

FEROMÔNIOS DE INSETOS: TECNOLOGIA E DESAFIOS PARA UMA AGRICULTURA COMPETITIVA NO BRASIL

Paulo H. G. Zarbin* e Mauro A. C. M. Rodrigues

Departamento de Química, Universidade Federal do Paraná, 81531-990 Curitiba – PR, Brasil

Eraldo R. Lima

Departamento de Biologia Animal, Universidade Federal de Viçosa, 36570-000 Viçosa – MG, Brasil

Recebido em 16/1/09; aceito em 17/3/09; publicado na web em 2/4/09

INSECT PHEROMONES: TECHNOLOGY AND CHALLENGES FOR A COMPETITIVE AGRICULTURE IN BRAZIL. Pheromones are chemical compounds used by species to communicate intra and inter specifically. As strategy of integrated pest management (IPM), the use of these compounds allows the monitoring of target insects that results in more reliable interventions and consequently avoiding unnecessary use of pesticides. In certain crops these compounds are used as a control measure, not only monitoring. The Brazilian agriculture has a portfolio of 49 major crops that are attacked by 447 species of insects. Of this total, 103 species have already been the subject of study in the research with pheromones. Currently, in the Brazilian market, 28 pheromone products are indicated for the control of 19 insect pests. However, these products are not used regularly in major crops of the country. This stems from the lack of implementation of IPM of these crops. While the research focused on the main species of agribusiness pests, marketed pheromone products is serving to more marginal crops like apples and peaches at the expense of major crops like soybean and corn.

Keywords: pheromones; Brazilian agriculture; pest control.

INTRODUÇÃO

Os semioquímicos

Os insetos exercem suas relações ecológicas com o ambiente e com os outros organismos de várias maneiras, sendo uma das mais importantes a comunicação por meio de compostos químicos. Estes compostos no indivíduo receptor da mensagem química agem como gatilhos fisiológicos de reações comportamentais específicas. Em uma nomenclatura mais generalista estas substâncias são denominadas de semioquímicos. É através da detecção e emissão destes compostos que os insetos encontram parceiros para o acasalamento, alimento ou presa, escolhem local de oviposição, se defendem contra predadores e organizam suas comunidades, no caso dos insetos sociais.

A origem semântica da palavra semioquímico está relacionada com a palavra grega *semeion*, que significa **signal**, portanto, são designados de semioquímicos (sinais químicos) os compostos utilizados na intermediação de relações entre os seres vivos. Os semioquímicos possuem duas classificações; a primeira está relacionada com a espécie do emissor e do receptor do sinal químico, e a segunda, de acordo com os resultados decorrentes desta comunicação.

Quando os compostos são mediadores de comunicação intraespecífica, ou seja, emissor e receptor do sinal químico são da mesma espécie, este semioquímico é denominado de **feromônio**. No entanto, quando estes compostos intermedeiam comportamentos de indivíduos de espécies diferentes, relação denominada de inter-específica, estas substâncias são classificadas como **aleloquímicos** (Figura 1).¹

Entre os insetos, diferentes tipos de feromônios são reconhecidos através dos comportamentos que estes compostos produzem no receptor da mensagem. Os comportamentos mais comuns mediados por feromônio são: a atração de indivíduos do sexo oposto para acasalamento, denominados de feromônios sexuais; a agregação de indivíduos de ambos os sexos para um local específico para alimen-



Figura 1. Nomenclatura adotada para semioquímicos e critérios biológicos de classificação destes compostos

tação e/ou de acasalamento, através de feromônios de agregação; a demarcação de espaço ou formação de trilhas, comportamento comum em formigas, através de feromônios classificados como de marcação ou trilha. Além destes, insetos sociais utilizam uma variedade de feromônios para organizar as atividades na colônia.²

A subclassificação dos aleloquímicos é um pouco mais complexa, a denominação depende dos resultados produzidos pela interação que foi intermediada pelo composto. São classificados de cairomônios os compostos que beneficiam o indivíduo receptor, de alomônios os que beneficiam o emissor e de sinomônios quando os dois são beneficiados (Figura 2).

Apesar das inúmeras possibilidades de uso dos semioquímicos em estratégias de controle de artrópodes fitófagos das culturas agrícolas, os maiores avanços estão sempre relacionados ao uso de feromônios sexuais. O objetivo desta revisão é proporcionar um panorama atual e uma análise crítica dos avanços e desafios enfrentados pela pesquisa com feromônio de insetos no Brasil, e mostrar como esta ciência pode colaborar com o setor agrícola na sua busca por metodologias mais sustentáveis de controles de insetos.

*e-mail: pzarbin@quimica.ufpr.br

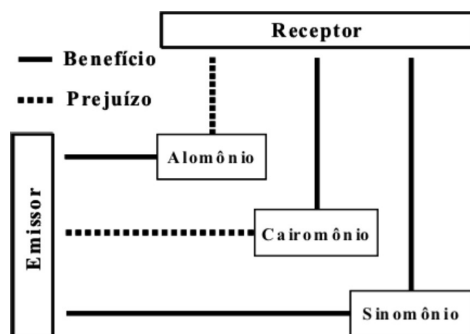


Figura 2. Representação esquemática dos critérios biológicos de classificação dos aleloquímicos

PESQUISAS COM FEROMONIOS DE INSETOS: 50 ANOS DE HISTÓRIA

Em 2009 completará 50 anos da publicação do primeiro artigo de identificação da estrutura química de um feromônio sexual de inseto. Este trabalho pioneiro foi realizado pelo químico alemão Adolf Friedrich Johann Butenandt, premiado com o Nobel de Química de 1939, que encontrou a estrutura química para o feromônio sexual do bicho da seda, a mariposa *Bombyx mori* L. (Lepidoptera, Bombycidae), sendo este trabalho resultado de 20 anos de pesquisa.^{3,4} Apenas 7 anos mais tarde, em 1966, foram publicados os resultados da identificação dos primeiros feromônios sexuais de insetos-praga também presentes na agricultura do Brasil, os atrativos sexuais das mariposas *Trichoplusia ni* (Lepidoptera, Noctuidae) e *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera, Gelechiidae).^{5,6}

Desde então, 111 trabalhos foram publicados na literatura associados a feromônios de insetos-pragas da agricultura brasileira, uma média geral de 2,2 publicações/ano. No período de 2000 a 2008 ocorreu um acréscimo importante na média de publicações anuais, com 3,8 publicações/ano. A década anteriormente mais frutífera tinha sido a de 80, com uma média de 2,7 publicações/ano (Figura 3).

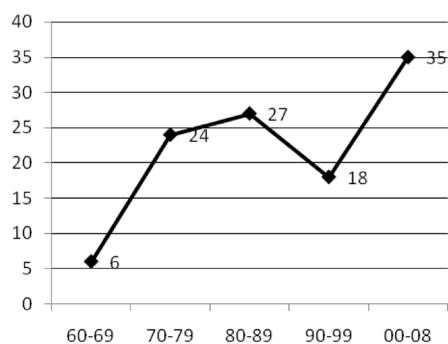


Figura 3. Quantidade de publicações relacionadas a insetos-praga da agricultura no Brasil nas últimas cinco décadas

Nestas 111 publicações foram identificados cerca de 250 diferentes compostos, sendo a maioria, ou 66%, compostos feromonais com atividade de atração sexual, 10,3% são feromônios de agregação e 9,4% feromônios de alarme ou trilha. O maior interesse da pesquisa por feromônios sexuais é decorrente da expectativa de utilização destes compostos em estratégias de controle ou monitoramento destas espécies nas lavouras. Considerando as publicações sobre toda a entomofauna e não somente as que dizem respeito a insetos-praga brasileiros, nas últimas duas décadas, 1988 a 2008, a produção

científica de pesquisadores, somente da América do Sul, é bastante grande. Neste período, foram publicados 234 artigos diretamente associados a este tema. A produção científica aumentou de 1 ou 2 artigos por ano no fim dos anos 80, para cerca de 20 a 25 artigos publicados anualmente por pesquisadores da América do Sul.⁷ No cenário sul-americano, o Brasil possui papel de amplo destaque; os pesquisadores brasileiros são responsáveis por mais de 70% das publicações relacionadas à semioquímicos.

SEMIOQUÍMICOS NO MANEJO DE INSETOS-PRAGA

Inseto-praga: uma criação do homem

Desde que o homem trocou o extrativismo pelo cultivo de plantas com a finalidade de produzir alimentos em maior escala, ele trava com os insetos uma guerra. Uma espécie de inseto torna-se praga agrícola porque sua população cresce sem limites. Este crescimento desenfreado, ou sem fatores limitantes, é basicamente decorrente de quatro componentes: oferta de alimento, alta taxa reprodutiva, hábito alimentar polígrafo e ausência de inimigos naturais.

A palavra-chave para a compreensão desta situação é **diversidade**. Na floresta não há insetos-praga porque existe muita diversidade, principalmente florística, ou seja, muitas espécies de plantas favorecem a manutenção de muitas espécies de insetos. Com uma grande diversidade não é possível o crescimento desenfreado de nenhuma espécie porque o alimento é disperso e existem sempre muitos inimigos naturais.

No ambiente agrícola ou agroecossistema a diversidade é reduzida, o monocultivo em grandes extensões favorece o desaparecimento de muitas espécies de insetos, principalmente os herbívoros monófagos ou especializados, insetos que se alimentam somente de uma fonte de alimento vegetal. Com a diminuição da diversidade de insetos herbívoros também diminui a diversidade de inimigos naturais. Neste momento se estabelece o inseto-praga; geralmente uma espécie polígrafa, que passa a se alimentar da espécie vegetal que está sendo cultivada, que possui uma alta taxa de reprodução e que é favorecida pela quase total ausência de predadores. Neste cenário de grande oferta de alimento e ausência de fatores limitantes, o crescimento populacional deste inseto é quase incontrolável.

Manejo integrado de pragas (MIP)

O controle de insetos-praga passou por várias fases até chegar ao que é considerado o modelo ideal, denominado de manejo integrado de pragas. O MIP é definido como uma ampla abordagem sistemática à proteção de uma determinada cultura agrícola, enfatiza que o acúmulo de informações auxilia para um melhor processo decisório, a fim de reduzir a aquisição de insumos e minimizar as consequências sociais, econômicas e ambientais do processo de controle da praga alvo.⁸

Antes de chegar ao MIP o controle de pragas passou por três fases. Na primeira eram utilizadas caldas e misturas formuladas com tabaco, alho e outras plantas, concomitantemente eram selecionadas apenas variedades com resistência natural ao inseto, mas que geralmente eram de baixa produtividade ou tinham pouca aceitação alimentar pelo homem.

Na segunda fase a agricultura passou a se valer dos produtos químicos formulados, os chamados defensivos ou agroquímicos e, nesta fase, o problema parecia estar definitivamente resolvido. Sem a competição com os insetos, a produção aumentou consideravelmente, ficando esta fase conhecida como revolução verde. No entanto, os ataques de insetos retornaram e o homem passou a conhecer a capacidade dos insetos de resistência, ou seja, os inseticidas provocam a seleção de indivíduos resistentes, que logo passam a se multiplicar

gerando uma nova população, desta feita, resistente ao agroquímico. Outro problema indesejado foi a contaminação do próprio homem e do meio ambiente por estas substâncias.

Na terceira fase denominada de fase da crise ou fase do calendário, o controle das pragas adotava um calendário fixo, eram feitas aplicações “preventivas” sem a presença do inseto na lavoura. Além disso, eram utilizadas doses cada vez maiores e moléculas cada vez mais tóxicas. Este modelo entrou em colapso porque o custo era muito alto e as consequências negativas à saúde eram ainda maiores.

Em resposta a estas experiências negativas surge o MIP, que se baseia na observação, no acúmulo de informações e na racionalização das medidas a serem adotadas. Um determinado cultivo é monitorado para se identificar a presença do inseto-praga, que passou a ser denominado de “inseto-alvo”, e se a população deste inseto está no “nível de dano econômico”. Neste sistema de manejo as intervenções, qualquer que seja a ferramenta de eliminação do inseto-alvo, são pontuais e estritamente necessárias. Geralmente neste tipo de manejo não é utilizada uma única estratégia de defesa do cultivo contra o inseto-praga, mas todas que forem possíveis: variedades resistentes, monitoramento com feromônio, uso de agroquímicos específicos, plantas geneticamente modificadas, uso de predadores ou parasitoides e utilização de micro-organismos causadores de doenças nos insetos, denominados de entomopatógenos.

Possibilidade de uso dos feromônios de insetos no MIP

Monitoramento

Armadilhas com feromônio podem ser utilizadas para detectar tanto a presença quanto a densidade da praga, visando determinar quando a população do inseto-praga atingiu o nível de dano econômico. O seu objetivo é determinar de maneira mais precisa o momento de controle e limitar a utilização desnecessária de inseticida, fazendo com que sejam utilizados somente quando forem estritamente necessários. Armadilhas de feromônio são eficazes em proporcionar um alerta rápido de incidência do inseto.⁸ Elas também são úteis para definir a distribuição do inseto na área e no tempo. Neste tipo de monitoramento a fonte de atração geralmente é um feromônio sexual sintético.

Coleta em massa

O uso mais frequente de feromônio é para monitorar a presença e a densidade da praga no cultivo para que a intervenção seja precisa e com o menor custo econômico e ambiental possíveis. Na coleta em massa o feromônio é usado como atrativo do inseto para um recipiente de contenção visando a eliminação ou diminuição do inseto-praga no cultivo. Neste método são utilizadas altas densidades de armadilhas, com o objetivo de capturar o maior número possível de indivíduos.

Confusão sexual

Assim como a coleta em massa, esta forma de uso do feromônio é um método de controle. O conceito da confusão sexual, confundimento ou ainda interrupção de acasalamento, baseia-se na interferência ou impedimento da transmissão de sinais entre os parceiros sexuais. Isto tem sido obtido com a liberação de uma quantidade maior de feromônio sintético na área em que se deseja o controle, para diminuir ou impedir os insetos de localizar seu respectivo parceiro e, dessa forma, reduzir o acasalamento e, conseqüentemente, sua nova geração.⁹

AGRICULTURA NO BRASIL: O DESAFIO DE PRODUZIR MAIS ALIMENTOS PARA CADA VEZ MAIS PESSOAS

O Brasil possui uma área total de 851 milhões de hectares e, em 2005, a área utilizada para a produção agrícola foi em torno de 70 milhões de hectares (aproximadamente 8% do território nacional). O

ano de 2005 foi utilizado como referência por ser o último ano com informação sobre a área plantada de todas as culturas monitoradas pelo IBGE (Tabela 1).

Aproximadamente 56% (477,7 milhões de hectares) do território nacional é coberto por florestas naturais.¹⁰ Porém, mais da metade são florestas protegidas por lei. Uma extensão maior que a destinada para a agricultura é utilizada na pecuária, e uma outra parte considerável do território nacional apresenta severas restrições para cultivo devido ao relevo e clima, o que significa que o aumento da produção de alimentos via expansão da área agrícola é limitada no Brasil.

A produção agrícola no Brasil é concentrada nas regiões Sul, Sudeste e Centro Oeste. Qualquer expansão considerando estas regiões é bastante problemática em decorrência da falta de área obsoleta, principalmente no Sul e Sudeste, restando apenas o Nordeste e a Amazônia para um possível aumento considerável da área cultivada. No entanto, o Nordeste enfrenta condições edáficas desfavoráveis e a Amazônia está com 93% da sua totalidade inviável para a agricultura devido à criação e sobreposição de unidades de conservação (parques nacionais, áreas de proteção ambiental, territórios indígenas etc).¹¹

A população mundial cresce de maneira vertiginosa, em pouco menos de 30 anos a população mundial aumentou de 4 para 6 bilhões,¹² e o Brasil não foge a esta tendência. Obviamente é necessário um aumento na produção de alimentos, contudo, as restrições para a expansão agrícola territorial no país forçam que este aumento de produção ocorra através do aumento da produtividade, ou seja, produzir mais no mesmo espaço. De acordo com a FAO, Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação, a previsão de aumento de produção dos alimentos da próxima década será norteada principalmente por **inovações tecnológicas nos fatores de produção**, tais como sementes mais produtivas, fertilizantes e produtos fitossanitários mais eficientes.¹²

O uso de semioquímicos, principalmente os feromônios, em ações de controle de insetos-praga aumenta a eficiência destas estratégias e ainda contribui para a preservação do meio ambiente. Portanto, esta tecnologia está na vanguarda do modelo preconizado para a agricultura do futuro.

Agricultura em transição

A agricultura talvez esteja passando pela maior reformulação já experimentada por esta área do conhecimento. Todos os procedimentos estão sendo repensados, e no foco desta reformulação está o controle de pragas e doenças agrícolas. Em 1962, a ecologista norte americana Rachel Carson com seu livro *Primavera Silenciosa*, iniciou o que está sendo chamada de a segunda revolução verde: “Estamos expondo populações inteiras a agentes químicos extremamente tóxicos. Agentes químicos que, em muitos casos, têm efeitos cumulativos. Atualmente, este tipo de exposição começa a acontecer tanto antes como depois do nascimento. Ninguém sabe ainda quais serão os resultados deste experimento, já que não há nenhum paralelo anterior que possa nos guiar”.¹³

Passados 47 anos desta publicação, boa parte das moléculas utilizadas como princípios ativos dos defensivos agrícolas de 1962 já foram proibidas ou abandonadas. A indústria de defensivos investe muito em pesquisa para descobrir moléculas menos agressivas à saúde, mais específicas ao inseto-alvo e menos persistentes no ambiente. No entanto, ainda não foram encontradas moléculas que atendam a estes critérios com mais eficiência do que os feromônios.

Um dos grandes problemas dos defensivos é a falta de especificidade, ou seja, além de eliminar a praga-alvo elimina outros insetos não nocivos, o que provoca uma queda na diversidade já naturalmente baixa dos agroecossistemas, favorecendo a incidência de outras pragas ou o retorno da mesma.

Tabela 1. Área plantada em 2005 das principais culturas brasileiras

Cultura	Área plantada (ha)*	% (área plantada)
Soja	23.426.756	33,901
Milho	12.249.101	17,726
Cana-de-açúcar	5.815.151	8,415
Arroz	3.999.315	5,787
Feijão	3.965.847	5,739
Eucalipto	3.407.205	4,931
Trigo	2.363.390	3,420
Café	2.333.303	3,377
Mandioca	1.929.672	2,792
Pinus	1.834.596	2,655
Algodão	1.271.154	1,840
Citros	918.436	1,329
Sorgo	814.457	1,179
Caju	700.433	1,014
Cacau	675.098	0,977
Banana	496.287	0,718
Fumo	494.318	0,715
Aveia	369.961	0,535
Coco	292.200	0,423
Mamona	242.057	0,350
Cevada	144.511	0,209
Batata	142.623	0,206
Amendoim	136.429	0,197
Seringa	115.595	0,167
Erva mate	98.804	0,143
Dendê	88.721	0,128
Melancia	81.418	0,118
Uva	73.222	0,106
Manga	71.343	0,103
Açaí	68.000	0,098
Abacaxi	61.992	0,090
Tomate	60.639	0,088
Cebola	58.499	0,085
Girassol	48.668	0,070
Batata doce	45.332	0,066
Maracujá	35.856	0,052
Maçã	35.493	0,051
Mamão	33.210	0,048
Pêssego	23.822	0,034
Goiaba	16.399	0,024
Melão	14.108	0,020
Abacate	11.605	0,017
Alho	10.362	0,015
Caqui	8.322	0,012
Morango	8.000	0,012
Centeio	4.683	0,007
Figo	2.924	0,004
Ervilha	2.061	0,003
Pêra	1.763	0,003
	69.103.141	100

*Fontes: IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística¹⁵ e ABRAF - Associação Brasileira de Produtores de Florestas Plantadas¹⁶.

Outra preocupação relacionada a substâncias inseticidas é a persistência no ambiente e nos alimentos produzidos. Alguns defensivos deixam resíduos no solo que são posteriormente arrastados pela chuva para os rios, além de resíduos nos alimentos. Apesar da quantidade ser inofensiva, em caso de ingestão de alimento com resíduo ou água contaminada, existe o efeito cumulativo, ou seja, são substâncias que o organismo humano não elimina e com ingestões frequentes destas substâncias ocorre o acúmulo, podendo causar sérios problemas de saúde. De maneira totalmente oposta, os feromônios não deixam resíduos no ambiente, no alimento produzido e não possuem efeito deletério a outras espécies.

O TAMANHO DO PROBLEMA FITOSSANITÁRIO AGRÍCOLA NO BRASIL

De acordo com a Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil – CNA, o agronegócio brasileiro movimentou 125 bilhões de reais em 2007.¹⁴ As perdas na produção devido ao ataque de insetos são de 14% nos países desenvolvidos e 38% em países em desenvolvimento.¹² Considerando que a média de perda de produção no Brasil seja igual à de países desenvolvidos, isso representaria um prejuízo de aproximadamente 18 bilhões de reais. No entanto, se esta média for a mesma de países em desenvolvimento, então a perda econômica devido ao ataque de pragas seria algo próximo a 48 bilhões de reais anualmente.

Existem aproximadamente 1,5 milhão de espécies conhecidas no planeta, incluindo plantas e animais. Mais de 50% destas espécies são insetos, dos quais menos de 2% são considerados pragas agrícolas. Segundo a *Global Crop Protection Association*, as culturas alimentares competem com 30.000 espécies de plantas daninhas e 10.000 espécies de insetos fitófagos.¹² As ordens com maior quantidade de espécies-praga no Brasil são, respectivamente: Hemiptera, com 31,1% do total de espécies, Lepidoptera, com 25,5% e Coleoptera com 23,4% (Tabela 2).

Tabela 2. Estatística dos táxons dos insetos-praga brasileiros

Ordem	Famílias	Espécies	Espécies estudadas
Coleoptera	24	112	23
Diptera	6	18	5
Hemiptera	25	149	21
Hymenoptera	3	7	5
Exotica	2	11	2
Lepidoptera	28	122	44
Orthoptera	3	10	1
Thysanoptera	1	17	1
	92	446	102

As 49 principais culturas brasileiras são atacadas por 447 espécies diferentes de insetos, com uma média de aproximadamente 9 insetos-praga para cada cultura. Para a elaboração da listagem de espécies e das culturas que estes atacam, foram utilizadas informações do banco de dados AGROFIT - Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. No entanto, é admitido um erro de $\pm 10\%$ devido à sinonímia, uma mesma espécie com nomes diferentes, e a limitação intrínseca da fonte de pesquisa.

No Brasil, as 8 principais culturas representam mais de 80% da área plantada total e são soja, milho, cana-de-açúcar, arroz, feijão, eucalipto, trigo e café. Entre as culturas com maior número de insetos-praga se destacam: citros (laranja + limão + tangerina), soja, arroz (sequeiro + irrigado), milho e feijão (Figura 4).

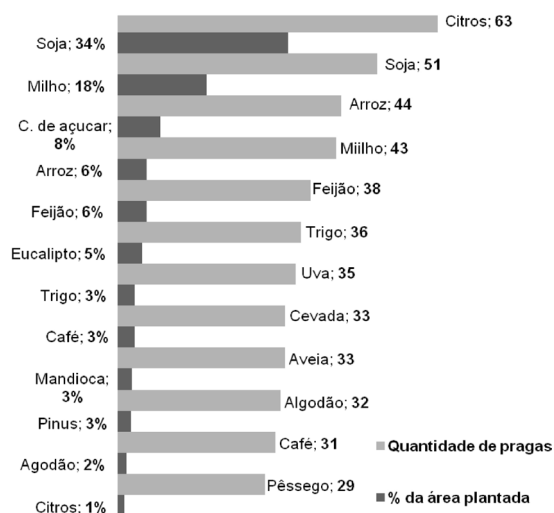


Figura 4. Culturas com maior área plantada e com maior quantidade de insetos-praga

Dentre todas as espécies de insetos-praga, algumas se destacam em função do impacto negativo que causam ao agronegócio (ataque às culturas com maior área plantada) e da quantidade diferenciada de culturas que atacam. De acordo com estes critérios, 7 das 10 principais pragas são Lepidopteras (mariposas), das quais 4 são da família Noctuidae e 3 da família Pyralidae. A principal praga da agricultura brasileira pode, então, ser considerada a mariposa *Spodoptera frugiperda*, em função de atacar 14 diferentes culturas que, somadas, representam 97% de toda a área plantada no país (Figura 5).

A PESQUISA E O MERCADO DE SEMIOQUÍMICOS DE INSETOS-PRAGA

As pesquisas com semioquímicos realizadas em todo o mundo já contemplaram estudos com 103 dos 447 insetos-praga do agronegócio brasileiro, o que representa 23% do total de espécies (Tabela 3). Entre as 10 espécies mais importantes, *Spodoptera frugiperda*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Spodoptera eridania*, *Mocis latipes*, *Agrotis ipsilon*, *Corcyra cephalonica*, *Plodia interpunctella*, *Procornitermes triacifer*, *Diabrotica speciosa*, *Acromyrmex landolti* (Figura 5), 90% já tiveram algum semioquímico identificado, sendo o cupim *Procornitermes triacifer* a única espécie ainda não estudada.

Na ANVISA, Agência Nacional de Vigilância Sanitária, estão registrados 338 produtos para controle de insetos-praga na agricultura, sendo 298 inseticidas, 12 inseticidas biológicos e 28 feromônios. Estes 28 feromônios são empregados no controle de 19 espécies (Tabela 4), sendo que 4 espécies identificadas (21%) são consideradas prioritárias ou importantes em função da área e da diversidade de culturas que atacam. Entretanto, as 15 espécies restantes (79%) podem ser classificadas no contexto como pragas secundárias, em função de atuarem em culturas de baixa abrangência territorial e/ou por serem especialistas em um pequeno número de culturas.

Análise do impacto dos semioquímicos em algumas das principais culturas do agronegócio brasileiro

Os produtos comerciais feromoniais disponíveis no mercado atendem 28 das 49 culturas do país. Aparentemente esta é uma proporção bastante significativa que, em princípio, demonstraria que os produtos disponíveis no mercado estariam atendendo às principais culturas do agronegócio brasileiro. Porém, infelizmente, a realidade é bem diferente quando analisamos a situação das 4 principais culturas do país.

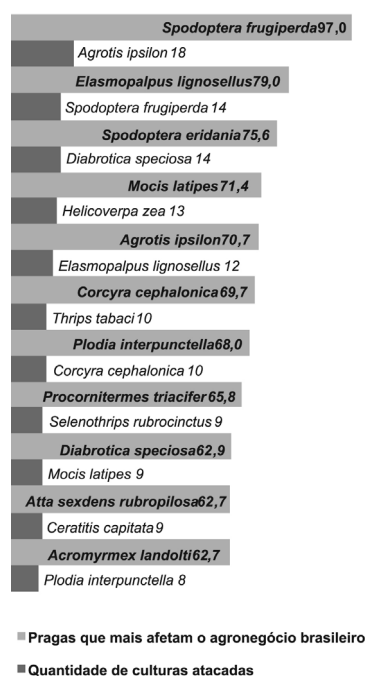


Figura 5. Principais espécies-pragas da agricultura brasileira

Cultura da soja

As principais pragas da cultura da soja são: *Anticarsia gemmatalis*, *Euschistus heros*, *Piezodorus guildinii*, *Nezara viridula*, *Sternuchus subsignatus*, *Phyllophaga cuyabana* e *Scaptocoris castanea*. Destas, somente a última não tem estudo sobre identificação de semioquímico. Embora algumas destas espécies possuam o feromônio identificado, já há bastante tempo, não existe nenhum produto comercial para controle destas espécies.

Cultura do milho

As principais pragas da cultura do milho são: *Agrotis ipsilon*, *Astylus variegatus*, *Cornitermes snyderi*, *Dalbulus maidis*, *Deois flavopicta*, *Diabrotica speciosa*, *Dichelops furcatus*, *Diloboderus abderus*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Frankliniella williamsi*, *Helicoverpa zea*, *Mocis latipes*, *Procornitermes triacifer*, *Rhopalosiphum maidis*, *Scaptocoris castanea*, *Spodoptera frugiperda* e *Syntermes molestus*. Entre as pragas desta cultura, 7 já possuem algum semioquímico identificado e apenas a *Spodoptera frugiperda* possui um produto comercial registrado para seu monitoramento.

Cultura da cana-de-açúcar

As principais pragas da cultura da cana-de-açúcar são: *Migdolus fryanus*, *Sphenophorus levis*, *Euetheola humilis*, *Bolax flavolineatus*, *Mahanarva fimbriolata*, *Mahanarva posticata*, *Tomaspsis furcata*, *Heterotermes tenuis*, *Cornitermes cumulans*, *Neocapritermes opacus*, *Procornitermes araujo*, *Procornitermes triacifer*, *Castnia licus*, *Diatraea saccharalis*, *Mocis latipes*, *Spodoptera frugiperda* e *Elasmopalpus lignosellus*. Do total de insetos-praga da cultura da cana, 7 já tiveram algum semioquímico identificado, no entanto, apenas 2 espécies, *Migdolus fryanus* e *Spodoptera frugiperda*, possuem produtos comerciais feromoniais disponíveis para seu controle ou monitoramento.

Cultura do arroz

As principais pragas da cultura do arroz são: *Deois flavopicta*, *Diatraea saccharalis*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Euetheola humilis*, *Mocis latipes*, *Oebalus poecilus*, *Oryzophagus oryzae*, *Procornitermes triacifer*, *Rhopalosiphum rufiabdominale*, *Spodoptera frugiperda*, *Syntermes molestus* e *Tibraca limbativentris*. Do total de insetos-praga

Tabela 3. Insetos-praga brasileiros já estudados no âmbito da pesquisa com semioquímicos

Espécie	Semioquímico identificado*	Espécie	Semioquímico identificado*
Ordem: Coleoptera		Ordem: Hemiptera	
Família: Anobiidae		Família: Aphididae	
<i>Lasioderma serricorne</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁷	<i>Cavariell aegopodii</i>	Compostos atrativos ⁵⁰
<i>Stegobium paniceum</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁸	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵¹
Família: Bruchidae		<i>Myzus persicae</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵²
<i>Acanthoscelide sobtectus</i>	Feromônio sexual ♂ ¹⁹		Feromônio de alarme ⁵³
<i>Callosobruchus maculatus</i>	Feromônio sexual ♀ ²⁰	<i>Rhopalosiphum padi</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵⁴
Família: Cerambycidae			Feromônio de alarme ⁵⁵
<i>Hedypathes betulinus</i>	Espécie em estudo no Laboratório de semioquímicos da UFPR	<i>Sitobion avenae</i>	Feromônio de alarme ⁵⁵
<i>Migdolus fryanus</i>	Feromônio sexual ♀ ²¹	Família: Coreidae	
<i>Phoracantha semipunctata</i>	Compostos glandulares ²²	<i>Leptoglossus gonagra</i>	Feromônio sexual ♂ ⁵⁶
Família: Chrysomelidae		Família: Diaspididae	
<i>Diabrotica speciosa</i>	Compostos atrativos em armadilha ²³	<i>Aonidiella aurantii</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵⁷
Família: Curculionidae		<i>Pseudaulacaspis spentagona</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵⁸
<i>Anthonomus grandis</i>	Feromônio de agregação ♂ ²⁴	<i>Quadraspidiotus perniciosus</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵⁹
<i>Hypothenemus hampei</i>	Compostos atrativos em armadilha ²⁵	Família: Pentatomidae	
<i>Pseudopiazurus obesus</i>	Feromônio de agregação ²⁶	<i>Dichelops melacanthus</i>	Componentes da glândula meta-torácica ⁶⁰
<i>Rhynchophorus palmarum</i>	Feromônio de agregação ²⁷	<i>Euschistus heros</i>	Feromônio sexual ♂ ⁶¹
<i>Oryzophagus oryzae</i>	Espécie em estudo no Laboratório de semioquímicos da UFPR	<i>Nezara viridula</i>	Feromônio sexual ♂ ⁶²
<i>Sternechus subsignatus</i>	Feromônio de agregação ²⁸		Feromônio de alarme ⁶³
<i>Sphenophorus levis</i>	Feromônio de agregação ^{29,30}	<i>Piezodorus guildinii</i>	Feromônio de agregação ⁶⁴
Família: Dryophthoridae			Feromônio sexual ♂ ^{65,66}
<i>Cosmopolites sordidus</i>	Feromônio de agregação ³¹		Feromônio de alarme ⁶⁷
<i>Sitophilus granarius</i>	Feromônio de agregação ³²	<i>Tibraca limbativentris</i>	Feromônio sexual ♂ ⁶⁸
<i>Sitophilus oryzae</i>	Feromônio de agregação ³³	Família: Pseudococcidae	
<i>Sitophilus zeamais</i>	Feromônio de agregação ³⁴	<i>Planococcus citri</i>	Feromônio sexual ♀ ⁶⁹
Família: Melolonthidae		<i>Pseudococcus maritimus</i>	Feromônio sexual ♀ ⁷⁰
<i>Phyllophaga cuyabana</i>	Feromônio sexual ♀ ³⁵	Ordem: Hymenoptera	
Família: Melyridae		Família: Apidae	
<i>Astylus variegatus</i>	Compostos florais em armadilha ³⁶	<i>Trigona spinipes</i>	Feromônio de demarcação de trilha ⁷¹
Família: Scarabaeidae		Família: Formicidae	
<i>Strategu saloeus</i>	Feromônio de agregação ³⁷	<i>Acromyrmex landolti</i>	Compostos da glândula mandibular ⁷²
Família: Scolytidae		<i>Atta capiguara</i>	Feromônio de alarme ⁷³
<i>Xylosandrus morigerus</i>	Compostos atrativos ³⁸	<i>Atta sexdens rubropilosa</i>	Feromônio de alarme ⁷⁴
Família: Tenebrionidae			Feromônio de trilha ⁷⁵
<i>Tribolium castaneum</i>	Feromônio de agregação ³⁹	<i>Solenopsis spp.</i>	Compostos glandulares ⁷⁶
Ordem: Diptera		Ordem: Isoptera	
Família: Tephritidae		Família: Termitidae	
<i>Anastrepha fraterculus</i>	Feromônio sexual ♂ ⁴⁰	<i>Cornitermes bequaert</i>	Feromônio sexual ♀ ⁷⁷
<i>Anastrepha obliqua</i>	Compostos atrativos em armadilha ⁴¹	<i>Synterme smolestus</i>	Compostos da glândula de secreção frontal ⁷⁸
<i>Anastrepha sp</i>	Compostos atrativos em armadilha ⁴²	Ordem: Lepidoptera	
<i>Bactrocera carambolae</i>	Feromônio sexual ♂ ⁴³	Família: Bucculatricidae	
<i>Ceratitis capitata</i>	Feromônio sexual ♂ ⁴⁴	<i>Bucculatrix thurberiella</i>	Feromônio sexual ♀ ⁷⁹
Ordem: Hemiptera		Família: Castniidae	
Família: Aphididae		<i>Castnia licus</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸⁰
<i>Aphis gossypii</i>	Feromônio de alarme ⁴⁵	Família: Crambidae	
<i>Aphis pomi</i>	Compostos fagoestimulantes ⁴⁶	<i>Diaphania hyalinata</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸¹
<i>Aphis spiraecola</i>	Feromônio sexual ♀ ⁴⁷	<i>Diaphania nitidalis</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸²
<i>Brachycaudus schwartzi</i>	Feromônio de alarme ⁴⁸	<i>Diatraea saccharalis</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸³
<i>Brevicoryne brassicae</i>	Feromônio sexual ♀ ⁴⁹	<i>Neoleucinodes elegantalis</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸⁴

Tabela 3. continuação

Espécie	Semioquímico identificado*
Família: Gelechiidae	
<i>Pectinophora gossypiella</i>	Feromônio sexual ♀ ⁶
<i>Phthorimaea operculella</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸⁵
<i>Sitotroga cerealella</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸⁶
<i>Tuta absoluta</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸⁷
Família: Geometridae	
<i>Thyrinteina arnobia</i>	Detecção de compostos de óleos essenciais de eucaliptos ⁸⁸
Família: Gracillariidae	
<i>Phyllocnistis citrella</i>	Feromônio sexual ♀ ⁸⁹
Família: Noctuidae	
<i>Leucoptera coffeella</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁰
Família: Noctuidae	
<i>Agrotis ipsilon</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹¹
<i>Alabama argillacea</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹²
<i>Anticarsia gemmatilis</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹³
<i>Heliothis virescens</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁴
<i>Hypocala andremona</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁵
<i>Mocis latipes</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁶
<i>Pseudoplusia includens</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁷
<i>Spodoptera eridania</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁸
<i>Spodoptera frugiperda</i>	Feromônio sexual ♀ ⁹⁹
<i>Spodoptera latifascia</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁰⁰
<i>Trichoplusia ni</i>	Feromônio sexual ♀ ⁵
Família: Nymphalidae	
<i>Agraulis vanillae</i>	Alomônio (substância de defesa) ¹⁰¹
<i>Mechanitis lysimnia</i>	Feromônio ♂ ¹⁰²
Família: Oecophoridae	
<i>Stenoma catenifer</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁰³
Família: Pieridae	
<i>Ascia monuste</i>	Alomônio (substância de defesa) ¹⁰⁴

Espécie	Semioquímico identificado*
Família: Psychidae	
<i>Oiketicus kirbyi</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁰⁵
Família: Plutellidae	
<i>Plutella xylostella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁰⁶
Família: Pyralidae	
<i>Corcyra cephalonica</i>	Feromônio sexual ♂ ¹⁰⁷
	Feromônio sexual ♀ ¹⁰⁸
<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	Feromônio sexual ♀ ¹⁰⁹
<i>Ephestia elutella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁰
<i>Ephestia kuehniella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹¹
<i>Etiella zinckenella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹²
	Feromônio sexual ♂ ¹¹³
<i>Plodia interpunctella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁴
<i>Hypsipyla grandella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁵
Família: Sphingidae	
<i>Manduca sexta</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁶
Família: Tineidae	
<i>Opogona sacchari</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁷
Família: Tortricidae	
<i>Argyrotaenia sphaleropa</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁸
<i>Bonagota salubricola</i>	Feromônio sexual ♀ ¹¹⁹
<i>Cydia pomonella</i>	Feromônio sexual ♀ ¹²⁰
<i>Ecdyolopha aurantiana</i>	Feromônio sexual ♀ ¹²¹
<i>Grapholita molesta</i>	Feromônio sexual ♀ ¹²²
Ordem: Orthoptera	
Família: Acrididae	
<i>Schistocerca gregaria</i>	Feromônio de agregação ¹²³
Ordem: Thysanoptera	
Família: Thripidae	
<i>Heliothrips haemorrhoidalis</i>	Feromônio sexual ♀ ¹²⁴

*Fonte: Pherobase (<http://www.pherobase.com/>) e Pherolist (<http://www.pherolist.slu.se/pherolist.php>)

da cultura do arroz, 7 já tiveram algum semioquímico identificado, no entanto, como nos casos anteriores, existe apenas um produto comercial para monitoramento da *Spodoptera frugiperda*.

A realidade do mercado brasileiro é que a indústria de semioquímicos avançou mais em culturas perenes de quase nenhuma expressão para a economia do país, como maçã e pêssego, e em outras um pouco mais relevantes, como citros. Isso pode ser explicado através da dependência dos produtos feromonais a uma consolidação do MIP da cultura. Culturas com o manejo integrado mais consolidado consomem mais produtos feromonais. Em nosso país, nas grandes culturas, ainda vigora o modelo do calendário agrícola, com um pouco mais de racionalidade. Erroneamente acredita-se que é mais econômico gastar com pulverizações periódicas do que investir em monitoramento com uso de feromônio, de modo a planejar melhor as medidas de controle.

Análise da mão-de-obra envolvida na pesquisa com semioquímicos de insetos-praga

Atualmente, no Brasil, a quantidade de pesquisadores com vínculo formal com instituições públicas de ensino e pesquisa e que trabalham diretamente na pesquisa com ecologia química de insetos é

muito pequena. Aliado a este fato, observa-se uma alta concentração destes profissionais principalmente na região Sul e Sudeste, e uma ausência quase que total de pesquisadores nas regiões mais ao norte do Brasil, especialmente na Amazônia. Apesar do avanço notado nesta área, no Brasil, se observa ainda uma dependência das pesquisas realizadas no exterior para sanar problemas que, em muitos casos, são exclusivos do mercado interno.

CONCLUSÃO

O uso de semioquímicos, principalmente os feromônios, em ações de controle de insetos-praga está de acordo com o modelo preconizado para a agricultura do futuro. É uma técnica que tem alta especificidade, não apresentando nenhum efeito deletério às espécies que não são objeto de controle e, nenhum resíduo químico é depositado no meio ambiente ou no alimento produzido.

Enquanto a pesquisa e o grau de conhecimento sobre os mais diversos aspectos associados aos semioquímicos de insetos avançou sobremaneira nas últimas décadas, o mesmo desempenho não é observado no mercado de semioquímicos no Brasil. Os feromônios tem sido pouco adotados para o controle de pragas em comparação com os métodos convencionais de controle. Uma razão para isto é o desenvol-

Tabela 4. Marcas comerciais de feromônio utilizadas no controle fitossanitário

Espécie alvo	Nome comercial	Feromônio	Utilização
<i>Anthonomus grandis</i>	Bio Bicudo®	agregação	monitoramento
	Iscalure Bw/10®	agregação	monitoramento
<i>Ceratitis capitata</i>	Bio Trimedlure®	sexual	monitoramento
	Bio Ceratitis®	sexual	monitoramento
<i>Cydia pomonella</i>	Bio Cydia®	sexual	monitoramento
	Iscalure Cydia®	sexual	monitoramento
<i>Grapholita molesta</i>	Bio Grapholita®	sexual	monitoramento
	Iscalure Grapholita®	sexual	monitoramento
	Splat Cida Grafo+Bona®	sexual + inseticida	coleta em massa + intoxicação
	Splat Grafo+Bona®	sexual	confusão sexual
<i>Neoleucinodes elegantalis</i>	Bio Neo®	sexual	monitoramento
	Pb Hope L®	sexual	confusão sexual
<i>Pectinophora gossypiella</i>	Bio Pectinophora®	sexual	monitoramento
	Bio Rhynchophorus®	agregação	coleta em massa
<i>Rhynchophorus palmarum</i>	Rmd-1®	agregação	coleta em massa
	Monitrap®	sexual	monitoramento
<i>Lasioderma serricornis</i>	Serricornin Fersol®	sexual	monitoramento
	Bio Serrico®	sexual	monitoramento
	Bio Spodoptera®	sexual	monitoramento
<i>Spodoptera frugiperda</i> *	Bio Spodoptera®	sexual	monitoramento
<i>Tribolium castaneum</i> *	Bio Tribolium®	sexual	monitoramento
<i>Tuta absoluta</i>	Bio Tuta®	sexual	monitoramento
	Iscalure Tuta®	sexual	monitoramento
<i>Cosmopolites sordidus</i>	Cosmolure®	agregação	monitoramento
<i>Gymnandrosoma aurantianum</i>	Ferocitrus Furão®	sexual	monitoramento
<i>Phyllocnistis citrella</i>	Ferocitrus Minador®	sexual	monitoramento
<i>Ephestia cautella</i>	Gachon®	sexual	monitoramento
<i>Ephestia elutella</i> *	Gachon®	sexual	monitoramento
<i>Plodia interpunctella</i> *	Gachon®	sexual	monitoramento
<i>Bonagota salubricola</i>	Iscalure Bonagota®	sexual	monitoramento
	Splat Grafo+Bona®	sexual	confusão sexual
<i>Migdolus fryanus</i>	Migdo®	sexual	coleta em massa

* Espécies consideradas prioritárias ou importantes para o agronegócio brasileiro em função da área e da diversidade de culturas que atacam.

vimento relativamente recente dos feromônios, que implica em uma dificuldade de aceitação, muitas vezes de cunho cultural, por parte dos produtores locais, como uma técnica de controle aceitável.

As empresas que se destacam na comercialização mundial destes produtos atingiram a ordem de toneladas de feromônios por ano, tendo como exemplo a cultura de frutíferas temperadas da Europa tais como maçã e uva, atingindo mais de 5 milhões de hectares tratados com feromônios visando a confusão sexual.

No Brasil, a situação é ainda incipiente e, portanto, há um mercado em potencial para a dimensão da nossa agricultura. Os investimentos em pesquisa são necessários para que possamos dispor de técnicas efetivas de monitoramento e controle com feromônios em nossas condições climáticas, econômicas e sociais. O avanço nas pesquisas e na formação de recursos humanos em centros locais é imprescindível para que patamares mais elevados possam ser atingidos a curto e médio prazos. Atualmente no Brasil, está em andamento um grande projeto de pesquisa que pretende alavancar ainda mais a pesquisa com semioquímicos no país. Trata-se do *Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia de*

Semioquímicos na Agricultura (<http://www.cnpq.br/programas/inct>), formado por uma rede de quatro laboratórios de importantes universidades brasileiras (ESALQ, UFPR, UFAL e UFV), cujo objetivo será desenvolver pesquisas para a identificação, síntese e aplicação de feromônios e voláteis de plantas em diversas culturas de importância agrícola no Brasil.

Por fim, não se deve esquecer que cabe ao Estado prover regras para regulamentar política de desenvolvimento de uma agricultura sustentável e não poluidora, de modo a prover maior competitividade de nossos produtos no mercado internacional. Através destas medidas, o agronegócio brasileiro poderá vir a ter uma imagem diferente da atual e, por consequência, o uso dos feromônios será uma prática comumente empregada na nossa agricultura.

AGRADECIMENTOS

Ao CNPq, INCT de Semioquímicos na Agricultura, Capes, Fundação Araucária e FAPEMIG pelas bolsas concedidas (DR e PQ) e auxílio financeiro.

REFERÊNCIAS

1. Leal, W. S. Em *Topics in Current Chemistry*; Balzani, V.; Houk, K. N.; Kessler, H.; Lehn, J.-M.; Ley, S. V.; Meijere, A. de; Schreiber, S. L.; Thiem, J.; Trost, B. M.; Vogel, P.; Vögtle, F.; Yamamoto, H., eds.; Springer Berlin: Heidelberg, 2005, cap.1.
2. Jurenka, R. Em *Topics in Current Chemistry*; Balzani, V.; Houk, K. N.; Kessler, H.; Lehn, J.-M.; Ley, S. V.; Meijere, A. de; Schreiber, S. L.; Thiem, J.; Trost, B. M.; Vogel, P.; Vögtle, F.; Yamamoto, H., eds.; Springer Berlin: Heidelberg, 2004, cap.3.
3. Butenandt, A.; Beckmann, R.; Stamm, D.; Hecker, E.; *Naturforsch.* **1959**, *14b*, 283.
4. Zarbin, P. H. G.; Villar, J. A. F. P.; Corrêa, A. G.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2007**, *18*, 1100.
5. Berger, R. S.; *Ann. Entomol. Soc. Am.* **1966**, *59*, 767.
6. Jones, W. A.; Jacobson, M. D. F. M.; *Science* **1966**, *152*, 1516.
7. Bergmann, J.; González, A.; Zarbin, P. H. G.; *J. Braz. Chem. Soc.*, submetido.
8. Trematerra, P.; *J. Pest Sci.* **1997**, *70*, 41.
9. Bento, J. M. S.; *Resumos do Workshop tecnológico sobre pragas da cana-de-açúcar*, Piracicaba, Brasil, 2007.
10. <http://www.sbs.org.br/FatoseNumerosdoBrasilFlorestal.pdf>, acessada em Dezembro 2008.
11. Miranda, E. E. D.; *Ciência e Cultura* **2008**, *60*, 4.
12. Zambolim, L.; Conceição, M. Z. D.; Santiago, T.; *O que engenheiros agrônomos devem saber para orientar o uso de produtos fitossanitários*, 3ª ed., ANDEF: Viçosa, 2008.
13. Carlson, R.; *Spring Silence*, Mariner Books: New York, 1962.
14. <http://www.cna.org.br/>, acessada em Dezembro 2008.
15. <http://www.ibge.gov.br/home/>, acessada em Dezembro 2008.
16. <http://www.abraflor.org.br/estatisticas/anuario-ABRAF-2006.pdf>, acessada em Dezembro 2008.
17. Chuman, T.; Kohno, M.; Kato, K.; Noguchi, M.; *Tetrahedron Lett.* **1979**, *25*, 2361.
18. Kuwahara, Y.; Fukami, H.; Howard, R.; Ishii, S.; Matsumura, F.; Burkholder, W. E.; *Tetrahedron* **1978**, *34*, 1769.
19. Horler, D. F.; *J. Chem. Soc. Chem. Commun.* **1970**, 859.
20. Phillips, T. W.; Phillips, J. K.; Webster, F. X.; Tang, R.; Burkholder, W. E.; *J. Chem. Ecol.* **1996**, *22*, 2233.
21. Leal, W. S.; Bento, J. M. S.; Vilela, E. F.; Della Lucia, T. M. C.; *Experientia* **1994**, *50*, 853.
22. Moore, B. P.; Brown, W. V.; *Aust. J. Chem.* **1971**, *25*, 591.
23. Ventura, M. U.; Martins, M. C.; Pasini, A.; *Fla. Entomol.* **2000**, *83*, 403.
24. Tumlinson, J. H.; Hardee, D. D.; Gueldner, R. C.; Thompson, A. C.; Hedin, P. A.; Minyard, J. P.; *Science* **1969**, *166*, 1010.
25. Da Silva, F.; Ventura, M. U.; Morales, L.; *Sci. Agric.* **2006**, *63*, 567.
26. Zarbin, P. H. G.; Moreira, M. A. B.; Haftmann, J.; Francke, W.; Oliveira, A. R. M.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2007**, *18*, 1048.
27. Rochat, D.; Malosse, C.; Lettere, M.; Ducrot, P. H.; Zagatti, P.; Renou, M.; Descoins, C.; *J. Chem. Ecol.* **1991**, *17*, 2127.
28. Ambrogi, B. G.; Zarbin, P. H. G.; *J. Appl. Entomol.* **2008**, *132*, 54.
29. Zarbin, P. H. G.; Princival, J. L.; Santos, A. A.; Oliveira, A. R. M.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2004**, *15*, 331.
30. Zarbin, P. H. G.; Arrigoni, E. B.; Reckziegel, A.; Moreira, J. A.; Baraldi, P. T.; Vieira, P. C.; *J. Chem. Ecol.* **2003**, *29*, 377.
31. Fletcher, M. T.; Moore, C. J.; Kitching, W.; *Tetrahedron Lett.* **1997**, *38*, 3475.
32. Phillips, J. K.; Miller, S. P. F.; Andersen, J. F.; Fales, H. M.; Burkholder, W. E.; *Tetrahedron Lett.* **1987**, *28*, 6145.
33. Phillips, J. K.; Walgenbach, C. A.; Klein, J. A.; Burkholder, W. E.; Schmuff, N. R.; Fales, H. M.; *J. Chem. Ecol.* **1985**, *11*, 1263.
34. Schmuff, N. R.; Phillips, J. K.; Burkholder, W. E.; Fales, H. M.; Chen, C.-W.; Roller, P. P.; Ma, M.; *Tetrahedron Lett.* **1984**, *25*, 1533.
35. Zarbin, P. H. G.; Leal, W. S.; Avila, C. J.; Oliveira, L. J.; *Tetrahedron Lett.* **2007**, *48*, 1991; Leal, W. S.; Oehlschlager, A. C.; Zarbin, P. H. G.; Hidalgo, E.; Shannon, P. J.; Murata, Y.; Gonzalez, L.; Andrede, R.; Ono, M.; *J. Chem. Ecol.* **2003**, *29*, 15; Leal, W. S.; Zarbin, P. H. G.; Wojtasek, H.; Ferreira, J. T.; *Euro. J. Biochem.* **1999**, *259*, 175.
36. Ventura, M. U.; Pereira, T.; Nunes, D. H.; De Arruda, I. C.; *Sci. Agric.* **2007**, *64*, 305.
37. Rochat, D.; Ramirez Lucas, P.; Malosse, C.; Aldana, R.; Kakul, T.; Morin, J. P. J.; *Chromatographia* **2000**, *885*, 433.
38. Nakayama, K.; Terra, P. S.; *Rev. Theob.* **1986**, *16*, 155.
39. Suzuki, T.; Sugawara, R.; *Appl. Entomol. Zool.* **1979**, *14*, 228; Zarbin, P. H. G.; Cruz, W. D.; Ferreira, J. T. B.; *J. Braz. Chem. Soc.* **1998**, *9*, 511.
40. Lima, I. S.; Howse, P. E.; Do Nascimento, R. R.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2001**, *12*, 196.
41. Cruz-López, L.; Malo, E. A.; Toledo, J.; Virgen, A.; Del Mazo, A.; Rojas, J. C.; *J. Chem. Ecol.* **2006**, *32*, 351.
42. Braga-Sobrinho, R.; Mesquita, A. L. M.; Enkerlin, W.; Guimaraes, J. A.; Bandeira, C. T.; Peixoto, M. J. A.; *Rev. Ciencia Agron.* **2004**, *35*, 253.
43. Wee, S. L.; Tan, K. H.; *Appl. Entomol. Zool.* **2005**, *40*, 365.
44. Baker, R.; Herbert, R. H.; Grant, G. G.; *J. Chem. Soc., Chem. Commun.* **1985**, 824.
45. Bowers, W. S.; Nault, L. R.; Webb, R. E.; Dutky, S. R.; *Science* **1972**, *177*, 1121.
46. Klingauf, F. Z.; *Angew. Entomol.* **1971**, *68*, 41.
47. Jeon, H.; Han, K. S.; Boo, K. S.; *J. Asia Pacific Entomol.* **2003**, *6*, 159.
48. Francis, F.; Vandermoten, S.; Verheggen, F.; Lognay, G.; Haubruge, E.; *J. Appl. Entomol.* **2005**, *129*, 6.
49. Gabrys, B. J.; Gadomski, H. J.; Klukowski, Z.; Pickett, J. A.; Sobota, G. T.; Wadhams, L. J.; Woodcock, C. M.; *J. Chem. Ecol.* **1997**, *23*, 1881.
50. Chapman, R. F.; Bernays, E. A.; Simpson, S. J.; *J. Chem. Ecol.* **1981**, *7*, 881.
51. Goldansaz, S. H.; Dewhurst, S.; Birkett, M. A.; Hooper, A. M.; Smiley, D. W. M.; Pickett, J. A.; Wadhams, L.; McNeil, J. N.; *J. Chem. Ecol.* **2004**, *30*, 819.
52. Dawson, G. W.; Griffiths, D. C.; Merritt, L. A.; Mudd, A.; Pickett, J. A.; Wadhams, L. J.; Woodcock, C. M.; *J. Chem. Ecol.* **1990**, *16*, 3019.
53. Pickett, J. A.; Griffiths, D. C.; *J. Chem. Ecol.* **1980**, *6*, 349.
54. Birkett, M. A.; Pickett, J. A.; *Phytochem.* **2003**, *62*, 651.
55. Nault, L. R.; Bowers, W. S.; *Entomol. Exp. Appl.* **1974**, *17*, 455.
56. Aldrich, J. R.; Blum, M. S.; Fales, H. M.; *J. Chem. Ecol.* **1979**, *5*, 53.
57. Roelofs, W. L.; Gieselmann, M. J.; Cardé, A. M.; Tashiro, H.; Moreno, D. S.; Henrick, C. A.; Anderson, R. J.; *Nature* **1977**, *267*, 698.
58. Heath, R. R.; McLaughlin, J. R.; Tumlinson, J. H.; Ashley, T. R.; Doolittle, R. E.; *J. Chem. Ecol.* **1979**, *5*, 941.
59. Gieselmann, M. J.; Rice, R. E.; Jones, R. A.; Roelofs, W. L.; *J. Chem. Ecol.* **1979**, *5*, 891.
60. Marques, F. A.; Wendler, E. P.; Maia, B. H. L. N.; Ventura, M. U.; Gatti, I. C.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2007**, *18*, 1242.
61. Aldrich, J. R.; Oliver, J. E.; Lusby, W. R.; Kochansky, J. P.; Borges, M.; *J. Chem. Ecol.* **1994**, *20*, 1103.
62. Baker, R.; Borges, M.; Cooke, N. G.; Herbert, R. H.; *J. Chem. Soc., Chem. Commun.* **1987**, *6*, 414.
63. Lockwood, J. A.; Story, R. N.; *Ann. Entomol. Soc. Am.* **1987**, *80*, 686.
64. Aldrich, J. R.; Lusby, W. R.; Marron, B. E.; Nicolau, K. C.; Hoffmann, M. P.; Wilson, L. T.; *Naturwissenschaften* **1989**, *76*, 173.
65. Borges, M.; Zarbin, P. H. G.; Ferreira, J. T. B.; da Costa, M. L. M.; *J. Chem. Ecol.* **1999**, *25*, 629.
66. Borges, M.; Millar, J. G.; Laumann, R. A.; Moraes, M. C. B.; *J. Chem. Ecol.* **2007**, *33*, 1235.
67. Zarbin, P. H. G.; Borges, M.; Dos Santos, A. A.; De Oliveira, A. R. M.; Simonelli, F.; De Marques, F. A.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2000**, *11*, 424.
68. Borges, M.; Birkett, M.; Aldrich, J. R.; Oliver, J. E.; Chiba, M.; Murata, Y.; Laumann, R. A.; Barrigossi, J. A.; Pickett, J. A.; Moraes, M. C. B.; *J. Chem. Ecol.* **2006**, *32*, 2749.

69. Bierl-Leonhardt, B. A.; Moreno, D. S.; Schwarz, M.; Fargerlund, J.; Plimmer, J. R.; *Tetrahedron Lett.* **1981**, 22, 389.
70. Figadere, B. A.; McElfresh, J. S.; Borchardt, D.; Daane, K. M.; Bentley, W.; Millar, J. G.; *Tetrahedron Lett.* **2007**, 48, 8434.
71. Kerr, W. E.; Blum, M.; Fales, H. M.; *Rev. Bras. Biol.* **1981**, 41, 619.
72. Cabrera, A.; Leal, B.; Sainz, C.; Hernandez, J. V.; *ISCE Washington*. **2005**, 10.
73. Hughes, W. O. H.; Howse, P. E.; Goulson, D.; *J. Chem. Ecol.* **2001**, 27, 109.
74. Butenandt, v. A.; Linzen, B.; Lindauer, M.; *Arch. Anat. Micr. Morph. Exp.* **1959**, 48, 13.
75. Cross, J. H.; Byler, R. C.; Ravid, U.; Silverstein, R. M.; Robinson, S. W.; Baker, P. M.; Jutsum, A. R.; Cherrett, J. M.; De Oliveira, J. S.; *J. Chem. Ecol.* **1979**, 5, 187.
76. Jones, T. H.; Torres, J. A.; Spande, T. F.; Garraffo, H. M.; Blum, M. S.; Snelling, R. R.; *J. Chem. Ecol.* **1996**, 22, 1221.
77. Bordereau, C.; Cancellato, E. M.; Semon, E.; Courrent, A.; Quenedey, B.; *Insectes Soc.* **2002**, 49, 209.
78. Baker, R.; Coles, H. R.; Edwards, M.; Evans, D. A.; Howse, P. E.; Walmsley, S.; *J. Chem. Ecol.* **1981**, 7, 135.
79. Hall, D. R.; Beever, P. S.; Champion, D. G.; Chamberlain, D. J.; Cork, A.; White, R. D.; Almaster, A.; Henneberry, T. J.; *Tetrahedron Lett.* **1992**, 33, 4811.
80. Rebouças, L. M. C.; Do Caraciolo, M. S. B.; Sant'Ana, A. E. G.; Pickett, J. A.; Wadhams, L. J.; Pow, E. M.; *Quim. Nova*. **1999**, 22, 645.
81. Raina, A. K.; Klun, J. A.; Schwarz, M.; Day, A.; Leonhardt, B. A.; Douglass, L. W.; *J. Chem. Ecol.* **1986**, 12, 229.
82. Klun, J. A.; Leonhardt, B. A.; Schwarz, M.; Day, A.; Raina, A. K.; *J. Chem. Ecol.* **1986**, 12, 239.
83. Batista-Pereira, L. G.; Santangelo, E. M.; Stein, K.; Unelius, C. R.; Eiras, A. E.; Correa, A. G. Z.; *Naturforsch. C* **2002**, 57, 753.
84. Cabrera, A.; Eiras, A.; Gries, G.; Gries, R.; Urdaneta, N.; Miras, B.; Badji, C.; Jaffe, K.; *J. Chem. Ecol.* **2001**, 27, 2097.
85. Roelofs, W. L.; Kochansky, J. P.; Cardé, R. T.; Kennedy, G. G.; Henrick, C. A.; Labovitz, J. N.; Corbin, V. L.; *Life Sci.* **1975**, 17, 699.
86. Vick, K. W.; Su, H. C. F.; Sower, L. L.; Mahany, P. G.; Drummond, P. C.; *Experientia* **1974**, 30, 17.
87. Attygalle, A. B.; Jham, G. N.; Svatos, A.; Frighetto, R. T. S.; Meinwald, J.; *Tetrahedron Lett.* **1995**, 36, 5471.
88. Batista-Pereira, L. G.; Fernandes, J. B.; Corrêa, A. G.; Da Silva, M. F. G. F.; Vieira, P. C.; *J. Braz. Chem. Soc.* **2006**, 17, 555.
89. Mafi, S. A.; Vang, L. V.; Nakata, Y.; Ohbayashi, N.; Yamamoto, M.; Ando, T.; *J. Pestic. Sci.* **2005**, 30, 361.
90. Zarkin, P. H. G.; Princival, J. L.; Lima, E. R.; Santos, A. A.; Ambrogio, B. G.; Oliveira, A. R. M.; *Tetrahedron Lett.* **2004**, 45, 239.
91. Gemenio, C.; Lutfallah, A. F.; *Ann. Entomol. Soc. Am.* **2000**, 93, 1322.
92. Hall, D. R.; Beever, P. S.; Campon, D. G.; Chamberlain, D. J.; Cork, A.; White, R.; Almaster, A.; Henneberry, T. J.; Nandagopal, V.; Wightman, J. A.; Rao, G. V. R.; *Bulletin OILB SROP* **1993**, 16, 1.
93. Heath, R. R.; Tumlinson, J. H.; Leppla, N. C.; McLaughlin, J. R.; Dueben, B.; Dundulis, E.; Guy, R. H.; *J. Chem. Ecol.* **1983**, 9, 645.
94. Tumlinson, J. H.; Hendricks, D. E.; Mitchell, E. R.; Doolittle, R. E.; Brennan, M. M.; *J. Chem. Ecol.* **1975**, 1, 203.
95. Renou, M.; Lalanne-Cassou, B.; Doré, J.-C.; Milat, M.-L.; *J. Insect Physiol.* **1988**, 34, 481.
96. Landolt, P. J.; Heath, R. R.; *J. Econ. Entomol.* **1989**, 82, 307.
97. Berger, R. S.; Canerday, T. D.; *J. Econ. Entomol.* **1968**, 61, 452.
98. Jacobson, M.; Redfern, R. E.; Jones, W. A.; Aldridge, M. H.; *Science* **1970**, 170, 542.
99. Sekul, A. A.; Sparks, A. N.; *J. Econ. Entomol.* **1967**, 60, 1270.
100. Teixeira, A. L.; De Oliveira, J. S.; Vilela, E. F.; Lima, E. R.; Reis, H. O.; *Rev. Ceres* **1989**, 36, 373.
101. Ross, G. N.; Fales, H. M.; Lloyd, H. A.; Jones, T.; Sokoloski, E. A.; Marshall-Batty, K.; Blum, M. S.; *J. Chem. Ecol.* **2001**, 27, 1219.
102. Schulz, S.; Beccaloni, G.; Brown, K. S.; Boppre-Jr., M.; Freitas, A. V. L.; Ockenfels, P.; Trigo, J. R.; *Biochem. Syst. Ecol.* **2004**, 32, 699.
103. Millar, J. G.; Hoddle, M.; McElfresh, J. S.; Zou, Y.; Hoddle, C.; *Tetrahedron Lett.* **2008**, 49, 4820.
104. Eisner, T.; Eisner, M.; Jaouni, T.; Fales, H. M.; *Naturwissenschaften* **1990**, 77, 33.
105. Rhainds, M.; Gries, G.; Li, J.-X.; Gries, R.; Slessor, K. N.; Chinchilla, C. M.; Oehlschlager, A. C.; *J. Chem. Ecol.* **1994**, 20, 3083.
106. Tamaki, Y.; Kawasaki, K.; Yamada, H.; Koshihara, T.; Osaki, N.; Ando, T.; Yoshida, S.; Kakinohana, H.; *Appl. Entomol. Zool.* **1977**, 12, 208.
107. Zagatti, P.; Kunesch, G.; Ramiandrasoa, F.; Malosse, C.; Hall, D. R.; Lester, R.; Nesbitt, B. F.; *J. Chem. Ecol.* **1987**, 13, 1561.
108. Hall, D. R.; Cork, A.; Lester, R.; Nesbitt, B. F.; Zagatti, P.; *J. Chem. Ecol.* **1987**, 13, 1575.
109. Lynch, R. E.; Klun, J. A.; Leonhardt, B. A.; Schwarz, M.; Garner, J. W.; *Environ. Entomol.* **1984**, 13, 121.
110. Brady, U. E.; Nordlund, D. A.; *Life Sci.* **1971**, 10, 797.
111. Kuwahara, Y.; Casida, J. E.; *Agric. Biol. Chem.* **1973**, 37, 681.
112. Tóth, M.; Löfstedt, C.; Hansson, B. S.; Szöcs, G.; Farag, A. I.; *Entomol. Exp. Appl.* **1989**, 51, 107.
113. Hattori, M.; *Appl. Entomol. Zool.* **1987**, 22, 399.
114. Kuwahara, Y.; Kitamura, C.; Takahashi, S.; Hara, H.; Ishii, S.; Fukami, H.; *Science* **1971**, 171, 801.
115. Borek, V.; Kalinová, B.; Valterová, I.; Hochmut, R.; Vrkoč, J.; *Acta Entomol.* **1991**, 88, 181.
116. Starratt, A. N.; Dahm, K. H.; Allen, N.; Hildebrand, J. G.; Payne, T. L.; Röller, H. Z.; *Naturforsch. C* **1979**, 34, 9.
117. Rotundo, G.; Tremblay, E.; *Lab. Entomol. Agrar. F.S.* **1982**, 39, 123.
118. Nunez, S.; De Vlieger, J. J.; Rodriguez, J. J.; Persoons, C. J.; Scatoni, I.; *J. Chem. Ecol.* **2002**, 28, 425.
119. Unelius, C. R.; Eiras, A.; Witzgall, P.; Bengtsson, M.; Kovaleski, A.; Vilela, E. F.; Borg-Karlson, A.-K.; *Tetrahedron Lett.* **1996**, 37, 1505.
120. Roelofs, W. L.; Comeau, A.; Hill, G. M.; *Science* **1971**, 174, 297.
121. Leal, W. S.; Bento, J. M. S.; Murata, Y.; Ono, M.; Parra, J. R. P.; Vilela, E. F.; *J. Chem. Ecol.* **2001**, 27, 2041.
122. Roelofs, W. L.; Comeau, A.; Selle, R.; *Nature* **1969**, 224, 723.
123. Fuzeau Braesch, S.; Genin, E.; Jullien, R.; Knowles, E.; Papin, C.; *J. Chem. Ecol.* **1988**, 14, 1023.
124. Zabarás, D.; Wylie, S. G.; Spooner Hart, R. N.; Tronson, D.; *Aust. Zool.* **1999**, 31, 403.