LAYANE FERREIRA BORGES

MORTALIDADE DE *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) PELO TRATAMENTO DE SEMENTES, HÍBRIDOS DE MILHO E PREDAÇÃO POR *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae)

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa - campus Rio Paranaíba, como parte das exigências do Programa de Pós- Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, para obtenção do título de *Magister Scientiae.*

Orientador: Flávio Lemes Fernandes

Coorientadores: Márcio Santos Soares
Maria Elisa de Sena Fernandes

RIO PARANAÍBA - MINAS GERAIS

2020

Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca da Universidade Federal de Viçosa - Câmpus Rio Paranaíba

T
B732m
2020

Borges, Layane Ferreira, 1994-
Mortalidade de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: *Noctuidae*) pelo tratamento de sementes, híbridos de milho e predação por *Chrysoperla externa* (Neuroptera: *Chrysopidae*) / Layane Ferreira Borges. – Rio Paranaíba, MG, 2020.
45 f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Orientador: Flávio Lemes Fernandes.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.
Inclui bibliografia.

1. Clorantraniliprole. 2. *Bt*. 3. Controle biológico. 4. Crisopídeos. 5. Inimigo natural. I. Universidade Federal de Viçosa. Instituto de Ciências Agrárias. Mestrado em Agronomia (Produção Vegetal). II. Título.

633.15

LAYANE FERREIRA BORGES

MORTALIDADE DE *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) PELO TRATAMENTO DE SEMENTES, HÍBRIDOS DE MILHO E PREDAÇÃO POR *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae)

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa – campus Rio Paranaíba, como parte das exigências do Programa de Pós- Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, para obtenção do título de *Magister Scientiae.*

APROVADA: 18 de fevereiro de 2020.

Assentimento:

Layane Ferreira Borges

Layane Ferreira Borges
Autora

Flávio Lemes Fernandes
Orientador

A Deus e à minha família,

Dedico.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, por ter sido meu guia, por me proteger e me abençoar em todos os momentos.

Aos meus pais e familiares, pelo amor, incentivo e apoio incondicional. Especialmente à minha mãe, Cacilda, pelas inúmeras vezes que me acompanhou ao laboratório CRP129 para me auxiliar com a criação de *Spodoptera frugiperda* enquanto avaliava os experimentos.

À Universidade Federal de Viçosa, *Campus* Rio Paranaíba, seu corpo docente, direção, administração e, em especial, à Secretaria de Pós-graduação por contribuir e proporcionar a realização de um sonho.

Aos professores do mestrado, que se empenharam ao máximo para transmitir seus conhecimentos, agregando em meu crescimento acadêmico e profissional.

Ao professor Flávio Lemes Fernandes pela orientação, apoio, confiança, conhecimento transmitido, paciência e conselhos.

Ao professor Márcio Santos Soares por ter gastado muitas horas de seu tempo ensinando e acompanhando no laboratório no CRP. Aos técnicos de laboratório do CRP, especialmente o Jader, pela ajuda e acompanhamento nas atividades ligadas à química.

Aos professores Maria Elisa e Éder pela participação na banca de defesa e por contribuírem para a melhoria do trabalho.

Aos membros e ex-membros dos GPMIP (especialmente à Eduarda por ser minha companhia diária ao CRP nos primeiros períodos do mestrado, mesmo nossos testes tendo dado errado; Brenda, Guilherme, Jean, Juno, Rafael, entre outros) pela amizade, ajuda e incentivo. Aos amigos que a pós graduação me proporcionou, obrigada pelos bons momentos compartilhados.

Aos amigos, por sempre se fazerem presentes, mesmo na distância, sei que posso contar com vocês nos meus momentos de alegrias, decepções, choros e conquistas. São vários momentos felizes e tristes, em que vocês mostraram o porquê do verdadeiro laço de amizade. Sei que torcem por mim, assim como torço muito pelo sucesso de vocês. A vida não teria sentido se não tivéssemos com quem compartilhar os nossos mais variados momentos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela concessão das bolsas de estudo e pelo apoio financeiro.

À todos, que direta ou indiretamente fizeram ser possível a conclusão de mais essa etapa, o meu muito obrigada!

BIOGRAFIA

Layane Ferreira Borges, filha de Marcelo Borges e Cacilda Maria Ferreira Borges, nasceu em Rio Paranaíba-MG no dia 04 de outubro de 1994. Em 2012 iniciou o curso de Agronomia pela Universidade Federal de Viçosa – Campus Rio Paranaíba. Nesta, foi bolsista de iniciação científica nas áreas de Entomologia e Horticultura. Foi membro dos grupos de pesquisa GPMIP – Grupo de pesquisa em Manejo Integrado de Pragas e GPH – Grupo de pesquisa em Horticultura. Em março de 2017 graduou-se Engenheira Agrônoma nesta instituição. Em março de 2018 iniciou o curso de Mestrado em Agronomia (Produção Vegetal) na área de Manejo Integrado de Pragas, na mesma instituição, sob orientação do Professor Flávio Lemes Fernandes, fazendo parte do GPMIP. Submeteu-se à defesa da dissertação em 18 fevereiro de 2020.

SUMÁRIO

RESUMO vi
ABSTRACT vii
Revisão Bibliográfica 1
Referências 7
1. Introdução 15
2. Material e Métodos 17
2.1. Obtenção dos insetos 17
2.2. Bioensaios 19
2.2.1. Suscetibilidade de *S. frugiperda* pelo tratamento de sementes e híbridos de milho 19
2.2.2. Predação de *S. frugiperda* por *C. externa* 21
2.3. Análise estatística 23
3. Resultados 23
3.1. Suscetibilidade de *S. frugiperda* pelo Tratamento de Sementes e Híbridos de milho 23
3.2. Predação de *S. frugiperda* por *C. externa* 25
4. Discussão 27
Conclusões 31
Referências 31

RESUMO

BORGES, Layane Ferreira, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, *Campus* Rio Paranaíba, fevereiro de 2020. **Mortalidade de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) pelo tratamento de sementes, híbridos de milho e predação por *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae).** Orientador: Flávio Lemes Fernandes. Coorientadores: Márcio Santos Soares e Maria Elisa de Sena Fernandes.

Spodoptera frugiperda, é considerada a principal praga do milho, além de ocasionar danos em várias culturas. Essa praga pode ser controlada por plantas transgênicas, controle químico, controle biológico, dentre outros. Os Chrysopidae (Neuroptera) são importantes agentes do controle biológico, suas larvas são vorazes e com alto potencial reprodutivo. Assim, o presente estudo teve como objetivo avaliar a mortalidade de *Spodoptera frugiperda* por tratamento de sementes (TS), híbridos de milho e avaliar o potencial de predação dessa praga por *Chrysoperla externa*. O estudo foi conduzido no Laboratório de Pesquisas em Manejo Integrado de Pragas, da Universidade Federal de Viçosa, *Campus* Rio Paranaíba. Três bioensaios foram realizados: suscetibilidade de lagartas de *S. frugiperda* neonatas pelo tratamento de sementes e híbridos de milho; suscetibilidade de lagartas de *S. frugiperda* de 4°/5° ínstar pelo tratamento de sementes e híbridos de milho, predação de ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae), ovos e lagartas de *S. frugiperda* por *C. externa*. Os dados foram submetidos à ANOVA e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($p<0,05$). As curvas de sobrevivência foram estimadas pelo método de Kaplan-Meier. Os resultados mostraram que o número de lagartas mortas pelo TS e híbridos de milho reduziu com o decorrer dos dias após a emergência, devido à redução da concentração de clorantraniliprole e das proteínas *Bt*. Larvas de *C. externa* consumiram maiores quantidades de ovos e lagartas de *S. frugiperda* do que ovos de *A. kuehniella*. A alimentação com ovos de *S. frugiperda* proporcionaram maior sobrevivência e menor período larval para *C. externa*.

Palavras-chave: Clorantraniliprole, *Bt*, controle biológico, crisopídeos, inimigo natural

ABSTRACT

BORGES, Layane Ferreira, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, *Campus* Rio Paranaíba, fevereiro de 2020. **Mortality of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) by seed treatment, maize hybrids and predations by *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae).** Advisor: Flávio Lemes Fernandes. Co-advisors: Márcio Santos Soares e Maria Elisa de Sena Fernandes.

Spodoptera frugiperda, is considered the main pest of maize, in addition to causing damage in several crops. This pest can be controlled by transgenic plants, chemical control, biological control, among others. Chrysopidae (Neuroptera) are important agents of biological control, their larvae are voracious and with high reproductive potential. So, the present study aimed to evaluate the mortality of *Spodoptera frugiperda* by treatment of seeds (TS), corn hybrids and to evaluate the potential of predation of this pest by *Chrysoperla externa*. The study was conducted at the Laboratório de Pesquisas em Manejo Integrado de Pragas, of Universidade Federal de Viçosa, *Campus* Rio Paranaíba. Three bioassays were performed: susceptibility of *S. frugiperda* neonate larvae to the treatment of seeds and maize hybrids; susceptibility of 4º/5º instar larvae of *S. frugiperda* by the treatment of seeds and maize hybrids, predation of eggs of *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae), eggs and larvae of *S. frugiperda* by *C. externa*. The data were submitted to ANOVA and the means were compared using the Tukey test ($p < 0.05$). Survival curves were estimated using the Kaplan-Meier method. The results showed that the number of larvae killed by TS and maize hybrids decreased with the passing of the days after emergence, due to the reduction of the concentration of chlorantraniliprole and *Bt* proteins. Larvae of *C. externa* consumed higher amounts of eggs and larvae of *S. frugiperda* than eggs of *A. kuehniella*. Feeding with *S. frugiperda* eggs provided longer survival and shorter larval period for *C. externa*.

Keywords: Chlorantraniliprole, *Bt*, biological control, chrysopids, natural enemy

Revisão Bibliográfica

A lagarta-do-cartucho-do-milho, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae), tem origem no hemisfério ocidental na região tropical-subtropical, e é considerada a praga mais importante do milho nas Américas (Luginbill, 1928; Montezano et al., 2018; Wiseman et al., 1966). Esta praga é polífaga, alimentando-se de várias culturas de importância agrícola como milho, sorgo, soja, arroz, algodão e outras plantas hospedeiras de 353 espécies de plantas, pertencentes a 76 famílias (Capinera, 2001; CABI, 2019; Montezano et al., 2018).

As fêmeas dessa praga são mariposas que depositam massas de ovos nas folhas em todos os estádios fenológicos do milho. Desses ovos, após 3-5 dias, emergem pequenas lagartas (neonatas), que raspam o tecido foliar, com posterior perfuração das folhas. Os danos proporcionados por *S. frugiperda* podem ser afetados pelo biótipo da praga, estádio fenológico da cultura, cultivar e potencial de dispersão no cultivo e entre cultivos (CABI, 2019). Essas lagartas podem infestar o milho nas fases iniciais consumindo folhas e quando crescem, danificam a região do cartucho (gema apical) (Assefa e Ayalew, 2019; Goergen et al., 2016). Quando as plantas estão em estádios fenológicos mais avançados, as lagartas se alimentam do pendão e da espiga, perfurando os grãos, podendo levar à infecções fúngicas e a perda de qualidade dos grãos (CABI, 2019). Estudos em mostrado os danos desta praga, como de Chimweta et al. (2019) que constataram redução na produtividade do milho em até 58%. Blanco et al. (2016) observaram que a produtividade poderia reduzir em 100% caso não fosse realizado o controle dessa praga.

Spodoptera frugiperda apresenta baixa dispersão entre plantas (Pannuti et al. 2016), porém, quando está presente em plantas *Bt* apresenta maior deslocamento dentro

da lavoura (Malaquias et al., 2017). Apesar da baixa dispersão, essa praga também está presente no continente Africano e na Índia (Goergen et al., 2016; Jones et al., 2019; Otim et al., 2018; Sisodiya et al., 2018). A propagação dessa praga para esses países deve ter ocorrido por meio de transporte das mercadorias comercializadas na América, pois essa praga não atravessaria o Oceano Atlântico ou o Índico apenas com voo auxiliado pelo vento (Cock et al., 2017). Sendo assim, é necessário efetuar o controle desta praga. Os principais métodos de controle são o cultural, resistência de plantas, químico e biológico (FAO, 2019).

O controle cultural da lagarta-do-cartucho-do-milho pode ser realizado evitando-se o plantio tardio e evitando o plantio escalonado (Assefa e Ayalew, 2019; Tippannavar et al., 2019). Além disso, realizar o consórcio e rotacionar a cultura do milho com culturas não hospedeiras pode contribuir para a redução da densidade populacional dessa praga (Assefa e Ayalew, 2019; Tippannavar et al., 2019).

O milho geneticamente modificado teve origem com a introdução genes de *Bacillus thuringiensis* (*Bt*), com o objetivo de melhorar o manejo de pragas nas plantas, concedendo resistência à algumas espécies de lepidópteros para essas plantas (Armstrong et al., 1995). *Bt* produz proteínas cristais que são dissolvidas no suco gástrico no lúmen do intestino, e pela ação das proteases intestinais do inseto, são transformadas em partículas tóxicas que ao entrar em contato com as células epiteliais do inseto causará sua morte (Schnepf et al., 1998).

Estudos mostram o desenvolvimento de resistência das pragas à plantas *Bt*. Vassalo et al. (2019) confirmaram que a resistência ao Cry1F se desenvolveu e está distribuída nas populações de *S. frugiperda* na Argentina. Omoto et al. (2016) verificaram a resistência de *S. frugiperda* em milho Cry1Ab no Brasil. A resistência de

S. frugiperda em milho Cry1F foi relatada por Storer et al. (2010) em Porto Rico e por Farias et al. (2014) no Brasil. Para tentar evitar o aparecimento de resistência dessa praga ao milho *Bt*, é recomendado realizar plantio de áreas de refúgio, rotação de culturas, rotação de proteínas *Bt*, utilização de cultivares que expressem mais de uma proteína e utilização de outros métodos, associados às plantas *Bt*, como o controle químico e biológico (Blanco et al., 2016; Symondson et al., 2002).

O controle químico é o mais utilizado, entretanto, com o elevado custo dos inseticidas, seus efeitos negativos e o surgimento de populações resistentes a vários ingredientes ativos, a utilização de plantas *Bt* e o controle biológico vem se tornando mais viáveis (Georgen et al., 2016). O tratamento de sementes (TS) é uma estratégia que vem sendo utilizada no manejo de diversas pragas. Essa estratégia visa oferecer às plantas condições de defesa na fase inicial, menor número de falhas, maior uniformidade das plantas, menor impacto ambiental, permite a manutenção da população de inimigos naturais em níveis adequados, além de possibilitar a redução do número de aplicações foliares (Triboni et al., 2019). Os principais inseticidas utilizados em TS são os grupos de diamidas, neonicotinoides e fenilpirazóis (Trash et al., 2013).

As diamidas possuem baixa toxicidade aos mamíferos e ao ambiente, além de possuírem alta eficácia no controle de insetos pragas em diversas culturas, principalmente lagartas (Cordova et al., 2007; Lahm et al., 2009). Elas agem por contato e ingestão, se ligando aos receptores de rianodina dos insetos nas células musculares, fazendo com que ocorra uma saída excessiva de cálcio do interior das células, devido a abertura do canal. As lagartas expostas às diamidas exibem rápida cessação da alimentação, letargia, paralisia muscular e regurgitação. A mortalidade ocorre após 1 a 3 dias aproximadamente (Cordova et al., 2006; Cordova et al., 2007).

As diamidas possuem capacidade de translocação, possibilitando um maior aporte de inseticidas às folhas apicais a partir da calda interceptada por outras partes da planta, e contribuem para um melhor controle de lagartas a partir de setenta e duas horas após a aplicação (Cameron et al., 2015). Nesse grupo químico, encontra-se o ingrediente ativo clorantraniliprole, que é pouco tóxico, seletivo e sistêmico (Cordova et al., 2006). O clorantraniliprole tem atividade de controle contra uma ampla variedade de lepidópteros e outros insetos mastigadores, não sendo necessário a realização de várias aplicações, mostrando que as diamidas apresentam eficácia a longo prazo, aumentando a flexibilidade do tempo de pulverização pelos produtores (Schmidit-Jeffris et al., 2017; Selby et al., 2013).

Entretanto, a lagarta-do-cartucho-do-milho já desenvolveu resistência a alguns inseticidas. Young e McMillian, em 1979, foram os primeiros autores a observarem a resistência dessa praga ao ingrediente ativo Carbaril em uma população coletada no estado da Georgia, nos Estados Unidos. Nesse trabalho, eles observaram que as lagartas foram capazes de identificar as superfícies foliares que foram tratadas com carbaril e evitavam se alimentar delas, resultando em baixas mortalidades quando comparadas com lagartas suscetíveis. Por meio dessas observações, os autores concluíram que esse comportamento estava envolvido com a resistência. Wood et al. (1981) coletaram lagartas de *S. frugiperda* em plantas hospedeiras previamente tratadas com inseticidas e observaram a resistência dessas lagartas aos inseticidas carbaril, metil paration, permetrina e triclorfon, quando comparadas com uma população criada em laboratório, que foi considerada suscetível. Atualmente, *S. frugiperda* já apresenta resistência a aproximadamente 41 ingredientes ativos (Arthropod Pesticide Resistence Database, 2020).

Para evitar ou retardar evolução da resistência a novos inseticidas, diminuir a poluição ambiental ocasionada pelos agroquímicos e reduzir os custos, outros métodos devem ser utilizados, como o uso de controle biológico. O controle biológico consiste no controle populacional de pragas, até níveis aceitáveis, por inimigos naturais, que constituem os agentes de mortalidade biótica (Kenis et al., 2019). O uso de inimigos naturais permite reduzir a quantidade de agrotóxicos, contribuindo para a sustentabilidade ambiental e a redução de resíduos de agrotóxicos em alimentos (Sharma et al., 2013).

O controle biológico clássico consiste na transferência de inimigos naturais de seus ecossistemas nativos para novos ecossistemas, visando o controle de pragas exóticas. Essa forma de controle biológico é apropriada para insetos que se dispersam ou são introduzidos em áreas fora de sua distribuição natural e se tornam pragas devido à ausência de inimigos naturais. O controle biológico natural é caracterizado pela população de inimigos naturais presentes normalmente no campo. O controle biológico aplicado é necessária a produção massal em laboratório de inimigos naturais, visando reduzir a população da praga abaixo do nível de dano econômico (Hajek, 2004; Kenis et al., 2019).

Os inimigos naturais podem ser classificados como parasitoides, predadores, fungos e bactérias. Os parasitoides matam o hospedeiro e precisam de apenas um indivíduo para completar seu desenvolvimento, o adulto tem vida livre. Já os predadores são organismos de vida livre, que matam suas presas imediatamente quando entram em contato e necessitam de mais de um indivíduo para completar seu desenvolvimento (Hajek, 2004). Dentre os predadores, os insetos da ordem Neuroptera, família

Chrysopidae, possuem grande diversidade de espécies distribuídas em todo o mundo, exceto na Antártida (Albuquerque et al., 2001; Monserrat, 2016).

Os insetos do gênero *Chrysoperla* ocorrem em diversos tipos de habitats, como florestas, pastagens, plantas ornamentais e culturas agrícolas. As larvas são predadoras vorazes, possuem resistência a inseticidas, alto potencial reprodutivo, alimentam-se de vários artrópodes de importância econômica, como cochonilhas, pulgões, moscas brancas, tripes, ovos, pequenas larvas de lepidópteros, ácaros e se adaptam a diferentes agroecossistemas (Albuquerque et al., 2001; Herrera et al., 2019). Esses predadores são holometabólicos, ou seja, possuem metamorfose completa. Os ovos são esféricos e colocados na extremidade de um pedicelo, com coloração amarelada quando ovipositados, porém escurece à medida que o embrião se desenvolve. A larva é campodeiforme, com cabeça prognata, fortemente quitinizada. Após três ínstares, a larva tece um casulo, no qual se torna pupa e, após alguns dias, adulto. Os adultos se alimentam de pólen, néctar e substâncias açucaradas (Monserrat, 2016).

C*hrysoperla externa* é a espécie de maior ocorrência em culturas (Souza e Carvalho, 2002). Essa espécie é nativa da América Latina e apresenta grande potencial como agente de controle biológico em cultivos, especialmente na América Central e do Sul (Albuquerque et al., 1994). Symondson et al. (2002) mencionaram que os predadores generalistas podem reduzir a população de pragas em até 75%, quando liberados no campo. Estudos mostram que *C. externa* pode controlar a população de algumas pragas, como *Myzys persicae* Sulzer (Hemiptera: Aphididae) em pimentão (Barbosa et al., 2008), *Sitobion avenae* Fabricius (Hemiptera: Aphididae), *Rhopalosiphum padi* Linnaeus (Hemiptera: Aphididae), *Dichelops melacanthus* Dallas (Heteroptera: Pentatomidae) no tomateiro (Pitwak et al., 2016), *Frankliniella*

occidentalis Pergande (Thysanoptera: Thripidae) (Espino et al., 2017), *Helicoverpa armigera* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) (Dias et al., 2019), *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Aphalaridae) em eucalipto (Cuello et al., 2019), entre outras pragas de diversas culturas (Albuquerque et al., 2001).

Referências

Albuquerque, G.S.; Tauber, C.A.; Tauber, M.J. 1994. *Chrysoperla externa* (Neuroptera: *Chrysopidae*): Life history and potential for biological control in Central and South America. Biological Control 4:8-13.

Albuquerque, G.S.; Tauber, C.A.; Tauber, M.J. 2001. *Chrysoperla externa* and *Ceraechrysa* spp.: potential for biological control in the New World tropics and subtropics. p.408-423. In: McEwen, P.; New, T.R.; Whittington, A.E., eds. Lacewings in the crop environment. Cambridge University Press, Cambridge, UK (in English).

Armstrong, C.L.; Parker, G.B.; Pershing, J.C.; Brown, S.M.; Sanders, P.R.; Duncan, D.R.; Stone, T.; Dean, D.A.; DeBoer, D.L.; Hart, J.; Howe, A.R.; Morrish, F.M.; Pajeau, M.E.; Petersen, W.L.; Reich, B.J.; Rodriguez, R.; Santino, C.G.; Sato, S.J.; Schuler, W.; Sims, S.R.; Stehling, S.; Tarochione, L.J.; Fromm, M.E. 1995. Field evaluation of European corn borer control in progeny of 173 transgenic corn events expressing an insecticidal protein from *Bacillus thuringiensis*. Crop Science 35:550-557.

Arthropod Pesticide Resistence Database. Disponível em: https://www.pesticideresistance.org/display.php?page=species&arId=200. [Acesso em: 03 mar. 2020].

Assefa, F.; Ayalew, D. 2019. Status and control measures of fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) infestations in maize fields in Ethiopia: A review. Cogent Food & Agriculture, 5: 1641902.

Barbosa, L.R.; Carvalho, C.F.; Souza, B.; Auad, A.M. 2008. Efficiency of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in the *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) (Hemiptera: Aphididae) population reduction in sweet pepper (*Capsicum annum* L.). Ciência e Agrotecnologia, 32: 1113-1119.

Blanco, C.A.; Chiaravalle, W.; Dalla-Rizza, M.; Farias, J.R.; García-Degano, M.F.; Gastaminza, G.; Mota-Sánchez, D.; Murúa, M.G.; Omoto, C.; Pieralisi, B.K.; Rodríguez, J.; Rodríguez-Maciel, J.C.; Téran-Santofimio, H.; Terán-Vargas, A.P.; Valencia, S.J.; Willink, E. 2016. Current situation of pests targeted by Bt crops in Latin America. Current Opinion in Insect Science, 15: 131-138.

CABI – Invasive Species Compendium. Disponível em: https://www.cabi.org/isc/datasheet/29810 [Acesso em: 23 out. 2019].

Cameron, R.A.; Williams, C.J.; Portillo, H.E.; Marçon, P.C.; Teixeira, L.A. 2015. Systemic application of chlorantraniliprole to cabbage transplants for control of foliar- feeding lepidopteran pests. Crop Protection, 67: 13-19.

Capinera, J.L. 2001. Order Lepidoptera – Caterpillars, Moths and Butterflies. p. 353-507. In: Capinera, JL. Handbook of Vegetable Pests. Academic Press, San Diego, USA (in English).

Chimweta, M.; Nyakudya, I.W.; Jimu, L.; Mashingaidze, A.B. 2019. Fall armyworm [*Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith)] damage in maize: management options for flood-recession cropping smallholder farmers. International Journal of Pest Management, DOI: 10.1080/09670874.2019.1577514.

Cock, M.J.W.; Beseh, P.K.; Buddie, A.G.; Cafá, F.; Crozier, J. 2017. Molecular methods to detect *Spodoptera frugiperda* in Ghana, and implications for monitoring the spread of invasive species in developing coutries. Scientific Reports 7:4103.

Cordova, D.; Benner, E.A.; Sacher, M.D.; Rauh, J.J.; Sopa, J.S.; Lahm, G.P.; Selby, T.P.; Stevenson, T.M.; Flexner, L.; Gutteridge, S.; Rhoades, D.F.; Wu, L.; Smith, R.M.; Tao, Y. 2006. Anthranilic diamides: A new class of insecticides with a novel mode of action, ryanodine receptor activation. Pesticide Biochemistry and Physiology 84: 196-214.

Cordova, D.; Benner, E.A.; Sacher, M.D.; Rauh, J.J.; Sopa, J.S.; Lahm, G.P.; Selby, T.P.; Stevenson, T.M.; Flexner, L.; Gutteridge, S.; Rhoades, D.F.; Wu, L.; Smith, R.M.; Tao, Y. 2007. Elucidation of the mode of action of Rynaxypyr, a selective ryanodine receptor activator. p. 121-125. In: Ohkawa, H., Miyagawa, H., Lee, P.W., eds. Pesticide Chemistry: Crop Protection, Public Health and Environmental Safety. Wiley, New Jersey, USA (in English).

Cuello, E.M.; Andorno, A.V.; Hernández, C.M.; López, S.N. 2019. Prey consumption and development of the indigenous lacewing *Chrysoperla externa* feeding on two exotic *Eucalyptus* pests. Biocontrol Science and Technology 29: 1159-1171.

Dias, P.M.; Loureiro, E.S.; Pessoa, L.G.A.; Oliveira Neto, F.M.; Tosta, R.A.S.; Teodoro, P.E. 2019. Interactions between fungal-infected *Helicoverpa armigera* and the predator *Chrysoperla externa*. Insects 10: 309.

Espino, H.L.; Mendoza, A.C.; Espino, J.C.L.; Gómez, V.R.C. 2017. Comportamiento de búsqueda y capacidad depredadora de *Chrysoperla externa* sobre *Frankliniella occidentalis*. Southwestern Entomologist 42: 463-476.

Farias, J.R.; Andow, D.A.; Horikoshi, R.J.; Sorgatto, R.J.; Fresia, P.; Dos Santos, A.C.; Omoto, C. 2014. Field-evolved resistance to Cry1F maize by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. Crop Protection 64: 150-158.

FAO Fall Armyworm. Disponível em: http://www.fao.org/fall-armyworm/en/. [Acesso em: 25 out. 2019].

Goergen, G.; Kumar, P.L.; Sankung, S.B.; Togola, A.; Tamò, M. 2016. First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J E Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), a new alien invasive pest in West and Central Africa. PLOS ONE 11:e0165632.

Hajek, A. 2004. Natural Enemies An introduction to biological control. Disponível em: https://www.cambridge.org/core/books/natural-enemies/why-use-natural-enemies/098D4B3605168C6B9951DCC555A7EF8C. [Acesso em: 10 nov. 2019].

Herrera, R.A.; Campos, M.; González-Salvadó, M.; Ruano, F. Abundance and population decline factors of chrysopid juveniles in olive groves and adjacente trees. Insects, 10: 134, 2019.

Jones, C.M.; Parry, H.; Tay, W.T.; Reynolds, D.R.; Chapman, J.W. 2019. Movement Ecology of Pest *Helicoverpa*: Implications for Ongoing Spread. Annual Review of Entomology 64: 277-295.

Kenis, M.; Hurley, B.P.; Colombari, F.; Lawson, S.; Sun, J.; Wilcken, C.; Weeks, R. Sathyapala, S. 2019. Guide to the classical biological control of insect pests in planted and natural forests. FAO Forestry Paper No. 182.

Lahm, G.P.; Cordova, D., Barry, J.D. 2009. New and selective ryanodine receptor activators for insect control. Bioorganic & Medicinal Chemistry 17: 4127- 4133.

Luginbill, P. 1928. The fall armyworm. USDA Techinical Bulletin No. 34. 92 p.

Malaquias, J.B.; Godoy, W.A.C.; Garcia, A.G.; Ramalho, F.S.; Omoto, C. 2017. Larval dispersal of *Spodoptera frugiperda* strains on *Bt* cotton: a model for understanding resistance evolution and consequences for its management. Scientific Reports 7:16190.

Monserrat, V.J. 2016. Los crisópidos de la Península Ibérica y Baleares (Insecta, Neuropterida, Neuroptera: Chrysopidae). Graellsia, 72: e037.

Montezano, D.G.; Specht, A.; Sosa-Gómez, D.R.; Roque-Specht, V.F.; Sousa-Silva, J.C.; Paula-Moraes, S.V.; Peterson, J.A.; Hunt, T.E. 2018. Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. African Entomology 26: 286-300.

Omoto, C.; Bernardi, O.; Salmeron, E.; Sorgatto, R.J.; Dourado, P.M.; Crivellari, A.; Carvalho, R.A.; Willse, A.; Martinelli, S.; Head, G.P. 2016. Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. Pest Management Science 72: 1727-1736.

Otim, M.H.; Tay, W.T.; Walsh, T.K.; Kanyesigye, D.; Adumo, S.;Abongosi, J.; Ochen, S.; Sserumaga, J.; Alibu, S.; Abalo, G.; Asea, G.; Agona, A. 2018. Detection of sister-species in invasive populations of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) from Uganda. PLOS ONE 13:e0194571.

Pannuti, L.E.R.; Paula-Moraes, S.V.; Hunt, T.E.; Baldin, E.L.L.; Dana, L., Malaquias, J.V. 2016. Plant-to-plant movement of *Striacosta albicosta* (Lepidoptera: Noctuidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Maize (*Zea mays*). Journal of Economic Entomology 109: 1125-1131.

Pitwak, J.; Menezes Junior, A.O.; Ventura, M.U. 2016. Development and reproductive performance of *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae) using preys from wheat crop. Revista Colombiana de Entomologia 42: 118-123.

Schmidt-Jeffris, R.A., Nault, B.A. 2017. Residual activity of diamide insecticides for *Ostrinia nubialis* control in processing snap bean. Crop Protection 98: 116-123.

Schnepf, E.; Crickmore, N.; Van Rie, J.; Lereclus, D.; Baum, J.; Feitelson, J.; Zeigler, D.R.; Dean, D.H. 1998. *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins. Microbiology and Molecular Biology Revews 62: 775-806.

Selby, T.P.; Lahm, G.P.; Stevenson, T.M.; Hughes, K.A.; Cordova, D.; Annan, I.B.; Barry, J.D.; Benner, E.A.; Currie, M.J.; Pahutski T.F. 2013. Discovery of cyantraniliprole, a potent and selective anthranilic diamide ryanodine receptor activator with cross-spectrum insecticidal activity. Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters 23:6341-6345.

Sharma, A.; Diwevidi, V.D.; Singh, S.; Pawar, K.K.; Jerman, M.; Singh, L.B.; Singh, S.; Srivastawa, D. 2013. Biological control and its important in agriculture. International Journal of Biotechnology and Bioengineering Research 4: 175-180.

Sisodiya, D.B.; Raghunandan, B.L.; Bhatt, N.A.; Verma, H.S.; Shewale, C.P.; Timbadiya, B.G.; Borad, P.K. 2018. The fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae); first report of new invasive pest in maize fields of Gujarat, India. Journal of Entomology and Zoology Studies 6: 2089-2091.

Souza, B.; Carvalho, C.F. 2002. Population dynamics and seasonal occurrence of adults of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in a citrus orchard in southern Brazil. Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae 48: 301-310.

Storer, N.; Babcock, J.M.; Schlenz, M.; Meade, T.; Thompson, G.D.; Bing, J.W.; Huckaba, R.M. 2010. Discovery and characterization on field Resistance to Bt maize: *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Porto Rico. Journal of Economic Entomology 103: 1031-1038.

Symondson, W.O.C.; Sunderland, K.D.; Greenstone, M.H. 2002. Can generalist predators be effective biocontrol agents? Annual Review of Entomology 47: 561-594.

Tippannavar, P.S.; Talekar, S.C.; Mallapur, C.P.; Kachapur, R.M.; Salakinkop, S.R.; Harlapur, S.I. 2019. An outbreak of Fall Armyworm in Indian Subcontinent: A new invasive pest on maize. Maydica 64: M4.

Trash, B.; Adamczyk Jr, J.J.; Lorenz, G.; Scott, A.W.; Armstrong, A.W.; Pfannenstiel, R.; Taillon, N. 2013. Laboratory evaluations of lepidopteran-active soybean seed treatments on survivorship of Fall Armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) Larvae. Florida Entomologist 96: 724-728.

Triboni, Y.B.; Bem Junior, L.D.; Raetano, C.G.; Negrisoli, M.M. 2019. Effect of seed treatment with insecticides on the control of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in soybean. Arquivos do Instituto Biológico 86: e0332018.

Vassalo, C.N.; Bunge, F.F.; Signorini, A.M.; Valverde-Garcia, P.; Rule, D.; Babcock, J. 2019. Monitoring the evolution of resistance in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to the Cry1F Protein in Argentina. Journal of Economic Entomology 20: 1-7.

Wiseman, B.R.; Painter, R.H.; Wassom, C.E. 1966. Detecting corn seedling differences in the greenhouse by visual classification of damage by the Fall Armyworm. Journal of Economic Entomology 59:1211-1214.

Wood, K.A.; Wilson, B.H.; Graves, J.B. 1981. Influence of Host Plant on the Susceptibility of the Fall Armyworm to Insecticides. Journal of Economic Entomology 74: 96-98.

Young, J.R.; Mcmillian, W.W. 1979. Differential Feeding by Two Strains of Fall Armyworm Larvae on Carbaryl Treated Surface. Journal of Economic Entomology 72: 202-203.

1. Introdução

A lagarta-do-cartucho-do-milho, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae) causa danos em várias culturas de importância agrícola, como as das famílias Amaryllidaceae, Brassicaceae, Curcubitaceae, Fabaceae e Poaceae (Capineira, 2001; Montezano et al., 2018). Essa lagarta é considerada a principal praga do milho, podendo reduzir a produtividade em até 100% no milho quando não controladas (Blanco et al., 2016). Alguns fatores como o maior número de gerações da praga por ano e a capacidade de migrar e se alimentar de uma ampla variedade de hospedeiros, fazem com que *S. frugiperda* seja considerada uma das pragas mais graves economicamente em todo o Hemisfério Ocidental (Belay et al., 2012).

A lagarta-do-cartucho pode ser controlada por vários métodos de controle. Uma estratégia que tem sido bastante utilizada é o uso de plantas transgênicas, das quais as mais conhecidas são as que expressam as proteínas da bactéria *Bacillus thuringiensis* (*Bt*) (Shnepf et al., 1998). Essas proteínas são solubilizadas no intestino médio, e pela ação das proteases intestinais do inseto, suas protoxinas são ativadas (Shnepf et al., 1998). As protoxinas se ligam a receptores específicos presentes nas microvilosidades das células intestinais, ocasionando lise celular e a morte da lagarta (Shnepf et al., 1998). O uso contínuo de proteínas *Bt* que expressam a mesma toxina, aumenta a pressão de seleção da resistência para as populações de *S. frugiperda* (Chandrasena et al., 2018; Sorgatto et al., 2015). Por isso, é recomendado plantar áreas de refúgio, rotacionar culturas e proteínas *Bt*, utilizar híbridos com mais de uma proteína e incrementar com o controle químico e biológico (Blanco et al., 2016; Symondson et al., 2002).

O controle químico é o mais utilizado (Georgen et al., 2016). Nesse método de controle, uma estratégia que vem sendo utilizada no manejo de diversas pragas é o tratamento de sementes. Essa estratégia visa oferecer às plantas condições de defesa na fase inicial, menor número de falhas e maior uniformidade das plantas (Triboni et al., 2019). Os principais inseticidas utilizados em TS são dos grupos dos neonicotinoides, fenilpirazóis e diamidas (Trash et al., 2013).

As diamidas possuem baixa toxicidade aos mamíferos e ao ambiente, além de possuírem alta eficácia no controle de insetos pragas em diversas culturas, principalmente lagartas (Cordova et al., 2007; Lahm et al., 2009). As lagartas expostas à diamidas cessam a alimentação, apresentam letargia, paralisia muscular e regurgitação. A mortalidade ocorre de 1 a 3 dias após a exposição ao inseticida (Cordova et al., 2006; Cordova et al., 2007). Dentre as diamidas, o clorantraniliprole, é pouco tóxico, seletivo e sistêmico, possui atividade de controle contra uma ampla variedade de lepidópteros e outros insetos mastigadores (Cordova et al., 2006; Selby et al., 2013). Devido a estas características este inseticida pode ser inserido em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP) visando redução da população da praga e auxiliando o controle biológico.

Dentre os inimigos naturais utilizados no controle biológico, encontra-se alguns insetos predadores da ordem Neuroptera, com destaque para a família Chrysopidae (Albuquerque et al., 2001). Os insetos do gênero *Chrysoperla* são usados no controle biológico, podendo ser encontrados em uma ampla gama de habitats, predando a fase larval de vários insetos pragas de importância econômica (Albuquerque et al., 2001). Os adultos desse predador se alimentam de pólen, néctar e substâncias açucaradas (Monserrat, 2016). Dentre as espécies desse gênero, *C. externa* é considerada a de maior ocorrência em várias culturas, assim é considerado um agente de

controle biológico em cultivos e pomares, especialmente na América Central e do Sul (Albuquerque et al., 1994; Cuello et al., 2019; Souza & Carvalho, 2002).

Considerando-se a importância de *S. frugiperda*, objetivou-se avaliar a mortalidade dessa praga por tratamento de sementes, híbridos de milho e avaliar o potencial de predação dessa praga por *C. externa*.

2. Material e Métodos

O estudo foi conduzido no Laboratório de Pesquisas em Manejo Integrado de Pragas, da Universidade Federal de Viçosa, *Campus* Rio Paranaíba, na temperatura de 25 ± 2°C, umidade relativa de 60 - 70% e fotoperíodo de 12 horas. Três bioensaios foram realizados: suscetibilidade de lagartas de *S. frugiperda* neonatas pelo tratamento de sementes e híbridos de milho; suscetibilidade de lagartas de *S. frugiperda* de 4°/5° ínstar pelo tratamento de sementes e híbridos de milho, predação de *S. frugiperda* por *C. externa*.

2.1. Obtenção dos insetos

Spodoptera frugiperda foi obtida por criação, iniciada com lagartas neonatas recebidas do Laboratório Farroupilha Lallemand. As lagartas foram criadas em dieta artificial seguindo a formulação de Parra (2001), em potes de plástico (50 mL), em condições de temperatura 25±2 °C e umidade relativa 60-70% até empupar (Figura 1A). Em seguida, as pupas foram transferidas para uma placa de Petri aberta (9 x 1,5 cm) colocadas no interior de um tubo de policloreto de vinila (PVC) (1570 mL) (Figura 1B). A superfície interna deste tubo foi totalmente forrada com papel sulfite branco e as aberturas cobertas com tecido voil (Figura 1C). Após a emergência dos adultos, foi adicionado algodão umedecido com água e mel para a alimentação das mariposas. Ao se observar posturas no papel e no tecido, estes foram retirados, substituídos por outro

papel, recortados e acondicionados em um recipiente plástico com 12 cm de diâmetro x 7,5 cm de altura até a emergência das lagartas neonatas (Figura 1D). Em seguida, estas lagartas foram individualizadas em potes plástico, contendo a dieta artificial (Parra, 1991). Parte destas lagartas foram utilizadas para o bioensaio e parte para manutenção da população.

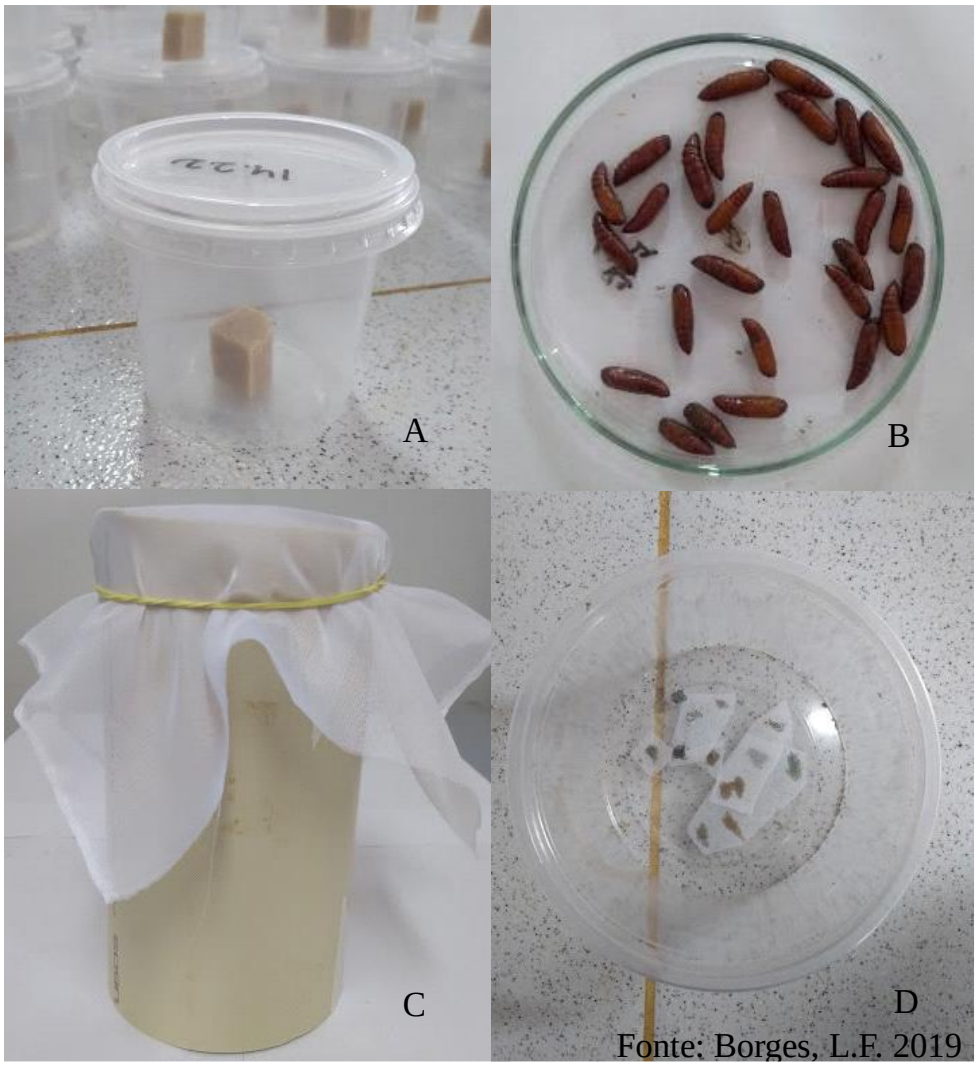

Figura 1. Etapas da criação de lagartas de *S. frugiperda* em pote plástico com dieta artificial (A), placa de Petri aberta contendo pupas (B), tubo de PVC coberto com tecido voil para oviposição (C) e folha de papel sulfite contendo massa de ovos de *S. frugiperda* (D).

Ovos de *C. externa* foram obtidos da criação massal do laboratório da Associação Mineira de Produtores de Algodão (AMIPA). Cerca de 5000 ovos foram adquiridos em cartelas de papel sulfite, mantidos à temperatura de 25 ± 2 °C, umidade relativa 60-70% e fotofase de 12:00 h até a eclosão das larvas. As larvas foram agrupadas em potes plásticos (500 mL) de 40-50 indivíduos e alimentadass com 0,1 g de ovos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae) por dois dias, para que as larvas de *C. externa* não morressem de fome.

2.2. Bioensaios

2.2.1. Suscetibilidade de *S. frugiperda* pelo tratamento de sementes e híbridos de milho

Para realizar os bioensaios, plantas de milho foram cultivadas em vasos de 8 L sobre o solo em casa-de-vegetação (4,5 m L x 9,0 m C x 5,0 m A). Foram obtidas sementes de milho convencional SHS 5050 e transgênico SHS 7939 PRO2 (Cry1A.105 + Cry2Ab), doadas pela empresa Santa Helena Sementes. O solo foi analisado quimicamente e realizado as correções químicas seguindo Vergütz e Novais (2015). Realizou-se o tratamento das sementes dos cultivares convencional e transgênico. As sementes foram tratadas com o inseticida clorantraniliprole 625 SC (Dermacor®, FMC Química do Brasil Ltda), na dose de 60 ml/60.000 sementes, e acondicionadas em bandeja plástica (45cm x 29cm x 7,5cm) para secagem à sombra por 24 horas. Em seguida, as sementes foram depositadas em vasos contendo latossolo vermelho, na densidade de 10 sementes por vaso e 5cm de profundidade. Os vasos foram dispostos no solo da casa-de-vegetação em delineamento inteiramente casualizado com 10 repetições (Figura 2A). Assim, os tratamentos foram arranjados em esquema fatorial 2x2, dois híbridos de milho x duas doses do inseticida (com e sem tratamento de sementes).

Aos 5, 15, 30 e 45 dias após a emergência (DAE), quatro folhas foram retiradas das plantas de cada vaso, colocadas em sacos de papel e transportadas para o Laboratório de Pesquisas em Manejo Integrado de Pragas para realizar os bioensaios. As folhas foram cortadas e colocadas em placas de Petri (9 x 1,5 cm), de modo a cobrir o fundo da placa. Em seguida, foram colocadas cinco lagartas neonatas e cinco lagartas de 4°/5° instar, as placas cobertas com tecido voil, preso com elástico (Figura 2B). As lagartas neonatas foram colocadas na mesma placa, já as de 4°/5° instar foram individualizadas devido ao seu hábito canibal. As avaliações de mortalidade foram realizadas com 24 e 48 h após exposição às folhas. As lagartas foram consideradas mortas quando ao toque de um pincel de ponta fina, não se moviam.

Figura 2. A) Vasos com plantas de milho em casa de vegetação. B) Placas de Petri cobertas com tecido voil, preso com elástico.

Os dois bioensaios foram realizados simultaneamente. Para o bioensaio com lagartas neonatas foram realizadas avaliações de mortalidade aos 5, 15, 30 e 45 dias após a emergência das plantas de milho. Para o bioensaio com lagartas de 4°/5° instar, foram realizadas as avaliações apenas aos 5, 15 e 30 dias após a emergência, pois aos 30 dias já não foi observada mortalidade.

2.2.2. Predação de *S. frugiperda* por *C. externa*

Para verificar o potencial predatório de *S. frugiperda* por *C. externa*, foi realizado um bioensaio, com três tratamentos: ovos de *A. kuehniella* (Testemunha), ovos de *S. frugiperda* e lagartas de *S. frugiperda* neonatas. Avaliou-se a quantidade de instares, dias de duração do período larval, a mortalidade, o peso pupal, duração do período pupal e a porcentagem de emergência dos adultos.

No primeiro tratamento, dez larvas de *C. externa* foram individualizadas em tubos de ensaio (12 x 75 mm), para evitar o canibalismo. Essas larvas foram alimentadas com ovos de *A. kuehniella*, e vedados com filme plástico. No segundo, quarenta larvas de *C. externa* (4 repetições com 10 insetos), foram individualizadas em tubos de ensaio (12 x 75 mm), vedados com filme plástico. Diariamente foram oferecidos ovos de *S. frugiperda* para a alimentação. Os ovos foram mantidos em um freezer por 24 h, tornando-os inviáveis, a fim de evitar a eclosão das lagartas durante o bioensaio. A quantidade de ovos foi pesada em uma balança analítica (Shimadzu ATX224) e, em seguida, esses ovos foram colocados nos tubos de ensaio. A quantidade de ovos necessária aumentava de acordo com o desenvolvimento da larva de *C. externa*.

No terceiro tratamento, trinta e duas larvas de *C. externa* (4 repetições de 8 insetos), foram individualizadas em tubos de ensaio (12 x 75 mm), vedados com filme plástico (Figura 3A). Diariamente foram oferecidas lagartas de *S. frugiperda* recém

emergidas para alimentação das larvas de *C. externa*. A quantidade de lagartas necessária aumentava de acordo com o desenvolvimento da larva de *C. externa*. No início foram oferecidas 5 lagartas/dia, atingindo 35 lagartas/dia no final. Ao empuparem, estas foram pesadas, colocadas em uma placa de Petri (9 x 1,5 cm), que foi colocada no interior de um tubo PVC (20 cm de altura x 30 cm de diâmetro onde permaneceram até a emergência, para se calcular a porcentagem de emergência dos adultos e de não emergência. Ao final do bioensaio de *C. externa*, foram somadas as quantidades de ovos de *A. kuehniella*, ovos e lagartas de *S. frugiperda* consumidos, para verificar a quantidade necessária para completar o ciclo de vida de *C. externa*.

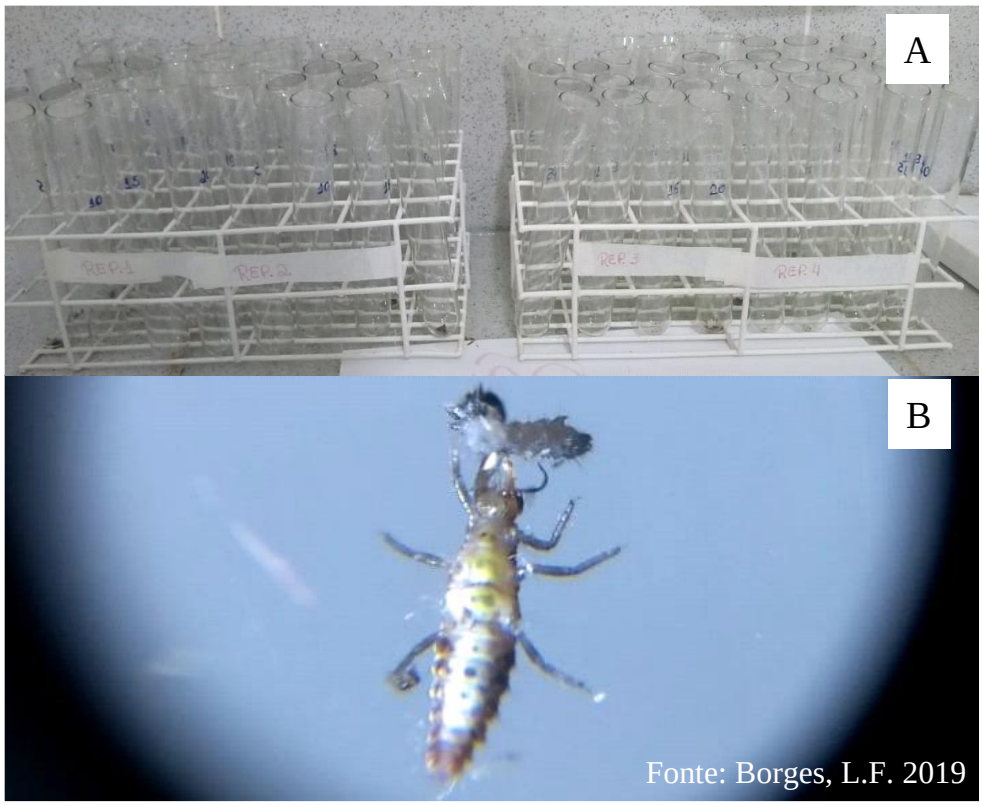

Figura 3. A) Tubos de ensaios usados no bioensaio de mortalidade de *S. frugiperda* por *C. externa*. B) Larva de *C. externa* predando lagarta de *S. frugiperda*.

2.3. Análise estatística

Os dados da mortalidade de *S. frugiperda* foram submetidos aos pressupostos da análise de variância, homogeneidade das variâncias (Teste de Bartlett) e normalidade (Teste de Shapiro-Wilk), e no caso em que uma das pressuposições não foram atendidas, os dados foram submetidos à transformação raiz quadrada ($\sqrt{(x} + 0{,}5)$). Posteriormente, os dados foram submetidos a análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey (p=0,05), usando o programa R (R Core Team, 2015). Como o bioensaio de predação de *S. frugiperda* por *C. externa* foi realizado com diferentes números de insetos em cada tratamento, as médias foram calculadas e foram submetidas à análise de variância e comparadas pelo Teste de Tukey (p=0,05). As curvas de sobrevivência foram estimadas pelo método de Kaplan–Meier (teste de log-rank) usando o procedimento PROC LIFE TEST do SAS.

3. Resultados

3.1. Suscetibilidade de *S. frugiperda* pelo Tratamento de Sementes e Híbridos de milho

O número de lagartas de *S. frugiperda* mortas reduziu com o decorrer dos dias após a emergência (DAE). Foi observado interação significativa entre os fatores em estudo apenas na avaliação de 5 DAE com 24 horas [$F_{(3;36)}$=8,35; p=0,006]; e 5 DAE [$F_{(3;36)}$=65,24; p<0,01] e 45 DAE à 48 h [$F_{(3;36)}$=4,43; p=0,04] (Figuras 1A, B). As menores mortalidades foram observadas no tratamento com híbrido convencional (SHS 5050) e sem tratamento de sementes (Figura 4A, B). Nas figuras 4C, D observa-se que houve redução no número de lagartas de 4°/5° instar mortas no decorrer dos dias após a emergência. Entretanto, não houve diferença estatística para nenhuma das datas

avaliadas, mostrando que tanto a variável tratamento de sementes quanto a variável híbridos de milho exerceram influência sobre a mortalidade de lagartas maiores.

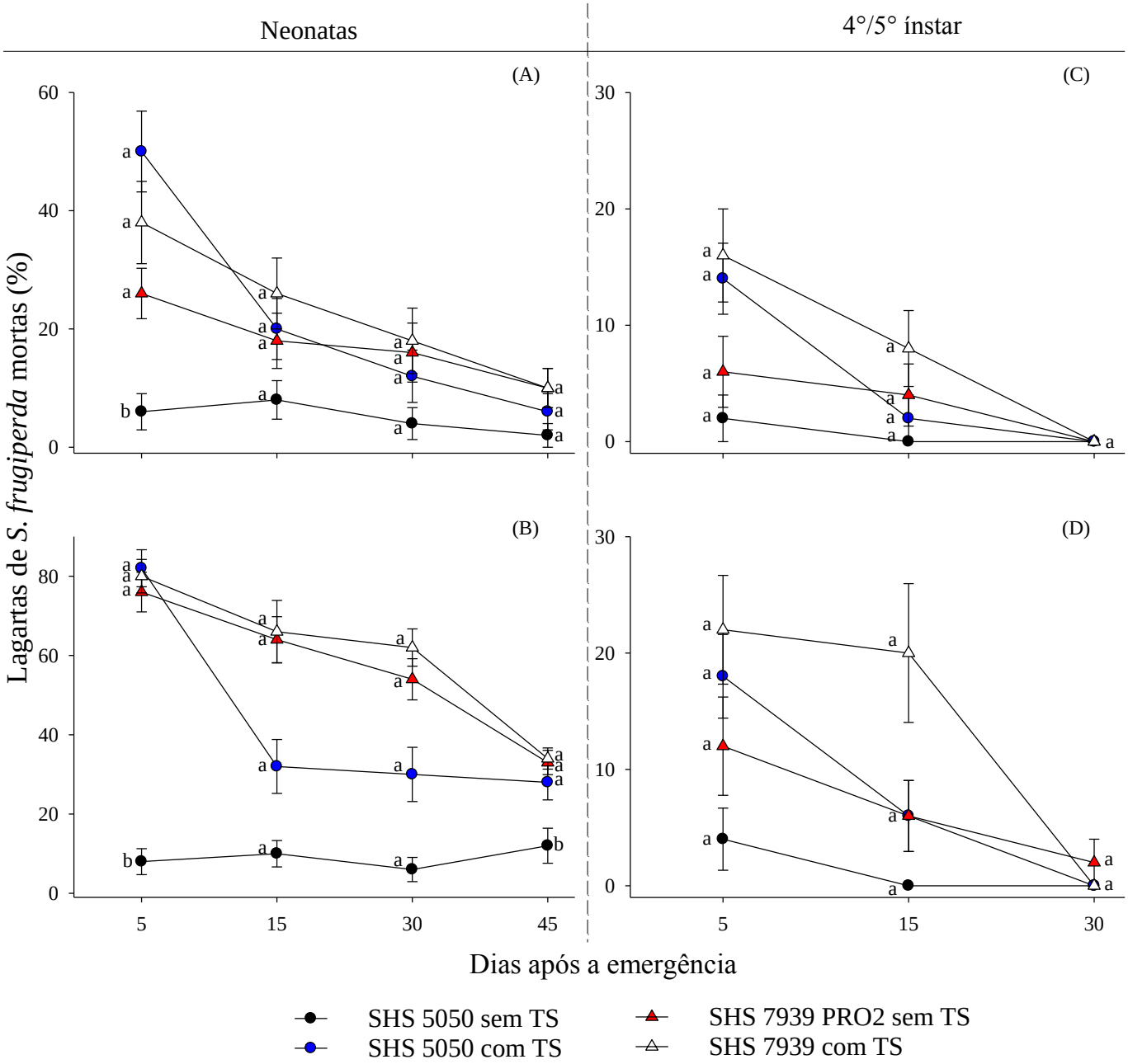

Figura 4. Média ± erro padrão da porcentagem de lagartas neonatas e de 4°/5° instar de *S. frugiperda* mortas aos 5, 15, 30 e 45 dias após a emergência (DAE) com 24 (A e C) e 48 horas (B e D). As médias seguidas pela mesma letra em cada data de avaliação não diferem entre si pelo teste de Tukey (p=0,05).

3.2. Predação de *S. frugiperda* por *C. externa*

Para todas as larvas avaliadas, foram observados três instares. Larvas de *C. externa* consumiram maiores quantidades de ovos e lagartas de *S. frugiperda* do que ovos de *A. kuehniella*. A média ± erro padrão desse consumo foi de 274,04 ± 5,64 e 255,69 ± 20,53 para ovos e lagartas de *S. frugiperda*, respectivamente, e 182,9 ± 36,6 para ovos de *A. kuehniella* (Figura 5). As larvas de *C. externa* consumiram aproximadamente 1,5 vezes mais ovos de *S. frugiperda* do que ovos de *A. kuehniella* e aproximadamente 1,4 vezes mais lagartas de *S. frugiperda* do que ovos de *A. kuehniella*.

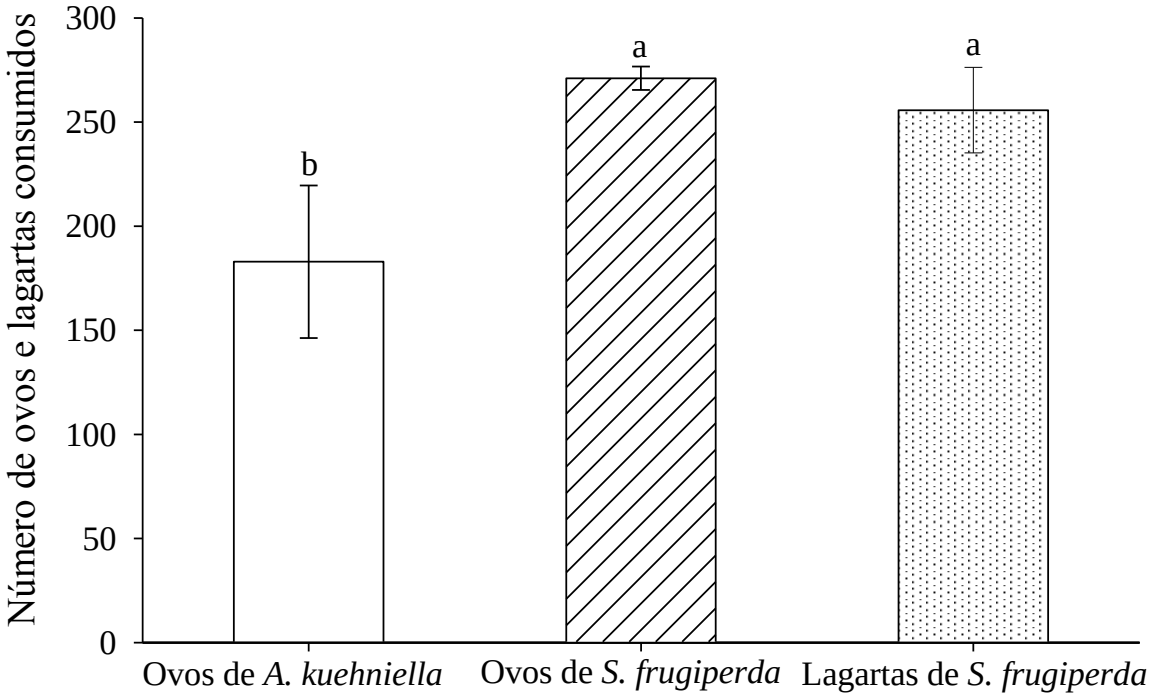

Figura 5. Média ± erro padrão do número de ovos e lagartas de *S. frugiperda* consumidos durante a fase larval de *C. externa*. As médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$).

A análise dos dados de sobrevivência das larvas de *C. externa* alimentadas com diferentes presas revelou que há diferenças significativas entre os tratamentos (χ^2 = 56,11; $p<0,001$) (Figura 6). Quando as larvas apresentavam 10 dias de idade, a

sobrevivência foi superior a 93% em larvas alimentadas com ovos de *S. frugiperda*, diminuindo para 92% em larvas alimentadas com ovos de *A. kuehniella* e 75% em larvas alimentas com lagartas de *S. frugiperda*.

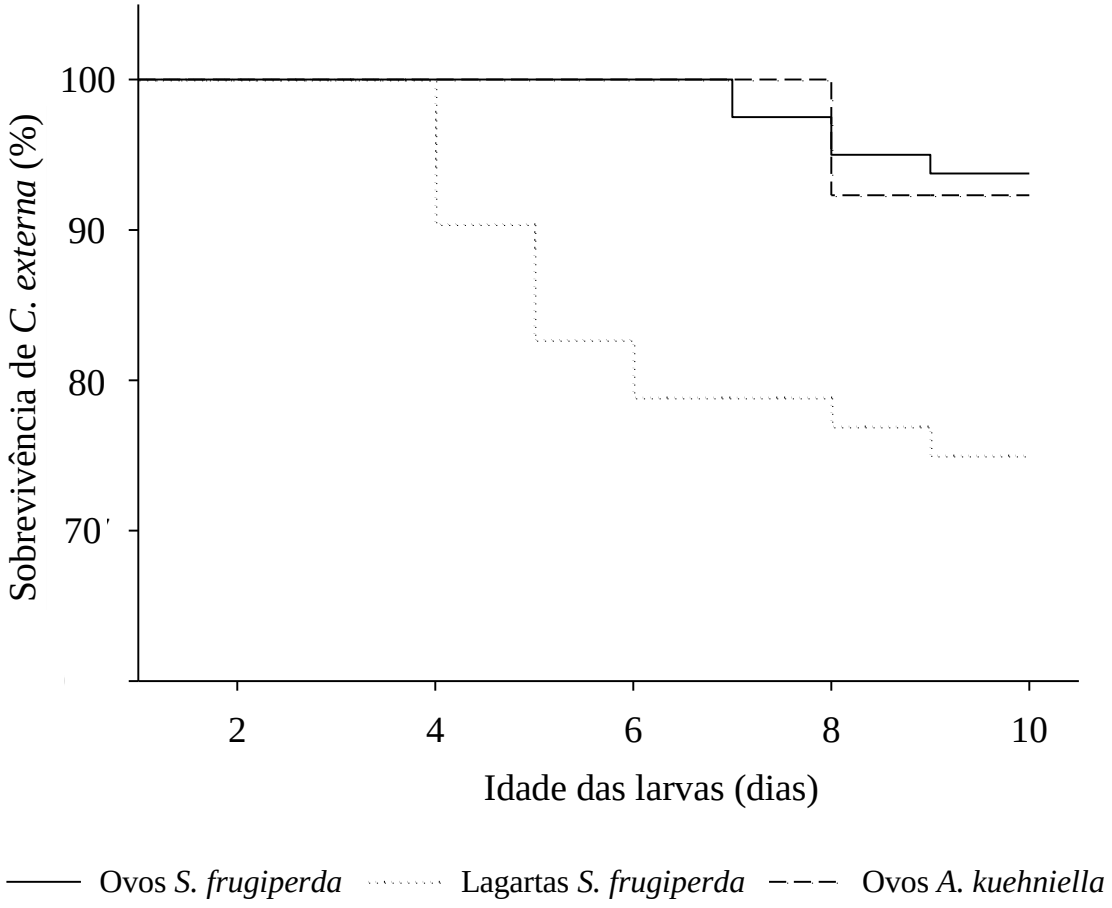

Figura 6. Curvas de sobrevivência de larvas de *C. externa*, até o 10° dia, alimentadas com ovos e lagartas de *S. frugiperda* e ovos de *A. kuehniella*. As curvas foram comparadas usando-se o método de Kaplan–Meier usando-se o teste de log-rank (χ^2 = 56,11; p< 0,001).

A duração média da fase larval foi menor quando a larva consumia ovos de *S. frugiperda* e maior quando consumiu lagartas de *S. frugiperda*. O peso de pupa foi maior para larvas de *C. externa* quando essas eram alimentadas com ovos de *S. frugiperda*, não havendo diferença significativa para larvas alimentadas com ovos de *A.*

kuehniella e lagartas de *S. frugiperda*. Os adultos emergiram mais rápido quando a alimentação larval foi realizada com ovos de *A. kuehniella* e *S. frugiperda* (Tabela 1).

Tabela 1. Média ± erro padrão da quantidade de dias para empupar, peso de pupa, dias para a emergência do adulto e porcentagem de não emergência de *C. externa* alimentadas com ovos de *A. kuehniella*, ovos e lagartas de *S. frugiperda.*

Tipo de alimento	Dias para empupar	Peso de pupa (mg/pupa)	Emergência do adulto (dias)	Adultos não emergidos (%)
A. kuehniella (ovos)	15,3±0,9 b	34,5±3,4 b	9,0±0,6 b	13,3 a
S. frugiperda (ovos)	7,5±0,1 c	56,0±1,4 a	9,0±0,1 b	25,0 b
S. frugiperda (lagartas)	18,0±0,2 a	42,5±1,9 b	13,1±0,4 a	30,4 b

As médias seguidas pela mesma letra em cada coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p<0,05$).

4. Discussão

O uso de tratamento de sementes e híbridos de milho que expressam a proteína *Bt* fornecem um controle inicial de *S. frugiperda*, o que permite que o produtor realize menos aplicações de inseticidas na fase inicial do milho, resultando em um menor custo de produção. Entretanto, é importante que sejam realizadas amostragens a fim de se observar a densidade de pragas e a necessidade de pulverizações. A redução da mortalidade de lagartas com o crescimento das plantas pode ser explicado pela redução do ingrediente ativo do inseticida clorantraniliprole nos tecidos da planta (Villegas et al., 2019). Malhat et al. (2012) calcularam a meia-vida desse inseticida em tomate, sendo 3,30 dias o valor encontrado. Além disso, a redução da concentração desse inseticida na parte aérea das plantas ocorre pois ele se move através do xilema onde os

ingredientes ativos podem ser diluídos e perdidos por transpiração e exposição à luz UV (Lanka et al., 2014; Zhang et al., 2019).

Em um estudo realizado com tratamento de sementes com clorantraniliprole em arroz, na fase inicial das plantas, o tratamento de sementes ocasionou a mortalidade do gorgulho aquático do arroz *Lissorhoptrus oryzophilus* (Kuschel) (Coleoptera: Curculionidae), *S. frugiperda* e broca da cana de açúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794) (Lepidoptera: Pyralidae), já na fase reprodutiva das plantas a mortalidade foi menor (Villegas et al., 2019). Zhang et al. (2019) observaram a redução do controle de *Agrotis ipsilon* (Hufnagel, 1767) (Lepidoptera: Noctuidae) por ciantraniliprole, pois os resíduos desse inseticida nas plantas de milho diminuem gradualmente, conforme a planta cresce. Han et al. (2012) observaram a redução do controle de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) de 100% para 82,94% aos 21 dias após o tratamento, entretanto observaram que a exposição das larvas de *P. xylostella* a concentrações subletais de clorantraniliprole reduziu a taxa de pupação, o peso da pupa, a taxa de emergência dos adultos, além de causar inibição na fecundidade e fertilidade, ocasionando a redução do crescimento populacional da próxima geração.

Não houve diferença estatística para a mortalidade de lagartas de 4°/5° instar de *S. frugiperda* pelo tratamento de sementes e híbridos de milho, pois a dose necessária para controlar larvas de instares mais avançados é maior do que para instares larvais precoces (Jiang et al., 2012). Lagartas maiores demoram um período maior para morrer, como observado por Carscallen et al. (2018), em que o clorantraniliprole demorava cerca de 2 dias para ocasionar a morte de lagartas de terceiro instar de *Mythimna unpucta* (Cirphis) (Lepidoptera: Noctuidae), enquanto demorava cerca de 6 dias para ocasionar a morte de lagartas de quinto instar. Zhang et al. (2019) observaram que a

medida que as plantas de milho cresciam, a mortalidade de lagartas de sexto instar de *A. ipsilon* era menor quando comparada com lagartas menores.

Além disso, a concentração de proteínas *Bt* varia com o tipo de tecido, estádio fenológico da planta de milho e condições ambientais, expondo as lagartas a uma expressão heterogênea das proteínas *Bt* no tempo e no espaço (Székács et al., 2010; Bilbo et al., 2019). Essa expressão heterogênea da toxina *Bt* pode aumentar a resistência das lagartas e permitir respostas comportamentais, como a não alimentação (Bilbo et al., 2019). Em um estudo avaliando a toxicidade de híbridos de algodão *Bt* em *Crysodeixis includens* (Walker, 1858) (Lepidoptera: Noctuidae) e *S. frugiperda*, foi observado que as proteínas Cry1Ac/Cry2Ab e Cry1Ac/Cry1F expressas pelos híbridos de algodão, controlaram lagartas neonatas das espécies avaliadas, mas, quando avaliaram lagartas de 5° instar a mortalidade foi menor, porém esses insetos demoravam mais para completar o ciclo de vida (Sorgato et al., 2015). A redução da suscetibilidade à proteínas *Bt* em instares larvais mais avançados também foi verificado para *Heliothis virescens* (Fabricius, 1781) (Lepidoptera: Noctuidae) (Jenkins et al., 1993), para *C. includens* (Ashfaq et al., 2001), *Trichoplusia ni* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) (Li et al., 2007).

A ocorrência da mesma quantidade de instares das larvas de *C. externa*, sugere que ovos e lagartas neonatas de *S. frugiperda* são presas adequadas, pois a qualidade das presas e condições ambientais podem aumentar ou reduzir o número de instares (Albuquerque et al., 2001). Quanto maior o inseto, mais eficiente é a busca e o manejo da presa (Palomares-Pérez et al., 2019). O maior consumo de presas fornece uma maior massa corporal, como observado nas larvas de *C. externa* alimentadas com ovos de *S. frugiperda*.

A massa corporal pode indicar a quantidade de nutrientes armazenados pelo inseto, podendo influenciar na dispersão, no voo e na fertilidade (Omkar et al., 2006, Lemos et al., 2009). Michaud (2000) observou que os adultos do predador *Cycloneda sanguínea* (Linnaeus, 1763) (Coleoptera: Coccinelidae) tinham maior peso e fecundidade quando alimentados com *Toxoptera citricida* (Kirkaldy) (Hemiptera: Aphididae) quando comparados com os que foram alimentados com *Aphis spiraecola* (Patch) (Hemiptera: Aphididae). Além disso, a densidade populacional das presas pode afetar o consumo do predador (Zanuncio et al., 2008; Palomares-Pérez et al., 2019).

A qualidade nutricional das presas influencia no desenvolvimento dos predadores, podendo aumentar ou diminuir o período pupal (Huerta-Rodriguez et al., 2018). Um período pupal menor, como observado para ovos de *A. kuehniella* e *S. frugiperda*, é importante no controle biológico, pois a rápida emergência dos adultos pode levar a um aumento populacional mais rápido (Pappas et al., 2007; Pappas et al., 2008). Presas de baixa qualidade podem prolongar o tempo de desenvolvimento de *C. externa* e afetar a sua sobrevivência (Cuello et al., 2019).

Sendo assim, os resultados obtidos nesse trabalho mostram que *C. externa* é um potencial predador para *S. frugiperda*, devendo ser mais estudado no controle desta praga em campo, definindo-se a quantidade ideal para liberação no campo, além de serem estabelecidas táticas que favoreçam a presença de *C. externa* no manejo dessa praga. Espera-se que a utilização desse predador no campo apresente bons resultados, além da redução no custo de produção devido à redução na utilização de inseticidas e, consequentemente, redução da concentração de pesticidas no produto final. Devido à grande sobrevivência de *C. externa* alimentadas com ovos de *S. frugiperda*, essa praga pode ser considerada uma alternativa de alimentação para criação massal desse predador

em laboratório.porém são necessários a realização de experimentos com esse predador em campo.

Conclusões

O uso de tratamento de sementes e híbridos de milho que expressam a proteína *Bt* fornecem um controle inicial de *S. frugiperda*;

A predação de *S. frugiperda* por *C. externa* foi efetiva.

Referências

Albuquerque, G.S.; Tauber, C.A.; Tauber, M.J. 1994. *Chrysoperla externa* (Neuroptera: *Chrysopidae*): Life history and potential for biological control in Central and South America. Biological Control 4:8-13.

Albuquerque, G.S.; Tauber, C.A.; Tauber, M.J. 2001. *Chrysoperla externa* and *Ceraechrysa* spp.: potential for biological control in the New World tropics and subtropics. p.408-423. In: McEwen, P.; New, T.R.; Whittington, A.E., eds. Lacewings in the crop environment. Cambridge University Press, Cambridge, UK (in English).

Ashfaq, M.; Young, S.Y.; McNew, R.W. 2001. Larval mortality and development of *Pseudoplusia includes* (Lepidoptera: Noctuidae) reared on a transgenic *Bacillus thuringiensis*-cotton cultivar expressing Cry1Ac insecticidal protein. Journal of Economic Entomology 94: 1053-1058.

Belay, D.K.; Huckaba, R.M.; Foster, J.E. 2012. Susceptibility of the Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda*, (Lepidoptera: Noctuidae), at Santa Isabel, Puerto Rico, to different insecticides. The Florida Entomologist 95: 476-478.

Bilbo, T.R.; Reay-Jones, F.P.F.; Reisig, D.D.; Greene, J.K.; Turnbull, M.W. 2019. Development, survival, and feeding behavior of *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) relative to Bt protein concentrations in corn ear tissues. PLoS ONE 14: e0221343.

Blanco, C.A.; Chiaravalle, W.; Dalla-Rizza, M.; Farias, J.R.; García-Degano, M.F.; Gastaminza, G.; Mota-Sánchez, D.; Murúa, M.G.; Omoto, C.; Pieralisi, B.K.; Rodríguez, J.; Rodríguez-Maciel, J.C.; Téran-Santofimio, H.; Terán-Vargas, A.P.; Valencia, S.J.; Willink, E. 2016. Current situation of pests targeted by Bt crops in Latin America. Current Opinion in Insect Science, 15: 131-138.

Capinera, J.L. 2001. Order Lepidoptera – Caterpillars, Moths and Butterflies. p. 353-507. In: Capinera, JL. Handbook of Vegetable Pests. Academic Press, San Diego, USA (in English).

Carscallen, G.E.; Kher, S.V.; Evenden, M.L. 2018. Efficacy of Chlorantraniliprole seed treatments against armyworm (*Mythimna unipuncta* [Lepidoptera: Noctuidae]) larva on corn (*Zea mays*). Journal of Economic Entomology 112: 188-195.

Chandrasena, D.I.; Signorini, A.M.; Abratti, G.; Storer, N.P.; Olaciregui, M.L.; Alves, A.P.; Pilcher, C.D. 2018. Characterization of field-evolved resistance to *Bacillus thuringiensis*-derived Cry1F δ-endotoxin in *Spodoptera frugiperda* populations from Argentina. Pest Management Science, 74: 746-754, 2018.

Cordova, D.; Benner, E.A.; Sacher, M.D.; Rauh, J.J.; Sopa, J.S.; Lahm, G.P.; Selby, T.P.; Stevenson, T.M.; Flexner, L.; Gutteridge, S.; Rhoades, D.F.; Wu, L.; Smith, R.M.; Tao, Y. 2006. Anthranilic diamides: A new class of insecticides with a novel mode of action, ryanodine receptor activation. Pesticide Biochemistry and Physiology 84: 196-214.

Cordova, D.; Benner, E.A.; Sacher, M.D.; Rauh, J.J.; Sopa, J.S.; Lahm, G.P.; Selby, T.P.; Stevenson, T.M.; Flexner, L.; Gutteridge, S.; Rhoades, D.F.; Wu, L.; Smith, R.M.; Tao, Y. 2007. Elucidation of the mode of action of Rynaxypyr, a selective ryanodine receptor activator. p. 121-125. In: Ohkawa, H., Miyagawa, H., Lee, P.W., eds. Pesticide Chemistry: Crop Protection, Public Health and Environmental Safety. Wiley, New Jersey, USA (in English).

Cuello, E.M.; Andorno, A.V.; Hernández, C.M.; López, S.N. 2019. Prey consumption and development of the indigenous lacewing *Chrysoperla externa* feeding on two exotic *Eucalyptus* pests. Biocontrol Science and Technology 29: 1159-1171.

Goergen, G.; Kumar, P.L.; Sankung, S.B.; Togola, A.; Tamò, M. 2016. First report of outbreaks of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (J E Smith) (Lepidoptera, Noctuidae), a new alien invasive pest in West and Central Africa. PLOS ONE 11:e0165632.

Han, W.; Zhang, S.; Shen, F.; Liu, M.; Ren, C.; Gao, X. 2012. Residual toxicity and sublethal effects of chlorantraniliprole on *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). Pest Management Science 68: 1184-1190.

Huerta-Rodriguez, J.O.; Peña, A.H. – de la; Aragón-Garcia, A.; Carmona-Fernández, C. 2018. Consuption and developmental capacity of *Chrysoperla carnea* (Stephens) on the Sugarcane Aphid (*Nelanaphis sacchari* Zehntner) in Puebla, Mexico. Southwestern Entomologist 43: 417-432.

Jenkins, J.N.; Parrott, W.L.; McCarty Jr., J.C.; Callahan, F.E.; Berberich, S.A.; Deaton, R. 1993. Growth and Survival of *Heliothis virescens* (Lepidoptera: Noctuidae) on transgenic cotton containing a truncated form of the delta endotoxin gene from *Bacillus thuingiensis*. Journal of Economic Entomology 86: 181-185.

Jiang, W.H.; Lu, W.P.; Guo, W.C.; Xia, Z.H.; Fu, W.J.; Li, G.Q. 2012. Chlorantraniliprole susceptibility in *Leptinotara decemlineata* in the North Xinjiang Uygur autonomous region in China. Journal of Economic Entomology 105: 549-554.

Lahm, G.P.; Cordova, D., Barry, J.D. 2009. New and selective ryanodine receptor activators for insect control. Bioorganic & Medicinal Chemistry 17: 4127- 4133.

Lanka, S.K.; Stout, M.J.; Beuzelin, J.M.; Ottea, J.A. 2014. Activity of chlorantraniliprole and thiametoxam seed treatments on life stages of the rice water weevil as affected by the distribution of insecticides in rice plants. Pest Management Science 70: 338-344.

Lemos, W.P.; Serrão, J.E.; Zanuncio, J.C.; Lacerda, M.C.; Zanuncio, T.V.; Ribeiro, R.C. 2009. Body weight and protein content in the haemolymph of females of the zoophytophagous predator *Brontocoris tabidus* (Heteroptera: Pentatomidae) with different diets and ages. Journal of Plant Diseases and Protection 116: 218-222.

Li, Y.X.; Greenberg, S.M.; Liu, T.X. 2007. Orientation behavior, development and survival of *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae on cotton expressing Cry1Ac and Cry2Ab and conventional cotton. Journal of Insect Behavior 20: 473-488.

Malhat, F.; Abdallah, H.; Hegazy, I. 2012. Dissipation of chlorantraniliprole in tomato fruits and soil. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology 88: 349-351.

Michaud, J.P. 2000. Development and reproduction of ladybeetles (Coleoptera: Coccinellidae) on the citrus aphids *Aphs spiraecola* Patch and *Toxoptera citricida* (Kirkaldy) (Homoptera: Aphididae). Biological Control 18: 287-297.

Monserrat, V.J. 2016. Los crisópidos de la Península Ibérica y Baleares (Insecta, Neuropterida, Neuroptera: Chrysopidae). Graellsia, 72: e037.

Montezano, D.G.; Specht, A.; Sosa-Gómez, D.R.; Roque-Specht, V.F.; Sousa-Silva, J.C.; Paula-Moraes, S.V.; Peterson, J.A.; Hunt, T.E. 2018. Host plants of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in the Americas. African Entomology 26: 286-300.

Omkar, M.G., Singh, S.K. 2006. Optimal number of matings in two aphidophagous ladybirds. Ecological Entomology 31: 1-4.

Pappas, M.L., Broufas, G.D., Koveos, D.S. 2007. Effects of various prey species on development, survival and reproduction of the predatory lacewing *Dichochrysa prasina* (Neuroptera: Chrysopidae). Biological Control 43: 163-170.

Pappas, M.L., Broufas, G.D., Koveos, D.S. 2008. Effect of temperature on survival, development and reproduction of the predatory lacewing *Dichochrysa prasina* (Neuroptera: Chrysopidae) reared on *Ephestia kuehniella* eggs (Lepidoptera: Pyralidae). Biological Control 45: 396-403.

Parra, J.R.P. 2001. Técnicas de criação de insetos para programas de controle biológico. ESALQ/FEALQ, Piracicaba, SP, Brasil.

R Core Team. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL https://www.R-project.org/. 2015.

Schnepf, E.; Crickmore, N.; Van Rie, J.; Lereclus, D.; Baum, J.; Feitelson, J.; Zeigler, D.R.; Dean, D.H. 1998. *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins. Microbiology and Molecular Biology Revews 62: 775-806.

Selby, T.P.; Lahm, G.P.; Stevenson, T.M.; Hughes, K.A.; Cordova, D.; Annan, I.B.; Barry, J.D.; Benner, E.A.; Currie, M.J.; Pahutski T.F. 2013. Discovery of

cyantraniliprole, a potent and selective anthranilic diamide ryanodine receptor activator with cross-spectrum insecticidal activity. Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters 23:6341-6345.

Symondson, W.O.C.; Sunderland, K.D.; Greenstone, M.H. 2002. Can generalist predators be effective biocontrol agents? Annual Review of Entomology 47: 561-594.

Souza, B; Carvalho, C. F. 2002. Population dynamics and seasonal occurrence of adults of *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) in a citrus orchard in southern Brazil. Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae 48: 301-310.

Sorgatto, R.J.; Bernardi, O.; Omoto, C. 2015. Survival and development of *Spodoptera frugiperda* and *Chrysodeixis includes* (Lepidoptera: Noctuidae) on Bt cotton and implications for resistance management strategies in Brazil. Environmental Entomology 44: 186-192.

Székács, A.; Lauber, É.; Juracsek, J.; Darvas, B. 2010. Cry1Ab toxin production of Mon 810 transgenic maize. Environmental Toxicology and Chemistry 29: 182-190.

Trash, B.; Adamczyk Jr, J.J.; Lorenz, G.; Scott, A.W.; Armstrong, A.W.; Pfannenstiel, R.; Taillon, N. 2013. Laboratory evaluations of lepidopteran-active soybean seed treatments on survivorship of Fall Armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) Larvae. Florida Entomologist 96: 724-728.

Triboni, Y.B.; Bem Junior, L.D.; Raetano, C.G.; Negrisoli, M.M. 2019. Effect of seed treatment with insecticides on the control of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) in soybean. Arquivos do Instituto Biológico 86: e0332018.

Vergütz, L.; Novais, R.F. 2015. Recomendação de corretivos e adubação. p. 273-293. In: Borém, A., Galvão, J. C. C., Pimentel, M. A. (Ed.) Milho do plantio à colheita. Editora UFV, Viçosa, MG, Brasil (em português).

Villegas, J.M.; Wilson, B.E.; Stout, M.J. 2019. Efficacy of reduce rates of chlorantraniliprole seed treatment on insect pests of irrigated drill-seeded rice. Pest Management Science 75: 3193-3199.

Zanuncio, J.C.; Silva, C.A.D. da; Lima, E.R. de; Pereira, F.F.; Ramalho, F. de S.; Serrão, J.E. 2008. Predation rate of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae with and without defense by *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae). Brazilian Archives of Biology and Technology 51: 121-125.

Zhang, Z.; Xu, C.; Ding, J.; Zhao, Y.; Lin, J.; Liu, F.; Mu, W. 2019. Cyantraniliprole seed treatment efficiency against *Agrotis ipsilon* (Lepidoptera: Noctuidae) and residue concentrations in corn plants and soil. Pest Management Science 75: 1464-1472.