

SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE CLORANTRANILIPROLE AO PARASITOIDE *Cotesia  
plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)

por

RIAN JAVÉ SOUZA SARMENTO MORAES

(Sob Orientação do Professor Herbert Álvaro Abreu de Siqueira – UFRPE)

RESUMO

Chlorantraniliprole é uma diamida antranílica recomendada para o controle da traça das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). Portanto, nós investigamos seus efeitos sobre *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae), um parasitoide da traça, via exposição direta e indireta. Nós usamos uma população resistente da traça ao chlorantraniliprole e valores de CL1 (0,067mg/L) e CL50 (46,1mg/L) do inseticida. A exposição do parasitoide ocorreu por duas gerações: i) contato residual; ii) ingestão; iii) tópica (pupa do parasitoide); iv) parasitismo de larvas alimentadas com folhas tratadas; v) parasitismo de larvas tratadas via tópica. Foi avaliada a sobrevivência do parasitoide para os tratamentos i-iii, e para os tratamentos iv e v avaliou-se as taxas de parasitismo e emergência. Resultados mostram que não houve diferença na sobrevivência dos adultos após exposição direta ao controle e as CL1 e CL50 do inseticida por ingestão e contato residual que foram em torno de 95%, e para a aplicação tópica foi em torno de 34% de adultos emergidos ( $P > 0,05$ ). Na primeira geração, no tratamento iv a taxa de parasitismo foi de 63,5% e emergência do parasitoide aproximadamente 71%. Além disso, na segunda geração, a taxa de parasitismo obtida foi em média 64,7% e emergência de 68,7%. Na exposição via tratamento v, a taxa de parasitismo foi de 61% e emergência do parasitoide de 79%, independente da concentração inseticida. Similarmente, na segunda geração, a taxa de parasitismo

foi de 70,5% e 60,7% de emergência do parasitoide. Assim, resultados mostram que o chlorantraniliprole teve baixo impacto sobre *C. plutellae*, e em áreas onde populações susceptíveis da traça-das-crucíferas precisam ser controladas, chlorantraniliprole poderia ser usado em combinação com o controle biológico para manejo desta praga.

**PALAVRAS-CHAVE:** Traça-das-crucíferas, controle biológico, controle químico.

# PHYSIOLOGICAL SELECTIVITY OF CHLORANTRANILIPROLE TO THE PARASITOID

*Cotesia plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)

por

RIAN JAVÉ SOUZA SARMENTO MORAES

(Under the Direction of Professor Herbert Álvaro Abreu de Siqueira– UFRPE)

## ABSTRACT

Chlorantraniliprole is an anthranilic diamide recommended to control the diamondback moth (DBM), *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). Therefore we investigated its effects on *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae), a parasitoid of DBM. We used a resistant DBM population to chlorantraniliprole and values of LC1 (0.067mg/L) and LC50 (46.1mg/L) of the insecticide. Parasitoid exposure was for two generations: i) residual; ii) ingestion; iii) topical (treated parasitoid pupae); iv) parasitism on DBM larvae fed treated leaves; v) parasitism on DBM larvae treated topically. We measured parasitoid survival for treatments i-iii, whereas for treatments iv and v, we recorded parasitism and emergence rates. Results showed that there was no difference in adult survival after direct exposure to the LC1, LC50 and control by ingestion and residual with around 95% survival, and for pupa topical application was around 34% of emerged adults ( $P > 0.05$ ). In the first generation via treatment iv, parasitism rate was 63.5% and parasitoid emergence was about 71%. For the second generation, an average parasitism rate of 64.7% and parasitoid emergence of 68,7% was obtained. In exposure via treatment v, parasitism rate was about 61% and parasitoid emergence was about 68%, regardless of insecticide concentration. Similarly, in the second generation, parasitism rate was about 70,5% and 60.7% for emergence of adult parasitoids. Therefore, results show that chlorantraniliprole had

low impact on *C. plutellae*, and in areas where DBM susceptible populations need to be controlled, chlorantraniliprole could be used in combination with biological control to manage the population of this pest.

**KEY WORDS:** Diamondback moth, biological control, chemical control.

SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE CLORANTRANILIPROLE AO PARASITOIDE *Cotesia  
plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)

por

RIAN JAVÉ SOUZA SARMENTO MORAES

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

Julho – 2017

SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE CLORANTRANILIPROLE AO PARASITOIDE *Cotesia*  
*plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)

por

RIAN JAVÉ SOUZA SARMENTO MORAES

Comitê de Orientação:

Herbert Álvaro Abreu de Siqueira - UFRPE

Christian Sherley Araújo da Silva Torres - UFRPE

SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE CLORANTRANILIPROLE AO PARASITOIDE *Cotesia  
plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)

por

RIAN JAVÉ SOUZA SARMENTO MORAES

Orientador: \_\_\_\_\_  
Herbert Álvaro Abreu de Siqueira - UFRPE

Examinadores: \_\_\_\_\_  
Christian Sherley Araújo da Silva Torres - UFRPE

\_\_\_\_\_  
Lílian Maria da Solidade Ribeiro –PNPD/UFRPE

## DEDICATÓRIA

*A minha Mãe, Maria Terezinha Morais de Souza, que é o meu maior exemplo de luta e de superação, que me acompanhou nessa caminhada desde quando me ensinou ler e a escrever e vem me incentivando até hoje e sei que vai ser assim até o final.*

*DEDICO*



## AGRADECIMENTOS

Cursar o Mestrado foi uma grande oportunidade, então, agradeço a Universidade Federal Rural de Pernambuco, pela oportunidade, por abrir as portas para alunos que vem de longe, como eu, na busca de um futuro melhor.

A Fundação de Amapo à Pesquisa do Amazonas pela concessão da bolsa, abrindo oportunidade para que os filhos do Amazonas possam voar.

Ao Programa de Pós-Graduação em Entomologia Agrícola pela oportunidade me dada de está realizando um curso de Mestrado.

Ao meu orientador Herbert Álvaro Abreu de Siqueira por ter me dado a oportunidade de ser seu orientado e por ter me passado paciência e quando achava que nada daria certo.

A minha coorientadora Christian Sherley Araújo da Silva que eu considero também minha orientadora, por sempre está presente em todas as vezes que precisei, por dividir os seus conhecimentos comigo e me guiar para que pudesse chegar até aqui.

Agradeço a Dra. Lílian Ribeiro pela infinita paciência e tempo para me ensinar, passo a passo, sempre com muito cuidado para que eu aprendesse.

Agradeço a Deus e a minha Mãe Oyá por nunca me deixar desistir e sempre renovar a minha fé, me dando força e coragem pra me levantar de cabeça erguida todas as vezes que me sentia no chão, por me abrir as portas e os caminhos e nunca, nunca deixar sentir-me só.

A minha Mãe, Maria Terezinha Morais de Souza por tudo, desde o início da minha vida acadêmica, como sempre falo, o melhor presente da minha vida é ela, por ter segurado toda essa barra comigo, em todas as dificuldade e alegrias, esse momento também é seu.

A minha irmã Riana Caroline por ter segurado a barra na nossa casa, em todo esse tempo da minha ausência.

A minha sobrinha Emanuelle de Souza por ser a força para eu continuar.

A minha Tia Socorro Beleza por ter sido o meu suporte quando as coisas ficavam difíceis, sempre me fazendo acreditar que tudo ia dar certo.

Aos meus amigos do laboratório que me acolheram com todo amor, Daniel de Assis, Engel do Carmo, Cynara Moura, Larissa Freitas, Rafael Rosas, Natanael Batista e Victor César Pacheco, por fazerem os meus dias mais alegres e sempre dando força para seguir em frente, foi um grande prazer dividir esse tempo da minha vida ao lado de vocês.

Aos meus amigos do programa Erica Calvet, Antônio Almeida, Alice Sutana, Tamara Carvalho, Tâmara Leal, Elisabete Albuquerque, Alessandra Guedes, Andrezo Santos, Luziane Bestete e Nany Santos, que compartilharam momentos de alegrias comigo, fazendo com que meus dias longe de casa fossem os menos dolorosos possíveis, foi maravilhoso ter conhecido cada um de vocês e quero para sempre vocês na minha vida.

E aos meus amigos que fizeram parte da minha estadia aqui em Recife e fizeram meus dias mais felizes, Karla Montero e toda sua família, que foi meu anjo da guarda na minha chegada aqui, me deu todo suporte, apoio e amor, para que eu me estabelecesse, aos meus amigos Jair Junior e Cleiton Lucena, que eu amo com todo o amor desse mundo, que me fizeram descobrir que Recife é uma cidade linda de se viver, por todo amor, por toda atenção, por todo carinho, por todo afeto recebido, quero pra sempre em minha vida.

Ao Ivan Gomes, que aguentou todos os momentos, de ausência, de medo, de alegrias, por compartilhar a vida dele comigo.

## SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS .....	ix
CAPÍTULOS	
1 INTRODUÇÃO .....	1
Cultura das brássicas .....	1
Traça-das-crucíferas, <i>Plutella xylostella</i> (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) .....	1
Controle biológico de <i>Plutella xylostella</i> com parasitoide .....	3
Seletividade de inseticidas a inimigos naturais .....	5
LITERATURA CITADA.....	7
2 SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE CLORANTRANILIPROLE AO PARASITOIDE <i>Cotesia plutellae</i> (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE) .....	14
RESUMO .....	15
ABSTRACT .....	16
INTRODUÇÃO .....	17
MATERIAL E MÉTODOS .....	19
RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	26
AGRADECIMENTOS .....	29
LITERATURA CITADA.....	29
3 CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	34

# CAPÍTULO 1

## INTRODUÇÃO

### Cultura das Brássicas

A família Brassicaceae é constituída por plantas herbáceas, que tem como o seu centro de origem a Ásia Central e a Europa (Seol *et al.* 2017), com 338 gêneros e 3.709 espécies, compreendendo muitas culturas economicamente importantes cultivadas em todo mundo (Li *et al.* 2017). As espécies do gênero *Brassica* demonstram uma diversidade morfológica e formas de cultivo, entre elas: a couve-flor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*) (Zalucki *et al.* 2012), o brócolis (*Brassica oleracea*, var. *itálica*), tipos de óleaginosas (ssp. *Oleifera*) (Kumar & Sangha 2017), entre outras.

O cultivo de brássicas depende de insumos e pesticidas para controlar as pragas (Reddy 2017). As brássicas são atacadas ao longo do ano por vários insetos pragas, incluindo pulgões [*Brevicoryne brassicae* (L.), *Myzus persicae* (Sulz.) (Hemiptera: Aphididae)], o curuquerê da couve [*Ascia monuste orseis* (Godart) (Lepidoptera: Pieridae)] e mosca branca [*Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae)], entre outros, que causam injúrias nas partes comercializáveis (Ribeiro & Gontijo 2017). Entretanto, a praga mais destrutiva dessas culturas, é a *Plutella xylostella* (L.)

### Traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae)

A *P. xylostella* comumente conhecida como traça das crucíferas é considerada uma praga severa em todo o mundo (Ramya *et al.* 2016). Sua importância econômica é definida pelo seu dano potencial em culturas pertencentes à família Brassicaceae, especificamente o gênero *Brassica*, acredita-se que a sua grande capacidade de dispersão, alto potencial reprodutivo,

adaptabilidade ambiental e rápida seleção de populações com resistência a inseticidas explicam o seu status de praga cosmopolita (Furlong *et al.* 2013). Globalmente, as perdas diretas e os custos de controle de *P. xylostella* são estimados em US\$ 5 bilhões anualmente, incluindo os cultivos de canola (Gryzwacz *et al.* 2010, Roni *et al.* 2015).

Os adultos tornam-se ativos no crepúsculo e continuam assim durante a noite, com o acasalamento ocorrendo nas primeiras horas após a emergência, os machos possuem coloração mais escura com relação à fêmea além de um formato de diamante quando as asas estão em repouso, os ovos são pequenos e amarelados, no formato de esferas que podem ser vistos claramente usando uma lente de mão (CABI 2015). Os ovos são geralmente colocados em superfícies lisas das folhas, em concavidades, muitas vezes na base da folha (Silva & Furlong 2012). O tempo de incubação dos ovos varia entre 3 a 15 dias com temperaturas variando 10-28 °C (Golizadeh *et al.* 2007).

As larvas são de cor amarelo pálido com a cabeça marrom em instares iniciais e são decor verde escuro com a cabeça preta em instares posteriores, as larvas de primeiro instar são minadoras, alimentando-se no mesófilo foliar, enquanto as larvas do segundo ao quarto instar alimentam-se de todos os tecidos das folhas, formando perfurações podendo até deixar somente as nervura, a pupação ocorre ao longo de 4 dias, à 25 °C, durando cerca de 5 a 10 dias e posterior emergência dos adultos (Munir *et al.* 2015).

As condições climáticas favorecem a ocorrência dessa praga durante o ano todo, dificultando a produção de brássicas devido às perdas causadas pelas injúrias e manejo inadequado da *P. xylostella* (Machekano *et al.* 2017). O manejo de *P. xylostella* é principalmente feito através do controle químico, entretanto, de tanto serem utilizados indiscriminadamente alguns inseticidas perderam a eficácia ocasionado pelo aumento da resistência de populações da traça das crucíferas, um dos principais fatores que influenciam o controle e o manejo desta praga (Zhang *et al.* 2016).

Devido à perda de eficácia dos pesticidas sintéticos, há uma necessidade de estratégias alternativas para controlar *P. xylostella* (Reddy *et al.* 2016) enfatizando a necessidade de um desenvolvimento contínuo de medidas de controle alternativo e inovadores, junto a estratégias de manejo da resistência (Zalucki *et al.* 2012).

Atualmente a traçadascrucíferas desenvolveu resistência a praticamente todas as classes de inseticidas, devido sua alta taxa de reprodução, maior adaptabilidade e o uso impróprio de inseticidas (Ribeiro *et al.* 2017). Essa resistência já foi relatada em 795 casos de resistência a 94 ingredientes ativos relatados até o momento (APRD 2016) com pulverizações repetidas de produto de modo de ação semelhantes, houve a rápida seleção de populações resistentes de *P. xylostella* (Santos *et al.* 2011). Dessa forma, novas moléculas inseticidas têm sido descobertas ou inventadas com o intuito de atingir um controle satisfatório da praga.

### **Controle biológico com *Cotesia plutellae***

Diferentes agentes de controle biológico podem contribuir para o controle da *P. xylostella*, especialmente usando microrganismos entomopatogênicos, como o complexo de fungos *Beauveria bassiana* (Vuill.) (Méndez 2012, Duarte *et al.* 2016), o inseticida bacteriano *B. thuringiensis* (Kainat *et al.* 2017), além de técnicas alternativas de manejo, como culturas armadilhas (Badenes-Perez *et al.* 2014) para o controle da traça das crucíferas.

Estudos mostram que parasitoides e predadores, podem exercer fortes efeitos sobre as populações da traça das crucíferas (Furlong *et al.* 2013), com relatos de mais de 135 espécies de parasitoides reconhecidos por atacar fases diferentes da vida da traça das brássicas (Munir *et al.* 2015). As espécies de inimigos naturais consideradas mais efetivas são *Diadegma insulare* (Cresson) (Hymenoptera: Ichneumonidae) (Sarfaz *et al.* 2005), *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae) (Silva-Torres *et al.* 2009), *Podisus nigrispinus* (Dallas)

(Hemiptera: Pentatomidae) (Silva-Torres *et al.* 2010, Magalhães *et al.* 2015) e o parasitoide *C. plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae) (Li *et al.* 2007).

Entre os inimigos naturais de *P. xylostella*, a *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae) é um endoparasitoide larval solitário (Haseeb *et al.* 2001) que tem sido empregado em programas de controle biológico em diferentes regiões produtoras de brássicas no mundo (Malysh *et al.* 2016, Gao *et al.* 2016), com um grande potencial para controle dessa praga. Várias espécies de *Cotesia* são utilizadas para o controle biológico de larvas de lepidópteros em todo o mundo, enquanto algumas são usadas como organismos-chave nos estudos de fisiologia e biologia molecular de interações hospedeiro-parasitoide, ecologia comportamental e ecologia e genética de metapopulações em habitat fragmentados (Michel-Zat & Whitfield 2004, Roux *et al.* 2005).

O parasitoide *C. plutellae* ataca larvas de *P. xylostella*, sendo uma das espécies mais abundantes no mundo (Haseeb *et al.* 2001). Tem preferência por parasitar larvas do primeiro ao terceiro instar da traça das crucíferas (Yang *et al.* 2016), são coinobiontes, ou seja, permitem que o hospedeiro continue alimentando-se e desenvolvendo-se ao parasitá-lo, sendo uma estratégia importante de história de vida para o parasitoide de "capturar" o hospedeiro no estágio inicial, mas permitindo que ele se alimente para compensar seu valor nutricional inicialmente baixo (Godfray 1994).

As larvas parasitadas por *C. plutellae* sofrem um estado imunossupressor e exibem um período larval prolongado de cerca de dois dias a mais no seu ciclo biológico total a 25 °C (Ali & Kim 2015), pois, alteram os processos fisiológicos do hospedeiro para sua sobrevivência e crescimento do parasitoide (Ali *et al.* 2013). O sucesso do parasitismo depende de alguns fatores, dentre esses a injeção de um veneno, uma proteína ovariana, teratócito e *C. plutellae* bracovirus (CpBV, uma espécie de polidnavírus presente nos braconídeos) (Kim *et al.* 2013). Esse CpBV foi considerado um contribuinte principal na alteração dos processos fisiológicos do hospedeiro

devido ao seu número relativamente grande (157 genes putativos) de genes codificados no seu genoma (Chen *et al.* 2011, Kim *et al.* 2013). Os polidnavírus são um grupo de vírus de DNA de insetos e têm uma relação simbiótica específica com alguns himenópteros (Braconidae e Ychneumonidae) que parasitam ovos ou larvas de lepidópteros (Kim & Hepat 2015). Estima-se que cerca de 40.000 espécies de parasitoides transportam polidnavirus (Whitfield 2000).

Com relação ao seu desenvolvimento, *C. plutellae* possui o comportamento de sair de uma larva parasitada de quarto instar ainda viva, para que a fase de pupa ocorra externamente ao hospedeiro (Shi *et al.* 2004). As larvas hospedeiras são capazes de sobreviver um ou dois dias após a exortação do parasitoide, mas não podem continuar a alimentação e depois morrem (Shi *et al.* 2004). Após a emergência, os adultos de *C. plutellae* possuem o tamanho do corpo inferior a 3 mm de comprimento, com coloração escura no corpo, com as pernas e nervuras das asas amareladas. As fêmeas possuem antenas menores que as dos machos, presença do ovipositor, maior volume de corpo, parâmetros esses utilizados para determinar o sexo (Shaw 2003).

### **Seletividade de inseticidas a inimigos naturais**

O controle químico e o biológico são dois pilares do MIP e para que estes métodos de controle possam ser integrados de forma harmoniosa, é necessário que o agricultor utilize da seletividade de inseticidas. A seletividade que pode ser classificada em seletividade ecológica e fisiológica (Crespo *et al.* 2002). A seletividade ecológica relaciona-se a formas de utilização dos inseticidas de modo a minimizar a exposição do inimigo natural ao produto, já a seletividade fisiológica consiste no uso de inseticidas que sejam mais tóxicos à praga do que à seus inimigos naturais (Pedigo 1999, Crespo *et al.* 2002).

Como a preservação de inimigos naturais é parte integrante de um plano de Manejo Integrado de Pragas efetivo (Whalen 2016), então, pode-se dizer que a melhor maneira de se



integrar o controle químico com o controle biológico, é através da utilização de inseticidas seletivos, pois, o fato de possuírem risco reduzido pode ajudar a manter as populações de inimigos naturais no cultivo (El-Wakeil *et al.* 2013, Cabrera *et al.* 2017).

Levando em consideração as preocupações ecológicas, os riscos para a saúde humana e a resistência crescente dos insetos, muitos inseticidas foram proibidos ou substituídos por novos produtos químicos (Rajashekar *et al.* 2016, Rajashekar & Shivanandappa 2017). Dentre as várias classes de inseticidas existentes, temos as diamidas que agem sobre os receptores rianodina (Rajashekar & Shivanandappa 2017). Esses produtos são relativamente recentes no mercado para o controle de pragas, particularmente para controle de larvas de lepidópteros (Roditakis *et al.* 2017). O flubendiamida (Roditakis *et al.* 2017) foi introduzido em 2006, seguindo-se do clorantraniliprole e ciantraniliprole (Lahm *et al.* 2009, Roditakis *et al.* 2017).

As diamidas são moléculas inseticidas com modo de ação único que ativa o receptor de rianodina, a qual controla a liberação interna de cálcio, geralmente, agem de maneira semelhante, partilhando o mesmo local de ligação com a rianodina (Zhu *et al.* 2017, Roditakis *et al.* 2017), o resultado é uma liberação descontrolada de reservas de cálcio nos músculos, que leva a cessação da alimentação, letargia, paralisia contrátil e, eventualmente, a morte de insetos (Teixeira & Andaloro 2013, Cui *et al.* 2017). Esses inseticidas são principalmente tóxicos por ingestão, em seguida, por contato, mostrando boa atividade larvicida (Rodrigues *et al.* 2016, Su *et al.* 2017).

Devido ao modo de ação, as diamidas são muito eficazes no controle de lepidópteros, mas casos de desenvolvimento de resistência às diamidas para algumas espécies já estão relatados, incluindo a *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae), (Bird *et al.* 2017, Zhu *et al.* 2017) *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) (Silva *et al.* 2016, Roditakis *et al.* 2017) e *Pieris rapae* (Lepidoptera: Pieridae) (Lahm *et al.* 2009, Nogueira 2016, Su *et al.* 2017).

Além disso, estudos mostram que a aplicação de clorantraniliprole, por exemplo, reduziu a quantidade de danos causados por insetos, apresentando um risco mínimo para os artrópodes não-alvo, tais como parasitoides, predadores e polinizadores (Younas *et al.* 2017). Nesse contexto, o clorantraniliprole, surge como opção no controle químico da traçadasbrássicas, provado não haver resistência, pois seu modo de ação é diferenciado. Também possui seletividade a organismos, com relação a outros compostos (Lanka *et al.* 2014).

Dessa forma, as diamidas poderiam ser utilizadas junto ao controle biológico, dentro de um contexto de MIP, para o controle dessa praga. No entanto, o conhecimento dos efeitos seletivos do clorantraniliprole, quando aplicados na *P. xylostella* e entrando em contato com o parasitoide *C. plutellae*, é necessário para uma melhor integração desses métodos no MIP das brássicas, objetivando-se o seu controle e preservação da população dos seus inimigos naturais, principalmente quando existe resistência da traçadasbrássicas. Dessa forma, o objetivo desse estudo é investigar a aplicação de clorantraniliprole nas populações resistente de *P. xylostellae* oferecimento ao parasitoide *C. plutellae*, para verificar os efeitos de seletividade.

### Literatura Citada

- Ali, M.R., J. Seo, D. Lee & Y. Kim. 2013.** Teratocyte-secreting proteins of an endoparasitoid wasp, *Cotesia plutellae*, prevent host metamorphosis by altering endocrine signals. *Comp. Biochem. Physiol. Part A Mol. Integr. Physiol.* 166: 251-262
- Ali, M.R. & Y. Kim. 2015.** Antiviral activity of the inducible humoral immunity and its suppression by eleven BEN family members encoded in *Cotesia plutellae* bracovirus. *Comp. Biochem. Physiol. Part A Mol. Integr. Physiol.* 179: 44-53.
- APRD. 2016.** Arthropod Pesticide Resistance Database, Michigan State Univ., East Lansing, <http://www.pesticideresistance.org>. Acesso: 20.03.2017.

- Badenes-Perez, F.R., M. Reichelt, J. Gershenson & D.G. Heckel. 2014.** Using plant chemistry and insect preference to study the potential of *Barbarea* (Brassicaceae) as a dead-end trap crop for diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). *Phytochemistry* 98: 137-144.
- Bird, L.J., L.J. Drynan & P.W. Walker. 2017.** The Use of F2 Screening for Detection of Resistance to Emamectin Benzoate, Chlorantraniliprole, and Indoxacarb in Australian Populations of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *J. Econ. Entomol.* 110: 651-659.
- CABI. 2015.** *Plutella xylostella*. CABI.org, Invasive Species Compendium.Web. Link:[<http://www.cabi.org/isc/datasheet/42318>] Acessado: 17.03.2016.
- Cabrera, P., D. Cormier & É. Lucas. 2017.** Differential sensitivity of an invasive and an indigenous ladybeetle to two reduced-risk insecticides. *J. Appl. Entomol.* 10.1111/jen.12391.
- Chen, Y., F. Gao, X. Ye, S. Wei, M. Shi, H. Zheng & X. Chen. 2011.** Deep sequencing of *Cotesia vestalis* bracovirus reveals the complexity of a polydnavirus genome. *Virology* 414: 42–50.
- Crespo, A.L.B., M.C. Picanço, L. Bacci, E.J.G. Pereira & A.H.R. Gonring. 2002.** Insecticide physiological selectivity to Vespidae predators of *Ascia monuste orseis*. *Pesqu. Agropec. Bras.* 37: 237-242.
- Cui, F., T. Chai, L. Qian & C. Wang. 2017.** Effects of three diamides (chlorantraniliprole, cyantraniliprole and flubendiamide) on life history, embryonic development and oxidative stress biomarkers of *Daphnia magna*. *Chemosphere* 169: 107-116.
- Duarte, R.T., K.C. Gonçalves, D.J.L. Espinosa, L.F. Moreira, S.A. De Bortoli, R.A. Humber & R.A. Polanczyk. 2016.** Potential of entomopathogenic fungi as biological control agents of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) and compatibility with chemical insecticides. *J. Econ. Entomol.* 109: 594-601.
- El-Wakeil, N., A. Sallam, C. Volkmar & N. Gaafar. 2013.** Side effects of insecticides on natural enemies and possibility of their integration in plant protection strategies, p. 3-56. In S. Trdan (ed.), *Insecticides – development of safer and more effective technologies*. Rijeka, Croatia, Inthec, 547p.
- Furlong, M.J., D.J. Wright & L.M. Dossdall. 2013.** Diamondback moethology and management: problems, progress andprospects. *Annu. Rev. Entomol.* 58: 517-541.

- Gao, F., Q.J. Gu, J. Pan, Z.H. Wang, C.L. Yin, F. Li & M. Shi. 2016.** *Cotesia vestalis* teratocytes express a diversity of genes and exhibit novel immune functions in parasitism. *Sci. Report* 6: 269-267.
- Godfray, H.C.J. 1994.** Parasitoids: behavioral and evolutionary ecology. Princeton, Princeton University Press, Xp.
- Golizadeh, A., K. Karim, F. Yaghoub & A. Habib. 2007.** Temperature-dependent development of diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) on two brassicaceous host plants. *Insect Sci.*14: 309-316.
- Gryzwacz, D.A., D. Rossbach, R. Russell & A.M. Srinivasan. 2010.** Current control methods for diamondback moth and other brassica insect pests and the prospects for improved management with lepidopteran-resistant Bt vegetable brassicas in Asia and Africa. *Crop Prot.* 29: 68–79.
- Haseeb, M., Y. Kobori, H. Amano & H. Nemoto. 2001.** Population density of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) and its parasitoid *Cotesia plutellae* (Hymenoptera: Braconidae) on two varieties of cabbage in an urban environment. *Appl. Entomol. Zool.* 36: 353-360.
- Kainat, M., W.A. Panhwar, S.A. Mehmood & F.C. Cengiz. 2017.** Incidence and distribution of diamondback moth (*Plutella xylostella*) from district Mansehra. *J. Entomol. Zool. Stud.* 5: 184-185.
- Kim, J., R. Hepat, D. Lee & Y. Kim. 2013.** Protein tyrosine phosphatase encoded in *Cotesia plutellae* bracovirus suppresses a larva-to-pupa metamorphosis of the diamondback moth, *Plutella xylostella*. *Comp. Biochem. Physiol. Part A Mol. Integr. Physiol.* 166: 60-69.
- Kim, Y. & R. Hepat. 2015.** Baculoviral p94 homologs encoded in *Cotesia plutellae* bracovirus suppress both immunity and development of the diamondback moth, *Plutellae xylostella*. *Insect Sci.* 760-749.
- Knight, A.L. & L. Flexner. 2007.** Disruption of mating in codling moth (Lepidoptera: Tortricidae) by chlorantranilipole, an anthranilic diamide insecticide. *Pest Manag. Sci.* 63:180-189.
- Kumar, S. & M.K. Sangha. 2017.** Biochemical mechanism of resistance in some brassica genotypes against *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach) (Homoptera: Aphididae). *Quant. Biol.* 26: 387-395.
- Lahm, G.P., D. Cordova & J.D. Barry. 2009.** New and selective ryanodine receptor activators for insect control. *Bioorg. Med. Chem.* 17: 4127-4133.

- Lanka, S.K., M.J. Stout, J.M. Beuzelin & J.A. Ottea. 2014.** Activity of chlorantraniliprole and thiamethoxam seed treatments on life stages of the rice water weevil as affected by the distribution of insecticides in rice plants. *Pest Manag. Sci.* 70: 338-344.
- Li, D., N. Schellhorn & O. Schmidt. 2007.** Detection of parasitism in diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.), using differential melanisation and coagulation reactions. *Bull. Entomol. Res.* 97: 399-405.
- Li, P., S. Zhang, F. Li, S. Zhang, H. Zhang, X. Wang & T.J. Borm. 2017.** A phylogenetic analysis of chloroplast genomes elucidates the relationships of the six economically important Brassica species comprising the Triangle of U. *Front. Plant Sci.*, 8: 111.
- Machekano, H., B.M. Mvumi & C. Nyamukondiwa. 2017.** Diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) in Southern Africa: research trends, challenges and insights on sustainable management options. *Sustainable*. 9: 91.
- Magalhaes, G.O., A.M. Vacari, V.L. Laurentis, S.A. De Bortoli & R.A. Polanczyk, R. 2015.** Interactions of *Bacillus thuringiensis* bioinsecticides and the predatory stink bug *Podisus nigripinus* to control *Plutella xylostella*. *J. Appl. Entomol.* 139: 123-133.
- Malysh, J.M., I.A. Kazartsev, A.N. Frolov, A.A. Zverev & Y.S. Tokarev. 2016.** Molecular detection of *Cotesia vestalis* (Hymenoptera: Braconidae) in the beet webworm *Loxostege sticticalis* L. (Lepidoptera: Crambidae). *J. Appl. Entomol.* 3: 232-235.
- Méndez, A. 2012.** Potencialidad de aislamientos autoctonos de *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson para el control de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) y *Plutella xylostella* (L.). *Rev. Prot. Veg.* 27: 67-67.
- Michel-Salzat A. & J.B. Whitfield. 2004.** Preliminary evolutionary relationships within the parasitoid wasp genus *Cotesia* (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae): combined analysis of four genes. *Systemat. Entomol.* 29:371–382.
- Munir, S., L.M. Dossall & J.T. O'donovam. 2015.** Evolutionary ecology of diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) and *Diadegma insulare* (Cresson) in North America: a review. *Annu. Rev. Biol.* 5: 189-206.
- Nauen, R. 2006.** Mode of action of the insecticide: return of the rianodine receptor. *Pest. Manag. Sci.* 62: 690-692.
- Nogueira, L.R. 2016.** Toxicidade aguda e crônica do pesticida chlorantraniliprole sobre o organismo-teste *Ceriodaphnia dubia*. Dissertação de mestrado, UNESP, São Paulo, 3:4p.
- Pedigo, L.P. 1999.** Entomologia e manejo de pragas. 3. ed. Upper Saddle River: Prentice Hall, 691p.

- Rajashekar, Y. & T. Shivanandappa. 2017.** Mode of action of the natural insecticide, decalene involves sodium pump inhibition. PloS ONE 12: e0170836.
- Rajashekar, Y., N. Tonsing, T. Shantibala & J.R. Manjunath. 2016.** 2, 3-Dimethylmaleic anhydride (3, 4-Dimethyl-2, 5-furandione): A plant derived insecticidal molecule from *Colocasia esculenta* var. *esculenta* (L.) Schott. Sci. Report 6: e20546.
- Ramya, S.L, T. Venkatesan, K.S. Murthy, S.K. Jalali & A. Verghese. 2016.** Detection of carboxylesterase and esterase activity in culturable gut bacterial flora isolated from diamondback moth, *Plutella xylostella* (Linnaeus), from India and its possible role in indoxacarb degradation. J. Microbiol. Biotechnol. 47: 327–336.
- Reddy, G. V. 2017.** Integrated management of insect pests on canola and other brassica oilseed crops. CABI, Wallingford, UK. 12p.
- Reddy, S.E., S. Kirti Dolma, R. Koundal & B. Singh. 2016.** Chemical composition and insecticidal activities of essential oils against diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.)(Lepidoptera: Yponomeutidae). Nat. Prod. Res. 30: 1834-1838.
- Ribeiro, A.L. & L.M. Gontijo.2017.**Alyssum flowers promote biological control of collard pests. BioControl 62: 185-196.
- Ribeiro, L.M., H.A.A. Siqueira, V. Wanderley-Teixeira, H.N. Ferreira, W.M. Silva, J. E. Silva & Á. A. Teixeira. 2017.** Field resistance of Brazilian *Plutella xylostella* to diamides is not metabolism-mediated. Crop Prot. 93: 82-88.
- Roditakis, E., D. Steinbach, G. Moritz, E. Vasakis, M. Stavrakaki, A. Ilias, A & J.E. Silva. 2017.** Ryanodine receptor point mutations confer diamide insecticide resistance in tomato leafminer, *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). Insect Biochem. Mol. Biol. 80: 11-20.
- Roditakis, E., E. Vasakis, M. Grispou, M. Stavrakaki, R. Nauem, M. Gravouil & A. Bassi.2015.** First report of *Tuta absoluta* resistance to diamide insecticides. J. Pest Sci. 88: 9-16.
- Rodrigues, A.C., J.F. Henriques, I. Domingues, O. Golovko, V. Žlábek, C. Barata, C & J.L. Pestana. 2016.** Behavioural responses of freshwater planarians after short-term exposure to the insecticide chlorantraniliprole. Aquat. Toxicol. 170: 371-376.
- Roni, M., K. Murugan, C. Panneerselvam, J. Subramaniam, M. Nicoletti, P. Madhiyazhagan, D. Dinesh, U. Suresh, H.F. Khater, H. Wei, A. Canale, A.A. Alarfaj, M.A. Munusamy, A. Higuchi & G. Benelli. 2015.** Characterization and biotoxicity of *Hypnea musciformis*-synthesized silver nanoparticles as potential eco-friendly control tool against *Aedes aegypti* and *Plutella xylostella*. Ecotoxicol. Environ. Saf. 121:31-38.

- Roux, O., J. Van Baaren, C. Gers, L. Arvanitakis & L. Legal. 2005.** Antennal structure and oviposition behavior of the *Plutella xylostella* specialist parasitoid: *Cotesia plutellae*. Microscop. Res. Technol. 68:36-44.
- Santos, V.C., H.A.A. De Siqueira, J.E. Da Silva & M.J. De Farias. 2011.** Insecticide resistance in populations of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), from the state of Pernambuco, Brazil. Neotrop. Entomol. 40: 264-270.
- Sarfraz M., L.M. Dossall & B.A. Keddie. 2005.** Biological control of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.): a review. Biocontrol Sci. Technol. 15:763–789.
- Seol, Y.J., K. Kim, S.H. Kang, S. Perumal, J. Lee & C.K. Kim. 2017.** The complete chloroplast genome of two Brassica species, *Brassica nigra* and *B. Oleracea*. Mitochondrial DNA Part A 28: 167-168.
- Shaw, M.R. 2003.** Revised synonymy in the genus *Cotesia* (Hymenoptera: Braconidae: Microgasterinae): the identity of the *Microgaster vestalis* (Haliday, 1834), as a senior synonym of *Apanteles plutellae* (Kurdjumov, 1912). Entomol. Gaz. 54: 187-189.
- Shelton A.M. 2004.** The management of diamondback moth and other crucifer pests. In: Proceedings of the Fourth International Workshop, 27p.
- Shi, Z.H., Q.B. Li & X. Li. 2004.** Interspecific competition between *Diadegma semiclausum* (Hellen) (Hym., Ichneumonidae) and *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hym., Braconidae) in parasitizing *Plutella xylostella* (L.) (Lep., Plutellidae). J. Appl. Entomol. Zool. 128: 437-444.
- Silva, J.E., C.P. Assis, L.M. Ribeiro & H.A. Siqueira. 2016.** Field-evolved resistance and cross-resistance of Brazilian *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) populations to diamide insecticides. J. Econ. Entomol. 109: 2190-2195.
- Silva, R. & M.J. Furlong. 2012.** Diamondback Moth Oviposition: Effects of Host Plant and Herbivory. Entomol. Exp. Appl. 143.3: 218-30.
- Silva-Torres C.S.A, I.V.A.F. Pontes, J.B. Torres & R. Barros. 2010.** New records of natural enemies of *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) in Pernambuco, Brazil. Neotrop. Entomol. 39: 835-838.
- Silva-Torres, C.S., I.T. Ramos Filho, J.B. Torres & R. Barros. 2009.** Superparasitism and host size effects in *Oomyzus sokolowskii*, a parasitoid of diamondback moth. Entomol. Exp. Appl. 133: 65-73.

- Su, Q., H. Tong, J. Cheng, G. Zhang, C. Shi, C. Li & W. Wang. 2017.** Toxicity and Efficacy of Chlorantraniliprole on *Pieris rapae* (Linnaeus) (Lepidoptera: Pieridae) on Cabbage J. Agric. Sci. 9: 180.
- Teixeira, L.A. & J.T. Andaloro. 2013.** Diamide insecticides: global efforts to address insect resistance stewardship challenges. Pestic. Biochem. Physiol. 106: 76-78.
- Whalen, R.A. 2016.** Influence of selective insecticides and cropping system on arthropod natural enemies in soybean. Tese de Doutorado, Virginia Polytechnic Institute, 25p.
- Whitfield, J.B. 2000.** Phylogeny of microgastroid braconid wasps, and what it tells us about polydnavirus evolution in The Hymenoptera: evolution biodiversity and biological control. CSIRO Publishing, (eds.) Melbourne, Australia. 105p.
- Yang, G., Y.N. Zhang, G.M. Gurr, L. Vasseur & M.S. You. 2016.** Electroantennogram and behavioral responses of *Cotesia plutellae* to plant volatiles. Insect Sci. 23: 245-252.
- Younas, A., W. Wakil, Z. Khan, M. Shaaban & S.M. Prager. 2017.** The efficacy of *Beauveria bassiana*, jasmonic acid and chlorantraniliprole on larval populations of *Helicoverpa armigera* in chickpea crop ecosystems. Pest Manag. Sci. 73: 418-424.
- Zalucki, M.P, A. Shabbir, R. Silva, D. Adamson, S.S. Liu & 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, S., X. Zhang, J. Shen, K. Mao, H. You & J. Li. 2016.** Susceptibility of field populations of the diamondback moth, *Plutella xylostella*, to a selection of insecticides in Central China. Pestic. Biochem. Physiol. 132: 38-46.
- Zhu, B., X. Li, Y. Liu, X. Gao & P. Liang. 2017.** Global identification of microRNAs associated with chlorantraniliprole resistance in diamondback moth *Plutella xylostella* (L.). Sci. Report 7: 40713.



## CAPÍTULO 2

### SELETIVIDADE FISIOLÓGICA DE CLORANTRANILIPROLE AO PARASITOIDE *Cotesia plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)<sup>1</sup>

RIAN J.S.S. MORAES<sup>2</sup>

<sup>2</sup>Departamento de Agronomia – Entomologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco,  
Av. Dom Manoel de Medeiros, s/n, Dois Irmãos 52171-900 Recife, PE.

---

<sup>2</sup>Moraes, R.J.S.S. Seletividade fisiológica de clorantraniliprole ao parasitoide *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae). A ser submetido.

RESUMO – Clorantraniliprole é recomendado para controle da traça-das-crucíferas, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). Neste trabalho foi estudado o impacto das possíveis rotas de exposição do parasitoide de larvas da traça *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae) ao clorantraniliprole. Usamos população resistente da traça ao clorantraniliprole e valores de CL1 (0,067mg/L) e CL50 (46,1mg/L) do inseticida. A exposição do parasitoide ocorreu por duas gerações: i) contato residual; ii) ingestão; iii) tópica (pupa do parasitoide); iv) parasitismo de larvas alimentadas com folhas tratadas; v) parasitismo de larvas tratadas via tópica. Foi avaliada a sobrevivência do parasitoide para os tratamentos i-iii e para os tratamentos iv e v avaliou-se as taxas de parasitismo e emergência. Resultados mostram que não houve diferença na sobrevivência dos adultos após exposição direta ao controle e as CL1 e CL50 do inseticida por ingestão e contato residual em torno de 95%, e para a aplicação tópica foi de 34% de adultos emergidos ( $P > 0,05$ ). Na primeira geração, no tratamento iv a taxa de parasitismo foi de 63,5% e emergência do parasitoide aproximadamente 71%. Na segunda geração, a taxa de parasitismo obtida foi em média 64,7% e emergência de 68,7%. Na exposição via tratamento v, a taxa de parasitismo foi de 61% e emergência do parasitoide de 79%, independente da concentração inseticida. Na segunda geração, a taxa de parasitismo foi de 70,5% e 60,7% de emergência do parasitoide. Assim, resultados mostram que chlorantraniliprole teve baixo impacto sobre *C. plutellae* e poderia ser usado com o controle biológico para manejo desta praga.

PALAVRAS-CHAVE: *Plutella xylostella*, sobrevivência, controle biológico, controle químico

## PHYSIOLOGICAL SELECTIVITY OF CHLORANTRANILIPROLE TO THE PARASITOID

*Cotesia plutellae* (KURDJUMOV) (HYMENOPTERA: BRACONIDAE)

ABSTRACT – Chlorantraniliprole is recommended to control the diamondback moth (DBM), *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). Investigate the effects of this insecticide on the parasitoid of moth larvae *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae), via direct and indirect exposure. Used a resistant DBM population to chlorantraniliprole and values of LC1 (0.067mg/L) and LC50 (46.1mg/L) of the insecticide. Parasitoid exposure was for two generations: i) residual; ii) ingestion; iii) topical (treated parasitoid pupae); iv) parasitism on DBM larvae fed treated leaves; v) parasitism on DBM larvae treated topically. We measured parasitoid survival for treatments i-iii, whereas for treatments iv and v, we recorded parasitism and emergence rates. Results showed that there was no difference in adult survival after direct exposure to the LC1, LC50 and control by ingestion and residual with around 95% survival, and for pupa topical application was around 34% of emerged adults ( $P > 0.05$ ). In the first generation via treatment iv, parasitism rate was 63.5% and parasitoid emergence was about 71%. For the second generation, an average parasitism rate of 64.7% and parasitoid emergence of 68.7% was obtained. In exposure via treatment v, parasitism rate was about 61% and parasitoid emergence was about 68%, regardless of insecticide concentration. The second generation, parasitism rate was about 70.5% and 60.7% of adult emergence. Therefore, results show that chlorantraniliprole had low impact on *C. plutellae*, be used in combination with biological control to manage the population of this pest.

KEY WORDS: Diamondback moth, biological control, chemical control

## Introdução

Os inseticidas apresentam eficiência dos inseticidas na cadeia produtiva, mas estes produtos causam problemas ambientais, especialmente relacionados com aplicações incorretas, ressurgência de pragas, surtos de pragas secundárias, seleção de populações resistentes e efeitos em organismos não-alvo. Entre as táticas no Manejo Integrado de pragas (MIP), destaca-se o controle biológico com predadores e parasitoides (Albuquerque *et al.* 2017, Costa *et al.* 2017). Em geral, considera-se que o uso conjunto do controle químico e o controle biológico são incompatíveis, devido a maioria dos produtos químicos disponíveis no mercado serem com pouca ou nenhuma seletividade aos inimigos naturais. Entretanto, dentro do contexto do MIP, o controle biológico pode além de controlar pragas que não são alvo do inseticida aplicado, poderá potencializar a eficácia do controle químico por eliminar possíveis insetos sobreviventes ao produto. Com isso, os novos inseticidas têm um potencial para utilização em programas de MIP junto com o controle biológico, uma vez que são mais seletivos aos inimigos naturais, com toxicidade para pragas alvo, mesmo em doses mais baixas e muitas vezes não tão persistentes quanto os inseticidas convencionais (Boopathi *et al.* 2017).

Os inseticidas do grupo das diamidas antranílicas, ao qual pertence o ingrediente ativo clorantraniliprole, têm como principais características a alta atividade inseticida e a baixa toxicidade a organismos não alvo (Arrués *et al.* 2014). O modo de ação das diamidas é através da ativação dos receptores de rianodina de insetos, o que provoca rápida disfunção muscular e paralisia (Younas *et al.* 2017). O uso contínuo das diamidas pelos agricultores em várias culturas de importância agrícola aumentou a pressão de seleção acarretando evolução da resistência, particularmente no caso de pragas da ordem Lepidoptera (Ribeiro *et al.* 2017, Roidakis *et al.* 2017). Segundo Nauen & Steinbach (2016) os níveis elevados de resistência que comprometem a eficácia das diamidas foram relatados em poucas espécies pragas a exemplo da traça das

crucíferas, *P. xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) (Roditakis *et al.* 2017). A traça das crucíferas é uma praga cosmopolita, considerada a mais importante das brássicas mundialmente (Zhao *et al.* 2017). Além disso, há relatos de resistência a grande parte dos inseticidas usados no controle de *P. xylostella* (Kainat *et al.* 2017). Tornando a busca de formas alternativas eficientes para controlar essa praga no campo uma necessidade real.

Nesse contexto, o controle biológico é um aliado para a redução da população de *P. xylostella*. Segundo Talekar & Shelton (1993) existe uma gama de inimigos naturais importantes que atacam essa praga. Dentre esses a *Cotesia plutellae* (Hymenoptera: Braconidae) é um endoparasitoide larval, que suprime as defesas imunitárias do hospedeiro e retarda o seu desenvolvimento, promovendo o sucesso da progênie (She *et al.* 2015). Esse parasitoide foi registrado em várias regiões como um dos mais importantes agentes de controle biológico de *P. xylostella*, com preferência por parasitar larvas do primeiro ao terceiro instar (Yang *et al.* 2016). A fase de pupa ocorre externamente ao corpo do hospedeiro, independentemente do instar do hospedeiro no momento da oviposição (Shi *et al.* 2004).

Muitos estudos abordaram os efeitos adversos dos inseticidas em organismos não-alvo (Balaji *et al.* 2017, Nawaz *et al.* 2017). No entanto, a maioria das investigações sobre agentes de controle biológico avaliou somente os efeitos a curto prazo (mediana letal) e ignorou os efeitos indiretos, tais como efeitos subletais que podem prejudicar processos importantes como a emergência após exposição e a fecundidade dos adultos (Nawaz *et al.* 2017). Assim, é necessária informação adicional para compreender melhor os impactos dos inseticidas sobre os inimigos naturais, incluindo os efeitos letais e subletais (Amarasekare *et al.* 2016).

Neste contexto, visando a possível integração do controle químico e controle biológico no MIP das brássicas para controle de *P. xylostella*, são necessários estudos que demonstrem os impactos causados pelo clorantraniliprole, em populações de inimigos naturais, em especial o

parasitoide *C. plutellae*, investigações quanto à sua seletividade fisiológica, levando em consideração a sobrevivência, reprodução e emergência do parasitoide, quando ofertados a populações resistentes de *P. xylostella* expostas ao inseticida. Dessa forma, o objetivo desse estudo foi investigar os impactos da aplicação de clorantraniliprole em população resistente de *P. xylostella* e oferecida ao parasitoide *C. plutellae*, para verificar os efeitos na sobrevivência, emergência e reprodução do parasitoide. As hipóteses testadas foram: 1) a utilização clorantraniliprole em populações resistentes de *P. xylostella*, quando em exposição direta com o parasitoide *C. plutellae* podem causar efeitos na taxa de parasitismo e emergência de adultos; e 2) a exposição direta do inseticida clorantraniliprole, em adultos do parasitoide *C. plutellae*, podem causar mortalidade dos mesmos.

### Material e Métodos

**Insetos.** A população resistente de *P. xylostella* (ovos, larvas, pupas e adultos), coletadas no município de Chã Grande – PE (Latitude 08° 14'18" e Longitude 35° 27'42"), foram mantidas no laboratório de Comportamento de Insetos (LCI) por cinco gerações até a obtenção parasitoides que foram coletados na forma de pupas em plantio convencional de acelga também em Chã Grande – PE e os adultos emergidos foram utilizados nos bioensaios. As criações foram mantidas em sala climatizada com temperatura de  $25 \pm 1$  °C, umidade relativa de  $70 \pm 10\%$  e fotoperíodo de 12 horas.

Para criação as larvas de *P. xylostella* foram mantidas em gaiolas plásticas transparentes, com abertura na tampa, recoberta por um tecido fino e permeável. Estas foram alimentadas diariamente com couve orgânica (*Brassica oleracea* var. *manteiga*) até atingirem a fase de pupa. As pupas foram transferidas para tubos de vidro de fundo arredondados (16x100mm) e mantidas até a emergência dos adultos. Os adultos foram mantidos em gaiolas plásticas transparentes com o

formato arredondado, com aberturas nas laterais recobertos com um tecido fino e permeável. Através de uma abertura na parte superior da gaiola dos adultos, foi ofertado um pedaço de folha de couve para oviposição e um chumaço de algodão contendo mistura de mel a 10% como fonte de alimento. Estes foram trocados diariamente para retirada das posturas e reposição da alimentação dos adultos. As folhas com as posturas foram transferidas para gaiolas anteriormente descritas para a eclosão e manutenção das larvas.

Dessa forma, duas populações de *P. xylostella* foram mantidas no laboratório, uma considerada resistente e outra susceptível. A população suscetível foi iniciada a partir de indivíduos previamente mantidos sem pressão de seleção inseticida no Laboratório de Interação Inseto-Tóxico (LIIT), por 456 gerações.

**Curva Dose-Resposta do Inseticida Clorantroliprole Frente à População Resistente de *Plutella xylostella*.** Esse bioensaio foi conduzido no Laboratório de Interação Inseto-Tóxico (LIIT), para tal, foram utilizadas larvas com 24 horas após a eclosão, da população resistente de *P. xylostella* para avaliar mortalidade após exposição ao inseticida clorantroliprole (Premio). O inseticida foi testado nas concentrações de 7; 14; 28,1; 56,25; 112,5; 225; 450; e 900 mg de i.a./L. O tratamento controle e as diluições o inseticida utilizou o composto espalhante adesivo (Triton X à 0,01%) e água. Em seguida, foram separadas 24 placas de Petri de vidro pequenas (5 cm de diâmetro), sendo três placas por concentração (tratamento). A exposição das larvas foi feita através da alimentação com discos de folhas de couve (5 cm diâmetro) tratados com o inseticida em cada concentração. Os discos de folhas foram mergulhados por um período de 30 segundos, nas respectivas soluções inseticidas e foram colocados para secar em temperatura ambiente.

Depois de secos, os discos foliares foram transferidos para as respectivas placas de Petri de vidro, contendo em seu interior um disco de papel filtro umedecidas com 150 µL de água destilada. Em seguida, cada placa de Petri recebeu 10 larvas de *P. xylostella* com 24 horas de

idade e foram devidamente fechadas com o auxílio de plástico filmee levadas para a B.O.D, com temperatura de  $25 \pm ^\circ\text{C}$ , umidade relativa de  $70 \pm 10\%$  e fotoperíodo de 12 horas por um período de 96 horas. A mortalidade foi avaliada através da contagem das larvas mortas após 96 horas de exposição. Esta avaliação foi feita com o auxílio de um pincel fino e flexível (He *et al.* 2012), quando as larvas eram tocadas e não conseguiam caminhar o comprimento do seu corpo eram consideradas mortas.

Para esse ensaio, foram utilizadas 3 repetições mais o controle, totalizando 240 larvas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em um esquema de 9 tratamentos (8 concentrações e o controle), feito em triplicata.

**Seleção da População Resistente de *Plutella xylostella*.** A população de *P. xylostella* coletada no município de Chã grande em cultivos convencionais e já criada foi mantida sob pressão de seleção pela exposição ao clorantraniliprole na  $CL_{50}$  de 66 mg de i.a./L obtida através da curva de dose resposta. Esse procedimento foi repetido, toda vez que a criação iniciou um novo ciclo, a partir da fase de primeiro instar das larvas. Para tal, folhas de couve tratadas com o produto foram oferecidas as larvas, através da imersão na solução inseticida e posterior secagem como descrito anteriormente. Em seguida, as folhas tratadas foram transferidas para as bandejas de criação contendo as larvas de primeiro instar, que lá ficaram até a completa alimentação. Após o consumo das folhas tratadas, foram utilizadas folhas sem tratamento para alimentação das larvas até o final do ciclo da *P. xylostella*.

Para os bioensaios a seguir, foi realizada uma nova curva de dose resposta, para saber o nível de resistência em que se encontrava na quinta geração da população resistente mantida em laboratório quando os parasitoides foram coletados em campo e obteve-se a  $CL_{50}$  de 46,1 mg de i.a./L e a  $CL_1$  de 0,067 mg de i.a./L, as quais foram utilizadas como tratamentos para os experimentos posteriores.



**Exposição de *Cotesia plutellae* ao Inseticida Clorantraniliprole via Hospedeiro Tratado.** Para esse ensaio, foram utilizados adultos de *C. plutellae*, não sexados, com 24 horas após a emergência, provindos de coletas de campo. Foram utilizadas larvas de segundo instar de populações resistentes como hospedeiros para os parasitoides. Os adultos de *C. plutellae* foram usados com 24 horas de idade, alimentados e sexados, provenientes de coletas de campo.

*Teste 1 - Hospedeiro alimentando-se de folha tratada.* Foram utilizados potes plásticos (250 mL) transparentes com abertura na tampa vedadas por um tecido fino e permeável. Cada pote recebeu na parede interna um filete de mel a 70% para alimentação dos parasitoides durante o período de avaliação. Além disso, também recebeu um disco de folha tratado comum dos tratamentos a saber: a solução inseticida nas i.: CL<sub>50</sub>, ii.: CL<sub>1</sub> e iii.: controle foi utilizado apenas água destilada com Triton X-100 à 0,01%

As folhas de couve foram submersas nas soluções por um período de 30 segundos e foram retiradas para a secagem em temperatura ambiente. Em seguida, as folhas foram transferidas para os potes plásticos e em cada pote foram liberadas 10 larvas de *P. xylostella* de segundo instar. No tratamento controle, foram utilizadas alimentadas com folhas tratadas com água e Triton X-100 à 0,01%, enquanto que para os tratamentos com inseticida foram ofertadas lavas alimentadas com folhas tratadas nas concentrações referentes a CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub> da curva dose-resposta, as larvas que se alimentaram das folhas tratadas por um período de 1 (uma) hora.

Após a alimentação das larvas nas folhas tratadas, um casal de *C. plutellae* foi liberado em cada pote, previamente acasalado e alimentado. As folhas tratadas foram mantidas nos potes por um período de 96 horas e depois foram trocadas por folhas de couve não tratadas, até o término do ciclo da *P. xylostella*.

*Teste 2 – Hospedeiro tratado via exposição tópica.* Neste teste as larvas de segundo instar de *P. xylostella* foram expostas ao inseticida via tratamento tópico antes de serem ofertadas ao parasitoide. Com auxílio de uma micropipeta de precisão, 5 µL das soluções, controle (água destilada e Triton X-100 à 0,01%), e inseticida nas CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>, foram aplicado no dorso de cada larva, da população resistente. Em seguida, cada pote recebeu um pedaço de folha de couve orgânica, 10 larvas submetidas aos respectivos tratamentos separadamente, e 1 (um) casal de *C. plutellae* com idade de 24 horas, previamente acasalados e alimentados. No interior do pote também foi ofertado um filete de mel a 70% para alimentação dos parasitoides e as folhas de couve foram trocadas a cada três dias até o termino do ciclo da *P. xylostella*.

Em ambos os testes, 1 e 2, foram conduzidas 20 repetições para cada tratamento (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>), totalizando 60 repetições, com 600 larvas de segundo instar de *P. xylostellae* 120 adultos de *C. plutellae* (60 machos e 60 fêmeas), para a população resistente da traça das brássicas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com 3 tratamentos (2 concentrações e o controle).

Para a avaliação do efeito do clorantraniliprole na geração seguinte da *C. plutellae*, quando em contato com a população resistente de *P. xylostella* via folha tratada e exposição tópica, foi utilizada a mesma metodologia, anteriormente descrita para a primeira geração. Nesse ensaio, foram utilizados 15 repetições por tratamento (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>), totalizando 45 repetições, com 450 larvas de segundo instar de *P. xylostella* e 90 adultos de *C. plutellae* (45 machos e 45 fêmeas), para cada população. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com 3 tratamentos (2 concentrações e o controle). Foi avaliada a viabilidade de larvas, viabilidade de pupas e a razão sexual dos descendentes do parasitoide em cada tratamento.

**Exposição de *Cotesia plutellae* ao Inseticida Clorantraniliprole via Residual.** Para esse ensaio, foram utilizados adultos de *C. plutellae*, não sexados, com 24 horas após a emergência, provindos

de coletas de campo. Os parasitoides foram expostos ao resíduo do inseticida nas CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub> para a população resistente de *P. xylostella* e do controle (água destilada e Triton X-100 a 0,01%). Para tal, tubos de vidro de fundo chato (25x85 mm, vol. 27 mL), foram tratados com as soluções de acordo com o respectivo tratamento. Com o auxílio de uma micropipeta automática, cada tubo recebeu a quantidade de 150 µL das soluções (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>) de maneira que o produto se espalhasse por toda a parede interna do tubo uniformemente. Em seguida, os tubos foram colocados para secar em temperatura ambiente. Após secagem, um parasitoide de *C. plutellae* foi liberado em cada tubo de vidro sem discriminação de sexo.

Os tubos foram vedados com filme de PVC perfurado com o auxílio de um alfinete entomológico para que ocorressem trocas gasosas em seu interior. A mortalidade dos parasitoides foi avaliada por um período de 1, 24, 48, 72 e 96 horas após liberação. Foram considerados mortos os parasitoides que não se moveram quando tocados com um pincel fino. Foram feitas 50 repetições para cada tratamento (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>), totalizando 150 parasitoides.

**Exposição de *Cotesia plutellae* ao Inseticida Clorraniliprole via Ingestão.** Para esse ensaio, foram utilizados adultos de *C. plutellae*, não sexados, com 24 horas após a emergência, provindos de coletas de campo.

Para tal, o inseticida foi ofertado ao parasitoide através de uma solução de mel a 70% com os tratamentos a seguir: i) controle (água destilada + Triton X-100), ii) CL<sub>1</sub> de clorraniliprole, e iii) CL<sub>50</sub> de clorraniliprole. Uma quantidade de 3µL da solução de mel a 70% (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>) foi aplicada na parede interna dos tubos de vidro de fundo chato (25 x 85, vol. 27 mL), com o auxílio de uma micropipeta automática de maneira que ficasse localizada na parte superior do tubo, evitando que os parasitoides não ficassem grudados no momento da ingestão. Em seguida, um parasitoide de *C. plutellae* foi liberado em cada tubo, o qual foi vedado com filme PVC perfurado com o auxílio de um alfinete entomológico para que ocorressem trocas gasosas em seu

interior. Para esse ensaio foi avaliada a mortalidade dos parasitoides por um período de 1, 24, 48, 72 e 96 horas. Foram considerados mortos, os parasitoides que não se moveram quando tocados com um pincel fino. Foram realizadas 50 repetições para cada tratamento (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>), totalizando 150 parasitoides.

**Exposição Tópica das Pupas de *Cotesia plutellae* ao Inseticida Clorantraniliprole.** Neste teste, as pupas de *C. plutellae* foram expostas ao inseticida via tratamento tópico. Com auxílio de uma micropipeta de precisão, 3 µL das soluções, controle (água destilada e Triton X-100), e inseticida nas CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>, foram aplicados em cada pupa de *C. plutellae*, de maneira que fosse totalmente recoberta pelo produto. Em seguida, cada pupa de *C. plutellae* foi acondicionada em tubo de vidro de fundo chato, o qual foi vedado com filme PVC perfurado com o auxílio de um alfinete entomológico para que ocorressem trocas gasosas em seu interior. Para esse ensaio foi avaliada a emergência dos parasitoides por um período de 96 horas após tratamento. Foram considerados inviáveis, os parasitoides que não emergiram das pupas nesse período.

Foram realizadas 50 repetições para cada tratamento (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>), totalizando 150 pupas de parasitoides. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com três tratamentos (controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>).

**Análises Estatísticas.** Os dados de mortalidade da curva de dose-resposta foram submetidos à análise de Probit (Finney 1971), utilizando o programa POLO – Plus (LeOra Software 2005) após correção dos dados pela mortalidade do controle. A exposição via hospedeiro por folha tratada e aplicação tópica e oferta ao parasitoide além dos testes de mortalidade dos adultos, via ingestão, residual e exposição tópica das pupas foram analisadas através do teste de Wilcoxon,  $\alpha = 0,05\%$  (PROC NPAR1WAY, SAS Institute 2001).

## Resultados e Discussão

A curva dose-resposta do clorantraniliprol para a população resistente à DBM apresentou valores de 0,067 mg / L para LC1 e 46,1 mg / L para CL50 ( $\chi^2$  d.f. = 6 = 8,00; P = 1,33) (Tabela 1). Em um estudo anterior que avaliou a suscetibilidade de populações de *P. xylostella* 1 em Chã Grande, mesma localidade onde coletamos nossa população da traça das crucíferas, Ribeiro *et al.* (2017) demonstraram que os níveis de resistência ao clorantraniliprol apresentaram valores de 77,21 mg i.a./L para CL50, o que corresponde à taxa de campo recomendada (7,5 mL i.a./100 L de água) (Agrofit, 2017). Os níveis de resistência foram observados com base na intensa pressão de seleção, sugerindo que a resistência ao clorantraniliprol foi mantida em nível de campo, justificada pelas aplicações consecutivas deste produto no campo nos últimos anos.

Como esperado, nos testes de exposição direta do parasitoide ao clorantraniliprol (residual, ingestão e aplicação tópicas) o produto não foi prejudicial. Para a exposição dos adultos de *C. plutellae* aos resíduos secos do clorantraniliprol, não houve efeito significativo sobre a sobrevivência dos parasitóides para CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub> em relação ao controle ( $\chi^2$  2 = 3,69; P = 0,15). O mesmo foi observado para a exposição de adultos de *C. plutellae* via ingestão, não observando diferença significativa ( $\chi^2$  = 1,6; P = 0,43), com sobrevivência acima de 95% em todos os tratamentos, via resíduo seco ou via ingestão. Resultados semelhantes foram obtidos por Huang *et al.* (2011), ao investigar os efeitos letais do clorantraniliprol sobre *Cotesia chilonis* (Munakata) (Hymenoptera: Braconidae), verificaram que este inseticida não apresentava toxicidade de contato (LC<sub>50</sub> > 500 mg / L), bem como baixa toxicidade oral ao parasitoide.

Além disso, para exposição tópica de pupas de *C. plutellae*, não houve diferença na sobrevivência das pupas do parasitoide ( $\chi^2$  = 0,7; P = 0,69) entre os tratamentos, com uma taxa de emergência total de 34%, 36% e 32%, para o controle, CL<sub>1</sub> e CL<sub>50</sub>, respectivamente. Isto sugere que o clorantraniliprole não afetou o desenvolvimento pupal de *C. plutellae*. Uma possível

explicação está relacionada às propriedades físico-químicas do clorantraniliprol, juntamente com a barreira física protetora do estágio pupal, fatores determinantes para a baixa toxicidade observada nesse estágio de desenvolvimento, já que seu modo de ação é principalmente por ingestão. Da mesma forma, em outro estudo, Vargas et al. (2014) verificaram que o clorantraniliprol também era inócuo para pupas de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). Em nosso teste de exposição tópica de pupa ao clorantraniliprol, a menor taxa de emergência (cerca de 34% em todos os tratamentos) pode ter sido causada por outros fatores, por exemplo, menor qualidade do hospedeiro. Utilizamos pupas parasitóides coletadas de um campo convencional de repolho chinês infestado com DBM, pois em laboratório a população de *C. plutellae* não se estabeleceu com uma razão sexual tendenciosa constante ao longo do tempo, esgotando a colônia.

Para exposição de *C. plutellae* ao clorantraniliprole via hospedeiros alimentados com folhas tratadas, não houve diferença significativa na taxa de parasitismo, na emergência do parasitóide e na razão sexual entre os tratamentos CL<sub>1</sub>, CL<sub>50</sub> e o controle, tanto na primeira quanto na segunda geração do parasitoide *C. plutellae*. A taxa de parasitismo variou de 63,5% a 67% ( $\chi^2 = 0,40$ ; P = 0,81) e de 64,7% a 72% ( $\chi^2 = 1,81$ ; P = 0,40), na primeira e segunda gerações, respectivamente. Além disso, a emergência de parasitóides variou de 71% a 72,5% ( $\chi^2 = 0,09$ ; P = 0,95) e de 68,7% a 74% ( $\chi^2 = 0,98$ ; P = 0,61) e a razão sexual variou de 17% a 20%. ( $\chi^2 = 1,7$ ; P = 0,41) e de 14% a 15% ( $\chi^2 = 2,32$ ; P = 0,31), na primeira e segunda gerações, respectivamente. Da mesma forma, para exposição de *C. plutellae* ao clorantraniliprole via hospedeiro tratado topicamente, não houve efeito significativo sobre os parâmetros avaliados na primeira e segunda geração do parasitoide. Neste teste, a taxa de parasitismo variou de 61% a 72% ( $\chi^2 = 3,56$ ; P = 0,16), e de 70,5% a 79% ( $\chi^2 = 2,30$ ; P = 0,31), na primeira e segunda gerações, respectivamente. A emergência do parasitoide variou de 68% a 80,7% ( $\chi^2 = 3,34$ ; P = 0,18) e de 60,7% a 70% ( $\chi^2 =$

3,2; P = 0,20), e a razão sexual variou de 15% a 18% ( $\chi^2 = 0,15$ ; P = 0,92) e de 11% a 14% ( $\chi^2 = 0,33$ ; P = 0,84), na primeira e segunda gerações, respectivamente.

Portanto, os resultados mostram que para as concentrações de clorantraniliprol testadas (CL<sub>50</sub> e CL<sub>1</sub>) através de uma população hospedeira resistente não houve efeitos negativos sobre *C. plutellae*, nem houve qualquer alteração na sua reprodução e razão sexual de descendentes. Uma possível explicação para esse resultado seria o modo de ação deste produto, uma vez que atua especificamente sobre insetos fitófagos (Huang *et al.* 2011), e em nossos testes utilizamos larvas DBM resistentes ao produto e não transmitiram sua toxicidade para o parasitóide. Resultados semelhantes foram relatados por Brugger *et al.* (2010) em experimentos com outros himenópteros parasitoides *Aphidius rhopalosiphi* (De Stefani Pérez) (Hymenoptera: Braconidae), *Trichogramma dendrolimi* (Matsumura) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) e *Aphelinus mali* (Haldeman) (Hymenoptera: Aphelinidae), sem efeitos negativos na taxa de parasitismo ou emergência após a exposição ao clorantraniliprol. Muitos outros estudos também mostraram que o clorantraniliprole teve baixo impacto nas espécies de parasitoides e predadores (Hussain *et al.* 2012; Roubos *et al.* 2014, Gontijo *et al.* 2015, Nawaz *et al.* 2017). Este inseticida foi classificado como um inseticida de baixo risco, considerado seletivo para espécies inimigas naturais segundo os critérios de classificação da Organização Internacional de Controle Biológico (IOBC) (<30% de efeitos), podendo ser uma ferramenta útil nos programas de MIP que integram produtos químicos e químicos controle biológico.

Finalmente, mesmo que a evolução da resistência a inseticidas em populações de inimigos naturais seja muito mais lenta em comparação com populações de pragas, é possível considerar que a população de parasitóides usada em nossos testes já apresentava certa tolerância ao produto em relação ao seu desenvolvimento e sobrevivência contato direto ou indireto com o clorantraniliprole. A população de *C. plutellae* foi coletada em grande número a partir de uma

área de cultivo convencional, onde o clorantraniliprole foi aplicado para o manejo da mariposa de diamante nos últimos dois a três anos. De fato, populações de *P. xylostella* do mesmo local mostraram resistência a esse produto (Ribeiro *et al.* 2017). Portanto, mais estudos são necessários para esclarecer se há maior tolerância na população de *C. plutellae* utilizada em nosso estudo, e abordar possíveis mecanismos de resistência envolvidos.

### **Agradecimentos**

À Fundação de Amparo a Pesquisa do Amazonas (FAPEAM) pela concessão da bolsa de mestrado. Ao laboratório de Interação Inseto-Tóxico (LIIT) e ao laboratório de Comportamento de Insetos (LCI), pelo auxílio para as análises e fornecimento de material para a pesquisa.

### **Literatura Citada**

- Agrofit. 2017.** Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. [http:// agrofit.agricultura.gov.br/](http://agrofit.agricultura.gov.br/). Acessado: 06 de Julho de 2017.
- Albuquerque Silva, B.K., M.S. de Godoy, A.G. de Lima, A.K.S. de Oliveira & P.L. Pastori. 2017.** Toxicidade de inseticidas utilizados no meloeiro sobre primeiro instado de *Chrysoperla genanigra* Freitas (Neuroptera: Chrysopidae). Rev. Caatinga 30: 662-669.
- Amarasekare, K.G., P.W. Shearer & N.J. Mills, N. 2016.** Testing the selectivity of pesticide effects on natural enemies in laboratory bioassays. Biol. Control 102: 7-16.
- Arrué, A., J.V.C. Guedes, L. Storck, A. Swarowsky, D. Cagliari, L.M. Burtet & J.A. Arnemann. 2014.** Artificial precipitation after spray of chlorantraniliprole insecticide associated with adjuvant application in soybean plants. Ciên. Rural 44: 2118-2123.
- Balaji, A.P.B., T.P. Sastry, S. Manigandan, A. Mukherjee & N. Chandrasekaran. 2017.** Environmental benignity of a pesticide in soft colloidal hydrodispersive nanometric form with improved toxic precision towards the target organisms than non-target organisms. Sci. Total Environ. 579: 190-201.



- Boopathi, T., K.S. Meena, M. Ravi & K. Thirunavukarasu. 2017.** Impact of insecticides on spiralling whitefly, *Aleurodicus dispersus* (Hemiptera: Aleyrodidae) and its natural enemy complex in cassava under open field conditions. *Crop Prot.* 94: 137-143.
- Brugger, K.E., P.G. Cole, I.C. Newman, N. Parker, B. Scholz, P. Suvagia & T.G Hammond. 2010.** Selectivity of chlorantraniliprole to parasitoid wasps. *Pest Manag. Sci.* 66: 1075-1081.
- Bueno, A.D.F., G.A. Carvalho, A.C.D. Santos, D.R Sosa-Gómez & D.M.D. Silva. 2017.** Pesticide selectivity to natural enemies: challenges and constraints for research and field recommendation. *Ciê. Rural* 47:6.
- Bueno, A.F. & Bueno, R.C.O.F. 2012.** Integrated pest management as a tool to mitigate the pesticide negative impact into the agroecosystem: the soybean example, p. 165-169. In: M. Jokanovic (eds.), *The impact of pesticides*. Cheyenne, Academic Publish, 170p.
- Costa, H.N., F.M. Cunha, G.S. Cruz, C.G. D'assunção, G.G. Rolim, M.E.G. Barros & V.W. Teixeira. 2017.** Lufenuron impact upon *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera: Curculionidae) midgut and its reflection in gametogenesis. *Pestic. Biochem. Physiol.* 137: 71-80.
- Finney, D. 1971.** Probit analysis. Cambridge, Cambridge University Press, 333p.
- Gontijo, L.M., D. Celestino, O.S. Queiroz, R.N.C Guedes & M.C. Picanço. 2015.** Impacts of azadirachtin and chlorantraniliprole on the developmental stages of pirate bug predators (Hemiptera: Anthocoridae) of the tomato pinworm *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Fla. Entomol.* 98: 59-64.
- Huang, J., S.F. Wu & G.Y. Ye. 2010.** Evaluation of lethal effects of chlorantraniliprole on *Chilo suppressalis* and its larval parasitoid, *Cotesia chilonis*. *Agric. Sci. China* 10: 1134-1138.
- Hussain, D., A. Ali, M. Mushtaq-ul-Hassan, S. Ali, M. Sallem & S. Nadeem. 2012.** Evaluation of toxicity of some new insecticides against egg parasitoid *Trichogramma chilonis* (Ishii)(Hymenoptera: Trichogrammitidae). *Pakistan J. Zool.* 44: 1123-1127.
- Kainat, M., W.A. Panhwar, S.A. Mehmood & F.C. Cengiz. 2017.** Incidence and distribution of diamondback moth (*Plutella xylostella*) from district Mansehra. *J. Entomol. Zool. Stud.* 5: 184-185.
- Leora software, 2006.** POLO-Plus 1.0. Probit and Logit Analysis. LeOra Software.

- Nauen, R. & D. Steinbach. 2016.** Resistance to diamide insecticides in lepidopteran pests, p. 219-240. In A.R. Horowitz & I. Ishaaya (eds.), *Advances in insect control and resistance management*. Cham, Springer International, 339p.
- Nawaz, M., W. Cai, Z. Jing, X. Zhou, J.I. Mabubu & H. Hua. 2017.** Toxicity and sublethal effects of chlorantraniliprole on the development and fecundity of a non-specific predator, the multicolored Asian lady beetle, *Harmonia axyridis* (Pallas). *Chemosphere* 178: 496-503.
- Ribeiro, L.M., H.A.A. Siqueira, V. Wanderley-Teixeira, H.N. Ferreira, W.M. Silva, J.E. Silva & A.A. Teixeira. 2017.** Field resistance of Brazilian *Plutella xylostella* to diamides is not metabolism-mediated. *Crop Prot.* 93: 82-88.
- Roditakis, E., D. Steinbach, G. Moritz, E. Vasakis, M. Stavrakaki, A. Ilias, A & J.E. Silva. 2017.** Ryanodine receptor point mutations confer diamide insecticide resistance in tomato leafminer, *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Insect Biochem. Mol. Biol.* 80: 11-20.
- Roubos, C.R., C. Rodriguez-Saona, R. Holdcraft, K.S. Mason & R. Isaacs. 2014.** Relative toxicity and residual activity of insecticides used in blueberry pest management: mortality of natural enemies. *J. Econ. Entomol.* 107: 277-285.
- SAS Institute. 2001.** SAS users guide, Version 8 for Windows. SAS Institute, Cary, NC.
- Shi, M., S. Dong, M.T. Li, Y.Y. Yang, D. Stanley & X.X. Chen. 2015.** The endoparasitoid, *Cotesia vestalis*, regulates host physiology by reprogramming the neuropeptide transcriptional network. *Sci. Report* 10: e1038.
- Shi, Z.H., Q.B. Li & X. Li. 2004.** Interspecific competition between *Diadegma semiclausum* (Hellen) (Hym., Ichneumonidae) and *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hym., Braconidae) in parasitizing *Plutella xylostella* (L.) (Lep., Plutellidae). *J. Appl. Entomol. Zool.* 128: 437-444.
- Silva-Torres, C.S., I.V. Pontes, J.B. Torres & R. Barros. 2010.** New records of natural enemies of *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) in Pernambuco, Brazil. *Neotrop. Entomol.* 39: 835-838.
- Talekar, N.S., J.C. Liu & P.C. Ong. 1990.** Use of parasitoids to control the diamondback moth, *Plutella xylostella*. The use of natural enemies to control agricultural pests: proceedings. In H.M Thang & O. Mochida (eds.) *International Seminar The Use of Parasitoids and Predators to Control Agricultural Pests*, Taipei, 113p.

- Vargas, C.R., G.A. Dionei, S.P.R. Baier, Í.L. Moraes & C.J. Gauer. 2014.** Seletividade de agrotóxicos utilizados em pessegueiro sobre ovos e pupas do predador *Chrysoperla externa*. Ciên. Rural, 44: 1921-1928.
- Yang, G., Y.N. Zhang, G.M. Gurr, L. Vasseur & M.S. You. 2016.** Electroantennogram and behavioral responses of *Cotesia plutellae* to plant volatiles. Insect Sci. 23: 245-252.
- Yotavong, P., B. Boonsoong, W. Pluempanupat, O. Koul & V. Bullangpoti. 2015.** Effects of the botanical insecticide thymol on biology of a braconid, *Cotesia plutellae* (Kurdjumov), parasitizing the diamondback moth, *Plutella xylostella* L. Int. J. Pest Manag. 61: 171-178.
- Younas, A., W. Wakil, Z. Khan, M. Shaaban & S.M. Prager. 2017.** The efficacy of *Beauveria bassiana*, jasmonic acid and chlorantraniliprole on larval populations of *Helicoverpa armigera* in chickpea crop ecosystems. Pest Manag. Sci. 73: 418-424.
- Zhao, W., M. Shi, X.Q. Ye, F. Li, X.W. Wang & X.X. Chen. 2017.** Comparative transcriptome analysis of venom glands from *Cotesia vestalis* and *Diadromus collaris*, two endoparasitoids of the host *Plutella xylostella*. Sci. Report 7: e1298.

Tabela 1. Toxicidade relativa de clorantraniliprole a larvas de *Plutella xylostella* coletadas em campo e população após cinco gerações selecionadas em laboratório. Temperatura:  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ ;

População	n <sup>o</sup> (1)	GL <sup>(2)</sup>	Inclinação $\pm$ EP	CL <sub>1</sub> (LC95%) <sup>(4)</sup>	CL <sub>50</sub> (LC95%) <sup>(4)</sup>	$\chi^2$ <sup>(5)</sup>
Chã Grande (campo)	240	6	1,23 $\pm$ 0,2	0,8 (0,03 – 4)	66,2 (27 – 115,9)	1,7
Chã Grande (selecionada)	537	6	0,81 $\pm$ 0,1	0,067 (0,0 – 1)	46,1 (12,3 – 104,5)	8,0

U.R.:  $65 \pm 5\%$  e fotofase de 12 h.

<sup>1</sup>Número total de insetos utilizados.

<sup>2</sup>Grau de liberdade.

<sup>3</sup>Erro padrão.

<sup>4</sup>Miligramas de ingrediente ativo por litro de água.

<sup>5</sup>Qui-quadrado.

## **CAPÍTULO 3**

### **CONSIDERAÇÕES FINAIS**

A partir dos resultados encontrados em nossos estudos, podemos sugerir que o inseticida seletivo clorantraniliprole, pode ser utilizado em conjunto com o parasitoide *C. plutellae* no MIP de brássicas, enfatizando a idéia da interação do controle químico com o controle biológico. A utilização de inseticidas seletivos no controle de insetos pragas, além de preservar os organismos não alvos e inimigos naturais, também ocasionará uma redução da pressão de seleção no agroecossistema, pois, com o controle biológico efetivo, cada vez menos aplicações de pesticidas serão necessárias.