

DETECCÃO E MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE *Plutella xylostella* (L.)

(Lepidoptera: Plutellidae) A INSETICIDAS DE RISCO REDUZIDO

por

JACONIAS ESCÓCIO LIMA NETO

(Sob Orientação de Herbert Álvaro de Abreu Siqueira)

RESUMO

A principal praga da família Brassicaceae é a traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). A distribuição mundial da *P. xylostella* acompanhou a produção de brássicas nos mais variados ecossistemas e grande parte da sua capacidade de dano se deve à evolução da resistência para quase todos os inseticidas indicados para o seu controle, chegando a comprometer, inclusive, os inseticidas novos e de risco reduzido. O objetivo deste trabalho foi detectar e monitorar a resistência de *P. xylostella* aos inseticidas espinosade, clorfenapir e clorantraniliprole, bem como avaliar o potencial de resistência cruzada de espinosade e espinetoram. Para tanto, foram realizados bioensaios com 12 populações de traça-das-crucíferas, onde se utilizaram doses de campo para os produtos registrados (clorantraniliprole, espinosade e clorfenapir) e dose-diagnóstica para clorantraniliprole e espinosade. Os bioensaios para obtenção de curvas de dose-resposta foram realizados para clorfenapir, espinosade e espinetoram. As CL_{50} s para espinosade variaram de 0,017 (Recife) a 3,64 (Bezerros II) mg i.a./L. Para espinetoram as CL_{50} s foram de 0,0013 (Piedade) a 0,198 (Jupi) mg i.a./L. Para clorfenapir, as CL_{50} s variaram de 0,43 (Chã Grande) a 42,23 (Bezerros II) mg i.a./L. As populações de *P. xylostella* evoluíram para resistência a espinosade, clorfenapir e a resistência da traça-das-crucíferas a clorantraniliprole não foi alterada. Além disso, houve resistência cruzada de espinosade com espinetoram e clorfenapir.

As populações foram suscetíveis na dose de campo de espinosade e clorfenapir, no entanto, verificaram-se perdas consideráveis de suscetibilidade para ambos inseticidas.

PALAVRAS-CHAVE: Suscetibilidade, curva de concentração-resposta, resistência cruzada, mortalidade

DETECTION AND RESISTANCE MONITORING OF *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera:
Plutellidae) TO REDUCED RISK INSECTICIDES

by

JACONIAS ESCÓCIO LIMA NETO

(Under the Direction of Herbert Álvaro de Abreu Siqueira)

ABSTRACT

The major pest of Brassicaceae family is the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). The worldwide distribution of the diamondback moth followed the production of *Brassica* in several ecosystems and much of your potential for damaging is due to resistance evolution to the major insecticides used to control the moth including the reduced risk insecticides. The goal of this study was to detect and monitor the resistance of *P. xylostella* to spinosad, chlorfenapyr and chlorantraniliprole as well as to evaluate the cross-resistance between spinosad and spinetoram. Therefore, bioassays with 12 populations of diamondback moth were performed using recommended doses of registered products (chlorantraniliprole, spinosad and chlorfenapyr) and diagnostic dose for chlorantraniliprole and spinosad. Bioassays to obtain concentration-response curves were performed for chlorfenapyr, spinosad and spinetoram. The LC₅₀s for spinosad ranged from 0.017 (Recife) to 3.64 (Bezerros II) mg a.i./L. The LC₅₀s for spinetoram ranged from 0.0013 (Piedade) to 0.198 (Jupi) mg a.i./L. The LC₅₀s for chlorfenapyr varied from 0.43 (Chã Grande) to 42.23 (Bezerros II) mg a.i./L. Populations of diamondback moth developed resistance to spinosad and chlorfenapyr and no alteration was observed in the level of resistance to chlorantraniliprole. Furthermore, cross resistance between spinosad and spinetoram as

well as with chlorfenapyr was observed. The populations were susceptible to field dose of spinosad and chlorfenapyr, however, considerable loss of susceptibility to both insecticides was observed.

KEY WORDS: Susceptibility, concentration-response curve, cross resistance, mortality

DETECÇÃO E MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE *Plutella xylostella* (L.)
(Lepidoptera: Plutellidae) A INSETICIDAS DE RISCO REDUZIDO

por

JACONIAS ESCÓCIO LIMA NETO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola, da
Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do grau de
Mestre em Entomologia Agrícola.

RECIFE - PE

Fevereiro – 2014

DETECÇÃO E MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE *Plutella xylostella* (L.)
(Lepidoptera: Plutellidae) A INSETICIDAS DE RISCO REDUZIDO

por

JACONIAS ESCÓCIO LIMA NETO

Comitê de Orientação:

Herbert Álvaro de Abreu Siqueira – UFRPE

Reginaldo Barros– UFRPE

DETECÇÃO E MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE *Plutella xylostella* (L.)
(Lepidoptera: Plutellidae) A INSETICIDAS DE RISCO REDUZIDO

por

JACONIAS ESCÓCIO LIMA NETO

Orientador: _____
Herbert Álvaro de Abreu Siqueira - UFRPE

Examinadores: _____
Manoel Guedes Corrêa Gondim Jr. (UFRPE)

Agná Rita dos Santos Rodrigues (PNPD/CAPES)

Reginaldo Barros (UFRPE)

DEDICATÓRIA

Dedico aos meus pais, Antonio Edivaldo Barroso Lima e Maria Verediana Costa Freitas, pelo incomensurável amor que continuamente revigora minhas forças na busca do conhecimento próprio e da vida.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelo dom da vida e por poder enxergar neste evento um prolongamento do sacramento da eucaristia.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco e ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola pela realização deste curso.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de estudo concedida.

Aos meus pais, Seu Edivaldo e a Dona Vera, por toda a credibilidade depositada.

Aos meus irmãos Pedro, Jamille e João Victor, e meu cunhado, Romulo por estarem sempre em prontidão afável e sem medida.

Aos meus tios, Helena e Chicão por todo carinho e alegria que sempre me concederam.

Ao meu sobrinho Enzo por simplesmente existir.

À minha amada, Susanne de Maria, que esteve comigo o tempo todo mitigando meus ais de maneira ímpar.

Aos amigos: Luiz Carlos, Lourdes, Susana, Zé Maria e Samuel (Samuquinha) pela transferência de esperança e paz.

Aos meus amigos: Claudio Ernandes, Junhão, Joyce, Yamilê e a Banda “Só nós” por toda a comunhão de alegria e paz.

Ao meu orientador Herbert Siqueira pelos ensinamentos, credibilidade, compreensão e paciência durante todo o curso.

Ao meu co-orientador Reginaldo Barros pela forma incisa de passar conhecimento.

Ao Professor Jorge Braz Torres por não medir esforços em esclarecer quaisquer dúvidas.

Aos Professores do Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola da UFRPE,
pelos conhecimentos transmitidos.

Aos funcionários Darcy, Romildo e Ariella, pela dedicação nos serviços prestados.

Aos amigos Guilherme, Fabiana, Juliana, Felipe, Eduardo, Lucas, Paolo, Lílian, Andresa, Alberto,
Agná, Sibebe, Tadeu, Wellington, Mateus, Rodrigo, Bárbara, Victória, Marcelo, Camila e Nayara
pelo direto e indireto auxílio neste trabalho.

SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS	viii
CAPÍTULOS	
1 INTRODUÇÃO	01
Aspectos bioecológicos de <i>Plutella xylostella</i>	02
Impacto de <i>Plutella xylostella</i> na economia mundial.....	04
Resistência e mecanismos de resistência de insetos a inseticidas.....	05
Manejo da resistência	07
LITERATURA CITADA	11
2 DETECÇÃO E MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE <i>Plutella xylostella</i> (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) A INSETICIDAS DE RISCO REDUZIDO.....	19
RESUMO.....	20
ABSTRACT.....	21
INTRODUÇÃO	22
MATERIAL E MÉTODOS	24
RESULTADOS.....	25
DISCUSSÃO	27
AGRADECIMENTOS	30
LITERATURA CITADA	30

CAPÍTULO 1

INTRODUÇÃO

A família Brassicaceae é originária da região do Mediterrâneo (Tsunoda 1980) e, segundo evidências arqueológicas, foi um dos primeiros grupos de plantas a serem cultivadas pelo homem (Raymer 2002). Esta família possui 375 gêneros onde estão distribuídas aproximadamente 3.200 espécies (LeCoz & Ducombs 2006). Na subtribo Brassicinae, que possui 51 gêneros (Gómez-Campo 1980), encontra-se o gênero *Brassica*. Este gênero contém 159 espécies incluindo as de importância econômica (Zhang & Zhou 2006) com destaque para o repolho (*Brassica oleracea* var. *capitata* L.), a couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.), o brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica* L.), a couve (*Brassica oleracea* var. *acephala* L.), o nabo (*Brassica rapa* L.), a mostarda (*Brassica juncea* L.) e a canola (*Brassica napus* L.), os quais são utilizadas principalmente para alimentação e produção de óleo (Talekar & Shelton 1993). Dentre estas, o repolho vem a ser uma das brássicas mais cultivadas no Brasil e no mundo (FAO 2013, SIDRA 2014).

A China é o maior produtor mundial de repolho, com mais de 31 milhões de toneladas por ano, seguido por Índia e Rússia (FAO 2013). No Brasil, a produção no primeiro semestre de 2009 foi estimada um volume comercial de mais de 31.000 toneladas (Agrianual 2010). Como o cultivo do repolho é de ciclo curto e com espaçamento relativamente adensado, geralmente é cultivado em pequenas áreas ($\leq 1000 \text{ m}^2$) com forte demanda de mão-de-obra, o que o torna uma importante fonte de renda para a agricultura familiar.

A traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.), é considerada a principal praga da família Brassicaceae (Dickson *et al.* 1990, Talekar & Shelton 1993, Yang *et al.* 1994, Haseeb *et al.* 2004, Villas Bôas *et al.* 2004, Cheng *et al.* 2008). Como a família Brassicaceae é de origem europeia (Tsunoda 1980), estudos indicam que a traça-das-crucíferas tenha sua origem na mesma região, especificamente no Mediterrâneo (Harcourt 1957, Talekar & Shelton 1993). Porém, a rica e

diversa fauna de parasitóides de *P. xylostella* e as diferentes espécies de brássicas verificadas no sul da África, tem sustentado a hipótese de que a origem da *P. xylostella* tenha ocorrido nesta região (Kfir 1998). O primeiro registro como praga ocorreu no início do século XX (Charleston & Kfir 2000).

A distribuição mundial da *P. xylostella* acompanhou a produção de brássicas nos mais variados ecossistemas. Assim, sua presença é verificada tanto em regiões de temperaturas elevadas, por exemplo, a Etiópia (Ayalew & Ogol 2006) e o nordeste do Brasil (Bondar 1928), bem como em regiões onde o frio é mais intenso, no caso, o Himalaia. Estudos indicam que a *P. xylostella* é o inseto que possui maior distribuição dentre todos os lepidópteros (Muthugounder *et al.* 2009).

Aspectos bioecológicos de *Plutella xylostella*

A *P. xylostella* é caracterizada como uma espécie oligófoga, ou seja, tem o hábito alimentar especializado em um determinado gênero ou família de plantas (Ehrlich & Raven 1964). O alto potencial biótico de *P. xylostella* aliado ao período seco (França *et al.* 1985) contribui para frequentes picos populacionais em várias regiões produtoras de brássicas do Agreste de Pernambuco (Nordeste do Brasil).

Os adultos de *P. xylostella* possuem hábito noturno iniciando suas atividades no período crepuscular (Talekar & Shelton 1993). Muitos adultos emergem nas primeiras oito horas do fotoperíodo (Pivnick *et al.* 1990). O acasalamento acontece no crepúsculo do mesmo dia da emergência. Logo em seguida, as fêmeas iniciam a postura com período de oviposição igual a quatro dias. Uma fêmea pode colocar entre 11 a 188 ovos (Harcourt 1957), o que geralmente ocorre na superfície abaxial das folhas (Imenes *et al.* 2002), sendo que a razão da postura da parte abaxial e adaxial é de 3:2. O pico de oviposição ocorre entre 19 e 20 horas (AVRDC 1987, Pivnick *et al.* 1990). Em condições mais quentes o ciclo pode se dar em apenas 12 dias, e em dias

frios, esse período pode chegar a 20 dias ($25 \pm 1^\circ\text{C}$; $70 \pm 10\%$ UR, fotofase: 12h) (Mo *et al.* 2003). O número de gerações está em torno de cinco a 10 por ano, dependendo das condições climáticas e da disponibilidade de alimento, fazendo com que a densidade das populações varie muito de um ano a outro (Castelo Branco & Villas Bôas 1997, Dias *et al.* 2004). A *P. xylostella* tem um potencial cíclico de 20 gerações por ano (Mo *et al.* 2003).

O período de incubação dos ovos varia de cinco a seis dias, podendo ser influenciado pela temperatura (Barros *et al.* 1993). Posteriormente, as lagartas de primeiro ínstar “minam” as folhas, alimentando-se do parênquima por dois ou três dias (Talekar & Shelton 1993). Passado esse período, abandonam as “minas” e passam a alimentar-se da epiderme, perfurando as folhas e inutilizando-as para a comercialização (Talekar & Shelton 1993). Após quatro ínstaes, quando completam o desenvolvimento larval, que requerem de seis a oito dias, passam por uma fase de quiescência e em seguida empupam no interior de um pequeno casulo de seda produzido pela lagarta (Talekar & Shelton 1993, Barros & Vendramim 1999). O período pupal dura de quatro a quinze dias podendo variar com a temperatura (Talekar & Shelton 1993).

Existem mais de 90 espécies de parasitóides de *P. xylostella* registrados (Talekar & Shelton 1993). Dentre os principais parasitóides destacam-se os dos gêneros *Diadegma* (Forster) e *Diadromus* (Gravenhorst) (Ichneumonidae), do gênero *Cotesia* (Cameron) (Braconidae) e a espécie *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae) (Fitton & Walker 1992). Presente no Brasil, o parasitóide de larvas e pupas de *P. xylostella*, *O. sokolowskii* se desenvolve de forma gregária, ou seja, possui emergência de mais de um parasitóide por hospedeiro (Ferreira *et al.* 2003). Apesar de o Brasil possuir resultados promissores com o controle biológico, as tecnologias que permitem o uso intensivo no manejo de pragas não estão disponíveis (Bacci *et al.* 2007).

A *P. xylostella* é altamente migratória e seus movimentos sazonais são bem documentados. Isso ocorre porque há lugares onde a traça-das-crucíferas não sobrevive a temperaturas muito baixas como no Canadá, no norte do Japão e no sul da Argentina (Talekar e Shelton 1993). O principal surto da *P. xylostella* ocorreu em 1958 e foi o evento mais estudado nessa espécie (French & White 1960). A temperatura ótima de voo para traça-das-crucíferas gira em torno de 23°C e essa faixa pode ser encontrada na inversão de temperaturas em altitudes de 150 a 160 metros (Shirai 1991). Em estudos realizados com radar e armadilha luminosa verificaram a migração da *P. xylostella* da Holanda para o sudeste da Inglaterra, sendo este evento responsável pelo estabelecimento de populações no Reino Unido (Chapman *et al.* 2002). Alguns autores acreditam que a traça-das-crucíferas pode entrar em diapausa, já outros dizem que esta possibilidade é mínima para qualquer fase do seu ciclo (Talekar & Shelton 1993). No caso de sobreviver às baixas temperaturas, ao entrar em diapausa, isso traria grandes consequências para o manejo desta praga, principalmente as populações resistentes a pesticidas, o que seria problema também para os inimigos naturais (Chapman *et al.* 2002).

Impacto de *P. xylostella* na economia mundial

Tanto no Brasil quanto no mundo, a *P. xylostella* é referida com uma das principais causas de perdas econômicas que acometem, principalmente, o cultivo do repolho (Talekar & Shelton, 1993), podendo reduzir de 58 a 100% a produção desta hortaliça (Castelo Branco & Guimarães 1990, Barros *et al.* 1993, Charleston & Kfir 2000). Em 1993, o custo referente ao controle da *P. xylostella*, no mundo, era algo estimado em US\$ 1 bilhão de dólares por ano (Talekar & Shelton 1993). Passaram-se dezenove anos e apesar de toda tecnologia desenvolvida, no sentido de criar novas moléculas de inseticidas, a traça-das-crucíferas foi “quebrando” tais barreiras tecnológicas, através do desenvolvimento de resistência aos xenobióticos, alcançando em 2012 um custo de

controle entre US\$ 4 a 5 bilhões de dólares por ano, no mundo (Zalucki *et al.* 2012, Furlong *et al.* 2013).

Dentre as dificuldades observadas no controle de *P. xylostella* na cultura do repolho, tem-se o fato das áreas de cultivos coexistirem durante o ano todo, com a presença de plantas de diferentes idades, proporcionando à praga quantidade abundante e contínua de alimento (Castelo Branco & Guimarães, 1990; Barros *et al.* 1993, Melo *et al.* 1994, Loges 1996). Existe uma relação direta entre o desenvolvimento fenológico da cultura e o aumento dos danos ocasionados pela praga, os quais por serem irreversíveis, impõem que as medidas de controle devam ser adotadas ainda no início da formação das cabeças do repolho (Barros *et al.* 1993).

Resistência e mecanismos de resistência de insetos a inseticidas

A resistência a inseticidas é definida como a habilidade de uma determinada linhagem de indivíduos que sobrevivem a doses de um xenobiótico, que seriam letais para a maioria dos indivíduos da espécie, ou seja, há uma redução na resposta de exposição prévia ao pesticida nos organismos submetidos (Croft *et al.* 1988). Por vezes, este evento é confundido com tolerância, já que esta é a habilidade inata de sobreviver a doses de um tóxico sem haver exposição prévia e mudança evolucionária, pois a resistência é concebida como um processo evolutivo, tipicamente darwiniano, caracteriza-se como pré-adaptativo, genético e hereditário (Dobzhansky 1951).

O desenvolvimento de resistência foi documentado pela primeira vez na cochonilha piolho-de-são-josé, *Quadraspidiotus perniciosus* (Comstock) a um inseticida à base de enxofre em 1908 nos Estados Unidos, mas foi a partir de 1940 que se intensificou o desenvolvimento de resistência com os organo-sintéticos, o que resultou em mais de 500 espécies de insetos e ácaros resistentes a pelo menos uma classe de composto químicos até a década de 90 (Georghiou & Lagunes-Tejeda 1991). Este fato é reforçado por Whalon (2008) que registrou 7.740 relatos de casos de resistência a 331 compostos, envolvendo mais de 540 espécies de insetos e ácaros-praga.

No início da evolução da resistência a frequência de alelos que conferem esta característica é bastante baixa (de 10^{-2} a 10^{-13}) (Roush & McKenzie 1987). Com a pressão de seleção dos inseticidas, aumenta-se tal frequência, resultando em populações altamente resistentes, como por exemplo, na região do Agreste pernambucano, onde foi observado uma baixa frequência de indivíduos resistentes nas populações de *P. xylostella* a clorantraniliprole (Silva *et al.* 2012). No entanto, com o uso intenso deste produto foram detectadas populações que apresentaram alta frequência de indivíduos resistentes (Ribeiro *et al.* 2013). Fato similar tem ocorrido para o inseticida Xentari (*Bacillus thuringiensis*) (Berliner) para a mesma região (Zago *et al.* 2014). Neste sentido, a resistência tem sido um problema real para o desenvolvimento e manutenção de práticas de manejo integrado de pragas (MIP) (Metcalf 1980, Labbe *et al.* 2005).

A *P. xylostella* foi o primeiro inseto-praga a desenvolver resistência a DDT (Johnson 1953, Ankersmit 1953) e a *B. thuringiensis* no campo (Kirsch & Schmutterer 1988, Hama *et al.* 1992, Shelton & Wyman 1992). O controle químico para esta praga é o método mais eficiente (Castelo Branco *et al.* 2003, Dias *et al.* 2004). No entanto, a utilização inadequada dessa tática, de fato, há muito vem ocasionando o aumento da frequência da resistência de insetos. Georghiou & Lagunes-Tejada (1991) apontam a *P. xylostella* como uma das espécies com maior número de casos de resistência, juntamente com o pulgão-da-couve (*Brevicoryne brassicae*) (L.) e o besouro-da-batatinha (*Leptinotarsa decemlineata*) (Say). A *P. xylostella* é identificada como o inseto que se tornou resistente à maior quantidade de princípios ativos diferentes (51 ingredientes ativos) (Vasquez 1995), porém o número de casos de resistência está aumentando, sendo que, nos dias atuais, é registrado resistência de *P. xylostella* a 91 pesticidas.

Nos artrópodes, os principais mecanismos de resistência são: (i) redução da penetração do inseticida, o que geralmente resulta em uma baixa intensidade da resistência (2 a 4 vezes); (ii) aumento na taxa de metabolismo do inseticida pela atividade de enzimas monooxigenases

dependentes do citocromo P₄₅₀, esterases e glutathione-S-transferases, o que pode grandemente afetar todas as classes de pesticidas; e (iii) a alteração no sítio de ação dos xenobióticos (Oppenoorth 1985, Dong 1997, Hemingway 2000, Kostaropoulos *et al.* 2001, Gallo *et al.* 2002, Baffi *et al.* 2008, Brooke 2008). Neste último caso, indivíduos resistentes a piretroide, por exemplo, apresentam os canais de sódio alterados, uma vez que os produtos desse grupo atuam como moduladores dos canais localizados no axônio de células nervosas (Gallo *et al.* 2002). A expressão da resistência também pode ser verificada pelo sequestro do xenobiótico em um determinado tecido ou no aumento da sua excreção no organismo (Georghiou 1983).

A alteração comportamental dos insetos também é considerada resistência a inseticida, porque ao perceberem uma mudança no ambiente pela presença dos xenobióticos nas plantas, os insetos evitam a exposição pela não preferência de oviposição, alimentação e repelência (Gullan & Cranston 2007). Dentre os vários mecanismos de resistência supracitados, a destoxificação pelo metabolismo promovido por enzimas oxidases, esterases e transferases (Yu & Nguyen 1992), de acordo com a literatura, é o mecanismo que mais, potencialmente, provoca ampla resistência nos insetos e por essa razão é a mais investigada. As oxidases e transferases são enzimas que tem um amplo espectro de ação atuando na destoxificação de inúmeros compostos. As esterases, por sua vez, ganham maior importância por destoxificarem inseticidas organofosforados, carbamatos e piretroides (Conyers *et al.* 1998). As quantidades elevadas de monooxigenases dependentes do citocromo P₄₅₀, glutathione transferases (GSTs) e as esterases resultam da alta expressão dos genes que as codificam (Kostaropoulos *et al.* 2001, Baffi *et al.* 2008). A investigação para se detectar a atuação dessas enzimas destoxicadoras na resistência pode ser feita com a utilização de alguns inibidores metabólicos como os sinergistas em bioensaios laboratoriais (Bernard & Philogène 1993).

Manejo da resistência

A suscetibilidade das pragas é um valioso recurso natural que vem sendo perdido. A melhor forma para se retardar a evolução da resistência seria a de utilizar os pesticidas somente quando houvesse ausência no controle por inimigos naturais (Mallet 1989). Para o manejo da resistência é fundamental identificar qual ou quais os mecanismos de resistência estão ocorrendo na praga que se deseja manejar, pois esta identificação irá nortear o delineamento das estratégias mais adequadas para o inseto-praga em questão (Tabashnik 1989). Um mesmo mecanismo de resistência pode neutralizar a ação de dois ou mais compostos geralmente pertencentes ao mesmo grupo químico (por exemplo, os organofosforados: Paration e Diazinon) através da resistência cruzada. A resistência será múltipla, quando pelo menos dois diferentes mecanismos de resistência coexistentes resultam na resistência a dois ou mais compostos químicos geralmente não relacionados, como o carbaril (carbamato) e deltametrina (piretroide) (Georghiou & Taylor 1977, Gallo *et al.* 2002). Pode acontecer de a resistência ser uma resposta evolucionária específica, de forma que a alteração do sítio alvo seja restrita para certas classes de inseticidas (p.ex. DDT e piretroides) (Georghiou & Taylor 1977).

As consequências da resistência dos insetos aos inseticidas resultam no aumento da frequência de aplicação de inseticidas, aumento da dosagem dos produtos, no uso de misturas indevidas de compostos ou ainda na substituição de um produto por outro de maior toxicidade, o que culmina no surgimento de novos casos de resistência a pesticidas (Georghiou 1983, Georghiou & Lagunes-Tejada 1991). Consequentemente, os programas de manejo integrado de pragas (MIP) são afetados negativamente devido ao aumento dos custos de controle das pragas, da ineficácia do controle natural pela eliminação dos inimigos naturais, além da contaminação do ambiente e dos trabalhadores que manipulam os agrotóxicos (Gallo *et al.* 2002).

O manejo de resistência é um importante componente do MIP utilizado para casos de evolução da resistência de pragas a inseticidas (Georghiou & Taylor 1977, Georghiou 1983,

National Research Council 1986, Denholm & Rolland 1992, Liu & Tabashnik 1997). O manejo da resistência será sensível quando implementado no início da evolução da resistência (Georghiou 1983, Roush & Daly 1990).

O manejo da resistência foi dividido por Georghiou (1983) em manejo por moderação, manejo por saturação e manejo por ataque múltiplo. No manejo por moderação ocorre, por exemplo, redução da pressão de seleção para preservar os indivíduos suscetíveis em uma determinada população. Dessa forma seriam feitas aplicações menos frequentes, controle em reboleiras, conservação de áreas não pulverizadas para servir de refúgio aos indivíduos suscetíveis e controle químico no estágio mais vulnerável da praga.

O objetivo do manejo por saturação é promover a redução do valor adaptativo dos indivíduos resistentes através do uso de sinergistas ou de altas dosagens do produto. O butóxido de piperonila, por exemplo, é um sinergista que inibe, sequestra e bloqueia a ação de enzimas oxidativas dependentes do citocromo P₄₅₀. No manejo por ataque múltiplo, tem-se a rotação ou mistura de produtos, levando em consideração o fato de que a frequência de resistência a um produto X diminui quando produtos alternativos (Y e Z) são utilizados (Georghiou 1983, Roush 1989, Tabashnik 1989). Assim, indivíduos resistentes ao produto X serão controlados pelo produto Z e vice-versa, caso não haja resistência múltipla. Por tanto, é ideal que se tenha baixa frequência de resistência, ausência de resistência cruzada e persistência biológica semelhante para os dois compostos para que a mistura dos produtos seja eficiente (Gallo *et al.* 2002). As atividades como o monitoramento da resistência pela utilização de dose diagnóstica e dose de campo, e bioensaios de concentração-resposta em laboratórios são indispensáveis para a condução e o sucesso de um programa de manejo de resistência (Tabashnik 1989).

Dentre os novos compostos mais utilizados para o controle de *P. xylostella* no Agreste pernambucano estão os inseticidas de risco reduzido. Neste sentido, estão inseridas as diamidas

antranílicas, espinosinas e análogos do pirazol que apresentam características adequadas, pois possuem curto período de carência e a utilização de doses reduzidas, o que é relevante para utilização em sistemas de MIP (Arioli *et al.* 2004). Estes novos inseticidas possuem diferentes tipos de ação quando comparado com os fosforados, piretroides, carbamatos e fisiológicos. O clorantraniliprole é uma diamida antranílica que atua nos canais de cálcio, especificamente nos receptores de rianodina, causando depleção nas reservas de cálcio (Ca^{+2}) e provocando paralisia da contração muscular. Conseqüentemente, os nervos ligados às mandíbulas das larvas são imobilizados, assim o processo de alimentação é interrompido resultando na morte do inseto (Cordova *et al.* 2006, Lahm *et al.* 2007, Teixeira *et al.* 2009).

Os inseticidas espinosade e espinetoram (espinosinas) são derivados da fermentação do actinomiceto *Sacharopolyspora spinosa* e possuem um modo de ação que atua nos receptores de acetilcolina e causa excitação do sistema nervoso dos insetos, levando a contrações musculares involuntárias, prostração com tremores e finalmente paralisia e morte (Thompson & Hutchins 1999). O clorfenapir é um análogo do pirazol que é caracterizado como um pró-inseticida, e ao ser ativado por monooxigenases dependentes de citocromo P₄₅₀ chega às membranas interna e externa das mitocôndrias do inseto ou ácaro causando a extrusão de H^{+} (Black *et al.* 1994). Conseqüentemente, não haverá o acúmulo de prótons necessários para a fosforilação oxidativa de ADP (difosfato adenosina) para produção de ATP (trifosfato adenosina), o que resultará na paralisação das células e na morte do inseto/ácaro (Sato *et al.* 2007). No entanto, já há registro sobre o desenvolvimento de resistência de *P. xylostella* aos novos inseticidas como o clorantraniliprole (Wang *et al.* 2012, Ribeiro *et al.* 2013) e espinosade (Sayyed *et al.* 2008). No Agreste pernambucano há resistência de *P. xylostella* a inseticidas importantes para o manejo da resistência da traça-das-crucíferas: lufenurom, abamectina e indoxacarb (Santos *et al.* 2011), *B. thuringiensis* (Zago *et al.* 2014) mas a resistência de traça-das-crucíferas a clorantraniliprole é

uma das mais elevadas (Ribeiro *et al.* 2013). Assim, o objetivo deste trabalho foi realizar a detecção e o monitoramento da resistência de *P. xylostella* aos inseticidas: espinosade, espinetoram, clorfenapir e clorantraniliprole.

Literatura Citada

- Agrianual. 2010.** Anuário da Agricultura Brasileira. São Paulo. 520p.
- Ankersmit, G.W. 1953.** DDT resistance in *Plutella maculipennis* (Curt.) (Lepidoptera) in Java. Bull. Entomol. 44:421-25.
- Arioli, C.J., M. Botton & G.A. Carvalho. 2004.** Controle químico da *Grapholita molesta* (Busck) (Lepidoptera: Tortricidae) na cultura do pessegueiro. Ciênc. Rural 34: 1695-1700.
- AVRDC, 1987.** Progress Report. Asian vegetable Resarch Development Center. Shanhua. Tainan.
- Ayalew, G. & C.K.P.O. Ogol. 2006.** Occurrence of the diamondback moth (*Plutella xylostella* L.) and its parasitoids in Ethiopia: influence of geographical region and agronomic traits. J. Appl. Entomol. 130: 343–348.
- Bacci, L., M.C. Picanço, F.L. Fernandes, N.R. Silva & J.C. Martins. 2007.** Estratégias e táticas de manejo dos principais grupos de ácaros e insetos-praga em hortaliças no Brasil. p. 463-504. In L. Zambolim, C.A. Lopes, M.C. Picanço & H. Costa (eds.), Manejo integrado de doenças e pragas de hortaliças. Viçosa, UFV, 627p.
- Baffi, M.A., G.R.L.D. Souza, C.S.D. Sousa, C.R. Ceronb & A.M. Bonetti. 2008.** Esterase nzymes involved in pyrethroid and organophosphate resistance in a Brazilian population of *Rhipicephallus (Boophilus) microplus* (Acari, Ixodidae). Mol. Biochem. Parasitol. 160: 70–73.
- Barros, R., I.B. Albert Junior, A.J. Oliveira, A.C.F. de Souza & V. de Lopes. 1993.** Controle químico da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) em repolho. An. Soc. Entomol. Brasil 22: 463-469.
- Barros, R. & J.D. Vendramim. 1999.** Efeito de cultivares de repolhos utilizados para a criação de *Plutella xylostella* (L.) no desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* Riley, (Hymenoptera: Trichogrammatidae). An. Soc. Entomol. Brasil. 28: 469-476.
- Bernard, C. & B.J.R. Philogène. 1993.** Isecticide synergists: role, importance, and perspectives. J. Toxicol. Env. Health. 38: 199-223.

- Black, B.C., R.M. Hollingworth, K.I. Ahammadsahib, C.D. Kukel & S. Donovan. 1994.** Insecticidal action and mitochondrial uncoupling activity of AC 303630 and related halogenated pyrroles. *Pest. Biochem. Physiol.* 50: 115-128.
- Bondar, G. 1928.** Séria praga de repolho na Bahia e *Plutella maculipennis* Curtis. *Chac. Quint.* 38, 602.
- Brooke, B.D. 2008.** *KdR*: can a single mutation produce an entire insecticide resistance phenotype? *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 102: 524-525.
- Castelo Branco, M. & A.L. Guimarães. 1990.** Controle da traça-das-crucíferas em repolho, 1989. *Hortic. Bras.* 8: 24- 25.
- Castelo Branco, M. & G.L. Villas Bôas. 1997.** Traça-das-crucíferas *Plutella xylostella* – Artrópodes de importância econômica. Brasília – DF, Embrapa Hortaliças, 3p. (Comunicado Técnico 4).
- Castelo Branco, M., F.H., França, L.A. Pontes & P.S.T. Amaral. 2003.** Avaliação da suscetibilidade a inseticidas em populações de traça-das-crucíferas de algumas áreas do Brasil. *Hortic. Bras.* 21: 549-552.
- Chapman, J.W., D.R. Reynolds, A.D. Smith, J. Riley, D.E. Pidgeley, I.P. Woiwod. 2002.** High-altitude migration of the diamondback moth *Plutella xylostella* to the U.K.: a study using radar, aerial netting, and ground trapping. *Ecol. Entomol.* 27: 641 – 650.
- Charleston, D.S. & R. Kfir. 2000.** The possibility of using Indian mustard, *Brassica juncea*, as a trap crop for the diamondback moth, *Plutella xylostella*, in South Africa. *Crop Prot.* 19:455–460.
- Cheng, L., G. Yu, Z. Chen & Z. Li. 2008.** Insensitive acetylcholine receptor conferring Resistance of *Plutella xylostella* to nereistoxin insecticides. *Agric. Sci. Chinese* 7: 847-852.
- Conyers, C.M., A.D. Macnicoll & N.R. Price. 1998.** Purification and characterisation of an esterase involved in resistance to organophosphorus insecticides in the saw-toothed grain beetle, *Oryzaephilus surinamensis* (Coleoptera: Silvanidae). *Insect Biochem. Mol. Biol.* 28: 435-448.
- Cordova, D., E.A. Benner, M.D. Sacher, J.J. Rauh, J.S. Sopa, G.P. Lahm, T.P. Selby, T.M. Stevenson, L. Flexner, S. Gutteridge, D.F. Rhoades, L. Wu, R.M. Smith & Y. Tao. 2006.** Anthranilic diamides: a new class of insecticides with a novel mode of action, ryanodine receptor activation. *Pest. Biochem. Physiol.* 84: 196–214.
- Croft, B.A., B.A. Roff & B. Van. 1988.** Ecological and genetic factors influencing evolution of pesticide resistance in tetranychid and phytoseiid mites. *Exp. Appl. Acarol.* 4: 277-300.
- Denholm, I. & M.W. Rolland. 1992.** Tactics for managing pesticide resistance in arthropods: theory and practice. *Annu. Rev. Entomol.* 37: 92-112.

- Dias, D.G.S., C.M.S. Soares & R. Monnerat. 2004.** Avaliação de larvicidas de origem microbiana no controle da traça-das-crucíferas em couve-flor. *Hortic. Bras.* 22: 553-556.
- Dickson, M.H., A.M. Shelton, S.D. Eigenbrode, M.L. Vamosy & M. Mora. 1990.** Selection for resistance to diamondback moth (*Plutella xylostella*) in cabbage. *Hort. Science* 25: 1643-1646.
- Dobzhansky, T. 1951.** Genetics and the origin of species. 3rd ed. New York: Columbia Univ. Press. 364p.
- Dong, K. 1997.** A single amino acid change in the para-sodium channel protein is associated with knockdown-resistance (*KdR*) to pyrethroid insecticides in German cockroach. *Insect Biochem. Mol. Biol.* 27: 93-100.
- Ehrlich, P.R. & P.H. Raven. 1964.** Butterflies and plants: a study in coevolution. *Evolution* 18: 586-608.
- FAO Statistics Database 2013.** Food and Agriculture Organization of the United Nations. Retrieved. Acessado em 28/09/2013.
- Ferreira, S.W.J., R. Barros & J.B. Torres. 2003.** Exigências térmicas e estimativa do número de gerações de *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera:Eulophidae), para regiões produtoras de crucíferas em Pernambuco. *Neotrop. Entomol.* 32:407- 411.
- Fitton, M. & A. Walker. 1992.** Hymenopterous parasitoids associated with diamondback moth: the taxonomic dilemma. p. 225-232, In N.S. Talekar (ed.), Diamondback moth and other crucifer pests. Proc. 2nd international workshop, AVRDC, Shanhua, Taiwan, 603p.
- França, F.H., C.M.T. Cordeiro, L. Giordano & A.M. Resende. 1985.** Controle da traça-das-crucíferas em repolho. *Hortic. Bras.* 3: 50-51.
- French, R.A. & J.H. White. 1960.** The Diamondback moth, *Plutella xylostella* outbreak of 1958. *Plant Pathol.* 9: 77 - 84
- Furlong, M.J., D.J. Wright, L.M. Dossall. 2013.** Diamondback Moth Ecology and Management: Problems, Progress and Prospects. *Annu. Rev. Entomol.* 58: 517-541.
- Gallo, D., O. Nakano, S. Silveira Neto, R.P.L. Cravalho, G.C. Baptista, E. de Berti Filho, J.R.P. Parra, R.A. Zucchi, S.B. Alves, J.D. Vendramim, L.C. Marchini, J.R.S. Lopes & C. Omoto. 2002.** *Entomologia Agrícola*. Piracicaba: FEALQ, 920p.
- Georghiou, G.P. & C.E. Taylor. 1977.** Operational influences in the evolution of insecticide resistance. *J. Econ. Entomol.* 70: 653-658.

- Georghiou, G.P. 1983.** Management of resistance in arthropods, p. 769-792. In G.P. Georghiou, & T. Saito (eds.), *Pest Resistance to Pesticides: Challenges and Prospects*. New York, Plenum Press, 797p.
- Georghiou, G. & A. Lagunes-Tejada. 1991.** The occurrence of resistance to pesticides in arthropods. An index of cases reported through 1989. Rome: FAO, 318p.
- Gómez-Campo, C. 1980.** Studies on Cruciferae: VI. Geographical distribution and conservation status of *Boleum* Desv., *Guiraoa* Coss. and *Euzomodendron* Coss. *Anales Inst. Bot. Cavanilles* 35: 165-176.
- Gullan, P.J. & P.S. Cranston. 2007.** *The Insects: An outline of entomology*. London, Chapman and Hall, 491p.
- Hama, H., K. Suzuki & H. Tanaka. 1992.** Inheritance and stability of resistance to *Bacillus thuringiensis* formulations of the Diamondback Moth, *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Yponomeutidae). *Appl. Entomol. Zool.* 27: 355-362.
- Harcourt, D.G. 1957.** Biology of the Diamondback moth, *Plutella maculipennis* (Curt.) (Lepidoptera: Plutellidae), in Eastern Ontario. II. Life-history, behavior, and host relationships. *Canadian Entomol.* 89: 554-564.
- Haseeb, M., T.X. Liu, & W.A. Jones. 2004.** Effects of selected insecticides on *Cotesia plutellae*, endoparasitoid of *Plutella xylostella*. *Bio. Control.* 49: 33-46.
- Hemingway, J. 2000.** The molecular basis of two contrasting metabolic mechanisms of insecticide resistance. *Insect. Biochem. Mol. Biol.* 30: 1009-1015.
- Kfir, R. 1998.** Origin of the diamondback moth (Lepidoptera: Yponomeutidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 91:164-167.
- Kirsch, K. & H. Schmutterer. 1988.** Low efficacy of a *Bacillus thuringiensis* (Berl.) formulation in controlling the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) in the Philippines. *J. Appl. Entomol.* 105:249-55.
- Kostaropoulos, I., A.I. Papadopoulos, A. Metaxakis, E. Boukouvala & E. Papadopoulou-Mourkidou. 2001.** Glutathione S-transferase in the defence against pyrethroids in insects. *Insect Biochem. Mol. Biol.* 31: 313-319.
- Imenes, S.D.L., T.B. Campos, S.M. Rodrigues Netto & E.C. Ergmann. 2002.** Avaliação da atratividade de feromônio sexual sintético da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) em cultivo orgânico de repolho. *Arq. Inst. Biol.* 69: 81-84.
- Johnson, D. R. 1953.** *Plutella maculipennis* resistance to DDT in Java. *J. Econ. Entomol.* 46:176
- Labbe, P., T. Lenormand & M. Raymond. 2005.** On the world wide spread of an insect resistance gene: a role for local selection. *J. Evol. Biol.* 18: 1471-1484.

- Lahm, G.P., T.M. Stevenson, T.P. Selby, J.H. Freudenberger, D. Cordova, L. Flexner, C.A. Bellin, C.M. Dubas, B.K. Smith, K.A. Hughes, J.G. Hollingshaus, C.E. Clark & E.A. Benner. 2007.** Rynaxypyr™: a new insecticidal anthranilic diamide that acts as a potent and selective ryanodine receptor activator. *Bioorg. Medic. Chem. Lett.* 17: 6274–6279.
- LeCoz C. & G. Ducombs. 2006.** Plants and plant products, p. 751–800. In: J. D. Johansen, P.J. Frosch, T. Menne, J.P. Lepottevin (eds.). *Contact Dermatitis*, 4th ed., Germany Springer Berlin-Heidelberg, 1262p.
- Liu, Y.B. & B.E. Tabashnik. 1997.** Genetic basis of Diamondback Moth resistance to *Bacillus thuringiensis* toxin Cry 1C. *Resist. Pest Manag.* 9: 21-22.
- Loges, V. 1996.** Danos causados pela traça-das-crucíferas *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758) em cultivares de repolho *Brassica oleracea* var. *capitata* (L.) e efeito sobre a população da praga e do parasitóide *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov, 1912), em condições de campo. Tese de mestrado, UFRPE, Recife, 98p.
- Mallet, J. 1989.** The Evolution of Insecticide Resistance: Have the Insects won? *Tree* 4: 336-340.
- Meyrick, E. 1928.** A revised handbook of British Lepidoptera. London, Watkins and Doncaste, 803p.
- Melo, P.E., M. Castelo Branco & N.R. Madeira. 1994.** Avaliação de genótipos de repolho para a resistência à traça-das-crucíferas. *Hortic. Bras.* 12: 19-24.
- Metcalf, R.L. 1980.** Changing role of insecticides in crop protection. *Annu. Rev. Entomol.* 25: 219-256.
- Mo, J., G. Baker, M. Keller & R. Roush. 2003.** Local Dispersal of the Diamondback Moth (*Plutella xylostella* (L.)) (Lepidoptera: Plutellidae). *Environ. Entomol.* 32: 71–79.
- Muthugounder, M., S.N. Sushil, G. Selvakumar, J.C. Bhatt, G.T. Gujarb & H. Gupta. 2009.** S. Differential toxicity of *Bacillus thuringiensis* strains and their crystal toxins against high-altitude Himalayan populations of diamondback moth, *Plutella xylostella* L. *Pest Manag. Science.* 65: 27–33.
- National Research Council. 1986.** Pesticide resistance: strategies and tactics for management. National Academy of Sciences, Washington. DC, 1986. 471p.
- Oppenoorth, F.J. 1985.** Biochemistry and genetics of insecticide resistance, p. 731–773. In G.A. Kerkut & L.I. Gilbert. (eds.), *Comprehensive Insect Physiology, Biochemistry and Pharmacology*, Oxford, Pergamon Press, 853p.
- Pivinick, K.A., B.J. Jarvis, C. Gillot, G.T. Slater & E.W. Underhill. 1990.** Daily patterns of reproductive activity and influence of adult density and exposure to host plants on

reproduction and the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). *Environ. Entomol.* 19: 587-593.

Raymer P.L. 2002. Canola: an emerging oilseed crop. In *Trends in New Crops and New Uses*, pp. 122–126. Eds J. Janick and A. Whipkey. ASHS Press. Alexandria, VA. USA.

Ribeiro, L.M.S., V. Wanderley-Teixeira, H.N. Ferreira, Á.A.C. Teixeira & H.A.A. Siqueira. 2013. Fitness costs associated with field-evolved resistance to chlorantraniliprole in *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Bull. Entomol. Res.* 8: 1-9.

Roush, R.T & Mckenzie, J.A. 1987. Ecological genetics of insecticide and acaricide resistance. *Ann. Rev. Entomol.* 32: 361-380, 1987.

Roush, R. T. 1989. Designing resistance management programs: how can you choose? *Pest. Sci.* 26: 423-441.

Roush, R.T. & J.C. Daly. 1990. The role of population genetics in resistance research and management, p. 97- 152. In R.T. Roush & B.E. Tabashnik (eds.), *Pesticide Resistance in Arthropods*. New York, Chapman & Hall, 303p.

Santos, V.C., H.A. Siqueira, J.E. Silva & M.J.D.C. Farias. 2011. Insecticide Resistance in Populations of Diamondback Moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), from State of Pernambuco. *Neotrop. Entomol.* 40:264-70.

Sato, E.M., M.Z. da Silva, K.G. Cangani & A. Raga. 2007. Seleções para resistência e suscetibilidade, detecção e monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* ao acaricida clorfenapir. *Bragantia* 66: 89-95.

Sayyed, A.H., S. Saeed, M.N. Ann & N. Crickmore. 2008. Genetic, Biochemical, and Physiological Characterization of Spinosad Resistance in *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *J. Econ. Entomol.* 101: 1658-1666.

Shelton, A.M. & J.A. Wyman. 1992. Insecticide resistance of diamondback moth in North America. See Ref. 168: 447-54.

Shirai, Y. 1991. Seasonal changes effects of temperature on flight ability of the Diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Yponomeutidae). *App. Entomol. Zool.* 26: 107-115.

Sidra, I. B. G. E. 2014. Banco de dados agregados. Horticultura. Rio de Janeiro. Disponível em: (<http://www.sidra.ibge.gov.br/>).

Silva, J.E. da, H.A.A. de Siqueira, T.B.M. Silva, M.R. de Campos & R. Barros. 2012. Baseline susceptibility to chlorantraniliprole of Brazilian populations of *Plutella xylostella*. *Crop Prot.* 35: 97-101.

- Tabashnik, B. E. 1989.** Managing resistance with multiple pesticide tactics: theory, evidence and recommendations. *J. Econ. Entomol.* 82: 1263-1269.
- Talekar, N.S. & A.M. Shelton. 1993.** Biology, ecology, and management of the diamondback moth. *Annu. Rev. Entomol.* 38: 275-301.
- Teixeira, L.A.F., L.J. Gut, J.C. Wise & R. Isaacs. 2009.** Lethal and sublethal effects of chlorantraniliprole on three species of *Rhagoletis* fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Pest Manag. Sci.* 65: 137-143.
- Thompson, G. & S. Hutchins. 1999.** Spinosad. *Pestic. Outlook* 10: 78-81.
- Tsunoda, S. 1980.** Eco-physiology of wild and cultivated forms in *Brassica* and allied genera, p. 109-132. In S. Tsunoda, K. Hinata & C. Gomez-Campo (eds.), *Brassica Crops and Wild Allies: Biology and Breeding*, Jpn. Sci. Soc. Press, Tokyo, 354p.
- Vasquez, B.L. 1995.** Resistance to most Insecticides. In: *Book of Insect Records*, Chapter 15, 34-36p.
- Villas Bôas, G.L., M. Castelo Branco, M.A. Medeiros, R.G. Monnerat & F.H. França. 2004.** Inseticidas para o controle da traça-das-crucíferas e impactos sobre a população natural de parasitóides. *Hortic. Bras.* 22: 696-699.
- Wang, X., S.K. Khakame, C. Ye, Y. Yang & Y. Wu. 2012.** Characterisation of field-evolved resistance to chlorantraniliprole in the diamondback moth, *Plutella xylostella*, from China. *Pest Manag. Sci.* 69: 661-5.
- Whalon, M.E., D. Mota-Sanchez & R.M. Hollingworth. 2008.** Analysis of global pesticide resistance in arthropods. In: Whalon, M.E. (Ed.), *Global Pesticide Resistance in Arthropods*. CABI, Wallingford, United Kingdom, 5-31p.
- Yang, J.C., Y. Chu & N.S. Talekar. 1994.** Studies on the characteristics of *Plutella xylostella* (Lep.: Plutellidae) by a larval parasite *Diadegma semiclausum* (Hym.: Ichneumonidae). *Entomophaga* 39: 397-406.
- Yu, S.J. & S.N. Nguyen. 1992.** Detection and biochemical characterization of insecticide resistance in the diamondback moth. *Pestic. Biochem. Physiol.* 44:74-81.
- Zago, H.B., H.A.A. Siqueira, E.J. Pereira, M.C Picanço & R. Barros. 2014.** Resistance and behavioural response of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) populations to *Bacillus thuringiensis* formulations. *Pest. Manag. Sci.* 70: 488-495.
- Zalucki, M.P., A. Shabbir, R. Silva, D. Adamson, L. Shu-Sheng & M.J. Furlong. 2012.** Estimating the economic cost of one of the world's major insect pests, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae): just how long is a piece of string? *J. Econ. Entomol.* 105: 1115-1129.

Zhang G. & W. Zhou. 2006. Genetic analyses of agronomic and seed quality traits of synthetic oilseed *Brassica napus* produced from interspecific hybridization of *B. campestris* and *B. oleracea*, J. Genet. 85: 45-51.

CAPÍTULO 2

DETECÇÃO E MONITORAMENTO DA RESISTÊNCIA DE *Plutella xylostella* (L.)

(Lepidoptera: Plutellidae) A INSETICIDAS DE RISCO REDUZIDO¹

JACONIAS E. L. NETO¹, HERBERT A. A. SIQUEIRA¹, REGINALDO BARROS¹ E MARCELO H. P.

AMARAL¹

¹Departamento de Agronomia – Entomologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Av.

Dom Manoel de Medeiros, s/n, Dois Irmãos 52171-900 Recife, PE.

¹Lima-Neto, J.E., H.A.A. Siqueira, R. Barros & M.H.P. Amaral. Monitoramento da Resistência de *Plutella xylostella* a inseticidas de risco reduzido. A ser submetido.

RESUMO – A traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) é a principal praga da família Brassicaceae. Na região produtora de brássicas de Pernambuco (Brasil), a pressão de seleção exercida por vários inseticidas fez com que a frequência de genes que

conferem resistência aumentasse. Este fato aliado ao potencial biótico, o caráter multivoltino e o cultivo contínuo de brássicas o ano todo, constituem um conjunto de fatores favoráveis à picos populacionais frequentes, por vezes, levando agricultores a abandonar suas áreas, pois não é rara a ocorrência de perda de produção em mais de 90%. O objetivo deste trabalho foi realizar o monitoramento da resistência de *P. xylostella* aos novos inseticidas, considerados de risco reduzido: espinosade, espinetoram, clorfenapir e clorantraniliprole nas populações do agreste pernambucano. Para tanto, foram realizados bioensaios de dose-resposta espinosade, espinetoram e clorfenapir. Além disso, utilizaram-se dose de campo para os produtos registrados (clorantraniliprole, espinosade e clorfenapir) e dose-diagnóstica para clorantraniliprole e espinosade. As CL₅₀s para espinosade variaram de 0,017 (Recife) a 3,64 (Bezerros II) mg i.a./L. Para espinetoram as CL₅₀s foram de 0,0013 (Piedade) a 0,198 (Jupi) mg i.a./L. Para clorfenapir, as CL₅₀s variaram de 0,43 (Chã Grande) a 42,23 (Bezerros II) mg i.a./L. As populações de *P. xylostella* evoluíram para resistência a espinosade e clorfenapir, sendo que a resistência de traças-crucíferas (no campo) a clorantraniliprole não foi afetada. Verificou-se resistência cruzada de espinosade com espinetoram e clorfenapir. As populações de campo foram suscetíveis para dose de campo de espinosade e clorfenapir, no entanto, houve perdas consideráveis de suscetibilidade para ambos inseticidas.

PALAVRAS-CHAVE: Suscetibilidade, curva de concentração-resposta, resistência cruzada, mortalidade

DETECTION AND RESISTANCE MONITORING OF *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) TO REDUCED RISK INSECTICIDES

ABSTRACT – The diamondback moth, *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) is the major pest of the Brassicaceae family. In the brassica producing region of Pernambuco (Brazil), the selection pressure exerted by various insecticides caused a raising in the frequency of genes that confer resistance to insecticides. And this fact coupled with the biotic potential, multivoltine character and continuous cultivation of brassica all year, constitute a set of favorable factors that sometimes lead farmers to abandon their fields because it is not rare the production losses of more than 90%. The objective of this study was to monitor the resistance of *P. xylostella* to new insecticides, considered low risk: spinosad, espinetoram, chlorfenapyr and clorrantraniliprole populations in the rural Pernambuco. To do so, bioassays of concentration-response were conducted with spinosad, chlorfenapyr and spinetoram. Furthermore, a field dose for registered products (clorrantraniliprole, spinosad and Chlorfenapyr) and diagnostic dose for clorrantraniliprole and spinosad was used. The LC₅₀s to spinosad varied from 0.017 (Recife) to 3.64 (Bezerros II) mg ai / L. To spinetoram, the LC₅₀s were 0.0013 (Piedade) to 0.198 (Jupi) mg ai / L. To chlorfenapyr, the LC₅₀s ranged from 0.43 (Chã-grande) to 42.23 (Bezerros II) mg ai / L. *P. xylostella* populations developed resistance to chlorfenapyr and spinosad, but no alteration of the resistance levels to clorrantraniliprole was observed in the field. There was cross-resistance to spinosad and spinetoram, as well as to chlorfenapyr. The field populations were susceptible to field dose of spinosad and chlorfenapyr, however there was considerable loss of susceptibility to both insecticides.

KEY WORDS: Susceptibility, concentration-response curve, cross resistance, mortality

Introdução

O principal problema fitossanitário que compromete o cultivo de brássicas no Brasil e no mundo, especialmente nas regiões tropicais e temperadas, é a traça-das-crucíferas, *Plutella*

xylostella (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) (Talekar & Shelton 1993). Atualmente, esta praga pode ser encontrada em todos os lugares onde se cultiva repolho (Lee 2013). No Estado de Pernambuco (Brasil) muitas áreas são frequentemente abandonadas devido às perdas irremediáveis provocadas pela alta densidade populacional de *P. xylostella*. A densidade populacional de *P. xylostella* é influenciada por um complexo conjunto de fatores que envolvem, principalmente, o ciclo de vida curto, podendo apresentar até 20 gerações por ano, a qualidade do alimento (Barros & Vendramim 1999), o clima, pois o período seco é favorável à traça-das-crucíferas (França *et al.* 1985), a temperatura, a diminuição de inimigos naturais por inseticidas não seletivos, a plasticidade genética (Talekar & Shelton 1993) e a resistência a quase todos os inseticidas (Whalon *et al.* 2008) incluindo novos inseticidas como clorantraniliprole (Trocza *et al.* 2012, Ribeiro *et al.* 2013) e espinosade (Sayyed *et al.* 2008).

O custo referente ao controle da *P. xylostella* era algo estimado em US\$ 1 bilhão de dólares por ano no mundo (Talekar & Shelton 1993). Nos dias atuais, os custos de controle variam de US\$ 4 a 5 bilhões de dólares por ano no mundo (Zaluck *et al.* 2012, Furlong *et al.* 2013). Esse resultado se deve a grandes pressões de seleção promovidas pelo uso indiscriminado de inseticidas (Villas Bôas *et al.* 2004), posto que o método químico é o mais utilizado para se controlar a traça-das-crucíferas, apesar do uso de cultivares resistentes, como é o caso do repolho roxo, que possui resistência do tipo antixenose para oviposição de *P. xylostella* (Colares *et al.* 2013).

O Agreste pernambucano (Nordeste brasileiro) tem sido uma região particularmente afetada pelo uso indiscriminado de inseticidas. Esta região é considerada uma referência na evolução da resistência de *P. xylostella* no Brasil. Desde 2007, quando se iniciou o levantamento da suscetibilidade de populações aos inseticidas, uma sucessão de produtos tem sido observada na tentativa de contornar os problemas causados pela *P. xylostella*. Anterior a este período, o uso de

piretroides, organofosforados e inibidores de crescimento de insetos eram uma constante, sendo sucedido pelo uso de produtos à base de *Bacillus thuringiensis* (Berliner) como o Xentari, que apresentou perda de eficácia em função da resistência (Zago *et al.* 2014). Produtos eficazes como clorfenapir e espinosade, porém de custo estrategicamente alto, foram esporadicamente utilizados em paralelo a outros mais baratos. Em 2009, o clorantraniliprole entrou no mercado e logo chamou a atenção dos produtores por sua alta eficácia, o que diminuiu o uso dos demais produtos na região. No entanto, os produtores passaram a utilizar quase que exclusivamente clorantraniliprole para o controle de *P. xylostella* e tal insistência impôs um alto risco de eficiência para esta molécula pelo histórico da região, apesar da alta suscetibilidade das populações (Silva *et al.* 2012). Assim, levantamento feito nos primeiros meses de 2011, após relatos de falhas de controle, comprovaram a evolução de resistência da traça-das-crucíferas a clorantraniliprole (Ribeiro *et al.* 2013).

A perda da eficácia do clorantraniliprole na região fez com que outros produtos voltassem ao uso mais intenso como espinosade no ano seguinte e mais recentemente clorfenapir. No entanto, o uso indiscriminado e incorreto dos produtos continua. Esta conjuntura levou a avaliar a suscetibilidade das populações de *P. xylostella* a estes produtos para verificar se a resistência foi revertida após uso dos produtos acima mencionados. Além disso, foi feita uma avaliação de nova molécula (espinetoram) similar ao espinosade para verificar possível resistência cruzada. Tal molécula tem potencial de substituir o espinosade futuramente para controle de muitas pragas.

A evolução da resistência de *P. xylostella* a espinosade no Agreste pernambucano também já foi verificada juntamente com deltametrina e abamectina (Oliveira *et al.* 2011), porém não há relato de resistência a clorfenapir para a mesma região nem tão pouco para a suscetibilidade da traça-das-crucíferas a espinetoram. O objetivo deste trabalho foi detectar e monitorar a resistência

de *P. xylostella* aos inseticidas: espinosade, espinetoram, clorfenapir e clorantraniliprole nas populações do Agreste pernambucano.

Material e métodos

Obtenção e manutenção de *P. xylostella*. Um total de 12 populações de *P. xylostella* foi obtido de laboratório e de diferentes regiões do Estado de Pernambuco (Brasil) (Tabela 1), sendo que as populações de Alegre, Piedade e Recife são mantidas no laboratório a mais de seis anos. Após a coleta, as populações foram levadas para o Laboratório de Interação Insetos-Tóxicos da Universidade Federal Rural de Pernambuco (Recife, PE - Brasil) e a criação conduzida de acordo com a metodologia de Barros & Vendramim (1999). Os insetos foram mantidos a 25 ± 0.2 ° C, $65 \pm 5\%$ (UR) e 12 h de fotofase.

Bioensaios para detecção e monitoramento de resistência de *P. xylostella*. Para a condução dos bioensaios, utilizaram-se as larvas de segundo ínstar. Foram realizados testes preliminares com clorfenapir (Pirate 240 g i.a./l SC® [suspensão concentrada] BASF), espinosade (Tracer 480 g i.a./l SC® [suspensão concentrada] Dow AgroScience S.A. PTY LTD) e espinetoram (Delegate 250 g i.a./l [granulado] WG Dow AgroScience S.A. PTY LTD) para obter a faixa de concentração-resposta de cada população. De acordo com a necessidade, os inseticidas foram diluídos para aquisição de uma solução estoque (10mg/L) e a partir desta, obtido pelo menos sete concentrações de trabalho. Foram adicionadas às concentrações, Triton X – 100, como surfactante, na concentração de 0,01%. Depois de preparada as soluções, os discos de folha de couve (*Brassica oleracea var. acephala*) (L.) foram imersos nas soluções por cerca de 10 – 15 segundos e após a eliminação do excesso de umidade, foram deixados em temperatura de sala para secar. Após o período de secagem, os discos de folhas foram colocados em placas de Petri de 5 cm de diâmetro, nos quais continham papéis de filtro umedecidos com água. Em seguida, 10

larvas de segundo ínstar foram colocadas em cada placa de Petri. Três repetições foram utilizadas por concentração, sendo o experimento repetido duas vezes. Todos os experimentos foram mantidos à temperatura de $25\pm 0,2$ °C, fotofase de 12 h e umidade relativa (UR) de $65\pm 5\%$. A mortalidade de larvas foi avaliada após 48 h. Os dados de mortalidade foram submetidos à análise de Probit (Finney 1971) após correção da mortalidade (Abbott 1925), utilizando o programa POLO – Plus (LeOra Software 2005). As razões de toxicidade foram calculadas pelo “teste de razão letal” considerando-as significativas quando o intervalo de confiança de 95 %, não incluiu o valor um (Robertson & Preisler 1992). A população que obteve a menor CL_{50} foi utilizada como base de referência para as comparações com as demais populações.

Foram coletadas duas populações dos municípios Jupi e Boas Novas I para obtenção de curvas de dose-resposta para espinosade e clorfenapir em duas estações (março e dezembro/2013) no intuito de verificar a dinâmica da suscetibilidade nessas regiões. Utilizou-se dose de campo (DC) e dose diagnóstica (DD) para os inseticidas clorraniliprole (DD = 0.3 e DC = 1,785 mg i.a./L [Premio]) e espinosade (DD = 10 e DC = 60 mg i.a./L Tracer). Oito populações foram expostas a DC (240 mg/L) de clorfenapir (Pirate). A mortalidade foi avaliada após 96 h para clorraniliprole e 48 h tanto para espinosade quanto para clorfenapir. As médias da mortalidade corrigida foram comparadas pelo teste T quando se avaliou a mortalidade do mês de março com dezembro para Jupi e Boas Novas I. O nível de significância dos testes foi de $\alpha = 0,05$.

Resultados

De acordo com os dados obtidos no presente trabalho, as curvas de concentração-resposta para os inseticidas espinosade, clorfenapir e espinetoram se ajustaram ao modelo de probit (χ^2 não significativo, $P > 0,05$). As populações mais suscetíveis foram Recife ($CL_{50} = 0,017$ mg i.a./L),

Piedade ($CL_{50} = 0,0013$ mg i.a./L) e Chã Grande ($CL_{50} = 0,43$ mg i.a./L) para espinosade, espinetoram e clorfenapir, respectivamente (Tabelas 1, 2 e 3).

As inclinações das curvas de concentração-mortalidade para o inseticida espinosade variaram de 0,62 (Camocim II) a 3,75 (Boas Novas I) (Tabela 1). As CL_{50} s variaram de 0,017 (Recife) a 3,64 (Bezerros II) mg i.a./L (Tabela 1). Cinco populações se destacaram quanto a razão de resistência: Jupi ($RR_{50} = 60,7$), Camocim I ($RR_{50} = 61,8$), Boas Novas I ($RR_{50} = 144,97$), Bezerros I ($RR_{50} = 146,1$) e Bezerros II ($RR_{50} = 194,2$) (Tabela 1).

As inclinações das curvas de concentração-mortalidade variaram de 0,99 (Bezerros II) a 3,27 (Bezerros I) (Tabela 2) e as CL_{50} s variaram de 0,0013 (Piedade) a 0,198 (Jupi) mg i.a./L (Tabela 2). As populações mais resistentes foram Boas Novas II ($RR_{50} = 81,4$) e Jupi ($RR_{50} = 149$).

As inclinações das curvas de concentração-mortalidade para clorfenapir variaram de 0,89 (Chã Grande) a 3,19 (Camocim II) (Tabela 3). As CL_{50} s variaram de 0,43 (Chã Grande) a 42,23 (Bezerros II) mg i.a./L (Tabela 3). As populações mais resistentes foram Jupi ($RR_{50} = 44,13$), Boas Novas I ($RR_{50} = 62,36$), Bezerros I ($RR_{50} = 82,24$) e Bezerros II ($RR_{50} = 99,32$) (Tabela 3).

A avaliação das curvas de dose-resposta realizadas com espinosade e clorfenapir em dois períodos (março e dezembro/2013) para as populações de Jupi e Boas Novas I, demonstraram um aumento nas CL_{50} s para as duas populações, e este aumento ocorreu tanto para espinosade quanto para clorfenapir (Tabela 4). Portanto, a população de Jupi que, em março, apresentou CL_{50} igual a 0,14 (espinosade) e 0,90 (clorfenapir) passou a apresentar, em dezembro, 1,14 (espinosade) e 18,80 (clorfenapir) mg i.a./L (Tabela 4). A população de Boas Novas que, em março, apresentou CL_{50} s igual a 0,06 (espinosade) e 0,90 (clorfenapir) mg i.a./L passou a apresentar em dezembro CL_{50} de 2,72 (espinosade) e 26,50 (clorfenapir) mg i.a./L. Consequentemente, as razões de resistência também se alteraram (Tabela 4). Neste sentido, a população de Jupi que em março apresentou razão de resistência igual a 7,53 (espinosade) e 2,31 (clorfenapir) passou a apresentar, em

dezembro, razão de resistência de 60,7 (espinosade) e 44 (clorfenapir) quando comparado com as populações suscetíveis (Tabela 1 e 3). Houve resistência cruzada entre espinosade e clorfenapir ($r=0,755$; $p=0,0045$; $N=12$).

A mortalidade da população de Jupi submetida à dose de campo (DC) e diagnóstica (DD) de clorantraniliprole não sofreu diferença significativa na avaliação do mês de março (DC= 29% e DD = 10,71%) comparado com dezembro (DC = 15,27% e DD = 4,50%) (Fig. 1). Já a mortalidade da população de Boas Novas I submetida à DC e DD sofreu diferença significativa na avaliação do mês de março (DC= 6,22% e DD = 4,57%) comparado com dezembro (DC = 27,08% e DD = 21,87%) (DC [GL= 16, T = 6,76, P < 0,0001], DD [GL = 20, T = 6,49, P < 0,0001]). (Fig. 1).

A mortalidade da população de Jupi submetida à DC e DD de espinosade não sofreu diferença significativa na avaliação do mês de março (DC= 95,00% e DD = 91,25%) com relação a dezembro (DC = 97,06% e DD = 94,13%) (Fig. 2). No entanto, a mortalidade de Boas Novas I sofreu diferença significativa apenas na dose de campo: Março (DC= 84,06%) e dezembro (DC = 94,96%) (GL= 20, T = 2,49, P = 0,02) (Fig. 2). A mortalidade das populações submetidas à dose de campo de clorfenapir foi acima de 80% (Fig. 3).

Discussão

Os custos de produção de brássicas têm aumentado consideravelmente e grande parte desses custos se deve ao desenvolvimento de populações resistentes (Furlong *et al.* 2013) que atualmente incluem novos inseticidas. Inseticidas como espinosade, espinetoram, clorfenapir e clorantraniliprole são compostos relativamente novos. As diferentes CL_{50} s apresentadas para espinosade proporcionaram graus de resistência para traça-das-crucíferas. De acordo com a literatura, altos níveis de resistência de *P. xylostella* a espinosade já haviam sido registrados (Sayyed *et al.* 2008). Em levantamento prévio da suscetibilidade de populações de *P. xylostella* do

agreste de Pernambuco, Oliveira *et al.* (2011) demonstraram que os níveis de resistência a espinosade foram baixos ($RR_{50} < 5$ vezes). Desta forma, os níveis de resistência têm aumentado muito ($RR_{50} < 194$ vezes), sugerindo uma evolução rápida da resistência a espinosade. Este resultado se deve a alta pressão de seleção ocasionada pela utilização única e intensa de espinosade, especialmente nas regiões de Jupi, Camocim I, Boas Novas I, Bezerros I e Bezerros II. Ressalta-se que estes resultados ocorreram mais recentemente após falhas de controle pelo clorantraniliprole, pois a resistência a espinosade aumentou de 3,5 para 144 vezes entre duas estações no mesmo ano (este estudo). A resistência de *P. xylostella* a espinosade, pode ser explicada pelo aumento da atividade enzimática, pois Gong *et al.* (2013) encontraram alta resistência de *P. xylostella* a espinosade que correlacionou com a atividade de carboxilesterase. Porém, a insensibilidade do sítio alvo também está ligada a altos níveis de resistência da traças-crucíferas a espinosade (Baxter *et al.* 2010).

As populações de *P. xylostella* apresentaram graus de resistência para espinetoram, porém as CL_{50} s foram bastante inferiores às de espinosade, o que mostra que as populações estão mais suscetíveis. Apesar de não ter sido verificada correlação entre as CL_{50} s de espinosade e espinetoram, as razões de resistência verificadas sugerem resistência cruzada entre estas espinosinas. A maioria dos casos de resistência a espinosina é registrada para *P. xylostella* e trips (Sparks *et al.* 2012). Surpreendentemente, verificou-se resistência cruzada positiva entre espinosade e clorfenapir. Isso pode ser explicada pelo mecanismo de destoxificação metabólica, pois as enzimas esterases atuam no sequestro de clorfenapir (Leeuwen *et al.* 2006) e também estão envolvidas na resistência a espinosinas (Gong *et al.* 2013). Leeuwen *et al.* (2006) verificaram que a resistência de *Tetranychus urticae* Koch a clorfenapir pode ser mediada pelo aumento de monooxigenases dependentes do citocromo P₄₅₀ através de *O*-deetilação. Porém a elucidação deste mecanismo necessita de maiores investigações.

A avaliação realizada em duas estações (03/2013 e 12/2013) mostrou uma acelerada evolução da resistência de *P. xylostella* para espinosade e clorfenapir nas regiões de Jupi e Boas Novas I. O aumento da frequência de pulverizações com estes dois inseticidas foi intensificado, em função da resistência de *P. xylostella* a inseticidas tradicionais, mas principalmente a resistência a clorantraniliprole (Ribeiro *et al.* 2013), que era altamente eficiente (Silva *et al.* 2012). Destacamos que a utilização de espinosade e clorfenapir não afetou a resistência a clorantraniliprole. Isso pode ter acontecido devido a: (i) Utilização de algum inseticida relacionado com a diamida antranílica; (ii) resistência de *P. xylostella* a clorantraniliprole se apresentar de forma estável no campo, como a estabilidade da resistência que ocorre para piretroides (Georghiou 1983) ou (iii) a utilização esporádica do clorantraniliprole no campo.

A resistência de *P. xylostella* a clorfenapir já havia sido registrada ($RR_{50} < 10$ vezes) (Feng *et al.* 2006). Neste estudo verificou-se resistência de 99 vezes (Bezerros II). Apesar da dose de campo de espinosade e clorfenapir ocasionar mortalidade acima de 80%, o *status* da suscetibilidade da traça-das-crucíferas foi alterado consideravelmente. Portanto, as populações estão suscetíveis à dose de campo de ambos, pois 80% de mortalidade é o exigido pela legislação nacional vigente. A traça-das-crucíferas tem desenvolvido adaptação a uma variedade de desafios ambientais, tendo como resultado uma complexa rede de genes que se expressão preferencialmente nos estágios larvais e que potencializam quimiorreceptores olfativos, digestão alimentar, insensibilidade do sítio alvo e destoxificação metabólica (Lee 2013).

Assumindo a hipótese de destoxificação metabólica, insensibilidade do sítio alvo e de um custo adaptativo para a resistência em *P. xylostella*, é razoável que a região produtora do agreste de Pernambuco (Brasil), tenha a rotação de produtos químicos apresentando-se numa nova configuração. Há, portanto, uma necessidade de medidas que promova um acompanhamento estreito do manejo da resistência para que os inseticidas tenham eficiência prolongada (Cruz

2002), principalmente os de risco reduzido, como é o caso de todos os produtos utilizados neste trabalho.

Com base nos resultados conclui-se que: (i) as populações de *P. xylostella* do agreste de Pernambuco (Brasil) evoluíram para resistência a espinosade e clorfenapir; (ii) a resistência de *P. xylostella* ao clorantraniliprole ainda permanece; (iii) houve resistência cruzada de espinosade com espinetoram e clorfenapir; (iv) as populações estão suscetíveis às doses de campo de espinosade e clorfenapir, mas houve perdas consideráveis de suscetibilidade nas populações para ambos inseticidas.

Agradecimentos

À CAPES pela concessão de bolsa ao primeiro autor, ao CNPq pela concessão de bolsa ao quarto autor e ao Laboratório de Interações Inseto-Tóxico (LIIT) (UFRPE).

Literatura Citada

- Abbott, W.S. 1925.** A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Entomol.* 18: 265–267.
- Barros, R. & J.D. Vendramim. 1999.** Efeito de cultivares de repolhos utilizados para a criação de *Plutella xylostella* (L.) no desenvolvimento de *Trichogramma pretiosum* Riley, (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *An. Soc. Entomol. Brasil* 28: 469-476.
- Baxter, S.W., A.C.M. Dawson, J-Z. Zhao, H. Vogel, A.M. Shelton, D.G. Heckel & C.D. Jiggins. 2010.** Mis-spliced transcripts of nicotinic acetylcholine receptor $\alpha 6$ are associated with field evolved spinosad resistance in *Plutella xylostella* (L.). *Plos Genet* 6(1): 1-10.
- Colares, F., C.S.A., Silva-Torres, J.B. Torres, E.M. Barros & A. Pallini. 2013.** Influence of cabbage resistance and colour upon the diamondback moth and its parasitoid *Oomyzus sokolowskii*. *Entomol. Exp. Appl.* 148: 84–93.
- Cruz, I. 2002.** Manejo da resistência de insetos-praga a inseticidas, com ênfase em Spodoptera frugiperda (Smith) / Ivan Cruz. Sete Lagoas. Embrapa Milho e Sorgo. 15p. (Comunicado Técnico 21).

- Feng, Z., Mo, W. & L.J. Hong. 2006.** Resistance of *Plutella xylostella* to nine insecticides in several field populations in China. *Chin. Bul. Entomol.* 43: 640-643.
- França, F.H., C.M.T. Cordeiro, L. Giordano & A.M. Resende. 1985.** Controle da traça-das-crucíferas em repolho. *Hortic. Bras.* 3: 50-51.
- Finney, D. 1971.** Probit analysis. Cambridge University Press, Cambridge, 50-80p.
- Furlong, M.J., D.J. Wright & L.M. Dossall. 2013.** Diamondback Moth Ecology and Management: Problems, Progress and Prospects. *Annu. Rev. Entomol.* 58(1): 517–541.
- Georghiou, G.P. 1983.** Management of resistance in Arthropods, p. 769-792. In G.P. Georghiou & T. Saito (eds.), *Pest resistance to pesticides: challenges and prospects*. New York, Plenum Press, 797p.
- Gong, Y.-J., Z.-H. Wang, B.-C. Shic, Z.-J. Kang, L. Zhue, G.-H. Jin & S.-H. Weig. 2013.** Correlation between pesticide resistance and enzyme activity in the diamondback moth, *Plutella xylostella* *J. Insect Sci.* 13: 1-13.
- Leeuwen, T.V., Pottelberge, S.V. & L. Tirry. 2006.** Biochemical analysis of a chlorfenapyr-selected resistant strain of *Tetranychus urticae* Koch. *Pest Manag. Sci.* 62: 425-433.
- Lee, J.W. 2013.** A Mini-Review: Molecular Profiles of Diamondback Moth (*Plutella xylostella*), *Mol. Entomol.* 4: 1-5.
- LeOra Software. 2005.** PoloPlus, POLO for Windows, LeOra Software, Petaluma, CA. Disponível em: (www.LeOraSoftware.com).
- Oliveira, A.C., H.A.A. Siqueira, J.E. Silva, J.V. Oliveira & M. Michereff Filho. 2011.** Resistance of Brazilian diamondback moth populations to insecticides. *Sci. Agric.* 68: 154-159.
- Ribeiro, L.M.S., V. Wanderley-Teixeira, H.N. Ferreira, Á.A.C. Teixeira & H.A.A. Siqueira. 2013.** Fitness costs associated with field-evolved resistance to chlorantraniliprole in *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Bull. Entomol. Res.* 104: 88-96.
- Robertson, J.L. & H.K. Preisler. 1992.** *Pesticide Bioassays with Arthropods*. 1st ed. CRC, Press, Boca Raton, FL, 127p.
- Sayed, A.H., S. Saeed, M.N. Ann & N. Crickmore. 2008.** Genetic, Biochemical, and Physiological Characterization of Spinosad Resistance in *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *J. Econ. Entomol.* 101: 1658-1666.
- Silva, J.E., H.A.A. de Siqueira, T.B.M. Silva, M.R. de Campos & R. Barros. 2012.** Baseline susceptibility to chlorantraniliprole of Brazilian populations of *Plutella xylostella*. *Crop Prot.* 35: 97-101.

- Sparks, T.C., J.E. Dripps, G.B. Watson & D. Paroonagian. 2012.** Resistance and cross-resistance to the spinosyns – A review and analysis. *Pest. Biochem. Physiol.* 102: 1–10.
- Talekar, N.S. & A.M. Shelton. 1993.** Biology, ecology, and management of the diamondback moth. *Annu. Rev. Entomol.* 38: 275-301.
- Trocza, B., C.T. Zimmer, J. Elias, C. Schorn, C. Bass, T.G. Davies, L.M. Field, M.S. Williamson, R. Slater & R. Nauen. 2012.** Resistance to diamide insecticides in diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) is associated with a mutation in the membrane-spanning domain of the ryanodine receptor. *Insect Biochem. Mol. Biol.* 42: 873-80.
- Villas Bôas, G.L., M. Castelo Branco, M.A. Medeiros, R.G. Monnerat & F.H. França. 2004.** Inseticidas para o controle da traça-das-crucíferas-das-crucíferas e impactos sobre a população natural de parasitóides. *Hort. Bras.* 22: 696-699.
- Whalon, M.E., D. Mota-Sanchez & R.M. Hollingworth. 2008.** Analysis of global pesticide resistance in arthropods. In: Whalon, M.E. (Ed.), *Global Pesticide Resistance in Arthropods*. CABI, Wallingford, United Kingdom, 5-31p.
- Zago H.B., H.A. Siqueira, E.J. Pereira, M.C Picanço & R. Barros. 2013.** Resistance and behavioural response of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) populations to *Bacillus thuringiensis* formulations. *Pest. Manag. Sci.* 70: 488-495.
- Zalucki, M.P., A. Shabbir, R. Silva, D. Adamson, L. Shu-Sheng & M.J. Furlong. 2012.** Estimating the economic cost of one of the world's major insect pests, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae): just how long is a piece of string? *J. Econ. Entomol.* 105: 1115–1129.

Tabela 1. Toxicidade relativa de espinosade a larvas de *P. xylostella*. Temperatura: 25 ± 1°C; U.R.: 65 ± 5% e fotofase de 12 h.

População	n ^a	GL ⁽¹⁾	Inclinação ± EP ⁽²⁾	CL ₅₀ (IC95%) ⁽³⁾	CL ₉₉ (IC95%) ⁽⁴⁾	χ ²⁽⁵⁾	RR ₅₀ (IC95%) ⁽⁶⁾
Recife	270	5	1,40 ± 0,21	0,017 (0,011-0,024)	0,80 (0,36-3,14)	4,09	-
Alegre	275	5	2,77 ± 0,30	0,022 (0,019-0,026)	0,15 (0,10-0,26)	4,98	1,2 (0,7-2,00)
Piedade	215	4	2,82 ± 0,38	0,024 (0,020-0,029)	0,16 (0,10-0,34)	3,62	1,3 (0,7-2,20)
Boas Novas II	280	6	1,32 ± 0,14	0,280 (0,21 - 0,39)	16,27 (7,68-49,38)	3,07	15,1 (8,3-27,60) ⁽⁷⁾
Sapucarana	200	4	1,26 ± 0,21	0,320 (0,167-0,48)	21,97 (9,09-120,12)	2,45	16,9 (8,3-34,40) ⁽⁷⁾
Camocim II	266	5	0,62 ± 0,21	0,420 (0,047-0,94)	24,44 (17,93-290,80)	2,45	27,4 (11,2-66,90) ⁽⁷⁾
Chã Grande	258	5	1,42 ± 0,18	0,540 (0,382-0,73)	23,40 (11,55-73,84)	1,79	29,0 (15,8-53,20) ⁽⁷⁾
Jupi	202	5	1,35 ± 0,15	1,140 (0,58-1,80)	60,42 (24,85-321,40)	4,10	60,7 (28,8-128,20) ⁽⁷⁾
Camocim I	257	5	1,46 ± 0,18	1,160 (0,855-1,51)	45,19 (25,42-104,43)	3,93	61,8 (33,3-144,40) ⁽⁷⁾
Boas Novas I	322	4	3,75 ± 0,46	2,720 (1,87-3,72)	45,53 (21,94-195,98)	4,19	145,0 (82,4-255,00) ⁽⁷⁾
Bezerros I	202	6	1,38 ± 0,16	2,740 (1,53-4,65)	130,84 (48,94-774,02)	7,72	146,1 (76,9-277,60) ⁽⁷⁾
Bezerros II	210	5	2,13 ± 0,28	3,640 (2,36-5,33)	518,95 (189,53-2767,30)	3,96	194,2 (101,0-333,9) ⁽⁷⁾

¹ Número total de insetos utilizados.

² Grau de liberdade.

³ Erro padrão.

⁴ Miligramas de ingrediente ativo por litro de água.

⁵ Qui-quadrado.

⁶ Razão de resistência: razão das estimativas da CL₅₀ entre a população resistente e suscetível, calculada através do método de Robertson & Preisler (1992) e intervalo de confiança a 95% das estimativas da CL₅₀. ⁽⁷⁾ Razão de resistência significativa para espinosade uma vez que o intervalo de confiança não compreende o valor 1,0.

Tabela 2. Toxicidade relativa de espinetoram a larvas de *P. xylostella*. Temperatura: 25 ± 1°C; U.R.: 65 ± 5% e fotofase de 12 h.

População	n ^a	GL ⁽¹⁾	Inclinação ± EP ⁽²⁾	CL ₅₀ (IC95%) ⁽³⁾	CL ₉₉ (IC95%) ⁽⁴⁾	χ ²⁽⁵⁾	RR ₅₀ (IC95%) ⁽⁶⁾
Piedade	197	4	2,04 ± 0,37	0,0013 (0,0007-0,0045)	0,018 (0,0087-0,146)	4,08	-
Bezerros II	222	7	0,99 ± 0,16	0,0020 (0,0007 - 0,004)	0,447 (0,147-3,50)	5,94	1,6 (0,6-3,80) ⁽⁷⁾

Alegre	220	6	2,07 ± 0,44	0,0043 (0,0012– 0,008)	0,056 (0,025-0,59)	5,92	3,3 (0,5-2,00) ⁽⁷⁾
Camocim I	283	8	1,91 ± 0,36	0,0077 (0,0038 – 0,011)	0,128 (0,07 -0,44)	6,68	5,8 (3,0-11,00) ⁽⁷⁾
Recife	256	5	1,76 ± 0,22	0,010 (0,074 – 0,013)	0,210 (0,121 – 0,51)	2,70	7,6 (4,5-13,00) ⁽⁷⁾
Boas Novas I	231	5	3,12 ± 0,55	0,015 (0,007 – 0,024)	0,470 (0,063- 9,45)	6,03	11,8 (7,0-21,00) ⁽⁷⁾
Bezerras I	251	7	3,27 ± 0,84	0,019 (0,01-0,025)	0,100 (0,064-0,35)	6,62	14,7 (8,2-26,10) ⁽⁷⁾
Boas Novas II	274	6	1,82 ± 0,26	0,108 (0,054 – 0,169)	2,058 (1,02-8,24)	0,92	81,4 (44,0-148,00) ⁽⁷⁾
Jupi	259	5	2,16 ± 0,53	0,198 (0,140-0,277)	2,360 (1,25-7,28)	6,93	149,0 (90-246,00) ⁽⁷⁾

¹ Número total de insetos utilizados.

² Grau de liberdade.

³ Erro padrão.

⁴ Miligramas de ingrediente ativo por litro de água.

⁵ Qui-quadrado.

⁶ Razão de resistência: razão das estimativas da CL₅₀ entre a população resistente e suscetível, calculada através do método de Robertson & Preisler (1992) e intervalo de confiança a 95% das estimativas da CL₅₀.⁽⁷⁾ Razão de resistência significativa para espinetoram e clorfenapir uma vez que o intervalo de confiança não compreende o valor 1,0.

Tabela 3. Toxicidade relativa de clorfenapir a larvas de *P. xylostella*. Temperatura: 25 ± 1°C; U.R.: 65 ± 5% e fotofase de 12 h.

População	n ^a	GL ⁽¹⁾	Inclinação ± EP ⁽²⁾	CL ₅₀ (IC95%) ⁽³⁾	CL ₉₉ (IC95%) ⁽⁴⁾	χ ²⁽⁵⁾	RR ₅₀ (IC95%) ⁽⁶⁾
Chã Grande	329	7	0,89 ± 0,11	0,43 (0,20 - 0,71)	17,42 (47,3 - 201,10)	8,11	-
Alegre	289	6	1,36 ± 0,17	0,49 (0,30 - 0,70)	24,56 (12,0 - 76,90)	5,07	1,14 (0,5 - 2,50)
Piedade	292	6	2,13 ± 0,21	0,86 (0,66 - 1,05)	10,39 (6,7 - 19,50)	4,29	1,94 (1,2 - 3,20) ⁽⁷⁾
Boas Novas II	258	6	1,93 ± 0,28	0,94 (0,52 - 1,57)	14,83 (6,2 - 112,10)	8,80	2,64 (1,6 - 4,50) ⁽⁷⁾
Sapucarana	374	8	1,33 ± 0,11	1,07 (0,81 - 1,40)	59,79 (32,1 - 139,90)	2,80	2,51 (1,5 - 4,30) ⁽⁷⁾
Recife	289	6	1,50 ± 0,18	1,16 (0,76 - 1,64)	40,49 (21,5 - 109,10)	4,31	2,74 (1,5 - 4,90) ⁽⁷⁾
Camocim I	302	9	1,92 ± 0,61	2,79 (0,55-4,51)	45,58 (20,5 - 1149,20)	7,92	6,55 (2,8 - 15,10) ⁽⁷⁾
Camocim II	214	5	3,19 ± 0,55	3,36 (2,02-4,81)	92,75 (43,4 - 403,30)	1,68	7,90 (4,3 - 14,60) ⁽⁷⁾
Jupi	295	6	1,29 ± 0,14	18,77 (11,97 - 28,75)	1178,20 (440,2 - 6738,60)	7,83	44,13 (25,6 – 76,00) ⁽⁷⁾

Boas Novas I	310	5	1,76 ± 0,19	26,51 (16,43 - 41,19)	553,00 (234,7- 3131,30)	8,74	62,36 (37,1 - 104,80) ⁽⁷⁾
BezerrosI	301	5	2,23 ± 0,22	34,96 (24,52 - 47,99)	384,51 (213,7 - 1090,10)	7,42	82,24 (50,0 - 135,20) ⁽⁷⁾
BezerrosII	212	4	2,51 ± 0,22	42,23 (29,01- 61,65)	357,58 (182,6 - 1518,30)	6,20	99,32 (60,5 - 163,10) ⁽⁷⁾

¹Número total de insetos utilizados.

² Grau de liberdade.

³ Erro padrão.

⁴ Miligramas de ingrediente ativo por litro de água.

⁵ Qui-quadrado.

⁶ Razão de resistência: razão das estimativas da CL₅₀ entre a população resistente e suscetível, calculada através do método de Robertson & Preisler (1992) e intervalo de confiança a 95% das estimativas da CL₅₀. ⁽⁷⁾ Razão de resistência significativa para clorfenapir uma vez que o intervalo de confiança não compreende o valor 1,0.

Tabela 4. Toxicidade relativa de espinosade e clorfenapir para larvas de *P. xylostella* em dois períodos do ano de 2013. Temperatura: 25 ± 1°C; U.R.: 65 ± 5% e fotofase de 12 h.

Espinosaide							
População	Inseticida	n ⁽¹⁾	GL ⁽²⁾	Inclinação ± EP ⁽³⁾	LC ₅₀ (IC95%) ⁽⁴⁾	χ ²⁽⁵⁾	RR (IC95%) ⁽⁶⁾
Jupi	Março	241	5	0,92 ± 0,15	0,14 (0,07-0,22)	3,73	7,5 (3,7-15,4) ⁽⁷⁾
Jupi	Dezembro	202	5	1,35 ± 0,15	1,14 (0,60 – 1,80)	4,10	60,7 (28-128,2) ⁽⁷⁾
Boas Novas I	Março	229	6	2,90 ± 0,38	0,06 (0,05 - 0,07)	2,00	3,5 (1,8 – 5,5) ⁽⁷⁾
Boas Novas I	Dezembro	322	4	3,75 ± 0,46	2,72 (1,9-3,70)	4,19	144,9 (82,4-255,0) ⁽⁷⁾
Clorfenapir							
Jupi	Março	264	5	2,59 ± 0,44	0,9 (0,48-1,50)	5,92	2,3 (1,30 - 4,20) ⁽⁷⁾
Jupi	Dezembro	295	6	1,29 ± 0,14	18,80 (11,9 - 28,8)	7,83	44,1 (25,60 – 76,0) ⁽⁷⁾
Boas Novas	Março	310	7	1,17 ± 0,12	0,90 (0,47 – 1,50)	13,59	2,1 (1,20 – 3,70) ⁽⁷⁾
Boas Novas I	Dezembro	310	5	1,76 ± 0,19	26,50 (16,4 - 41,2)	8,74	62,4 (37,0 – 105,0) ⁽⁷⁾

¹Número total de insetos utilizados.

² Grau de liberdade.

³ Erro padrão.

⁴ Miligramas de ingrediente ativo por litro de água.

⁵ Qui-quadrado.

⁶ Razão de resistência: razão das estimativas da CL_{50} entre a população resistente e suscetível, calculada através do método de Robertson & Preisler (1992) e intervalo de confiança a 95% das estimativas da CL_{50} . ⁽⁷⁾ Razão de resistência significativa para espinosade e clorfenapir uma vez que o intervalo de confiança não compreende o valor 1,0.

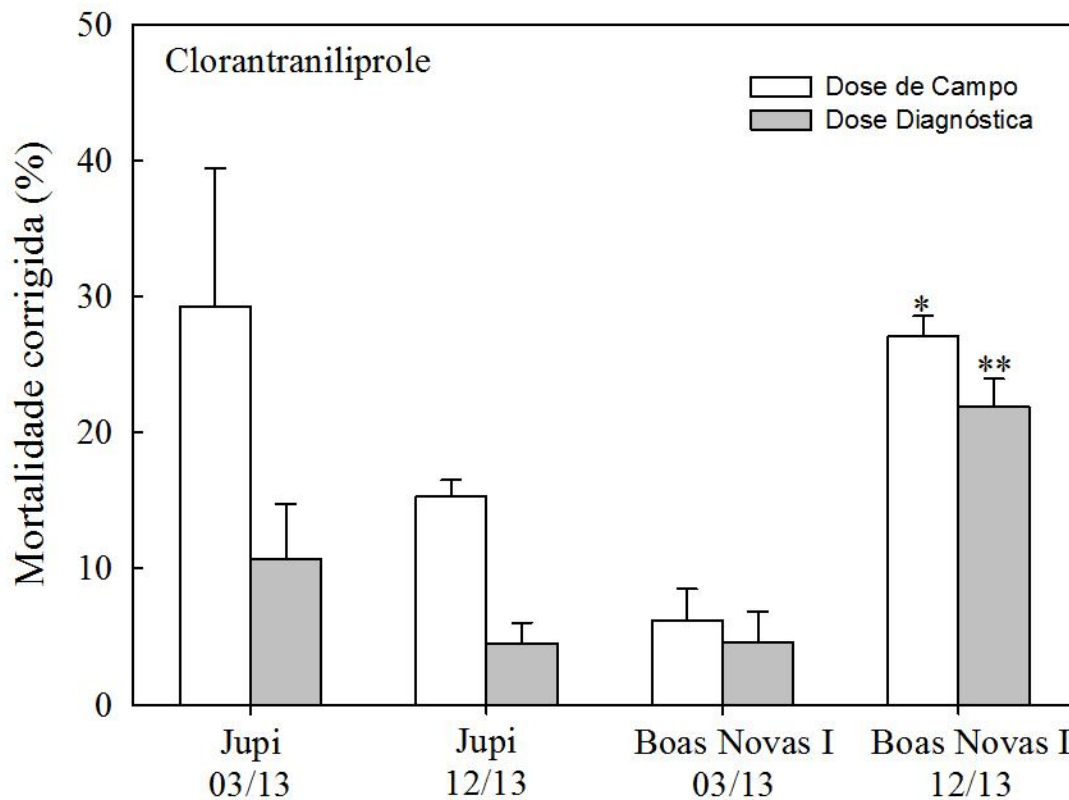


Figura 1. Mortalidade de populações de *P. xylostella* das regiões de Jupi e Boas Novas I tratadas com DC (1,875 mg i.a./L) e DD (0,3 mg i.a./L) de clorantraniliprole em dois períodos (março e dezembro de 2013). Pelo teste T a 5%, * Médias que diferem significativamente entre si para DC e ** para diferença significativa na DD.

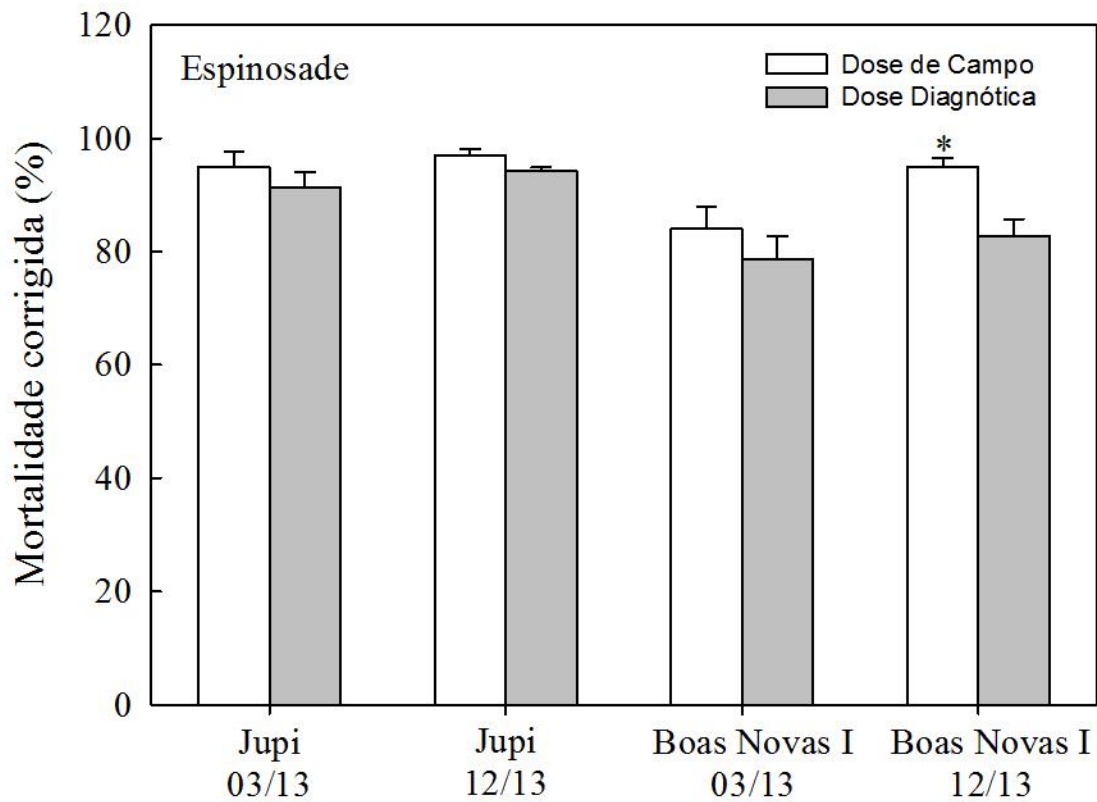


Figura 2. Mortalidade de populações de *P. xylostella* dos campos de Jupi e Boas Novas I tratadas com DC (60 mg i.a./L) e DD (10 mg i.a./L) de espinosade em dois períodos (março e dezembro/2013). Pelo teste T a 5%, *Médias que diferem significativamente entre si para DC e ** para diferença significativa na DD.

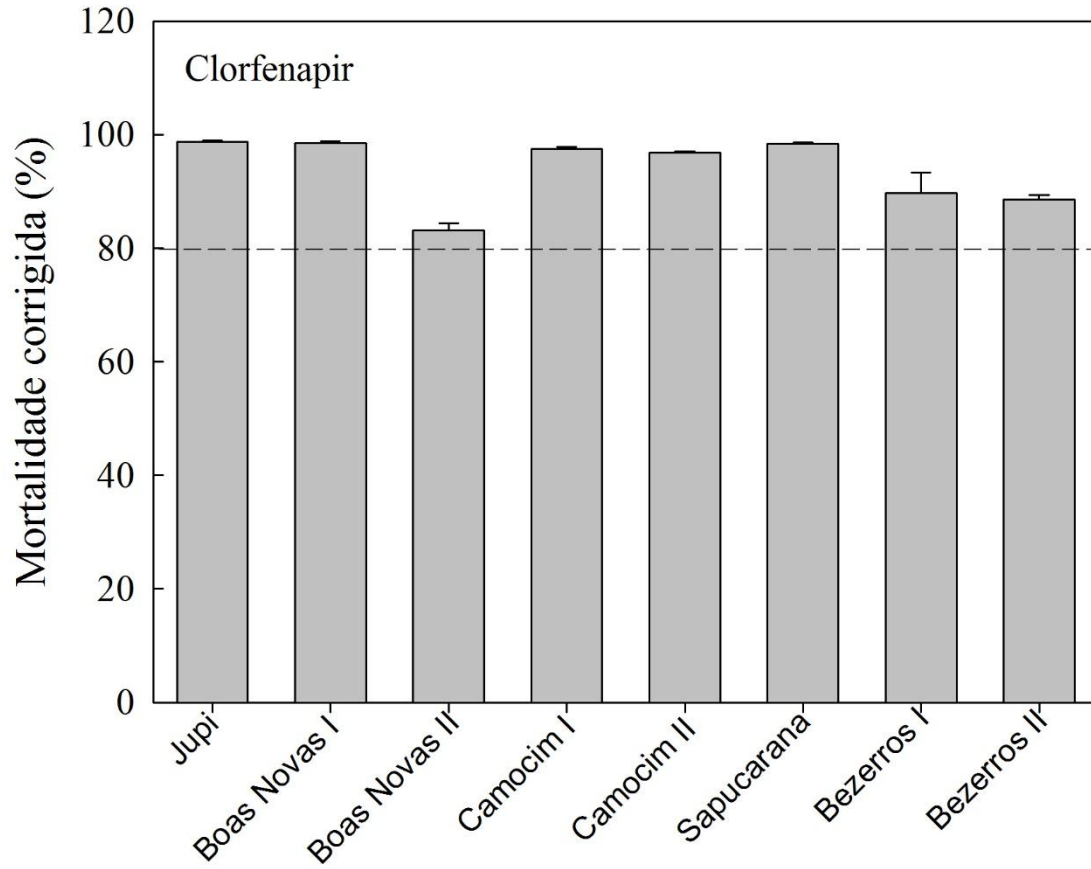


Figura 3. Mortalidade de populações de campo de *P. xylostella* submetidas ao tratamento de dose de campo de clorfenapir (240 mg/L).