Editora Ltda. 1998. 220 p.

SANTOS, J.H.R.; BASTOS, J.A.M. **Nível de controle econômico do manhoso, *Chalcodermus bimaculatus* Fiedler**. In: CEARÁ, Universidade Federal. Centro de Ciências Agrárias. Departamento de Fitotecnia. Relatório técnico 1976. Fortaleza: UFC, 1977. p. 59-69.

SEKITA, N.; YAMADA, M. Use of *Osmia cornifrons* for pollination of apples in Aomori Prefecture, Japan. **Japan Agricultural Research Quarterly**, v.26, p.264-270, 1993.

SERALINI, G.; CELLIER, D.; VENDOMOIS, J. New analysis of a rat feeding study with a genetically modified maize reveals signs of hepatorenal toxicity. **Archives of Environmental Contamination Toxicology**, v. 52, p. 596-602, 2007.

SCHENK, P.; IMDORF, A.; FLURI, P. **Effects of neem oil on varroa mites and bees**. Bern: Swiss. Bee Research Centre, 2001. 4 p.

SCHMIDT, J.; BRAUN, C.; WHITEHOUSE, L.; HILBECK, A. Effects of activated Bt transgene products (Cry1Ab, Cry3Bb) on immature stages of the ladybird *Adalia bipunctata* in laboratory ecotoxicity testing. **Archives of Environmental Contamination Toxicology**, 56, 221-228, 2009.

SCHMUCK, R. No causal relationship between Gaucho seed dressing in sunflowers and the French bee syndrome. **Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer**, v. 52, n. 99, p. 257-299, 1999.

SCHMUCK, R.; SCHOUNING, R.; STORK, A.; SCHRAMET, O. Risk posed to honeybees (*Apis mellifera* L., Hymenoptera) by na 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.

SHIRES, S.W.; LE BLANC, J.; MURRAY, A.; FORBES, S.; DEBRAY, P. A field trial to assess the effects of a new pyrethroid insecticide, WL 85871, on foraging honeybee on oilseed rape. **Journal of Apicultural Research**, v. 23, 217-226, 1984.

SMIRLE, M.J. The influence of colony population and brood rearing intensity on the activity of detoxifying enzymes in worker honey bees. **Physiological Entomology**, v. 18, p. 420-424, 1993.

SOLOMON, M.G.; HOOKER, K.J.M. Chemical repellents for reducing pesticide hazard to honeybees in apple orchards. **Journal Apicultural Research**, Cardiff, v. 28, p. 223-227, 1989.

SOUSA, R.M. **Polinização do meloeiro (*Cucumis melo* L.) por abelhas melíferas (*Apis***

***mellifera* L.): requerimentos da cultura e manejo das colônias.** Fortaleza, 2003. 119 f. Tese (Doutorado em Zootecnia) – Universidade Federal do Ceará. Fortaleza.

SPADOTTO, C.A.; GOMES, M.A.F.; LUCHINI, L.C.; ANDREA, M.M. **Monitoramento de risco ambiental de agrotóxicos: princípios e recomendações.** Jaguariúna, SP: Embrapa Meio Ambiente, 2004. 29p.

STENERSEN, J. **Chemical pesticides: Mode of action and toxicology.** CRC Press: Boca Raton, 2004. 296p.

STHUCHI, A. L. P. B. **Toxicidade e expressão gênica em abelhas do gênero *Tetragonisca* após a contaminação com agrotóxicos.** 2009. Tese de Doutorado. Maringá, Zootecnia, Universidade Estadual de Maringá. 101p.

STOCKSTAD, E. The case of the empty hives. **Science**, v. 316, p. 970-972, 2007a.

STOCKSTAD, E. Puzzling decline of U.S. bees linked to virus from Australia. **Science**, v. 317, p. 1304-1305, 2007b.

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.

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.; HARVEY, J. Acephate (Orthene): effects on honey bee queen, brood and worker survival. **American Bee Journal**, v. 125, p. 448-450, 1985.

STOPFER, M.; BHAGAVAN, S.; SMITH, B.; LAURENT, G. Impaired odour discrimination on desynchronization of odour-encoding neural assemblies. **Nature**, v. 990, p.70–74, 1997.

SUBBA REDDI, C.; REDDI, E.U.B. Pollination biology: the past and the present. **Indian Journal of Botany**, v. 7, p. 141-149, 1984a.

SUBBA REDDI, C.; REDDI, E.U.B. Bee-flower interactions and pollination potential. **Proceedings of the Indian Academy of Sciences, Animal Sciences**, v. 93, n. 4, p. 373-390, 1994b.

SUCHAIL, S.; GUEZ, D.; BELZUNCES, L.P. Characteristics of imidacloprid toxicity in two *Apis mellifera* subspecies. **Environmental Toxicology and Chemistry**, v. 19, 1901-1905, 2000.

SUCHAIL, S.; GUEZ, D.; BELZUNCES, L. P. Discrepancy between acute and chronic toxicity induced by imidacloprid and its metabolites in *Apis mellifera*. **Environmental Toxicology Chemistry**, v. 20, p. 2482–2486, 2001.

TAN, J.; GALLIGAN, J. J.; HOLLINGWORTH, R. M. Agonists actions of neonicotinoids on nicotinic acetylcholine receptors expressed by cockroach neurons. **Neurotoxicology**, v. 28, p.829–842, 2007.

TASEI, J. N. Effects of insect growth regulators on honey bees and non-Apis bees. A review. **Apidologie**, v.32, p.527-545, 2001.

TASEI, J. N.; DINET, P. Effets comparés de deux pyréthrinoides de synthèse et de trois insecticides organophosphorés sur les mégachiles (*Megachile rotundata* F. = *pacifica* Pz.). **Apidologie**, v.12, p.363-376, 1981.

TASEI, J.N.; LERIN, J.; RIPAULT, G. Sub-letahl 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.

THANY, S.H.; GAUTHIER, M. Nicotine injected into the antennal lobes unduces a rapid modulation of sucrose threshold and improves short-term meory in the honeybee *Apis mellifera*. **Brain Research**, v. 1039, p. 216-219, 2005.

THOMPSON, H.M. Behavioural effects fo pesticides in bees – their potential for use in risk assessment. **Ecotoxicology**, v. 12, 317-330, 2003.

TOMLIN, C. **The pesticide manual – incorporating the agrochemicals handbook**. Surrey: British Crop Protection Council, 1994. 1341p.

U. S Agency for Toxic Substances and Disease Registry. Dept. of Health and Human Services. **Toxicological profile for xilenes**. 1993. (October).
USNLM – U. S. National Library of Medicine. **Hazardous substances databank**. Bethesda, MD. 1995.

VALDOVINOS-NÚÑEZ, G.R.; QUEZADA-EUÁN, J. J. G.; ANCONA-XIU, P.; MOO-VALLE, H.; CARMONA, A.; SÁNCHEZ, E.R. Comparative toxicity of pesticides to stingless bees (Hymenoptera: Apidae: Meliponini). **Journal of Economic Entomology**, v. 102, n. 5, p.1737-1742, 2009.

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.

VANDENBERG, J. Safety of four entomopathogens for caged adult honey bees (Hymenoptera: Apidae). **Journal of Economic Entomology**, n. 83, p. 755-759, 1990.

VANDENBERG, J.; SHIMANUKI, H. Two commercial preparations of the β exotoxin of *Bacillus thuringiensis* influence the mortality of caged adult honey bees, *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). **Environmental Entomology**, v. 15, p. 166-169, 1986.

VANDENBERG, J. D.; SHIMANUKI, H. Viability of *Bacillus thuringiensis* and its efficacy for larvae of the greater wax moth (Lepidoptera: Pyralidae) following storage of treated combs. **Journal of Economic Entomology**, Beltsville, v. 83, n. 3, p. 760-765, 1990.

VOLLMER, S. **Italy bans pesticides linked to bee devastation**. In: BeesAndGarden.com. <<http://beeandgarden.com/?p=68>>. (Acesso em 28/01/2009). 2008.

VERMA, S. K. Studies on the control of greater wax moth, *Galleria mellonella* L. in *Apis cerana* F. colonies with the biological insecticide, Dipel. **Indian Bee Journal**, v. 57, n. 3, p. 121-123, 1995.

WALLER, G.D.; BARKER, R.J.; MARTIN, J.H. Effects of dimethoate on honeybee foraging. **Chemosphere**, v. 7, p. 461-463, 1979.

WANG, C. J.; QIU, L. H.; ZHENG, M. Q.; TAO, C. J.; JIAHG, H.; ZHANG, W. J.; LI, X. F. Safety evaluation of abamectin and its mixtures to honey bees (*Apis mellifera*). **Journal of Agro-Environment Science**, v. 25, p.229-231, 2006.

WHITFIELD, C. W.; BEHURA, S. K.; BERLOCHER, S. H.; CLARK, A. G.; JOHNSTON, S. J.; SHEPPARD, W. S.; SMITH, D. R.; SUAREZ, A. V.; WEAVER, D.; TSUTSUI, N. D. Thrice out of Africa: Ancient and recent expansions of the honey bee, *Apis mellifera*. **Science**, v.314, p. 642-645, 2006.

WIESE, H. **Nova Apicultura**. 6ª ed. Porto Alegre: Agropecuária, 1985. 493p.

WINSTON, M.L. **The biology of the honey bee**. Cambridge: Harvard University Press, 1987. 281p.

WISLOCKI, P. G.; GROSSO, L. S.; DYBAS, R. A. Environmental aspect of abamectin use in crop protection. In: CAMPBELL, W. (Ed.). **Ivermectin and abamectin**, New York: Springer-Verlag, 1989. p.182-200.

YAMAMOTO, P.T.; ROBERTO, S.R.; PRIA JR., W.D. Inseticidas sistêmicos aplicados via tronco para controle de *Oncometopia facialis*, *Phyllocnistis citrella* e *Toxoptera citricida* em citros. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v.57, n.3, p. 415-420, 2000.

YAMAMOTO, I.; TOMIZAWA, M.; SAITO, T.; MIYAMOTO, T.; WALCOTT, E. C.; SUMIKAWA, K. Structural factors contributing to insecticidal and selective actions of neonicotinoids. **Archives of Insect Biochemical Physiology**, v. 37, p. 24-32, 1998.

LISTA DE ESPÉCIES

Abeja-real - *Melipona beecheii* Bennet.
Abelha africana - *Apis mellifera scutellata* Lepeletier.
Abelha canudo, tubuna - *Scaptotrigona tubiba* Smith.
Abelha coletora de óleo - *Centris tarsata* Smith.
Abelha cortadora da folha da alfafa - *Megachile rotundata* Fabricius.
Abelha euglossine - *Eulaema nigrita* Lepeletier.
Abelha europeia - *Apis mellifera ligustica* L.
Abelha melífera, abelha africanizada - *Apis mellifera* L.
Abelha melífera asiática - *Apis cerana* Fabricius.
Acerola - *Malpighia emarginata* DC.
Ala-blanca - *Trigona nigra* Cresson.
Alfafa - *Medicago sativa* L.
Algodão - *Gossypium* spp. (*G. hirsutum* L.)
Arapuá, irapuá – *Trigona spinipes* Fabricius.

Bacillus thuringiensis (*B. t. kurstaki*, *B. t. israelensis*) Berliner.
Besouro pequeno das colmeias - *Aethina tumida* Murray.

Café - *Coffea* spp. (*C. arábica* L., *C. canephora* Pierre ex A. Froehner, *C. robusta* L. Linden)
Caju - *Anacardium occidentale* L..
Cana-de-açúcar - *Saccharum officinarum* L..
Cevada - *Hordeum vulgare* L..
Citros - *Citrus* spp.
Colza, canola – *Brassica napus* L..
Cria pútridas americana - *Paenibacillus larvae* White.
Cria pútrida europeia - *Melissococcus pluton* Bailey & Collins.

Dente-de-leão - *Taraxacum officinale* F.H. Wigg.

Feijão - *Phaseolus vulgaris* L.
Feijão caupi - *Vigna unguiculata* (L.) Walp.

Girassol - *Helianthus annuus* L..
Goiaba - *Psidium guajava* L.

Iraí - *Nannotrigona testaceicornis* Lepeletier.

Jandaíra - *Melipona subnitida* Ducke.
Jataí - *Tetragonisca angustula* Latreille.
Jataí do sul - *Tetragonisca fiebrigi* Schwarz.
Joaninha de dois pontos - *Adalia bipunctata* L..

Lagarta do milho - *Ostrinia nubilalis* Hübner

Macieira - *Malus domestica* Borkh.

Mamangavas do chão - *Bombus terrestris* L.,

Mandaçaia - *Melipona quadrifasciata* Lepeletier,

Mandaguari - *Scaptotrigona postica* Latreille.

Manga - *Mangifera indica* L.

Maracujá - *Passiflora edulis* Sims

Melancia, Ridlav Schneider - *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai.

Melão - *Cucumis melo* L..

Milho - *Zea mays* L..

Mosquito da dengue – *Aedes aegypti* L..

Nim, nim indiano - *Azadirachta indica* A. Juss..

Nomia - *Nomia melanderi* Cockerell.

Nosema, nosebose - *Nosema* spp (*Nosema apis* Zander).

Pessegueiro - *Prunus persica* (L.) Batsch

Pimentão - *Capsicum annuum* L..

Serenita - *Nannotrigona perilampoides* Cresson.

Soja - *Glycine max* (L.) Merr.

Traça grande da cera - *Galleria mellonella* L..

Traça pequena da cera - *Achroia grisella* Fabricius.

Tomate - *Lycopersicon esculentum* Mill.

Trigo – *Triticum aestivum* L.

Urucum - *Bixa orellana* L.

Vassourinha de botão - *Spermacoce verticillata* L..



Sirfideo em pétala.

Agradecimentos

Os autores agradecem a Dr. Marcelo de Oliveira Milfont, Dr. Rômulo Augusto Guedes Rizzardo, Dr. Isac Gabriel Abrahão Bomfim, Dr. Afonso Odério Nogueira Lima, Dr. José Everton Alves, Dra. Eva Monica Sarmento da Silva, Michelle de Oliveira Guimarães, Mikail Olinda de Oliveira, Patrícia Barreto de Andrade, Francisco Wander Soares Araújo e Thiago Mahlmann pela permissão de uso de algumas das fotos que ilustram essa obra.

Ao Antonio Diego de Melo Bezerra pelo auxílio na formatação dos anexos e pesquisa de alguns dados e ao Dr. Luiz Wilson Lima-Verde pelo auxílio com a nomenclatura botânica.

Breno M. Freitas agradece ao CNPq (Conselho de Desenvolvimento Científico e Tecnológico) pela Bolsa de Produtividade em Pesquisa (Proc. 305062/2007-7) cujos trabalhos com a polinização agrícola despertaram para a necessidade da elaboração deste livro, e cujos resultados da pesquisa demonstraram a sua importância no cenário agrícola brasileiro.

Finalmente, agradecemos a todos aqueles que, de uma forma ou de outra, contribuíram para que pudéssemos concluir este livro.

Fotos da capa:

Foto 1 – Agricultor aplicando defensivo agrícola em plantio de melancia (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai) em Limoeiro do Norte, Ceará. Autor: Isac Gabriel Abrahão Bomfim.

Foto 2 – Polinização do girassol. Autor: Breno M. Freitas



Ministério do
Meio Ambiente

GOVERNO FEDERAL
BRASIL
PAÍS RICO É PAÍS SEM POBREZA