

POÁS Graduação

Sanidade, Segurança
Alimentar e Ambiental
no Agronegócio

INSTITUTO BIOLÓGICO

INSTITUTO BIOLÓGICO

PÓS-GRADUAÇÃO

Mecanismos de resistência de *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) a piretróides e sensibilidade do ácaro predador a produtos químicos usados para o controle do ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) no Brasil.

Maria Cristina Vitelli Queiroz

Dissertação apresentada ao Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, para obtenção do título de Mestre em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio.

Área de Concentração: Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio
Orientador: Prof. Dr. Mario Eidi Sato

**São Paulo
2014**

SECRETARIA DE AGRICULTURA E ABASTECIMENTO
AGÊNCIA PAULISTA DE TECNOLOGIA DOS AGRONEGÓCIOS
INSTITUTO BIOLÓGICO
Pós-Graduação
Av. Cons. Rodrigues Alves 1252
CEP 04014-002 - São Paulo - SP
secretariapg@biologico.sp.gov.br

FOLHA DE APROVAÇÃO

Maria Cristina Vitelli Queiroz

Título: Mecanismos de resistência de *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) a piretróides e sensibilidade do ácaro predador a produtos químicos usados para o controle do ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) no Brasil.

Orientador: Prof. Dr. Mário Eidi Sato

Dissertação apresentada ao Instituto Biológico da Agência Paulista de Tecnologia do Agronegócios para obtenção do título de Mestre em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio.
Área de Concentração: Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio

Aprovada em:

Banca Examinadora

Assinatura:

*Prof. Dr.: Mario Eidi Sato
*Instituição: Instituto Biológico

Assinatura:

*Prof. Dr.: Luiz Carlos Dias da Rocha
*Instituição: DAP - IFSULDEMINAS - Campus Inconfidentes

Assinatura:

*Prof. Dr.: Marcelo Poletti
*Instituição: PROMIP

*caracol,
docemente, docemente,
escala o Fuji!*

Issa Kobayashi

(tradução de Olga Savary)

Deparo-me concordando com Freud, quando um dia escreveu: “A voz do intelecto é suave, mas não descansa até ser ouvida. Em última instância, depois de reiteradas recusas, que parecem infundáveis, ela é bem-sucedida.” Esse é um dos poucos pontos em que podemos ser otimistas sobre o futuro da humanidade.

(Mentes que Lideram, Howard E. Gardner)

Dedico aos meus pais,

Vicente Queiroz e Maria Luzia Vitelli,

in memoriam

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, todos os dias, por Ele mostrar o caminho que devo seguir.

Aos meus filhos Giovanna e Gabriel, compreensivos, amorosos e sobreviventes durante o mestrado da mãe.

Ao meu marido Cláudio Gorri, pelo apoio, pelo investimento e por me lembrar, a cada dia, que ainda há muito a ser feito.

Ao meu filho Gabriel Gorri, que apesar de ter apenas 12 anos de idade, ajudou nos trabalhos com muita responsabilidade, cuidando de plantas e ácaros nas minhas ausências.

Ao Prof. Dr. Mário Eidi Sato, uma mente brilhante, especialmente agradeço. Pela orientação, pela dedicação incansável, pelo exemplo, pela oportunidade, pela confiança em mim depositada, obrigada.

Ao Prof. Dr. Adalton Raga, por ter cedido um espaço no Laboratório de Entomologia Econômica para a condução de um experimento.

Ao Prof. Dr. Miguel Francisco de Souza Filho, pela coleta de valiosos ácaros no campo.

Ao pesquisador André Luis Matioli, por tudo que aprendi nas aulas de acarologia e pelas inúmeras idéias que muito ajudaram na condução dos trabalhos.

Ao Dr. Jeferson Luiz de Carvalho Mineiro, pelos ensinamentos, pelo apoio e incentivo e, principalmente, pelo exemplo de conduta em pesquisa científica.

Aos professores do curso de Pós-Graduação do Instituto Biológico pela atenção, apoio e ensinamentos transmitidos.

Aos Drs Luiz Carlos Rocha e Marcelo Poletti, pelas valiosas sugestões na finalização do texto.

À pesquisadora Dalva Gabriel, pelo exemplo de uma vida dedicada à agricultura.

À amiga Patrícia Ferreira, do Laboratório de Acarologia, pela grande ajuda em muitas situações durante o curso.

À amiga Renata Imperato Guido, pela grande ajuda na manutenção do experimento no Laboratório de Entomologia Econômica.

Aos amigos Fernando Baldo e Stella Vieira, do Laboratório de Entomologia Econômica, pelo carinho.

Aos colegas do curso de pós-graduação e aos colegas do Laboratório de Acarologia Rafael, Adriana, Roberto, Marcos e Márcio pela companhia na jornada.

Ao Instituto Biológico de São Paulo - SP e ao Centro Experimental do Instituto Biológico em Campinas - SP pela infra-estrutura e por tudo o que foi necessário para a realização do meu projeto.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - CAPES, pela bolsa de mestrado concedida.

RESUMO

QUEIROZ, M. C. V. MECANISMOS DE RESISTÊNCIA DE *Phytoseiulus macropilis* (BANKS) (ACARI: PHYTOSEIIDAE) A PIRETRÓIDES E SENSIBILIDADE DO ÁCARO PREDADOR A PRODUTOS QUÍMICOS USADOS PARA O CONTROLE DE ÁCARO-RAJADO, *Tetranychus urticae* KOCH (ACARI: TETRANYCHIDAE) NO BRASIL. Campinas. 2014. Dissertação Mestrado em Sanidade Animal, Vegetal e Segurança Alimentar no Agronegócio – Instituto Biológico.

O emprego de ácaros predadores no manejo de ácaros fitófagos em sistemas de produção comercial de plantas ornamentais e hortaliças pode ser prejudicado pelo uso de produtos químicos para o controle de pragas e doenças. O uso de linhagens de ácaros predadores resistentes a produtos de largo espectro pode favorecer a conservação desses inimigos naturais. O presente trabalho teve por objetivo estudar os mecanismos de resistência de ácaros fitoseídeos a piretróides bem como a sensibilidade a outros inseticidas e/ou acaricidas. Foram testados os seguintes produtos: acefato (Orthene® 750 BR), bifentrina (Talstar® 100 EC), deltametrina (Decis® 25 EC), fenpropatrina (Danimen® 300 EC), abamectina (Vertimec® 18 EC), milbemectina (Milbeknok® 50 EC), etoxazol (Borneo® 110 SC), diafentiuron (Polo® 500 SC), propargito (Acarit® 720 EC), clorfenapir (Pirate® 240 SC), fenpiroximato (Ortus® 50 SC), espiromesifeno (Oberon® 240 SC). Foi feito um estudo comparativo entre duas linhagens do ácaro-rajado *Tetranychus urticae* Koch e do predador *Phytoseiulus macropilis* (Banks), uma suscetível (S) e outra resistente (R) ao inseticida/acaricida fenpropatrina (piretróide) e as razões de resistência foram determinadas. A estabilidade da resistência a fenpropatrina em *P. macropilis* foi estudada partindo-se de uma população inicial com 75% de ácaros resistentes. Foram feitas avaliações mensais da frequência de resistência a fenpropatrina por 12 meses. Foram realizados bioensaios com os sinergistas DEM (dietil-maleato), inibidor de glutatona S-transferases (STG), DEF (S,S,S-tributilfosforotritioato), inibidor de esterases e STG e PBO (butóxido piperonílico), inibidor de monooxigenases dependentes do citocromo P-450. A linhagem R apresentou elevada tolerância a bifentrina, deltametrina e fenpropatrina, porém, se mostrou suscetível a acefato, abamectina, milbemectina, etoxazol, diafentiuron, propargito, clorfenapir e fenpiroximato. Espiromesifeno não causou mortalidade em ovos. Os resultados mostram que a resistência na linhagem R estudada de *P. macropilis* se limita ao grupo dos piretróides, tendo pouca influência sobre os outros grupos químicos. A resistência a fenpropatrina mostrou-se instável na ausência de pressão de seleção, com redução na frequência de resistência de 75,0% para 29,4% em 12 meses. O sinergista DEM não mostrou efeito significativo sobre a população resistente. O maior efeito sinérgico foi observado para DEF sobre a população resistente do ácaro, com uma razão de sinérgismo de 5,87. O sinergista PBO também demonstrou efeito significativo no decréscimo da CL₅₀ de fenpropatrina na população R, porém, com influência menor que a observada para DEF. Os testes com sinergistas indicaram que esterases estão envolvidas no mecanismo de resistência de *P. macropilis* a fenpropatrina.

Palavras-chave: Manejo integrado de pragas; Controle biológico; Resistência a agrotóxicos.

ABSTRACT

QUEIROZ, M. C. V. RESISTANCE MECHANISMS OF THE *Phytoseiulus macropilis* (BANKS) (Acari: PHYTOSEIIDAE) TO PYRETHROIDS AND SUSCEPTIBILITY OF THE PREDACEOUS MITE TO CHEMICALS USED FOR TWOSPOTTED SPIDER MITE, *Tetranychus urticae* KOCH (ACARI: TETRANYCHIDAE) IN BRAZIL. Campinas. 2014. Dissertation (Master of Animal Health, Plant and Food Security in Agribusiness - Biological Institute).

The use of predaceous mites for the purpose of phytophagous mites management in commercial production systems of ornamental plants and vegetable can be affected by the use of pesticides for pests and diseases control. The utilization of a strain of predaceous mites that are resistant to broad-spectrum products can favor the conservation of these natural enemies. The present work aimed to study the mechanisms of resistance of the phytoseiid mite as well as susceptibility to other insecticides and / or acaricides. The following products were tested: acephate (Orthene® 750 BR), bifenthrin (Talstar® 100 EC), deltamethrin (Decis® 25 EC), fenpropathrin (Danimen® 300 EC), abamectin (Vertimec® 18 EC), milbemectin (Milbeknok® 50 CE), etoxazol (Borneo® 110 SC), diafenthiuron (Polo® 500 SC), propargite (Acarit® 720 EC), chlorfenapyr (Pirate® 240 SC), fenpyroximate (Ortus® 50 SC), spiromesifen (Oberon® 240 SC). A study was conducted comparing two strains of the spider mite *Tetranychus urticae* Koch and the predaceous mite *Phytoseiulus macropilis* (Banks), one susceptible (S) and one resistant (R) to the fenpropathrin (pyrethroid) insecticide/acaricide, and resistance ratios were determined. The stability of the fenpropathrin resistance was studied in *P. macropilis* starting with an initial population of 75% of resistant mites. Monthly assessments of frequency of the fenpropathrin resistance were made for 12 months. Bioassays were conducted with the synergists: DEM (diethyl maleate), inhibitor of glutathione S-transferases (STG), DEF (S,S,S-tributylphosphorotrithioate), esterase inhibitor and STG and PBO (piperonyl butoxide), inhibitor of cytochrome P450-dependent monooxygenases. The R strain demonstrated resistance to bifenthrin, deltamethrin and fenpropathrin. Susceptibility to acephate, abamectin, milbemectin, etoxazol, diafenthiuron, propargite, chlorfenapyr and fenpyroximate were observed. Spiromesifen caused no mortality in eggs. The results showed that the resistance in the R strain of *P. macropilis* was limited to the group of pyrethroids, with little influence on other chemical groups. Results indicate that the resistance to fenpropathrin is unstable in the absence of selection pressure, with a reduction in the frequency of resistance of 75.0% to 29.4% in 12 months. The DEM synergist presented no significant effect in the R strain. The biggest synergistic effect was observed for DEF on the R mite strain, with a synergistic ratio of 5.87. The synergist PBO also demonstrated significant effect decreasing LC₅₀ fenpropathrin in the R strain, although with smaller influence than the observed for DEF. The tests indicate that esterases are involved in the *P. macropilis* fenpropathrin resistance mechanism.

Keywords : Integrated pest management; biological control; resistance to pesticides

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Produtos químicos usados nos testes de toxicidade.....	22
Tabela 2. Toxicidade de diversos produtos químicos para <i>P. macropilis</i>	29
Tabela 3. Toxicidade de fenpropatrina para <i>T. urticae</i> e <i>P. macropilis</i>	32
Tabela 4. Toxicidade de fenpropatrina para <i>P. macropilis</i> e efeitos sinérgicos de DEM, DEF e PBO.....	36

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Formas morfológicas do ácaro-rajado <i>T. urticae</i> em folha de feijão-de-porco (<i>C. ensiformis</i>).....	5
Figura 2. Criação de ácaro-rajado (<i>T. urticae</i>) em folha de feijão-de-porco (<i>C. ensiformis</i>).....	5
Figura 3. Injúria causada pelo ácaro-rajado (<i>T. urticae</i>) em roseira (<i>Rosa spp</i>).....	7
Figura 4. <i>P. macropilis</i> em folha de feijão-de-porco (<i>C. ensiformis</i>).....	8
Figura 5. <i>P. macropilis</i> em folha de feijão-de-porco (<i>C. ensiformis</i>) com alta infestação de ácaro-rajado (<i>T. urticae</i>).....	9
Figura 6. Lavoura comercial convencional de morango, município de Socorro, SP - vista parcial.....	20
Figura 7. Plantas de feijão-de-porco (<i>C. ensiformis</i>) com sete dias após o plantio, cultivadas em vasos de 500 mL (4 plantas por vaso)	21
Figura 8. Arenas montadas em placas de Petri de 9 cm de diâmetro com discos foliares de feijão-de-porco (<i>C. ensiformis</i>) e bordas de algodão.....	23
Figura 9. Tubos de vidro de 10 X 1,2 cm de diâmetro usados para testes químicos com <i>P. macropilis</i>	24
Figura 10. Caixas pretas com 37 cm de comprimento, 26 cm de largura e 7 cm de altura usadas para testes químicos com <i>P. macropilis</i>	25
Figura 11: Curvas concentração-resposta para as linhagens S e R de <i>P. macropilis</i>	34
Figura 12. Frequência de resistência a fenprotrina em <i>P. macropilis</i> em laboratório.....	35

SUMÁRIO

RESUMO	i
ABSTRACT	ii
LISTA DE TABELAS	iii
LISTA DE FIGURAS	iv
1.INTRODUÇÃO	1
2.REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1.O ácaro rajado <i>T. urticae</i>	4
2.2.O predador <i>P. macropilis</i>	6
2.3.Resistência a produtos químicos em artrópodes	11
2.4.Resistência a produtos químicos em ácaros fitoseídeos.....	13
2.5.Mecanismos de resistência a produtos químicos	15
2.6.Inimigos naturais resistentes.....	18
3.MATERIAL E MÉTODOS	19
3.1.Obtenção e criação de manutenção das populações de ácaros.....	19
3.2.Produutos testados	21
3.3.Aplicação dos produtos	22
3.4.Testes toxicológicos.....	23
3.4.1.Testes toxicológicos com adultos.....	23
3.4.2.Testes toxicológicos com ovos.....	25

3.5. Estimativa da concentração discriminatória	26
3.6. Estudo sobre estabilidade da resistência	26
3.7. Estudos com sinergistas	26
3.7.1. Estimativa da “concentração subletal máxima” para sinergistas.....	27
3.7.2. Bioensaio	27
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	28
4.1. Toxicidade dos produtos em adultos de <i>P. macropilis</i>	28
4.2. Resistência de <i>T. urticae</i> e <i>P. macropilis</i> ao acaricida fenpropratrina	32
4.3. Estimativa da concentração discriminatória para <i>P. macropilis</i>	33
4.4. Estudo sobre a estabilidade da resistência a fenpropratrina.....	34
4.5. Bioensaio com sinergistas	35
4.5.1. Estimativa da “concentração subletal máxima” para sinergistas	35
4.5.2. Bioensaio	36
5. CONCLUSÕES	38
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39

1. INTRODUÇÃO

Tetranychus urticae Koch é um artrópode herbívoro, polífono e cosmopolita, alimentando-se de mais de 1.100 espécies de plantas pertencentes a mais de 140 famílias diferentes (ZHANG, 2003; GRBIĆ et al., 2011), incluindo espécies conhecidas pela produção de compostos tóxicos. Afeta culturas anuais e perenes, tomate, morangos, milho, soja, maçã, uva e frutas cítricas (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

No caso de morangueiro (*Fragaria* sp), altas populações de ácaro-rajado tendem a ocorrer durante o período de frutificação da cultura e o controle químico é dificultado pelo fato das colheitas de morango serem realizadas 2 vezes por semana e os frutos serem consumidos in natura (VERONEZ, 2011).

O controle químico muitas vezes leva à evolução para um quadro de ampla resistência cruzada ou múltipla dentro e entre as classes de pesticidas, resultando em resistência a novos pesticidas em curto período de tempo (2 a 4 anos). *T. urticae* é conhecido pela grande quantidade de casos relatados de resistência a pesticidas. Muitos aspectos da biologia do ácaro, incluindo rápido desenvolvimento, alta fecundidade e determinação haplodiplóide do sexo, parecem facilitar a rápida evolução da resistência a pesticidas. Controle de ácaros multirresistentes tornou-se cada vez mais difícil e as bases genéticas de tal resistência permanecem pouco entendidas (KHAJEHALI et al., 2011; GRBIĆ et al., 2011).

Os ácaros predadores são frequentemente considerados inimigos naturais efetivos de ácaros-praga. O controle de ácaros fitófagos, especialmente em cultivos protegidos, com o uso desses predadores tem sido realizado com sucesso em diferentes países, especialmente na Europa (OSBORNE et al., 1985).

No Brasil, esforços têm sido feitos para promover o uso de programas de controle biológico para cultivos protegidos. Atualmente, o ácaro predador *Neoseiulus californicus* (McGregor) é usado em pequena escala para controlar o ácaro *T. urticae* em morango, margarida, rosa, gérbera e crisântemo, bem como em pêssego e pomares de maçã (BUENO; POLETTI, 2009).

O gênero *Phytoseiulus*, da família Phytoseiidae, contém nove espécies, sendo quatro de importância para a agricultura – *Phytoseiulus fragariae* (Denmark e Schicha), *Phytoseiulus longipes* (Evans), *Phytoseiulus macropilis* (Banks), e *Phytoseiulus persimilis* (Athias-Henriot) – que ocorrem de forma natural principalmente nas regiões tropicais e subtropicais (MORAES et al., 2004). Segundo McMurtry e Croft (1997), as espécies deste gênero são predadoras específicas de espécies de *Tetranychus*. Desde a década de 1960, esses predadores têm atraído considerável atenção como agentes de controle biológico de tetraniquídeos em todo o mundo (TAKAHASHI; CHANT, 1992). Dentre as espécies deste

gênero, destaca-se *P. persimilis* para o controle de tetraniquídeos em cultivos protegidos e de campo (KOSTIAINEN; HOY, 1996).

O ácaro *P. macropilis* também tem sido estudado para o controle de *T. urticae*. No Brasil, esse ácaro predador foi encontrado em associação com o ácaro-rajado (*T. urticae*) em cultivos de morango em Minas Gerais (FADINI et al., 2004) e em roseiras no município de Holambra, São Paulo (MORAES, 1991). Sua presença também foi relatada em outras localidades como nos Estados do Espírito Santo e Bahia na cultura do mamão (MONTEIRO, 2003), no município de Lavras, Minas Gerais em folhas de laranjeira 'Valência' (REIS et al., 2000), nos municípios de Jeriquara e Garça no Estado de São Paulo em *Coffea arabica* L. cv. Mundo Novo, (MINEIRO et al., 2006) e no Rio Grande do Sul em soja (ROGGIA et al., 2009).

Uma característica importante de *P. macropilis* é que esse predador é bem adaptado a climas quentes, podendo ser utilizado tanto em cultivos abertos como em estufas onde a temperatura pode exceder facilmente 30°C especialmente no verão (OLIVEIRA et al., 2007).

O emprego de ácaros predadores em sistemas de produção comercial de plantas ornamentais e hortaliças é prejudicado pela adoção intermitente do controle químico empregado para ácaros, insetos e doenças, pois, geralmente, esses predadores são mais suscetíveis aos agrotóxicos do que suas presas (ROCK, 1979; CROFT, 1990). Para minimizar o efeito do controle químico sobre o biológico e proporcionar um equilíbrio ecológico entre as pragas e seus inimigos naturais, a integração dessas estratégias de controle pode resultar em uma forma de manejo racional de pragas (KOGAN, 1998; NORRIS; CASWELL-CHEN; KOGAN, 2003). O emprego de linhagens de ácaros fitoseídeos resistentes a produtos de largo espectro de ação é uma estratégia favorável à conservação desses inimigos naturais em programas de manejo de ácaros-praga.

O monitoramento da frequência de resistência é considerado uma importante ferramenta para avaliar o estabelecimento de linhagens de fitoseídeos selecionados em laboratório e introduzidas em condições em campo. Para isso, a técnica mais empregada tem-se baseado na realização de bioensaios toxicológicos para as estimativas da CL₅₀ e intensidade de resistência (CL₅₀ da população em estudo / CL₅₀ da linhagem suscetível de referência). Um fator que é importante e deve estar associado ao monitoramento após a liberação de inimigos naturais em campo é a possibilidade de ocorrer diluição da resistência na linhagem selecionada devido ao fluxo gênico com populações nativas, suscetíveis, presentes em campo por ocasião da liberação (POLETTI; OMOTO, 2003).

O monitoramento de insetos resistentes a inseticidas tem sido feito, tradicionalmente, através de comparações de DL₅₀, DL₉₀, ou da inclinação das retas de respostas a doses de inseticidas, entre populações de campo e populações suscetíveis de referência em laboratório. Embora adequados para a detecção da resistência em altas frequências, estes métodos são insensíveis a pequenas mudanças na frequência da resistência. Testes diagnósticos são mais eficientes para detectar frequências mais baixas (em torno de 10%)

de resistência, porque todos os indivíduos são testados em dose apropriada. Além disso, menos insetos são requeridos para os ensaios pois não se aplicam doses ou concentrações menores, nas quais a porcentagem de mortalidade não é informativa (FFRENCH-CONSTANT; ROUSH, 1990, ROUSH; MILLER, 1986).

O termo dose discriminante é usado quando se sabe que a dose causa diferentes respostas entre o genótipo da espécie estudada; já o termo dose diagnóstica é menos rigoroso e é utilizado quando se quer monitorar a resistência, sendo, porém menos preciso que o primeiro (HALLIDAY; BURNHAM, 1990).

O metabolismo ou detoxificação é, provavelmente, o mecanismo mais estudado de resistência de insetos a inseticidas. Este mecanismo permite ao inseto modificar ou detoxificar o inseticida a uma taxa suficiente para prevenir a ação no seu sítio alvo (FUKUTO; MALLIPUDI, 1983).

A interação entre mecanismos de detoxificação metabólica e espécies de artrópodes resistentes a pesticidas pode ser constatada pelo uso de sinergistas (WILKINSON, 1983; HINKS; SPURR, 1991; SATO et al., 2001), os quais representam uma importante ferramenta de laboratório (RAFFA; PRIESTER, 1985).

O presente trabalho foi desenvolvido com o intuito de comparar duas linhagens do ácaro predador *P. macropilis*, uma suscetível e outra resistente ao inseticida/acaricida fenpropatrina (Danimen 300 EC), do grupo dos piretróides. O objetivo geral é aprofundar os conhecimentos sobre os mecanismos de resistência de ácaros da família Phytoseiidae nesse grupo químico (piretróides), chegando até possíveis genes envolvidos no processo e suas formas de regulação, o que poderá ser usado futuramente para desenvolvimento de inimigo naturais geneticamente modificados para resistência a pesticidas.

Tem-se por objetivos específicos: estudar as vias metabólicas envolvidas no processo de detoxificação da fenpropatrina em populações resistentes do ácaro predador *P. macropilis*; verificar a possível existência de resistência cruzada envolvendo outros pesticidas e estimar a estabilidade dessa resistência na população.

A tendência de desenvolvimento de novos paradigmas na produção de alimentos, priorizando a segurança alimentar e ambiental, tem levado a mudanças no comportamento de consumo (FLORES-CANTILLANO; MADAIL; MATTOS, 2001). A produção de alimentos livres de agrotóxicos tem crescido no Brasil, principalmente devido às vantagens econômicas associadas às vendas dos mesmos.

Estes estudos visam buscar subsídios concretos para levar ao produtor uma opção rentável dentro do manejo integrado de pragas, com redução no uso de produtos químicos.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. O ácaro-rajado *T. urticae*

O desenvolvimento dos ácaros fitófagos está relacionado com a nutrição das plantas e as perturbações fisiológicas destas, originadas pelo estresse hídrico e nutricional, e pela ação de produtos químicos (MONTEIRO; FAUVEL, 1996). Sabe-se também, que fatores climáticos como baixos níveis de umidade do ar, que frequentemente estão relacionados a menores níveis de precipitação, favorecem os tetraniquídeos (VIEIRA et al., 2004).

Os indivíduos de *T. urticae* vivem em colônias e depois da infestação da planta, o ácaro-rajado tecem uma teia de seda na face inferior das folhas (Figura 1), sobre a qual caminham e depositam seus ovos ou ainda, depositam diretamente nas folhas (Figura 2). A teia tem diversas funções como: proteção contra chuva e predadores, facilita o encontro da fêmea pelo macho e ajuda na dispersão dos ácaros. Cada fêmea oviposita em média 40 a 70 ovos/ciclo, com ciclo de vida variando de 10 a 15 dias (ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, adulto) (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Fatores climáticos podem apresentar efeito sobre o desenvolvimento de tetraniquídeos. Bonfour e Tanigoshi (2001) observaram que o aumento da população de *T. urticae* foi favorecido com o aumento da temperatura, sendo que, a 30°C houve maior fecundidade e menor tempo de desenvolvimento de imaturos desta espécie, sobre folhas de framboesa, em condições de laboratório. Temperaturas acima de 27°C podem influenciar a reprodução de *T. urticae* em morangueiro, levando a um aumento de até 3 vezes no número de ovos e formas jovens (WHITE; LIBURD, 2005). Outros fatores podem influenciar a sua multiplicação, relacionados à interespecificidade da praga com hospedeiros e inimigos naturais.

A fecundidade de fêmeas de *T. urticae* também pode ser alterada pela ação de alguns inseticidas. James e Price (2002) observaram que fêmeas deste ácaro, quando expostas a imidacloprid, produzem de 30 a 70 ovos a mais, durante seu tempo de vida (11,5 ovos/dia), representando um aumento de 20 a 50% no total de ovos depositados. As injúrias causadas pelo ácaro-rajado são consequência da alimentação do mesmo, que rompe com suas quelíceras as células da epiderme inferior das folhas. As folhas atacadas adquirem manchas difusas de coloração avermelhada no início e, posteriormente, secam e caem (FADINI; ALVARENGA, 1999), e em infestações severas ocorre redução quali-quantitativa dos frutos. Em relação à cultura do morangueiro, quando não controlado corretamente, pode reduzir a produção em até 80%, na fase máxima de desenvolvimento da população (CHIAVEGATO; MISCHAN, 1981).



Figura 1. Formas morfológicas do ácaro-rajado *T. urticae* em folha de feijão-de-porco (*C. ensiformis*) (Foto: M.C.V.Queiroz).

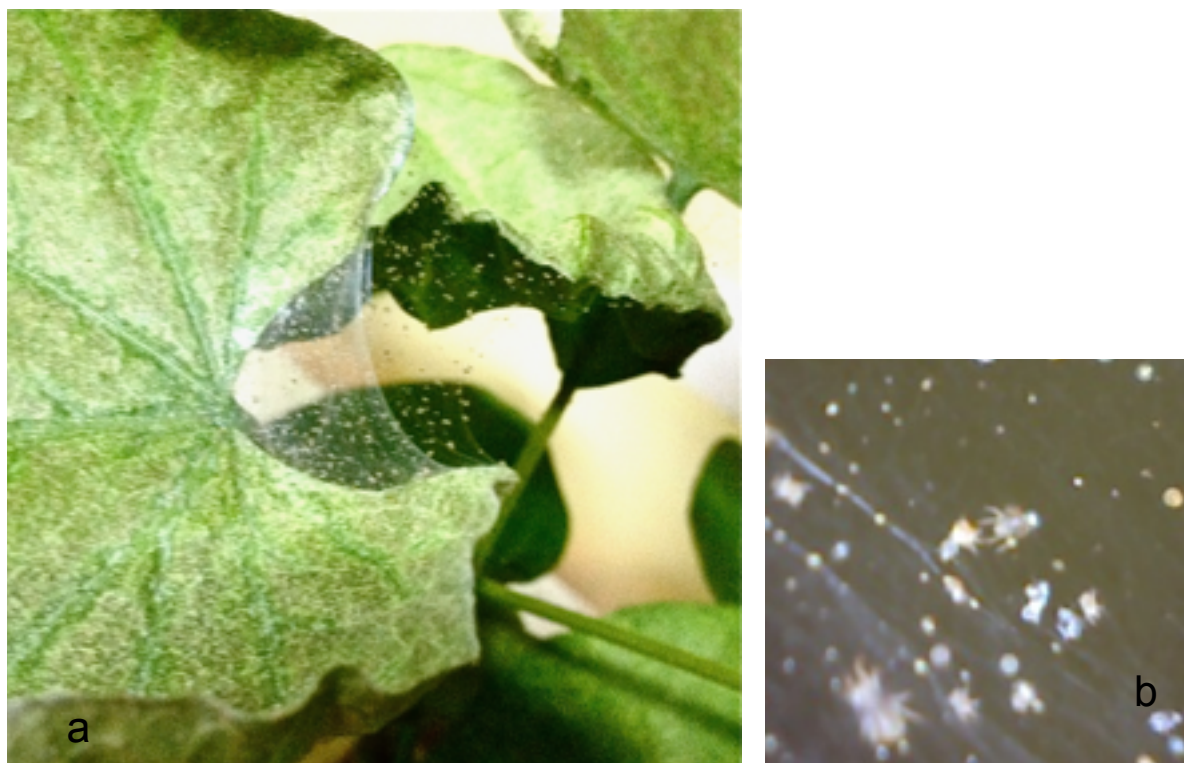


Figura 2. Criação de ácaro-rajado (*T. urticae*) em folha de feijão-de-porco (*C. ensiformis*): a) injúria causada pelos ácaros; b) detalhe da teia com os ácaros (Fotos: M.C.V.Queiroz).

A dispersão desta espécie pode ocorrer por meio de órgãos vegetais transportados pelo homem, sendo uma importante forma de dispersão entre regiões distantes. Quando os tetraniquídeos adultos desta família alcançam alta densidade populacional, mostram tendência de deslocar-se das folhas muito danificadas para outras folhas menos atacadas da planta onde se encontram ou de outras plantas (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Segundo Yaninek (1988), os tetraniquídeos geralmente conseguem se dispersar apenas alguns metros caminhando de planta a planta em uma geração.

A dispersão mais frequente de tetraniquídeos dá-se pelo vento, onde fêmeas (fecundadas ou não) procuram a periferia da planta hospedeira, apoiam-se sobre as pernas do terceiro e quarto pares e, levantando a parte anterior do corpo e as pernas do primeiro e segundo pares, e deixam-se levar pelo vento (MORAES; FLECHTMANN, 2008).

Em cultivo de plantas ornamentais a principal espécie de ácaro-praga é o ácaro-rajado, que em altas infestações, pode cobrir o topo das plantas com fios de seda (Figura 3), causando danos severos em diversas variedades de crisântemo, rosa e gipsofila, ocorrendo nestas culturas praticamente durante todo o ano, especialmente nas estações mais quentes e secas (TAMAI; LOPES; ALVES, 2000).

Em relação à cultura do morangueiro, no estado da Flórida (E.U.A.), a perda anual estimada na produção é da ordem de 10 a 20 milhões de dólares devido aos efeitos do ácaro-rajado, mesmo com a adoção de práticas culturais convencionais e uso de acaricidas (GIMÉNEZ-FERRER et al., 1994), e em Washington, (E.U.A.), constitui a espécie mais abundante nos pomares de pêra e maçã (BEERS; ANDERSEN; BROWN, 1997).

Outro grande problema associado ao controle do ácaro-rajado é seu elevado potencial reprodutivo e seu curto ciclo de vida, que favorecem a rápida seleção de populações resistentes a acaricidas após algumas aplicações (STUMPF; NAUEN, 2001).

2.2. O predador *P. macropilis*

As principais famílias de ácaros que contém espécies de predadores são Anystidae, Bdellidae, Cheyletidae, Cunaxidae, Laelapidae, Phytoseiidae e Stigmaeidae (MORAES, 2002). Dentre essas, destaca-se Phytoseiidae. Em todo o mundo, são conhecidas mais de 2250 espécies pertencentes a essa família, das quais aproximadamente 140 foram relatadas no Brasil (MORAES et al., 2004).



Figura 3. Injúria causada pelo ácaro-rajado (*T. urticae*) em roseira (*Rosa* spp) (Foto: M.C.V.Queiroz).

A partir do final da década de 1950, os ácaros fitoseídeos passaram a ser extensivamente reconhecidos como eficientes predadores de ácaros fitófagos (MCMURTRY; HUFFAKER; VAN DE VRIE, 1970; GERSON; SMILEY; OCHOA, 2003).

O ácaro predador, *P. macropilis*, tem sido encontrado, frequentemente, nos estudos sobre a diversidade de ácaros no Brasil (REIS et al., 2000; VASCONCELOS et al., 2006). Em pepino e morangueiro observou-se a sua predação sobre *T. urticae* (WATANABE et al., 1994; FERLA et al., 2007); também apresenta potencial para ser usado no controle biológico desta praga em algodoeiro (ESTEVES FILHO et al., 2010). Baseando-se no hábito alimentar, McMurtry e Croft (1997) classificaram os ácaros Phytoseiidae em quatro tipos, sendo o gênero *Phytoseiulus* enquadrado no Tipo I, que é especializado na predação de ácaros do gênero *Tetranychus*. Predadores especialistas se alimentam da praga-alvo, reduzindo rapidamente a população (Hoy, 2011). Este predador é capaz de suprimir a população de *T. urticae* em 20 dias na proporção de 1/100 (1 predador: 100 fitófagos), em morangueiro (OLIVEIRA et al., 2009). De acordo com Ferla et al. (2011), a quantidade de ovos produzidos por fêmea do *P. macropilis* é diretamente proporcional ao número de *T. urticae* consumidos.

P. macropilis também tem sido estudado para o controle de *T. urticae*. Esse predador, descrito originalmente da Flórida por Banks em 1904, também foi relatado em países do continente americano e ilhas do Caribe e outras regiões tropicais (MORAES et al., 2004). Sua biologia foi inicialmente estudada por Smith e Summers (1949). Depois disso, diversos autores estudaram a possibilidade do uso desse predador no controle biológico de ácaros tetraniquídeos (PRASAD, 1967; SHIH et al., 1979; WATANABE et al., 1994). Vários estudos foram realizados com esse predador, que demonstrou grande potencial de controle do ácaro-rajado. Garcia e Chiavegato (1997) verificaram grande eficiência desse predador quando avaliaram a resposta funcional e reprodutiva a diferentes densidades de ovos de *T. urticae* em folhas de morango. Ali (1998) verificou em seus estudos de tabela de vida de fertilidade em *Morus alba* L. que *P. macropilis* pode ser considerado um candidato promissor para o controle biológico de *T. urticae*. Oliveira et al. (2007) demonstraram resultados satisfatórios para o controle de *T. urticae* em morangueiro.

P. macropilis aparece naturalmente em plantações onde não se usam agrotóxicos. Alguns agricultores estão conseguindo controlar de forma satisfatória o ácaro-rajado com o uso desta espécie, sem a necessidade de intervenção química (GARCIA e CHIAVEGATO, 1997).

Os indivíduos adultos de *P. macropilis* apresentam corpo de coloração avermelhada e formato ovóide (Figura 4). São encontrados na face inferior dos folíolos do morangueiro em teia do ácaro-rajado ou próximo da nervura principal (MORAES; FLECHTMANN, 2008). Podem ser visualizados a olho nu, como corpos vermelhos de rápida movimentação após receber um toque (Figura 5).



Figura 4. *P. macropilis* em folha de feijão-de-porco (*C. ensiformis*) (Foto: M.C.V.Queiroz).



Figura 5. *P. macropilis* em folha de feijão-de-porco (*C. ensiformis*) com alta infestação de ácaro-rajado (*T. urticae*) (Foto: M.C.V.Queiroz).

É difícil a criação massal deste predador em laboratórios principalmente devido a seu alto consumo de presas e pelo desconhecimento de presas alternativas (BORTOLOZZO et al., 2007). No entanto, Biofábricas produzem essa espécie em larga escala (PROMIP, 2012).

Estudos relacionados à biologia de *P. macropilis* indicam uma grande variação na duração do estágio de ovo, com observações que alternam de 1,5 a 4,5 dias (ALI, 1998; SILVA et al., 2005). Após a oviposição os ovos apresentam formato oblongo e coloração translúcida, passando à coloração mais escura com o desenvolvimento embrionário, a oviposição é realizada nas folhas das plantas hospedeiras do ácaro-rajado.

O período larval de *P. macropilis* dura em média 1 dia e nesta fase o ácaro apresenta apenas três pares de pernas (SILVA et al., 2005). A fase de larva deste predador alimentado com *T. urticae* apresentou duração de 0,9 dia (JOHANN; SCHERER; FERLA, 2004).

Em estudos realizados sobre o desenvolvimento dos estágios imaturos de *P. macropilis*, foi constatado que o tempo médio de desenvolvimento diminuiu progressivamente com o aumento da temperatura (SILVA et al., 2005). Os autores verificaram ainda que as fases de protoninfa e deutoninfa apresentaram uma variação de 2,6 a 0,9 e 2,6 a 0,8 dias respectivamente, para temperaturas de 18°C e 30°C. A alteração na duração dos estágios com a elevação da temperatura também foi observada por Ali (1998). Johann, Scherer e Ferla (2004), observaram que para a temperatura de 25±1°C, umidade relativa de 80±5%, a duração dos estágios de protoninfa e deutoninfa foi de 0,62 e 0,5 dia, respectivamente.

O predador na fase adulta tem comprimento aproximado de 0,5 mm com cores que variam do laranja ao vermelho. A razão sexual é de 0,8 (quatro fêmeas para cada macho). Sob uma temperatura de 26°C, *P. macropilis* apresentou fecundidade de 72,2 ovos/fêmea,

com um período de pré-oviposição de 1,9 dia, duração de 24,3 dias de oviposição, e uma longevidade para machos de 35,8 dias e para fêmeas de 44 dias (SILVA et al., 2005).

A espécie escolhida para o estudo de seletividade, *P. macropilis*, é um dos fitoseídeos de maior frequência em culturas como morangueiro e ornamentais no Estado de São Paulo e Minas Gerais. Essa espécie mostra-se sensível a diversos agroquímicos (POLETTI, 2007). Para a viabilização do uso desses predadores e para a implementação de modo eficiente do controle biológico na cultura do morangueiro e outras culturas, é indispensável que os produtos fitossanitários utilizados sejam inócuos ou seletivos aos inimigos naturais e que estudos de seletividade sejam incentivados em condições laboratório, semi-campo e campo (JANSEN, 2010).

Em diversos países da Europa e na América do Norte, o controle de *T. urticae* é frequentemente realizado por meio de liberações periódicas de ácaros predadores da família Phytoseiidae (HELLE; SABELIS, 1985). Trabalhos conduzidos no Brasil têm demonstrado alta potencialidade de se realizar o controle biológico desta praga em morangueiro com liberações de ácaros predadores das espécies *Neoseiulus idaeus* (Denmark e Muma), *P. macropilis* (GARCIA, 1992; WATANABE et al., 1994) e *N. californicus* (SATO et al., 2002, 2007b; POLETTI, 2007). A espécie *P. macropilis* ocorre naturalmente em diversas regiões produtoras de morango no Brasil, e segundo Garcia e Chiavegato (1997), apresenta grande eficiência predatória para o controle de *T. urticae*.

A utilização do ácaro predador *P. macropilis*, associado a compostos de baixa toxicidade, pode apresentar grande utilidade em programas de manejo integrado de *T. urticae* nas lavouras de morangueiros no Brasil, principalmente aquelas conduzidas sob sistemas de produção integrada (PIMo) (VERONEZ et al., 2009).

O uso, porém, de ácaros tolerantes a agroquímicos foi relatado em casa de vegetação na Califórnia, USA. Uma linhagem do predador *Galendromus occidentalis* (Nesbitt) apresentou um bom potencial de controle do ácaro-praga por ser resistente a vários organofosforados e carbamatos, e pela sua capacidade de controle em baixas densidades da praga, durante longos períodos (HELLE; SABELIS, 1985).

No Brasil, os ácaros fitoseídeos *N. californicus* e *P. macropilis* têm sido promissores para o controle biológico aplicado de *T. urticae* em várias culturas (WATANABE et al., 1994; MONTEIRO, 2003; BELLINI et al., 2006; SATO et al., 2007a). Devido ao fato de *N. californicus* e *P. macropilis* apresentarem características que os diferem quanto ao hábito alimentar e comportamento, sendo o primeiro generalista e o segundo especialista (McMURTRY; CROFT, 1997; CROFT; MONETTI; PRATT, 1998), considera-se que essas espécies possam ser exploradas de forma combinada para otimizar programas de manejo de *T. urticae*. Ambas as espécies são comercializada pela PROMIP Comercio Pesquisa e Desenvolvimento de Agentes Biologicos Ltda para o controle do ácaro rajado no Brasil, com registro no Ministério da Agricultura.

2.3. Resistência a pesticidas em artrópodes

A resistência em insetos e ácaros tem sido um dos maiores problemas no controle de pragas dos últimos tempos, dificultando bastante a recomendação de agrotóxicos (SOUZA FILHO et al., 1994). O primeiro caso de resistência de uma praga a um pesticida foi relatado em 1908 nos Estados Unidos, o piolho-de-São José *Quadraspidotus perniciosus* (Comstock) resistente ao enxofre (MELANDER, 1914). Os casos de resistência se intensificaram com a introdução dos inseticidas organo-sintéticos ao redor de 1940 (GEORGHIOU, 1983).

A resistência pode ser definida como o desenvolvimento de uma habilidade em uma linhagem de um organismo de tolerar doses de tóxicos que seriam letais para a maioria da população normal (suscetível) da mesma espécie (OMS) (IRAC-BR, 2009).

A resistência aos acaricidas é comum e pode ser rapidamente desenvolvida pelas populações de ácaros segundo Gould (1973).

O primeiro relato de resistência para *T. urticae* foi em 1937, com a detecção de uma linhagem dessa espécie resistente a um composto a base de selênio (Selocide®) (COMPTON; KEARNS, 1937). A resistência de *T. urticae* a acaricidas tem sido documentada em diversos países para diferentes compostos tais como organoestânicos (FLEXNER; WESTIGARD; CROFT, 1988), dicofol (FERGUSON-KOLMES; SCOTT; DENNEHY, 1991), hexitiazox (HERRON; ROPHAIL, 1993), clofentezina (HERRON; EDGE; ROPHAIL, 1993); organofosforados (SATO et al., 1994), abamectina (BEERS; RIEDL; DUNLEY, 1998) e fenpiroximato (STUMPF; NAUEN, 2001; SATO et al., 2004).

Sato et al. (2005), observaram que a resistência de *T. urticae* a abamectina mostrou-se instável na ausência de pressão de seleção, e para todas as populações estudadas (com frequência inicial de 75, 50 e 25% de ácaros resistentes), a porcentagem de ácaros resistentes caiu para níveis iguais ou inferiores a 15% em seis meses. Esse fato pode estar associado a um custo adaptativo, ou seja, os resistentes são menos aptos que os suscetíveis quando o produto químico não é utilizado (OMOTO, 2003; NICASTRO; SATO; SILVA, 2010). Este menor valor adaptativo dos indivíduos resistentes pode estar associado a uma menor viabilidade total, menor fecundidade, maior tempo para o desenvolvimento, menor competitividade para o acasalamento, maior suscetibilidade aos inimigos naturais, etc. (GEORGHIOU, 1972).

Sato et al. (2007a), realizaram testes toxicológicos de pulverização direta com clorfenapir sobre 21 populações de ácaro-rajado provenientes de cultivos comerciais de mamoeiro, morangueiro, feijoeiro, tomateiro, crisântemo e roseira, oriundas de diversos municípios paulistas com o objetivo de avaliar frequência de resistência de *T. urticae*, para cada população. Através do monitoramento realizado por esses autores foi constatado que (66,7%) populações avaliadas se mostraram suscetíveis ao acaricida clorfenapir, e que

apenas duas populações coletadas em áreas comerciais de crisântemo, em Holambra (SP), tinham frequências de resistência acima de 30%.

A evolução da resistência tem relação positiva com o potencial reprodutivo de uma espécie, sendo mais rápida para espécies que tenham alto potencial reprodutivo, pois um maior número de descendentes estará sofrendo pressão de seleção (GEORGHIOU; TAYLOR, 1977).

Tem sido registrado um grande número de casos de resistência de *T. urticae* aos principais compostos utilizados nas culturas, dificultando seu controle com produtos químicos (SATO et al., 2007a).

A evolução da resistência de ácaros fitófagos aos acaricidas em curto intervalo de tempo é favorecida, dentre outros fatores, pelo uso frequente do mesmo acaricida (pressão de seleção), pelo elevado potencial reprodutivo e pelo ciclo de vida curto dos ácaros (STARK et al., 1997; BEERS; RIEDL; DUNLEY, 1998; STUMPF et al., 2001).

Na prática, verificou-se que as pulverizações contínuas de agroquímicos levam à seleção de populações resistentes (MONTEIRO, 1994), o que explica a baixa eficiência de alguns acaricidas, depois de repetidos tratamentos.

Em relação à evolução da resistência estão sendo observadas consequências drásticas como a aplicação mais frequente de pesticidas; aumento na dosagem do produto; uso de misturas indevidas de produtos e substituição por outro produto, geralmente de maior toxicidade (GEORGHIOU, 1983). Esses fatores comprometem os programas de manejo integrado de pragas (MIP) em vista da maior contaminação do meio ambiente com pesticidas, destruição de organismos benéficos, e elevação nos custos de controle da praga. Sabe-se também que a descoberta e o desenvolvimento de novas moléculas químicas está se tornando cada vez mais difíceis e caros (OMOTO, 2003).

Para o controle do ácaro-rajado, o manejo de acaricidas é de fundamental importância, visando evitar a seleção de populações resistentes. De acordo com Omoto (2003), são sugeridas como estratégias de manejo da resistência, a rotação de acaricidas com modos de ação diferentes, mistura de acaricidas e uso de sinergistas. Sato et al. (2005), estudando aspectos da resistência do ácaro-rajado a pesticidas, não detectou resistência cruzada entre abamectina e os acaricidas fenpiroximato, cihexatina, propargito e dimetoato, porém, populações artificialmente selecionadas com fenpiroximato apresentaram resistência cruzada positiva com piridabem e dimetoato e ausência de resistência com abamectina, milbemectina, fenproprina e cihexatina (SATO et al., 2004), deixando claro que devem ser tomados cuidados essenciais para manejar esses compostos a fim de evitar o surgimento de populações com resistência cruzada a esses produtos.

Outras formas de manejo como rotação de culturas, manutenção de áreas de refúgio, uso de doses reduzidas ou elevadas de produtos químicos, uso de produtos com baixa persistência, culturas transgênicas, entre outros, também podem ser bastante eficientes no controle de pragas de diversas culturas (OMOTO, 2003).

O grande desafio atual está na implementação de estratégias de manejo da resistência, sendo que a implementação depende de vários fatores, tais como programa educacional para a conscientização da magnitude do problema da resistência; necessidade de um esforço conjunto envolvendo agricultores, indústrias químicas, técnicos e pesquisadores; realização de experimentos de campo por um período prolongado; regulamentação de uso de pesticidas, entre outros (OMOTO, 2003).

Trabalhos desenvolvidos no Instituto Biológico têm indicado que diversas populações deste ácaro, coletadas no Estado de São Paulo, se mostram resistentes a alguns acaricidas como dimetoato, abamectina, milbemectina, fenpiroximato, propargito e clorfenapir (SATO et al., 1994, 2000, 2004, 2005, 2007b, 2009; NICASTRO et al., 2010, 2013), sendo que a porcentagem de ácaros resistentes a pelo menos um acaricida chega a 90% e a intensidade de resistência pode chegar a centenas de vezes em algumas culturas como a do morangueiro e ornamentais, evidenciando a gravidade do problema.

Mesmo quando aplicações regulares de acaricidas são realizadas para o controle de *T. urticae*, existem muitos casos em que o controle dessa praga mostra-se ineficiente, sendo que a razão desta ineficiência pode estar associada ao desenvolvimento de resistência do ácaro-rajado aos acaricidas (FLEXNER; WESTIGARD; CROFT, 1988; SATO et al., 1994). Além disso, com o uso inadequado de pesticidas tendem a ocorrer problemas de ressurgência da praga, devido à eliminação dos inimigos naturais (Van de VRIE et al., 1972).

A abundância de inimigos naturais no campo é muito relevante para diminuir a frequência de aplicação de acaricidas que contribui para retardar a evolução da resistência do ácaro-rajado (ESTEVEZ FILHO; OLIVEIRA; GONDIM JÚNIOR, 2008), uma vez que certas espécies de inimigos naturais têm a capacidade de consumir grande quantidade de indivíduos considerados praga (POLETTI, 2007).

No Brasil, ainda são poucos os trabalhos sobre a resistência do ácaro-rajado ante a grande diversidade de acaricidas registrados para as culturas (CHIAVEGATO; MISCHAN; COTAS, 1983; SATO et al., 1994, 2000, 2004, 2005; SOUZA FILHO et al., 1994; SUPLICY FILHO et al., 1994; TAKEMATSU et al., 1994). Para se tentar retardar evolução da resistência da praga a acaricidas é necessário obter uma série de informações para poder orientar os produtores visando à utilização correta desses agroquímicos.

2.4. Resistência a pesticidas em ácaros fitoseídeos

Os ácaros fitoseídeos têm constituído o grupo de inimigos naturais mais explorado em estudos dirigidos à resistência a pesticidas. O primeiro relato de sobrevivência em populações de ácaros fitoseídeos após pulverizações com inseticidas de largo espectro de ação em campo foi efetuado no início dos anos 50 para *G. occidentalis* (HUFFAKER;

KENNETT, 1953). No entanto, esse fato foi associado à resistência somente no final da década de 60, quando trabalhos realizados em laboratório confirmaram a ocorrência de variabilidade intraespecífica na suscetibilidade de *G. occidentalis* e *Neoseiulus* (= *Amblyseius*) *fallacis* (Garman) a inseticidas organofosforados (CROFT; JEPPSON, 1970; MOTOYAMA et al., 1971). A partir disso, diversos trabalhos de detecção e seleção para resistência a pesticidas em populações de ácaros fitoseídeos foram efetuadas em todo mundo (HOY, 1990).

Quanto aos produtos químicos, ênfase tem sido dada aos carbamatos, organofosforados e piretróides, pelo fato de apresentarem elevada toxicidade para a maioria das espécies de ácaros predadores em campo.

Uma espécie de ácaro fitoseídeo que se destaca em número de trabalhos relacionados à resistência é *P. persimilis* (Athias-Henriot), sendo comumente utilizado para controle de *T. urticae* em cultivos protegidos e em ornamentais, em países da Europa. A resistência de *P. persimilis* a inseticidas organofosforados foi relatada por Schulten et al. (1976). Esses autores observaram que populações liberadas em cultivos protegidos na Holanda apresentaram elevada resistência a parathion. Quanto à resistência múltipla, tem sido detectada com frequência em alguns países da Europa (CROFT, 1990). A introdução de uma linhagem de *P. persimilis* resistente a organofosforados foi realizada no Egito para controle de *T. urticae* na cultura do pepino, evidenciando-se uma elevada efetividade desse predador quando foram realizadas liberações de dez indivíduos por planta (RASM; ELLAITHY, 1988).

Em 1972, uma linhagem de *G. occidentalis* resistente a organofosforados foi enviada da América do Norte para a Austrália. Segundo Readshaw (1975) citado por Gerson et al. (2003), este foi o primeiro relato de transferência intercontinental de inimigos naturais resistentes no mundo. Linhagem de *G. occidentalis* resistente a organofosforados, também foi introduzida na antiga União Soviética no início dos anos 80 para o controle biológico de tetraniquídeos obtendo-se um grande sucesso no estabelecimento da mesma (PETRUSHOV, 1987). A esses seguiram-se outros casos de sucesso na liberação e estabelecimento de populações de ácaros predadores resistentes a produtos químicos.

Em termos práticos, Hoy (1985) propôs um programa de manejo de ácaros na cultura de amêndoas (Califórnia/EUA) baseando-se na liberação de linhagens de *G. occidentalis* resistentes a inseticidas, associada à utilização de acaricidas seletivos. Uma economia de aproximadamente 60 a 110 dólares/ha/ano foi estimada para cada produtor de amêndoa que aderiu ao programa de liberação de linhagens resistentes, observando que a maior economia foi devido à redução nos gastos com acaricidas (HEADLEY; HOY, 1987). A estimativa mais recente feita por Hoy (2000) associou aos resultados desse projeto um benefício, desde o início do programa, de aproximadamente 20 milhões de dólares.

A desvantagem ou custo adaptativo é uma característica que pode estar associada à resistência em populações de artrópodes. No caso de inimigos naturais, o fato de a

linhagem selecionada apresentar alterações em alguns de seus parâmetros biológicos pode afetar diretamente o desempenho dela como agente de controle biológico (POLETTI; OMOTO, 2003). Fournier et al. (1988) comparando parâmetros relacionados à tabela de vida e a capacidade de predação, dentre outros, entre as linhagens do ácaro predador *P. persimilis* resistente e suscetível ao inseticida methidation, não observaram custo adaptativo associado à linhagem selecionada. Apesar de vários relatos estarem associados à ausência de custo adaptativo em inimigos naturais resistentes a produtos químicos, a realização de estudos prévios relacionados aos parâmetros biológicos, bem como a capacidade de predação na linhagem selecionada é de primordial importância, pois este fato pode comprometer diretamente a implementação de programas baseados na introdução desses organismos (HOY, 1990).

2.5. Mecanismos de resistência a produtos químicos

Os artrópodes utilizam alguns meios para se manterem vivos e reduzir ou escapar do modo de ação dos ingredientes ativos presente nos agrotóxicos utilizados para seu controle.

Quanto aos mecanismos de resistência a produtos químicos associados aos ácaros fitoseídeos, uma ampla discussão foi apresentada por Croft (1990). Em geral, os mecanismos de resistência de insetos e ácaros a produtos químicos são incluídos em três categorias: a) redução da penetração do produto químico pela cutícula do artrópode; b) redução da sensibilidade no sítio de ação do inseticida ou acaricida; e c) detoxificação ou metabolização enzimática do produto químico (OPPENOOOTH, 1985; HEMINGWAY, 2000; SATO et al., 2001; LORINI; BECKEL, 2002). O comportamento dos insetos frente a inseticidas é um quarto mecanismo que recentemente vem sendo estudado, e tem sido verificado pela repelência de inseticidas exercida sobre as pragas (HODGES; MEIK, 1986), e por alterações de comportamento provocadas pelos químicos (LORINI; GALLEY, 1998; BECKEL et al., 2004).

Devido a elevados níveis de resistência cruzada de *T. urticae* a todos os acaricidas que atuam como inibidores de transporte de elétrons na mitocôndria (METIs) disponíveis comercialmente, Stumpf e Nauen (2001), realizaram um bioensaio de aplicação por pulverização foliar, fazendo uma comparação com uma linhagem suscetível GSS e larvas de duas linhagens resistentes (AKITA e UK-99), que se mostraram 1100 e 480 vezes mais resistentes a piridabem, 870 e 45 vezes mais resistentes contra fenpiroximato, e 33 e 44 vezes mais resistentes contra tebufempirade, respectivamente. Esses autores observaram que houve um aumento do metabolismo oxidativo nas linhagens resistentes a acaricidas METIs, sendo que as linhagens resistentes AKITA e UK-99 apresentaram 2,4 e 1,7 vezes etoxicumarina reforçada pela atividade do citocromo P450, comprovando que indivíduos

resistentes pelo aumento na detoxificação metabólica do produto químico são capazes de degradar a molécula química em compostos inertes com maior eficácia do que os indivíduos suscetíveis.

Sato et al. (2000), estudando a resistência de *T. urticae* em pessegueiros, observaram que a linhagem procedente de Paranapanema mostrou-se 12,10; 8,39 e 6,08 vezes mais resistente aos organofosforados dimetoato, naledo e mevinfós, respectivamente, e a linhagem proveniente de Jundiaí apresentou-se, respectivamente, 3,76 e 2,94 vezes mais resistente a cihexatina que a suscetível.

Possivelmente a população de *T. urticae* usada nesse estudo apresentava uma acetilcolinesterase menos sensível à inibição pelas "formas oxon" destes compostos, segundo relatado por Smitsaert (1964), em estudos anteriores com populações de *T. urticae* resistentes a organofosforados.

Vários grupos enzimáticos estão envolvidos no metabolismo de produtos químicos e têm sido identificados como mecanismos de resistência em várias espécies de artrópodes. É o caso as monooxigenases dependentes do citocromo P-450, esterases, GSH-transferase, sendo que potencialmente todas as classes de produtos químicos podem ser afetadas através desses mecanismos (OMOTO, 2003). Por meio de táticas biomoleculares pode-se identificar esses grupos enzimáticos, avaliar esses mecanismos de resistência em ácaros e realizar o monitoramento da resistência.

A degradação do inseticida pode ocorrer por vários processos metabólicos nos quais o produto é convertido em uma forma não tóxica ou mesmo eliminado rapidamente do corpo do inseto. As enzimas e sistemas enzimáticos envolvidos, como as esterases, oxidases, transferases e outras enzimas, apresentam maior atividade ou estão em quantidades maiores nas populações resistentes (YU; NGUYEN, 1992; HEMINGWAY, 2000). As oxidases e transferases são enzimas ubíquas que estão comumente envolvidas na detoxificação de numerosos compostos. Já as esterases são de maior importância na detoxificação de alguns grupos químicos, principalmente organofosforados e piretróides (CONYERS et al., 1998; VAN LEEUWEN; TIRRY, 2007).

O metabolismo ou detoxificação é, provavelmente, o mecanismo mais estudado de resistência de insetos a inseticidas. Este mecanismo permite ao inseto modificar ou detoxificar o inseticida a uma taxa suficiente para prevenir a ação no seu sítio alvo (FUKUTO; MALLIPUDI, 1983).

A interação entre mecanismos de detoxificação metabólica e espécies de artrópodes resistentes a produtos químicos pode ser constatada através do uso de sinergistas (WILKINSON, 1983; HINKS; SPURR, 1991; SATO et al., 2001), os quais representam uma importante ferramenta de laboratório (RAFFA; PRIESTER, 1985).

A ação do sinergista minimiza a quantidade de inseticida químico necessária para o controle de insetos, pois age como um substrato alternativo, poupando o inseticida da detoxificação, ou reage com outro sítio no sistema enzimático, prevenindo a detoxificação do

inseticida (CASIDA, 1970), aumentando assim a letalidade dos mesmos nas populações resistentes (BRINDLEY; SELIM, 1984).

Os sinergistas têm sido intensamente empregados na tentativa de superar o problema de resistência e ajudar a controlar pragas no campo e, particularmente, em ambientes de grãos armazenados. Em algumas espécies de coleópteros de produtos armazenados houve comprovação da resistência bioquímica, como indicado por Subramanyam et al. (1989) utilizando inseticidas combinados com sinergistas. Esses autores observaram que a enzima carboxilesterase estava envolvida na detoxificação de malatim em adultos resistentes de *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera, Tenebrionidae); enquanto que oxidases e esterases eram responsáveis pela detoxificação de clorpirifós-metil em adultos de *Oryzaephilus surinamensis* (L.).

Lorini e Galley (2000) mostraram que o sinergista butóxido de piperonila (PBO) aumentou a toxicidade do inseticida deltametrina em uma maneira dose-dependente, em todas as proporções testadas em populações resistentes de *Rhyzopertha dominica* (Fabricius) (Coleoptera, Bostrichidae), indicando que enzimas oxidases multifuncionais (MFO) são importantes na detoxificação desse inseticida. Entretanto, para populações suscetíveis, a adição de PBO aumentou a toxicidade somente nas maiores proporções testadas. Esses autores também testaram o sinergista DEF (S,S,Stributilfosforotritioato) com deltametrina, nas mesmas populações de *R. dominica*, e não encontraram um efeito sinergista significativo, constatando que enzimas esterases possivelmente não estejam envolvidas na resistência a deltametrina em *R. dominica*.

Guedes et al. (1997) demonstraram que a atividade específica da acetilcolinesterase diferiu significativamente entre populações resistentes e suscetíveis de *R. dominica*, indicando que a atividade aumentada da acetilcolinesterase parece estar associada com a resistência a organofosforados. E, com relação à resistência bioquímica aos piretróides, estudos de Collins (1990), com a espécie *T. castaneum*, indicam que o aumento do metabolismo enzimático na molécula do inseticida envolve oxidação e/ou hidrólise por ésteres.

Assim, informações sobre a toxicologia de inseticidas químicos e a identificação de mecanismos de resistência, no sentido de distinguir um sistema enzimático de outro, podem ser obtidas por investigações apropriadas com sinergistas. O butóxido de piperonila, o qual inibe as monooxigenases, tem sido usado como sinergista com inseticidas organofosforados e piretróides para controlar pragas de grãos armazenados, com excelentes resultados (SAMSON et al., 1990; DAGLISH et al., 1995; LORINI; GALLEY, 2000).

Nos testes bioquímicos, procura-se determinar maior atividade de determinado grupo de enzimas destoxicadoras em populações resistentes quando comparada com a atividade enzimática de uma população suscetível. Guerrero et al. (2002) fizeram a diagnose de resistência de populações mexicanas do carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Canestrini) pela expressão e atividade de uma enzima da família das esterases que têm a

capacidade de hidrolisar vários compostos tóxicos. A atividade da enzima Czest9 mostrou-se maior quando comparada à atividade da mesma enzima extraída de uma população suscetível.

Outro exemplo de aplicação de métodos bioquímicos para detecção de resistência é o trabalho de Stunpf e Nauen (2002) em populações de *T. urticae*, que determinaram maior atividade das enzimas glutationa-S-transferase e do complexo monooxigenases dependentes do citocromo P450 em populações resistentes à abamectina, em comparação com populações suscetíveis ao produto químico.

Diagnósticos moleculares de resistência a produtos químicos, em populações de artrópodes, são considerados mais precisos e diminuem a variabilidade associada com bioensaios, levando em consideração aspectos intrínsecos (estrutura genética) e extrínsecos (condições laboratoriais, tamanho da amostra, etc.) (BROWN; BROGDON, 1987; OSAKABE et al., 2009; VAN LEEUWEN et al., 2010).

Com o estabelecimento da técnica conhecida como PCR (Polymerase Chain Reaction), houve grande avanço no entendimento da resistência em nível molecular. A técnica consiste em uma amplificação exponencial de fragmentos específicos de DNA a partir de pequenas quantidades dessa molécula, utilizando enzimas polimerases e pequenas sequências iniciadoras (primers) que se ligam a regiões complementares do DNA e servem como molde inicial para a amplificação de determinada região dessa molécula de DNA (LOCALI et al., 2003). Tal técnica poderia ser utilizada para a detecção de uma região específica de populações resistentes a produtos químicos com o emprego de marcadores moleculares para essa característica.

2.6. Inimigos naturais resistentes

A seleção artificial de linhagens de inimigos naturais resistentes a produtos químicos nem sempre tem sido efetivada com sucesso. De acordo com Hoy (1990) algumas técnicas de biotecnologia poderiam ser ferramentas exploradas no melhoramento de inimigos naturais a produtos químicos. A utilização da técnica de DNA recombinante tem sido considerada a mais viável para a implementação da resistência em inimigos naturais. Várias etapas envolvem esse processo, sendo necessário primeiramente identificar os genes que governam a resistência, posteriormente devem ser clonados e inseridos no organismo (inimigo natural) geralmente através de microinjeção. Após a incorporação no genoma esse gene deve estabilizar, se expressar apropriadamente e ser transmitido às progênes. *G. occidentalis* foi o primeiro inimigo natural melhorado através dessa técnica (PRESNAIL; HOY, 1994).

A PROMIP, criada em 2006, foi a primeira empresa brasileira a produzir ácaros predadores para o controle biológico de insetos e ácaros-praga. Além de produzir inimigos

naturais para o controle biológico de pragas em diferentes sistemas de cultivo, a PROMIP preocupa-se com a integração dessa estratégia de controle com outras táticas de manejo, tal como o controle químico. Para isso a empresa desenvolve periodicamente em seu laboratório, pesquisas para avaliar a compatibilidade de seus agentes benéficos com produtos químicos. A PROMIP trabalha constantemente na busca e seleção de linhagens resistentes de inimigos naturais a diferentes produtos químicos, o que possibilita a introdução dos organismos produzidos mesmo em áreas de manejo convencional (PROMIP, 2012).

O ácaro predador *P. macropilis* comercializado pela PROMIP (Macromip) deve ser empregado preferencialmente em áreas de produção orgânica, produção integrada onde a aplicação de produtos químicos não é realizada ou é realizada moderadamente, pois esse predador é suscetível a vários produtos químicos, incluindo piretróides. O inimigo natural é recomendado para o controle biológico do ácaro-rajado em plantas ornamentais, hortaliças, pomares, parques e jardins (PROMIP, 2012).

3.MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Obtenção e criação de manutenção das populações de ácaros

As populações do ácaro-rajado (*T. urticae*) e do predador *P. macropilis*, resistentes a fenpropatrina foram obtidas em uma mesma lavoura comercial convencional de morango no município de Socorro, SP, sendo a de *T. urticae* coletada em junho de 2012 e a de *P. macropilis* em setembro de 2010 (Figura 6).

No ano de 2012 não foi encontrado *P. macropilis* na lavoura convencional de morango em Socorro, portanto a linhagem oriunda da coleta de 2010 foi usada em todo o trabalho. Foi feita pressão de seleção na linhagem R de *P. macropilis* 30 dias antes de iniciar a sequência de testes com os produtos. A concentração de fenpropatrina usada foi 600 mg de ingrediente ativo (i.a.) /L.



Figura 6. Lavoura comercial convencional de morango, município de Socorro, SP - vista parcial (Foto: M.C.V.Queiroz).

As populações suscetíveis foram obtidas em uma mesma lavoura comercial de chuchu no município de Amparo, SP, onde não se aplicou produtos químicos para controle do ácaro, sendo coletadas em outubro de 2012.

As populações resistentes do predador *P. macropilis* foram mantidas no Laboratório de Acarologia e as suscetíveis no Laboratório de Entomologia Econômica, para evitar contaminações entre as linhagens R e S.

Os ácaros *T. urticae* foram mantidos em plantas de feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis*), cultivadas em vasos, mantidos em laboratório (Figura 7). As plantas foram substituídas a cada dois dias para garantir a qualidade do alimento fornecido. Os ácaros *P. macropilis* foram mantidos em plantas de feijão-de-porco infestadas com *T. urticae*, cultivadas em vasos conforme descrito acima.



Figura 7. Plantas de feijão-de-porco (*C. ensiformis*) com sete dias após o plantio, cultivadas em vasos de 500 mL (4 plantas por vaso). (Foto: M.C.V.Queiroz).

3.2. Produtos testados

Foram testados 12 produtos de diferentes grupos químicos, com diferentes modos de ação. A Tabela 1 apresenta esses produtos separados por modo de ação e grupo químico, seguindo a classificação do IRAC (Comitê Brasileiro de Ação e Resistência a Inseticidas).

Tabela 1: Produtos químicos usados nos testes de toxicidade.

Produto Com./ Ingr. Ativo	Grupo Químico	Modo de Ação	Recomendação (mg i.a./L)
Acefato/ Orthene® 750 BR	1B) organofosforado	1) Inibidor de Acetilcolinesterase	750,0
Bifentrina/ Talstar® 100 EC	3A) piretróide	3) Moduladores de Canal de Sódio	30,0
Deltametrina/ Decis® 25 EC	3A) piretróide	3) Moduladores de Canal de Sódio	12,5-50,0
Fenpropatrina/ Danimem® 300 EC	3A) piretróide	3) Moduladores de Canal de Sódio	195,0
Abamectina/ Vertimec® 18 EC	6) avermectina	6) Ativadores de Canal de Cloro	9,0-13,5
Milbemectina/ Milbeknok® 50 EC	6) milbemicina	6) Ativadores de Canal de Cloro	1,0 -2,0
Etoxazol/ Borneo® 110 SC	10B) difenil oxazolina	10) Reguladores de Crescimento	4,95
Diafentiuon/ Polo® 500 SC	12A) feniltiouréia	12) Inibidores de Fosforilação Oxidativa (inibidores de ATP sintetase mitocondrial)	400,0
Propargito/ Acarit® 720 EC	12C) sulfito de alquila	12) Inibidores de Fosforilação Oxidativa (inibidores de ATP sintetase mitocondrial)	216,0
Clorfenapir/ Pirate® 240 SC	13) análogo do pirazol	13) Desacopladores da fosforilação oxidativa via disrupção do gradiente de próton H	7,2-12,0
Fenpiroximato/ Ortus® 50 SC	21) pirazol	21) Inibidores do complexo da cadeia de transporte de elétrons na mitocôndria	50,0
Espiromosifeno/ Oberon® 240 SC	23) cetoenol	23) Inibidores da acetil CoA carboxilase (Inibidor da síntese de Lipídeos)	600,0-720,0

3.3. Aplicação dos produtos

Os experimentos foram conduzidos nos Laboratórios de Acarologia e de Entomologia Econômica do Centro Experimental Central do Instituto Biológico (CEIB) em Campinas, SP.

A aplicação dos produtos sobre *T. urticae* e *P. macropilis* foi realizada conforme metodologia recomendada pela “International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants (IOBC), West Palaearctic Regional Section (WPRS)” (HASSAN, 1992; HASSAN, 1994; VEIRE; SMAGGHE; DEGHEELE, 1996; DEGRANDE et al., 2002).

Os ácaros foram colocados em arenas de folhas de feijão-de-porco (4 cm de diâmetro), mantidas sobre uma camada de algodão hidrofílico úmido em uma placa de Petri (9 cm de diâmetro). A borda da folha foi coberta por uma faixa de algodão úmido formando uma barreira para evitar a fuga dos ácaros (Figura 8).

Cada arena recebeu a aplicação em torre de Potter (Burkard Scientific, Uxbridge, UK) calibrada a 68,9 kPa. Foi utilizado um volume de calda de 2 mL, o que corresponde a uma deposição média de resíduo úmido de 1,6 mg/cm² de arena.



Figura 8. Arenas montadas em placas de Petri de 9 cm de diâmetro com discos foliares de feijão-de-porco e bordas de algodão. (Foto: M.C.V.Queiroz)

3.4. Testes toxicológicos

3.4.1. Testes toxicológicos com adultos

Para avaliação da toxicidade, tanto nos testes com *T. urticae* quanto nos com *P. macropilis*, 10 fêmeas adultas (oriundas da criação em laboratório) com até 48 horas de idade, foram colocadas nas arenas e submetidas à pulverização com produtos químicos, em torre de Potter, conforme anteriormente descrito. No tratamento testemunha foi aplicada apenas água destilada.

Nos testes com *T. urticae*, os ácaros foram mantidos nas arenas e a mortalidade foi avaliada 48 h após a aplicação do produto, sendo considerado morto o indivíduo que não se deslocou a uma distância equivalente ao comprimento do seu corpo, após o estímulo gerado pelo toque de um pincel.

Foram utilizadas cinco concentrações de cada produto, para se estabelecer as curvas de regressão concentração-mortalidade, incluindo a concentração recomendada para

controle de *T. urticae* em morango no Brasil. Os dados foram submetidos à análise de Probit (Finney, 1971), comparando-se as CL_{50} e intervalos de confiança de cada produto, para as linhagens S (suscetível) e R (resistente) a fenpropatrina.

Nos testes com *P. macropilis*, após a pulverização os ácaros foram transferidos para tubos de vidro de 10 X 1,2 cm de diâmetro, previamente tratados com o produto nas concentrações estabelecidas (Figura 9). Nesses tubos foram colocados pequenos pedaços de folha de feijão-de-porco infestadas com *T. urticae* para alimento. Os mesmos foram fechados com parafilme para evitar a fuga dos predadores. Em seguida foram colocados em caixas pretas com tampa (Figura 10), com objetivo de reduzir o stress dos ácaros durante o teste. A mortalidade foi avaliada após 24, 48 ou 72 horas, com auxílio de um microscópio estereoscópico (40x), sendo considerado morto o indivíduo que se manteve imóvel ao estímulo gerado pelo toque de um pincel.



Figura 9. Tubos de vidro de 10 X 1,2 cm de diâmetro usados para testes químicos com *P. macropilis* (Foto: M.C.V.Queiroz).



Figura 10. Caixas pretas com 37 X 26 X 7 cm usadas para testes químicos com *P. macropilis* (Foto: M.C.V.Queiroz).

3.4.2. Testes toxicológicos com ovos

Os testes com ovos de *P. macropilis* foram conduzidos da seguinte maneira:

Foram colocadas 20 fêmeas adultas de *T. urticae* em cada arenas, num total de 10 arenas. Após 24 horas, foram transferidas 10 fêmeas adultas de *P. macropilis* para cada uma das arenas e deixadas por 24 horas para oviposição.

Antes da aplicação dos produtos, todos os adultos foram retirados das arenas.

A aplicação foi feita como descrito anteriormente, sobre as arenas com os ovos.

Durante 5 dias, a cada 24 horas, foi feita uma avaliação do teste, onde as larvas eclodidas foram contadas e retiradas das arenas.

Os dados de mortalidade para as linhagens S e R foram submetidas à análise de Probit (FINNEY, 1971), utilizando-se o programa Biostat (ANALYSTSOFT, 2009).

A razão de resistência entre as linhagens foi obtida através da divisão da CL_{50} (concentração letal média) da linhagem R pela CL_{50} da linhagem S.

3.5. Estimativa de concentração discriminatória

A concentração discriminatória foi determinada como a concentração que elimina praticamente 100% dos indivíduos suscetíveis sem afetar os resistentes, baseando-se nos resultados da análise de Probit para as curvas concentração-resposta dos testes feitos com a linhagem R e a linhagem S, tida como referência.

A partir do estabelecimento da concentração discriminatória pode-se monitorar a resistência, baseando-se apenas na mortalidade dos ácaros para uma única concentração do acaricida (=concentração discriminatória). Este método é mais eficiente que o monitoramento da resistência baseado na estimativa da CL_{50} , podendo-se detectar a resistência em populações em que a frequência da resistência ainda se mostre baixa (HALLIDAY; BURNHAM, 1990).

3.6. Estudos sobre estabilidade da resistência a fenproprina em *P. macropilis*

A partir das linhagens suscetível (S) e resistente (R) de *P. macropilis* foi estabelecida uma população com 75% de ácaros resistentes. A frequência de resistência de *P. macropilis* ao acaricida foi acompanhada mensalmente. A população inicial foi constituída de pelo menos 1.000 ácaros.

Os testes toxicológicos foram realizados em fêmeas adultas de *P. macropilis*. As frequências de resistência foram obtidas aplicando-se fenproprina na concentração discriminatória, nos bioensaios realizados mensalmente para a população estudada. A avaliação da mortalidade de ácaros foi realizada após um período de 24 h. Foram avaliados pelo menos 200 ácaros em cada avaliação.

3.7. Estudos com sinergistas

Foram utilizadas nos experimentos as linhagens de *P. macropilis* suscetível e resistente ao inseticida/acaricida fenproprina (Danimen 300 CE). Experimentos foram realizados para verificar o possível envolvimento das enzimas monooxigenases dependentes do citocromo P-450, das glutiona-S-transferases e das esterases no processo de detoxificação do acaricida. O experimento foi baseado em metodologia descrita por Sato et al. (2001), para estudos com sinergistas em *Neoseiulus* (= *Amblyseus*) *womersleyi* (Schicha) (Acari: Phytoseiidae).

Os sinergistas utilizados nos experimentos foram: PBO (butóxido de piperonila), DEM (dietil maleato) e DEF (S,S,S - tributilfosforotritioato) .

PBO é um conhecido inibidor de monooxigenases dependentes do citocromo P-450; DEM é inibidor de S-transferases de glutatiom (STG) e monooxigenases; e DEF é inibidor de esterases e STG (FOURNIER et al., 1987).

3.7.1. Estimativa da "concentração subletal máxima" para sinergistas

Esta concentração foi estimada utilizando-se a linhagem suscetível de *P. macropilis*.

Em um tubo de vidro de 10 cm x 1,2 cm de diâmetro, foram colocados e distribuídos 200 µL de solução acetônica de cada um dos sinergistas. Após a secagem, foram transferidas cinco fêmeas adultas de *P. macropilis* para cada tubo. Em seguida os tubos foram fechados com parafilm e colocados nas caixas pretas descritas anteriormente. A avaliação da mortalidade foi realizada após a exposição dos ácaros aos sinergistas por um período de 4 h. Foram testadas primeiramente quatro concentrações de cada sinergista, utilizando-se cinco tubos para cada concentração.

3.7.2. Bioensaio com sinergistas

Foram colocados 200 µL de solução acetônica de um dos sinergistas em tubos de vidro de 10 x 1,2 cm de diâmetro, distribuindo-se a solução por toda superfície interna do tubo e deixando secar.

As concentrações dos sinergistas DEM e DEF utilizadas no experimento, tanto para a linhagem suscetível como para a resistente, foram equivalentes às concentrações subletais máximas estimadas para cada sinergista. No caso do sinergista PBO, a concentração subletal máxima foi usada na linhagem R e metade na linhagem S, pois o mesmo mostrou-se mais letal na linhagem S. Posteriormente, aproximadamente 5 fêmeas adultas de *P. macropilis* foram introduzidas em cada tubo. Após a transferência dos predadores, os tubos foram fechados com parafilme, para impedir a fuga dos mesmos, e deixados nas caixas pretas, em contato com o sinergista, por um período de 4 h (SATO et al., 2001). Após esse período, os ácaros foram transferidos para arenas com folha de feijão-de-porco e submetidos a aplicação de fenpropratrina. Em seguida, foram transferidos para outros tubos, previamente tratados com 200 µL de solução aquosa de fenpropratrina, contendo um pedaço de folha de feijão-de-porco de 1 cm X 1 cm infestada com *T. urticae*,

que foram fechados com parafilme. Foram utilizados cinco tubos para cada concentração de fenproprina.

A mortalidade foi avaliada após 24 horas. No caso da testemunha, os ácaros foram tratados com o sinergista e em seguida transferidos para tubos previamente tratados apenas com acetona (padrão analítico).

Foram obtidas as curvas de regressão concentração-mortalidade e as CL_{50} , para fenproprina, realizando-se o tratamento em ácaros das linhagens R e S de *P. macropilis*, previamente tratados ou não com sinergistas. Foram utilizadas 5 concentrações do piretróide para a obtenção das curvas de concentração-resposta.

As curvas obtidas nos testes com e sem sinergistas foram comparadas para verificar a influência dos mesmos na mortalidade dos ácaros.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Toxicidade dos produtos em *P. macropilis*

A Tabela 2 mostra os resultados dos testes realizados com 12 produtos, incluindo diferentes grupos químicos, com diferentes modos de ação, listados conforme classificação do IRAC – BR. Foram estimados valores de CL_{50} para as linhagens R e S de *P. macropilis*.

Para o grupo dos piretróides (moduladores de canal de sódio), a linhagem R mostrou-se tolerante a bifentrina, com $CL_{50} = 4.039,98$ mg i.a./L e deltametrina, $CL_{50} = 150,81$ mg i.a./L, concentrações essas muito superiores às recomendadas.

Nos testes com fenproprina, a linhagem R mostrou-se 5.348,35 vezes mais resistente que a linhagem S. A CL_{50} de fenproprina (2.032,36 mg i.a./L) para linhagem R corresponde a uma concentração 10 vezes superior à concentração recomendada para o controle do ácaro-rajado em morangueiro no Brasil (AGROFIT, 2012).

Os resultados dos testes para os outros grupos químicos mostraram suscetibilidade de ácaros da linhagem R a acefato, abamectina, milbemectina, etoxazol, diafentiuron, propargito, clorfenapir e fenpiroximato. Para esses produtos a CL_{50} foi inferior à concentração recomendada para o controle de *T. urticae* e outras pragas no Brasil. (AGROFIT, 2013). No caso de propargito, a CL_{50} foi ligeiramente superior a sua concentração recomendada. Esse fato pode estar associado à tolerância natural da espécie ao acaricida (AMIN; MIZELL; FLOWERS, 2009).

Estes resultados mostram que a maior tolerância a produtos químicos na linhagem R de *P. macropilis* estudada se limita basicamente ao grupo dos piretróides, tendo pouca influência sobre os outros grupos químicos.

Tabela 2. Toxicidade de diferentes produtos químicos para *P. macropilis*.

Ingr. Ativo	Recomend. (mg i.a./L)	Linh.	Fase	n	CL ₅₀ (mg i.a./L) (IC95%)	Coefic. Ang. ± EP	χ ²	g.l.
acefato	750,0	R	A	222	12,08 (1,92-75,91)	0,71±0,35	3,13	3
bifentrina	30,0	R	A	235	4.039,98 (1.464,03-217.385,99)	0,78±0,24	2,76	3
deltametrina	12,5-50,0	R	A	267	150,81 (116,04-190,38)	1,63±0,21	0,94	3
fenpropatrina	195,0	R	A	221	2.032,36 (1.427,97-3.287,49)	1,46±0,28	1,86	3
		S	A	255	0,38 (0,00-2,18)	0,58±0,23	0,39	3
abamectina	9,0-13,5	R	A	242	3,06 (2,39-3,97)	1,63±0,22	5,11	3
milbemectina	10,0-20,0	R	A	250	0,10 (0,09-0,12)	3,76±0,48	0,012	3
etoxazol	49,5	R	O	278	0,73 (0,05-11,39)	1,09±0,46	2,22	3
diafentiurom	400,0	R	A	143	39,01 (33,94-44,73)	4,90±0,85	1,16	3
propargito	216,0	R	A	232	377,91 (240,55-850,16)	0,88±0,20	2,63	3
clorfenapir	72,0-120,0	R	A	227	3,21 (2,61-3,75)	2,73±0,42	0,29	3
fenpiroximato	50,0	R	A	237	11,28 (5,93-21,34)	12,30±0,44	1,75	3

R=resistente; S=suscetível; A=adulto; O=ovo; n=número total de ácaros usados; g.l.=graus de liberdade

Em teste com ovos de *P. macropilis* R, não houve mortalidade significativa em concentrações iguais ou inferiores a 2.400 mg i.a./L para fenpropatrina. Para espiromesifeno, concentrações inferiores a 300,0 mg i.a./L não causaram mortalidade em ovos de *P. macropilis*. Avaliações preliminares indicaram que espiromesifeno pode causar mortalidade em larvas. Veronez et al. (2009) observaram 25% de ovos inviáveis após exposição de ácaros *P. macropilis* ao mesmo produto, em uma concentração dentro da faixa recomendada para a cultura do morangueiro (600,0 a 720,0 mg i.a./L).

Taxas de 100% de mortalidade de *P. macropilis* foram observadas por Brito et al. (2006b) para abamectina e Poletti (2007) para fenproprina, nas concentrações recomendadas para controle de *T. urticae* em morangueiro no Brasil.

Costa et al. (2012) observaram 92% de mortalidade de *P. macropilis* para fenpiroximato (7,0 mg i.a./L), 68% para abamectina (72,0 mg i.a./L), 24% para propargito (216,0 mg i.a./L) e 60% para fenproprina (195,0 mg i.a./L).

Veronez et al. (2009) obtiveram 100% de mortalidade para fenproprina, abamectina, propargito, fenpiroximato, usando as concentrações recomendadas para cultivo de morangueiro no Brasil. Amin et al. (2009) realizaram um estudo utilizando uma linhagem de *P. macropilis*, oriunda de uma população selvagem, encontrada se alimentando de ácaros rajados em Monticello, Flórida, e mantida em laboratório. Os pesquisadores observaram 100% de mortalidade para fenproprina (138 mg i.a./L) e 5% para acefato (1.132,5mg i.a./L). Essa linhagem mostrou-se tolerante a acefato e suscetível a fenproprina, resultado oposto ao observado no presente trabalho. Aparentemente, a tolerância do predador a esses 2 produtos não seria característica da espécie, mas resultado da exposição prévia das populações originais aos referidos produtos. O acaricida abamectina causou alta mortalidade ($CL_{50} = 0,7513$ mg i.a./L), enquanto propargito mostrou-se pouco tóxico ($CL_{50} = 8.917,0$ mg i.a./L).

Poletti e Omoto (2012), em testes com deltametrina, registraram $CL_{50} = 0,3$ mg i.a./L para *P. macropilis* e $CL_{50} = 970,1$ mg i.a./L para *N. californicus* (razão de tolerância de 3.000 vezes). Os autores encontraram, também, alta variabilidade na suscetibilidade a deltametrina em 3 populações de *P. macropilis* coletadas em cultivos protegidos de crisântemo, rosa e gérbera (razões de resistência de até 3.500 vezes), resultado provavelmente da alta exposição dos predadores a produtos químicos nesse tipo de cultivo.

A capacidade dos fitoseídeos de tolerar uma certa quantidade de uso de produtos químicos pode ser um fator-chave para decidir se eles podem ser usados com sucesso para controlar ácaros em sistemas de cultivos perenes (McMURTRY et al., 1970; AMANO; CHANT, 1990; CROFT, 1990). É uma consideração muito importante em programas de controle biológico (NYROP et al., 1998).

Muitas vezes, as diferentes espécies de fitoseídeos terão diferentes tolerâncias a certos produtos químicos e essa informação pode ser muito útil na seleção de produtos químicos para uso em programas de MIP em culturas perenes (WATVE; LIENK, 1975).

Rezende et al. (2013) avaliaram a toxicidade letal de abamectina e dimetoato sobre duas populações de *P. macropilis*, uma oriunda de cultivo convencional de morango da região de Barbacena-MG e a outra proveniente de casa de vegetação do campus da Universidade Federal de Viçosa. Foram encontrados valores muito similares de CL_{50} para abamectina (19,6 mg i.a./L para Viçosa e 18,3 para Barbacena). Para dimetoato a população de Barbacena mostrou-se 9,4 vezes mais resistente.

Por outro lado, a resistência múltipla tem sido encontrada com frequência em populações de *P. persimilis* coletadas em campo em alguns países da Europa (CROFT, 1990).

Casos de resistência de ácaros fitoseídeos também foram relatados para as espécies *Amblyseius fallacis* (Garman), *Metaseiulus occidentalis* (Nesbitt), *P. persimilis* e *Typhlodromus pyri* (Scheuten) (CROFT; STRICKLER, 1983; HOY, 1985). Isto pode ser explicado porque algumas espécies de ácaros fitoseídeos apresentam fatores intrínsecos como taxas reprodutivas elevadas, pseudo-arrenotoquia que favorece aumento da densidade gênica de indivíduos resistentes a produtos químicos (CROFT; VAN de BAAN, 1988; McMURTRY; CROFT, 1997).

Em regiões produtoras de uva no sul da França, Bonafos et al. (2007) coletaram populações de ácaros predadores *T. pyri* e *Amblyseius andersoni* (Chant) e detectaram altos níveis de resistência aos piretróides deltametrina e lambda-cyhalotrina. De acordo com esses autores, o desenvolvimento da resistência nessas espécies de predador sob condições de campo desempenha um papel importante na sua conservação em regiões de produção comercial de uva, contribuindo para o sucesso dos programas de manejo integrado de ácaros fitófagos.

A resistência de *N. californicus* a inseticidas organofosforados foi documentada em pomares comerciais de maçã no Uruguai (CROFT et al, 1976). A monitorização da resistência aos produtos químicos seria útil para proteger os inimigos naturais nas culturas vegetais comerciais.

Yang et al. (2002) observaram a ocorrência de resistência cruzada entre bifentrin e dimetoato em *Oligonychus pratensis* (Banks) e *T. urticae*.

O ácaro predador *Neoseiulus longispinosus* (Evans) (Acari: Phytoseiidae), um agente importante para o controle biológico de ácaros nas hortaliças no sul da China, foi estudado por Zhao et al. (2013). Os autores demonstraram em condições de bioensaios de laboratório a resistência de três linhagens de *A. longispinosus* para fenpropatrina, clorpirifós e abamectina. As razões de resistência (RR_{50}) foram 592-865; 282-380 e 25,8-31,6, respectivamente. A concentração recomendada para campo e a concentração testada foram comparadas e a segurança dos produtos químicos para *A. longispinosus* foi avaliada. Este estudo forneceu informações úteis para proteger os ácaros predadores e usar produtos químicos, combinando os métodos de controle biológico e químico. Os resultados foram o primeiro relato de resistência de *A. longispinosus* na China.

Em linhagens de *N. womersleyi* (Acari: Phytoseiidae), selecionadas para resistência e suscetibilidade a metidationa (organofosforado), Sato et al. (2000) encontraram alta toxicidade em testes com bifentrina (piretróide), com valores de CL_{50} inferiores a 10 ppm, tanto para a linhagem R quanto para a S, demonstrando não haver resistência cruzada entre metidationa e bifentrina.

Informações conflitantes reportadas na literatura podem causar confusão entre os praticantes do MIP. Em relação ao *T. urticae*, resultados contrastantes são devidos ao fato de os estudos serem conduzidos com ácaros de diferentes níveis de exposição a inseticidas e, portanto, com diferentes níveis de resistência (AKO et al, 2006). Em relação a *P. persimilis*, discrepâncias podem ser devidas a muitos fatores, como histórico de exposição da linhagem e metodologia adotada nos testes toxicológicos. Muitos estudos são conduzidos em linhagens comerciais (p.ex. ZHANG; SANDERSON, 1990; OOMEN, 1991; SPOLLEN; ISMAN, 1996; SHIPP et al, 2000; CLOYD et al 2006; LIBURD et al 2007), muitas vezes selecionadas para uma resistência (SCHULTEN et al, 1976; HASSAN, 1982; FOURNIER, 1987; OOMEN et al, 1991).

Sato et al. (2005) reportaram possível resistência cruzada entre milbemectina e abamectina em *T. urticae*. Esses resultados mostraram declínio proporcional das frequências de resistência a milbemectina e abamectina, corroboram com a hipótese de resistência cruzada entre esses acaricidas.

4.2. Resistência de *T. urticae* e *P. macropilis* ao acaricida fenpropratrina

Na Tabela 3 verifica-se as CL₅₀ de fenpropratrina estimadas para as linhagens de *T. urticae* e *P. macropilis* estudadas.

A CL₅₀ de fenpropratrina estimada para a população de *T. urticae* R foi de 896,73 mg i.a./L, o que equivale a aproximadamente 5 vezes a concentração recomendada para controle do ácaro em morango no Brasil (AGROFIT, 2012).

As populações de praga e predador, coletadas em áreas com diferentes sistemas de produção, apresentaram frequências de resistência diferentes.

Tabela 3. Toxicidade de fenpropratrina para *T. urticae* e *P. macropilis*

Espécie/ Linhagem	n	CL ₅₀ (mg i.a./L) (IC95%)	Coefficiente Angular ± EP	χ ²	g.l.	RR
<i>T. urticae</i> R	300	896,73 (704,98-1.190,28)	1,47±0,19	1,54	3	49,82
<i>T. urticae</i> S	240	18,00 (13,83-23,94)	1,58±0,19	1,45	5	1
<i>P. macropilis</i> R	143	2.032,36 (1.427,97-3.287,49)	1,46±0,28	1,86	3	5.348,35
<i>P. macropilis</i> S	255	0,38 (0,00-2,18)	0,58±0,23	0,39	3	1

R=resistente; S=suscetível; n= número de ácaros; g.l.= graus de liberdade; RR=razão de resistência (CL₅₀ da linhagem resistente / CL₅₀ da linhagem suscetível).

Em *T. urticae* a razão de resistência, comparando-se a população R coletada em cultivo convencional de morango, com a S coletada em cultivo de chuchu isento de produtos químicos, foi 49,8.

Na linhagem R de *P. macropilis*, a CL_{50} de fenpropatrina foi de 2.032,36 mg i.a./L, equivalendo a aproximadamente 10 vezes a concentração recomendada para controle de *T. urticae* em morangueiro (195 mg i.a./L). Em contrapartida, a população S de *P. macropilis* foi extremamente suscetível ($CL_{50} = 0,38$ mg i.a./L). A razão de resistência foi de 5.348,35 para *P. macropilis*. A população de *P. macropilis* que originou a linhagem R usada nesse estudo foi obtida em uma condição particular. O produtor havia aplicado fenpropatrina alguns dias antes da coleta dos ácaros, o que pode explicar a alta frequência de resistência observada nessa linhagem, resultando em uma razão de resistência maior do que a verificada na linhagens de *T. urticae*.

O ácaro-rajado *T. urticae* e o predador *P. persimilis* são amplamente espalhados por toda a área do Mediterrâneo. Interações predador-presa em culturas podem ser afetadas por agrotóxicos usados para controlar outras pragas, e, portanto, o conhecimento dos efeitos colaterais dos produtos químicos é essencial na gestão de populações da praga segundo o manejo integrado de pragas (MIP). Estudos toxicológicos avaliando os efeitos dos produtos químicos no predador juntamente com a presa pode prever melhor o seu impacto sobre as comunidades de ácaros (DUSO et al., 2008). Em populações de ácaros coletadas de vegetais livres de tratamento químico na área do Mediterrâneo (ilha de Sardenha), os testes conduzidos pelos autores mostraram ser as piretrinas e rotenona mais tóxicas para *P. persimilis* que para *T. urticae*.

4.3. Estimativa da concentração discriminatória para *P. macropilis*

A concentração de 150 mg i.a./L, que causou mortalidade de praticamente 100% dos ácaros da linhagem S e não afetou significamente os da linhagem R, foi escolhida para ser usada no monitoramento da resistência a fenpropatrina em *P. macropilis* neste estudo.

As curvas de concentração-resposta mostradas na Figura 11, foram obtidas submetendo os resultados dos testes de toxicidade de *P. macropilis* (R e S) à análise de Probit. As linhas verticais representam uma faixa de concentração que pode ser usada para o monitoramento da resistência em *P. macropilis*.

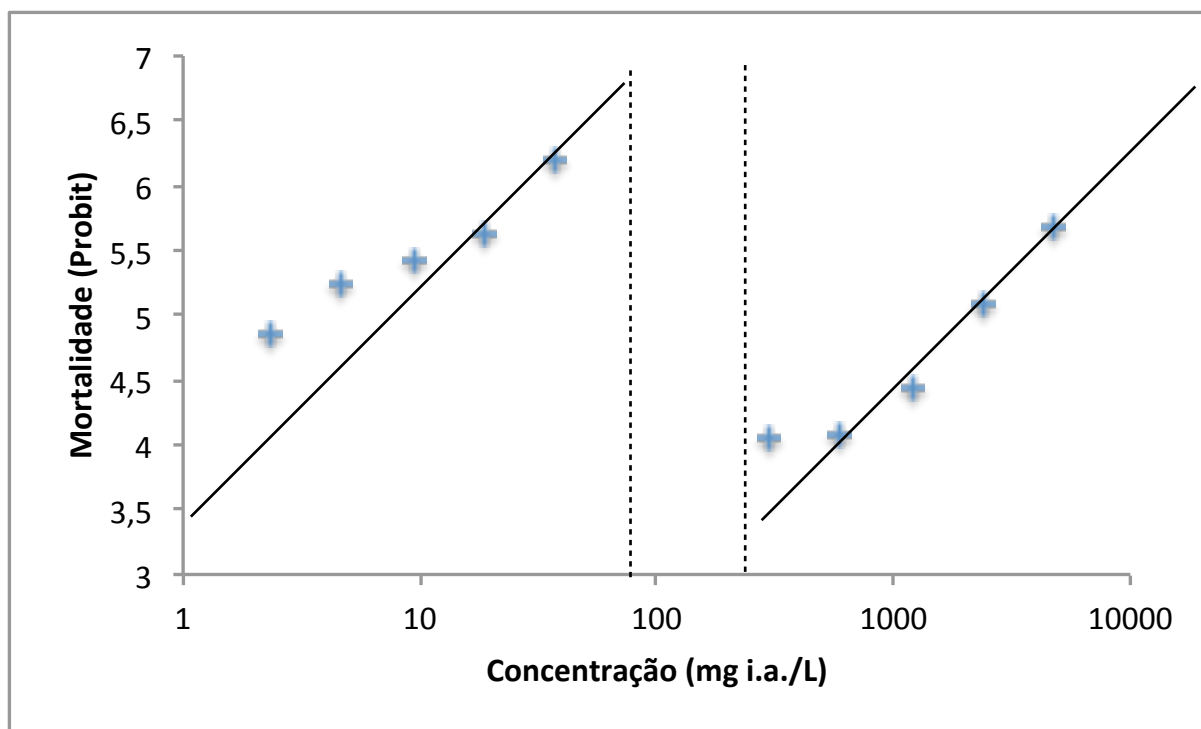


Figura 11: Curvas concentração-resposta para as linhagens S e R de *P. macropilis*. O intervalo entre as linhas tracejadas mostra as concentrações onde ocorre 100% de mortalidade dos ácaros da linhagem S sem afetar os da linhagem R.

4.4. Estudos sobre estabilidade da resistência de *P. macropilis* a fenproprina

Os resultados indicam que a resistência a fenproprina é instável em ausência de pressão de seleção (Figura 12).

Para fenproprina a frequência de ácaros resistentes decresceu significativamente ao longo do tempo, variando de 75,0 a 24,5% nos primeiros 6 meses, indicando custo adaptativo para a linhagem R. Nos 6 meses seguintes a frequência de resistência oscilou entre 18,94% e 31,86%, apresentando menor tendência de queda.

Os resultados do estudo sobre a estabilidade da resistência mostraram ocorrência de custo adaptativo para a linhagem R, o que indica tartar-se de resistência metabólica.

Em *T. urticae*, a resistência a milbemectina e abamectina mostrou-se instável (Nicastro, 2009).

Flexner et al. (1988) observaram que a resistência a cyhexatin declinou rapidamente quando aplicações de campo foram cessadas.

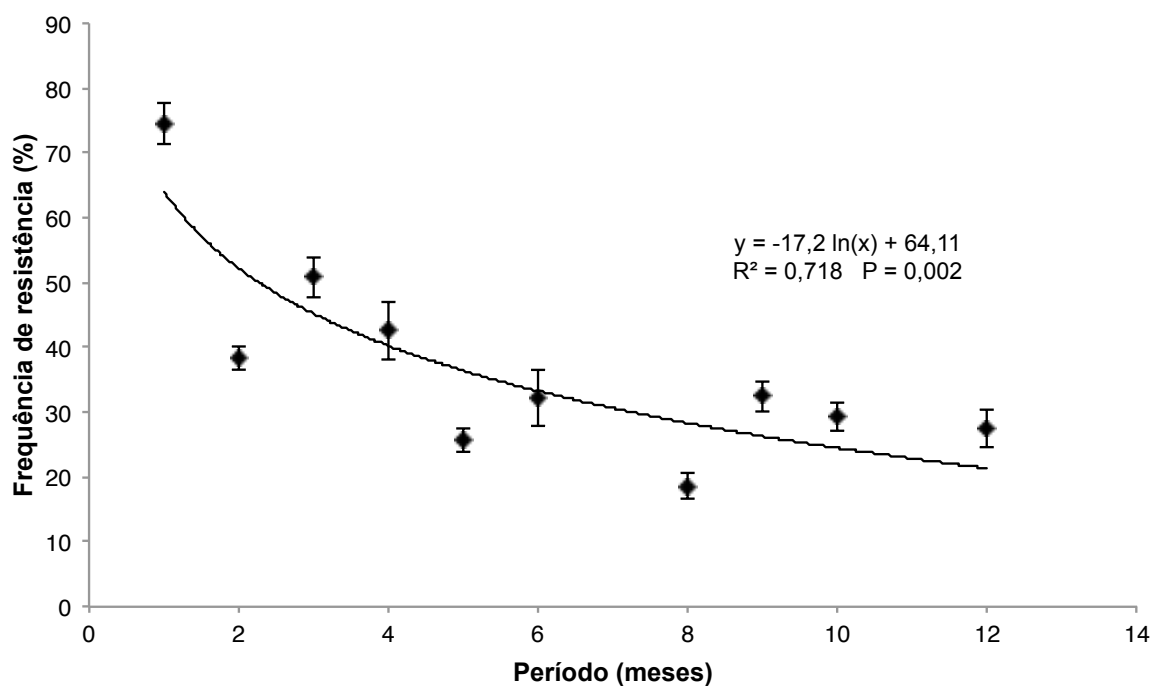


Figura 12: Frequência de resistência a fenpropratrina em *P. macropilis* em laboratório.

Tian et al. (1992) sugerem que diferenças no tempo de reversão da resistência podem ser influenciadas por fatores ecológicos, como a presença de plantas hospedeiras alternativas, onde não são feitas aplicações de acaricidas, o que pode ser vantajoso para o manejo da resistência. Essas plantas hospedeiras do ácaro-praga serviriam de refúgio para as populações suscetíveis.

4.5. Bioensaios com sinergistas

4.5.1. Estimativa da “concentração subletal máxima” para sinergistas

Dentre as concentrações de sinergistas testadas na população S de *P. macropilis*, foram escolhidas as que causaram mortalidade próxima à observada na testemunha.

No bioensaio com sinergistas foram usadas as concentrações de sinergistas descritas a seguir:

DEM = 0,28 μ L/mL

DEF = 0,02 μ L/mL

PBO = 0,13 μ L/mL e 0,065 μ L/mL

No caso do PBO foi necessário utilizar duas concentrações do sinergista, uma nos testes com a linhagem R (0,13 μ L/mL) e outra nos testes com a linhagem S (0,065 μ L/mL), uma vez que a concentração maior mostrou-se mais letal na linhagem S.

Vidal e Kreiter (1995) estimaram uma concentração subletal máxima de 0,70 μ L/ml para PBO, e de 0,04 μ L/ml para DEF, utilizando uma população de *P. persimilis* suscetível a inseticidas. Neste experimento, os ácaros predadores também foram expostos aos sinergistas via contato residual.

4.5.2. Bioensaio com sinergistas

Os resultados do bioensaio com sinergistas são mostrados na Tabela 4.

Tabela 4. Toxicidade de fenpropatrina para *P. macropilis* e efeitos sinérgicos de DEM, DEF e PBO.

Linhagem (+sinergista)	n	CL ₅₀ (IC95%)	Coef. Ang. \pm EP	χ^2	g.l.	RR	RS
R	143	2.032,36 (1.427,97-3.287,49)	1,46 \pm 0,28	1,86	3	5.348,32	-
R+DEM	117	1.882,45 (1.132,29-3.468,75)	1,21 \pm 0,36	2,23	2	-	1,08
R+DEF	114	346,20 (50,55-628,92)	1,65 \pm 0,49	0,19	2	-	5,86
R+PBO	125	939,84 (559,71-1280,94)	1,9 \pm 0,40	0,18	2	-	2,16
S	255	0,38 (0,00-2,18)	0,58 \pm 0,23	0,39	3	1	-
S+DEM	126	0,07 (0,00-3,37)	0,61 \pm 0,33	1,14	3	-	-
S+DEF	175	0,39 (0,00-2,05)	0,58 \pm 0,26	0,09	3	-	-
S+PBO	68	0,03 (0,00-5,44)	0,39 \pm 0,21	0,06	3	-	-

R=resistente; S=suscetível; n= número de ácaros usados; gl= graus de liberdade; RR=razão de resistência (CL₅₀ da linhagem resistente / CL₅₀ da linhagem suscetível); RS=razão de sinergismo (CL₅₀ sem sinergista / CL₅₀ com sinergista).

O maior efeito sinérgico foi observado para DEF (inibidor de esterases e STG), sobre a linhagem resistente do ácaro, com uma razão de sinérgismo de 5,86 vezes.

O sinérgista PBO (inibidor de monooxigenases dependentes do citocromo P-450) também demonstrou efeito significativo no decréscimo da CL_{50} de fenpropatrina na linhagem R, porém, com influência menor que a observada para DEF. A razão de sinérgismo para PBO foi 2,16.

O sinérgista DEM (inibidor de S-transferases de glutatiom e monooxigenases) não demonstrou efeito no decréscimo da CL_{50} de fenpropatrina na linhagem R.

Os sinérgistas não apresentaram um efeito significativo sobre a toxicidade de fenpropatrina, quando utilizados na linhagem S do fitoseídeo, baseando-se na sobreposição dos intervalos de confiança (IC95%) das concentrações letais 50% (CL_{50}) dos tratamentos com o sinérgista (S + sinérgista) e sem sinérgista (S).

Sabe-se que a resistência a metidationa (organofosforado) in *N. womersleyi* pode ser devida a um único gene (HAMAMURA, 1987). Em bioensaios com sinérgistas, Sato et al. (2001) verificaram que PBO apresentou o maior efeito sinérgico, com redução na razão de resistência de 303 para 39,4 vezes, sugerindo que a resistência foi causada principalmente por um aumento na degradação pela monooxigenase dependente do citocromo P450. Os sinérgistas DEM e DEF também mostraram algum efeito no decréscimo da CL_{50} de metidationa na linhagem R. O sinérgista DEF causou redução de quase 58% na CL_{50} , porém o nível de resistência continuou alto, indicando contribuição relativamente baixa de esterases para a resistência.

O uso do sinérgista PBO em bioensaio com fenpiroximato, conduzido por Lima (2012), resultou na redução da CL_{50} de *Neoseiulus baraki* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae), predador do ácaro-da-necrose-do-coqueiro, *Aceria guerreronis* Keifer (Acari: Eriophyidae), com razão de sinérgismo de 26 vezes.

Tirello et al. (2012) investigaram duas linhagens de *T. urticae* coletadas em roseiras onde foram relatadas falhas de controle para diversos acaricidas (SAN e PSE), em conjunto com uma linhagem coletada a partir de vegetais isentos de uso de produtos químicos (BOSA). A linhagem PSE provou ser altamente resistente a abamectina ($RR_{50} = 1.294,1$). Ensaio enzimáticos mostraram que as linhagens resistentes exibiram 2,66 e 1,95 vezes maior actividade de monooxigenases dependentes do citocromo P-450 (MFO) em comparação com a linhagem suscetível. Ensaio para glutatiom S-transferase revelaram que apenas a linhagem SAN exibiu uma actividade significativamente mais elevada (2,2 vezes). Em contraste, apenas a linhagem PSE mostrou uma maior actividade de carboxilesterases (1,69 vezes).

Stumpf e Nauen (2002) sugeriram o envolvimento de monooxigenases dependentes do citocromo P450 (MFO) e glutatiom S-transferase na detoxificação metabólica de abamectina em *T. urticae*.

Mudanças na suscetibilidade e na atividade enzimática de detoxificação em amostras de laboratório de *O. pratensis* e *T. urticae*, expostos a bifentrina ou lambda-cialotrina (piretróides) ou dimetoato (organofosforado) foram relatadas por Yang et al (2002). Os autores constataram decréscimos na suscetibilidade das três linhagens de *O. pratensis*, expostas a bifentrina, lambda-cialotrina (piretróides) e dimetoato (organofosforado), associados a aumentos de 4,7, 3,0, e 3,6 vezes na atividades de esterases, respectivamente. Em *T. urticae* observaram decréscimo na suscetibilidade nos grupos expostos aos piretróides, com aumento de 1,3 e 1,1 na atividade de esterases, respectivamente. A atividade das esterases foi significativamente maior nos ácaros expostos aos piretróides do que nas linhagens suscetíveis. Esses resultados sugerem o envolvimento de esterases na resistência a piretróides nesses ácaros.

Também mudanças na suscetibilidade e na atividade enzimática induzidas pela mudança de planta hospedeira foram estudadas por Yang et al. (2001) em *T. urticae*. Os autores constataram que, ao transferir os ácaros de plantas de feijão para plantas de pepino, ocorreu um aumento na suscetibilidade aos piretróides bifentrina e lambda-cialotrina, com redução na atividade de esterase e GST.

Uma linhagem resistente a vários ingredientes ativos de *T. urticae* coletada em campo, exibindo alta resistência a bifentrina foi estudada por Van Leeuwen e Tirry (2007). Em teste com o sinergista DEF a linhagem R mostrou-se mais suscetível e apresentou alta atividade de esterase.

São dados importantes em termos de perspectiva de utilização em programas de manejo integrado. Em se tratando de predador, é interessante que a resistência permaneça na população em ausência de pressão de seleção, garantindo a manutenção do predador na lavoura caso ocorra uma eventual exposição ao produto químico.

Avançamos também, com esses resultados, em direção à identificação dos genes responsáveis pela resistência a fenpropatrina em *P. macropilis*. para o futuro desenvolvimento de linhagens resistentes.

Várias etapas envolvem o processo de implementação de resistência em inimigos naturais, sendo necessário inicialmente realizar a identificação dos genes que governam a resistência. A técnica de DNA recombinante mostra-se promissora, sendo este um dos caminhos para a obtenção de linhagens resistentes de inimigos naturais. Desta maneira busca-se contribuir para a redução do número de pulverizações com acaricidas, acompanhando desse modo as exigências de um mercado cada vez mais exigente.

5. CONCLUSÕES

O estudo conduzido com a linhagem R de *P. macropilis* mostrou resistência a fenpropatrina (piretróide) e suscetibilidade aos outros grupos químicos testados.

Os resultados indicam que a resistência a fenpropatrina é instável na ausência de pressão de seleção. Ocorre, porém, uma desaceleração na queda da frequência de resistência, entre 25 e 30%.

A razão de sinergismo de 5,86 para o sinergista DEF indica que esterases estão envolvidas no mecanismo de resistência de *P. macropilis* a fenpropatrina. O sinergista PBO também mostrou efeito na redução da CL₅₀. Em se tratando de resistência metabólica, é possível que mais de um grupo de enzimas esteja contribuindo para a detoxificação da fenpropatrina.

6.REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em: 04 mar. 2012.
- AKO, M.; POEHLING, H. M.; BORGEMEISTER, C.; NAUSEN, R.. Effect of imidacloprid on the reproduction of acaricide-resistant and susceptible strains of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). *Pest Management Science* v.62, n.5, p.419-424, 2006.
- ALI, F.S. Life tables of *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Gamasida: Phytoseiidae) at different temperatures. *Experimental and Applied Acarology*, Amsterdam, v.22, p. 335-342, 1998.
- AMANO, H.; CHANT, D.A. Species diversity and seasonal dynamics of Acari on abandoned apple trees in southern Ontario, Canada. *Experimental and Applied Acarology*, v. 8, n.1-2, p.71-96, 1990.
- AMIN, M.M.; MIZELL, R.F.; FLOWERS, R.W. Response of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) to pesticides and kairomones of three spider mite species (Acari: Tetranychidae), and non-prey food. *Florida Entomologist*, v.92, n.4, p.554-562, 2009.
- ANALYSTSOFT. Biostat. Version 5.8.4.3 - Analystsoft Inc., Vancouver, 2009.
- BECKEL, H.; LORINI, I.; LAZZARI, S.M.N. Detecção da resistência de *Oryzaephilus surinamensis* (L.) (Coleoptera: Silvanidae), praga de grãos de cevada armazenada, a inseticidas químicos, p. 620-630. In: REUNIÃO ANUAL DE PESQUISA DE CEVADA, 22. Anais. Embrapa Trigo, Passo Fundo, RS, 2002.
- BECKEL, H.; LORINI, I.; LAZZARI, S. M. N. Comportamento de adultos de diferentes raças de *Rhyzopertha dominica* (Fabricius) (Coleoptera, Bostrichidae) em superfície tratada com deltamethrin. *Revista Brasileira de Entomologia* v.48, n.1, p.115–118, 2004.
- BELLINI, M.R.; ARAÚJO, R.V.; MALLAMINUT, J.C.C.; BERTI FILHO, E.; MORAES, G. J.de. Perspectiva para o controle biológico do ácaro rajado em gérberas. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE ACAROLOGIA, 1., 2006. Viçosa. Resumos..., Viçosa:UFV, p.188, 2006.

BEERS, E. H.; ANDERSEN, A.; BROWN, R. D. Absorption and translaminar activity of abamectin in apple and pear foliage as determined by spider mite (Acari: Tetranychidae) mortality. *Journal of Economic Entomology*, v.90, n.2, p.566-573, 1997.

BEERS, E. H.; RIEDL, H.; DUNLEY, J. E. Resistance to abamectin and reversion to susceptibility to fenbutatin oxide in spider mite (Acari: Tetranychidae) populations in the Pacific Northwest. *Journal of Economic Entomology*, v.91, n.2, p.352-360, 1998.

BORTOLOZZO, A. R.; SANHUEZA, R. M. V.; MELO, G. W. B.; KOVALESKI, A.; BERNARDI, J.; HOFFMANN, A.; BOTTON, M.; FREIRE, J. M.; BRAGHINI, L. C.; VARGAS, L.; CALEGARIO, F. F.; FERLA, N. J.; PINENT, S. M. J. Produção de morangos no sistema semihidropônico. *Circular Técnica*, Bento Gonçalves: 24p., 2007.

BONAFOS, R.; SERRANO, E.; AUGER, P.; KREITER, S. Resistance to deltamethrin, lambda-cyhalothrin and chlorpyrifos-ethyl in some populations of *Typhlodromus pyri* Scheuten and *Amblyseius andersoni* (Chant) (Acari: Phytoseiidae) from vineyards in the south-west of France. *Crop Protection*, v.26: 169–172, 2007.

BONFOUR, M.; TANIGOSHI, L.K. Effect of temperature on development and demographic parameters of *Tetranychus urticae* and *Eotetranychus carpini borealis* (Acari: Tetranychidae). *Annual Entomologic Soc. America*, v.94, n.3, p. 400-401, 2001.

BRINDLEY, W.A.; SELIM, A.A. Synergism and antagonism in the analysis of insecticide resistance. *Environmental Entomology*, v.13, p.348–353, 1984.

BRITO, H.M.; GONDIM JÚNIOR, M.G.C.; OLIVEIRA, J.V. de; CÂMARA, C.A.G. da. Toxicidade de Natuneem sobre *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e ácaros predadores da família Phytoseiidae. *Ciência e Agrotecnologia*, v.30, p.685–691, 2006b.

BROWN, T.M., BROGDON, W.G. Improved detection of insecticide resistance through conventional and molecular techniques. *Annual Review of Entomology*, v.32, p.145–162, 1987.

BUENO, V.H.P.; POLETTI, M. Progress with biological control and IPM strategies in protected cultivation in Brazil. *IOBC/WPRS Bulletin*, v.49, p.31- 36, 2009.

CASIDA, J.E. Mixed-function oxidase involvement in the biochemistry of insecticide synergists. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v.18, p.753–772, 1970.

CHIAVEGATO, L.G.; MISCHAM, M. M. Efeito do ácaro *Tetranychus* (T.) *urticae* (KOCH, 1836) BOUDREUX; DOSSE, 1963 (Acari, Tetranychidae) na produção no morangueiro (*Fragaria* spp.) CV. Científica, v.9, p.257-266, 1981.

CHIAVEGATO, L.G.; MISCHAN, M. M.; COTAS, M. P. Resistência do ácaro-rajado *Tetranychus* (T.) *urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) proveniente de diferentes regiões algodoeiras aos acaricidas. *Científica*, v.11, p.57-62, 1983.

CLOYD, R.A.; GALLE, C.L.; KEITH, S.R. Compatibility of three miticides with the predatory mite *Neoseiulus californicus* McGregor and *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae). *Hortscience*, v.41, n.3, p.707-710, 2006.

COLLINS, P.J. A new resistance to pyrethroids in *Tribolium castaneum* (Herbst). *Pesticide Science*, v.28, p.101-115, 1990.

COMPTON, C.C.; KEARNS, C.W. Improved control of red spider on greenhouse crops with sulfur and cyclohexylamine derivates. *Journal of Economic Entomology*, v.30, n.3, p.512-522, 1937.

CONYERS, C.M.; MACNICOLL, A.D.; PRICE, N.R. Purification and characterization of an esterase involved in resistance to organophosphorus insecticides in the saw-toothed grain beetle, *Oryzaephilus surinamensis* (Coleoptera: Silvanidae). *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, v.28, p.435-448, 1998.

COSTA, R. Efeito de agrotóxicos usados na cultura do morangueiro sobre o predador *Phytoseiulus macropilis* (Banks) em laboratório, semicampo e campo no sul de Minas Gerais. *Revista Agrogeoambiental*, v.4, n.3, p. 2012.

CROFT, B.A.; JEPPSON, L.R. Comparative studies on four strains of *Typhlodromus occidentalis*. II. Laboratory toxicity of ten compounds common to apple pest control. *Journal of Economic Entomology*, v.63, p.1528-1531, 1970.

CROFT, B.A.; BRIOZZO, J.; CARBONELL, J.B. Resistance to organophosphorus insecticides in a predaceous mite, *Amblyseius chilensis*. *Journal of Economic Entomology* v.69: 563-565, 1976.

CROFT, B.A.; STRICKLER, K.A. Natural enemy resistance to pesticides: documentation, characterization, theory and application. In: Georghiou, G.P.; Saito, T. (eds.) *Pest resistance to pesticides*. New York, Plenum. 809 p, 1983.

CROFT, B.A.; VAN DE BAAN, H.E. Ecological and genetic factors influencing evolution of pesticide resistance in tetranychid and phytoseiid mites. *Experimental and Applied Acarology*. v.4, p.277-300, 1988.

CROFT, B.A. *Arthropod biological control agents and pesticides*. New York: Wiley Interscience, 723p, 1990.

CROFT, B.A.; MONETTI, L.N.; PRATT, P.D. Are *Neoseiulus californicus* and *N. fallacis* (Acari: Phytoseiidae) similar type II selective predators of tetranychid mites? Comparisons of 17 traits and 2 predation types. *Environmental Entomology*, v.27, n.3, p.531-538, 1998.

DAGLISH, G.J.; EELKEMA, M.; HARRISON, L.M. Chlorpyrifos-methyl plus either methoprene or synergized phenothrin for control of Coleoptera in maize in Queensland, Australia. *Journal of Stored Products Research*, v.31, p.235-241, 1995.

DEGRANDE, P. E.; REIS, P. R.; CARVALHO, G. A.; BELARMINO, L. C. Metodologia para avaliar o impacto de pesticidas sobre inimigos naturais. In: PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S.; BENTO, J.M.S. (Ed.) *Controle biológico no Brasil: parasitoides e predadores*. São Paulo: Manole, 2002. cap. 5, p. 71-93.

DUSO, C.; MALAGNINI, V.; POZZEBON, A.; CASTOGNOLI, M.; LIGUORI, M.; SIMONI, S. Comparative toxicity of botanical and reduced-risk insecticides to Mediterranean populations of *Tetranychus urticae* and *Phytoseiulus persimilis* (Acari Tetranychidae, Phytoseiidae). *biological Control*, v.47, p.16-21, 2008.

ESTEVEZ FILHO, A.B.; OLIVEIRA, J.V.; TORRES, J.B.; GONDIM JR, M.G.C. Biologia comparada e comportamento de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em algodoeiro Bollgard™ e isolinha não-transgênica. *Neotropical Entomology*, v.39,n.3, p.338-344, 2010.

ESTEVEZ FILHO, A.B.; OLIVEIRA, J.V. de; GONDIM JÚNIOR, M.G.C. Toxicidade de acaricidas sobre diferentes estágios de vida de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro. *BioAssay*, v.3, n.6, 2008. Disponível em: <<http://www.bioassay.org.br/articles/3.6/BA3.6.pdf>>. Acesso em: 20 set 2013.

FADINI, M.A.M.; ALVARENGA, D. Pragas do morangueiro. *Informe Agropecuário*, v.20, n. 198, p.75-79, 1999.

FADINI, M.A.M.; LEMOS, W.P.; VENZON, M.; MOURÃO, S.A. Herbivoria de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) induz defesa direta em morangueiro? *Neotropical Entomology*, Londrina, v. 33, n.3, p. 293-297, 2004.

FERGUSON-KOLMES, L. A.; SCOTT, J. G.; DENNEHY, T. J. Dicofol resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): Cross-resistance and pharmacokinetics. *Journal of Economic Entomology*, v.84, p.41-48, 1991.

FERLA N.J., M.M. MARCHETTI; D. GONÇALVES. Ácaros predadores (Acari) associados à cultura do morango (*Fragaria* sp, Rosaceae) e plantas próximas no Estado do Rio Grande do Sul. *Biota Neotrop.* 7: 1-8, 2007.

FERLA, N.J.; MARCHETTI, M.; JOHANN,L.; HAETINGER, C. Functional response of *Phytoseiulus macropilis* under different *Tetranychus urticae* (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae) population density in laboratory. *Zoologia*, v.28, p.17-22, 2011.

FINNEY, D.J. Probit analysis. 3. ed. London: Cambridge University Press, 1971. 315p.

FLEXNER, J. L.; WESTIGARD, P. H.; CROFT, B. A. Field reversion of organotin resistance in the twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) following relaxation of selection pressure. *Journal of Economic Entomology*, v.81, n.6, p.1516-1520, 1988.

FLORES-CANTILLANO, R.F.; MADAIL, J.C.M.; MATTOS, M.L.T. Mercado de alimentos: tendência mundial. *Informe Agropecuário*, v.22, n.213, p.79-84, 2001.

FOURNIER, D.; CUANY, A.; PRALAVORIO, M.; BRIDE, J.M.; BERGE, J.B. Analysis of methidathion resistance mechanism in *Phytoseiulus persimilis* A.H. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.28, n.2, p.271-278, 1987.

FOURNIER, D.; PRALAVORIO, M.; CUANY, A.; BERGE, J.B. Genetic analysis of methidathion resistance in *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae). *Journal of Economic Entomology*, v.81, n.4, p.1008-1013, 1988.

FUKUTO, T.R.; MALLIPUDI, N.M. Suppression of metabolic resistance through chemical structure modification, p. 557-578. In: Georghiou, G.P.; Saito, T. (ed.). *Pest resistance to pesticides: challenges and prospects*. Plenum Press, New York, United States of America, 1983.

FFRENCH-CONSTANT, R.H.; ROUSH, R.T. Resistance detection and documentation: the relative roles of pesticidal and biochemical assays, p. 5-37. In: Roush, R.T.; Tabashnik, B.E. (ed.), Pesticide resistance in arthropods. New York and London, Chapman and Hall, 303 p., 1990.

GARCIA, I.P. Estudos com *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1905) (Acari: Phytoseiidae) para o manejo de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) na cultura de morangueiro (*Fragaria* spp.). 1992. 64p. Dissertação (Mestrado) -Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Botucatu / Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho". Botucatu, 1992

GARCIA, I.P.; CHIAVEGATO, L.G. Respostas funcional e reprodutiva de *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1905) (Acari: Phytoseiidae) a diferentes densidades de ovos de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae). Científica, São Paulo, v.25, p.3543, 1997.

GEORGHIOU, G. P. The evolution of resistance to pesticides. Annual Review of Ecology and Systematic, v.3, p.133-168, 1972.

GEORGHIOU, G. P. Management of resistance in arthropods. In: GEORGHIOU, G. P.; SAITO, T. (Ed.) Pest resistance to pesticides. New York: Plenum, p. 769-792. 1983.

GEORGHIOU, G.P.; TAYLOR, C.E. Genetic and biological influences in the evolution of insecticide resistance. J. Econ. Entomol. 70: 319-323. 1977.

GERSON, U.; SMILEY, R.L.; OCHOA, R.. Mites (Acari) for pest control. Oxford: Blackwell Publishing, 2003. 538p.

GIMÈNEZ-FERRER, R. M.; BISHOP, W. A.; ERB, B. L.; SCHEERENS, J. C. Hostpest relationships between the twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) and strawberry cultivars with differing levels of resistance. Journal of Economic Entomology, v.87, p.168-175, 1994.

GOULD, H. J. Laboratory and field investigations with organophosphorus resistant *Tetranychus urticae* on strawberries. Annual Applied Biology, v.74, p.17-23, 1973.

GRBIĆ, M.; Van LEEUWEN, T.; CLARK, R.M.; ROMBAUTS, S. ; ROUZÉ, P.; GRBIĆ, V.; OSBORNE, E.J.; DERMAUW, W.; NGOC, P.C.T.; ORTEGO, F.; HERNÁNDEZCRESCO, P.; DIAZ, I. ; MARTINEZ, M.; NAVAJAS, M.; SUCENA, E; MAGALHÃES, S; NAGY, L; PACE, R.M.; DJURANOVIĆ, S.; SMAGGHE, G; IGA, M.; CHRISTIAENS, O.; VEENSTRA, J.A.; EWER, J.; VILLALOBOS, R.M.; HUTTER, J.L.; HUDSON, S.D.; VELEZ, M.; YI, S.V.; ZENG, J.; PIRES-DASILVA, A.; ROCH, F.; CAZAUX, M.; NAVARRO, M.; ZHUROV, V.; ACEVEDO, G.; BJELICA, A.; FAWCETT, J.A.; BONNET, E.; MARTENS, C.; BAELE, G.; WISSLER, L.; SANCHEZ-RODRIGUEZ, A.; TIRRY, L.; BLAIS, C.; DEMEESTERE, K.; HENZ, S.R.; GREGORY, T.R.; MATHIEU, J.; VERDON, L.; FARINELLI, L.; SCHMUTZ, J.; LINDQUIST, E.; FEYEREISEN, E; VAN DE PEER, Y. The genome of *Tetranychus urticae* reveals herbivorous pest adaptations. Nature, v.479, p.487-492, 2011.

GUEDES, R.N.C.; KAMBHAMPATI, S.; DOVER, B.A.; ZHU, K.Y. Biochemical mechanisms of organophosphate resistance in *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera: Bostrichidae) populations from the United State and Brazil. *Bulletin of Entomological Research*, v.87, p.581–586, 1997.

GUERRERO, F.D.; PRUETT, J.H.; LI, A.Y. Molecular and biochemical diagnosis of esterase-mediated pyrethroid resistance in Mexican strain of *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae). *Experimental and Applied Acarology*, v.28. n.1, p.257-264, 2002.

HALLIDAY, W.R.; BURNHAM, K.P. Choosing the optimal diagnostic dose for monitoring insecticide resistance. *Journal of Economic Entomology*, v.83, p.1151-1159, 1990.

HAMAMURA, T. Biological control of Kanzawa spider mite, *Tetranychus kanzawai* Kishida, in tea fields by the predaceous mite, *Amblyseius longispinosus* (Evans), which is resistant to chemicals (Acarina; Tetranychidae, Phytoseiidae). *Japan Agricultural Research Quarterly - JARQ*, v. 21, n.2, p109-116, 1987.

HASSAN, S. A. Guideline for the evaluation of side-effects of plant protection product on *Trichogramma cacoeciae*. In: INTERNATIONAL ORGANIZATION FOR BIOLOGICAL CONTROL OF NOXIOUS ANIMALS AND PLANTS. Working Group "Pesticides and Beneficial Organisms". *Bulletin SROP, Montfavet*, v.15, n.3, p.18-39, 1992.

HASSAN, S. A. Production of the angoumois grain *Sitotroga cerealella* (Oliv.) as alternative host for egg parasites. In: GERDING, P. M. (Ed.). *Taller internacional producción y utilización de Trichogramma para el control biológico de plagas*. Chillán: INIA/Quilmapu, 1994. p. 20-26.

HASSAN, S. A. Relative tolerance of three different strains of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* A.-H. (Acari: Phytoseiidae) to 11 pesticides used on glasshouse crops. *Zeitschrift fur Angewandte Entomologie*, v.93, n.1, p.55-63, 1982.

HALLIDAY, W.R.; BURNHAM, K.P. Choosing the optimal diagnostic dose for monitoring insecticide resistance. *Journal of Economic Entomology*, v.83, p.1151-1159, 1990.

HEMINGWAY, J. The molecular basis of two contrasting metabolic mechanisms of insecticide resistance. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, v.30, p.1009–1015, 2000.

HEADLEY, J.C.; HOY, M.A. Benefit cost analysis of an integrated management program for almonds. *Journal of Economic Entomology*, v.80, p.555-559-1987.

HELLE, W.; SABELIS, M. W. (Ed.) *Spider mites: their biology, natural enemies and control*. Amsterdam, Elsevier, 1985. v. 1A, 405 p.

HERRON, G. A.; ROPHAIL, J. Genetics of hexythiazox resistance in two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch. *Experimental and Applied Acarology*, v.17, p.423-431, 1993.

HERRON, G. A.; EDGE, V.; ROPHAIL, J. Clofentezine and hexythiazox resistance in *Tetranychus urticae* Koch in Australia. *Experimental and Applied Acarology*, v.17, p.433-440, 1993.

HINKS, C.F.; SPURR, D.T. The efficacy and cost benefits of binary mixtures of deltamethrin combined with other insecticides or synergists against grasshoppers at two temperatures. *Journal of Agricultural Entomology*, v.8, p.29–39, 1991.

HODGES, R.J.; MEIK, J. Lethal and sublethal effects of permethrin on Tanzanian strains of *Tribolium castaneum* (Herbst), *Gnathocerus maxillosus* (F.) *Sitophilus oryzae* (L.) and *Sitophilus zeamais* Motschulsky. *Insect Science and Its Application*, v.7, p.533–537, 1986.

HOY, M.A. *Agricultural acarology: Introduction to integrated mite management*. Boca Raton, CRC Press, 410p, 2011.

HOY, M.A. Pesticide resistance in arthropod natural enemies: variability and selection responses. In: ROUSH, R.T.; TABASHNIK, B.E. (Ed.) *Pest resistance in arthropods*. New York: Chapman and Hall, 1990. p. 203-236.

HOY, M.A. Recent advances in genetics and genetic improvement of the Phytoseiidae. *Annual Review of Entomology*, v.30, p.345-370, 1985.

HOY, M.A. Transgenic arthropods for pest control: risks and realities. *Experimental and Applied Acarology*, v.24, p.463-495, 2000.

HUFFAKER, C.B.; KENNETT, C.E. Differential tolerance to parathion in two *Typhlodromus* predatory on cyclamen mite. *Journal of Economic Entomology*, v.46, p.707-708, 1953.

INSETICIDE RESISTANCE ACTION COMMITTEE. The IRAC e-Classification: an interactive mode of action (MoA) tool. Disponível em: <http://www.irac-online.org/eclassification/>. Acesso em: 04 fev. 2013.

JAMES, D.G.; PRICE, T.S. Fecundity in twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) is increased by direct and systemic exposure to imidacloprid. *Journal of Economic Entomology*, v.95, n.4, p.729-732, 2002.

JANSEN J.P. Working Group "Pesticides and Beneficial Organisms". Proceedings of the meeting at Dubrovnik (Croatia), 2009. *IOBC/WPRS Bulletin*, v.55, 2010. 129p.

JOHANN, L.; SCHERER, A.; FERLA, N. J. Duração dos estádios imaturos de *Phytoseiulus macropilis* (Phytoseiidae) (Banks, 1905), alimentado com ácaro-rajado *Tetranychus urticae* Koch, 1836. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 20, 2004. Gramado, RS. Anais... Gramado: Embrapa Uva e Vinho, 2004. p.175.

KHAJEHALI, J.; Van NIEUWENHUYSE, P.; DEMAEGHT, P.; TIRRY, L.; Van LEEUWEN, T. Acaricide resistance and resistance mechanisms in *Tetranychus urticae* populations from rose greenhouses in the Netherlands. *Pest Management Science*, v.67, p.1424-1433, 2011.

KOGAN, M. *Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments*. *Annual Review of Entomology*, v.43, p.243-270, 1998.

KOSTIAINEN, T.; HOY, M.A. *The Phytoseiidae as biological control agents of pest mites and insects: a bibliography*. Gainesville: University of Florida, 1996. 335p.

LIBURD, O.E.; WHITE, J.C.; RHODES, E.M.; BROWDY, A.A. The residual and direct effects of reduced-risk and conventional miticides on twospotted spider

mites, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and predatory mites (Acari: Phytoseiidae). Florida entomologist, v.90, n.1, p.249-257, 2007.

LIMA, D. B. Seletividade e resposta comportamental a acaricidas em *Neoseiulus baraki* (ATHIAS-HENRIOT) (ACARI: PHYTOSEIIDAE) Dissertação de Mestrado em Entomologia Agrícola. Universidade Federal Rural de Pernambuco - RECIFE - PE, 2012. 58p

LOCALI, E.C.; FREITAS-ASTÚA, J.; SOUZA, A.A.; TAKITA, M.A.; ASTÚA-MONGE, G.; ANTONIOLI, R.; KITAJIMA, E.W.; MACHADO, M.A. Development of a molecular tool for the diagnosis of leprosis a major treat to the citrus production in Americas. Plant Diseases, v.87, p.1317-1321, 2003.

LORINI, I.; BECKEL, H. S. Mecanismos de resistência das pragas de grãos armazenados. In: LORINI, I.; MIIKE, L. H.; VILDES, M. S. (Eds.). Armazenagem de grãos, IBG, Campinas, Brasil, 2002.

LORINI, I.; GALLEY, D.J. Relative effectiveness of topical, filter paper and grain applications of deltamethrin, and associated behaviour of *Rhyzopertha dominica* (F.) strains. Journal of Stored Products Research, v.34, p.377–383, 1998.

LORINI, I.; GALLEY, D.J. Effect of the synergists piperonyl butoxide and DEF in deltamethrin resistance on strains of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrychidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v.29, p.749–755, 2000.

McMURTRY, J.A.; CROFT, B.A. Life-styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. Annual Review of Entomology. Stanford, v. 42, 291-321, 1997.

McMURTRY, J.A.; HUFFAKER, C.B.; VAN DEN VRIE, M.V. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: A review. I. Tetranychid enemies: their biological characters and the impact of spray. Hilgardia, Berkeley, v. 40, n.11, p. 331-390, 1970.

MELANDER, A. L. Can insects become resistant to sprays? Journal of Economic Entomology, v.7, p.167-173, 1914.

MINEIRO, J.L.C.; SATO, M.E.; RAGA, A.; ARTHUR, V.; MORAES, G.J.; SARRETA, F.O.; CARRIJO, A. Diversidade de ácaros (Arachnida: Acari) em *Coffea arabica* L. cv. Mundo Novo, nos municípios de Jeriquara e Garça, Estado de São Paulo. Biota Neotropica, Campinas, v. 6, n.2, p. 1-15, 2006.

MONTEIRO, L.B. Perspectiva para o controle biológico de ácaros na cultura do mamoeiro. Papaya Brasil, Vitória, volume único, p. 253-264, 2003.

MONTEIRO, L. B.; FAUVEL, G. Influence of three irrigation levels on the reproduction of the red mite *Panonychus ulmi* Koch (Acari: Tetranychidae) and on some biochemical characteristics of leaves of potted apple plants. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v. 25, p.13-19, 1996.

MONTEIRO, L. B. Tolerância de populações de ovos de inverno e de verão de *Panonychus ulmi* Koch ao ovicida clofentezine, no sudeste e no sudoeste da França. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, v.23, p.461-466, 1994.

MORAES, G. J. de. Controle biológico de ácaros fitófagos com predadores. In PARRA, J.R.P.; BOTELHO, P.S.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.; BENTO, J. M. S. (Ed.). Controle biológico no Brasil: Parasitóides e predadores. São Paulo, Manole, 2002, p.225-237.

MORAES, G.J. Controle biológico dos ácaros fitófagos. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 15, p. 55-62, 1991.

MORAES, G.J.; FLECHTMANN, C.H.W. Manual de Acarologia: Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto. Editora Holos, 2008. 308p.

MORAES, G.J.; McMURTRY, J.A.; DENMARK, H.A.; CAMPOS, C.B. A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. Zootaxa, Auckland, v. 434, p. 1-494, 2004.

MOTOYAMA, N.; ROCK, G.C.; DAUTERMAN, W.C. Studies on the mechanism of azinphosmethyl resistance on the predaceous mite, *Neoseiulus fallacis* (T.) (family: Phytoseiidae). Pesticide Biochemistry and Physiology, v.1, p.205-215, 1971.

NICASTRO, R. L.; SATO, M. E.; SILVA, M. Z. da. Milbemectin resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): selection, stability and cross-resistance to abamectin. Experimental and Applied Acarology, v.50, n.3, p.231-241, 2010.

NICASTRO, R. L.; SATO, M. E.; ARTHUR, V.; SILVA, M. Z. da. Clorfenapyr resistance in the spider mite *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): stability, cross-resistance and monitoring of resistance. Phytoparasitica, v.41, p.503-513, 2013.

NORRIS, R.F.; CASWELL-CHEN, E.P.; KOGAN, M. Concepts in Integrated Pest Management. New Jersey: Prentice Hall, 2003. 586p.

NYROP, J.; ENGLISH-LOEB, G.; RODA, A. Conservation biological control of spider mites in perennial cropping systems, pp. 307-333. In P. Barbosa (ed.), Conservation biological control. Academic, San Diego, C.A. 1998.

OLIVEIRA, H.; JANSSEN, A.; PALLINI, A.; VENZON, M.; FADINI, M.; DUARTE, V. A phytoseiidae predator from the tropics as potencial biological control agent for the spider mite *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). Biological Control, Orlando, v. 42, p. 105-109, 2007.

OLIVEIRA, H., M.A.M. FADINI, M. VENZON, D. REZENDE, F. REZENDE ; A. PALINI. Evaluation of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) as a biological control agent of the two-spotted spider mite on strawberry plants under greenhouse conditions. Experimental and Applied Acarology, v.47, p.275-283, 2009.

OMOTO, C. Avanço na implementação de programas de manejo da resistência de pragas a pesticidas no Brasil. 2003. Disponível em: <<http://www.irac-br.org.br/arquivos/avancosimplprog.doc>>. Acesso em: 20 set. 2013.

OOMEN, P.A.; ROMEIJN, G. Romeijn; WIEGERS, G.L. Side effects of 100 pesticides on the predatory mite *Phytoseiulus persimilis*, collected and evaluated according to the EPPO Guideline. Bulletin OEPP (Organ.Eur. Mediterr. Prot. Plant.) v.21, n.4, p.701-712, 1991.

OPPENOOT, F.J. Biochemistry and genetics of insecticide resistance. In: KERKUT, G.A.; GILBERT, L.I. (Ed.) Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology. Oxford: Pergamon, 1985. v.12, p.731-773.

OSAKABE, Mh. UESUGI, R.; GOKA, K. Evolutionary aspects of acaricide-resistance development in spider mites. *Psyche*, p.1-9, 2009. Article ID 947439. Disponível em: <http://www.hindawi.com/journals/psyche/2009/947439.html>. Acesso em: 21 set 2013.

OSBORNE, L.S.; EHLER, L.E.; NECHOLS, J.R. Biological control of the twospotted spider mite in greenhouses. Gainesville: Institute of Food and Agricultural Services, 1985. 40 p. (Bulletin, 853).

PETRUSHOV, A. Z. Results of introduction into the URSS of a population of predaceous mite, *Metaseiulus occidentalis* (Acarina, Phytoseiidae), resistant to pesticides. *Zool. Zhur.*, v. 6, p.674-680, 1987.

POLETTI, M. Integração das estratégias de controle químico e biológico para a conservação e liberação dos ácaros predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em programas de manejo do ácaro rajado *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). 163p. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz/ Universidade de São Paulo, São Paulo, 2007.

POLETTI, M.; OMOTO, C. Resistência de inimigos naturais a pesticidas. *Revista Biotecnologia Ciencia e Desenvolvimento*, v.30, p.16-26, 2003.

POLETTI, M.; OMOTO, C. Susceptibility to deltamethrin in the predatory mites *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) populations in protected ornamental crops in Brazil. *Experimental and Applied Acarology*, v.58, n.4, p.385-393, 2012.

PRASAD, V. Biology of the predatory mite *Phytoseiulus macropilis* in Hawaii (Acarina: Phytoseiidae). *Annals of the Entomological Society of America*, v.60, p.905-908, 1967.

PRESNAIL, J.K.; HOY, M.A. Transmission of injected DNA sequences to multiple eggs of *Metaseiulus occidentalis* and *Amblyseius finlandicus* (Acari: Phytoseiidae) following maternal microinjection. *Experimental and Applied Acarology*, v.18, p.319-330, 1994.

PROMIP. Produtos biológicos: *Phytoseiulus macropilis*. 2012. Disponível em: <http://www.promip.agr.br/produtos.asp?>. Acesso em: 20 set 2013.

RAFFA, K.F.; PRIESTER, T.M. Synergists as research tools and control agents in agriculture. *Journal of Agricultural Entomology*, v.2, p.27-140, 1985.

READSHAW, J.L. Biological control of orchard mites in Australia with insecticide resistant predator. *Journal of the Australian Institute of Agricultural Science*, v.41, p.213-214, 1975.

REIS, P.R.; CHIAVEGATO, L.G.; ALVES, E.B.; SOUSA, E.O. Ácaros da Família Phytoseiidae associados aos citros no município de Lavras, sul de Minas Gerais. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v.29, n.1, p.95-104, 2000.

REZENDE, D.D.M.; FADINI, M.A.M.; OLIVEIRA, H.G.; OLIVEIRA, C.M.; MELO, J.W.S.; GUEDES, R.N.C.; PALLINI, A. Fitness costs associated with low-level dimethoate resistance in *Phytoseiulus macropilis*. *Experimental and Applied Acarology*, v.60, p.367-379, 2013.

ROCK, G.C. Relative toxicity of two synthetic pyrethroids to a predator *Amblyseius fallacis* and its prey *Tetranychus urticae*. *Journal of Economic Entomology*, v.72, p.293-294, 1979

ROGGIA, S.; GUEDES, J.V.C.; ROGGIA, R.C.R.K.; VASCONCELOS, G.J.N.; NAVIA, D.; DELALIBERA J.R., I. Ácaros predadores e o fungo *Neozygites floridana* associados a tetraniquídeos em soja no Rio Grande do Sul. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 44, n.1, p. 107-110, 2009.

ROUSH, R.T.; MILLER, G.L. Consideration for design of insecticide resistance monitoring programs. *Journal of Economic Entomology*, v.79, p.293-298, 1986.

SAMSON, P.R.; PARKER, R.J.; HALL, E.A. Synergized deltamethrin as a protectant against *Sitophilus zeamais* Motsch. and *S. oryzae* (L.) (Coleoptera: Curculionidae) on stored maize. *Journal of Stored Products Research*, v.26, p.155–161, 1990.

SATO, M.E.; SUPLICY FILHO, N.; SOUZA FILHO, M.F. de; TAKEMATSU, A.P. Resistência do ácaro-rajado *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) a diversos acaricidas em morangueiro (*Fragaria* sp.) nos municípios de Atibaia-SP e Piedade-SP. *Ecosistema*, v.19, p.40-46, 1994.

SATO, M.E.; MIYATA, T.; SILVA, M. da; RAGA, A.; SOUZA FILHO, M.F. de Selections for fenpyroximate resistance and susceptibility, and inheritance, cross-resistance and stability of fenpyroximate resistance in *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). *Applied Entomology and Zoology*, v.39, p.293-302, 2004.

SATO, M.E.; PASSEROTTI, C.M.; TAKEMATSU, A.P.; SOUZA FILHO, M.F. de; POTENZA, M.R.; SIVIERI, A.P. Resistência de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) a acaricidas, em pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch) em Paranapanema e Jundiá, SP. *Arquivos do Instituto Biológico*, v.67, p.117-123, 2000.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da; CANGANI, K.G.; RAGA, A. Seleções para resistência e suscetibilidade, detecção e monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) ao acaricida clorfenapir. *Bragantia*, v.66, n.1, p.89-95, 2007a.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z da; GONÇALVES, L.R.; SOUZA FILHO, M.F. de; RAGA, A. Toxicidade diferencial de agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em morangueiro. *Neotropical Entomology*, v.31, n.3, p.449-456, 2002.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da; SILVA, R.B. da; SOUZA FILHO, M.F. de; RAGA, A. . Monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) a abamectin e fenpyroximate em diversas culturas no Estado de São Paulo. *Arquivos do Instituto Biológico*, v. 76, p. 217-223, 2009.

SATO, M.E.; MIYATA, T.; KAWAI, A.; NAKANO, O. Methidathion resistance mechanisms in *Amblyseius womersleyi* Schicha (Acari: Phytoseiidae). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.69, p.1-12., 2001.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z.; RAGA, A.; SOUZA FILHO, M.F. Abamectin resistance in *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae): selection, cross-resistance and stability of resistance. *Neotropical Entomology*, v.34, n.6, p.991-997, 2005.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z.; SOUZA FILHO, M.F.; MATIOLI, A.L.; RAGA, A. Management of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in strawberry fields with *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) and acaricides. *Experimental and Applied Acarology*, v.42, n.2, p. 107-120, 2007a.

SATO, M. E., TANAKA, T., MIYATA, T. A Cytochrome P450 gene involved in methidathion resistance in *Amblyseius womersleyi* Schicha (Acari: Phytoseiidae). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.88, p.337 -345, 2007b.

SCHULTEN, G.G.M.; VAN DE KLASHORST, G.; RUSSEL, V.M. Resistance of *Phytoseiulus persimilis* A.H. (Acari: Phytoseiidae) to some insecticides. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, v.80, n.4, p.337-341, 1976.

SHIPP, J.L.; WANG, K.; FERGUSON, G. Residual toxicity of avermectin b1 and pyridaben to eight commercially produced beneficial arthropod species used for control of greenhouse pests. *Biological Control*, v. 17, n.2, p.125-131, 2000.

SILVA, F.R.; VASCONCELOS, G.J.N.; GONDIM JUNIOR., M.G.C.; OLIVEIRA, J.V. Exigências térmicas e tabela de fertilidade de *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). *Neotropical Entomology*, v.34, n.2, p.291-296, 2005.

SMISSAERT, H. R. Cholinesterase inhibition in spider mites susceptible and resistant to organophosphate. *Science*, v.143, p.129-131, 1964.

SMITH, L.M.; SUMMERS, F.M. The structure and biology of the red spider predator, "*Hypoaspis macropilis*" (Banks). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, Washington, v. 51, p. 209-218, 1949.

SHIH, C.I.; POE, S.L.; CROMROY, H.L. Biology and predation of *Phytoseiulus macropilis* on *Tetranychus urticae*. *Florida Entomologist*, Florida, v. 62, p. 48-53, 1979.

SOUZA FILHO, M. F. de; SUPLICY FILHO, N.; SATO, M. E.; TAKAMATSU, A.P. Suscetibilidade do ácaro-rajado proveniente de Pilar do Sul, SP, a diversos acaricidas. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.29, p.1187-1192, 1994.

SPOLEN, K.M.; ISMAN, M.B. Acute and Sublethal Effects of a Neem Insecticide on the Commercial Biological Control Agents *Phytoseiulus persimilis* and *Amblyseius cucumeris* (Acari: Phytoseiidae) and *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae). *Journal of Economic Entomology*, v.89, n.8, p. 1379-1386, 1996.

SUPLICY FILHO, N.; SOUZA FILHO, M.F. de; TAKAMATSU, A.P.; SATO, M.E. Resistência do ácaro-rajado *Tetranychus urticae* Koch acaricidas em roseira, na região de Itapevi, SP. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v.23, p.51-55. 1994.

STARK, J.D.; TANIGOSHI, L.; BOUNFOUR, M.; ANTONELLI, A. Reproductive potential: its influence on the susceptibility of a species to pesticides. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, v.37, p.273-279, 1997.

STUMPF, N.; NAUEN, R. Cross-resistance, inheritance, and biochemistry of mitochondrial electron transport inhibitor-acaricide resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Journal of Economic Entomology*, v.94, p.1577-1583, 2001

STUMPF, N.; ZEBITZ, C.P.W.; KRAUS, W.; MOORES, G.D.; NAUEN, R. Resistance to organophosphates and biochemical genotyping of acetylcholinesterases in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.69, p.131-142, 2001.

STUMPF, N.; NAUEN, R. Biochemical markers linked to abamectin resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.72, p.111-112, 2002.

SUBRAMANYAM, B.; HAREIN, P.K.; CUTKOMP, L.K. Organophosphate resistance in adults of red flour beetle (Coleoptera: Tenebrionidae) and sawtoothed grain beetle (Coleoptera: Cucujidae) infesting barley stored on farms in Minnesota. *Journal of Economic Entomology*, v.82, p.989-995, 1989.

TAMAI, M. A; LOPES, R.B; ALVES, S.B. Manejo de pragas na floricultura. 2000. Piracicaba: ESALQ, Disponível em: <<http://www.biologico.sp.gov.br/rifib/IIIRifib/66-70.pdf>>. Acesso em: 20 set. 2013.

TAKAHASHI, F.; CHANT, D.A. Adaptative strategies in the genus *Phytoseiulus* Evans (Acari: Phytoseiidae). I. Developmental times. *International Journal of Acarology*, Oak Park, v. 18, p. 171-176, 1992.

TAKEMATSU, A. P.; SUPLICY FILHO, N.; SOUZA FILHO, M. F. de; SATO, M. E. Sensibilidade de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836), proveniente de roseira (*Rosa* sp.) de Holambra-SP, a alguns acaricidas. *Revista de Agricultura*, v.69, p.129-137, 1994.

TIAN, G.; KANG, B.T.; BRUSSAARD, L. Biological effects of plant residues with contrasting chemical compositions under humid tropical conditions – decomposition and nutrient release. *Soil Biology Biochemistry*, v.24, n.10, p.1051-1060, 1992.

TIRELLO, P.; POZZEBON, A.; CASSANELLI, S; Van LEEUWEN, T.; DUSO, C. Resistance to acaricides in Italian strains of *Tetranychus urticae*: toxicological and enzymatic assays. *Experimental And Applied Acarology*, v.57, n.1, p.53-64, 2012.

Van LEEUWEN, T.; TIRRY, L. Esterase-mediated bifenthrin resistance in a multiresistant strain of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. *Pest Management Science*, v.63, p.150-156., 2007.

Van LEEUWEN, T.; VONTAS, J.; TSAGKARAKOU, A.; DERMAUW, W.; TIRRY, L. Acaricide resistance mechanisms in the two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* and other important Acari: A review. *Insect Biochem Mol Biol.*, v.40, n.8, p.563-572, 2010.

Van de VRIE, M.; McMURTRY, J. A.; HUFFAKER, C. B. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: A review. III. Biology, ecology, and pest status, and host-plant relations of tetranychids. *Hilgardia*, v.41, p.387-403, 1972.

VASCONCELOS, G.J.N., F.R. SILVA, D.G.F. BARBOSA, M.G.C. GONDIM JR. ; G.J. MORAES. Diversidade de fitoseídeos (Acari: Phytoseiidae) em fruteiras tropicais no estado de Pernambuco, Brasil. *Magistra* 18: 90-101, 2006.

VEIRE, M.; SMAGGHE, G.; DEGHEELE, D. A laboratory test method to evaluate the effect of 31 pesticides on the predatory bug, *Orius laevigatus* (Heteroptera: Anthracoridae). *Entomophaga*, v.41, n.2, p.235-243, 1996.

VIDAL, C.; KREITER, S. Resistance to a Range of Insecticides in the Predaceous Mite *Typhlodromus pyri* (Acari: Phytoseiidae): Inheritance and Physiological Mechanisms. *Journal of Economic Entomology*, v. 88, n.5, p.1097-1105, 1995.

VIEIRA, M.R.; CORREA, L. de S.; CASTRO, T.M.M.G. de; SILVA, L.F.S. da; MONTEVERDE, M. de S. Efeito do cultivo do mamoeiro (*Carica papaya* L.) em ambiente protegido sobre a ocorrência de ácaros fitofágos e moscas-brancas. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v.26, n. 3, p.441-445, 2004.

VERONEZ, B.; ROCHA, L. C. D.; FREITAS, J. A. de; SENA, C. A.; PORTO, L. M. A.; SILVA, S. Seletividade de produtos fitossanitários utilizados na cultura do morangueiro a *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em condições de laboratório. *Revista Agrogeoambiental*, v.1, p.70-81, 2009.

VERONEZ, B. Efeito de compostos sintéticos e naturais sobre *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e resistência do ácaro-praga a espiromesifeno. 2011. Dissertação apresentada ao Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, para obtenção do título de Mestre em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio. 57p.

WATANABE, M.A.; MORAES, G.J.; GASTALDO JR., I.; NICOLELLA, G. Controle biológico do ácaro rajado com ácaros predadores fitoseídeos (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) em culturas de pepino e morango. *Scientia Agrícola*, Piracicaba, v. 51, p. 75-81, 1994.

WATVE, C.M.; S.E. LIENK. Responses of two phytoseiid mites to pesticides used in New York apple orchards. *Environmental Entomology* v.4, n.5, p.797-800, 1975.

WHITE, J.C.; LIBURD, O.E. Effects of soil moisture and temperature on reproduction and development of twospotted spider mites *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) in strawberries. *Journal of Economic Entomology*, v.98, n.1, p.154-158, 2005.

WILKINSON, C.F. Role of mixed-function oxidases in insecticide resistance, p. 175-205. In: GEORGIU, G.P.; SAITO, T. (ed.). *Pest Resistance to Pesticides: Challenges and Prospects*. Plenum Press, New York, United States of America, 1983.

YANG, X.; DAVID, C.; MARGOLIES, D.C.; ZHU, K.Y.; BUSCHMAN L.L.; Host plant-induced changes in detoxification enzymes and susceptibility to pesticides in the twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae) *Journal of Economic Entomology*, v.94, n.2, p.381-387, 2001.

YANG, X.; BUSCHMAN L.L.; ZHU, K.Y.; MARGOLIES, D.C. Susceptibility and detoxifying enzyme activity in two spider mite species (Acari: Tetranychidae) after selection with three insecticides. *Journal of Economic Entomology*, v.95, n.2, p.399-406, 2002.

YANINEK, J. S. Continental dispersal of the cassava green mite, an exotic pest in Africa, and implications for biological control. *Experimental and Applied Acarology*, v.4, p.211-224, 1988.

YU, S.J.; NGUYEN, S. N. Detection and biochemical characterization of insecticide resistance in the diamondback moth. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, v.44, p.74–81, 1992.

ZHANG, Z.Q.; SANDERSON ; J.P. Relative toxicity of abamectin to the predatory mite *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae) and twospotted spider mite (Acari: Tetranychidae). *Journal of Economic Entomology*, v. 83, n.5, p.1783-1790, 1990.

ZHANG, Z.Q. *Mites in greenhouse: identification, biology and control*. Cambridge: CABI Publishing, 2003. 244 p.

ZHAO, H.; YI, X.; DENG, Y.; Hu, M.; ZHONG, G.; WANG, P. Resistance to fenpropathrin, chlorpyrifos and abamectin in different populations of *Amblyseius longispinosus* (Acari: Phytoseiidae) from vegetable crops in South China. *Biological Control*, v. 67, n.1, p.61-65, 2013.