GEVERSON AELTON RESENDE SILVA

# IMPACTO DO IMIDACLOPRID EM PREDADOR ZOOFITÓFAGO E REDES TRÓFICAS DE ARTRÓPODES

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

VIÇOSA
MINAS GERAIS – BRASIL
2019

**Ficha catalográfica preparada pela Biblioteca Central da Universidade Federal de Viçosa - Câmpus Viçosa**

T
S586i
2019

Silva, Geverson Aelton Resende, 1988-
Impacto do imidacloprid em predador zoofitófago e redes tróficas de artrópodes / Geverson Aelton Resende Silva. – Viçosa, MG, 2019.
vi, 87 f. : il. (algumas color.) ; 29 cm.

Texto em português e inglês.
Inclui anexos.
Orientador: Raul Narciso Carvalho Guedes.
Tese (doutorado) - Universidade Federal de Viçosa.
Inclui bibliografia.

1. Pesticidas. 2. Relação hospedeiro-parasito. 3. Relação inseto-planta. 4. Insetos - Efeito dos inseticidas. 5. Soja - Doenças e pragas . I. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Entomologia. Programa de Pós-Graduação em Entomologia. II. Título.

CDD 22. ed. 632.95

GEVERSON AELTON RESENDE SILVA

# IMPACTO DO IMIDACLOPRID EM PREDADOR ZOOFITÓFAGO E REDES TRÓFICAS DE ARTRÓPODES

Tese apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Entomologia, para obtenção do título de *Doctor Scientiae*.

APROVADA: 08 de março de 2019.

Ancidériton Antônio de Castro

Jander Fagundes Rosado

Antônio Alberto da Silva
(Coorientador)

Marcelo Mendes de Haro
(Coorientador)

Raul Narciso Carvalho Guedes
(Orientador)

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus pelo dom da vida e por me dar saúde, força e sabedoria para lidar com os desafios diários. Aos meu pais Ailton e Tânia por todo amor, carinho, dedicação e apoio nas horas mais difíceis, sem os quais jamais alcançaria meu objetivos. Aos meus irmãos, Arilson e Arielton pelo amor, amizade e comprometimento. A minha namorada Thaynara, por todo amor e companheirismo, essenciais nessa reta final.

Aos meu orientador, professor Raul Guedes, por toda paciência, orientação, amizade e ensinamentos ao longo desses anos. Ao meu Coorientador no Canadá, o professor G. Cristopher Cutler, pelo acolhimento, amizade, orientação e confiança. Ao professor Antônio Alberto, pela dedicação e ensinamentos. Ao Dr. Marcelo Haro, pela ajuda e orientação indispensáveis na execução do trabalho.

Aos amigos e colegas de Viçosa Jéssica, Bianca, Lorene, Cleiton. Leonardo, Alexandra, Vitor e Carlos, e também aos amigos de Truro, Deney, Sawyer e Alexandre, por toda ajuda durante os experimentos.

Agradeço também aos meus amigos de república em Viçosa, Thadeu e Oscar, pelo apoio e amizade. Agradeço também aos meus colegas de república em Truro (NS, Canadá), Darrell Chapman e Hugh Qiming Lu pela amizade e também pelas caronas durante o inverno canadense.

Aos amigos e colegas do Laboratório de Ecotoxicologia e Ecofisiologia, Vitor, Leonardo, Lírio, Juliana, Cézar, Lisbet e Diego. Aos amigos e colegas do laboratório de Entomologia do campus agrícola da Dalhousie University em Truro: Alexandre, Deney, Sawyer, Chris, Paul, Rachel e Surendar pelo acolhimento, amizade e ajuda ao longo da minha estadia.

Aos funcionários do vale da Agronomia, Paulo Paiva, Luís, Douglas e Eduardo por toda ajuda e conversas agradáveis. Ao meu colegas de sala, Wagner, Mateus e Khalid, pelo agradável convívio diário. Aos funcionário do Departamento de Entomologia Eliane, Cheyene, Rafael e Diana por toda ajuda. Aos demais colegas do Programa de Pós Graduação em Entomologia, e aos professores Eliseu e Eugênio pela confraternizações pelas inúmeras confraternizações agregadas.

## BIOGRAFIA

Geverson Aelton Resende Silva, filho de José Ailton da Silva e Tânia Aparecida Resende Silva, nasceu no dia 28 de setembro de 1988, na cidade de Viçosa, MG. Filho mais velho do três do casal, possui dois irmão Arilson e Arielton, todos criados na comunidade Rural Capivara do Gomes, zona rural do município de Cajuri, MG.

Completou o ensinos fundamental e médio respectivamente na "Escola Municipal Arnaldo dias de Andrade filho" e na "Escola Estadual Capitão Arnaldo Dia de Andrade", Cajuri Minas Gerais.

Em 2007, aos 19 anos ingressou no curso de Agronomia da Universidade Federal de Viçosa. Durante a graduação teve a oportunidade de trabalhar na área de Entomologia Agrícola através de estágio no laboratório de Manejo integrado de Pragas e trabalho como monitor voluntário nas disciplinas de Entomologia Geral e Entomologia Agrícola. Aos 13 dias do mês de setembro de 2012, obteve junto a instituição, o título Engenheiro Agrônomo.

Em 2012, ingressou no curso de Mestrado no Programa de Pós-Graduação em Genética e Melhoramento da UFV, sob orientação do professor Derly José Henriques da Silva e coorientação do professor Marcelo Coutinho Picanço. A defesa de sua dissertação de mestrado ocorreu em 25 de julho de 2014.

Em agosto de 2014 ingressou no curso de Doutorado no Programa de Pós-Graduação em Entomologia, na mesma instituição, sob orientação do professor Raul Guedes e coorientação dos professores Antônio Alberto da Silva, G. Cristopher Cutler e doo Dr. Marcelo Mendes de Haro. Em março de 2017 viajou para o Canadá, onde na Dalhousie University em Truro, realizou por um ano o período de Doutorado Sanduíche sobre a supervisão do professor G. Cristopher Cutler. No dia 08 de março de 2019 defendeu sua tese de doutorado.

## SUMÁRIO

RESUMO ..... v

ABSTRACT ..... vi

INTRODUÇÃO GERAL ..... 1

REFERÊNCIAS ..... 4

CAPÍTULO 1: Imidacloprid Soil Drenches Affect Weight and Functional Response of Spined Soldier Bug (Hemiptera: Pentatomidae) ..... 7

CAPÍTULO 2: Imidacloprid soil drenching and the zoophytophagous biocontrol agent *Podisus maculiventris*: survival, longevity and reproduction ..... 14

CAPÍTULO 3: Tratamento de sementes e redes tróficas: impacto do imidacloprid sobre a comunidade de artrópodes associados a cultura da soja ..... 31

CONSIDERAÇÕES FINAIS ..... 65

AGRADECIMENTOS ..... 65

ANEXOS ..... 66

# RESUMO

SILVA, Geverson Aelton Resende, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, março de 2019**.** **Impacto do imidacloprid em predador zoofitófago e redes tróficas de artrópodes.** Orientador: Raul Narciso Carvalho Guedes. Coorientadores: Antônio Alberto da Silva, Gerald Christopher Cutler e Marcelo Mendes de Haro.

Em virtude das recentes estudos dos efeitos negativos sobre organismos não-alvo e a falta de impacto significativo sobre a produção da culturas, a utilização em larga escala de inseticidas neonicotinóides no controle preventivo de pragas tem sido alvo de debate. Procuramos aqui, através da utilização de duas abordagens distintas, contribuir para a elucidação dos possíveis efeitos da utilização de inseticidas neonicotinóides sobre o predador *Podisus maculiventris* e sobre a rede trófica de artrópodes associada ao cultivo da soja. No primeiro capítulo da dissertação foi determinado o impacto do inseticida imidacloprid aplicado via solo sobre o predador *P. maculiventris* mediante exposição a presas e plantas contendo o inseticida. Ambas concentrações testadas de imidacloprid afetaram a resposta funcional do predador, comprometendo também seu ganho de peso. Pudemos ainda observar no segundo capítulo, que a exposição crônica do predador ao inseticida por meio apenas da fitofagia em plantas contendo o inseticida, sem presença de presas contaminadas, teve efeito negativo sobre a sobrevivência de ninfas e sobre a longevidade e reprodução de fêmeas adultas do predador. A segunda estratégia foi contribuir com a elucidação dos possíveis efeitos da utilização de inseticidas neonicotinóides sobre comunidades de artrópodes. Assim, no terceiro capítulo utilizamos abundância numérica, peso corporal e abundância de biomassa para determinar os efeitos da aplicação do inseticida imidacloprid em tratamento de sementes sobre a comunidade de artrópodes associados a cultura da soja mediante análise de redes tróficas. O utilização de imidacloprid afetou a abundância e riqueza de espécies associadas ao cultivo da soja. O inseticida afetou também a estrutura da comunidade de artrópodes associados ao cultivo da soja. Entretanto espécies alvo de controle como mosca branca, tripes e vaquinhas, não foram afetadas pela utilização do inseticida. Ainda, a utilização de imidacloprid em tratamento de sementes não teve efeito significativo sobre a produção final da soja. Os resultados encontrados nos três capítulos reforçam a necessidade de cautela quanto ao uso indiscriminado de inseticidas neonicotinóides em tratamentos sistêmicos.

## ABSTRACT

SILVA, Geverson Aelton Resende, D.Sc., Universidade Federal de Viçosa, March, 2019. **Impact of imidacloprid in a zoophytophagous predator and arthropod trophic networks.** Advisor: Raul Narciso Carvalho Guedes. Co-advisors: Antônio Alberto da Silva, Gerald Christopher Cutler and Marcelo Mendes de Haro.

Recent studies on the negative effects on non-target organisms and lack of significant impact in crop yield sparked ongoing debate about the large scale and preventive use of neonicotinoid insecticides. Thus, the intent here was to shed light on the possible effects of neonicotinoid insecticides using two distinct approaches, focusing on the use of the predator *Podisus maculiventris* and exploring the arthropod trophic network associated with soybean cultivation. The 1st dissertation chapter aimed at determining the impact of drench applied imidacloprid on the predator *P. maculiventris* through exposure to insecticide-contaminated preys and plants. Both imidacloprid concentrations tested affected the predator functional response compromising its weight gain. The 2nd chapter allowed the recognition that imidacloprid chronic exposure via systemically contaminated plants without contaminated prey led to significant decrease in nymph survival, adult longevity and female reproduction of the predator. The 2nd approach used in the dissertation aimed at assessing the potential effects of the neonicotinoid insecticide imidacloprid in arthropod communities. Thus, the 3rd chapter of the dissertation reports on the assessment of numeric abundance, body mass and biomass abundance to determine the effects of imidacloprid applied in soybean seed treatment on the associated arthropod community using analyses of trophic networks. Imidacloprid use indeed affected arthropod species richness and abundance associated with soybean crops. The insecticide also affected the arthropod community structure associated with soybean crops. Nonetheless, pest species target of such imidacloprid use and including white flies, thrips and rootworms were not affected by the insecticide. Furthermore, imidacloprid use in seed treatment did not affect the final soybean yield. The findings obtained in all three chapters reinforce the need of caution regarding the indiscriminate use of neonicotinoid insecticides in systemic treatments.

# INTRODUÇÃO GERAL

Aplicação de inseticidas sistêmicos é uma das estratégias mais utilizadas no controle preventivo de pragas em diversas culturas agrícolas (Tomizawa and Casida 2005). O principal grupo de inseticidas utilizado nessa modalidade de controle é o dos neonicotinóides (Casida and Durkin 2013, Stewart et al. 2014, Douglas et al. 2015, Simon-Delso et al. 2015). O uso destes inseticidas no início de cultivo é prática comum e tem como principal objetivo o controle preventivo de afídeos, moscas brancas, tripes, vaquinhas e outros insetos que podem comprometer seriamente o desenvolvimento inicial das lavouras. Os inseticidas neonicotinóides apresentam como principais características, baixa toxidade a mamíferos e alta toxidade a pragas alvo de controle (Tomizawa and Casida 2005, Jeschke et al. 2011, Casida and Durkin 2013). A utilização destes pesticidas via solo e em tratamento de sementes tem como principais alicerces os benefícios provindos de: efetivo controle de pragas nos estágios iniciais das lavouras; menores concentrações de ingrediente ativo aplicadas; e a menor exposição de aplicadores e organismos não-alvo às moléculas inseticidas (Tomizawa and Casida 2005, Jeschke and Nauen 2008). Apesar destes aspectos favoráveis, pesquisas mais recentes tem questionado os benefícios da utilização inseticidas neonicotinóides em sistemas agrícolas (Furlan and Kreutzweiser 2015, Simon-Delso et al. 2015, van Lexmond et al. 2015).

A aplicação de inseticidas sistêmicos pode resultar em contaminação de partes da planta como pólen, néctar, frutos e sementes, o que pode incorrer em impactos negativos a organismos não-alvo como polinizadores e inimigos naturais, desencadeando uma série de problemas a nível ecológico (Rogers et al. 2007, Prabhaker et al. 2011, Goulson 2013). Muitos inimigos naturais por exemplo, apresentam comportamento zoofitófago e podem sofrer efeitos letais e subletais relativos a ingestão das moléculas de inseticidas sistêmicos (Moser and Obrycki 2009, Torres et al. 2010, Gontijo et al. 2014, 2018, Moscardini et al. 2014). Aliado a isso, herbívoros menos sensíveis ação letal destes pesticidas podem se alimentar de partes da planta contendo o inseticida e serem fonte de contaminação para níveis tróficos superiores (Malaquias *et al* 2014, Douglas *et al* 2015 , Taylor *et al.*, 2015).

O percevejo *P. maculiventris* é um importante predador generalista presente em diversos cultivos agrícolas nas América do Norte (Drummond et al. 1984, De Cock et al. 1996, De Clercq et al. 2000, Mohaghegh et al. 2001, Baek et al. 2014). Recentemente Silva et al. (2018) relataram pela primeira vez a ocorrência desta espécie na América do Sul, mais precisamente nos estados brasileiros do Pará e Rondônia. Os predadores do gênero *Podisus* possuem hábito

zoofitófago e ao se alimentarem do xilema de plantas tratadas podem estar sujeitos a ingestão de moléculas com ação inseticida (Torres et al. 2010). Aliado a isso, por serem predadores generalistas, os percevejos podem também ingerir considerável número de presas contendo o inseticida e estarem sujeitos a diversos efeitos letais e subletais. No entanto, apesar de efeitos tóxicos da exposição direta de *P. maculiventri*s ao inseticida imidacloprid já terem sido relatados por De Cock et al (1996) e Cutler et al. (2006) até o presente momento não existem relatos dos efeitos letais e subletais resultantes da exposição de *P. maculiventris* a seiva e presas contaminadas em plantas tratadas sistemicamente com o inseticida imidacloprid. A importância da determinação dos efeitos resultantes da exposição indireta a inseticidas sistêmicos decorre do fato de que essas moléculas ao serem absorvidas podem ser metabolizadas e gerar produtos com ação inseticidas muitas vezes superior a molécula inseticida inicial (Nauen et al. 1998, 1999).

No entanto, embora estudos específicos envolvendo poucos organismos sejam um ponto de partida para determinação do agente estressores, os impactos gerados a nível de comunidade são as modificações mais significativas que esses agentes podem causar no ambiente. Mesmo nos estudos de campo, os efeitos são explorados apenas sobre alguns grupos de artrópodes de interesse (Reisig et al. 2012, Rundlöf et al. 2015, Forister et al. 2016, Woodcock et al. 2016, Penn and Dale 2017), ou com base em análise multivariadas e de ordenação de parâmetros de riqueza e abundância de espécies (Badji et al. 2004, 2007). Uma abordagem que permite evidenciar alterações que agentes estressantes podem causar sobre comunidades de artrópodes é através do da determinação do seu impacto sobre a relações tróficas da comunidade (Haro et al. 2018).

As relações tróficas representam as relações entre consumidores e presas em uma comunidade. O conjunto dessas relações estabelecidas pelo membros de uma comunidade recebe o nome de rede trófica (MAY 1972, Cohen and Newman 1985). Esta representa uma captura fotográfica da estrutura trófica da comunidade presente em determinado local em um dado tempo (Pimm et al. 1991, Montoya and Solé 2002), podendo ser moldadas de acordo com a dinâmica do sistema (Cohen et al. 2009, Schriever 2015). A análise de redes tróficas permite a quantificação das interações entre as espécies de diferentes níveis tróficos e revela os componentes funcionais da biodiversidade de uma comunidade (Morris et al. 2004, McCann 2007). Além disso, a utilização de uma abordagem de rede trófica trivariada, utilizando parâmetros de abundância numérica, peso corporal e abundância de biomassa, permite ainda uma melhor visualização dos descritores da comunidade ecológica (Cohen et al. 2003).

Diante da importância do tema, foi buscado na presente pesquisa a elucidação dos efeitos da aplicação sistêmica do inseticida imidacloprid sobre duas óticas distintas de avaliação. Nos capítulos 1 e 2 buscamos evidenciar através de metodologias as vezes pouco exploradas, os efeitos indiretos e diretos da aplicação do imidacloprid via solo sobre o predador generalista *Podisus maculiventris*. No capítulo 3, buscamos uma abordagem mais arrojada e inovadora, por meio da análise por redes tróficas, onde foram determinados os efeitos do inseticida imidacloprid aplicado em tratamento de sementes sobre a comunidade de artrópodes associados a cultura da soja.

# REFERÊNCIAS


Badji, C. A., R. N. C. Guedes, A. A. Silva, and R. A. Araújo. 2004. Impact of deltamethrin on arthropods in maize under conventional and no-tillage cultivation. Crop Prot. 23: 1031–1039.

Badji, C. A., R. N. C. Guedes, A. A. Silva, A. S. Corrêa, M. E. L. R. Queiroz, and M. Michereff-Filho. 2007. Non-target impact of deltamethrin on soil arthropods of maize fields under conventional and no-tillage cultivation. J. Appl. Entomol. 131: 50–58.

Baek, S., Y. Son, and Y. L. Park. 2014. Temperature-dependent development and survival of *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae): Implications for mass rearing and biological control. J. Pest Sci . 87: 331–340.

Casida, J. E., and K. A. Durkin. 2013. Neuroactive Insecticides: Targets, Selectivity, Resistance, and Secondary Effects. Annu. Rev. Entomol. 58: 99–117.

De Clercq, P., J. Mohaghegh, and L. Tirry. 2000. Effect of host plant on the functional response of the predator *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae). Biol. Control. 18: 65–70.

De Cock, A., P. De Clercq, L. Tirry, and D. Degheele. 1996. Toxicity of diafenthiuron and imidacloprid to the predatory bug *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). Environ. Entomol. 25: 476–480.

Cohen, J. E., T. Jonsson, and S. R. Carpenter. 2003. Ecological community description using the food web, species abundance, and body size. Proc. Natl. Acad. Sci. 100: 1781–1786.

Cohen, J. E., and C. M. Newman. 1985. When will a large complex system be stable? J. Theor. Biol. 113: 153–156.

Cohen, J. E., D. N. Schittler, D. G. Raffaelli, and D. C. Reuman. 2009. Food webs are more than the sum of their tritrophic parts. Proc. Natl. Acad. Sci. 106: 22335–22340.

Cutler, G. C., C. D. Scott-Dupree, J. H. Tolman, and C. R. Harris. 2006. Toxicity of the insect growth regulator novaluron to the non-target predatory bug *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). Biol. Control. 38: 196–204.

Douglas, M. R., J. R. Rohr, and J. F. Tooker. 2015. Neonicotinoid insecticide travels through a soil food chain, disrupting biological control of non-target pests and decreasing soya bean yield. J. Appl. Ecol. 52: 250–260.

Drummond, F. A., R. L. James, R. A. Casagrande, and H. Faubert. 1984. Development and Survival of *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae), A Predator of the Colorado Potato Beetle (Coleoptera: Chrysomelidae). Environ. Enlomol. 13: 1283–1286.

Forister, M. L., B. Cousens, J. G. Harrison, K. Anderson, J. H. Thorne, D. Waetjen, C. C. Nice, M. De Parsia, M. L. Hladik, R. Meese, H. van Vliet, and A. M. Shapiro. 2016. Increasing neonicotinoid use and the declining butterfly fauna of lowland California. Biol. Lett. 12: 20160475.

Furlan, L., and D. Kreutzweiser. 2015. Alternatives to neonicotinoid insecticides for pest control: Case studies in agriculture and forestry. Environ. Sci. Pollut. Res. 22: 135–147.

Gontijo, P. C., D. O. Abbade Neto, R. L. Oliveira, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2018. Non-target impacts of soybean insecticidal seed treatments on the life history and behavior of *Podisus nigrispinus*, a predator of fall armyworm. Chemosphere. 191: 342–349.

Gontijo, P. C., V. F. Moscardini, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2014. Non-target effects of chlorantraniliprole and thiamethoxam on *Chrysoperla carnea* when employed as sunflower seed treatments. J. Pest Sci . 87: 711–719.

Goulson, D. 2013. An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. J. Appl. Ecol. 50: 977–987.

Haro, M. M., L. C. P. Silveira, and A. Wilby. 2018. Stability lies in flowers: Plant diversification mediating shifts in arthropod food webs. PLoS One. 13: e0193045.

Jeschke, P., and R. Nauen. 2008. Neonicotinoids-from zero to hero in insecticide chemistry. Pest

Manag. Sci. 64: 1084–1098.
Jeschke, P., R. Nauen, M. Schindler, and A. Elbert. 2011. Overview of the Status and Global Strategy for Neonicotinoids. J. Agric. Food Chem. 59: 2897–908.
van Lexmond, M. B., J. M. Bonmatin, D. Goulson, and D. A. Noome. 2015. Worldwide integrated assessment on systemic pesticides global collapse of the entomofauna: Exploring the role of systemic insecticides. Environ. Sci. Pollut. Res. 22: 1–4.
MAY, R. M. 1972. Will a Large Complex System be Stable? Nature. 238: 413–414.
McCann, K. 2007. Protecting biostructure. Nature. 446: 29–29.
Mohaghegh, De Clercq, and Tirry. 2001. Functional response of the predators *Podisus maculiventris* (Say) and *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Het., Pentatomidae) to the beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lep., Noctuidae): Effect of temperature. J. Appl. Entomol. 125: 131–134.
Montoya, J. M., and R. V. Solé. 2002. Small World Patterns in Food Webs. J. Theor. Biol. 214: 405–412.
Morris, R. J., O. T. Lewis, and H. C. J. Godfray. 2004. Experimental evidence for apparent competition in a tropical forest food web. Nature. 428: 310–313.
Moscardini, V. F., P. C. Gontijo, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2014. Sublethal effects of chlorantraniliprole and thiamethoxam seed treatments when *Lysiphlebus testaceipes* feed on sunflower extrafloral nectar. BioControl. 59: 503–511.
Moser, S. E., and J. J. Obrycki. 2009. Non-target effects of neonicotinoid seed treatments; mortality of coccinellid larvae related to zoophytophagy. Biol. Control. 51: 487–492.
Nauen, R., U. Reckmann, S. Armborst, H. P. Stupp, and A. Elbert. 1999. Whitefly-active metabolites of imidacloprid: Biological efficacy and translocation in cotton plants. Pestic. Sci. 55: 265–271.
Nauen, R., K. Tietjen, K. Wagner, and A. Elbert. 1998. Efficacy of plant metabolites of imidacloprid against *Myzus persicae* and *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae). Pestic. Sci. 52: 53–57.
Penn, H. J., and A. M. Dale. 2017. Imidacloprid seed treatments affect individual ant behavior and community structure but not egg predation, pest abundance or soybean yield. Pest Manag. Sci. 73: 1625–1632.
Pimm, S. L., J. H. Lawton, and J. E. Cohen. 1991. Food web patterns and their consequences. Nature. 350: 669–674.
Prabhaker, N., S. J. Castle, S. E. Naranjo, N. C. Toscano, and J. G. Morse. 2011. Compatibility of Two Systemic Neonicotinoids , Imidacloprid and Thiamethoxam , With Various Natural Enemies of Agricultural Pests. 773–781.
Reisig, D. D., D. A. Herbert, and S. Malone. 2012. Impact of Neonicotinoid Seed Treatments on Thrips (Thysanoptera: Thripidae) and Soybean Yield in Virginia and North Carolina. J. Econ. Entomol. 105: 884–889.
Rogers, M. A., V. A. Krischik, and L. A. Martin. 2007. Effect of soil application of imidacloprid on survival of adult green lacewing , *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), used for biological control in greenhouse. 42: 172–177.
Rundlöf, M., G. K. S. Andersson, R. Bommarco, I. Fries, V. Hederström, L. Herbertsson, O. Jonsson, B. K. Klatt, T. R. Pedersen, J. Yourstone, and H. G. Smith. 2015. Seed coating with a neonicotinoid insecticide negatively affects wild bees. Nature. 521: 77–80.
Schriever, T. A. 2015. Food Webs in Relation to Variation in the Environment and Species Assemblage: A Multivariate Approach. PLoS One. 10: e0122719.
Da Silva, V. J., C. R. M. Dos Santos, and J. A. M. Fernandes. 2018. Stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) from Brazilian Amazon: checklist and new records. Zootaxa. 4425: 401–455.
Simon-Delso, N., V. Amaral-Rogers, L. P. Belzunces, J. M. Bonmatin, M. Chagnon, C. Downs,

L. Furlan, D. W. Gibbons, C. Giorio, V. Girolami, D. Goulson, D. P. Kreutzweiser, C. H. Krupke, M. Liess, E. Long, M. Mcfield, P. Mineau, E. A. Mitchell, C. A. Morrissey, D. A. Noome, L. Pisa, J. Settele, J. D. Stark, A. Tapparo, H. Van Dyck, J. Van Praagh, J. P. Van Der Sluijs, P. R. Whitehorn, and M. Wiemers. 2015. Systemic insecticides (Neonicotinoids and fipronil): Trends, uses, mode of action and metabolites. Environ. Sci. Pollut. Res. 22: 5–34.

Stewart, S. D., G. M. Lorenz, A. L. Catchot, J. Gore, D. Cook, J. Skinner, T. C. Mueller, D. R. Johnson, J. Zawislak, and J. Barber. 2014. Potential exposure of pollinators to neonicotinoid insecticides from the use of insecticide seed treatments in the mid-southern United States. Environ. Sci. Technol. 48: 9762–9769.

Tomizawa, M., and J. E. Casida. 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: Mechanisms of selective action. Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol. 45: 247–268.

Torres, J. B., E. M. Barros, R. R. Coelho, and R. M. M. Pimentel. 2010. Zoophytophagous pentatomids feeding on plants and implications for biological control. 219–227.

Woodcock, B. A., N. J. B. Isaac, J. M. Bullock, D. B. Roy, D. G. Garthwaite, A. Crowe, and R. F. Pywell. 2016. Impacts of neonicotinoid use on long-term population changes in wild bees in England. Nat. Commun. 7: 12459.

# CAPÍTULO 1

*Journal of Economic Entomology*, XX(X), 2018, 1–7
doi: 10.1093/jee/toy401
Research

Biological and Microbial Control

OXFORD

# Imidacloprid Soil Drenches Affect Weight and Functional Response of Spined Soldier Bug (Hemiptera: Pentatomidae)

**Geverson A. Resende-Silva,[1,2,3] Leonardo M. Turchen,[2] Raul Narciso C. Guedes,[2] and G. Christopher Cutler[1]**

[1]Department of Plant, Food and Environmental Sciences, Faculty of Agriculture, Dalhousie University, Truro, NS, B2N 5E3, Canada, [2]Departamento de Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG 36570-900, Brazil, and [3]Corresponding author, e-mail: geversonaelton@gmail.com

Subject Editor: Eric Wajnberg

Received 18 September 2018; Editorial decision 27 November 2018

## Abstract

There are ongoing concerns of potential direct and indirect lethal and sublethal effects of insecticides on nontarget arthropod populations. The risk to natural enemies from systemic insecticides is mainly through exposure to the active ingredient by ingestion, and such risk may be elevated for omnivores that feed on treated plants, as well as herbivores that also feed on those same treated plants. *Podisus maculiventris* (Say), an important natural enemy in many agricultural systems, can be potentially exposed to the neonicotinoid imidacloprid when ingesting contaminated prey and feeding on plants subjected to soil-drench applications of this compound. In the current study, we examined the potential impact of imidacloprid soil drenches on some functional and morphological endpoints. Cabbage plants were treated with soil drenches of imidacloprid that corresponded to half and full recommended labels rates against whiteflies and aphids. Fourth instar diamondback moth, *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae), larvae on plants were used as prey in our experiments; *P. xylostella* is not a target of imidacloprid applications but may co-occur with other pests in systems where the insecticide is applied. We found that exposure to imidacloprid-treated plants did not cause significant mortality neither to *P. maculiventris* nor to *P. xylostella,* but both treatment concentrations impaired the predation, with consequences for predator weight gain during the assessment period. Our results corroborate those from other studies and demonstrate that effects from systemic insecticides can transcend trophic levels to affect natural enemies indirectly, such as through exposure from feeding on pests not targeted by the insecticide.

**Key words:** zoophytophagous predator, feeding relationship, systemic pesticide, nontarget effect

Lethal and sublethal effects of pesticides on targeted and nontargeted arthropod populations is an ongoing concern (Stark and Banks 2003; Desneux et al. 2007; Guedes and Cutler 2014; Guedes et al. 2016, 2017; Stanley and Preetha 2016). Systemic insecticides, such as neonicotinoids, can be applied to soil or directly to seeds and subsequently distributed throughout plant tissues. Such applications generally pose lower risk to nontarget insects than foliar insecticide applications, but even with systemic insecticide applications there are concerns of risks to pollinators (Goulson 2013, Van der Sluijs et al. 2013, Stewart et al. 2014) and natural enemies (Cloyd and Bethke 2011, Seagraves and Lundgren 2012, Simon-Delso et al. 2015).

The spined soldier bug, *Podisus maculiventris* (Say), is an important biocontrol agent (Westich and Hough-Goldstein 2001, Montemayor and Cave 2011, Baek et al. 2014) in many agricultural systems in North America (De Clercq 2008, Koch et al. 2017), and was recently detected in South America as well (Da Silva et al. 2018). *Podisus maculiventris* is produced and sold by several biological control companies. It is a generalist predator of many economically important insect pests (McPherson 1980, De Cock et al. 1996, Mohaghegh et al. 2001, De Clercq et al. 2002, Koch et al. 2017), but is omnivorous and also feeds on plant juices (Ruberson et al. 1986). This omnivorous feeding may increase exposure of *P. maculiventris* to systemic insecticides used in soil drenching and seed treatments against sucking pest species such as whiteflies, aphids, and leafhoppers. Previous studies have shown that natural enemies can have compromised survival, behavior, or reproduction when feeding on nectar or tissues of plants grown from seeds treated with systemic insecticides (Moser and Obrycki 2009; Moscardini et al. 2014, 2015; Gontijo et al. 2015, 2018). Others have demonstrated that nonlethal bioaccumulation of neonicotinoids by herbivo---

© The Author(s) 2018. Published by Oxford University Press on behalf of Entomological Society of America.
All rights reserved. For permissions, please e-mail: journals.permissions@oup.com.

Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

can result in trophic transfer of insecticide to natural enemies, with potential negative effects on biocontrol activity, crop development, or yield (Malaquias et al. 2014, Douglas et al. 2015, Taylor et al. 2015).

Natural enemies respond to changes in prey density, which is important for biological control programs (Holling 1966, Liu et al. 2006, Sarmento et al. 2007). Parasitoids and predators usually respond to such changes in prey density by either increasing consumption with increased prey density (type III sigmoidal functional response), or increasing prey consumption with lower prey densities (type II hyperbolic functional response) (Holling 1966, Juliano 2001, Pritchard et al. 2017). Environmental changes and modifications in host plants significantly affect the functional response of Asopinae predators, particularly soldier bugs (*Podisus* spp.) (De Clercq et al. 2000, Mohaghegh et al. 2001), and pesticides can also alter predator functional response to prey density (De Cock et al. 1996, Poletti et al. 2007, He et al. 2012, Malaquias et al. 2014). Soil drenches of neonicotinoids can potentially affect the functional response of omnivorous natural enemies, compromising their performance as biocontrol agents, but this hypothesis has been seldom studied.

Here we examined whether sublethal neonicotinoid exposure through soil drenching affects certain morphological and functional characters of *P. maculiventris*. We used recommended rates of imidacloprid soil drenches on cabbage plants, and the larvae of the diamondback moth *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae) as prey in our experiments. This model reflects scenarios that may occur in the field given the likely widespread co-occurrence of *P. maculiventris* and *P. xylostella* in various agroecosystems (including fields of cruciferous crops), predation of *P. maculiventris* on *P. xylostella* (Vuorinen 2004, Herrick et al. 2008, Fathipour and Mirhosseini 2017), and that imidacloprid can be used as a soil drench for cabbage, as well as a range other crops on which *P. maculiventris* is common (e.g., Admire 240F product label, Bayer CropScience Canada; www.cropscience.bayer.ca/en/Products/Insecticides/Admire). Based on previous finding with systemic insecticide seed treatments and other omnivorous predators (Moser and Obrycki 2009; Moscardini et al. 2014, 2015; Gontijo et al. 2015, 2018), we predicted deleterious impacts on *P. maculiventris* would be observed in our experiments.

## Material and Methods

### Insect Colonies

Insects used in experiments were from colonies maintained at the Faculty of Agriculture, Dalhousie University (Nova Scotia, Canada). The *P. maculiventris* colony was established in 2016 from adults purchased from the Bug Factory (Nanoose Bay, British Columbia, Canada) maintained in insecticide-free environment following Cutler et al. (2006), expect cabbage leaves were the only source of water for insects. *Plutella xylostella* was reared following Sangha et al. (2017) and Webster et al. (2018).

### Plants

Cabbage seeds (*Brassica oleracea* L. capitata group, cultivar Golden Acre) were sowed in 48-cell plastic trays filled with organic substrate (Pro-mix) and maintained in a greenhouse under ambient temperature (20–25°C, 60 ± 10% RH) and free of pesticides. Twenty-five to 30 d after emergence, seedlings were transplanted to plastic pots (14 cm diameter × 10.5 cm height) filled with Pro-mix substrate.

### Insecticide Application

Imidacloprid (Admire 240, Flowable Systemic Insecticide, Suspension, Bayer CropScience, AB, Canada) was used at the field label rate of 240 g of active ingredient (a.i.) per hectare, which is the rate recommended against whiteflies (*Bemisia tabaci* (Gennadius)) in brassica crops in Brazil (MAPA 2018) and cabbage aphids in Canada (Bayer Crop Science Canada 2018). Considering a cabbage spacing of 80 × 60 cm (20,833 plants per ha), 5.04 and 10.08 mg of imidacloprid was used per plant pot, corresponding to half and full field recommended rates, respectively. The insecticide was diluted in water, and 15 ml of solution was applied to the substrate at the base of each cabbage plant following the recommendation for drench application (MAPA 2018). Water alone was used on the control treatment. Plants were maintained in a greenhouse for 1 wk and regularly irrigated, always avoiding exceeding the substrate water retention capacity. Seven days after the treatment, plants were transferred to a walk-in environmental chamber maintained under controlled conditions of 22 ± 2°C, 65 ± 5% RH, and 16:8 (L:D) h photoperiod.

### Predation Experiment

Predation by *P. maculiventris* on *P. xylostella* larvae was recorded using arenas of plastic white pots (24 cm diameter × 29.5 cm height). The arenas were covered with a fine mesh to allow air circulation and prevent insect escape. Inside each arena we placed one pot containing one cabbage plant, following methods by De Clercq et al. (2000). A 3–4 cm layer of sand (Playsand, Greenhouse Gold) was added to the surface of each pot to prevent contact of insects with contaminated substrate (Uhl et al. 2015). The same procedure was carried out on control plants under the same experimental conditions.

Recently molted fourth instar *P. xylostella* were collected from the stock colony and transferred on to plants inside arenas using a fine-tipped paint brush. Three, five, eight, 10, 12, or 15 larvae were placed on each plant. These densities reflect those used by Vacari et al. (2012) for the predator *Podisus nigrispinus* (Dallas); each density treatment was replicated twelve times. *Plutella xylostella* were left to feed on cabbage plants for 24 h in the absence of predation pressure.

Virgin females of *P. maculiventris* were randomly collected from the stock colony and individually enclosed in plastic Petri dishes, where they were maintained without food for 24 h. Each individual was then weighed and transferred to plants infested with *P. xylostella* larvae (i.e., one predator per plant). The number of larvae preyed upon was recorded after 24 and 48 h, although only the latter dataset was used for the analyses since the trend was very similar, but with a broader range at 48 h. Larvae exhibiting at least part of the body consumed (sucked) were considered as preyed upon. Consumed larvae were not replaced. After this experimental period, *P. maculiventris* were removed and re-weighed. The difference between initial and final body weight was computed as the predator weight gain. To estimate *P. xylostella* mortality caused by the insecticide and natural causes, we exposed the different densities of larvae to the insecticide treatments ($n = 8$) in the absence of *P. maculiventris* females.

### Data Analyses

The number of consumed *P. xylostella* larvae as a function of their initial density was analyzed using the integrated package for functional response analysis in the R software (FRAIR) (Pritchard et al. 2017). The methods used to describe predator functional response

Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

of consumed prey as a function of the initial density. The type II functional response is characterized by a significant negative first-order term in the logistic regression (i.e., decrease in the proportion of individuals consumed with the increase in density). In contrast, a significant positive first-order term in the logistic regression (i.e., increase in the proportion of individuals consumed in higher densities) indicates a type III functional response. In these analyses, the quadratic and cubic models in the logistic regressions respectively provide a better fit for type II and type III functional responses (Juliano 2001, Pritchard et al. 2017).

For treatments where the logistic regression showed evidence for type II or type III functional response, we performed nonlinear regression analysis using the command 'frai_fit' to estimate the curve of the predicted number of prey consumed based on initial prey density. As consumed larvae were not replaced in our experiments, the following equation was used, following Rogers (1972), as adapted by Pritchard et al. (2017): $Ne = N_0 (1 - exp (aN_0 q (h Ne - T)))$. This equation adjusts the 'Holling disc equation' (Holling 1959) for a decrease in the initial availability of prey, where: $T$ is the total experimental time; $N_0$ is the initial density of prey; $Ne$ represents the number of individuals preyed; $a$ corresponds to the attack rate in unit of time; $h$ is time spend by the predator to subjugate and ingest the prey (handling time); and $q$ is the scaling exponent defining the extent to which the functional response changes from a sigmoidal form (type III: $q > 0$) to a decelerating hyperbola (type II: $q = 0$).

Regression analysis of the average female body weight as a function of the initial density of prey were performed using the curve-fitting procedure of TableSurve 2D (Systat Software 2002). The model selection was based on parsimony, high $F$-values, and steep increases in $R^2$ values. The effect of imidacloprid on predator weight gain with predation (regardless of prey density) was tested using two-way analysis of variance with imidacloprid concentration and prey density as the two fixed factors. Means were separated by a Tukey HSD test ($P < 0.05$) when necessary (PROC GLM, SAS; SAS Intitute 2011).

## Results

In the absence of the predator, the survival of diamondback moth fourth instars was 99% in all treatments. Therefore, no correction for *P. xylostella* mortality caused by insecticide or natural causes was required for the predation experiment. The imidacloprid treatments were not lethal to *P. maculiventris*, with all predators remaining alive for the duration of the experiment.

### Functional Responses

Female predators on uncontaminated plants exhibited a response that best fitted a quadratic model with a negative first-order term when subjected to logistic regression of the number of prey eaten as a function of the initial prey density (Table 1). This result provides evidence of a type II functional response (Table 1). Therefore, the curve of the number of larvae consumed by the predator based on the initial prey density was predicted by Roger's equation for type II functional response (Fig. 1). The estimates of attack rate and handling time of female predators maintained on plants without imidacloprid drench application are in Table 2. In contrast, for predators subjected to cabbage plants treated with 5.04 and 10.08 mg of imidacloprid, neither the quadratic or cubic models were significant for the first-order term (Table 1). Therefore, for these treatments, there were no evidences for any functional response. Predation was always higher (>twofold) without imidacloprid exposure, regardless of the insecticide concentration (average of 7.25 ± 1.57, 1.45 ± 0.59, and 1.19 ± 0.49 preys consumed/predator for 0.0, 5.04 and 10.08 mg a.i./plant, respectively) (Fig. 1).

### Predator Weight Gain

The average final weight of *P. maculiventris* females increased with the availability of prey (Fig. 2). Imidacloprid treatment also had significant effect on predator weight gain ($F_{2,10} = 23.48$, $P < 0.001$). Whereas predators on untreated plants gained approximately 10 mg, those on imidacloprid-treated plants did not gain any weight, or lost upwards of 5 mg (Fig. 3).

## Discussion

Soil drenches of imidacloprid at rates as high as that used for controlling early season insect pests in cabbage, including whiteflies and aphids, did not cause significant mortality of *P. xylostella* or

**Table 1.** Logistic regression estimates of the proportion of fourth instar diamondback moth (*Plutella xylostella*) by females of the spined soldier bug (*Podisus maculiventris*) on cabbage plants subject to soil drench application of imidacloprid

| Treatment | Type | Coefficient | Estimate | SE | $z$ value | $P$ |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Control | II | Intercept | 2.337 | 0.253 | 9.245 | $<2 \times 10^{-16}$*** |
| | | Density | −0.101 | 0.016 | −6.270 | $3.61 \times 10^{-10}$*** |
| Control | III | Intercept | −0.136 | 0.479 | −0.283 | 0.777[a] |
| | | Density | 0.372 | 0.086 | 4.314 | $1.61 \times 10^{-5}$*** |
| | | I (density$^2$) | −0.018 | 0.003 | −5.460 | $4.76 \times 10^{-8}$*** |
| 5.04 mg | II | Intercept | −1.498 | 0.266 | −5.621 | $3.35 \times 10^{-8}$*** |
| | | Density | −0.025 | 0.019 | −1.342 | 0.18[a] |
| 5.04 mg | III | Intercept | −2.424 | 0.622 | −3.900 | $9.62 \times 10^{-5}$*** |
| | | Density | 0.156 | 0.108 | 1.440 | 0.15[a] |
| | | Density$^2$ | −0.007 | 0.004 | −1.712 | 0.087[a] |
| 10.08 mg | II | Intercept | −1.590 | 0.281 | −5.652 | $1.58 \times 10^{-8}$*** |
| | | Density | −0.033 | 0.020 | −1.611 | 0.107[a] |
| 10.08 mg | III | Intercept | −1.484 | 0.595 | −2.4940 | 0.013* |
| | | Density | −0.054 | 0.108 | −0.4990 | 0.618[a] |
| | | I (density$^2$) | 0.001 | 0.004 | 0.2010 | 0.840[a] |

The type of functional response for each treatment (i.e., control and two imidacloprid concentrations at half and full label rate) are indicated.

[a]No significant estimates of the parameters.

***, **, *Significant estimates of the parameters at $P < 0.001$, $P < 0.01$, and $P < 0.01$, recspectively by the Z-test.

Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

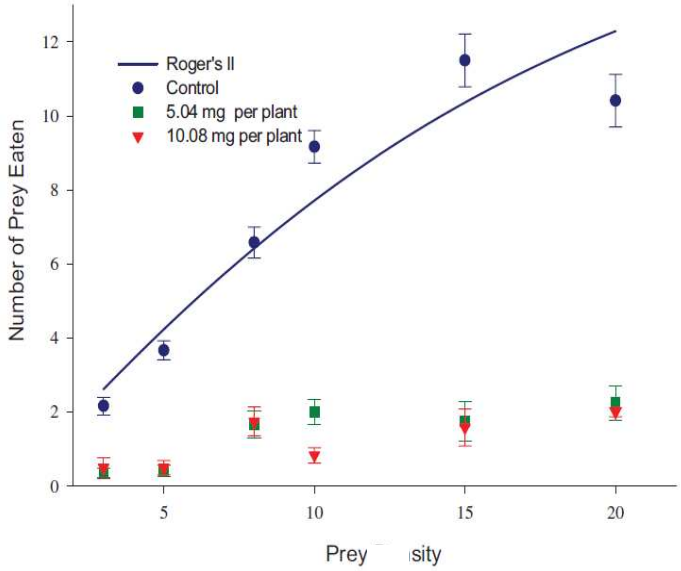


**Fig. 1.** Predation (±SE) of fourth instar diamondback moth (*Plutella xylostella*) by females of the spined soldier bug (*Podisus maculiventris*) on cabbage plants subjected to soil drench application of imidacloprid or distilled water. The solid line represents the predicted values of Roger's type II functional response for predators maintained on untreated plants. There was no evidence of any type of functional response for the treatments of 5.04 and 10.08 mg of imidacloprid per plant.

**Table 2.** Estimates (±SE) of attack rate (a), and handling time (h) of females of the spined soldier bug (*Podisus maculiventris*) preying on fourth instar diamondback moth (*Plutella xylostella*) on cabbage plants subject to soil drench application of imidacloprid

| Treat | Type | Parameter | Estimate | *P* |
|---|---|---|---|---|
| Control | Roger's II | a | 0.049 ± 0.005 $h^{-1}$ | <2.2e-16*** |
| | | h | 2.338 ± 0.304 h | 1.408e-14*** |
| 5.04 mg | No response | a | — | — |
| | | h | — | — |
| 10.08 mg | No response | a | — | — |
| | | h | — | — |

The estimates were based on the type of functional response recognized (and indicated).
***Significant at $P < 0.001$ by the Z-test.

*P. maculiventris*. The low efficacy of imidacloprid on *P. xylostella* was expected based on previous studies with this insect (Hill and Foster 2000) and studies with other Lepidoptera demonstrating their low susceptibility to neonicotinoids (Tomizawa and Casida 2005). In our experiment, cabbage plants and the larvae that consumed the treated plants would have contained imidacloprid, and *P. maculiventris* would have been exposed to imidacloprid through exposure to both these sources (we did observe *P. maculiventris* feeding on plants). Despite this exposure, field-rate treatments of imidacloprid did not result in mortality of the predator, suggesting that this application scenario of imidacloprid does not pose a significant acute lethal risk to *P. maculiventris* adults. Others have shown that imidacloprid is toxic *to P. maculiventris* nymphs (Cutler et al. 2006).

Spined soldier bug females exhibited a typical type II functional response to increasing densities of diamondback moth with increased predation with increased prey density, reaching a plateau at high densities (Holling 1966, Juliano 2001, Pritchard et al. 2017). This response was expected as based on previous studies (Wiedenmann and O'neil 1991, Vacari et al. 2012), and may reflect predator difficulties in coupling with high prey densities preventing it from regulating the prey populations in these conditions (Juliano 2001, Sarmento et al. 2007). The attack rate and prey handling time observed in our study are consistent with those previously reported for soldier bugs, particularly considering the relatively small search and handling arenas used in such studies (O'Neil 1997, Lee and Kang 2004, Vacari et al. 2012). This observed functional response could limit the effectiveness of the predatory species to lower levels of prey density in biocontrol programs. Other factors like host plant characteristics and temperature can also affect the functional response exhibited by soldier bugs (De Clercq et al. 2000, Mohaghegh et al. 2001).

The extent of the effect of imidacloprid soil drenches on the functional response of the spined soldier bug at the rates employed was more drastic than anticipated. At both the full and half label rate of imidacloprid, predator functional response was greatly impaired, such that the predator did not respond at all to prey density, with low-level predation across all density treatments. As a result, no model of functional response was suitable to describe the predator behavior of diamondback moth in imidacloprid-treated cabbage. Negative effects of sprayed pesticides on the functional response of predatory arthropods have been previously reported (Albajes et al. 2003, Claver et al. 2003, Li et al. 2006, Řezáč et al. 2010). Sprayed imidacloprid negatively impacted the predatory response of phytoseiid mites and

Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

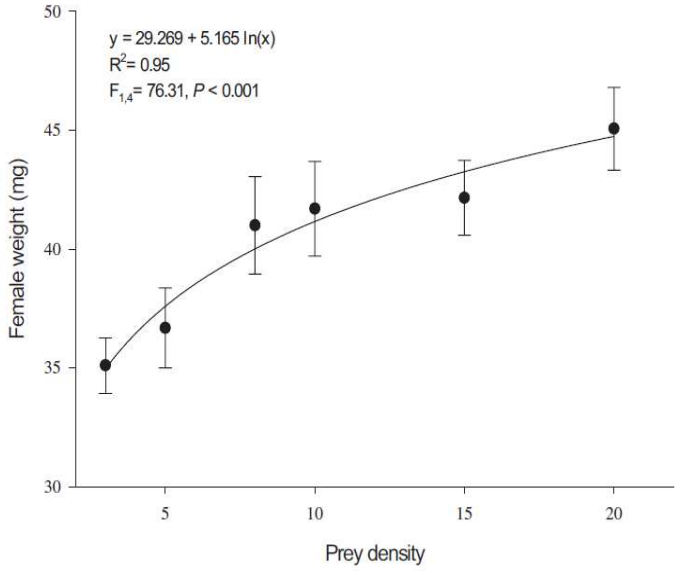


**Fig. 2.** Average weight (±SE) of females of the spined soldier bug (*Podisus maculiventris*) provided increasing densities of fourth instar diamondback moth (*Plutella xylostella*) on cabbage plants.

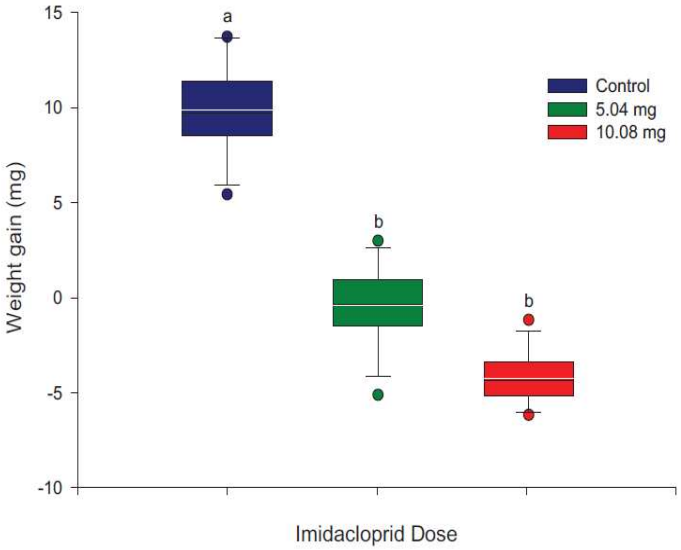


**Fig. 3.** Weight gain over 48 h of females of the spined soldier bug (*Podisus maculiventris*) provided with increasing densities of fourth instar diamondback moth (*Plutella xylostella*) on cabbage plants subjected to soil drench application of imidacloprid or distilled water. Box plots indicate the mean (white line), median (black line), and dispersal (lower and upper quartiles and outliers) of the mass values. Boxes with the same lower case letter are not significantly different by Tukey's HSD test ($P < 0.05$).

the whitefly coccinelid predator *Serangium japonicum* (Chapin) (Poletti et al. 2007, He et al. 2012). Imidacloprid-contaminated prey also impaired the functional response of the soldier bug *P. nigrispinus* (Malaquias et al. 2014). However, systemically applied imidacloprid did not impair the functional response of *S. japonicum* on the whitefly *B. tabaci* (He et al. 2012). The results of our study are the first report of negative effects on the functional response of a zoophytophagous predator from a systemically applied neonicotinoid. Our findings support those of others and highlight that effects from systemic insecticides can transcend trophic levels to affect natural enemies indirectly, such as through exposure from feeding on pests not targeted by the insecticide.

## Acknowledgments

We are grateful to the Minas Gerais State Foundation for Research Aid (FAPEMIG BDS-00488-16), National Council of Scientific and Technological Development (CNPq), CAPES Foundation, and a Discovery Grant from the

Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

Natural Sciences and Engineering Research Council of Canada (RGPIN-2015-04639) for the financial support.

## References Cited


Albajes, R., C. López, and X. Pons. 2003. Predatory fauna in cornfields and response to imidacloprid seed treatment. J. Econ. Entomol. 96: 1805–1813.

Baek, S., Y. Son, and Y. L. Park. 2014. Temperature-dependent development and survival of *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae): implications for mass rearing and biological control. J. Pest Sci. 87: 331–340.

Bayer Crop Science Canada. 2018. Products, insecticides, admire. Bayer Crop Science Canada, Calgary, AB, Canada.

Claver, M. A., B. Ravichandran, M. M. Khan, and D. P. Ambrose. 2003. Impact of cypermethrin on the functional response, predatory and mating behaviour of a non-target potential biological control agent *Acanthaspis pedestris* (Stal) (Het., Reduviidae). J. Appl. Entomol. 127: 18–22.

Cloyd, R. A., and J. A. Bethke. 2011. Impact of neonicotinoid insecticides on natural enemies in greenhouse and interiorscape environments. Pest Manag. Sci. 67: 3–9.

Cutler, G. C., C. D. Scott-Dupree, J. H. Tolman, and C. R. Harris. 2006. Toxicity of the insect growth regulator novaluron to the non-target predatory bug *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). Biol. Control 38: 196–204.

Da Silva, V. J., C. R. M. Dos Santos, and J. A. M. Fernandes. 2018. Stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) from Brazilian Amazon: checklist and new records. Zootaxa. 4425: 401–455.

De Clercq, P. 2008. Spined Soldier Bug, *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae, Asopinae), pp. 3508–3510. *In* Capinera, J. L. (ed.), Encycl. Entomol. Springer Netherlands, Dordrecht, the Netherlands.

De Clercq, P., J. Mohaghegh, and L. Tirry. 2000. Effect of host plant on the functional response of the predator *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae). Biol. Control 18: 65–70.

De Clercq, P., K. Wyckhuys, H. N. De Oliveira, and J. Klapwijk. 2002. Predation by *Podisus maculiventris* on different life stages of *Nezara viridula*. Florida Entomol. 85: 197–202.

De Cock, A., P. De Clercq, L. Tirry, and D. Degheele. 1996. Toxicity of diafenthiuron and imidacloprid to the predatory bug *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). Environ. Entomol. 25: 476–480.

Desneux, N., A. Decourtye, and J. M. Delpuech. 2007. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. Annu. Rev. Entomol. 52: 81–106.

Douglas, M. R., J. R. Rohr, and J. F. Tooker. 2015. Neonicotinoid insecticide travels through a soil food chain, disrupting biological control of non-target pests and decreasing soya bean yield. J. Appl. Ecol. 52: 250–260.

Fathipour, Y., and M. A. Mirhosseini. 2017. Diamondback moth (*Plutella xylostella*) management, pp. 13–43. *In* G. V. P. Reddy (ed.), Integrated Management of insect pests canola other brassica oilseed crop. CABI, Tehran, Iran.

Gontijo, P. C., V. F. Moscardini, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2015. Non-target effects of two sunflower seed treatments on *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). Pest Manag. Sci. 71: 515–522.

Gontijo, P. C., D. O. Abbade Neto, R. L. Oliveira, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2018. Non-target impacts of soybean insecticidal seed treatments on the life history and behavior of *Podisus nigrispinus*, a predator of fall armyworm. Chemosphere. 191: 342–349.

Goulson, D. 2013. An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. J. Appl. Ecol. 50: 977–987.

Guedes, R. N. C., and G. C. Cutler. 2014. Insecticide-induced hormesis and arthropod pest management. Pest Manag. Sci. 70: 690–697.

Guedes, R. N., G. Smagghe, J. D. Stark, and N. Desneux. 2016. Pesticide-induced stress in arthropod pests for optimized integrated pest management programs. Annu. Rev. Entomol. 61: 43–62.

Guedes, R. N. C., S. S. Walse, and J. E. Throne. 2017. Sublethal exposure, insecticide resistance, and community stress. Curr. Opin. Insect Sci. 21: 47–53.

He, Y., J. Zhao, Y. Zheng, N. Desneux, and K. Wu. 2012. Lethal effect of imidacloprid on the coccinellid predator *Serangium japonicum* and sublethal effects on predator voracity and on functional response to the whitefly *Bemisia tabaci*. Ecotoxicology.

Herrick, N. J., S. R. Reitz, J. E. Carpenter, and C. W. O'Brien. 2008. Predation by *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae) on *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) larvae parasitized by *Cotesia plutellae* (Hymenoptera: Braconidae) and its impact on cabbage. Biol. Control 45: 386–395.

Hill, T. A., and R. E. Foster. 2000. Effect of insecticides on the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) and its parasitoid *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae). J. Econ. Entomol. 93: 763–768.

Holling, C. S. 1959. Some characteristics of simple types of predation and parasitism. Can. Entomol. 91: 385–398.

Holling, C. S. 1966. The functional response of invertebrate predators to prey density. Mem. Entomol. Soc. Canada. 98: 5–86.

Juliano, S. A. 2001. Non-linear curve fitting: predation and functional response curve, pp. 178–196. *In* S. M. Scheiner and J. Gurevitch (ed.), Design and analysis of ecological experiments. Oxford University Press, Oxford, United Kingdom.

Koch, R. L., D. T. Pezzini, A. P. Michel, and T. E. Hunt. 2017. Identification, biology, impacts, and management of stink bugs (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae) of soybean and corn in the Midwestern United States. J. Integr. Pest Manag. 8.

Lee, J. H., and T. J. Kang. 2004. Functional response of *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae) to *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) in the Laboratory. Biol. Control 31: 306–310.

Li, D. X., J. Tian, and Z. R. Shen. 2006. Functional response of predatory thrips *Scolothrips takahashii* Prisener to *Tetranychus viennensis* Zacher. Acta Ecol. Sin. 26: 1414–1421.

Liu, B., Z. Teng, and L. Chen. 2006. Analysis of a predator-prey model with Holling II functional response concerning impulsive control strategy. J. Comput. Appl. Math. 193: 347–362.

Malaquias, J. B., F. S. Ramalho, C. Omoto, W. A. Godoy, and R. F. Silveira. 2014. Imidacloprid affects the functional response of predator *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Heteroptera: Pentatomidae) to strains of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) on Bt cotton. Ecotoxicology. 23: 192–200.

MAPA. 2018. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 2018. AGROFIT Sist., Agrotóxicos Fitossanitários. (http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons) (Accessed 26 July 2018).

McPherson, J. 1980. A list of the prey species of *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae). Gt. Lakes Entomol. 13: 17–24.

Mohaghegh, J., P. De Clercq, and L. Tirry. 2001. Functional response of the predators *Podisus maculiventris* (Say) and *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Het., Pentatomidae) to the beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lep., Noctuidae): Effect of temperature. J. Appl. Entomol. 125: 131–134.

Montemayor, C. O., and R. D. Cave. 2011. Development time and predation rate of *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae) feeding on *Microtheca ochroloma* (Coleoptera: Chrysomelidae). Environ. Entomol. 40: 948–954.

Moscardini, V. F., P. C. Gontijo, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2014. Sublethal effects of chlorantraniliprole and thiamethoxam seed treatments when *Lysiphlebus testaceipes* feed on sunflower extrafloral nectar. BioControl. 59: 503–511.

Moscardini, V. F., P. C. Gontijo, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2015. Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). Ecotoxicology. 24: 1152–1161.

Moser, S. E., and J. J. Obrycki. 2009. Non-target effects of neonicotinoid seed treatments; mortality of coccinellid larvae related to zoophytophagy. Biol. Control 51: 487–492.

O'Neil, R. J. 1997. Functional response and search strategy of *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae) attacking Colorado potato beetle (Coleoptera:Chrysomelidae). Environ. Entomol. 26: 1183–1190.

Poletti, M., A. H. N. Maia, and C. Omoto. 2007. Toxicity of neonicotinoid insecticides to *Neoseiulus californicus* and *Phytoseiulus macropilis* (Acari: Phytoseiidae) and their impact on functional response to *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). Biol. Control 40: 30–36.

Pritchard, D. W., R. A. Paterson, H. C. Bovy, and D. Barrios-O'Neill. 2017. Frair: an R package for fitting and comparing consumer functional responses. Methods Ecol. Evol. 8: 1528–1534.

Řezáč, M., S. Pekár, and J. Stará. 2010. The negative effect of some selective insecticides on the functional response of a potential biological control agent, the spider *Philodromus cespitum*. BioControl. 55: 503–510.


Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

Rogers, D. 1972. Random search and insect population models. J. Anim. Ecol. 41: 369.

Ruberson, J. R., M. J. Tauber, and C. A. Tauber. 1986. Plant feeding by Podisus maculiventris (Heteroptera: Pentatomidae): effect on survival, development, and preoviposition period. Environ. Entomol. 15: 894–897.

Sangha, J. S., T. Astatkie, and G. C. Cutler. 2017. Ovicidal, larvicidal, and behavioural effects of some plant essential oils on diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). Can. Entomol. 149: 639–648.

Sarmento, R. A., A. Pallini, M. Venzon, O. F. F. De Souza, A. J. Molina-Rugama, and C. L. De Oliveira. 2007. Functional response of the predator *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) to different prey types. Brazilian Arch. Biol. Technol. 50: 121–126.

SAS Intitute. 2011. SAS/STAT9.3 user's guide. SAS Institute, Cary, NC.

Seagraves, M. P., and J. G. Lundgren. 2012. Effects of neonicitinoid seed treatments on soybean aphid and its natural enemies. J. Pest Sci. 85: 125–132.

Simon-Delso, N., V. Amaral-Rogers, L. P. Belzunces, J. M. Bonmatin, M. Chagnon, C. Downs, L. Furlan, D. W. Gibbons, C. Giorio, V. Girolami, et al. 2015. Systemic insecticides (neonicotinoids and fipronil): trends, uses, mode of action and metabolites. Environ. Sci. Pollut. Res. Int. 22: 5–34.

Stanley, J., and G. Preetha. 2016. Pesticide toxicity to non-target organisms. Springer Netherlands, Dordrecht, the Netherlands.

Stark, J. D., and J. E. Banks. 2003. Population-level effects of pesticides and other toxicants on arthropods. Annu. Rev. Entomol. 48: 505–519.

Stewart, S. D., G. M. Lorenz, A. L. Catchot, J. Gore, D. Cook, J. Skinner, T. C. Mueller, D. R. Johnson, J. Zawislak, and J. Barber. 2014. Potential exposure of pollinators to neonicotinoid insecticides from the use of insecticide seed treatments in the mid-southern United States. Environ. Sci. Technol. 48: 9762–9769.

Systat Software. 2002. TableCurve 2D, version 5.01. Systat Software, Richmond, CA.

Taylor, S. V., H. J. Burrack, R. Michael Roe, J. S. Bacheler, and C. E. Sorenson. 2015. Systemic imidacloprid affects intraguild parasitoids differently. PLoS One 10: 1–13.

Tomizawa, M., and J. E. Casida. 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: mechanisms of selective action. Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol. 45: 247–268.

Uhl, P., R. Bucher, R. B. Schäfer, and M. H. Entling. 2015. Sublethal effects of imidacloprid on interactions in a tritrophic system of non-target species. Chemosphere. 132: 152–158.

Vacari, A. M., S. A. De Bortoli, and J. B. Torres. 2012. Relationship between predation by *Podisus nigrispinus* and developmental phase and density of its prey, *Plutella xylostella*. Entomol. Exp. Appl. 145: 30–37.

Van der Sluijs, J. P., N. Simon-Delso, D. Goulson, L. Maxim, J. M. Bonmatin, and L. P. Belzunces. 2013. Neonicotinoids, bee disorders and the sustainability of pollinator services. Curr. Opin. Environ. Sustain. 5: 293–305.

Vuorinen, T., A. M. Nerg, M. A. Ibrahim, G. V. Reddy, and J. K. Holopainen. 2004. Emission of Plutella xylostella-induced compounds from cabbages grown at elevated CO2 and orientation behavior of the natural enemies. Plant Physiol. 135: 1984–1992.

Webster, A. E., P. Manning, J. M. Sproule, N. Faraone, and G. C. Cutler. 2018. Insecticidal and synergistic activity of two monoterpenes against diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). Can. Entomol. 150: 258–264.

Westich, R., and J. Hough-Goldstein. 2001. Temperature and host plant effects on predatory stink bugs for augmentative biological control. Biol. Control 21: 160–167.

Wiedenmann, R. N., and R. J. O'neil. 1991. Laboratory measurement of the functional response of Podisus maculiventris (Say) (Heteroptera: Pentatomidae). Environ. Entomol. 20: 610–614.

Downloaded from https://academic.oup.com/jee/advance-article-abstract/doi/10.1093/jee/toy401/5253577 by Bukkyo University user on 19 December 2018

**CAPÍTULO 2**

Submitted to: Crop Protection

Geverson A. Resende-Silva
Departamento de Entomologia
Universidade Federal de Viçosa
Viçosa, MG 36570-900
Brazil
E-mail: geversonaelton@gmail.com

# Imidacloprid soil drenching and the zoophytophagous biocontrol agent *Podisus maculiventris*: survival, longevity and reproduction

Geverson A. Resende-Silva[1,2], Deney A. Joseph[1], Raul Narciso C. Guedes[2] and G. Christopher Cutler[1]

[1]*Department of Plant, Food and Environmental Sciences, Faculty of Agriculture, Dalhousie University, Truro, NS, B2N 5E3, Canada*

[2]*Departamento de Entomologia, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG 36570-900, Brazil*

## Abstract

Systemic insecticides when applied as seed treatments or soil drenches are often more toxicologically selective for natural enemies than target pests. This may not be the case, however, for omnivorous predators, which are at risk of extended exposure to systemically applied pesticides through ingestion while feeding on treated plants for nutrients or water. Such exposure may kill or have sublethal consequences for these natural enemies, compromising their role as biocontrol agents of agricultural pest species. The spined soldier bug, *Podisus maculiventris* (Say) (Heteroptera: Pentatomidae: Asopinae), is an important zoophytophagous biological control agent that may be exposed to systemic insecticides in many agricultural systems. We therefore examined effects on *P. maculiventris* following exposure to cabbage plants subject to soil drench treatments with imidacloprid, a systemic neonicotinoid insecticide. Predator survival, development, morphology, and reproduction were recorded. Imidacloprid treatments significantly affected predator nymph survival and adult emergence, but duration of nymph period, body weight, and sex ratio unaffected. At one-twentieth the recommended field rate for whitefly and aphid management, imidacloprid treatment reduced the longevity, fecundity and fertility of female predators. These findings demonstrate that systemic insecticide soil treatments can negatively impact zoophytophagous natural enemies.

**Key words:** systemic insecticides, zoophytophagous predators, sublethal effects

## Introduction

Soil or seed treatment applications of systemic pesticides is an important strategy to prevent damage caused by early season agricultural pests (Jeschke et al. 2011, Simon-Delso et al. 2015). Neonicotinoids insecticides such as the imidacloprid are commonly applied in this way to suppress populations of a wide variety of insects, including piercing-sucking insect pests like whiteflies, aphids, and leafhoppers (Nauen et al. 1998, 1999, Wilde et al. 2004, Tomizawa and Casida 2005, Elbert et al. 2008). An advantage of systemic insecticide applications encouraging their broad scale use over traditional foliar sprays is that such applications tend to reduce exposure to non-target organisms, with exposure being limited mainly to herbivores that feed on plant tissues or materials (e.g., pollen or nectar) (Ruberson et al. 1998, Cloyd and Bethke 2011, He et al. 2012, Main et al. 2018).

However, beneficial insects may also feed on plant tissues. The uptake of systemic pesticides by seeds or plant roots allows them to remain within the plant for several weeks (Juraske et al. 2009, Akoijam and Singh 2014, Sharma and Singh 2014) and this may extend pesticide exposure to non-targeted organisms that ingest foliage, pollen, nectar, or plant sap (Cloyd and Bethke 2011, Goulson 2013, Simon-Delso et al. 2015). The risk of such exposures to pollinators has been well recognized (Blacquière et al. 2012, Van der Sluijs et al. 2013, Barbosa et al. 2015, van Lexmond et al. 2015). Though they have received less attention than pollinators, omnivorous natural enemies are also potentially exposed to systemic pesticides when feeding on contaminated plant parts (Moser and Obrycki 2009, Torres et al. 2010, Gontijo et al. 2015, Moscardini et al. 2015). Exposure through phytophagy on treated plants by zoophytophagous (predatory) insects may compromise their performance as biocontrol agents.

An important zoophytophagous predator is the spined soldier bug *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae: Asopinae) (De Cock et al. 1996, Mohaghegh et al. 2001, De Clercq et al. 2003, Montemayor and Cave 2011, Koch et al. 2017). This insect occurs in a wide

range of agricultural systems in North America (Herrick and Reitz 2004, De Clercq 2008), and was also recently detected in South America as well (Da Silva et al. 2018). Easily reared, this predator is commonly produced and sold by biological control companies. Though it is a predator, *P. maculiventris* is an omnivore and will regularly feed on plant juice to complement its diet and water requirements (Ruberson et al. 1986). This omnivory may increase exposure of *P. maculiventris* to systemic pesticides or their metabolites.

In the current study we investigated whether exposure of *P. maculiventris* to imidacloprid via phytophagy on soil drenching treated plants would compromising the predator's survival, developmental, morphological characteristics, or reproduction. We used four imidacloprid concentrations, rearing of *P. maculiventris* on treated cabbage plants, and insecticide-free *Tenebrio molitor* (Linnaeus) (Coleoptera: Tenebrionidae) pupae as prey. We expected significant negative effects of the insecticide on the predator because of previous negative effects reported for imidacloprid foliar sprays (De Cock et al. 1996, Cutler et al. 2006), high toxicity of imidacloprid on piercing-sucking pest species (Tomizawa and Casida 2005, Casida and Durkin 2013), and reported negative effects on other non-target species (Torres et al. 2003, Rogers et al. 2007, Moser and Obrycki 2009, Gontijo et al. 2014, Moscardini et al. 2014, Gontijo et al. 2015, 2018).

## Material and methods

### *Insects and plants*

Insects were from colony maintained at the Faculty of Agriculture, Dalhousie University (Nova Scotia, Canada) and established in 2016 from adults purchased from the Bug-factory (Nanoose Bay, British Columbia, Canada). The insects were maintained in insecticide-free environment following Cutler et al. (2006), but using cabbage leaves as the only water source.

Seeds of cabbage (*Brassica oleracea* capitata group, cv. Golden Acre) were sowed in 48-cell plastic trays filled with organic substrate (Pro-mix®), and kept in greenhouse under ambient temperature (20-25 °C) and free of pesticides. Twenty-five to 30 days after the emergence, the seedlings were transplanted to plastic pots (14 cm diameter x 10.5 cm height) filled with Pro-mix substrate. Plants were irrigated immediately after the transplantation to establish the root-soil contact and minimize the transplant shock, and thereafter watered as needed.

### *Soil drenching treatment*

The insecticide imidacloprid (Admire® 240, Flowable Systemic Insecticide, Suspension, Bayer CropScience, AB, Canada) was used at 240 g of active ingredient (a.i.) per hectare (ha), which is the label rate recommended against whiteflies (*Bemisia tabaci*) in brassica crops in Brazil (MAPA 2018) and cabbage aphids in Canada (Bayer Crop Science Canada 2018). Considering a cabbage spacing of 80 x 60 cm (20,833 plants per ha), treatments of 0.50, 1.01, 5.04, or 10.08 mg a.i. per pot were used, corresponding to one-twentieth, one-tenth, half, and full field recommended rates, respectively. The insecticide was diluted in water, and 15 ml of solution was applied to the substrate at the base of each cabbage plant following the recommendation for drench application (MAPA 2018). Water alone was applied to control plants. After the soil drench application, plants were maintained for one week in a greenhouse and regularly irrigated without exceeding the water holding capacity of the substrate. Seven days after the treatment, potted plants were transferred to a walk-in environmental chamber maintained under controlled conditions of 22 ± 2 °C, 65 ± 5 % RH, and 16:8 h (L:D) photoperiod. Experiments were carried out in this environmental chamber.

### *Nymph survival and development*

We assessed effects of imidacloprid soil drenches on the survival and development of *P. maculiventris* by rearing 3$^{rd}$ instar nymphs on treated cabbage plants until they became adults.

The experiment was conducted using a complete randomized block design with eight blocks and one plant per treatment for each block. Plants from the same transplant date and dilution series constituted a block.

A 3-4 cm layer of sand was added to the surface of each pot before transferring the nymphs to prevent contact of insects with the contaminated substrate (Uhl et al. 2015). Subsequently, eight newly molted 3rd instar *P. maculiventris* nymphs (< 24 h old) were randomly selected from a mass reared colony and carefully transferred to each plant using a small soft-bristle brush. Similar size

uncontaminated pupae of mealworms (*Tenebrio molitor* L.), were added *ad libitum* to the soil surface as prey adapting earlier methods by Torres et al. (2003). Although *P. maculiventris* nymphs would move down to the soil surface to feed on *T. molitor*, the vast majority of the time nymphs remained and were observed feeding on the treated plants. To prevent insect escape and guarantee air exchange for the plant, each potted plant was covered with a micro-perforated plastic bag secured around the pot with a rubber band.

Nymph survival and development were checked daily. Plants were irrigated daily, avoiding substrate saturation. During daily checks, after plants irrigation, dead prey were removed and replaced with healthy pupae, and any *P. maculiventris* that became adults were removed, sexed, weighed, and individually transferred to plastic petri dishes (80 x15 mm) until subsequently needed.

### *Female longevity and progeny production*

Collected adults from the previous experiment were grouped into mating pairs within treatment (and block). Each mating pair was transferred to single cabbage plants subjected to the same treatments and at the same opportunity as those used to record nymph survival and development. Same *T. molitor* pupae were provide as prey. Insects and plants were maintained under the same conditions detailed above. Adult survival was recorded every other day and the eggs laid during

the period were transferred to a filter paper placed inside plastic Petri dishes (80 x 15 mm). Males were removed from plant 15 days after the pairing, as usually performed for predatory soldier bugs (Torres and Zanuncio 2001, Torres et al. 2003). Petri dishes with eggs were identified and maintained in the same growth chamber as the whole plant set up. First-instar nymphs that hatched from eggs were counted, removed, and killed every other day until death of adult females.

### *Statistic analyses*

Survival data were subjected to survival analyses using Kaplan-Meier estimators (Log-Rank method). Survival curves obtained were compared using the Holm-Sidak method in SigmaPlot (Systat, San Jose, CA, USA). The data on developmental time ($3^{rd}$ instar to adult), median survival time ($LT_{50}$), adult emergence, sex rate, and body weight were subjected to regression analyses using the curve-fitting procedure of TableCurve 2D (Systat, San Jose, CA, USA). Model selection was based on parsimony, high F-values, and steep increases in $R^2$ values. Data on female longevity, number of eggs laid, proportion of hatched eggs, and number of nymphs hatched from these eggs were subjected to analyses of variance. Eventual pairwise comparisions were made using Stundet´s *t* test ($P<0.05$ (PROC TTEST; SAS, SAS Intitute, Cary, NC, USA). Residuals were checked for normality and homoscedasticity and no data transformations were necessary.

## Results

### *Nymph survival and development*

Imidacloprid soil drenching of cabbage plants significantly reduced *P. maculiventris* nymph survival (log-rank test, $\chi^2= 138.88$, df= 4; $P<0.001$) in a dose-dependent manner (Fig.1a). The median survival times ($LT_{50}$) of nymphs ranged from 5 to 21 days depending on the treatment (Fig.1b). Despite differences in survival and median lethal time, for those nymphs that did

survive, time of development to the adult stage did not differ among treatment, ranging from 21 to 23 days (Fig. 2).

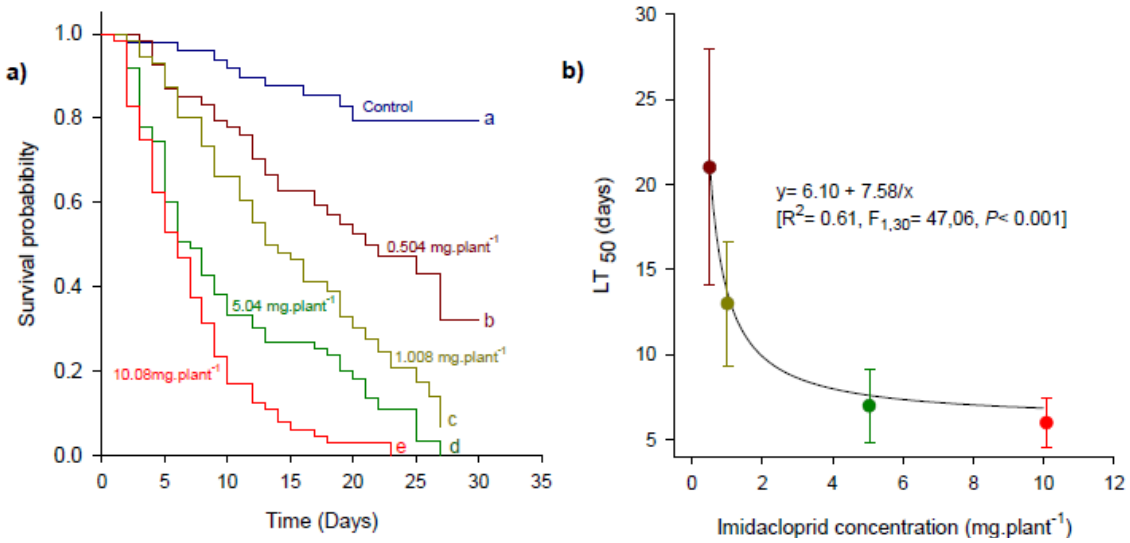


**Figure 1**. (a) Survival curves and (b) median lethal time (median, ± 95% CI) of *P. maculiventris* nymphs reared in cabbage plants treated with imidacloprid by soil drenches. Survival curves with different lower case letters are significantly different (Holm-Sidak test, $P < 0.05$).

### *Adult emergence, body weight, longevity and fertility*

Adult emergence of *P. maculiventris* decreased significantly with imidacloprid concentration applied as soil drenching (Fig. 3). The lowest emergence took place with the imidacloprid field rate, where only one adult (female) emerged. Sex ratio was not affected by imidacloprid treatment (0.55 (± 0.05) female: 0.45 (± 0.05) male; $F_{1,24} = 2.1$, $P = 0.16$), nor was the body weight of the emerged insects regardless of their gender (♂ ($F_{1,18} = 0.218$, $P=0.646$); ♀ ($F_{1,20} = 0.349$, $P=0.561$); Fig. 4)

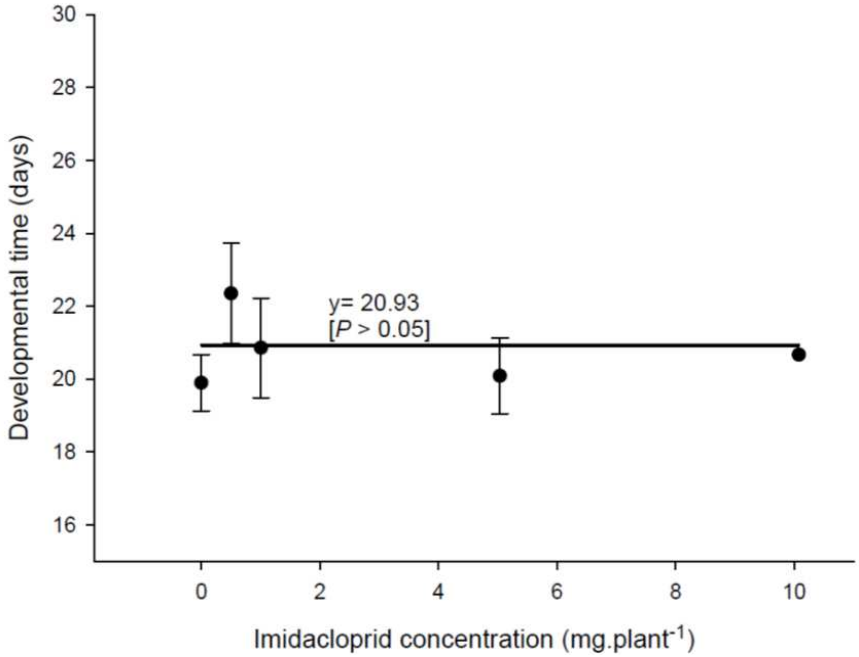


**Figure 2**. Developmental time (± SE) of *P. maculiventris* nymphs to reach adulthood reared on cabbage plants treated with imidacloprid by soil drenches.

Low adult emergence precluded us from assessing adult longevity and fertility at higher imidacloprid concentrations. Thus, this assessment was done only for the control and 0.54 mg imidacloprid plant$^{-1}$ (o ne-twentieth label rate) treatments, with the latter treatment significantly reducing adult female longevity (Fig. 5), and predator fecundity and fertility (Fig. 6).

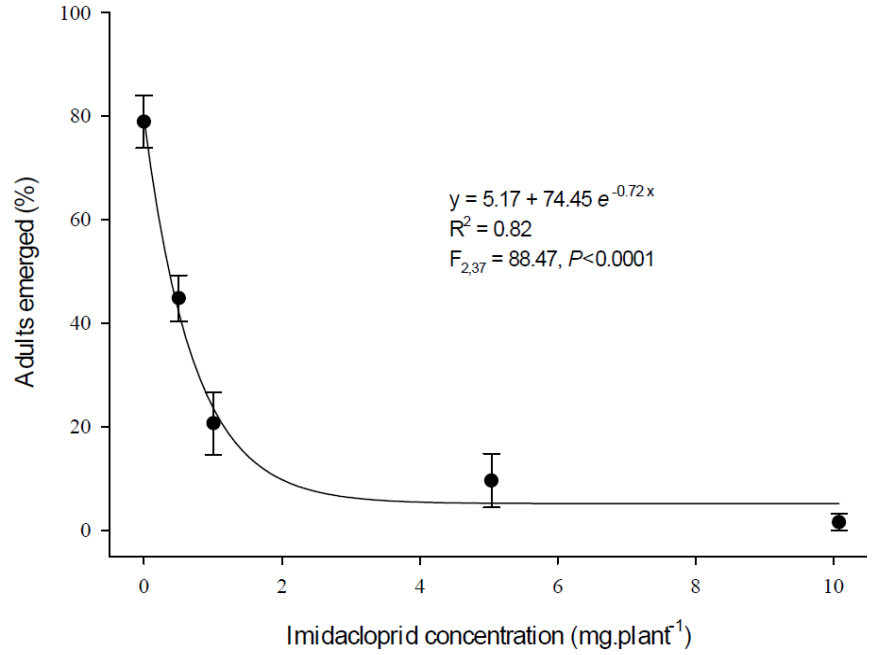


**Figure 3**. Mean adult emergence (± SE) of *P. maculiventris* reared on cabbage plants treated with imidacloprid soil drenching.

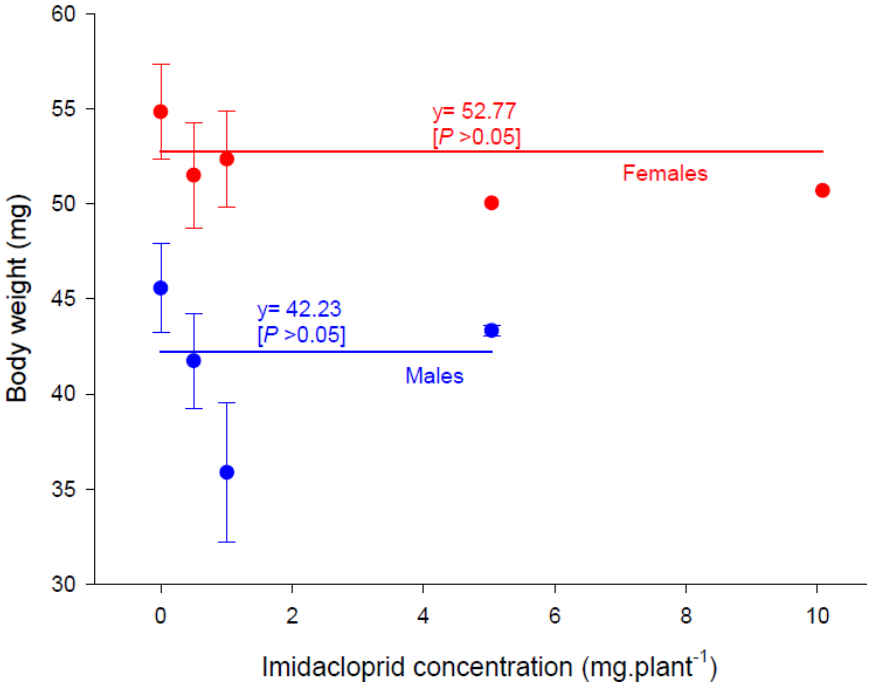


**Figure 4**. Body weight of female and male adults of *P. maculiventris* (mean, ± SE) reared in cabbage plants treated with imidacloprid soil drenching.

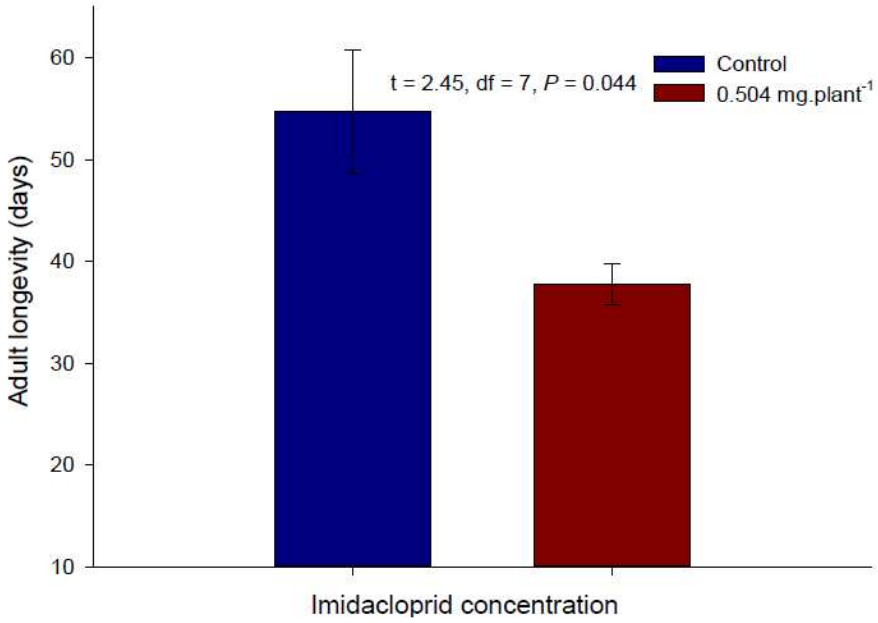


**Figure 5**. Longevity means (± SE) of *P. maculiventris* females reared in cabbage plants treated with imidacloprid soil drenching.

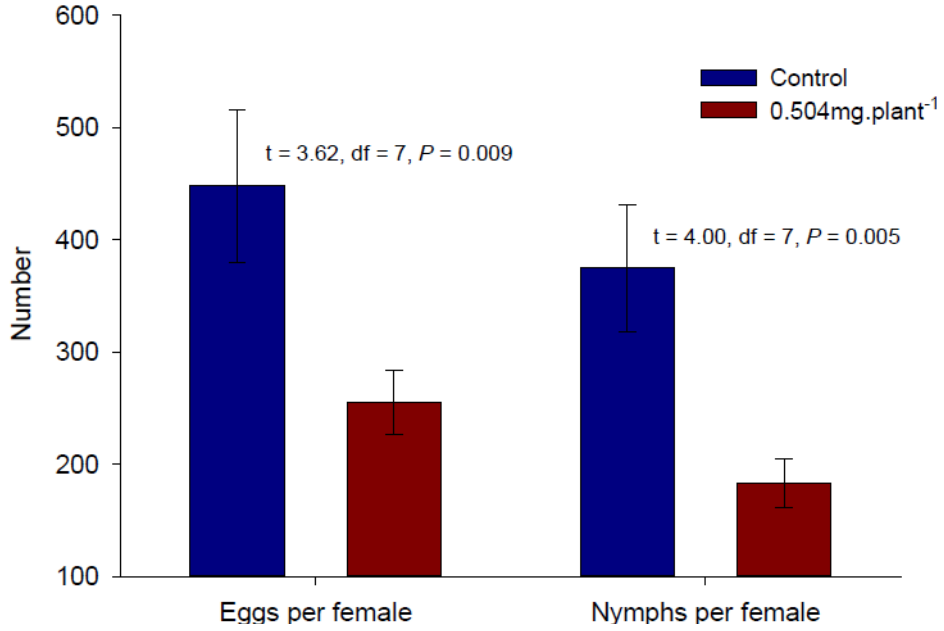


**Figure 6.** Mean fecundity and fertility means (± SE) of *P. maculiventris* reared in cabbage plants treated with imidacloprid soil drenching.

## Discussion

The chronic exposure of *P. maculiventris* to imidacloprid by plant-feeding compromised nymph survival. These results support reported effects of high toxicity of imidacloprid to immature stages of this insect when exposed via contaminated water, treated foliage, or direct contact through topical spray (De Cock et al. 1996, Cutler et al. 2006). Nevertheless, our study confirm that when applied trough soil drenching, the imidacloprid insecticide uptake by cabbage plants can be lethal to *P. maculiventris* nymphs that feed on those plants. Other studies have similarly shown that significant lethal effects can occur with zoophytophagous predators that feed on plants systemically treated with neonicotinoids (Torres and Ruberson 2004, Rogers et al. 2007, Moser and Obrycki 2009, Torres et al. 2010, Gontijo et al. 2014, 2015, Bredeson and Lundgren 2018).

Effects we observed of imidacloprid soil drenches on *P. maculiventris* changed in a dose-dependent manner. Studies of the persistence of imidacloprid in other crops show the insecticide concentration starts decreasing on plant tissues after around 10 to 15 days (Juraske et al. 2009, Sharma and Singh 2014). Changes over time in imidacloprid concentration in plant tissues were not measured in our study, but previous studies and our results indicate that lethal effects of imidacloprid soil drenching to the spined soldier bug probably subside over time.

Systemically applied neonicotinoids may compromise life history traits of exposed zoophytophagous predators even under sublethal concentrations (Torres et al. 2003, Gontijo et al. 2015, Sâmia et al. 2018). Of insects that survived imidacloprid exposure in our experimental treatments, we did not notice any effect on predator developmental time, body mass, and sex ratio. Nonetheless, adult longevity, fecundity and fertility were compromised by the plant-mediated imidacloprid exposure.

The primary mode of action of neonicotinoids is the competitive modulation of nicotinic acetylcholine receptors in neural synapses (Nauen and Bretschneider 2002, Tomizawa and

Casida 2005, Jeschke et al. 2010, Casida and Durkin 2013). These symptoms are irreversible under high insecticide concentrations, but lower concentrations of imidacloprid can lead to more subtle and reversible effects such as antifeedant activity (Nauen 1995, Nauen and Elbert 1997, Boina et al. 2009). High median survival values of nymphs of the spined soldier bug reared on plants treated with diluted imidacloprid concentrations could be a result of such antifeedant activity. However, the lower body weight of newly-emerged adults that could be a consequence of this effect was not observed in our study, although earlier reported in another soldier bug species by Torres et al. (2003).

Female of *P. maculiventris* exposed to plants treated with imidacloprid soil drenches as low as one-twentieth the recommended label rate exhibited reduced longevity by about 17 days, and fecundity and fertility was less than half that of females from untreated plants. These results contrast those of De Cock et al. (1996) who found sublethal ingestion of imidacloprid did not affect the longevity or fertility of *P. maculiventris*. Both negative and positive effects on such parameters have been reported for other natural enemies (Xiao et al. 2016, Fernanda et al. 2017, D'Ávila et al. 2018) and piercing-sucking pests (Qu et al. 2015, Haddi et al. 2016, Rix et al. 2016, Santos et al. 2016) after residual contact exposure to imidacloprid.

In summary, our results suggest feeding upon imidacloprid soil-drenched cabbage plants would be likely harmful to the zoophytophagous biocontrol agent *P. maculiventris,* with potential repercussion on nymph survival, adult emergence and longevity, and reproduction. Such deleterious effects on biocontrol agents should be considered when using imidacloprid soil drenches in pest management programs.

## Acknowledgements

We are grateful to the Minas Gerais State Foundation for Research Aid (FAPEMIG BDS-00488-16), National Council of Scientific and Technological Development (CNPq), CAPES

Foundation, and a Discovery Grant from the Natural Sciences and Engineering Research Council of Canada (RGPIN-2015-04639) for the financial support.

## References

Akoijam, R., and B. Singh. 2014. Persistence and metabolism of imidacloprid in rice. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 92: 609–615.

Barbosa, W. F., G. Smagghe, and R. N. C. Guedes. 2015. Pesticides and reduced-risk insecticides, native bees and pantropical stingless bees: Pitfalls and perspectives. Pest Manag. Sci. 71: 1049–1053.

Bayer Crop Science Canada. 2018. Products, Insecticides, Admire. Bayer Crop Sci. Canada, Calgary, AB, Canada.

Blacquière, T., G. Smagghe, C. A. M. van Gestel, and V. Mommaerts. 2012. Neonicotinoids in bees: a review on concentrations, side-effects and risk assessment. Ecotoxicology. 21: 973–992.

Boina, D. R., E. O. Onagbola, M. Salyani, and L. L. Stelinski. 2009. Antifeedant and sublethal effects of imidacloprid on Asian citrus psyllid, *Diaphorina citri*. Pest Manag. Sci. 65: 870–877.

Bredeson, M. M., and J. G. Lundgren. 2018. Thiamethoxam seed treatments reduce foliar predator and pollinator populations in sunflowers (*Helianthus annuus*), and extra-floral nectaries as a route of exposure for seed treatments to affect the predator, *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). Crop Prot. 106: 86–92.

Casida, J. E., and K. A. Durkin. 2013. Neuroactive Insecticides: Targets, Selectivity, Resistance, and Secondary Effects. Annu. Rev. Entomol. 58: 99–117.

Cloyd, R. A., and J. A. Bethke. 2011. Impact of neonicotinoid insecticides on natural enemies in greenhouse and interiorscape environments. Pest Manag. Sci. 67: 3–9.

Cutler, G. C., C. D. Scott-Dupree, J. H. Tolman, and C. R. Harris. 2006. Toxicity of the insect growth regulator novaluron to the non-target predatory bug *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). Biol. Control. 38: 196–204.

D'Ávila, V. A., W. F. Barbosa, R. N. C. Guedes, and G. C. Cutler. 2018. Effects of Spinosad, Imidacloprid, and Lambda-cyhalothrin on Survival, Parasitism, and Reproduction of the Aphid Parasitoid *Aphidius colemani*. J. Econ. Entomol. 1–8.

Da Silva, V. J., C. R. M. Dos Santos, and J. A. M. Fernandes. 2018. Stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) from Brazilian Amazon: checklist and new records. Zootaxa. 4425: 401–455.

De Clercq, P. 2008. Spined Soldier Bug, *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae, Asopinae), pp. 3508–3510. *In* Capinera, J.L. (ed.), Encycl. Entomol. Springer Netherlands, Dordrecht, Netherlands.

De Clercq, P., I. Peeters, G. Vergauwe, and O. Thas. 2003. Interaction between *Podisus maculiventris* and *Harmonia axyridis*, two predators used in augmentative biological control in greenhouse crops. BioControl. 48: 39–55.

De Cock, A., P. De Clercq, L. Tirry, and D. Degheele. 1996. Toxicity of diafenthiuron and imidacloprid to the predatory bug *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae). Environ. Entomol. 25: 476–480.

Elbert, A., M. Haas, B. Springer, W. Thielert, and R. Nauen. 2008. Applied aspects of neonicotinoid uses in crop protection. Pest Manag. Sci. 64: 1099–1105.

Fernanda, K., A. Santos, O. Z. Zanardi, M. R. De Morais, D. Oliveira, P. T. Yamamoto, C. Renata, O. Jacob, and B. Monique. 2017. Chemosphere The impact of six insecticides

commonly used in control of agricultural pests on the generalist predator *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae). 186: 218–226.
Gontijo, P. C., D. O. Abbade, R. L. Oliveira, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2018. Non-target impacts of soybean insecticidal seed treatments on the life history and behavior of *Podisus nigrispinus*, a predator of fall armyworm. Chemosphere. 191: 342–349.
Gontijo, P. C., V. F. Moscardini, J. Michaud, and G. A. Carvalho. 2015. Non-target effects of two sunflower seed treatments on *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). Pest Manag. Sci. 71: 515–522.
Gontijo, P. C., V. F. Moscardini, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2014. Non-target effects of chlorantraniliprole and thiamethoxam on *Chrysoperla carnea* when employed as sunflower seed treatments. J. Pest Sci . 87: 711–719.
Goulson, D. 2013. An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. J. Appl. Ecol. 50: 977–987.
Haddi, K., M. V. Mendes, M. S. Barcellos, J. Lino-Neto, H. L. Freitas, R. N. C. Guedes, and E. E. Oliveira. 2016. Sexual success after stress? Imidacloprid-induced hormesis in males of the neotropical stink bug *Euschistus heros*. PLoS One. 11: e0156616.
He, Y., J. Zhao, Y. Zheng, N. Desneux, and K. Wu. 2012. Lethal effect of imidacloprid on the coccinellid predator *Serangium japonicum* and sublethal effects on predator voracity and on functional response to the whitefly *Bemisia tabaci*. Ecotoxicology. 21: 1291–1300.
Herrick, N. J., and S. R. Reitz. 2004. Temporal occurrence of *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae) in North Florida. Florida Entomol. 87: 587–590.
Jeschke, P., R. Nauen, M. Schindler, and A. Elbert. 2011. Overview of the Status and Global Strategy for Neonicotinoids. J. Agric. Food Chem. 59: 2897–908.
Juraske, R., F. Castells, A. Vijay, P. Muñoz, and A. Antón. 2009. Uptake and persistence of pesticides in plants: Measurements and model estimates for imidacloprid after foliar and soil application. J. Hazard. Mater. 165: 683–689.
Koch, R. L., D. T. Pezzini, A. P. Michel, and T. E. Hunt. 2017. Identification, biology, impacts, and management of stink bugs (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae) of soybean and corn in the Midwestern United States. J. Integr. Pest Manag. 8: 1–14.
Main, A. R., E. B. Webb, K. W. Goyne, and D. Mengel. 2018. Neonicotinoid insecticides negatively affect performance measures of non-target terrestrial arthropods: a meta-analysis. Ecol. Appl. 0: 1–13.
MAPA. 2018. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento 2018. AGROFIT Sist., AgrotóxicosFitossanitários. (http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons) (Accessed 27 November 2018).
Mohaghegh, De Clercq, and Tirry. 2001. Functional response of the predators *Podisus maculiventris* (Say) and *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Het., Pentatomidae) to the beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Hübner) (Lep., Noctuidae): Effect of temperature. J. Appl. Entomol. 125: 131–134.
Montemayor, C. O., and R. D. Cave. 2011. Development time and predation rate of *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae) feeding on *Microtheca ochroloma* (Coleoptera: Chrysomelidae). Environ. Entomol. 40: 948–954.
Moscardini, V. F., P. C. Gontijo, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2014. Sublethal effects of chlorantraniliprole and thiamethoxam seed treatments when *Lysiphlebus testaceipes* feed on sunflower extrafloral nectar. BioControl. 59: 503–511.
Moscardini, V. F., P. C. Gontijo, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2015. Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). Ecotoxicology. 24: 1152–1161.
Moser, S. E., and J. J. Obrycki. 2009. Non-target effects of neonicotinoid seed treatments;

mortality of coccinellid larvae related to zoophytophagy. Biol. Control. 51: 487–492.
Nauen, R. 1995. Behaviour modifying effects of low systemic concentrations of imidacloprid on *Myzus persicae* with special reference to an antifeeding response. Pestic. Sci. 44: 145–153.
Nauen, R., and A. Elbert. 1997. Apparent Tolerance of a Field-Collected Strain of*Myzus nicotianae* to Imidacloprid due to Strong Antifeeding Responses. Pestic. Sci. 49: 252–258.
Nauen, R., and T. Bretschneider. 2002. New modes of action of insecticides. Pestic. Outlook. 13: 241–245.
Nauen, R., K. Tietjen, K. Wagner, and A. Elbert. 1998. Efficacy of plant metabolites of imidacloprid against *Myzus persicae* and *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae). Pestic. Sci. 52: 53–57.
Nauen, R., U. Reckmann, S. Armborst, H. P. Stupp, and A. Elbert. 1999. Whitefly-active metabolites of imidacloprid: Biological efficacy and translocation in cotton plants. Pestic. Sci. 55: 265–271.
Qu, Y., D. Xiao, J. Li, Z. Chen, A. Biondi, N. Desneux, X. Gao, and D. Song. 2015. Sublethal and hormesis effects of imidacloprid on the soybean aphid *Aphis glycines*. Ecotoxicology. 24: 479–487.
Rix, R. R., M. M. Ayyanath, and G. Christopher Cutler. 2016. Sublethal concentrations of imidacloprid increase reproduction, alter expression of detoxification genes, and prime *Myzus persicae* for subsequent stress. J. Pest Sci . 89: 581–589.
Rogers, M. A., V. A. Krischik, and L. A. Martin. 2007. Effect of soil application of imidacloprid on survival of adult green lacewing , *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), used for biological control in greenhouse. 42: 172–177.
Ruberson, J. R., M. J. Tauber, and C. A. Tauber. 1986. Plant Feeding by *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae): Effect on Survival, Development, and Preoviposition Period. Environ. Entomol. 15: 894–897.
Ruberson, J., H. Nemoto, and Y. Hirose. 1998. Pesticides and conservation of natural enemies in pest management, pp. 207–220. *In* Conserv. Biol. Control. Elsevier.
Sâmia, R. R., P. C. Gontijo, R. L. Oliveira, and G. A. Carvalho. 2018. Sublethal and transgenerational effects of thiamethoxam applied to cotton seed on *Chrysoperla externa* and *Harmonia axyridis*. Pest Manag. Sci. doi:10.1002/ps.5166
Santos, M. F., R. L. Santos, H. V. V. Tomé, W. F. Barbosa, G. F. Martins, R. N. C. Guedes, and E. E. Oliveira. 2016. Imidacloprid-mediated effects on survival and fertility of the Neotropical brown stink bug *Euschistus heros*. J. Pest Sci . 89: 231–240.
SAS Intitute. 2011. SAS/STAT9.3 User's Guide, SAS Institute, Cary, NC.
Sharma, S., and B. Singh. 2014. Persistence of imidacloprid and its major metabolites in sugarcane leaves and juice following its soil application. Int. J. Environ. Anal. Chem. 94: 319–331.
Simon-Delso, N., V. Amaral-Rogers, L. P. Belzunces, J. M. Bonmatin, M. Chagnon, C. Downs, L. Furlan, D. W. Gibbons, C. Giorio, V. Girolami, D. Goulson, D. P. Kreutzweiser, C. H. Krupke, M. Liess, E. Long, M. Mcfield, P. Mineau, E. A. Mitchell, C. A. Morrissey, D. A. Noome, L. Pisa, J. Settele, J. D. Stark, A. Tapparo, H. Van Dyck, J. Van Praagh, J. P. Van Der Sluijs, P. R. Whitehorn, and M. Wiemers. 2015. Systemic insecticides (Neonicotinoids and fipronil): Trends, uses, mode of action and metabolites. Environ. Sci. Pollut. Res. 22: 5–34.
Systat Software. 2002. TableCurve 2D, version 5.01. Systat Software, Richmond, CA.
Tomizawa, M., and J. E. Casida. 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: Mechanisms of selective action. Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol. 45: 247–268.
Torres, J. B., and J. C. Zanuncio. 2001. Effects of sequential mating by males on reproductive output of the stinkbug predator, *Podisus nigrispinus*. BioControl. 46: 469–480.
Torres, J. B., and J. R. Ruberson. 2004. Toxicity of thiamethoxam and imidacloprid to *Podisus*

*nigrispinus* (Dallas) (Heteroptera: Pentatomidae) nymphs associated to aphid and whitefly control in cotton. Neotrop. Entomol. 33: 99–106.

Torres, J. B., C. S. A. Silva-torres, and R. Barros. 2003. Relative effects of the insecticide thiamethoxam on the predator *Podisus nigrispinus* and the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* in nectaried and nectariless cotton. 323: 315–323.

Torres, J. B., E. M. Barros, R. R. Coelho, and R. M. M. Pimentel. 2010. Zoophytophagous pentatomids feeding on plants and implications for biological control. 219–227.

Van der Sluijs, J. P., N. Simon-Delso, D. Goulson, L. Maxim, J. M. Bonmatin, and L. P. Belzunces. 2013. Neonicotinoids, bee disorders and the sustainability of pollinator services. Curr. Opin. Environ. Sustain. 5: 293–305.

Van Lexmond, M. B., J. M. Bonmatin, D. Goulson, and D. A. Noome. 2015. Worldwide integrated assessment on systemic pesticides global collapse of the entomofauna: Exploring the role of systemic insecticides. Environ. Sci. Pollut. Res. 22: 1–4.

Wilde, G., K. Roozeboom, M. Claassen, K. Janssen, and M. Witt. 2004. Seed treatment for control of early-season pests of corn and its effect on yield. J. Agric. Urban Entomol. 21: 75–85.

Xiao, D., J. Zhao, X. Guo, H. Chen, M. Qu, W. Zhai, N. Desneux, A. Biondi, F. Zhang, and S. Wang. 2016. Sublethal effects of imidacloprid on the predatory seven-spot ladybird beetle Coccinella septempunctata. 1782–1793.

# CAPÍTULO 3

## Tratamento de sementes e redes tróficas: impacto do imidacloprid sobre a comunidade de artrópodes associados a cultura da soja


## RESUMO

Trabalhos em torno dos efeitos da utilização de inseticidas neonicotinóides em tratamento de sementes normalmente não levam em conta a interação entre as espécies e a estrutura trófica das comunidades de artrópodes associadas à cultura. A abordagem por meio de redes tróficas permite a identificação e quantificação das interações tróficas de modo elucidar diferentes componentes funcionais e estruturantes da comunidade de organismos envolvidas na rede. Assim, neste trabalho utilizamos análises de redes tróficas para determinar o impacto do inseticida imidacloprid aplicado em tratamento de sementes sobre a comunidade de artrópodes associados ao cultivo da soja. Para tanto, foram realizadas amostragens por batida de bandeja e coleta de plantas em áreas de soja tratadas ou não com o inseticida imidacloprid via tratamento de sementes, durante duas safras consecutivas. Essas amostragens proporcionaram a coleta de dados necessários para um abordagem trivariada (abundância numérica, peso corporal e abundância numérica) que foi utilizada para o construção das redes tróficas dos artrópode associados a cultura. A abundância e riqueza de espécies, bem como a estrutura das redes trófica das comunidades artrópodes foram afetadas pelo tratamento de sementes. Além disso, a utilização do inseticida em tratamento de sementes não resultou em ganhos significativos de produção. Esses resultados alertam quanto ao impacto e eficácia da utilização de inseticidas neonicotinóides em tratamento de sementes.



**Palavras chave:** conexões tróficas; neonicotinóides; interações ecológicas

## INTRODUÇÃO

Os inseticidas neonicotinóides são atualmente a classe de pesticidas mais utilizados no controle de artrópodes-praga (Jeschke et al. 2011, Simon-Delso et al. 2015). Muito do grande uso destes pesticidas decorre da sua versatilidade de utilização, podendo ser empregado não só em pulverizações, mas também em aplicações sistêmicas (Jeschke and Nauen 2008). Neste contexto, o tratamento de sementes com neonicotinóides tem se configurado como o principal tática de controle preventivo de pragas de início de cultivo, especialmente sugadores, em culturas como milho, algodão, hortaliças e soja (Nauen et al. 1998, 1999, Wilde et al. 2004, 2007, Tomizawa and Casida 2005). Além desta versatilidade de uso, outros fatores determinantes no aumento de uso neonicotinóides são a especificidade de controle, baixa toxicidade a mamíferos e uma exposição potencialmente menor de artrópodes benéficos comparada aos pesticidas utilizados em pulverização foliar (Tomizawa and Casida 2005, Jeschke et al. 2011, Casida and Durkin 2013).

Com o passar dos anos no entanto, o uso indiscriminado destes pesticidas tem sido intensamente criticado. Primeiramente, por que ao serem absorvidos de forma sistêmica, os inseticidas neonicotinóides podem permanecer na planta por várias semanas e serem fonte de contaminação para organismos não alvo (Juraske et al. 2009, Magalhaes et al. 2009, Akoijam and Singh 2014, Sharma and Singh 2014). Assim organismos benéficos como polinizadores e inimigos naturais de hábito onívoro são expostos ao pólen, néctar, seiva e outras partes vegetais contaminadas com inseticidas neonicotinóides (Cloyd and Bethke 2011, Seagraves and Lundgren 2012, Goulson 2013, Van der Sluijs et al. 2013, Stewart et al. 2014, Budge et al. 2015). Outro fator questionado quanto ao uso desta modalidade de controle é o real impacto do tratamento de sementes com inseticidas neonicotinóides sobre a produção final das culturas. Os poucos estudos realizados a campo tem demostrado que independentemente do controle eficaz das pragas alvo, o uso do tratamento de sementes com neonicotinóides quase sempre não resulta em ganhos significativos para as culturas (Wilde et al. 2004, Reisig et al. 2012, Seagraves and Lundgren 2012).

Embora tenha havido nos últimos anos um expressivo aumento no número de trabalhos abordando o tema, a maioria das pesquisas acerca dos potenciais efeitos do uso intenso de inseticidas neonicotinóides tiveram como foco o efeito direto destes pesticidas sobre pragas-alvo e organismos benéficos, através de parâmetros de mortalidade. Felizmente nos últimos anos, tem crescido também, principalmente para polinizadores, o número de estudos abordando os efeitos

subletais diretos e indiretos decorrentes da exposição de artrópodes a inseticidas neonicotinóides. Hoje sabe-se que a exposição a doses subletais destes pesticidas podem comprometer de maneira expressiva o serviços prestados por inimigos naturais e polinizadores (Tomé et al. 2012, Van der Sluijs et al. 2013, Uhl et al. 2015, Guedes et al. 2016, D'Ávila et al. 2018, Gontijo, Abbade, et al. 2018, Resende-Silva et al. 2018).

No entanto, a maioria dos estudos referentes aos efeitos adversos de pesticidas sobre artrópodes ainda são feitos em condições controladas, sem levar em conta as diversas interações ecológicas que podem ocorrer nos agroecossistemas. Mesmo nos estudos de campo, os efeitos são explorados apenas sobre alguns grupos de artrópodes de interesse (Reisig et al. 2012, Rundlöf et al. 2015, Forister et al. 2016, Woodcock et al. 2016, Penn and Dale 2017), ou com base em análise multivariadas e de ordenação de parâmetros de riqueza e abundância de espécies (Badji et al. 2004, 2007). Sozinhas, estas abordagens não permitem explorar a estrutura de comunidades ecológicas e suas respostas a fatores externos e/ou ambientais (Gagic et al. 2011, Szénási et al. 2015). Uma abordagem que permite evidenciar alterações que agentes estressantes podem causar sobre comunidades de artrópodes é através do da determinação do seu impacto sobre a relações tróficas da comunidade (Haro et al. 2018).

As relações tróficas representam as relações entre consumidores e presas em uma comunidade. O conjunto dessas relações estabelecidas pelo membros de uma comunidade recebe o nome de rede trófica (May 1972, Cohen and Newman 1985). Esta representa uma captura fotográfica da estrutura trófica da comunidade presente em determinado local em um dado tempo (Pimm et al. 1991, Montoya and Solé 2002), podendo ser moldadas de acordo com a dinâmica do sistema (Cohen et al. 2009, Schriever 2015). A análise de redes tróficas permite a quantificação das interações entre as espécies de diferentes níveis tróficos e revela os componentes funcionais da biodiversidade de uma comunidade (Morris et al. 2004, McCann 2007). Além disso, a utilização de uma abordagem de rede trófica trivariada, utilizando parâmetros de abundância numérica, peso corporal e abundância de biomassa, permite ainda uma melhor visualização dos descritores da comunidade ecológica (Cohen et al. 2003).

Estudos que abordam a comunidade de insetos associadas aos agroecossistemas sob a perspectiva da análise de rede tróficas são escassos. Os poucos estudos existentes são a respeito dos efeitos de toxinas Bt em milho (Szénási et al. 2015, Pálinkás et al. 2017) e da diversificação de paisagens agrícolas por meio de recursos florais em alface (Haro et al. 2018) sobre as comunidades de artrópodes associadas a cada sistema agrícola. Os primeiros destes estudos

mostram uma baixa resolução taxonômica dos táxons componentes da rede trófica, o que compromete a análise da estrutura da comunidade impossibilitando uma representação fidedigna das reais relações tróficas da comunidade. Em se tratando do impacto de pesticidas em artrópodes, especialmente mediante utilização de tratamento de sementes, não existe até o presente momento nenhum estudo que aborde o efeito desses agentes estressores em comunidades artrópodes por meio da análise por redes tróficas.

Assim, no presente trabalho a análise por redes tróficas é usada para a determinação do impacto do tratamento de sementes com o neonicotinóide imidacloprid sobre a comunidade de artrópodes associados a cultura soja, bem como os efeitos sobre o rendimento da cultura. Este modelo representa uma situação realista, pois o inseticida imidacloprid é rotineiramente utilizado em tratamento de sementes na cultura da soja visando o controle preventivo de pragas de início de cultivo como tripes, vaquinhas e moscas brancas. Assim procuramos testar as seguintes hipóteses: (i) O tratamento de sementes pode alterar riqueza e abundância dos artrópodes-alvo e não alvos associados desta prática associados a cultura da soja; (ii) essas alterações podem afetar a composição e a estrutura da rede trófica associada a soja; e (iii) por meio dessas modificações o tratamento de sementes pode ter impacto direto sobre o rendimento da cultura. Baseados em estudos prévios envolvendo a aplicação sistêmica de inseticidas neonicotinóides sobre organismos alvos (Wilde et al. 2004, Reisig et al. 2012, Seagraves and Lundgren 2012) e não alvos de controle (Cloyd and Bethke 2011, Douglas et al. 2015, Gontijo, Abbade Neto, et al. 2018, Resende-Silva et al. 2018) é esperado que a utilização do inseticida imidacloprid altere a abundância e riqueza espécies, resultando na modificação da estrutura trófica da comunidade de artrópodes associados a soja e impacte de forma significativa a produção da cultura.

## MATERIAL E MÉTODOS

### *Local e variedade utilizada*

O experimento foi instalado em áreas do campo experimental "Diogo Alves de Melo" da Universidade Federal de Viçosa, em Viçosa (MG) (-20.769431 S, -42.871106 W), contendo ao seu redor cultivos de soja, sorgo e fragmentos de mata nativa. A cultivar de soja utilizada foi a TMG 1264 RR, de ciclo precoce, susceptível a insetos e tolerante ao herbicida glifosato. As sementes utilizadas nos experimentos, livres do tratamento prévio com pesticidas, foram cedidas pelo Cooperativa Agropecuária do Alto Paranaíba (COOPADAP; São Gotardo, MG).

***Tratamento de sementes***

Para o tratamento de sementes foi utilizado o inseticida neonicotinóide imidacloprid (Imidacloprid Nortox® SC; 480 g i.a./L, suspensão concentrada; Nortox, Arapongas, PR). A dose utilizada foi a de 250 ml p.c. (120 g i.a.). $100kg^{-1}$ de sementes, recomendada para o controle das espécies pragas *Diabrotica speciosa*, *Bemisia tabaci* e *Frankliniella schultzei* (MAPA, 2019). Para facilitar a homogeneização do produto, o inseticida foi diluído em água (50 % v/v). No tratamento controle foi aplicado somente água em volume igual a solução inseticida.

***Plantio, tratos culturais e delineamento experimental***

O cultivo da soja foi realizado em duas safras. O plantio da primeira safra ocorreu em 08/01/2015 e da segunda safra um pouco mais cedo, em 18/11/2015. Previamente ao plantio, sementes de ambos os tratamentos (controle e imidacloprid) foram tratadas com o fungicida tiofanato-metilico (Cercobin 700 WP®; 700 g i.a./kg, pó molhável; Iharabrás, Sorocaba, SP) na dose de 1 ml p.c.$kg^{-1}$ de sementes (MAPA 2019), e inoculadas com *Bradyrhizobium*. O sistema de plantio utilizado foi o plantio direto, com o espaçamento entre linhas 0.45 m e densidade de semeadura de 20 sementes.$m^{-1}$. Adubação utilizada no plantio foi de 300 kg.$ha^{-1}$ da formulação 8-28-16 (N-P-K; Fertilizantes Heringer, Paulínea, SP), seguindo a análise de solo e as recomendação para o estado de Minas Gerais (5ª aproximação). O controle prévio da ferrugem da soja (*Phakopsora pachyrhizi*) foi realizado por meio da aplicação do fungicida FOX® (Trifloxistrobina 150 g/L, Protioconazole 175 g/L, Agro Bayer Brasil, Paulínea, SP) na dose de 0,4 L p.c./ha. O controle de plantio daninhas foi realizado por meio da aplicação 4 L.$ha^{-1}$ do herbicida Roundup Original® (Glifosato 480 g/L, 356 g/L de equivalente ácido, concentrado solúvel; Monsanto, São Paulo, SP). Demais tratos culturais seguiram as recomendações de Sediyama (2009), exceto pelo controle de artrópodes praga, que não foi realizado. O delineamento experimental foi constituído por 4 áreas de 450 $m^2$ (11.25 x 40 m) circundadas por pelo menos 5 metros livres de qualquer vegetação. Cada área foi dividida ao meio originando duas parcelas de 11,25 x 18 ,5 m cada, separadas entre si por 3m.

***Amostragem de artrópodes***

Em cada safra de cultivo, seis coletadas foram realizadas para a quantificação dos artrópodes associados a cultura da soja. As coletas foram realizadas aos 20, 34, 48, 65 e 95 dias após o plantio na primeira safra e aos 13, 28, 49, 68, 82 e 95 dias após o plantio na segunda safra. Para a amostragem dos artrópodes foram utilizadas duas técnicas amostragem: batida de bandeja e coleta de plantas seguindo adaptações de Hato et al. (2018). Na primeira técnica de

amostragem, o dossel de aproximadamente 6 a 8 plantas enfileiradas foi pressionado contra uma bandeja de plástico branca (42x27x7cm), onde os insetos que caíram no fundo da bandeja foram rapidamente sugados com auxílio de um sugador e colocados em pequenos frascos de acrílico previamente identificados e contento álcool 70%. Esses frascos foram levados para o laboratório e mantidos refrigerados até posterior triagem e identificação. Na segunda técnica amostral, plantas de soja foram cobertas por sacos plásticos transparentes e arrancadas juntamente com seu sistema radicular junto a superfície do solo. Os sacos contendo as plantas foram então identificados e lacrados. O sacos contendo as plantas foram levados para o laboratório e acondicionados em freezer horizontal por 24h de modo a garantir a morte de todos os insetos presentes. Após 24h os sacos foram abertos dentro de bandejas, onde feita a contagem do número de ninfas de mosca branca presentes cada planta e os demais insetos coletados foram transferidos para frascos de acrílico pré-identificados contendo álcool 70%. Todo o material armazenado foi triado e separados em morfoespécies. As morfoespécies mais frequentes foram identificadas com auxílio de chaves de identificação taxonômica e quando necessário envidadas a taxonomistas especialistas. A tabela S10 relaciona a lista de taxonomistas que contribuíram na identificação das espécies coletadas no presente trabalho.

Após a identificação e quantificação, os parâmetros riqueza de espécies (S), abundância numérica (N, indivi.$m^{-2}$) e frequência de ocorrência (F, %) foram estabelecidos para os táxons de artrópodes. O peso fresco de cada táxon (M, mg), parâmetro importante na rede trófica, foi determinado por meio da média dos valores de peso de 10 indivíduos aferidos em balança eletrônica (modelo XS3DU, Mettler Toledo, Columbus, OH, EUA). A multiplicação dos valores de N x M deu origem aos valores de abundância de biomassa (B, mg.$m^{-2}$).

***Rede trófica de artrópodes da soja***

Como base no conhecimento prévio das espécies, observações de campo e revisão de literatura, foram estabelecidas as relações tróficas entre os táxons de artrópodes encontrados no cultivo da soja. De posse das relações tróficas, foram montadas as matrizes dicotômicas das relações predador-presa utilizadas para construção de 16 redes tróficas referentes aos dois tratamentos aplicados em dois anos de cultivo, com quatro repetições (i.e., blocos) cada.

***Abundância foliar, matéria seca e produção de grãos***

Para avaliação do efeito indireto do tratamento de sementes sobre o crescimento e desenvolvimento da soja, a área foliar e matéria seca da plantas foram aferidas aos 29, 43, 56, 67, 81 e 95 dias após plantio da primeira safra de cultivo e aos 13, 28, 49, 68, 82 e 96 dias após

plantio da segunda safra. Para medição da aérea foliar em cada data de coleta, cinco plantas de soja foram coletadas aleatoriamente ao centro de cada parcela, acondicionadas em sacos de papel e levadas rapidamente para o laboratório para determinação da área foliar através de medidor de área foliar (Li-cor, modelo li-3100; Lincoln, NE, EUA). Após a medição da área foliar, todo o material coletado foi acondicionado em sacos de papel, separadamente, e colocado em estufa com circulação forçada de ar (70 ± 3° C), até atingir massa constante. Após a secagem foi determina a matéria seca das plantas de soja em balança analítica (Shimadzu AUW220D, Kyoto, Japão). De posse dos valores de área foliar, matéria seca e considerando densidade média de plantas de 35.556 plantas de soja. $m^{-2}$, foram calculados a abundância de biomassa vegetal ou matéria seca (B, $g.m^{-2}$) e abundância foliar (FA, $m^{-2}$ de folhas. $m^{-2}$ superfície).

A estimativa da produção de grãos foi feita ao final do cultivo através da colheita manual de conjuntos de 1,35 $m^{-2}$ (1 metro linear com três fileiras de plantio) de soja amostrados ao centro de cada parcela. O peso final dos grãos foi estabelecido em laboratório, após a secagem dos grãos até a umidade final próxima a 13% (peso constante).

## *Análise dos dados*

### *Abundância e riqueza de espécies*

Os dados referentes a riqueza e abundância de artrópodes foram submetidos inicialmente a seleção STEPWISE através do procedimento STEPDISC (SAS Institute 2001) com a seleção SLENTRY = 0,15, de modo a filtrar a espécies coletadas que realmente contribuíram para a variação do dados quanto ao tratamento de sementes e época de cultivo, seguindo metodologia utilizada por Badji et al. (2004). As espécies foram selecionadas com base em dois critérios. A primeira foi o nível de significância do teste F da análise de covariância, onde as espécies escolhidas agem como covariáveis e os tratamentos agem como variáveis dependentes; e o segundo foi a correlação quadrada parcial predizendo os efeitos já causados pelas espécies já selecionadas no modelo.

Abundância numérica logaritimizada dos artrópodes selecionados foi subsequentemente submetida a análise de variância multivariada seguindo arranjo fatorial 2 x 2 (duas safras (anos) x dois tratamentos de semente) seguido por análises de variância univariadas para cada espécie artrópode, quando apropriado (PROC GLM com declaração MANOVA; SAS). Teste de Duncan ($p < 0,05$) foi usado para separar médias quando um efeito era significativo.

A divergência entre o tratamento de sementes e a safras (anos) de cultivo quanto a abundância de espécies de artrópodes foi testada usando análise de variáveis canônicas (CVA), onde os primeiros eram variáveis independentes e os últimos eram as variáveis (resposta) dependentes. A significância da separação entre grupos de tratamentos foi determinada pelo teste de F aproximado ($p < 0,05$), usando a distância de Mahalanobis entre a respectiva classe média das variáveis canônicas. Essas análises foram realizadas usando o procedimento CANDISC (SAS Institute 2001) (Badji et al. 2004). Para todos os testes estatísticos os dados tiveram que ser transformados em log 10 (x+1) para satisfazer as premissas de normalidade e homoscedasticidade, testados pelo procedimento UNIVARIATE do SAS (SAS Institute 2001).

***Rede trófica***

Os valores de riqueza de espécies (S), abundância numérica (N), massa corporal (M), abundância de biomassa (B) e conexões entre espécies foram usados para estimar os descritores da rede trófica. Objetivando reduzir a dimensionalidade dos dados, N, M e B foram transformados logaritmicamente na base 10. Os valores de N, M e B, juntamente com as tabelas de ligações tróficas entre os táxons foram utilizados para através do pacote Cheddar (Hudson et al. 2013) do software estatístico R para estimativa dos descritores de rede (Tabela 1) , seguindo metodologia utilizada por Haro et al. (2018).

Semelhante ao procedimento feito para as espécies, os 19 descritores de rede tróficas foram submetidos inicialmente a seleção STEPWISE através do PROC STEPDISC (SAS Institute 2001) com a seleção SLENTRY = 0,45, de modo a filtrar os descritores que mais contribuíram para a variação do dados quanto ao tratamento de sementes e época de cultivo. Os descritores foram selecionadas através dos mesmos critérios descritos anteriormente. Os valores logaritimizados dos descritores selecionados foram subsequentemente submetida a análise de variância multivariada seguindo arranjo fatorial 2 x 2 (duas safras (anos) x dois tratamentos de semente) seguido por análises de variância univariadas para cada descritor, quando apropriado (PROC GLM com declaração MANOVA; SAS). Teste de Duncan ($p < 0,05$) foi usado para separar médias quando necessário.

A divergência entre o tratamento de sementes e a safras (anos) de cultivo quanto aos descritores de rede trófica foi testada usando análise de variáveis canônicas (CVA), onde os primeiros eram variáveis independentes e os últimos eram as variáveis (resposta) dependentes. A significância da separação entre grupos de tratamentos foi determinada pelo teste de F aproximado ($p < 0,05$), usando a distância de Mahalanobis entre a respectiva classe média das

variáveis canônicas. Essas análises foram realizadas usando o procedimento CANDISC (SAS Institute 2001) (Badji et al. 2004). Para todos os testes estatísticos os dados tiveram que ser transformados em log 10 (x+1) para satisfazer as premissas de normalidade e homoscedasticidade, testados pelo procedimento PROC UNIVARIATE do SAS (SAS Institute 2001).

O efeito do tratamento de sementes no valores de N e B em cada um dos níveis tróficos de artrópodes, dentro de cada safra de cultivo, foram separadamente avaliadas mediante análise de variância por medidas repetidas (PROC MIXED), evitando assim os problemas de pseudo-repetição no tempo. Para atender aos critérios de e normalidade e homoscedasticidade os valores de N e B foram transformados para raiz (x+0.5). Estruturas de covariância para as medidas repetidas do modelo misto foram construídas durante cada análise, e o Critério de Informação de Akaike (AIC) foi usado para avaliar qual era o melhor modelo (ARH (1), TOEPH, ANTE (1) e UN) (SAS Institute 2001).

### *Abundância foliar, matéria seca e produção de grãos*

O efeito do tratamento de sementes sobre a abundância de biomassa e abundância de área foliar da soja também foram submetidos a análise de medidas repetidas em procedimento semelhante ao utilizado para os valores de N e M nos níveis tróficos. Médias da produção da soja (t/ha) com e sem o uso de imidacloprid em tratamento de sementes, nas duas safras de cultivo, foram submetidas à análise de variância (PROC GLM no SAS) para verificar o efeito destas variáveis na produção final de grãos.

**Tabela 1.** Descritores da rede tróficas determinados nos experimento. Adaptado de Haro et al (2018).

| Descritores de rede trófica | Definição |
|---|---|
| **Propriedades de espécie** | |
| Número de nós (S) | Riqueza de espécies na rede trófica |
| Proporção de táxons de topo (T) | Proporção de táxons que possuem presas, mas não possuem predadores |
| Proporção de táxons intermediários (I) | Proporção de táxons que possuem predadores e presas |
| Proporção de táxons basais (BA) | Proporção de táxons que possuem predadores, mas não possuem presas |
| Razão presa: consumidor (P:C) | Relação entre consumidores e presas |
| **Propriedades de ligação** | |
| Número de ligações tróficas (L) | Número total de ligações em toda rede trófica |
| Densidade de ligação (LS) | Número de ligações por táxon da rede trófica |
| Conectância (C) | Número de ligações observadas sobre o número de ligações possíveis na comunidade |
| Comprimento médio de ligação (ALL) | Comprimento ligação médio da rede trófica |
| **Proporção de ligações entre táxons** | |
| Topo & Intermediários (TI) | Porcentagem estiada de ligação entre táxons topo e intermediários |
| Intermediários & Intermediários (II) | Porcentagem estiada de ligação entre táxons intermediários e intermediários |
| Intermediários & Basais (IB) | Porcentagem estiada de ligação entre táxons intermediários e basais |
| **Propriedades de cadeia** | |
| Comprimento de médio de cadeia (ACL) | Número de ligações tróficas a partir do predador de topo até as espécies basais |
| SDCL | Desvio padrão do comprimento médio de ligação |
| **Propriedades de onivoria** | |
| Grau de Onivoria (DO) | Porcentagem de táxons que consumem presas em mais de um nível trófico |
| **Assimetrias consumidor-presa** | |
| Generalidade (G) | Número médio de presas por consumidores |
| Vulnerabilidade (V) | Número médio de consumidores por presa |
| Desvio padrão da generalidade (SDG) | Desvio padrão da generalidade padronizada |
| Desvio padrão da vulnerabilidade (SDV) | Desvio padrão da vulnerabilidade padronizada |

## RESULTADOS

### *Artrópodes associados a soja*

Um total 20.301 artrópodes foram coletados durante todo o período do experimento, sendo 8.261 e 12.040 o número de indivíduos coletados respectivamente no primeiro e segundo ano de cultivo. Deste número, foi possível a identificação e classificação de 51 táxons, divididos entre as ordens Collembola, Thysanoptera, Lepidoptera, Hemiptera, Coleoptera, Hymenoptera e Araneae (Tabela S1).

As espécies de herbívoros mais abundantes e frequentes nos dois anos de cultivo foram: *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae), *Caliothrips phaseoli* (Hood) (Thysanoptera; Thripidae), *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae), *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae), *Thrips tabaci* (Lindeman) (Thysanoptera: Thripidae), *Halticus bractatus* (Say) (Hemiptera: Miridae), *Anticarsia gemmatalis* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Chrysodeixis includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae). As espécies de inimigos naturais mais abundantes e frequentes foram *Franklinothrips vespiformis* (Crawford) (Thysanoptera: Aeolothripidae) *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae), *Oxyopes salticus* (Hentz) (Araneae: Oxyopidae) e *Trichogramma atopovirilia* (Oatman & Platner) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). As espécies onívoras mais abundantes e frequentes foram as formigas *Cardiocondyla minutior* (Forel) (Hymenoptera: Formicidae), *Tetramorium simillimum* (F. Smith) (Hymenoptera: Formicidae) e *Brachymyrmex ufv-02* (Hymenoptera: Formicidae). Já dentre os detritívoros, os táxons *Entomobrya sp* (Rondani) (Collembola: Entomobryidae), *Dahlcyrtus sp* (Yoshii & Suhardjono) (Collembola: Entomobryidae) e *Ceratophysella sp* (Borner) (Collembola: Hypogastruridae) foram os mais abundantes e frequentes.

### *Impacto geral sobre os artrópodes associados à soja*

Dentre os 48 táxons de artrópodes encontrados em maior frequência na cultura da soja (Freq. > 5%), 13 foram selecionadas através da seleção STEPDISC como os maiores contribuidores para explicar a variação em abundância numérica dos artrópodes (Tabela 2). Os táxons selecionados incluem três herbívoros ((*Chrysodeixis includes, Cerotoma arcuata* e *Frankliniella schultzei*), três parasitoides (*Allotropa* sp., *Trichogramma atopovirilia* e *Telenomus* sp.), seis predadores ((*Orius insidiosus, Oxyopes salticus, Hyperaspis* sp, *Meriola* sp., *Cycloneda sanguínea,* e *Cheiracanthium inclusum*) e um omnívoro (*Wasmannia auropunctata*).

O tratamento de sementes com imidacloprid afetou significamente a abundância dos táxons selecionados (MANOVA, Tabela 3). Tratamento de sementes e período de cultivo afetaram significativamente a abundância e riqueza das espécies selecionadas como mais representativas e relevantes pelo procedimento STEPDISC. O diagrama de ordenação derivado da análise de variáveis canônicas indicou diferenças significativa entre os tratamentos (Fig. 1). Os dois primeiros eixos canônicos gerados foram significativos explicando respectivamente 81 e 14 % da variância total observada nos dados (Tabela 3). O primeiro eixo canônico possibilitou a separação entre os anos de cultivo com as seguintes espécies se sobressaindo para esta distinção devido a maior carga canônica delas: *O. insidiosus*, *C. sanguinea* e *Telenomus sp*, *O. salticus* e *T. atopovirilia* (Tabela 4). O segundo eixo canônico foi importante na resolução do efeito do tratamento de sementes, onde as espécies *Hyperaspis sp*, *C. includens*, *W. auropunctata* e *C. inclusum* foram as principais contribuidoras por mostrarem maiores cargas canônicas (Tabela 4).

***Impacto sobre a comunidade de artrópodes associados à soja***

As 45 espécies de artrópodes não onívoras identificadas ao longo dos dois anos de cultivo da soja (Tabela S1) foram utilizadas na confecção de 16 redes tróficas considerando-se os valores de N, M B e (Tabelas S2-S5, Material Suplementar) e as relações tróficas entre as espécies (Tabelas S6-S7, Material Suplementar). Dos 19 descritores das redes tróficas estimados em cada parcela, 8 foram selecionados através seleção STEPDISC como os que melhor permitiram explicar a variação dos dados (Tabela 5). Houve efeito geral significativo tanto do tratamento de sementes, quanto da interação entre tratamento de sementes e ano de cultivo sobre as os descritores selecionados (MANOVA, Tabela 6). Assim, 4 redes tróficas foram representadas (Fig. 2-5) ilustrando os dois anos de cultivo com e sem o uso do imidacloprid no tratamento de sementes.

O diagrama de ordenação derivado do CVA indicou diferenças entre os tratamentos em relação aos descritores selecionados, onde o tratamento de sementes no segundo ano se diferiu dos demais tratamentos (Fig. 6). Apenas o primeiro eixo canônico foi significativo, explicando 87% da variação observada nos dados (Tabela 7). Os descritores que contribuíram com as maiores cargas canônicas no primeiro eixo canônico foram a proporção de táxons topo, a proporção de ligações entre táxons intermediários e basais, o desvio da generalidade padronizada e grau de onivoria.

***Impacto sobre os níveis das redes tróficas***

No primeiro ano de cultivo, os valores da abundância de biomassa (B) de nenhum dos níveis tróficos variou significativamente ao longo do tempo (T). Apenas o nível trófico 6 (predadores de topo) teve os valores de biomassa afetados pelo tratamento de sementes (Tabela S8 – Material suplementar; Figura 7A). Ainda no primeiro ano de cultivo os valores de abundância numérica (N) dos níveis tróficos 1 (detritívoros) e 6 não variaram significativamente ao longo ciclo da cultura, e nem foram afetados pelo tratamento de sementes. Já os demais níveis tróficos (herbívoros, (3); consumidores primários (4) e consumidores secundários (5)), tiveram a abundância numérica variando significativamente ao longo do ciclo da cultura. O nível trófico 4 entretanto, foi o único a ter os valores de N afetados pelo tratamento de sementes (Tabela S8 – Material suplementar; Figura 7 C).

No segundo ano de cultivo, os valores de biomassa variaram significativamente em relação à safra de cultivo somente nos níveis tróficos 1 e 6, sendo que no último, variaram também em relação a interação entre cultivo e tratamento de sementes. O tratamento de sementes no segundo ano não teve efeito significativo sobre os valores de biomassa em nenhum dos níveis tróficos (Tabela S8 – Material suplementar; Figura 7 B). O mesmo ocorreu com os valores de abundância, que no entanto variaram em relação ao tempo nos níveis tróficos 1 e 3 e em relação ao tempo e a interação cultivo-tratamento de sementes no nível trófico 6.

***Impacto na produção de soja***

A abundância de Biomassa (matéria seca.$m^{-2}$) e a abundância de área foliar (área foliar da soja.$m^{-2}$) das plantas de soja variou significativamente ao longo ciclo da cultura nos dois anos de cultivo, sem efeito do tratamento de sementes (Tabela S9 – Material suplementar; Figura 8 A-D). A produção de grão também não afetada pelo tratamento de sementes ($F_{1,12}$ = 0.19, $P$= 0.67), variando somente em relação ao ano de cultivo ($F_{1,12}$ = 16.57, $P$= 0.002) (Figura 9).

**Tabela 2.** Resumo da seleção Stepdisc das espécies que mais contribuem para a variação dos dados e que foram utilizadas na análise de variância multivariada (MANOVA) e na análise de variáveis canônicas (CVA).

| Passo | Espécies (Variáveis) | | $R^2$ (Parcial) | F | *P* | (Correlação canônica)$^2$ Média | *P* |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Inseridas | Removidas | | | | | |
| 1 | *Orius insidiosus* | - | 0.26 | 10.72 | <0.001 | 0.09 | <0.0001 |
| 2 | *Oxyopes salticus* | - | 0.21 | 7.9 | <0.001 | 0.14 | <0.0001 |
| 3 | *Frankliniella schultzei* | - | 0.17 | 6.06 | <0.001 | 0.18 | <0.0001 |
| 4 | *Hyperaspis sp* | - | 0.1 | 3.28 | 0.02 | 0.21 | <0.0001 |
| 5 | *Telenomus sp.* | - | 0.1 | 3.2 | 0.03 | 0.22 | <0.0001 |
| 6 | *Trichogramma atopovirilia* | - | 0.1 | 3.19 | 0.03 | 0.24 | <0.0001 |
| 7 | *Cerotoma arcuata* | - | 0.09 | 2.78 | 0.05 | 0.26 | <0.0001 |
| 8 | *Wasmannia auropunctata* | - | 0.09 | 2.7 | 0.05 | 0.28 | <0.0001 |
| 9 | *Meriola sp* | - | 0.09 | 2.69 | 0.05 | 0.30 | <0.0001 |
| 10 | *Cycloneda sanguinea* | - | 0.08 | 2.56 | 0.06 | 0.31 | <0.0001 |
| 11 | *Cheiracanthium inclusum* | - | 0.07 | 2.2 | 0.09 | 0.33 | <0.0001 |
| 12 | *Chrysodeixis includens* | - | 0.07 | 1.9 | 0.14 | 0.34 | <0.0001 |
| 13 | *Allotropa sp* | - | 0.06 | 1.83 | 0.15 | 0.36 | <0.0001 |

**Tabela 3.** Abundância numérica das espécies de artrópodes (indivíduos/$m^2$ ± SEM) associadas com a soja. Médias seguidas pelas mesmas letras na linha não diferem entre pelo teste Duncan a $P < 0.05$.

| Espécies | **Primeiro Ano** | | **Segundo Ano** | | $F_{3,92}$ | *P* |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | Controle | Imidacloprid | Controle | Imidacloprid | | |
| *Oxyopes salticus* | 0.93 ± 0.21 b | 0.34 ± 0.22 c | 2.49 ± 0.53 a | 2.39 ± 0.56 a | 9.51 | <.0001 |
| *Frankliniella schultzei* | 12.98 ± 3.67 | 8.53 ± 2.75 | 3.33 ± 0.90 | 2.92 ± 1.02 | 1.37 | 0.25 |
| *Chrysodeixis includens* | 3.28 ± 0.97 | 1.91 ± 0.79 | 1.52 ± 0.70 | 1.32 ± 0.51 | 1.33 | 0.27 |
| *Orius insidiosus* | 6.15 ± 1.83 a | 5.90 ± 1.61 a | 0.24 ± 0.10 b | 0.59 ± 0.33 b | 10.72 | <.0001 |
| *Cerotoma arcuata* | 0.98 ± 0.40 ab | 0.39 ± 0.15 b | 0.88 ± 0.31 ab | 1.86 ± 0.53 a | 2.81 | 0.04 |
| *Trichogramma atopovirilia* | 0.34 ± 0.25 a | 0.39 ± 0.35 a | 1.66 ± 0.53 b | 1.71 ± 0.50 b | 5.11 | <0.01 |
| *Cycloneda sanguinea* | 1.43 ± 0.54 a | 0.69 ± 0.333 ab | 0.00 ± 0.00 b | 0.05 ± 0.05 b | 5.62 | 0.001 |
| *Telenomus* sp. | 1.03 ± 0.53 | 1.08 ± 0.52 | 0.19 ± 0.11 | 0.05 ± 0.05 | 2.09 | 0.11 |
| *Allotropa* sp. | 0.54 ± 0.36 | 0.44 ± 0.27 | 0.10 ± 0.07 | 0.49 ± 0.25 | 0.59 | 0.62 |
| *Meriola* sp. | 0.10 ± 0. 10 b | 0.10 ± 0.0.07 b | 1.18 ± 0.51 a | 0.44 ± 0.30 ab | 3.02 | 0.03 |
| *Wasmannia auropunctata* | 0.10 ± 0.10 b | 2.12 ± 1.31 a | 0.10 ± 0.10 b | 0.00 ± 0.00 b | 2.80 | 0.04 |
| *Cheiracanthium inclusum* | 0.05 ± 0.05 b | 0.19 ± 0.09 a | 0.00 ± 0.00 b | 0.00 ± 0.00 b | 3.20 | 0.03 |
| *Hyperaspis* sp. | 0.83 ± 0.48 a | 0.00 ± 0.00 b | 0.05 ± 0.05 b | 0.00 ± 0.00 b | 3.43 | 0.02 |

| | Fator | Wilks' Lambda | $F_{approx.}$ | DF (Nu) | DF (De) | *P* |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Análise de variância multivariada | Trat. sementes (S) | 0.07 | 2.34 | 13 | 80 | 0.01 |
| | Ano (Y) | 0.23 | 7.27 | 13 | 80 | < 0.0001 |
| | Interação (Y x S) | 0.06 | 2.03 | 13 | 80 | 0.03 |

**Tabela 4.** Eixos canônicos e suas cargas canônicas (entre estruturas canônicas) do impacto do tratamento de sementes sobre o conjunto de espécies associado com a soja durante os dois anos de cultivo.

| Espécies (Variáveis) | Eixos canônicos | | |
|---|---|---|---|
| | 1 | 2 | 3 |
| *Oxyopes salticus* | -0.92 | 0.32 | 0.20 |
| *Frankliniella schultzei* | 0.88 | 0.40 | 0.28 |
| *Chrysodeixis includens* | 0.68 | 0.72 | 0.13 |
| *Orius insidiosus* | 0.99 | 0.07 | -0.09 |
| *Cerotoma arcuata* | -0.69 | 0.54 | -0.47 |
| *Trichogramma atopovirilia* | -1.00 | -0.03 | -0.04 |
| *Cycloneda sanguinea* | 0.92 | 0.39 | 0.01 |
| *Telenomus sp.* | 0.99 | -0.12 | 0.13 |
| *Allotropa sp* | 0.44 | 0.34 | -0.83 |
| *Meriola sp* | -0.80 | -0.22 | 0.56 |
| *Wasmannia auropunctata* | 0.64 | -0.75 | -0.14 |
| *Cheiracanthium inclusum* | 0.77 | -0.60 | -0.23 |
| *Hyperaspis sp* | 0.521 | 0.79 | 0.32 |
| $F_{aprox.}$ | 4.38 | 1.64 | 0.85 |
| df (Numerador; Denominador) | 39 ; 237.64 | 24 ; 162 | 11 ; 82 |
| *P* | <0.0001 | 0.04 | 0.56 |
| (Correlação canônica)$^2$ | 0.69 | 0.28 | 0.10 |
| Variância explicada | 0.81 | 0.14 | 0.04 |

* indica diferenças significativas a $P< 0.05$ pelo teste F aproximado.

**Tabela 5.** Resumo da seleção Stepdisc dos descritores de rede que mais contribuem para a variação dos das redes tróficas e que foram utilizadas na análise de variância multivariada (MANOVA) e na análise de variáveis canônicas (CVA).

| Passo | Descritores de Rede (Variáveis) | | $R^2$ (Parcial) | F | *P* | (Correlação canônica)$^2$ | *P* |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Inseridas | Removida | | | | Média | |
| 1 | Desv. Padr. Comprim, médio de ligação (SDCL) | - | 0.5 | 4.06 | 0.03 | 0.17 | 0.03 |
| 2 | Proporção de táxons de topo | - | 0.44 | 2.83 | 0.09 | 0.31 | 0.01 |
| 3 | Comprimento médio de ligação | - | 0.28 | 1.30 | 0.33 | 0.37 | 0.03 |
| 4 | Desvio padrão da Generalidade padronizada | - | 0.27 | 1.11 | 0.40 | 0.41 | 0.07 |
| 5 | Propor. de ligações entre táxons intermediários | - | 0.53 | 3.06 | 0.09 | 0.49 | 0.06 |
| 6 | Grau de onivoria | - | 0.58 | 3.28 | 0.09 | 0.59 | 0.04 |
| 7 | Número de ligações tróficas | - | 0.53 | 2.29 | 0.18 | 0.66 | 0.03 |
| 8 | Propor. de ligações entre táxons intermediários e basais | - | 0.44 | 1.32 | 0.36 | 0.70 | 0.05 |
| 9 | Comprimento médio de cadeia | - | 0.57 | 1.73 | 0.30 | 0.72 | 0.11 |
| 10 | - | SDCL | 0.44 | 1.04 | 0.46 | 0.68 | 0.07 |

**Tabela 6.** Valores dos descritores da rede trófica de artrópodes associados a cultura da soja (média ± SEM) sujeitos ou não a tratamento de sementes com imidacloprid em dois anos de cultivo. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste Duncan a $P < 0.05$.

| Descritores de Rede | **Primeiro ano** | | **Segundo ano** | | $F_{3,12}$ | *P* |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | Controle | Imidacloprid | Controle | Imidacloprid | | |
| **Propriedades de espécies** | | | | | | |
| Proporção de táxons de topo | 0.14 ± 0.01 ab | 0.16 ± 0.01a | 0.16 ± 0.01 a | 0.10 ± 0.02 b | 3.11 | 0.07 |
| **Propriedades de ligação** | | | | | | |
| Nº de ligações tróficas | 98.25 ± 7.31 | 107.75 ± 6.21 | 113.50± 11.44 | 106.00 ± 12.40 | 0.37 | 0.78 |
| Comprimento de ligação médio | 2.47 ± 0.09 | 2.53 ± 0.024 | 2.48 ± 0.070 | 2.51 ± 0.07 | 0.19 | 0.90 |
| **Propor. de ligações entre** | | | | | | |
| Intermediário e Intermediário | 0.36 ± 0.03 | 0.35± 0.043 | 0.28 ± 0.02 | 0.38 ± 0.02 | 2.12 | 0.15 |
| Intermediário e basal | 0.18 ± 0.02 | 0.16 ± 0.010 | 0.18 ± 0.01 | 0.20 ± 0.03 | 0.85 | 0.49 |
| **Propriedade de cadeia** | | | | | | |
| Comprimento de médio de cadeia | 2.73± 0.03 | 2.77 ± 0.04 | 2.78± 0.07 | 2.81± 0.07 | 0.41 | 0.75 |
| **Propriedade de onivoria** | | | | | | |
| Grau de onivoria | 0.12 ± 0.02 | 0.15 ± 0.02 | 0.15 ± 0.02 | 0.12 ± 0.017 | 0.90 | 0.47 |
| **Assimetrias predador-presa** | | | | | | |
| Desvio padrão da Generalidade padronizada | 1.59 ± 0.04 ab | 1.53 ± 0.07 ab | 1.69 ± 0.08 ab | 1.80 ± 0.06 a | 3.41 | 0.05 |

| Análise de Variância Multivariada | Fator | Wilks' Lambda | $F_{approx.}$ | df (Num) | df (Den) | *P* |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | Trat. sementes (S) | 0.07 | 8.22 | 8 | 5 | 0.02 |
| | Ano (Y) | 0.23 | 2.14 | 8 | 5 | 0.21 |
| | Interação (Y x S) | 0.06 | 9.48 | 8 | 5 | 0.01 |

**Tabela 7.** Eixos canônicos e suas cargas canônicas (entre estruturas canônicas) do impacto do tratamento de sementes sobre o conjunto de descritores de rede tróficas de artrópodes associadas com a soja durante os dois anos de cultivo.

| Descritores de rede | Eixos canônicos | | |
|---|---|---|---|
| | 1 | 2 | 3 |
| Proporção de táxons de topo | -0.91 | 0.23 | 0.33 |
| Comprimento de ligação médio | -0.29 | 0.17 | -0.94 |
| Desvio padrão da Generalidade padronizada | 0.92 | 0.38 | -0.02 |
| Propor. de ligações entre táxons intermediários | 0.34 | -0.71 | -0.61 |
| Grau de onivoria | -0.83 | 0.56 | 0.01 |
| Número de ligações | -0.27 | 0.96 | -0.02 |
| Propor. de ligações entre táxons intermediários e basais | 0.99 | -0.12 | -0.04 |
| Comprimento médio de cadeia | 0.52 | 0.66 | -0.55 |
| $F_{aprox.}$ | 3.10 | 1.32 | 0.53 |
| DF (numerador; denominador) | 24 ; 15.103 | 14 ; 12 | 6 ; 7 |
| *P* | 0.01* | 0.32 | 0.77 |
| (Correlação canônica)$^2$ | 0.96 | 0.77 | 0.31 |
| Proporção da variância explicada | 0.87 | 0.11 | 0.02 |

* indica diferenças significativas a $P < 0.05$ pelo teste F aproximado.

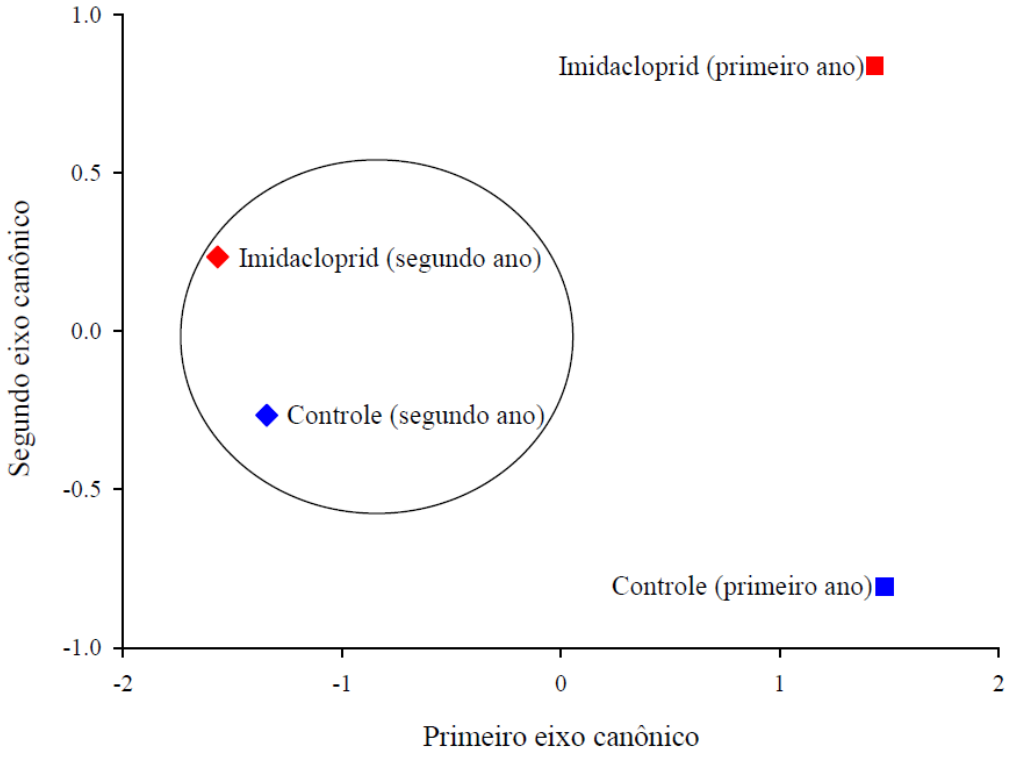


**Figura 1**. Digrama de ordenação resultante do CVA mostrando a divergência na composição de artrópodes nos quatro tratamentos. Os símbolos (quadrado, ano 1; losango, ano 2) representam as variações canônicas médias e as corres o tratamento de sementes (azul, controle; vermelho, imidacloprid). O círculo agrupa os tratamentos que não diferem pelo teste F aproximado com base na distância de Mahalanobis ($D^2$) entre as médias das classes na ordenação CVA.

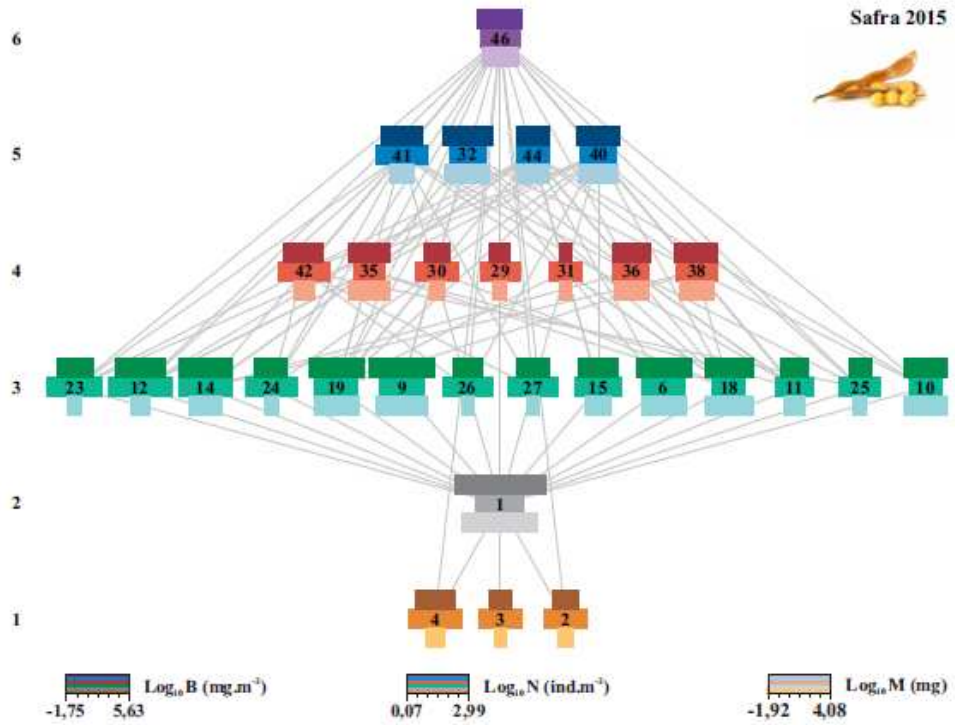


**Figura 2**. Rede trófica de artrópodes associados ao cultivo da soja na safra 2015, sem aplicação do imidacloprid em tratamento de sementes. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. $m^{-2}$), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. $m^{-2}$) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada na tabela S2. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

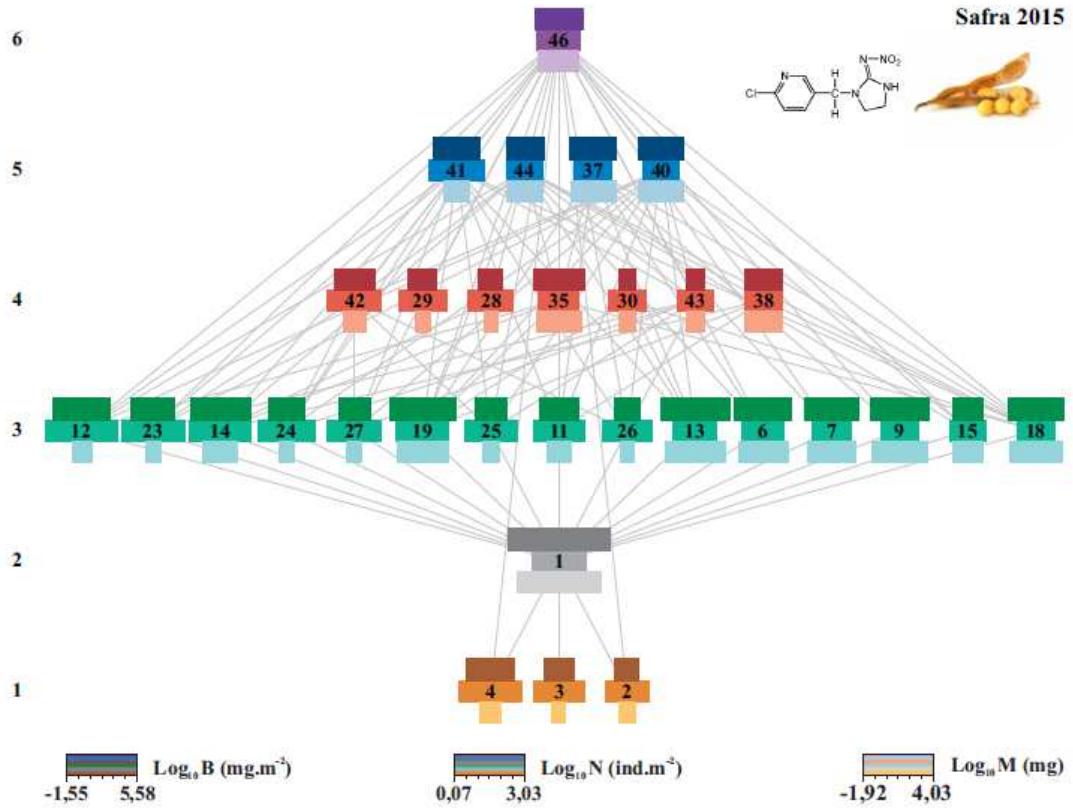


**Figura 3**. Rede trófica de artrópodes associados ao cultivo da soja na safra 2015, com a aplicação do imidacloprid em tratamento de sementes. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. $m^{-2}$), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. $m^{-2}$) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada na tabela S3. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

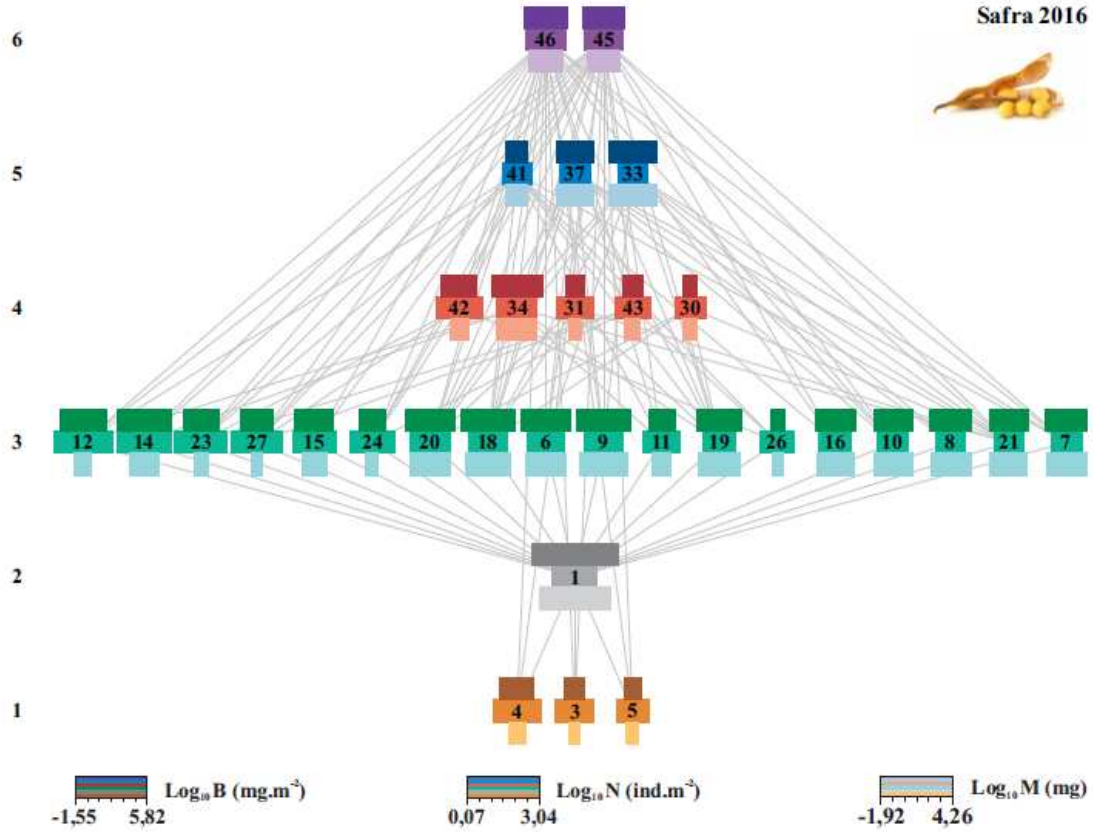


**Figura 4**. Rede trófica de artrópodes associados ao cultivo da soja na safra 2016, sem a aplicação do imidacloprid em tratamento de sementes. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. $m^{-2}$), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. $m^{-2}$) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada na tabela S4. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

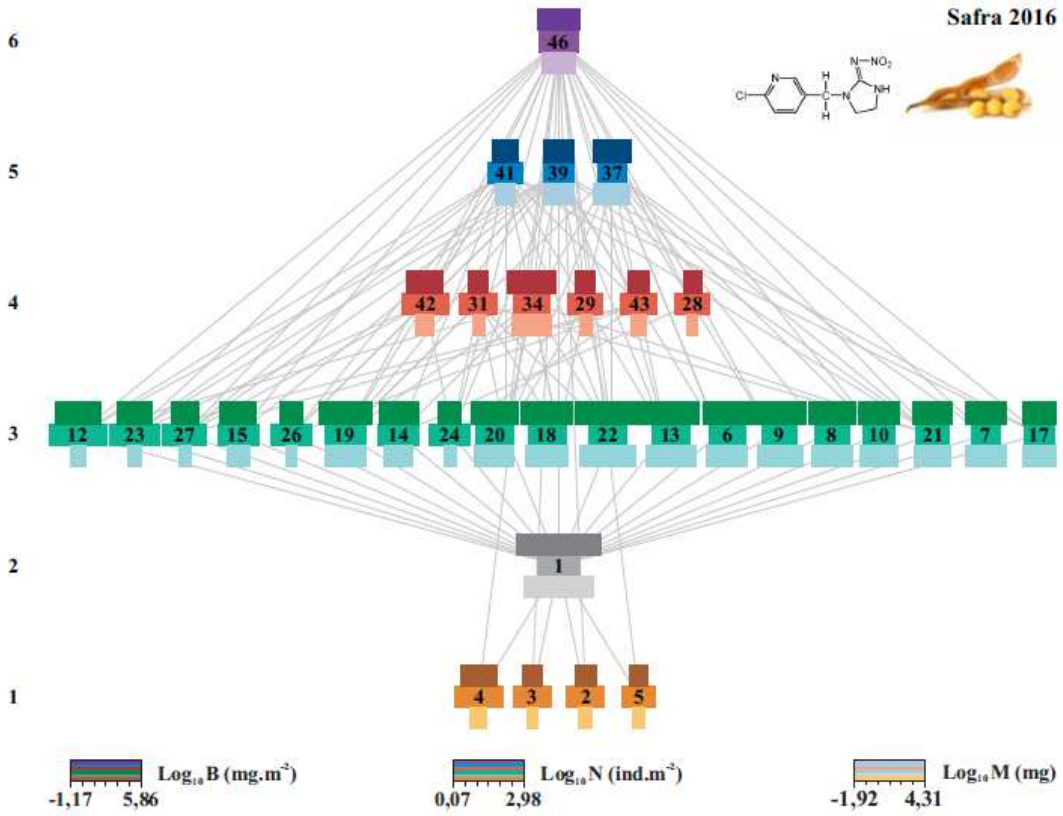


**Figura 5**. Rede trófica de artrópodes associados ao cultivo da soja na safra 2016, com a aplicação do imidacloprid em tratamento de sementes. Quadrados com cores mais fortes representam o log 10 da abundância numérica (indivíduos. $m^{-2}$), quadrados com cores intermediárias representam o log 10 do peso corporal dos indivíduos e cores mais fracas representam o log 10 da abundância de biomassa (mg. $m^{-2}$) da espécie relacionada. Os números das espécies correspondem à numeração apresentada na tabela S5. A numeração lateral esquerda representa os níveis tróficos. A posição horizontal é arbitrária. Espécies isoladas, canibalismo ou loops foram ignorados.

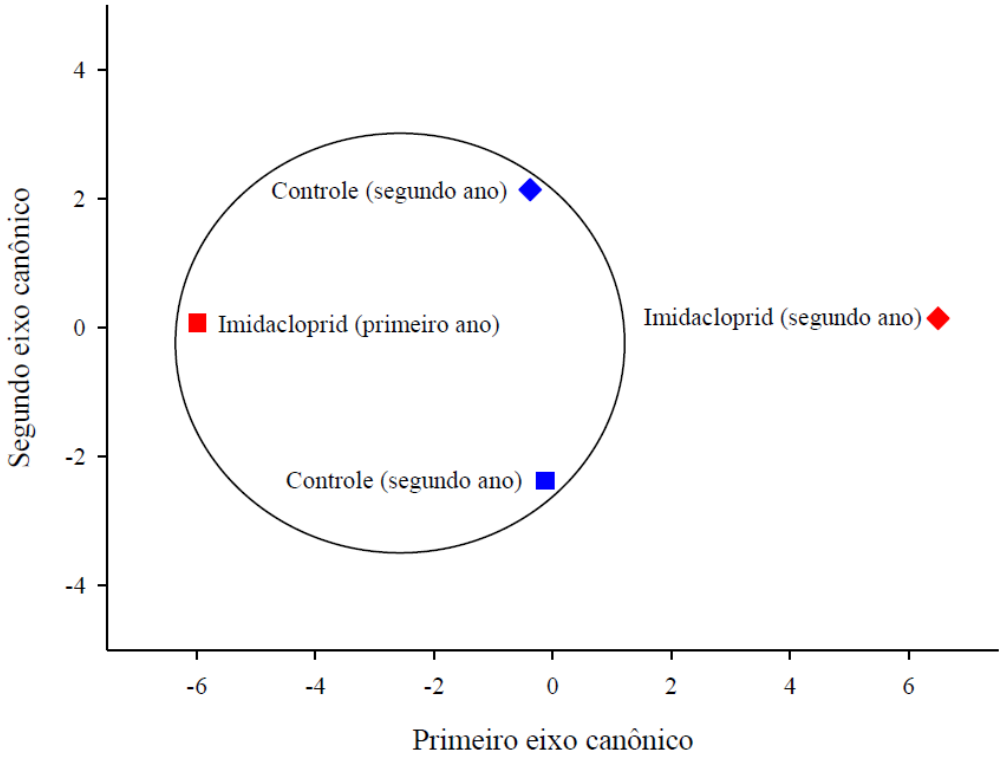


**Figura 6**. Diagrama de ordenação resultante do CVA mostrando a divergência na composição dos descritores das redes tróficas nos quatro tratamentos. Os símbolos (quadrado, ano 1; losango, ano 2) representam as variações canônicas médias e as corres o tratamento de sementes (azul, controle; vermelho, imidacloprid). O círculo agrupa os tratamentos que não diferem pelo teste F aproximado com base na distância de Mahalanobis ($D^2$) entre as médias das classes na ordenação CVA.

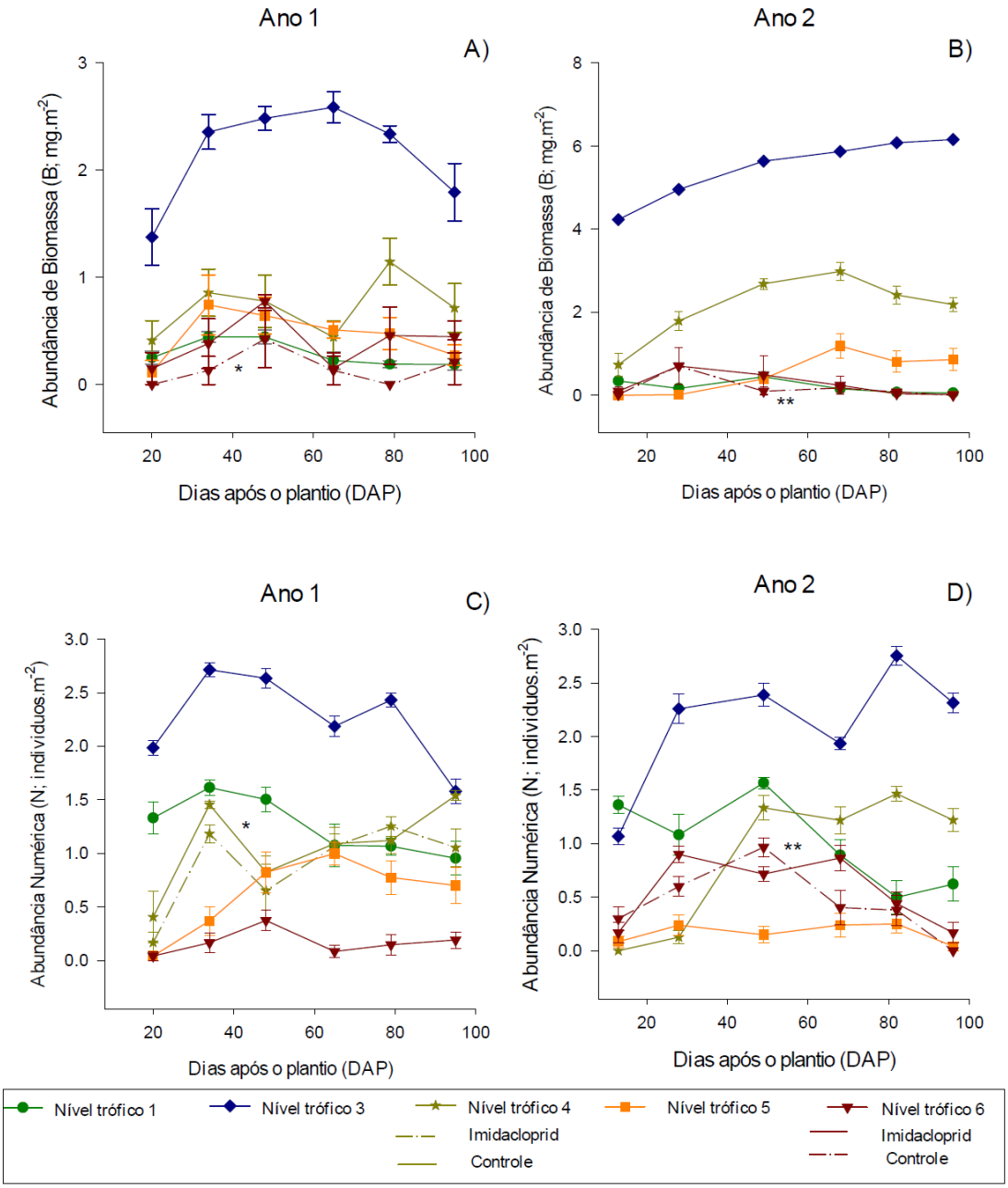


**Figura 7**. Distribuição logaritimizada da abundância de Biomassa (B; mg.m$^{-2}$) (A e C) da abundância numérica (N; indivi.m$^{-2}$) (B e D) do níveis tróficos 1, 3, 4, 5 e 6 ao longo do tempo nos dois anos de cultivo. Asteriscos indicam efeitos significativos do tratamento de sementes (*) e da interação entre tratamento de sementes e tempo (**) evidenciados pelo teste F a $P < 0.05$.

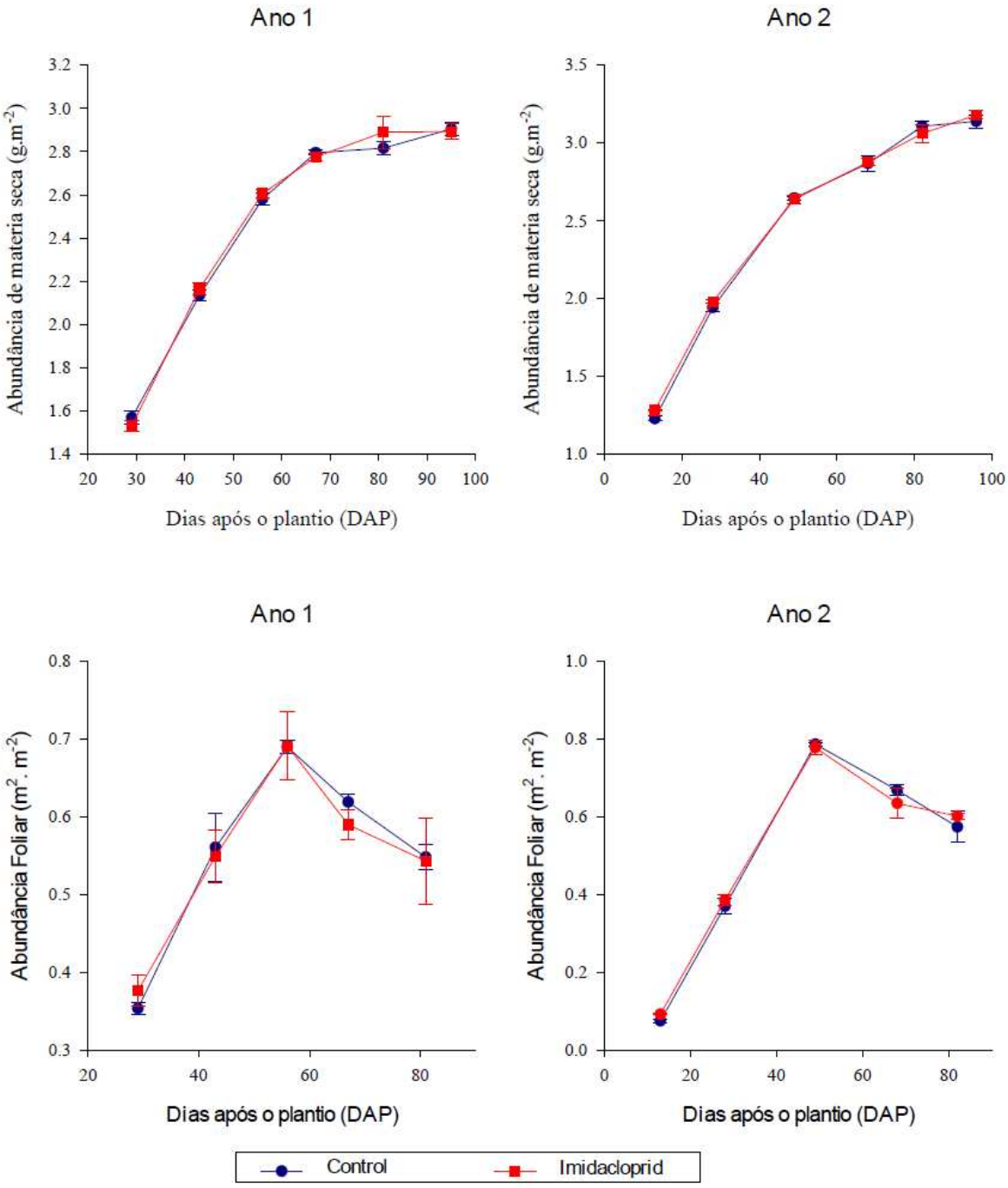


**Figura 8**. Distribuição logaritimizada da abundância de biomassa (matéria seca, $mg.m^{-2}$) (A e C) e da abundância de área foliar ($m^2$ folhas de soja.$m^{-2}$) (B e D) ao longo do ciclo da cultura nos dois anos de cultivo. Não houveram efeitos significativos do tratamento de sementes pelo teste F a $P < 0.05$.

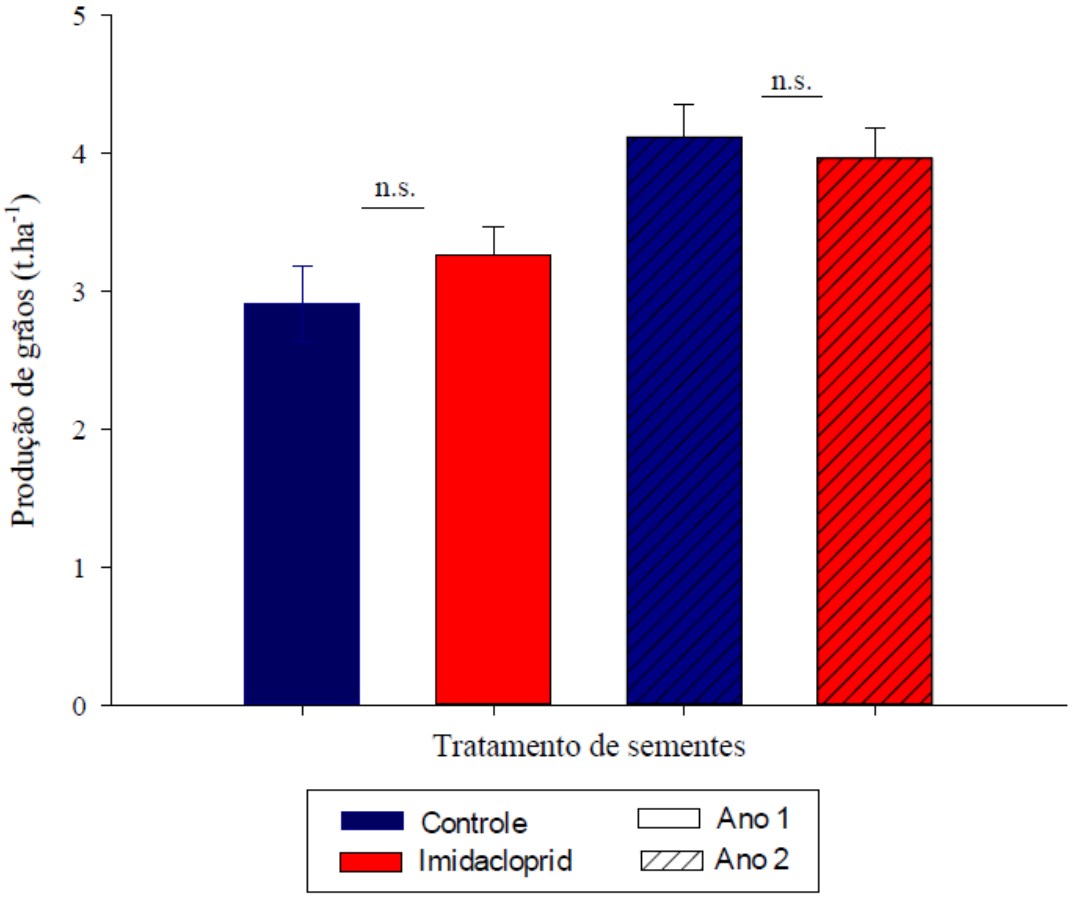


**Figura 9.** Produção de grãos da cultura da soja (t/ha) com e sem o tratamento de sementes com imidacloprid ao longo de dois anos de cultivo. O código n.s indica efeito não significativo do tratamento de sementes sobre a produção da soja. pelo teste F a $P<0.05$.

## DISCUSSÃO

A utilização de inseticidas neonicotinóides em tratamento de sementes tem se mostrado controversa frente aos dos efeitos deletérios relatados sobre espécies não alvo (Cloyd and Bethke 2011, Seagraves and Lundgren 2012, Goulson 2013, Van der Sluijs et al. 2013, Gontijo et al. 2014, Stewart et al. 2014, Budge et al. 2015, Moscardini et al. 2015) e a falta de evidências de impacto na produtividade das culturas (Wilde et al. 2004, Reisig et al. 2012, Seagraves and Lundgren 2012). No entanto, o modo como as pesquisas sobre o tema vem sendo desenvolvidas, com foco em poucas espécies e sem levar em consideração os efeitos a nível de comunidade, pouco nos permitem inferir sobre o real efeito desses pesticidas sobre as comunidades de artrópodes associados a seu contexto de uso. Através do presente trabalho, procuramos através

de proposta original e pioneira, determinar o impacto do tratamento de sementes com o inseticida imidacloprid sobre a comunidade de artrópodes associados a cultivo da soja. Baseados em estudos realizados a nível de espécie, esperávamos que a utilização do inseticida imidacloprid em tratamento de sementes pudesse alterar a abundância e riqueza das espécies associadas ao cultivo da soja, e que essas mudanças pudessem ter impacto sobre a estrutura da comunidade artrópode da cultura e também sua produtividade (Zhang et al. 2011, Reisig et al. 2012, Seagraves and Lundgren 2012, Gontijo, Abbade, et al. 2018, Resende-Silva et al. 2018). De posse dos resultados encontrados, podemos dizer que pelo menos em parte, nossas expectativas foram concretizadas.

O tratamento de sementes com o inseticida imidacloprid teve impacto geral significativo sobre riqueza e abundância das espécies de artrópodes associadas a cultura da soja. Vale salientar no entanto, que dentre os 48 táxons encontrados em maior frequência na cultura, somente13 foram responsáveis pelas maiores variações observadas e destes, apenas três táxons são herbívoros, que normalmente são os mais afetados pela aplicação de inseticidas. Insetos sugadores e habitantes do solo são normalmente susceptíveis a ação de neonicotinóides aplicados à semente (Tomizawa and Casida 2005, Jeschke et al. 2011). Neste trabalho entretanto, as espécies *Frankliniella schultzei, Bemisia tabaci*, *Diabrotica speciosa,* para quais o produto é registrado em tratamento de sementes, tiveram em sua maioria alta abundância numérica em todas as áreas e em pouco (no caso de *F. schultzei)* ou nada contribuíram com a variação observada nos dados. Estes resultados contrastam com outros relatos da literatura onde a aplicação de neonicotinóides em tratamento de sementes foi responsável pela redução de tripes (Reisig et al. 2012), moscas brancas (Zhang et al. 2011) e crisomelídeos desfolhadores (Koch et al. 2005, Seagraves and Lundgren 2012).

Táxons não-alvo da aplicação do inseticida imidacloprid em tratamento de sementes, especialmente inimigos naturais, foram os principais responsáveis pelas variações relativas a abundância e riqueza de espécies observada ao longo das duas safras de cultivo. Existem evidências de que inseticidas neonicotinóides aplicados sistemicamente podem afetar inimigos naturais em níveis tróficos superiores por meio de presas contaminadas (Douglas et al. 2015, Gontijo, Abbade Neto, et al. 2018, Resende-Silva et al. 2018). Considerando-se que organismos não-alvo de controle podem ser muitas vezes mais susceptíveis a ação da molécula inseticida do que as próprias espécies alvo de controle (Rogers et al. 2007, Moser and Obrycki 2009, Gontijo et al. 2014), esperávamos que essa variação pudessem ter ocorrido principalmente pela aplicação do inseticida em tratamento de sementes. No entanto, à exceção de *Hyperaspis* sp e *Wasmannia*

*auropunctata*, as variações proporcionadas pelo tratamento de sementes, foram inferiores as observadas em relação as safras de cultivo, e mesmo da interação entre ambos, indicando que fatores ambientais tiveram efeito mais preponderante sobre o estabelecimento destes artrópodes nos campos de soja.

Após identificados os efeitos sobre os parâmetros de abundância e riqueza de espécies, foi necessário constatar também se as alterações nestes parâmetros iriam refletir em alteração na estrutura trófica da comunidade de artrópodes associada ao cultivo da soja. Estudos de efeitos de agentes estressores em comunidades normalmente levam apenas em conta indicies de riqueza e abundância de espécies, que no entanto não detectam mudanças importantes na estrutura das comunidades, interações entre espécies e efeitos do ecossistema (Tylianakis and Binzer 2014). Assim, entendendo a importância da relações tróficas em entre as espécies e interações geradas por elas, procuramos uma abordagem diferenciada que permitisse testar se tal efeito ocorre e é significativo.

Para verificação dos efeitos do tratamento de sementes sobre a estrutura trófica da comunidade de artrópodes associados a cultura da soja, foram estimados 19 descritores de rede trófica no presente estudo. Destes, oito foram selecionados como sendo os que mais contribuíram para a variação observada nos dados (Badji et al. 2004). Embora individualmente nenhum descritor selecionado tenha sido afetado pelo tratamento de sementes, a análise conjunta de todos os descritores permitiu evidenciar efeito geral significativo do tratamento de sementes sobre a rede trófica. Em termos gerais foi possível observar que dos descritores selecionados, a proporção de táxons de topo (que representa a proporção de táxons que possuem presas, mas não possuem consumidores); e a proporção de ligação entre táxons basais e intermediários; foram os que mais contribuíram para essas variações. Já o número e o comprimento médio de ligações foram os que menos contribuíram para as variações observadas. A safra de cultivo no entanto, não teve de forma geral, efeitos significativos sobre estes descritores. Isto indica que embora tenha tido menor impacto sobre a riqueza e abundância de espécies, o tratamento de sementes teve maior efeito sobre a comunidade de artrópode do que a safra de cultivo. Vale salientar entretanto aqui que importantes descritores da rede trófica como generalidade, vulnerabilidade e conectância não contribuíram para as variações observadas no estudo.

O tratamento de sementes não teve efeito significativo sobre a abundância numérica bem como da abundância de biomassa de herbívoros em nenhuma da safras de cultivo. Essa pode ser um dos principais motivos pelos quais a abundância de biomassa e área foliar vegetal

tenha sido semelhantes nas área com e sem o tratamento com o inseticida imidacloprid, em função efeito top-down. O fato de níveis tróficos superiores terem tido sua abundância de biomassa afetada pelo tratamento de sementes (nível trófico 6, safra 1) e numérica (nível trófico 4, safra 1) pode ser consequência do transferência do inseticida a partir do nível trófico 2 que não foram afetados pelo tratamento de sementes. Esses efeitos de transferência de inseticidas neonicotinóides a níveis tróficos superiores através de presas contaminadas são conhecidos (Malaquias et al. 2014, Douglas et al. 2015, Taylor et al. 2015, Resende-Silva et al. 2018). A utilização do inseticida não teve impacto significativo no rendimento da soja, seja em abundância de biomassa, área foliar e mesmo produção de grãos. Este resultado corrobora com outros estudos na cultura da soja e em outras culturas, onde o tratamento de sementes não resultou em ganhos significativos de produção (Wilde et al. 2004, Reisig et al. 2012, Seagraves and Lundgren 2012).

Em resumo, o uso de dados referentes a abundância numérica, peso corporal e abundância de biomassa, juntamente com as relações tróficas existentes entre as espécies de artrópodes nos permitiu evidenciar que a utilização do inseticida imidacloprid em tratamento de sementes pode afetar a estrutura trófica da comunidade de artrópodes associados a cultura da soja. Curiosamente, a utilização do tratamento de sementes não teve impacto significativo sobre as espécies alvo de controle e nem sobre o rendimento da cultura da soja. Os achados deste trabalho dão indícios de que realmente o uso de inseticidas neonicotinóides em tratamento de sementes de soja não ser uma estratégia de manejo justificável contra espécies-praga da soja supostamente alvo desta tática, mas que alteram significativamente a estrutura da comunidade de artrópodes associadas à esta cultura, cujas consequências necessitam ser avaliadas.

## REFERÊNCIAS


Akoijam, R., and B. Singh. 2014. Persistence and metabolism of imidacloprid in rice. Bull. Environ. Contam. Toxicol. 92: 609–615.

Badji, C. A., R. N. C. Guedes, A. A. Silva, and R. A. Araújo. 2004. Impact of deltamethrin on arthropods in maize under conventional and no-tillage cultivation. Crop Prot.

Badji, C. A., R. N. C. Guedes, A. A. Silva, A. S. Corrêa, M. E. L. R. Queiroz, and M. Michereff-Filho. 2007. Non-target impact of deltamethrin on soil arthropods of maize fields under conventional and no-tillage cultivation. J. Appl. Entomol.

Budge, G. E., D. Garthwaite, A. Crowe, N. D. Boatman, K. S. Delaplane, M. A. Brown, H. H. Thygesen, and S. Pietravalle. 2015. Evidence for pollinator cost and farming benefits of neonicotinoid seed coatings on oilseed rape. Sci. Rep.

Casida, J. E., and K. A. Durkin. 2013. Neuroactive Insecticides: Targets, Selectivity, Resistance, and Secondary Effects. Annu. Rev. Entomol. 58: 99–117.

Cloyd, R. A., and J. A. Bethke. 2011. Impact of neonicotinoid insecticides on natural enemies in greenhouse and interiorscape environments. Pest Manag. Sci. 67: 3–9.

Cohen, J. E., T. Jonsson, and S. R. Carpenter. 2003. Ecological community description using the food web, species abundance, and body size. Proc. Natl. Acad. Sci.
Cohen, J. E., and C. M. Newman. 1985. When will a large complex system be stable? J. Theor. Biol. 113: 153–156.
Cohen, J. E., D. N. Schittler, D. G. Raffaelli, and D. C. Reuman. 2009. Food webs are more than the sum of their tritrophic parts. Proc. Natl. Acad. Sci.
D'Ávila, V. A., W. F. Barbosa, R. N. C. Guedes, and G. C. Cutler. 2018. Effects of Spinosad, Imidacloprid, and Lambda-cyhalothrin on Survival, Parasitism, and Reproduction of the Aphid Parasitoid *Aphidius colemani*. J. Econ. Entomol. 1–8.
Douglas, M. R., J. R. Rohr, and J. F. Tooker. 2015. Neonicotinoid insecticide travels through a soil food chain, disrupting biological control of non-target pests and decreasing soya bean yield. J. Appl. Ecol. 52: 250–260.
Forister, M. L., B. Cousens, J. G. Harrison, K. Anderson, J. H. Thorne, D. Waetjen, C. C. Nice, M. De Parsia, M. L. Hladik, R. Meese, H. Van Vliet, and A. M. Shapiro. 2016. Increasing neonicotinoid use and the declining butterfly fauna of lowland California. Biol. Lett.
Gagic, V., T. Tscharntke, C. F. Dormann, B. Gruber, A. Wilstermann, and C. Thies. 2011. Food web structure and biocontrol in a four-trophic level system across a landscape complexity gradient. Proc. R. Soc. B Biol. Sci. 278: 2946–2953.
Gontijo, P. C., D. O. Abbade, R. L. Oliveira, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2018. Non-target impacts of soybean insecticidal seed treatments on the life history and behavior of *Podisus nigrispinus*, a predator of fall armyworm. Chemosphere. 191: 342–349.
Gontijo, P. C., D. O. Abbade Neto, R. L. Oliveira, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2018. Non-target impacts of soybean insecticidal seed treatments on the life history and behavior of *Podisus nigrispinus*, a predator of fall armyworm. Chemosphere. 191: 342–349.
Gontijo, P. C., V. F. Moscardini, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2014. Non-target effects of chlorantraniliprole and thiamethoxam on *Chrysoperla carnea* when employed as sunflower seed treatments. J. Pest Sci . 87: 711–719.
Goulson, D. 2013. An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. J. Appl. Ecol. 50: 977–987.
Guedes, R. N. C., G. Smagghe, J. D. Stark, and N. Desneux. 2016. Pesticide-induced stress in arthropod pests for optimized integrated pest management programs. Annu. Rev. Entomol. 61: 43–62.
Haro, M. M., L. C. P. Silveira, and A. Wilby. 2018. Stability lies in flowers: Plant diversification mediating shifts in arthropod food webs. PLoS One. 13: e0193045.
Jeschke, P., and R. Nauen. 2008. Neonicotinoids - From zero to hero in insecticide chemistry. Pest Manag. Sci.
Jeschke, P., R. Nauen, M. Schindler, and A. Elbert. 2011. Overview of the Status and Global Strategy for Neonicotinoids. J. Agric. Food Chem. 59: 2897–908.
Juraske, R., F. Castells, A. Vijay, P. Muñoz, and A. Antón. 2009. Uptake and persistence of pesticides in plants: Measurements and model estimates for imidacloprid after foliar and soil application. J. Hazard. Mater. 165: 683–689.
Koch, R. L., E. C. Burkness, W. D. Hutchison, and T. L. Rabaey. 2005. Efficacy of systemic insecticide seed treatments for protection of early-growth-stage snap beans from bean leaf beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) foliar feeding. Crop Prot. 24: 734–742.
Magalhaes, L. C., T. E. Hunt, and B. D. Siegfried. 2009. Efficacy of Neonicotinoid Seed Treatments to Reduce Soybean Aphid Populations Under Field and Controlled Conditions in Nebraska. J. Econ. Entomol.
Malaquias, J. B., F. S. Ramalho, C. Omoto, W. A. C. Godoy, and R. F. Silveira. 2014. Imidacloprid affects the functional response of predator *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Heteroptera: Pentatomidae) to strains of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) on Bt cotton.

Ecotoxicology. 23: 192–200.
May, R. M. 1972. Will a large complex system be stable? Nature.
McCann, K. 2007. Protecting biostructure. Nature.
MONTOYA, J. M., and R. V. SOLÉ. 2002. Small World Patterns in Food Webs. J. Theor. Biol. 214: 405–412.
Morris, R. J., O. T. Lewis, and H. C. J. Godfray. 2004. Experimental evidence for apparent competition in a tropical forest food web. Nature.
Moscardini, V. F., P. C. Gontijo, J. P. Michaud, and G. A. Carvalho. 2015. Sublethal effects of insecticide seed treatments on two nearctic lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae). Ecotoxicology. 24: 1152–1161.
Moser, S. E., and J. J. Obrycki. 2009. Non-target effects of neonicotinoid seed treatments; mortality of coccinellid larvae related to zoophytophagy. Biol. Control. 51: 487–492.
Nauen, R., U. Reckmann, S. Armborst, H. P. Stupp, and A. Elbert. 1999. Whitefly-active metabolites of imidacloprid: Biological efficacy and translocation in cotton plants. Pestic. Sci. 55: 265–271.
Nauen, R., K. Tietjen, K. Wagner, and A. Elbert. 1998. Efficacy of plant metabolites of imidacloprid against *Myzus persicae* and *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae). Pestic. Sci. 52: 53–57.
Pálinkás, Z., J. Kiss, M. Zalai, Á. Szénási, Z. Dorner, S. North, G. Woodward, and A. Balog. 2017. Effects of genetically modified maize events expressing Cry34Ab1, Cry35Ab1, Cry1F, and CP4 EPSPS proteins on arthropod complex food webs. Ecol. Evol.
Penn, H. J., and A. M. Dale. 2017. Imidacloprid seed treatments affect individual ant behavior and community structure but not egg predation , pest abundance or soybean yield.
Pimm, S. L., J. H. Lawton, and J. E. Cohen. 1991. Food web patterns and their consequences. Nature. 350: 669–674.
Reisig, D. D., D. A. Herbert, and S. Malone. 2012. Impact of Neonicotinoid Seed Treatments on Thrips (Thysanoptera: Thripidae) and Soybean Yield in Virginia and North Carolina. J. Econ. Entomol.
Resende-Silva, G. A., L. M. Turchen, R. N. C. Guedes, and G. C. Cutler. 2018. Imidacloprid Soil Drenches Affect Weight and Functional Response of Spined Soldier Bug (Hemiptera: Pentatomidae). J. Econ. Entomol.
Rogers, M. A., V. A. Krischik, and L. A. Martin. 2007. Effect of soil application of imidacloprid on survival of adult green lacewing , *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), used for biological control in greenhouse. 42: 172–177.
Rundlöf, M., G. K. S. Andersson, R. Bommarco, I. Fries, V. Hederström, L. Herbertsson, O. Jonsson, B. K. Klatt, T. R. Pedersen, J. Yourstone, and H. G. Smith. 2015. Seed coating with a neonicotinoid insecticide negatively affects wild bees. Nature.
Schriever, T. A. 2015. Food webs in relation to variation in the environment and species assemblage: A multivariate approach. PLoS One.
Seagraves, M. P., and J. G. Lundgren. 2012. Effects of neonicitinoid seed treatments on soybean aphid and its natural enemies. J. Pest Sci . 85: 125–132.
Sharma, S., and B. Singh. 2014. Persistence of imidacloprid and its major metabolites in sugarcane leaves and juice following its soil application. Int. J. Environ. Anal. Chem. 94: 319–331.
Simon-Delso, N., V. Amaral-Rogers, L. P. Belzunces, J. M. Bonmatin, M. Chagnon, C. Downs, L. Furlan, D. W. Gibbons, C. Giorio, V. Girolami, D. Goulson, D. P. Kreutzweiser, C. H. Krupke, M. Liess, E. Long, M. McField, P. Mineau, E. A. D. Mitchell, C. A. Morrissey, D. A. Noome, L. Pisa, J. Settele, J. D. Stark, A. Tapparo, H. Van Dyck, J. Van Praagh, J. P. Van der Sluijs, P. R. Whitehorn, and M. Wiemers. 2015. Systemic insecticides (neonicotinoids and fipronil): trends, uses, mode of action and metabolites. Environ. Sci.

Pollut. Res. 22: 5–34.
Van der Sluijs, J. P., N. Simon-Delso, D. Goulson, L. Maxim, J. M. Bonmatin, and L. P. Belzunces. 2013. Neonicotinoids, bee disorders and the sustainability of pollinator services. Curr. Opin. Environ. Sustain. 5: 293–305.
Stewart, S. D., G. M. Lorenz, A. L. Catchot, J. Gore, D. Cook, J. Skinner, T. C. Mueller, D. R. Johnson, J. Zawislak, and J. Barber. 2014. Potential exposure of pollinators to neonicotinoid insecticides from the use of insecticide seed treatments in the mid-southern United States. Environ. Sci. Technol. 48: 9762–9769.
Szénási, Á., Z. Pálinkás, M. Zalai, O. J. Schmitz, and A. Balog. 2015. Short-term effects of different genetically modified maize varieties on arthropod food web properties: an experimental field assessment. Sci. Rep. 4: 5315.
Taylor, S. V., H. J. Burrack, R. Michael Roe, J. S. Bacheler, and C. E. Sorenson. 2015. Systemic imidacloprid affects intraguild parasitoids differently. PLoS One. 10: 1–13.
Tomé, H. V. V., G. F. Martins, M. A. P. Lima, L. A. O. Campos, and R. N. C. Guedes. 2012. Imidacloprid-induced impairment of mushroom bodies and behavior of the native stingless bee melipona quadrifasciata anthidioides. PLoS One.
Tomizawa, M., and J. E. Casida. 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: Mechanisms of selective action. Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol. 45: 247–268.
Tylianakis, J. M., and A. Binzer. 2014. Effects of global environmental changes on parasitoid–host food webs and biological control. Biol. Control. 75: 77–86.
Uhl, P., R. Bucher, R. B. Schäfer, and M. H. Entling. 2015. Chemosphere Sublethal effects of imidacloprid on interactions in a tritrophic system of non-target species. Chemosphere. 132: 152–158.
Wilde, G., K. Roozeboom, A. Ahmad, M. Claassen, B. Gordon, W. Heer, L. Maddux, V. Martin, P. Evans, K. Kofoid, J. Long, A. Schlegel, and M. Witt. 2007. Seed Treatment Effects on Early-Season Pests of Corn and on Corn Growth and Yield in the Absence of Insect Pests. J. Agric. Urban Entomol. 24: 177–193.
Wilde, G., K. Roozeboom, M. Claassen, K. Janssen, and M. Witt. 2004. Seed treatment for control of early-season pests of corn and its effect on yield. J. Agric. Urban Entomol. 21: 75–85.
Woodcock, B. A., N. J. B. Isaac, J. M. Bullock, D. B. Roy, D. G. Garthwaite, A. Crowe, and R. F. Pywell. 2016. Impacts of neonicotinoid use on long-term population changes in wild bees in England. Nat. Commun.
Zhang, L., S. M. Greenberg, Y. Zhang, and T. X. Liu. 2011. Effectiveness of thiamethoxam and imidacloprid seed treatments against Bemisia tabaci (Hemiptera: Aleyrodidae) on cotton. Pest Manag. Sci. 67: 226–232.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

A curta exposição a presas não sensíveis em plantas tratadas sistemicamente com o inseticida imidacloprid afetou a resposta funcional e o ganho de peso do predador zoofitófago *Podisus maculiventris*, mesmo quando metade da dose de campo recomendada para o produto foi aplicada. Estes achados corroboram com outros e indicam que este inseticida neonicotinóide aplicado de forma sistêmica pode ser transferido a níveis tróficos superiores através de presas insensíveis a esses produtos.

A exposição prologada de ninfas de *P. maculiventris* através de plantas tratadas sistemicamente com imidacloprid indicou impacto negativo do inseticida sobre a sobrevivência destas ninfas e sobre a longevidade e reprodução das fêmeas adultas do predador remanescentes dessa exposição. Tais resultados indicam que os efeitos deletérios de inseticidas sistêmicos sobre predadores zoofitófagos devem ser considerados na utilização destes pesticidas no manejo de pragas.

O tratamento de sementes de soja com inseticida imidacloprid não teve efeito significativo na abundância de espécies alvo de controle, bem como na produção de grãos da cultura. No entanto afetou a abundância e riqueza de espécies e alterou a estrutura da trófica da comunidade de artrópodes associadas a cultura. Esses achados indicam que para a região do estudo, a utilização do tratamento de sementes com inseticidas neonicotinóides pode não ser um tática de controle efetiva e justificável para a cultura da soja e que as consequências práticas das alterações verificadas na estrutura trófica da cultura necessitam ser verificadas. Vale ressaltar no entanto a necessidade de mais pesquisas sobre o tema, abrangendo principalmente cultivos em regiões com diferentes pressões de artrópodes.

## AGRADECIMENTOS

A todos taxonomistas que contribuíram para a identificação dos táxons (Tabela S10). Este trabalho foi subsidiado pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG).

## ANEXOS

**Table S1.** List of arthropod species associated with soybean crops over two years of experiment

| Species | Order | Group | Freq (%) |
|---|---|---|---|
| *Ceratophysella* sp | Collembola | Detritivore | 21.88 |
| *Dahlcyrtus* sp | Collembola | Detritivore | 27.08 |
| *Entomobrya* sp | Collembola | Detritivore | 84.38 |
| *Salina* sp | Collembola | Detritivore | 7.29 |
| *Caliothrips phaseoli* | Thysanoptera | Herbivore | 96.88 |
| *Frankliniella schultzei* | Thysanoptera | Herbivore | 51.04 |
| *Haplothrips gowdeyi* | Thysanoptera | Herbivore | 5.21 |
| *Neohydatothrips sp.* | Thysanoptera | Herbivore | 34.38 |
| *Thrips tabaci* | Thysanoptera | Herbivore | 43.75 |
| *Anticarsia gemmatalis* | Lepidoptera | Herbivore | 41.67 |
| *Chrysodeixis includens* | Lepidoptera | Herbivore | 41.67 |
| *Omioides indicata* | Lepidoptera | Herbivore | 14.58 |
| *Spodoptera eridania* | Lepidoptera | Herbivore | 7.29 |
| *Urbanus proteus* | Lepidoptera | Herbivore | 5.21 |
| *Aphis sp* | Hemiptera | Herbivore | 31.25 |
| *Bemisia tabaci* | Hemiptera | Herbivore | 83.33 |
| *Chinavia sp* | Hemiptera | Herbivore | 8.33 |
| *Dysmicoccus brevipes* | Hemiptera | Herbivore | 46.88 |
| *Halticus bractatus* | Hemiptera | Herbivore | 42.71 |
| *Macugonalia sp* | Hemiptera | Herbivore | 6.25 |
| *Plesiommata sp* | Hemiptera | Herbivore | 6.25 |
| *Cerotoma arcuata* | Coleoptera | Herbivore | 39.58 |
| *Diabrotica speciosa* | Coleoptera | Herbivore | 11.46 |
| *Isotes sp* | Coleoptera | Herbivore | 8.33 |
| *Lagria villosa* | Coleoptera | Herbivore | 40.63 |
| *Megascelis sp* | Coleoptera | Herbivore | 22.92 |
| *Allotropa sp* | Hymenoptera | Parasitoid | 14.58 |
| *Elachertus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 19.79 |
| *Telenomus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 15.63 |
| *Trichogramma atopovirilia* | Hymenoptera | Parasitoid | 31.25 |
| *Franklinothrips vespiformis* | Thysanoptera | Predator | 76.04 |
| *Scolothrips sp.* | Thysanoptera | Predator | 14.58 |
| *Geocoris punctipes* | Hemiptera | Predator | 6.25 |
| *Nabis capsiformis* | Hemiptera | Predator | 4.17 |
| *Orius insidiosus* | Hemiptera | Predator | 41.67 |
| *Callida sp* | Coleoptera | Predator | 5.21 |

*Continued*

| Tabela S1- Continued | | | |
|---|---|---|---|
| *Cauliognathus flavipes* | Coleoptera | Predator | 3.13 |
| *Coleomegilla maculata* | Coleoptera | Predator | 15.63 |
| *Cycloneda sanguinea* | Coleoptera | Predator | 16.67 |
| *Hyperaspis sp* | Coleoptera | Predator | 5.21 |
| *Lebia concinna* | Coleoptera | Predator | 9.38 |
| *Scymnus loewii* | Coleoptera | Predator | 4.17 |
| *Cheiracanthium inclusum* | Araneae | Predator | 5.21 |
| *Meriola sp* | Araneae | Predator | 14.58 |
| *Oxyopes salticus* | Araneae | Predator | 53.13 |
| *Brachymyrmex ufv-02* | Hymenoptera | Omnivorous | 29.17 |
| *Cardiocondyla minutior* | Hymenoptera | Omnivorous | 64.58 |
| *Crematogaster ufv-13* | Hymenoptera | Omnivorous | 18.75 |
| *Pheidole ufv-29* | Hymenoptera | Omnivorous | 9.38 |
| *Tetramorium simillimum* | Hymenoptera | Omnivorous | 38.54 |
| *Wasmannia auropunctata* | Hymenoptera | Omnivorous | 6.25 |

**Table S2**. Average body weight (M; mg), numerical abundance (N, individual/$m^2$ of crop), and biomass abundance (B; mg/$m^2$ of crop) and connectivity status of arthropods registered on the first year of soybean crops without imidacloprid seed treatment.

| | | | | | Block 1 | | Block 2 | | Block 3 | | Block 4 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Number | Species | Order | Status | M | N | B | N | B | N | B | N | B |
| 1 | *Glycine max* | | Producer | | 35.556 | 428853 | 36 | 452971 | 36 | 450779 | 36 | 443158 |
| 2 | *Ceratophysella sp* | Collembola | Detritivore | 0.021 | 9.450 | 0.199 | 39.064 | 0.824 | 25.918 | 0.547 | 20.070 | 0.423 |
| 3 | *Dahlcyrtus sp* | Collembola | Detritivore | 0.013 | 11.696 | 0.157 | 7.018 | 0.094 | 3.509 | 0.047 | - | - |
| 4 | *Entomobrya sp* | Collembola | Detritivore | 0.053 | 92.164 | 4.900 | 78.035 | 4.149 | 133.099 | 7.076 | 126.269 | 6.713 |
| 6 | *Cerotoma arcuata* | Coleoptera | Herbivore | 16.994 | 10.620 | 180.473 | 2.339 | 39.752 | 2.339 | 39.752 | 8.281 | 140.721 |
| 7 | *Diabrotica speciosa* | Coleoptera | Herbivore | 13.044 | - | - | - | - | 1.170 | 15.256 | 1.170 | 15.256 |
| 9 | *Lagria villosa* | Coleoptera | Herbivore | 57.581 | 21.240 | 1222.998 | 3.509 | 202.037 | 10.620 | 611.499 | 2.339 | 134.691 |
| 10 | *Megascelis sp* | Coleoptera | Herbivore | 7.649 | 1.170 | 8.946 | - | - | 2.339 | 17.892 | - | - |
| 11 | *Aphis sp* | Hemiptera | Herbivore | 0.096 | 3.509 | 0.338 | 3.509 | 0.338 | 4.678 | 0.451 | 27.181 | 2.622 |
| 12 | *Bemisia tabaci* | Hemiptera | Herbivore | 0.047 | 987.181 | 46.595 | 1464.515 | 69.125 | 995.462 | 46.986 | 1246.690 | 58.844 |
| 13 | *Chinavia sp* | Hemiptera | Herbivore | 133.217 | - | - | 4.678 | 623.239 | - | - | 2.339 | 311.619 |
| 14 | *Dysmicoccus brevipes* | Hemiptera | Herbivore | 0.876 | 116.023 | 101.660 | 40.234 | 35.253 | 90.012 | 78.868 | 123.041 | 107.808 |
| 15 | *Halticus bractatus* | Hemiptera | Herbivore | 0.274 | 22.503 | 6.172 | 2.339 | 0.642 | 2.339 | 0.642 | 4.678 | 1.283 |
| 18 | *Anticarsia gemmatalis* | Lepidoptera | Herbivore | 30.605 | 1.170 | 35.795 | 2.339 | 71.590 | 7.018 | 214.769 | 15.392 | 471.060 |
| 19 | *Chrysodeixis includens* | Lepidoptera | Herbivore | 16.876 | 11.696 | 197.378 | 27.088 | 457.127 | 27.088 | 457.127 | 12.959 | 218.694 |
| 20 | *Omioides indicata* | Lepidoptera | Herbivore | 11.752 | - | - | 1.170 | 13.745 | 1.170 | 13.745 | 8.281 | 97.315 |
| 23 | *Caliothrips phaseoli* | Thysanoptera | Herbivore | 0.022 | 128.421 | 2.827 | 210.480 | 4.634 | 204.819 | 4.509 | 128.421 | 2.827 |
| 24 | *Frankliniella schultzei* | Thysanoptera | Herbivore | 0.018 | 65.170 | 1.160 | 125.474 | 2.233 | 40.234 | 0.716 | 80.561 | 1.434 |
| 25 | *Haplothrips gowdeyi* | Thysanoptera | Herbivore | 0.021 | 7.111 | 0.146 | 8.281 | 0.171 | - | - | - | - |
| 26 | *Neohydatothrips sp.* | Thysanoptera | Herbivore | 0.012 | 43.836 | 0.531 | 48.421 | 0.586 | 18.901 | 0.229 | 22.409 | 0.271 |
| 27 | *Thrips tabaci* | Thysanoptera | Herbivore | 0.016 | 60.398 | 0.954 | 33.029 | 0.522 | 8.281 | 0.131 | 40.234 | 0.636 |
| 28 | *Allotropa sp* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.016 | - | | 2.339 | 0.036 | 8.281 | 0.129 | 2.339 | 0.036 |
| 29 | *Elachertus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.019 | 4.678 | 0.090 | - | - | 29.614 | 0.572 | 14.222 | 0.274 |
| 30 | *Telenomus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.024 | 9.450 | 0.223 | 4.678 | 0.111 | 1.170 | 0.028 | 9.450 | 0.223 |

Continued

| Table S2- Continued | | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 31 | *Trichogramma atopovirilia* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.015 | 1.170 | 0.018 | 5.848 | 0.088 | - | - | 1.170 | 0.018 |
| 32 | *Callida sp* | Coleoptera | Predator | 17.515 | 2.339 | 40.970 | - | - | 2.339 | 40.970 | - | - |
| 34 | *Coleomegilla maculata* | Coleoptera | Predator | 12.741 | - | - | 8.281 | 105.503 | 1.170 | 14.902 | 1.170 | 14.902 |
| 35 | *Cycloneda sanguinea* | Coleoptera | Predator | 7.206 | 1.170 | 8.428 | 15.298 | 110.244 | 8.281 | 59.673 | 9.450 | 68.102 |
| 36 | *Hyperaspis sp* | Coleoptera | Predator | 1.533 | 2.339 | 3.585 | - | - | 8.187 | 12.547 | 9.357 | 14.339 |
| 37 | *Lebia concinna* | Coleoptera | Predator | 5.830 | - | - | - | - | 1.170 | 6.818 | 1.170 | 6.818 |
| 38 | *Scymnus loewii* | Coleoptera | Predator | 1.474 | 7.111 | 10.480 | - | - | - | - | 2.339 | 3.447 |
| 40 | *Nabis capsiformis* | Hemiptera | Predator | 5.571 | 2.339 | 13.031 | - | - | - | - | - | - |
| 41 | *Orius insidiosus* | Hemiptera | Predator | 0.151 | 61.567 | 9.278 | 50.760 | 7.650 | 21.146 | 3.187 | 14.129 | 2.129 |
| 42 | *Franklinothrips vespiformis* | Thysanoptera | Predator | 0.079 | 63.626 | 5.057 | 83.602 | 6.644 | 24.561 | 1.952 | 50.667 | 4.027 |
| 43 | *Scolothrips sp.* | Thysanoptera | Predator | 0.033 | - | - | 2.339 | 0.077 | - | - | - | - |
| 44 | *Cheiracanthium inclusum* | Araneae | Predator | 1.190 | 1.170 | 1.391 | - | - | - | - | - | - |
| 45 | *Meriola sp* | Araneae | Predator | 2.013 | - | - | - | - | - | - | 2.339 | 4.709 |
| 46 | *Oxyopes salticus* | Araneae | Predator | 2.506 | 5.848 | 14.654 | 2.339 | 5.862 | 4.678 | 11.723 | 9.357 | 23.446 |

**Table S3**. Average body weight (M; mg), numerical abundance (N, individual/$m^2$ of crop), and biomass abundance (B; mg/$m^2$ of crop) and connectivity status of arthropods registered on the first year of soybean crops with imidacloprid seed treatment.

| | | | | | Block 1 | | Block 2 | | Block 3 | | Block 4 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Number | Species | Order | Status | M | N | B | N | B | N | B | N | B |
| 1 | *Glycine max* | | Producer | | 35.556 | 515390 | 36 | 487943 | 36 | 448883 | 36 | 382026 |
| 2 | *Ceratophysella sp* | Collembola | Detritivore | 0.021 | 23.673 | 0.499 | 144.374 | 3.046 | 44.725 | 0.944 | 4.678 | 0.099 |
| 3 | *Dahlcyrtus sp* | Collembola | Detritivore | 0.013 | 3.509 | 0.047 | 22.316 | 0.299 | 2.339 | 0.031 | 21.053 | 0.282 |
| 4 | *Entomobrya sp* | Collembola | Detritivore | 0.053 | 61.474 | 3.268 | 115.368 | 6.134 | 96.749 | 5.144 | 207.158 | 11.014 |
| 6 | *Cerotoma arcuata* | Coleoptera | Herbivore | 16.994 | 3.509 | 59.628 | - | - | 2.339 | 39.752 | 3.509 | 59.628 |
| 7 | *Diabrotica speciosa* | Coleoptera | Herbivore | 13.044 | 9.450 | 123.266 | - | - | 1.170 | 15.256 | 2.339 | 30.511 |
| 9 | *Lagria villosa* | Coleoptera | Herbivore | 57.581 | 47.345 | 2726.154 | 11.789 | 678.845 | 18.901 | 1088.307 | 1.170 | 67.346 |
| 10 | *Megascelis sp* | Coleoptera | Herbivore | 7.649 | - | - | - | - | 7.111 | 54.392 | - | - |
| 11 | *Aphis sp* | Hemiptera | Herbivore | 0.096 | 8.281 | 0.799 | 16.561 | 1.597 | 16.561 | 1.597 | 17.731 | 1.710 |
| 12 | *Bemisia tabaci* | Hemiptera | Herbivore | 0.047 | 1690.012 | 79.769 | 1287.018 | 60.747 | 956.304 | 45.138 | 1083.135 | 51.124 |
| 13 | *Chinavia sp* | Hemiptera | Herbivore | 133.217 | - | - | 4.678 | 623.239 | - | - | 4.678 | 623.239 |
| 14 | *Dysmicoccus brevipes* | Hemiptera | Herbivore | 0.876 | 37.895 | 33.203 | 118.456 | 103.791 | 60.398 | 52.920 | 121.965 | 106.866 |
| 15 | *Halticus bractatus* | Hemiptera | Herbivore | 0.274 | 10.526 | 2.887 | 9.357 | 2.566 | 2.339 | 0.642 | 1.170 | 0.321 |
| 18 | *Anticarsia gemmatalis* | Lepidoptera | Herbivore | 30.605 | 10.620 | 325.017 | 2.339 | 71.590 | 4.678 | 143.179 | 1.170 | 35.795 |
| 19 | *Chrysodeixis includens* | Lepidoptera | Herbivore | 16.876 | 10.620 | 179.219 | 5.848 | 98.689 | 5.848 | 98.689 | 23.485 | 396.334 |
| 20 | *Omioides indicata* | Lepidoptera | Herbivore | 11.752 | 7.111 | 83.570 | 7.111 | 83.570 | - | - | - | - |
| 23 | *Caliothrips phaseoli* | Thysanoptera | Herbivore | 0.022 | 206.175 | 4.539 | 186.386 | 4.103 | 108.164 | 2.381 | 186.199 | 4.099 |
| 24 | *Frankliniella schultzei* | Thysanoptera | Herbivore | 0.018 | 26.012 | 0.463 | 72.281 | 1.287 | 41.404 | 0.737 | 65.076 | 1.158 |
| 25 | *Haplothrips gowdeyi* | Thysanoptera | Herbivore | 0.021 | - | - | 7.111 | 0.146 | - | - | 21.333 | 0.439 |
| 26 | *Neohydatothrips sp.* | Thysanoptera | Herbivore | 0.012 | 38.784 | 0.470 | 2.339 | 0.028 | 15.298 | 0.185 | 12.959 | 0.157 |
| 27 | *Thrips tabaci* | Thysanoptera | Herbivore | 0.016 | 18.901 | 0.299 | 16.561 | 0.262 | 31.953 | 0.505 | 30.784 | 0.486 |
| 28 | *Allotropa sp* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.016 | 2.339 | 0.036 | 1.170 | 0.018 | 1.170 | 0.018 | 5.848 | 0.091 |
| 29 | *Elachertus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.019 | 1.170 | 0.023 | - | - | 11.696 | 0.226 | 11.696 | 0.226 |
| 30 | *Telenomus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.024 | 5.848 | 0.138 | 7.111 | 0.168 | 11.696 | 0.276 | 1.170 | 0.028 |

Table S3- Continued

| | | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 31 | *Trichogramma atopovirilia* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.015 | 2.339 | 0.035 | 1.170 | 0.018 | 5.848 | 0.088 | - | - |
| 32 | *Callida sp* | Coleoptera | Predator | 17.515 | - | - | 1.170 | 20.485 | 1.170 | 20.485 | - | - |
| 34 | *Coleomegilla maculata* | Coleoptera | Predator | 12.741 | 2.339 | 29.803 | 1.170 | 14.902 | - | - | - | - |
| 35 | *Cycloneda sanguinea* | Coleoptera | Predator | 7.206 | 9.450 | 68.102 | 3.509 | 25.285 | 1.170 | 8.428 | 2.339 | 16.857 |
| 36 | *Hyperaspis sp* | Coleoptera | Predator | 1.533 | - | - | - | - | - | - | - | - |
| 37 | *Lebia concinna* | Coleoptera | Predator | 5.830 | - | - | 4.678 | 27.273 | - | - | 1.170 | 6.818 |
| 38 | *Scymnus loewii* | Coleoptera | Predator | 1.474 | - | - | 1.170 | 1.724 | - | - | 1.170 | 1.724 |
| 40 | *Nabis capsiformis* | Hemiptera | Predator | 5.571 | - | - | 1.170 | 6.515 | - | - | 1.170 | 6.515 |
| 41 | *Orius insidiosus* | Hemiptera | Predator | 0.151 | 43.743 | 6.592 | 40.140 | 6.049 | 16.374 | 2.468 | 41.404 | 6.239 |
| 42 | *Franklinothrips vespiformis* | Thysanoptera | Predator | 0.079 | 41.029 | 3.261 | 38.784 | 3.082 | 42.199 | 3.354 | 31.766 | 2.525 |
| 43 | *Scolothrips sp.* | Thysanoptera | Predator | 0.033 | 14.129 | 0.468 | - | - | 1.170 | 0.039 | 1.170 | 0.039 |
| 44 | *Cheiracanthium inclusum* | Araneae | Predator | 1.190 | 1.170 | 1.391 | 1.170 | 1.391 | 1.170 | 1.391 | 1.170 | 1.391 |
| 45 | *Meriola sp* | Araneae | Predator | 2.013 | 1.170 | 2.355 | - | - | 1.170 | 2.355 | - | - |
| 46 | *Oxyopes salticus* | Araneae | Predator | 2.506 | - | - | 1.170 | 2.931 | 2.339 | 5.862 | 4.678 | 11.723 |

**Table S4**. Average body weight (M; mg), numerical abundance (N, individual/$m^2$ of crop), and biomass abundance (B; mg/$m^2$ of crop) and connectivity status of arthropods registered on the second year of soybean crops without imidacloprid seed treatment.

| | | | | | Block 1 | | Block 2 | | Block 3 | | Block 4 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Number | Species | Order | Status | M | N | B | N | B | N | B | N | B |
| 1 | *Glycine max* | | Producer | | 35.556 | 577548 | 35.556 | 624209 | 35.556 | 653294 | 35.556 | 798659 |
| 2 | *Ceratophysella sp* | Collembola | Detritivore | 0.021 | 7.111 | 0.150 | 42.667 | 0.900 | -- | -- | 1.170 | 0.025 |
| 3 | *Dahlcyrtus sp* | Collembola | Detritivore | 0.013 | 1.170 | 0.016 | -- | -- | 8.281 | 0.111 | 9.357 | 0.125 |
| 4 | *Entomobrya sp* | Collembola | Detritivore | 0.053 | 90.152 | 4.793 | 54.175 | 2.880 | 63.345 | 3.368 | 92.491 | 4.917 |
| 5 | *Salina sp* | Collembola | Detritivore | 0.019 | -- | -- | 1.170 | 0.023 | 2.339 | 0.045 | 3.509 | 0.068 |
| 6 | *Cerotoma arcuata* | Coleoptera | Herbivore | 16.994 | 1.170 | 19.876 | 3.509 | 59.628 | 8.187 | 139.131 | 8.187 | 139.131 |
| 7 | *Diabrotica speciosa* | Coleoptera | Herbivore | 13.044 | -- | -- | 1.170 | 15.256 | 1.170 | 15.256 | -- | -- |
| 8 | *Isotes sp* | Coleoptera | Herbivore | 14.304 | 3.509 | 50.191 | -- | -- | 1.170 | 16.730 | 7.111 | 101.719 |
| 9 | *Lagria villosa* | Coleoptera | Herbivore | 57.581 | 2.339 | 134.691 | 20.070 | 1155.652 | 7.018 | 404.074 | 14.129 | 813.536 |
| 10 | *Megascelis sp* | Coleoptera | Herbivore | 7.649 | 2.339 | 17.892 | 4.678 | 35.784 | 1.170 | 8.946 | 5.848 | 44.730 |
| 11 | *Aphis sp* | Hemiptera | Herbivore | 0.096 | 4.678 | 0.451 | -- | -- | 4.678 | 0.451 | 14.222 | 1.372 |
| 12 | *Bemisia tabaci* | Hemiptera | Herbivore | 0.047 | 415.953 | 19.633 | 2150.877 | 101.521 | 1104.561 | 52.135 | 1178.012 | 55.602 |
| 13 | *Chinavia sp* | Hemiptera | Herbivore | 133.217 | 8.281 | 1103.132 | -- | -- | 0.000 | 0.000 | -- | -- |
| 14 | *Dysmicoccus brevipes* | Hemiptera | Herbivore | 0.876 | 7.111 | 6.231 | 35.556 | 31.154 | 323.509 | 283.458 | 312.889 | 274.153 |
| 15 | *Halticus bractatus* | Hemiptera | Herbivore | 0.274 | 2.339 | 0.642 | 26.994 | 7.404 | 31.766 | 8.713 | 31.579 | 8.662 |
| 16 | *Macugonalia sp* | Hemiptera | Herbivore | 5.723 | 1.170 | 6.694 | 2.339 | 13.388 | 2.339 | 13.388 | -- | -- |
| 17 | *Plesiommata sp* | Hemiptera | Herbivore | 2.247 | -- | -- | 0.000 | 0.000 | -- | -- | 3.509 | 7.883 |
| 18 | *Anticarsia gemmatalis* | Lepidoptera | Herbivore | 30.605 | 7.018 | 214.769 | 9.450 | 289.222 | 9.357 | 286.359 | 16.374 | 501.128 |
| 19 | *Chrysodeixis includens* | Lepidoptera | Herbivore | 16.876 | 23.579 | 397.913 | -- | -- | 2.339 | 39.476 | 10.526 | 177.640 |
| 20 | *Omioides indicata* | Lepidoptera | Herbivore | 11.752 | -- | -- | 7.111 | 83.570 | 9.450 | 111.060 | 7.111 | 83.570 |
| 21 | *Spodoptera eridania* | Lepidoptera | Herbivore | 6.552 | -- | -- | 8.281 | 54.256 | 1.170 | 7.663 | 15.392 | 100.849 |
| 22 | *Urbanus proteus* | Lepidoptera | Herbivore | 626.736 | -- | -- | -- | -- | -- | -- | 7.111 | 4456.787 |
| 23 | *Caliothrips phaseoli* | Thysanoptera | Herbivore | 0.022 | 138.012 | 3.038 | 211.088 | 4.647 | 213.427 | 4.699 | 76.117 | 1.676 |
| 24 | *Frankliniella schultzei* | Thysanoptera | Herbivore | 0.018 | 11.696 | 0.208 | 15.205 | 0.271 | 30.596 | 0.545 | 22.316 | 0.397 |

*Continued*

| Table S4 - Continued | | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 26 | *Neohydatothrips sp.* | Thysanoptera | Herbivore | 0.012 | 10.620 | 0.129 | 39.064 | 0.473 | 2.339 | 0.028 | -- | -- |
| 27 | *Thrips tabaci* | Thysanoptera | Herbivore | 0.016 | 21.146 | 0.334 | 56.702 | 0.896 | 119.439 | 1.887 | 11.696 | 0.185 |
| 28 | *Allotropa sp* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.016 | 1.170 | 0.018 | 1.170 | 0.018 | -- | -- | -- | -- |
| 29 | *Elachertus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.019 | 4.678 | 0.090 | 4.678 | 0.090 | -- | -- | 1.170 | 0.023 |
| 30 | *Telenomus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.024 | -- | -- | 1.170 | 0.028 | 1.170 | 0.028 | 2.339 | 0.055 |
| 31 | *Trichogramma atopovirilia* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.015 | 9.357 | 0.140 | 12.865 | 0.193 | 5.848 | 0.088 | 11.696 | 0.175 |
| 33 | *Cauliognathus flavipes* | Coleoptera | Predator | 59.872 | -- | -- | -- | -- | 1.170 | 70.026 | 1.170 | 70.026 |
| 34 | *Coleomegilla maculata* | Coleoptera | Predator | 12.741 | -- | -- | 14.222 | 181.202 | 14.222 | 181.202 | 1.170 | 14.902 |
| 37 | *Lebia concinna* | Coleoptera | Predator | 5.830 | -- | -- | -- | -- | 1.170 | 6.818 | 2.339 | 13.636 |
| 39 | *Geocoris punctipes* | Hemiptera | Predator | 1.268 | 1.170 | 1.484 | -- | -- | -- | -- | 1.170 | 1.484 |
| 41 | *Orius insidiosus* | Hemiptera | Predator | 0.151 | 2.339 | 0.353 | 1.170 | 0.176 | 1.170 | 0.176 | 1.170 | 0.176 |
| 42 | *Franklinothrips vespiformis* | Thysanoptera | Predator | 0.079 | 85.380 | 6.785 | 62.175 | 4.941 | 47.953 | 3.811 | 53.801 | 4.276 |
| 43 | *Scolothrips sp.* | Thysanoptera | Predator | 0.033 | -- | -- | 3.509 | 0.116 | 3.509 | 0.116 | 3.509 | 0.116 |
| 45 | *Meriola sp* | Araneae | Predator | 2.013 | 2.339 | 4.709 | 10.620 | 21.380 | 7.111 | 14.316 | 8.281 | 16.670 |
| 46 | *Oxyopes salticus* | Araneae | Predator | 2.506 | 9.357 | 23.446 | 12.865 | 32.239 | 12.865 | 32.239 | 24.655 | 61.781 |

**Table S5**. Average body weight (M; mg), numerical abundance (N, individual/$m^2$ of crop), and biomass abundance (B; mg/$m^2$ of crop) and connectivity status of arthropods registered on the second year of soybean crops with imidacloprid seed treatment.

| | | | | | Block 1 | | Block 2 | | Block 3 | | Block 4 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Number | Species | Order | Status | M | N | B | N | B | N | B | N | B |
| 1 | *Glycine max* | | Producer | | 35.556 | 680530 | 35.556 | 627208 | 35.556 | 624932 | 35.556 | 732465 |
| 2 | *Ceratophysella sp* | Collembola | Detritivore | 0.021 | 21.333 | 0.450 | 28.444 | 0.600 | 7.111 | 0.150 | 7.111 | 0.150 |
| 3 | *Dahlcyrtus sp* | Collembola | Detritivore | 0.013 | 21.240 | 0.285 | -- | -- | 2.339 | 0.031 | 8.187 | 0.110 |
| 4 | *Entomobrya sp* | Collembola | Detritivore | 0.053 | 73.965 | 3.932 | 63.158 | 3.358 | 49.123 | 2.612 | 121.731 | 6.472 |
| 5 | *Salina sp* | Collembola | Detritivore | 0.019 | -- | -- | -- | -- | 7.111 | 0.138 | 3.509 | 0.068 |
| 6 | *Cerotoma arcuata* | Coleoptera | Herbivore | 16.994 | 11.789 | 200.349 | 7.018 | 119.255 | 18.807 | 319.605 | 7.018 | 119.255 |
| 7 | *Diabrotica speciosa* | Coleoptera | Herbivore | 13.044 | 1.170 | 15.256 | -- | -- | -- | -- | 1.170 | 15.256 |
| 8 | *Isotes sp* | Coleoptera | Herbivore | 14.304 | 7.111 | 101.719 | 2.339 | 33.460 | 0.000 | 0.000 | 4.678 | 66.921 |
| 9 | *Lagria villosa* | Coleoptera | Herbivore | 57.581 | 5.848 | 336.729 | 3.509 | 202.037 | 4.678 | 269.383 | 4.678 | 269.383 |
| 10 | *Megascelis sp* | Coleoptera | Herbivore | 7.649 | 2.339 | 17.892 | 2.339 | 17.892 | 9.450 | 72.284 | 2.339 | 17.892 |
| 11 | *Aphis sp* | Hemiptera | Herbivore | 0.096 | 2.339 | 0.226 | 7.018 | 0.677 | 7.018 | 0.677 | -- | -- |
| 12 | *Bemisia tabaci* | Hemiptera | Herbivore | 0.047 | 1285.848 | 60.692 | 502.456 | 23.716 | 1303.579 | 61.529 | 944.515 | 44.581 |
| 13 | *Chinavia sp* | Hemiptera | Herbivore | 133.217 | -- | -- | -- | -- | -- | -- | 7.111 | 947.323 |
| 14 | *Dysmicoccus brevipes* | Hemiptera | Herbivore | 0.876 | 28.444 | 24.923 | 92.444 | 81.000 | 15.392 | 13.486 | 14.222 | 12.462 |
| 15 | *Halticus bractatus* | Hemiptera | Herbivore | 0.274 | 41.216 | 11.305 | 18.713 | 5.133 | 23.579 | 6.467 | 21.240 | 5.826 |
| 16 | *Macugonalia sp* | Hemiptera | Herbivore | 5.723 | -- | -- | -- | -- | 3.509 | 20.082 | -- | -- |
| 17 | *Plesiommata sp* | Hemiptera | Herbivore | 2.247 | -- | -- | 7.111 | 15.976 | -- | -- | 1.170 | 2.628 |
| 18 | *Anticarsia gemmatalis* | Lepidoptera | Herbivore | 30.605 | 20.070 | 614.239 | 7.018 | 214.769 | 10.526 | 322.154 | 8.187 | 250.564 |
| 19 | *Chrysodeixis includens* | Lepidoptera | Herbivore | 16.876 | 1.170 | 19.738 | 1.170 | 19.738 | 12.959 | 218.694 | 16.468 | 277.908 |
| 20 | *Omioides indicata* | Lepidoptera | Herbivore | 11.752 | -- | -- | 8.281 | 97.315 | 9.450 | 111.060 | 8.281 | 97.315 |
| 21 | *Spodoptera eridania* | Lepidoptera | Herbivore | 6.552 | -- | -- | 3.509 | 22.990 | 2.339 | 15.327 | 2.339 | 15.327 |
| 22 | *Urbanus proteus* | Lepidoptera | Herbivore | 626.736 | 7.111 | 4456.787 | 7.111 | 4456.787 | -- | -- | 7.111 | 4456.787 |
| 23 | *Caliothrips phaseoli* | Thysanoptera | Herbivore | 0.022 | 152.327 | 3.353 | 160.421 | 3.532 | 137.029 | 3.017 | 140.819 | 3.100 |
| 24 | *Frankliniella schultzei* | Thysanoptera | Herbivore | 0.018 | 24.561 | 0.437 | 16.374 | 0.291 | 15.205 | 0.271 | 14.035 | 0.250 |

*Continued*

| Table S5 - Continued | | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 26 | *Neohydatothrips sp.* | Thysanoptera | Herbivore | 0.012 | 10.620 | 0.129 | 2.339 | 0.028 | 4.678 | 0.057 | 18.807 | 0.228 |
| 27 | *Thrips tabaci* | Thysanoptera | Herbivore | 0.016 | 71.018 | 1.122 | 41.404 | 0.654 | 15.298 | 0.242 | 36.725 | 0.580 |
| 28 | *Allotropa sp* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.016 | 2.339 | 0.036 | 1.170 | 0.018 | 3.509 | 0.055 | 4.678 | 0.073 |
| 29 | *Elachertus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.019 | 8.187 | 0.158 | -- | -- | 3.509 | 0.068 | 4.678 | 0.090 |
| 30 | *Telenomus sp.* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.024 | 1.170 | 0.028 | -- | -- | -- | -- | -- | -- |
| 31 | *Trichogramma atopovirilia* | Hymenoptera | Parasitoid | 0.015 | 15.205 | 0.228 | 7.018 | 0.105 | 10.526 | 0.158 | 8.187 | 0.123 |
| 33 | *Cauliognathus flavipes* | Coleoptera | Predator | 59.872 | 1.170 | 70.026 | -- | -- | -- | -- | -- | -- |
| 34 | *Coleomegilla maculata* | Coleoptera | Predator | 12.741 | 7.111 | 90.601 | 7.111 | 90.601 | 7.111 | 90.601 | 7.111 | 90.601 |
| 37 | *Lebia concinna* | Coleoptera | Predator | 5.830 | -- | -- | -- | -- | -- | -- | 1.170 | 6.818 |
| 39 | *Geocoris punctipes* | Hemiptera | Predator | 1.268 | 1.170 | 1.484 | 1.170 | 1.484 | 1.170 | 1.484 | 1.170 | 1.484 |
| 41 | *Orius insidiosus* | Hemiptera | Predator | 0.151 | 8.281 | 1.248 | -- | -- | 2.339 | 0.353 | 3.509 | 0.529 |
| 42 | *Franklinothrips vespiformis* | Thysanoptera | Predator | 0.079 | 139.462 | 11.083 | 50.292 | 3.997 | 43.275 | 3.439 | 72.702 | 5.778 |
| 43 | *Scolothrips sp.* | Thysanoptera | Predator | 0.033 | 9.357 | 0.310 | -- | -- | 3.509 | 0.116 | 4.678 | 0.155 |
| 45 | *Meriola sp* | Araneae | Predator | 2.013 | 8.281 | 16.670 | -- | -- | 2.339 | 4.709 | -- | -- |
| 46 | *Oxyopes salticus* | Araneae | Predator | 2.506 | 12.865 | 32.239 | 14.035 | 35.169 | 18.713 | 46.893 | 11.696 | 29.308 |

**Table S6**. Trophic links between species on the first year of soybean crop.

| **Resource** | **Consumer** |
|---|---|
| *Glycine max* | *Caliothrips phaseoli* |
| *Glycine max* | *Bemisia tabaci* |
| *Glycine max* | *Dysmicoccus brevipes* |
| *Glycine max* | *Frankliniella schultzei* |
| *Glycine max* | *Chrysodeixis includens* |
| *Glycine max* | *Lagria villosa* |
| *Glycine max* | *Neohydatothrips sp.* |
| *Glycine max* | *Thrips tabaci* |
| *Glycine max* | *Halticus bractatus* |
| *Glycine max* | *Cerotoma arcuata* |
| *Glycine max* | *Anticarsia gemmatalis* |
| *Glycine max* | *Aphis sp* |
| *Glycine max* | *Diabrotica speciosa* |
| *Glycine max* | *Chinavia sp* |
| *Glycine max* | *Haplothrips gowdeyi* |
| *Glycine max* | *Omioides indicata* |
| *Glycine max* | *Megascelis sp* |
| *Entomobrya sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Dahlcyrtus sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Ceratophysella sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Oxyopes salticus* |
| *Bemisia tabaci* | *Oxyopes salticus* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Oxyopes salticus* |
| *Frankliniella schultzei* | *Oxyopes salticus* |
| *Chrysodeixis includens* | *Oxyopes salticus* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Oxyopes salticus* |
| *Thrips tabaci* | *Oxyopes salticus* |
| *Halticus bractatus* | *Oxyopes salticus* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Oxyopes salticus* |
| *Aphis sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Haplothrips gowdeyi* | *Oxyopes salticus* |
| *Omioides indicata* | *Oxyopes salticus* |
| *Megascelis sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Lagria villosa* | *Oxyopes salticus* |
| *Cerotoma arcuata* | *Oxyopes salticus* |
| *Diabrotica speciosa* | *Oxyopes salticus* |
| *Elachertus sp.* | *Oxyopes salticus* |
| *Allotropa sp* | *Oxyopes salticus* |

| | *Continued* |
|---|---|
| Table S6 (continued) | |
| *Franklinothrips vespiformis* | *Oxyopes salticus* |
| *Orius insidiosus* | *Oxyopes salticus* |
| *Cycloneda sanguinea* | *Oxyopes salticus* |
| *Coleomegilla maculata* | *Oxyopes salticus* |
| *Scolothrips sp.* | *Oxyopes salticus* |
| *Hyperaspis sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Scymnus loewii* | *Oxyopes salticus* |
| *Nabis capsiformis* | *Oxyopes salticus* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Frankliniella schultzei* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Thrips tabaci* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Haplothrips gowdeyi* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Orius insidiosus* |
| *Bemisia tabaci* | *Orius insidiosus* |
| *Frankliniella schultzei* | *Orius insidiosus* |
| *Chrysodeixis includens* | *Orius insidiosus* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Orius insidiosus* |
| *Thrips tabaci* | *Orius insidiosus* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Orius insidiosus* |
| *Aphis sp* | *Orius insidiosus* |
| *Haplothrips gowdeyi* | *Orius insidiosus* |
| *Chinavia sp* | *Orius insidiosus* |
| *Omioides indicata* | *Orius insidiosus* |
| *Bemisia tabaci* | *Cycloneda sanguinea* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Cycloneda sanguinea* |
| *Chrysodeixis includens* | *Cycloneda sanguinea* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Cycloneda sanguinea* |
| *Aphis sp* | *Cycloneda sanguinea* |
| *Omioides indicata* | *Cycloneda sanguinea* |
| *Bemisia tabaci* | *Coleomegilla maculata* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Coleomegilla maculata* |
| *Chrysodeixis includens* | *Coleomegilla maculata* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Coleomegilla maculata* |
| *Aphis sp* | *Coleomegilla maculata* |
| *Omioides indicata* | *Coleomegilla maculata* |
| *Chrysodeixis includens* | *Callida sp* |
| *Lagria villosa* | *Callida sp* |
| *Cerotoma arcuata* | *Callida sp* |

| | *Continued* |
|---|---|
| Table S6 (continued) | |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Callida sp* |
| *Aphis sp* | *Callida sp* |
| *Diabrotica speciosa* | *Callida sp* |
| *Chinavia sp* | *Callida sp* |
| *Omioides indicata* | *Callida sp* |
| *Megascelis sp* | *Callida sp* |
| *Bemisia tabaci* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Chrysodeixis includens* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Halticus bractatus* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Cerotoma arcuata* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Chinavia sp* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Omioides indicata* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Megascelis sp* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Scolothrips sp.* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Hyperaspis sp* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Scymnus loewii* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Franklinothrips vespiformis* | *Cheiracanthium inclusum* |
| *Chrysodeixis includens* | *Lebia concinna* |
| *Lagria villosa* | *Lebia concinna* |
| *Cerotoma arcuata* | *Lebia concinna* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Lebia concinna* |
| *Aphis sp* | *Lebia concinna* |
| *Diabrotica speciosa* | *Lebia concinna* |
| *Chinavia sp* | *Lebia concinna* |
| *Omioides indicata* | *Lebia concinna* |
| *Megascelis sp* | *Lebia concinna* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Scolothrips sp.* |
| *Frankliniella schultzei* | *Scolothrips sp.* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Scolothrips sp.* |
| *Thrips tabaci* | *Scolothrips sp.* |
| *Haplothrips gowdeyi* | *Scolothrips sp.* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Hyperaspis sp* |
| *Aphis sp* | *Hyperaspis sp* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Scymnus loewii* |
| *Aphis sp* | *Scymnus loewii* |
| *Chrysodeixis includens* | *Scymnus loewii* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Scymnus loewii* |

| | *Continued* |
|---|---|
| Table S6 (continued) | |
| *Omioides indicata* | *Scymnus loewii* |
| *Bemisia tabaci* | *Nabis capsiformis* |
| *Chrysodeixis includens* | *Nabis capsiformis* |
| *Halticus bractatus* | *Nabis capsiformis* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Nabis capsiformis* |
| *Aphis sp* | *Nabis capsiformis* |
| *Omioides indicata* | *Nabis capsiformis* |
| *Chinavia sp* | *Nabis capsiformis* |
| *Entomobrya sp* | *Meriola sp* |
| *Dahlcyrtus sp* | *Meriola sp* |
| *Ceratophysella sp* | *Meriola sp* |
| *Bemisia tabaci* | *Meriola sp* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Meriola sp* |
| *Chrysodeixis includens* | *Meriola sp* |
| *Halticus bractatus* | *Meriola sp* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Meriola sp* |
| *Aphis sp* | *Meriola sp* |
| *Chinavia sp* | *Meriola sp* |
| *Omioides indicata* | *Meriola sp* |
| *Scolothrips sp.* | *Meriola sp* |
| *Hyperaspis sp* | *Meriola sp* |
| *Scymnus loewii* | *Meriola sp* |
| *Franklinothrips vespiformis* | *Meriola sp* |
| *Chrysodeixis includens* | *Telenomus sp.* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Telenomus sp.* |
| *Chinavia sp* | *Telenomus sp.* |
| *Omioides indicata* | *Telenomus sp.* |
| *Omioides indicata* | *Elachertus sp.* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Allotropa sp* |
| *Chrysodeixis includens* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Omioides indicata* | *Trichogramma atopovirilia* |
| Detritus | *Entomobrya sp* |
| Detritus | *Dahlcyrtus sp* |
| Detritus | *Ceratophysella sp* |

**Table S7**. Trophic links between species on the second year of soybean crop.

| **Resource** | **Consumer** |
|---|---|
| *Glycine max* | *Caliothrips phaseoli* |
| *Glycine max* | *Bemisia tabaci* |
| *Glycine max* | *Frankliniella schultzei* |
| *Glycine max* | *Anticarsia gemmatalis* |
| *Glycine max* | *Halticus bractatus* |
| *Glycine max* | *Cerotoma arcuata* |
| *Glycine max* | *Thrips tabaci* |
| *Glycine max* | *Lagria villosa* |
| *Glycine max* | *Megascelis sp* |
| *Glycine max* | *Chrysodeixis includens* |
| *Glycine max* | *Aphis sp* |
| *Glycine max* | *Neohydatothrips sp.* |
| *Glycine max* | *Dysmicoccus brevipes* |
| *Glycine max* | *Omioides indicata* |
| *Glycine max* | *Isotes sp* |
| *Glycine max* | *Spodoptera eridania* |
| *Glycine max* | *Diabrotica speciosa* |
| *Glycine max* | *Macugonalia sp* |
| *Glycine max* | *Plesiommata sp* |
| *Glycine max* | *Urbanus proteus* |
| *Glycine max* | *Chinavia sp* |
| *Entomobrya sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Dahlcyrtus sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Ceratophysella sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Salina sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Oxyopes salticus* |
| *Bemisia tabaci* | *Oxyopes salticus* |
| *Frankliniella schultzei* | *Oxyopes salticus* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Oxyopes salticus* |
| *Halticus bractatus* | *Oxyopes salticus* |
| *Thrips tabaci* | *Oxyopes salticus* |
| *Megascelis sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Chrysodeixis includens* | *Oxyopes salticus* |
| *Aphis sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Oxyopes salticus* |
| *Omioides indicata* | *Oxyopes salticus* |
| *Spodoptera eridania* | *Oxyopes salticus* |
| *Macugonalia sp* | *Oxyopes salticus* |

| *Continued* | |
|---|---|
| Table S7 (continued) | |
| *Plesiommata sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Urbanus proteus* | *Oxyopes salticus* |
| *Chinavia sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Cerotoma arcuata* | *Oxyopes salticus* |
| *Lagria villosa* | *Oxyopes salticus* |
| *Diabrotica speciosa* | *Oxyopes salticus* |
| *Elachertus sp.* | *Oxyopes salticus* |
| *Allotropa sp* | *Oxyopes salticus* |
| *Franklinothrips vespiformis* | *Oxyopes salticus* |
| *Orius insidiosus* | *Oxyopes salticus* |
| *Coleomegilla maculata* | *Oxyopes salticus* |
| *Scolothrips sp.* | *Oxyopes salticus* |
| *Geocoris punctipes* | *Oxyopes salticus* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Frankliniella schultzei* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Thrips tabaci* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Franklinothrips vespiformis* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Orius insidiosus* |
| *Bemisia tabaci* | *Orius insidiosus* |
| *Frankliniella schultzei* | *Orius insidiosus* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Orius insidiosus* |
| *Thrips tabaci* | *Orius insidiosus* |
| *Chrysodeixis includens* | *Orius insidiosus* |
| *Aphis sp* | *Orius insidiosus* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Orius insidiosus* |
| *Omioides indicata* | *Orius insidiosus* |
| *Spodoptera eridania* | *Orius insidiosus* |
| *Macugonalia sp* | *Orius insidiosus* |
| *Plesiommata sp* | *Orius insidiosus* |
| *Urbanus proteus* | *Orius insidiosus* |
| *Chinavia sp* | *Orius insidiosus* |
| *Bemisia tabaci* | *Coleomegilla maculata* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Coleomegilla maculata* |
| *Chrysodeixis includens* | *Coleomegilla maculata* |
| *Aphis sp* | *Coleomegilla maculata* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Coleomegilla maculata* |
| *Omioides indicata* | *Coleomegilla maculata* |
| *Spodoptera eridania* | *Coleomegilla maculata* |
| *Urbanus proteus* | *Coleomegilla maculata* |

| | *Continued* |
|---|---|
| Table S7 (continued) | |
| *Caliothrips phaseoli* | *Scolothrips sp.* |
| *Frankliniella schultzei* | *Scolothrips sp.* |
| *Thrips tabaci* | *Scolothrips sp.* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Scolothrips sp.* |
| *Caliothrips phaseoli* | *Geocoris punctipes* |
| *Bemisia tabaci* | *Geocoris punctipes* |
| *Frankliniella schultzei* | *Geocoris punctipes* |
| *Thrips tabaci* | *Geocoris punctipes* |
| *Neohydatothrips sp.* | *Geocoris punctipes* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Geocoris punctipes* |
| *Halticus bractatus* | *Geocoris punctipes* |
| *Cerotoma arcuata* | *Geocoris punctipes* |
| *Chrysodeixis includens* | *Geocoris punctipes* |
| *Aphis sp* | *Geocoris punctipes* |
| *Omioides indicata* | *Geocoris punctipes* |
| *Spodoptera eridania* | *Geocoris punctipes* |
| *Macugonalia sp* | *Geocoris punctipes* |
| *Plesiommata sp* | *Geocoris punctipes* |
| *Urbanus proteus* | *Geocoris punctipes* |
| *Chinavia sp* | *Geocoris punctipes* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Lebia concinna* |
| *Cerotoma arcuata* | *Lebia concinna* |
| *Lagria villosa* | *Lebia concinna* |
| *Megascelis sp* | *Lebia concinna* |
| *Chrysodeixis includens* | *Lebia concinna* |
| *Omioides indicata* | *Lebia concinna* |
| *Isotes sp* | *Lebia concinna* |
| *Spodoptera eridania* | *Lebia concinna* |
| *Diabrotica speciosa* | *Lebia concinna* |
| *Urbanus proteus* | *Lebia concinna* |
| *Chinavia sp* | *Lebia concinna* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Cerotoma arcuata* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Lagria villosa* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Megascelis sp* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Chrysodeixis includens* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Omioides indicata* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Isotes sp* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Spodoptera eridania* | *Cauliognathus flavipes* |

| | *Continued* |
|---|---|
| Table S7 (continued) | |
| *Diabrotica speciosa* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Urbanus proteus* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Chinavia sp* | *Cauliognathus flavipes* |
| *Chrysodeixis includens* | *Telenomus sp.* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Telenomus sp.* |
| *Chinavia sp* | *Telenomus sp.* |
| *Omioides indicata* | *Telenomus sp.* |
| *Spodoptera eridania* | *Telenomus sp.* |
| *Omioides indicata* | *Elachertus sp.* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Allotropa sp* |
| *Chrysodeixis includens* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Omioides indicata* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Spodoptera eridania* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Urbanus proteus* | *Trichogramma atopovirilia* |
| *Entomobrya sp* | *Meriola sp* |
| *Dahlcyrtus sp* | *Meriola sp* |
| *Ceratophysella sp* | *Meriola sp* |
| *Salina sp* | *Meriola sp* |
| *Bemisia tabaci* | *Meriola sp* |
| *Anticarsia gemmatalis* | *Meriola sp* |
| *Halticus bractatus* | *Meriola sp* |
| *Chrysodeixis includens* | *Meriola sp* |
| *Aphis sp* | *Meriola sp* |
| *Dysmicoccus brevipes* | *Meriola sp* |
| *Omioides indicata* | *Meriola sp* |
| *Spodoptera eridania* | *Meriola sp* |
| *Macugonalia sp* | *Meriola sp* |
| *Plesiommata sp* | *Meriola sp* |
| *Urbanus proteus* | *Meriola sp* |
| *Chinavia sp* | *Meriola sp* |
| *Scolothrips sp.* | *Meriola sp* |
| *Franklinothrips vespiformis* | *Meriola sp* |
| Detritus | *Entomobrya sp* |
| Detritus | *Dahlcyrtus sp* |

| | |
|---|---|
| Detritus | *Ceratophysella sp* |
| Detritus | *Salina sp* |

**Table S8**. Effects of Seed treatment (S), time (T) and their interaction (S x T) on the Numerical (N; indivi.m$^{-2}$) and Biomass Abundance (B; mg.m$^{-2}$) of the trophic levels 1, 3, 4, 5 and 6.

| Year | Variable | Trophic Level | Factor | DF | F | P | Model | AIC |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | N | 1 | S | 1 | 0.59 | 0.45 | | |
| | | | T | 5 | 8.67 | 0.07 | ANTE (1) | 175.60 |
| | | | S x T | 5 | 0.66 | 0.99 | | |
| | | 3 | S | 1 | 0.04 | 0.84 | | |
| | | | **T** | **5** | **68.88** | **0.02** | UN | 205.70 |
| | | | S x T | 5 | 1.32 | 0.5 | | |
| | | 4 | **S** | **1** | **11.4** | **0.01** | | |
| | | | **T** | **5** | **28.94** | **0.04** | UN | 97.20 |
| | | | S x T | 5 | 8.28 | 0.11 | | |
| | | 5 | S | 1 | 0.01 | 0.92 | | |
| | | | **T** | **5** | **12.58** | **0.001** | ARH (1) | 131.90 |
| | | | S x T | 5 | 0.19 | 0.95 | | |
| | | 6 | S | 1 | 4.51 | 0.06 | | |
| | | | T | 5 | 2.74 | 0.12 | ANTE (1) | 62.70 |
| | | | S x T | 5 | 0.34 | 0.87 | | |
| | B | 1 | S | 1 | 0.32 | 0.59 | | |
| | | | T | 5 | 12.78 | 0.07 | UN | 34.60 |
| | | | S x T | 5 | 1.58 | 0.43 | | |
| | | 3 | S | 1 | 0.09 | 0.77 | | |
| | | | T | 5 | 1.67 | 0.24 | TOEPH | 251.20 |
| | | | S x T | 5 | 0.51 | 0.76 | | |
| | | 4 | S | 1 | 2.27 | 0.18 | | |
| | | | T | 5 | 3.57 | 0.23 | UN | 171.80 |
| | | | S x T | 5 | 15.41 | 0.06 | | |
| | | 5 | S | 1 | 0 | 0.95 | | |
| | | | T | 5 | 1.46 | 0.32 | ANTE (1) | 139.30 |
| | | | S x T | 5 | 0.66 | 0.67 | | |
| | | 6 | **S** | **1** | **5.09** | **0.05** | | |
| | | | T | 5 | 1.93 | 0.17 | ARH (1) | 106.20 |
| | | | S x T | 5 | 0.4 | 0.84 | | |
| 2 | N | 1 | S | 1 | 0.4 | 0.63 | | |
| | | | **T** | **5** | **6.34** | **0.02** | ANTE (1) | -21.90 |
| | | | S x T | 5 | 1.11 | 0.43 | | |
| | | 3 | S | 1 | 0.36 | 0.57 | UN | -55.20 |
| | | | **T** | **5** | **216.86** | **0.005** | | |

| | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | S x T | 5 | 10.23 | 0.09 | | |
| | 4 | S | 1 | - | - | | |
| | | T | 5 | - | - | - | - |
| | | S x T | 5 | - | - | | |
| | 5 | S | 1 | 0.07 | 0.8 | | |
| | | T | 5 | 0 | 1 | UN | -55.90 |
| | | S x T | 5 | 0 | 1 | | |
| | 6 | S | 1 | 2.49 | 0.15 | | |
| | | **T** | **5** | **35.17** | **0.0001** | ANTE (1) | -39.40 |
| | | **S x T** | **5** | **13.64** | **0.002** | | |
| B | 1 | S | 1 | 0.07 | 0.8 | | |
| | | **T** | **5** | **185.26** | **0.005** | UN | -8.00 |
| | | S x T | 5 | 12.47 | 0.08 | | |
| | 3 | S | 1 | 0.96 | 0.36 | | |
| | | T | 5 | 102.8 | 0.08 | UN | 284.50 |
| | | S x T | 5 | 0.64 | 0.7 | | |
| | 4 | S | 1 | - | - | | |
| | | T | 5 | - | - | - | - |
| | | S x T | 5 | - | - | | |
| | 5 | S | 1 | 0.043 | 0.54 | | |
| | | T | 5 | 4.22 | 0.22 | UN | 61.40 |
| | | S x T | 5 | 1.26 | 51 | | |
| | 6 | S | 1 | 1.71 | 0.23 | | |
| | | **T** | **5** | **21.35** | **<0.0001** | ARH (1) | 110.20 |
| | | **S x T** | **5** | **5.35** | **0.001** | | |

**Table S9**. Effects of Seed treatment (S), time (T) and their interaction (S x T) on the Biomass Abundance (B; $mg.m^{-2}$) and Foliar Area Abundance (FA; $m^2$ of soybean $leaves.m^{-2}$) of soybean by PROC MIXED procedure (SAS).

| Year | Variable | Factor | DF | F | P | Model | AIC |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | B | S | 1 | 0.48 | 0.51 | | |
| | | T | 5 | 408.26 | <0.0001 | ARH(1) | 396.20 |
| | | S x T | 5 | 0.72 | 0.62 | | |
| | FA | S | 1 | 0.02 | 0.88 | | |
| | | T | 5 | 557.8 | 0.002 | UN | 58.20 |
| | | S x T | 5 | 2.16 | 0.35 | | |
| 2 | B | S | 1 | 0 | 0.96 | TOEPH | 390.10 |
| | | T | 5 | 101.86 | <0.0001 | | |

| | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | S x T | 5 | 0.55 | 0.74 | | |
| FA | S | 1 | 0.03 | 0.87 | | |
| | T | 5 | 899.74 | <0.001 | UN | 18.20 |
| | S x T | 5 | 1.48 | 0.43 | | |

**Tabela S10**. Lista dos taxonomistas que auxiliaram na identificação dos artrópodes.

| Grupo de artrópodes | Taxonomista | Instituição |
|---|---|---|
| Araneae | Adalberto J. Santos | Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG) |
| Hemiptera (cigarrinhas) | Msc. Alexandre Domahovski | Universidade Federal do Paraná (UFPR) |
| Coleoptera | Dr. Germano H. Rosado Neto | Universidade Federal do Paraná (UFPR) |
| Collembola | Dra. Maria Cleide de Mendonça | Museu Nacional do Rio de janeiro/Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ) |
| Hymenoptera (formigas) | Msc. Júlio Cézar Mário Chaul | Universidade Federal de Viçosa (UFV) |
| Hymenoptera (parasitoides) | Dr. Marcelo Mendes de Haro | Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI) |
| Thysanoptera | Dr. Marcelo Mendes de Haro | Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI) |