



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE GURUPI
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PRODUÇÃO VEGETAL**

POLIANA SILVESTRE PEREIRA

**PERDAS DE PRODUTIVIDADE E SISTEMAS DE TOMADA DE DECISÃO PARA
PRAGAS EM CULTIVOS DE SOJA**

**Gurupi, TO
2021**

Poliana Silvestre Pereira

**Perdas de produtividade e sistemas de tomada de decisão para pragas em
cultivos de soja**

Tese apresentada à UFT - Universidade Federal do Tocantins - Campus Universitário de Gurupi, Curso de Produção Vegetal, foi avaliada para a obtenção do título de Doutora em Produção Vegetal .

Orientador: Renato de Almeida Sarmento
Coorientador: Marcelo Coutinho Picanço

**Gurupi, TO
2021**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal do Tocantins

- P436p Pereira, Poliana Silvestre.
 Perdas de produtividade e sistemas de tomada de decisão para pragas em cultivos de soja. / Poliana Silvestre Pereira. – Gurupi, TO, 2021.
 69 f.
- Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Tocantins – Câmpus Universitário de Gurupi - Curso de Pós-Graduação (Doutorado) em Produção Vegetal, 2021.
 Orientador: Renato de Almeida Sarmiento
 Coorientador: Marcelo Coutinho Picanço
1. Glycine max. 2. Pragas. 3. Tabela de vida. 4. Plano de amostragem. I. Título
- CDD 635**

TODOS OS DIREITOS RESERVADOS – A reprodução total ou parcial, de qualquer forma ou por qualquer meio deste documento é autorizado desde que citada a fonte. A violação dos direitos do autor (Lei nº 9.610/98) é crime estabelecido pelo artigo 184 do Código Penal.

Elaborado pelo sistema de geração automática de ficha catalográfica da UFT com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Poliana Silvestre Pereira

**Perdas de produtividade e sistemas de tomada de decisão para pragas em
cultivos de soja**

Tese apresentada à UFT - Universidade Federal do Tocantins - Campus Universitário de Gurupi, Curso de Produção Vegetal, foi avaliada para a obtenção do título de Doutora em Produção Vegetal e aprovada em sua forma final pelo Orientador e pela Banca Examinadora.

Data de Aprovação 14/05/2021

Banca examinadora:

Prof. Dr. Renato de Almeida Sarmiento. Orientador, UFT

Prof. Dr. Marcelo Coutinho Picanço. Coorientador, UFV

Prof. Dr. Gil Rodrigues dos Santos. Examinador, UFT

Dra. Mayara Cristina Lopes. Examinadora, UFV

Dr. Tarcísio Visintin da Silva Galdino. Examinador, Sumitomo Chemical

Dedico este trabalho aos meus queridos pais Antônio Silvestre Pereira e Maria Elena da Silva Pereira, que tanto admiro, pelo exemplo de vida, de honestidade e simplicidade, e acima de tudo, pelo amor e incentivo aos meus estudos.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por todas as oportunidades que colocou no meu caminho. Sempre sonhei em cursar doutorado e hoje eu finalizo este sonho. Obrigada, Senhor, por todas as bênçãos!

À minha família que, com muito carinho e apoio, não mediram esforços para que eu chegasse até esta etapa da minha vida. Eu amo vocês!

À Universidade Federal do Tocantins e ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal, pela oportunidade de realização do doutorado.

Em especial ao meu orientador Prof. Dr. Renato de Almeida Sarmento e ao meu coorientador Prof. Dr. Marcelo Coutinho Picanço, do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa (UFV), pelo incentivo, dedicação, pela forma de ensinar e pela confiança em mim depositada no decorrer destes sete anos em que trabalhamos juntos. Sou grata pela amizade, pelo crescimento pessoal e profissional que vocês me emitiram.

Aos amigos do Laboratório de Ecologia Funcional e Aplicada, de maneira especial ao incrível grupo de pesquisa MIP: Luciane, Kayo, Warly, Juliana e Cleovan, por toda parceria, boa convivência e colaboração no desenvolvimento deste trabalho. Ao Ismael, Jovielly e João Pedro, pelo auxílio e bons momentos de descontração. Minha conquista não seria possível sem a ajuda de vocês!

Aos amigos Carlos Henrique, Sindoval e Maurício, da Agência de Defesa Agropecuária do Estado do Tocantins, pelo incansável apoio e cooperação na execução deste trabalho.

Aos Professores do Programa de Pós-Graduação Produção Vegetal, pelos ensinamentos transmitidos.

À secretária do Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal Érika Menezes, por toda a amizade, carinho, dedicação na condução do seu ofício.

Aos amigos do curso de Pós-Graduação em Produção Vegetal, pelo agradável convívio durante as disciplinas, e em especial à Wanessa, pelo companheirismo e disposição em ajudar a qualquer momento.

Aos amigos do Laboratório de Manejo Integrado de Pragas do Departamento de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa, pela valiosa parceria e troca de conhecimentos.

Ao Prof. Dr. Marcelo Picanço, Prof. Dr. Gil Rodrigues, Dra. Mayara Lopes e Dr. Tarcísio Galdino, por aceitarem o convite para participar da banca examinadora e pelas contribuições construtivas com este trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudos e pela concessão da bolsa de doutorado sanduíche no exterior (PROCAD AMAZÔNIA - 88881.357579/2019-01).

Por fim, a todos aqueles que, de alguma forma, me ajudaram ao longo desta caminhada, meus sinceros agradecimentos.

Muito obrigada!

RESUMO GERAL

Tendo em vista a necessidade de aprimorar o controle de problemas fitossanitários decorrentes do ataque de insetos praga e doenças no cultivo de soja de modo a aumentar a produtividade dessa oleaginosa, é necessário compreender a dinâmica das pragas identificando os períodos críticos do ataque à cultura e quantificar as perdas no rendimento para a adoção de estratégias de manejo. Assim, esta tese foi dividida em dois capítulos. No primeiro capítulo, estudou-se os componentes e os fatores de perdas de rendimento em soja transgênica Bt-RR usando tabela de vida. No segundo, determinou-se um plano de amostragem praticável para tomada de decisão de controle para o complexo de lagartas *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Chrysodeixis includens* (Walker), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera cosmioides* (Walker), *Spodoptera eridania* (Stoll) e *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) na cultura da soja. Este trabalho foi realizado em lavouras comerciais de soja, durante dois anos. Para o estudo do componente crítico e dos fatores chave de perda foram monitoradas a mortalidade de plantas e as perdas de vagens e de grãos. Para a determinação do plano de amostragem foram avaliadas as técnicas utilizadas na amostragem da praga. Também foi determinado o número de amostras, o erro admitido, o tempo e o custo de amostragem. As perdas no rendimento das lavouras de soja foram devido a mortalidade de plantas, abortamento de flores e vagens e danos aos grãos. Sendo considerados como componentes críticos de perda de produção as vagens e os grãos. O fator chave de perdas nos cultivos de soja foram os insetos. O plano de amostragem com batida das plantas em bandeja plástica tem custo e tempo de execução similar ao do plano atualmente utilizado com o pano de batida. O plano de amostragem, foi composto por 61 amostras e tem a vantagem de realizar determinações precisas e representativas da intensidade de ataque das lagartas nas lavouras de soja.

Palavras-chave: *Glycine max*. Pragas. Tabela de vida. Plano de amostragem.

GENERAL ABSTRACT

In view of the need to improve the control of phytosanitary problems resulting from the attack of insect pests and diseases in the cultivation of soybean to increase the productivity of this oilseed, it is necessary to understand the dynamics of the pests by identifying the critical periods of the attack on the crop and to quantify the yield losses for the adoption of management strategies. Thus, this thesis was divided into two chapters. In the first chapter, the components, and factors of yield losses in transgenic Bt-RR soybeans were studied using the life table. In the second, a feasible sampling plan for control decision making for the *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Chrysodeixis includens* (Walker), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera cosmioides* (Walker), *Spodoptera eridania* (Stoll) e *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) in soybean it was determined. This work was realized out in commercial soybean crops, for two years. For the study of the critical component and the key loss factors, plant mortality and pod and grain losses were monitored. To determine the sampling plan, the techniques used in sampling the pest were evaluated. The number of samples, the admitted error, the time, and the cost of sampling were also determined. Losses in soybean crop yields were due to plant mortality, aborted of flowers and pods and damage to grains. Pods and grains are considered as critical components of yield loss. The key loss factor in soybean crops was insects. The sampling plan with beating the plants in a plastic tray has a cost and execution time like the plan currently used with the beating cloth. The sampling plan was composed of 61 samples and has the advantage of making precise and representative determinations of the attack intensity of the caterpillars in soybean crops.

Keywords: *Glycine max*. Pests. Life table. Sampling plan.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO GERAL.....	9
2	FATORES DE PERDAS DE RENDIMENTO DE SOJA TRANSGÊNICA CRY1AC-RR AVALIADOS USANDO TABELA DE VIDA DE CULTURAS... 12	12
3	NOVOS SISTEMAS DE TOMADA DE DECISÃO DE CONTROLE PARA LAGARTAS EM LAVOURAS DE SOJA.....	35
4	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	66
	REFERÊNCIAS.....	67

1 INTRODUÇÃO GERAL

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é considerada uma das principais *commodities* agrícolas do mundo. Atualmente, o Brasil ocupa o primeiro lugar na produção mundial de soja (USDA, 2021). Na safra de 2020/2021, o país produziu mais de 135 milhões de toneladas, com área plantada de 38,473 milhões de hectares e produtividade de 3.523kg/ha (CONAB, 2021). Essa leguminosa é cultivada nos mais diferentes ambientes, e seu plantio continua em expansão em novos territórios do Cerrado, estabelecendo uma nova fronteira agrícola denominada MATOPIBA, compreendendo os estados da região Norte e Nordeste: Maranhão, Tocantins, Piauí e Bahia (FREITAS, 2011; SILVA, MENEGHELLO, 2016). Neste cenário, o estado do Tocantins é tido como o maior produtor de soja da região norte e na safra de 2020/2021 produziu 3,710 milhões de toneladas (CONAB, 2021). Apesar da alta produtividade, vários problemas fitossanitários decorrentes do ataque de pragas e doenças podem causar perdas no rendimento da produção (HARTMAN et al., 2015; SHARMA, KOONER, ARORA, 2017).

Dentre as pragas que atacam a cultura se destacam os percevejos fitófagos (Hemiptera), as lagartas (Lepidoptera), a mosca branca (Hemiptera) e besouros (Coleoptera) (SHARMA, KOONER, ARORA, 2017). Os percevejos fitófagos mais recorrentes na cultura da soja são *Euschistus heros* (Fabr.), *Nezara viridula* (L.) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae). Estes insetos, devido ao seu hábito alimentar, provocam a murcha e má formação das vagens e dos grãos (HOFFMANN-CAMPO et al., 2000; FREITAS, 2011). Os principais táxons de Lepidoptera que atacam a cultura da soja são *Agrotis ipsilon* (Hufnagel), *Anticarsia gemmatilis* (Hübner), *Chrysodeixis includens* (Walker), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera cosmioides* (Walker), *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Spodoptera frugiperda* (Smith). Essas lagartas são polípagas e podem ocorrer durante todo o desenvolvimento da planta, ocasionando mortalidade de plantas, redução da área foliar e perfurando vagens e grãos (BUENO et al., 2011; FREITAS, 2011; STACKE et al., 2018). A mosca branca *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) é o inseto sugador mais amplamente disperso no mundo. Esta praga transmite vírus e, além disso, pode causar abortamento de flores e vagens devido à sucção de seiva e introdução de toxinas no floema das plantas (VIEIRA et al., 2016). Enquanto o besouro *Blapstinus* sp. (Coleoptera:

Tenebrionidae) pode provocar a mortalidade de plantas devido ao ataque às plântulas e hastes de plantas jovens (FREITAS, 2011).

Cerca de 40 doenças causadas por fungos, bactérias, nematoides e vírus prejudicam a cultura da soja. Dentre as doenças se destacam as causadas por fungos, como o crestamento foliar (mancha-púrpura) *Cercospora kikuchii* (T. Matsumoto & Tomoy) Gardner, a antracnose *Colletotrichum truncatum* (Schwein.) Andrus & WD Moore, a murcha de Sclerotium *Sclerotium rolfsii* Sacc e a ferrugem asiática *Phakopsora pachyrhizi* Sydow. Os danos de cada doença variam de ano para ano, em cada região produtora, dependendo das condições climáticas e presença de inóculos nas áreas circundantes à lavoura (GRIGOLLI, 2015; GOLAN, PRINGLE, 2017). Esses patógenos causam mortalidade de plantas e perdas de vagens e grãos (HARTMAN et al., 2015).

Com base no exposto, os agricultores se veem obrigados a lançarem mão de medidas de controle. Entretanto, muitas vezes, isto tem sido realizado de forma não planejada através do sistema convencional de controle, onde a aplicação de inseticidas e fungicidas é feita como medida profilática, com aplicação semanal, sem levar em consideração o nível de dano da referida praga ou doença (PICANÇO et al., 2007). Assim, as medidas de controle são aplicadas de forma tardia, quando as perdas já ocorreram. Além disso, geralmente, são aplicados produtos para alvos errados, o que acarreta aumento no custo de produção, devido ao não controle da praga alvo e efeitos negativos no meio ambiente (ISHTIAQ, SALEEM, RAZAQ, 2012; SILVA et al., 2018). A utilização deste sistema se deve, principalmente, pela falta de informações disponíveis, simplicidade de sua adoção por técnicos e produtores e, pela falta de processo educativo sobre as técnicas de manejo integrado de pragas e doenças (PICANÇO, GUEDES, 1999; PICANÇO et al., 2007).

O entendimento dos fatores que regulam as perdas na produtividade das culturas é importante na elaboração de programas de manejo integrado de pragas (MIP). Nesse contexto, as tabelas de vida de cultura são ferramentas muito importantes. Essas tabelas foram desenvolvidas para identificar e quantificar os fatores de perda nos estágios fenológicos das culturas (HARCOURT, 1970; PICANÇO, 1992) e determinar a variação da susceptibilidade das plantas a pragas, doenças e fatores abióticos (CHANDLER, 1984). Através dessas tabelas o componente crítico de produção (aquele que regula a intensidade de perdas na produtividade, como plantas, flores, frutos e vagens) e o fator-chave de perda

(aquele que regula a intensidade de perdas no componente crítico de produção, como pragas, patógenos e distúrbios fisiológicos) são determinados (HARCOURT, 1970; PICANÇO et al., 1997; PICANÇO et al., 2004; LOOS et al., 2007). Assim, a tabela de vida das culturas possibilita a identificação e quantificação das causas de perdas diretas na produção, proporcionando buscar alternativas para minimizá-las (HARCOURT, 1970; PICANÇO et al., 2004; SILVA et al., 2018).

Além disso, o manejo de insetos praga também é influenciado pelo sistema de tomada de decisão adotado. Deste modo, os planos de amostragem de pragas são fundamentais para gerar sistemas de tomada de decisão no manejo integrado de pragas (MIP) (PICANÇO et al., 2007; SILVA et al., 2019). O MIP é uma proposição para orientar o controle de pragas baseados em critérios técnico, econômico, sociológico, ecologicamente viável e efetivo (PICANÇO et al., 2007; BACCI et al., 2008; SILVA et al., 2019). Os planos de amostragem possibilitam definir a técnica de amostragem, o nível de dano econômico e o número de amostras para avaliar a densidade de insetos no campo (MOURA et al., 2007; BACCI et al., 2008; SILVA et al., 2019). Os planos de amostragem podem ser do tipo convencional e sequencial e são diferenciados pelo número de amostras. No plano de amostragem convencional o número de amostras é fixo, e a decisão de controlar ou não controlar a praga é tomada após avaliar todas as amostras. Enquanto no plano de amostragem sequencial o número de amostras é variável, e a decisão de controle é obtida após avaliar cada amostra (PICANÇO et al., 2007; LIMA et al., 2019; SILVA et al., 2019). Desta maneira, os planos de amostragem permitem que a tomada de decisão para o controle de insetos praga aconteçam de modo rápido antes que ocasionem danos econômicos, reduzindo o uso de inseticidas e os impactos ambientais (MOURA et al., 2007; LIMA et al., 2019; SILVA et al., 2019).

Apesar do entendimento a respeito de perda de produção na cultura da soja devido ao ataque de insetos e doenças ainda não existem estudos específicos sobre os componentes e os fatores críticos de perda de rendimento e nem conhecimento suficiente sobre os planos de amostragem para a cultura. Diante do exposto, essa tese foi estruturada em formato de artigo e dividida em dois capítulos. No primeiro capítulo foi desenvolvido tabela de vida da cultura com o objetivo de avaliar e quantificar os componentes críticos e os fatores-chave de perdas em lavouras de soja. No segundo capítulo foi proposto um plano de amostragem convencional praticável para tomada de decisão de controle de lagartas em cultivos de soja.

2 FATORES DE PERDAS DE RENDIMENTO DE SOJA TRANSGÊNICA CRY1AC-RR AVALIADOS USANDO TABELA DE VIDA DE CULTURAS

Resumo

A soja (*Glycine max*) é a leguminosa mais plantada no mundo. A quantificação das perdas no rendimento e o entendimento de seus fatores reguladores possibilitam o planejamento de estratégias eficientes de manejo das lavouras. A tabela de vida de culturas é uma ferramenta adequada para estudo dessas perdas. Atualmente, 74% das lavouras de soja são de variedades transgênicas, sobretudo de cultivares Bt-RR. Assim, o objetivo deste trabalho foi determinar os fatores de perdas de rendimento de soja transgênica Bt-RR usando tabela de vida. Foram monitoradas as perdas no rendimento de variedade Cry1Ac-RR em quatro campos comerciais de soja (20 ha) conduzidos por dois anos nas épocas seca e chuvosa. Os rendimentos (4355 a 6872 kg. ha⁻¹) e as perdas (338 a 889 kg. ha⁻¹) foram elevados. Os estágios críticos de perdas foram o início dos campos (morte de plantas por insetos), início do estágio reprodutivo (abortamento de órgãos reprodutivos) e durante o desenvolvimento dos grãos (perdas por insetos e fungos). As perdas foram causadas por insetos ($\bar{x} = 267$ kg. ha⁻¹), abortamento de órgãos reprodutivos ($\bar{x} = 204$ kg. ha⁻¹) e fungos ($\bar{x} = 165$ kg. ha⁻¹). Os principais insetos causadores de perdas foram os Hemiptera: Pentatomidae, sobretudo *Euschistus heros*. As perdas causadas pelos Pentatomidae foram maiores em épocas de temperatura mais amena (<26°C) e sem ocorrência de chuvas. Em conclusão, este estudo pode contribuir para o planejamento de estratégias eficientes de redução das perdas em campos de soja Bt-RR por possibilitar a identificação das causas, estágios e fatores reguladores das perdas.

Palavras-chave: *Glycine max*. Insetos. Fungos. Abortamento de flores e vagens. *Euschistus heros*.

Abstract

Soybean (*Glycine max*) is the most grown legume in the world. The quantification of yield losses and the understanding of its regulatory factors enable the planning of

efficient crop management strategies. The crop life table is an appropriate tool for studying these losses. Currently, 74% of soybean crops are transgenic varieties, mainly of Bt-RR cultivars. Thus, the objective of this work was to determine the factors of transgenic Bt-RR soybean yield loss of using life table. Yield Losses of the Cry1Ac-RR variety were monitored in four commercial soybean fields (20 ha) conducted for two years in throughout dry and rainy seasons. The yields (4355 to 6872 kg. ha⁻¹) and losses (338 to 889 kg. ha⁻¹) were high. The critical stages of yield losses were the beginning of vegetative stage (death of plants by insects), the beginning of the reproductive stage (abortion of reproductive organs) and during the development of the beans (losses by insects and fungi). The yield losses were caused by insects (\bar{x} = 267 kg. ha⁻¹), abortion of reproductive organs (\bar{x} = 204 kg. ha⁻¹) and fungi (\bar{x} = 165 kg. ha⁻¹). The main insects causing losses were Hemiptera: Pentatomidae, especially *Euschistus heros*. The losses caused by Pentatomidae were greater during periods of milder temperature (<26°C) and without rain. In conclusion, this study can contribute to the planning of efficient yield loss reduction strategies in Bt-RR soybean fields by enabling the identification of causes, stages and factors that regulate losses.

Key words: Glycine max. Insects. Fungi. Abortion of flowers and pods. *Euschistus heros*.

Introdução

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é a leguminosa mais plantada no mundo. Suas lavouras ocupam no mundo uma área de 127,842 milhões de hectares com uma produção anual de mais de 362 milhões de toneladas de grãos (FAO, 2021; USDA, 2021). Os produtos e subprodutos dos grãos de soja são usados na alimentação humana e animal e a demanda por estes grãos é crescente no mundo (VOORA, LARREA, BERMUDEZ, 2020). Para atender esta demanda crescente é necessário a obtenção de altos rendimentos nas lavouras de soja e a redução das perdas na produtividade nestes campos (OERKE, DEHNE, 2004; SHARMA, KOONER, ARORA, 2017).

As perdas no rendimento nas lavouras de soja podem ocorrer devido a mortalidade de plantas e a perdas de flores, vagens e grãos. Essas perdas podem

ser causadas por fatores bióticos e abióticos (SHARMA, KOONER, ARORA, 2017). Os principais fatores bióticos de perdas nos componentes de produção das plantas são as pragas, patógenos e distúrbios fisiológicos (OERKE, DEHNE, 2004; HARTMAN et al., 2015; SHARMA, KOONER, ARORA, 2017). As principais espécies de insetos causadores de perdas nas lavouras de soja pertencem as ordens Coleoptera, Hemiptera e Lepidoptera (PANIZZI et al., 2000; OERKE, DEHNE, 2004; HARTMAN et al., 2015). Os principais patógenos nas lavouras de soja são fungos e eles causam mortalidade de plantas e perdas de vagens e grãos. Além disto, podem ocorrer perdas por distúrbios fisiológicos que causam má formação e abortamento de flores e vagens (HARTMAN et al., 2015).

A quantificação das perdas na produtividade e o entendimento dos fatores que regulam estas perdas possibilitam o planejamento de estratégias de manejo para a obtenção de altos rendimentos nas lavouras (SHARMA, KOONER, ARORA, 2017). Para a realização desses estudos é necessário a utilização de um modelo adequado e que determine de forma direta as perdas ocorridas nos componentes de produção das plantas nas lavouras. Entretanto, na maioria das vezes os modelos usados para quantificar as perdas no rendimento das lavouras fazem isto de forma indireta e geralmente avaliam apenas um grupo de fatores causadores de perdas (por exemplo, só as pragas ou só as doenças) (MURRAY, BRENNAN, 2010; OLIVEIRA et al., 2014).

As tabelas de vida foram desenvolvidas para avaliação da reprodução, desenvolvimento e sobrevivência dos animais. Elas são utilizadas por companhias de seguro, governos e instituições nos planejamentos demográficos para as populações humanas (NAMBOODIRI, SUCHINDRAN, 1987; POSTON Jr., 2019). Além disto, elas são usadas por biólogos e ecologistas nos estudos demográficos de populações de mamíferos, aves, répteis, peixes e invertebrados (NAMBOODIRI, SUCHINDRAN, 1987; BACCI et al., 2019; WANG, et al. 2020).

Para o desenvolvimento de uma ferramenta adequada da avaliação das perdas nos componentes de produção das plantas, Harcourt (1970) adaptou as tabelas de vida para a avaliação da percentagem de mortalidade de plantas de repolho. Posteriormente, Chandler (1984) agrupou os componentes de produção das plantas em três sequências para avaliar as percentagens de perdas por (i) mortalidade de plantas, (ii) perdas de flores e frutos e, (iii) perdas de grãos em lavouras de feijão. Finalmente, Picanço (1992) desenvolveu um modelo que

possibilita a estimativa das produtividades potenciais e das perdas para todos os componentes de produção das plantas em quilogramas por hectare. Portanto, nesse modelo é possível determinar as produtividades potenciais nos componentes de produção plantas, flores, frutos e grãos e as perdas por cada fator nestes componentes. Esse modelo já foi utilizado para determinar as perdas em lavouras de tomate, pepino, melancia e milho (PICANÇO et al., 1998; BACCI, et al., 2006; PEREIRA et al., 2017; SILVA et al., 2018).

Os fatores de perdas nos componentes de produção das plantas podem ser afetados pelos elementos climáticos e características dos campos de cultivo. Entre os elementos climáticos a temperatura do ar, a precipitação pluviométrica e os ventos geralmente são os que mais influenciam os fatores de perdas como as pragas e os patógenos. Além disto, características dos campos de cultivo como a variedade plantada pode influenciar a magnitude das perdas nos componentes de produção das plantas (LAMICHHANE et al., 2015; SOKO et al., 2018). No ano de 2019, 74% da área ocupada pelas lavouras de soja eram de variedades geneticamente modificadas. A maioria dessas variedades possuem genes que codificam toxinas da bactéria *Bacillus thuringiensis* que conferem resistência a lagartas e genes que conferem resistência ao herbicida glyphosate (ISAAA, 2019).

Em consequência do aumento da demanda pelos grãos de soja tem ocorrido expansão destas lavouras. Essa expansão tem acontecido principalmente nas regiões de clima tropical (FAO, 2021; USDA, 2021). O aumento dessas lavouras tem ocorrido tanto pelo plantio de soja em novas regiões como pelo plantio em novas épocas. Nas novas áreas de cultivo de soja geralmente a temperatura do ar é mais elevada (SANTOS et al., 2020). Além disto, muitas dessas lavouras têm sido conduzidas em épocas de menor ocorrência de chuva (SANTOS et al., 2020). Devido ao uso crescente de variedades transgênicas e o plantio de soja em novas regiões e épocas é importante a determinação dos fatores de perdas no rendimento destas lavouras. Assim, o objetivo deste trabalho foi determinar os fatores de perdas de rendimento de soja transgênica Cry1Ac-RR usando tabela de vida de culturas. Para tanto, foram monitorados os fatores de perdas nos componentes de produção em variedade de soja transgênica Cry1Ac-RR em quatro campos comerciais de soja conduzidos por dois anos nas épocas seca e chuvosa.

Material e métodos

Condições experimentais

Este trabalho foi conduzido durante dois anos (2017/2018 e 2018/2019) em quatro campos comerciais de soja com a variedade M8808 IPRO (transgênica Cry1Ac-RR) em Formoso do Araguaia (área de várzea - subirrigação) (11°47'48"S, 49°31'44"W, 240 m de altitude) e Gurupi (11°43'48"S, 49°04'08"W, 287m de altitude), no estado de Tocantins, Brasil (região de clima tropical com inverno seco e verão chuvoso). Dois campos foram conduzidos na época seca (maio a setembro) e dois campos foram conduzidos na época chuvosa (dezembro a abril). Cada campo tinha cerca de 20 ha, o espaçamento foi de 0,45 x 0,10 m e neles foram usadas práticas normais de cultivo (SEDIYAMA et al., 2015).

Durante a condução dos cultivos dados diários de temperatura média do ar, precipitação pluviométrica, umidade relativa do ar, velocidade média dos ventos e fotoperíodo foram monitorados em estações meteorológicas em cada local dos campos de cultivo.

Avaliação dos fatores de perdas de rendimento da soja

A área de cada campo de soja foi dividida em 20 subáreas de 1000 m² e cada uma delas representou uma repetição. Assim, em cada um dos quatro campos de soja existiram 20 repetições. Durante todo o período de condução dos campos (da germinação à colheita) foram monitoradas e quantificadas as perdas por cada fator nos componentes de produção da soja. Para tanto, a mortalidade de plantas e as perdas de flores, vagens e grãos em cada repetição foram anotadas (LOOS et al., 2007; PICANÇO et al., 2007; SILVA et al., 2018).

Avaliação das perdas por mortalidade de plantas

A mortalidade das plantas foi monitorada nas 1000 plantas da parte central de cada repetição. Quando uma dessas plantas era morta foi anotada a causa desta mortalidade. As plantas mortas por dano mecânico (causa abiótica) foram identificadas pela observação direta destes danos (LOOS et al., 2007; SILVA et al., 2018). As plantas mortas por insetos foram identificadas pela observação direta das injúrias causadas por estes artrópodes (separados por morfoespécies) (BACCI et al.,

2006; PEREIRA et al., 2017). Esses insetos foram separados em morfoespécies e elas foram catalogadas. Paralelamente em outras áreas de cada campo de soja indivíduos de cada morfoespécie catalogada foram coletados e armazenados em solução etanólica a 90% para sua posterior identificação. A identificação foi realizada por comparação dos indivíduos das morfoespécies com espécimes existentes na coleção do Museu Regional da Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, estado de Minas Gerais, Brasil e por consulta a literaturas sobre pragas de soja (GALLO et al., 2002).

As plantas com murcha permanente ou secas e com sintomas de doenças foram coletadas, acondicionadas individualmente em sacos plásticos (HARTMAN et al., 2015; PEREIRA et al., 2017). Essas plantas foram transportadas para o Laboratório de Fitopatologia da Universidade Federal do Tocantins, Campus de Gurupi TO, Brasil para identificação da causa de suas mortalidades. Fragmentos de tecidos das plantas na lesão causadora de sua morte foram coletados para identificar este patógeno. Esses fragmentos foram lavados em água corrente e a seguir eles foram colocados em solução etanólica a 50% por 40 s. Em seguida eles foram colocados em solução de hipoclorito de sódio a 1% por 40 s e posteriormente eles foram lavados por três vezes em água destilada estéril. A seguir os fragmentos foram colocados em placas de Petri (9 cm de diâmetro x 2 cm de altura) contendo meio de cultura ágar batata dextrose (BDA), logo após estas placas foram em incubadora (BOD) a 25 °C por sete dias. Após esse período, os patógenos foram identificados baseados em literaturas especializadas (WATANABE, 2010; HARTMAN et al., 2015).

Avaliação das perdas de flores, vagens e grãos

Para determinação das perdas de flores, vagens e grãos 20 plantas foram selecionadas ao acaso em cada repetição. Quanto essas plantas atingiram o estágio reprodutivo as flores e vagens produzidas em cada uma delas foram contadas e marcadas. Nessas plantas quando uma flor ou vagem foi perdida a causa desta perda foi registrada (por exemplo, seu abortamento).

Para avaliação das perdas por danos aos grãos, foram contados os grãos danificados e as causas destas perdas (por exemplo, insetos e patógenos) nas vagens que apresentavam lesões. Além disto, na colheita todas as vagens das

plantas foram debulhadas e os grãos danificados e as causas destas perdas foram contadas. Para identificação desses insetos inicialmente eles foram separados em morfoespécies. Para tanto, foram realizadas observações diretas dos insetos e das lesões que eles causaram aos grãos. A identificação dessas morfoespécies foi feita de forma semelhante àquela descrita neste trabalho para identificação dos insetos causadoras de mortalidade de plantas (GALLO et al., 2002; PEREIRA et al., 2017).

Os grãos com sintomas de danos por patógenos foram separados individualmente em sacos plásticos e transportados para laboratório. No laboratório, cada grão foi imerso por 40 s em solução etanólica a 50% e depois em solução de hipoclorito de sódio a 1% por 40 s e a seguir eles foram lavados por três vezes com água destilada e esterilizada. Em seguida, os grãos foram colocados em caixas tipo Gerbox estéreis (11x11x3,5cm - J.Prolab), contendo duas camadas de papel Gemitest (Cienlab) umedecidos com água destilada estéril. As caixas foram mantidas em câmara de incubação (BOD) sob condições de fotoperíodo de 12 horas, temperatura de 25 ± 2 °C por 24 horas. Posteriormente, as caixas foram levadas para um freezer a -20°C por 24 horas. Em seguida, as caixas foram colocadas novamente em câmara de incubação a 25 ± 2 °C, por cinco dias, com fotoperíodo de 12 horas. Finalmente, foi feita a identificação dos patógenos, com base em suas características morfológicas, identificadas sob lupa, com auxílio de literatura especializada (WATANABE, 2010; HARTMAN et al., 2015). Quando necessário, os fungos não identificados em lupa, foram repicados em placas de Petri contendo meio de cultura ágar batata dextrose (BDA) para crescimento e esporulação, para a posterior identificação em microscópio, com base nas características morfológicas dos conídios (WATANABE, 2010; HARTMAN et al., 2015).

Estimativa de perdas de cada componente de rendimento

Em cada repetição, foram estimadas as produtividades potenciais e as perdas nos quatro componentes de produção da soja, isto é para plantas, flores, vagens e grãos em quilogramas de grãos por hectare. As fórmulas utilizadas nessas determinações se encontram no material complementar deste trabalho. Além disto, na colheita foi avaliado o rendimento da soja em quilogramas de grãos por hectare (PICANÇO et al. 1998; SILVA et al., 2018).

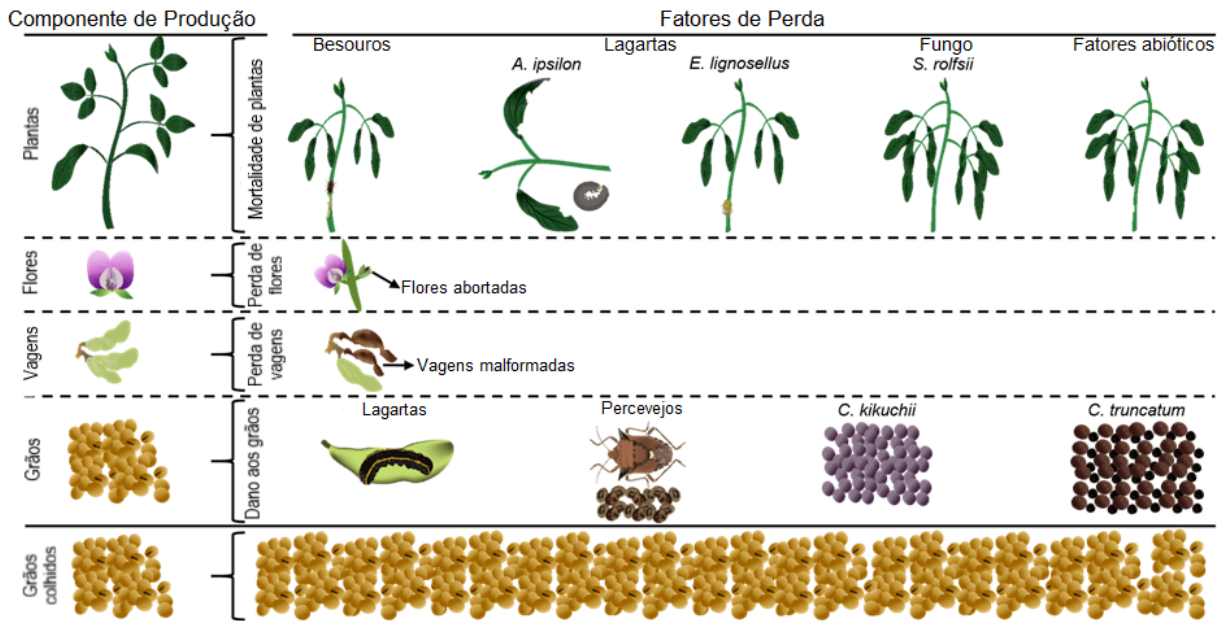
Análise dos dados

Os dados (kg. ha^{-1}) de rendimento da soja, perdas totais e perdas por cada fator foram submetidos à análise de variância em função da época de plantio nos dois anos ($\alpha = 0,05$). As médias dessas características foram comparadas pelo teste de Tukey a $P < 0,05$. Os dados (kg. ha^{-1}) dos fatores bióticos de perdas que variaram significativamente ($P < 0,05$) nas análises anteriores foram submetidos a análises de regressão linear múltipla em função da variação dos elementos climáticos durante a condução dos campos de soja (SILVA et al., 2021).

Resultados

As perdas diretas no rendimento dos campos de soja foram devido a mortalidade de plantas, abortamento de flores, má formação de vagens e danos aos grãos. A mortalidade de plantas foi causada por insetos, fungos e causa abiótica. Os insetos que causaram mortalidade de plantas foram *Blapstinus* sp. (Coleoptera: Tenebrionidae), *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) (Lepidoptera: Noctuidae) e *Elasmopalpus lignosellus* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). *Blapstinus* sp. causou mortalidade devido cortar as plântulas e hastes de plantas jovens. A lagarta *A. ipsilon* cortou o caule das plantas próximo ao solo. Já a lagarta *E. lignosellus* broqueou o caule das plantas próximo ao solo. O fungo que causou mortalidade de plantas foi *Sclerotium rolfsii* Sacc. e estas plantas apresentavam necroses no caule. A causa abiótica de mortalidade das plantas foi o dano mecânico provocado pela movimentação de máquinas nos campos de soja. Além disto, não foi possível determinar a causa da mortalidade de algumas plantas (Figura 1).

Figura 1 - Componentes de produção e fatores de perda em campos comerciais de soja transgênica Cry1Ac-RR.

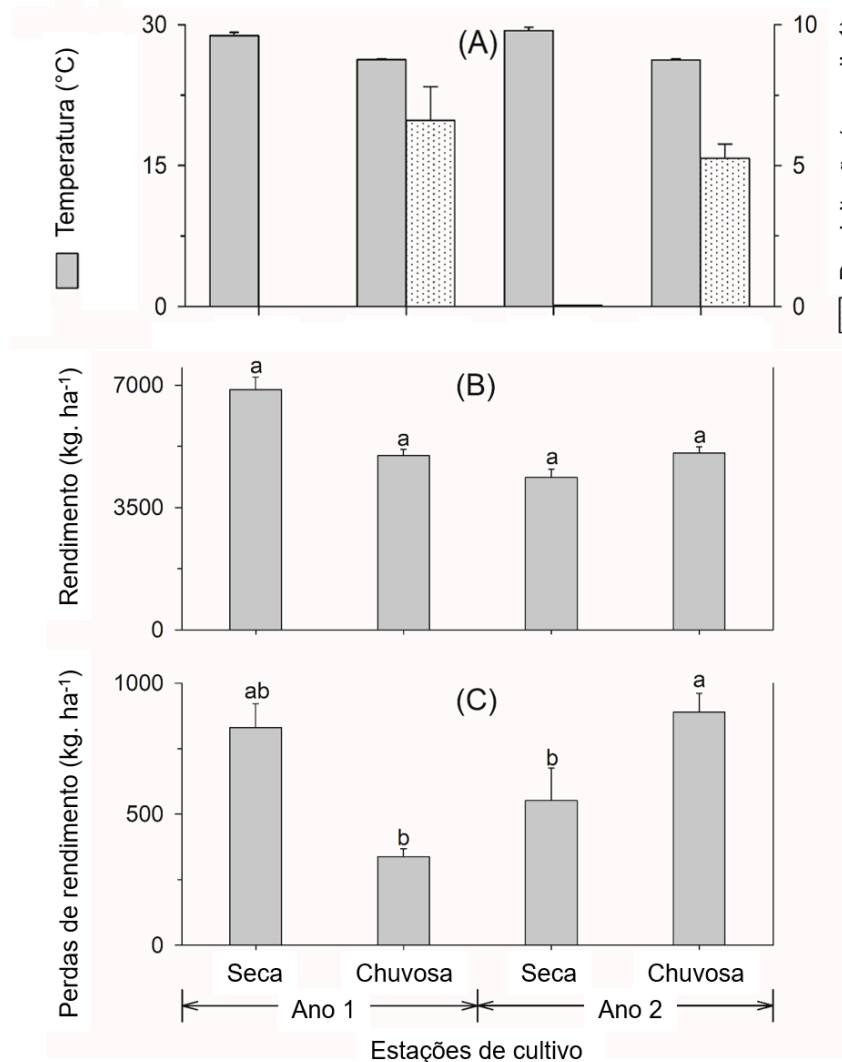


Fonte: elaborado pela autora, 2021.

As flores abortadas e as vagens malformadas caíram ao solo. Os danos aos grãos foram causados por insetos e fungos. Os insetos que causaram danos aos grãos foram os percevejos *Euschistus heros* (Fabr.), *Nezara viridula* (L.) e *Piezodorus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae) e as lagartas *Spodoptera cosmioides* (Walker), *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae). Os fungos observados danificando os grãos foram *Cercospora kikuchii* (T. Matsumoto & Tomoy) Gardner e *Colletotrichum truncatum* (Schwein.) Andrus & WD Moore. O tegumento dos grãos atacados por *C. kikuchii* possuía cor púrpura. Já os grãos atacados por *C. truncatum* ficaram deteriorados (Figura 1).

Nos dois anos de realização deste trabalho as maiores temperaturas do ar ocorreram nos campos conduzidos nas estações secas. Já as maiores precipitações pluviométricas ocorreram nos campos conduzidos nas estações chuvosas nos dois anos (Figura 2A). Não foram observadas diferenças significativas ($P > 0,05$) no rendimento entre os campos de soja (Figura 2B). Observaram-se diferenças significativas ($P < 0,05$) nas perdas totais entre os campos de soja. As maiores perdas totais no rendimento da soja ocorreram na estação seca do primeiro ano e na estação chuvosa do segundo ano (Figura 2C).

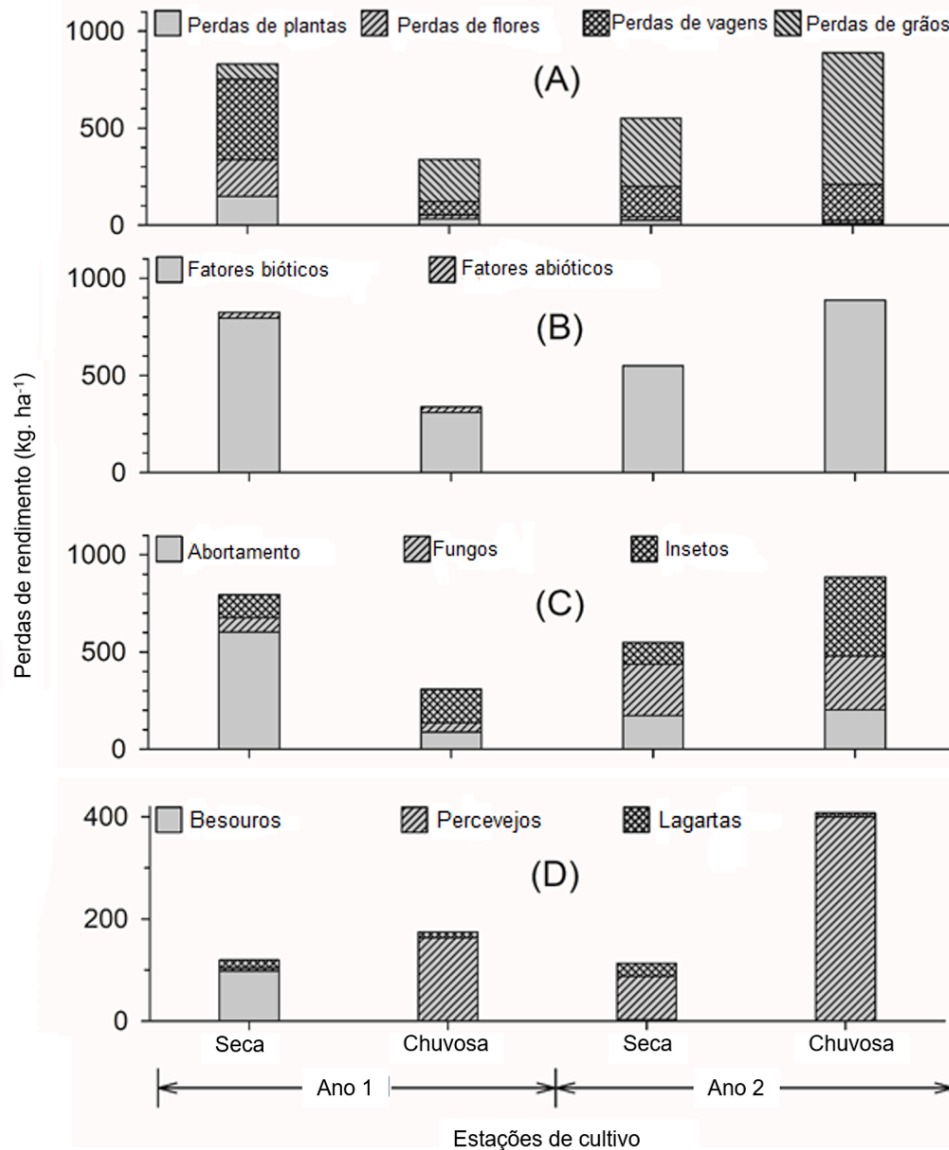
Figura 2 - (A) Temperatura média do ar e precipitação pluviométrica diária, (B) rendimento e (C) perdas de rendimento total em campos comerciais de soja transgênica Cry1Ac-RR durante dois anos em função da época de cultivo. Os histogramas seguidos pela mesma letra minúscula possuem médias que não diferem significativamente de acordo com o teste Tukey HSD a $P < 0,05$.



Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Na estação seca no primeiro ano de cultivo a ordem decrescente das perdas nos componentes de produção da soja foi: perdas de vagens > perdas de flores ≈ perdas de plantas > perdas de grãos. Já nos demais campos a ordem decrescente de perdas nos componentes de produção foi: perdas de grãos > perdas de vagens > perdas de plantas ≈ perdas de flores (Figura 3A).

Figura 3 - (A) Componentes de perdas na produção, (B) perdas por fatores bióticos e abióticos, (C) fatores causadores de perdas e (D) grupos de insetos causadores de perdas na produção (kg de grãos. ha⁻¹) em campos comerciais de soja transgênica Cry1Ac-RR durante dois anos em função da estação de cultivo.



Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Nas duas estações e anos de cultivo as maiores perdas no rendimento da soja foram causadas por fatores bióticos (Figura 3B). Nas estações chuvosas dos dois anos a ordem de importância dos fatores de perdas foram: perdas por insetos > abortamento de flores e vagens > perdas por fungos. Já a ordem de importância dos fatores de perdas na estação seca do primeiro ano foi: abortamento de flores e vagens > perdas por insetos > perdas por fungos. Por outro lado, a ordem de importância dos fatores de perdas na estação seca do segundo ano foi: perdas por fungos ≈ abortamento de flores e vagens > perdas por insetos. Portanto,

considerando-se os dois anos e estações de cultivo os principais fatores de perdas no rendimento nos campos de soja foram os insetos (Figura 3C).

Os insetos observados causando perdas diretas no rendimento da soja foram besouros, percevejos e lagartas. Na estação seca do primeiro ano os principais insetos causadores de perdas no rendimento da soja foram os besouros. Já nos demais campos de soja os percevejos foram os insetos que causaram maiores perdas diretas no rendimento da soja (Figura 3D).

Observaram-se diferenças significativas ($P < 0,05$) nas mortalidades de plantas causadas por besouros, *A. ipsilon* e *E. lignosellus* em função da estação de cultivo da soja. Entretanto, não foram observadas diferenças significativas ($P > 0,05$) da mortalidade das plantas causadas pelo fungo *S. rolfsii* em função da estação de cultivo da soja. As maiores mortalidades de plantas por besouros e *E. lignosellus* ocorreram na estação seca do primeiro ano. Já a menor mortalidade de plantas por *A. ipsilon* ocorreu na estação chuvosa do primeiro ano (Tabela 1).

Observaram-se diferenças significativas ($P < 0,05$) nas perdas de flores e vagens por abortamento em função da estação de cultivo. As maiores perdas de flores e vagens por abortamento ocorreram na estação seca do primeiro ano (Tabela 1).

Observaram-se diferenças significativas ($P < 0,05$) nas perdas causadas pelos danos de percevejos e do fungo *C. truncatum* aos grãos em função das estações de cultivo da soja. Entretanto, não foram verificadas diferenças significativas ($P > 0,05$) nas perdas causadas pelos danos do fungo *C. kikuchii* e das lagartas aos grãos em função das estações de cultivo. As perdas causadas pelo ataque dos percevejos aos grãos foram maiores na estação chuvosa do que na estação seca, isto ocorreu tanto no primeiro como no segundo ano. Já as perdas causadas pelos danos do fungo *C. truncatum* aos grãos foram maiores no segundo ano de cultivo do que no primeiro ano (Tabela 1).

Tabela 1 - Perdas em rendimento (média \pm erro padrão, kg ha⁻¹) em campos comerciais de soja transgênica Cry1Ac-RR durante dois anos em função da estação de cultivo

Componente de produção	Ano 1		Ano 2	
	Estação seca	Estação chuvosa	Estação seca	Estação chuvosa
Plantas/ fatores de perdas	148.55 ^a \pm 17.43	32.11 ^b \pm 2.59	25.94 ^b \pm 4.30	8.95 ^b \pm 1.91
Besouros	98.22 ^a \pm 14.82	0.42 ^b \pm 0.29	2.74 ^b \pm 0.62	0.45 ^b \pm 0.25
<i>A. ipsilon</i>	1.92 ^{ab} \pm 0.87	0.83 ^b \pm 0.74	17.12 ^a \pm 3.37	4.50 ^a \pm 1.35
<i>E. lignosellus</i>	12.76 ^a \pm 2.63	1.03 ^b \pm 0.41	4.35 ^b \pm 1.12	1.68 ^b \pm 0.40
<i>S. rolfsii</i>	0.00 \pm 0.00	0.67 \pm 0.57	0.21 \pm 0.15	0.00 \pm 0.00
Dano mecânico	30.19 \pm 6.16	28.77 \pm 2.45	0.19 \pm 0.13	2.21 \pm 1.10
Desconhecido	5.46 \pm 1.29	0.39 \pm 0.18	1.33 \pm 0.42	0.11 \pm 0.11
Flores/ abortamento	188.99 ^a \pm 20.14	20.12 ^b \pm 3.23	16.84 ^b \pm 3.89	14.48 ^b \pm 1.98
Vagens/ malformadas	414.51 ^a \pm 73.94	68.33 ^b \pm 8.32	156.16 ^b \pm 9.79	186.81 ^b \pm 15.63
Grãos/ fatores de perdas	78.38 ^b \pm 17.42	217.27 ^b \pm 26.88	352.61 ^b \pm 130.01	678.50 ^a \pm 61.40
Lagartas	0.94 \pm 0.59	9.54 \pm 2.47	4.92 \pm 2.78	1.38 \pm 0.76
Percevejos	5.55 ^d \pm 2.81	162.78 ^b \pm 18.66	84.22 ^c \pm 16.20	399.56 ^a \pm 30.28
<i>C. kikuchii</i>	71.90 \pm 17.61	41.88 \pm 7.85	118.46 \pm 39.48	46.49 \pm 16.21
<i>C. truncatum</i>	0.00 ^b \pm 0.00	3.07 ^b \pm 1.71	145.01 ^a \pm 79.99	231.07 ^a \pm 49.85

*Numa linha, as médias seguidas pela mesma letra não diferem, entre si, de acordo com o teste Tukey HSD a $P < 0,05$. Não foram analisados o fator abiótico (dano mecânico) e aqueles de causa desconhecida. Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Verificaram-se variações negativas e significativas ($P < 0,05$) das perdas causadas por besouros e *E. lignosellus* (mortalidade de plantas), abortamento de flores e vagens; e danos dos percevejos aos grãos em função da temperatura do ar e precipitação pluviométrica. Por outro lado, observaram-se variações positivas e significativas ($P < 0,05$) na mortalidade de plantas por *A. ipsilon* em função da temperatura do ar e precipitação pluviométrica. Entretanto, não foram observadas variações significativas ($P > 0,05$) nas perdas de grãos pelo fungo *C. truncatum* em função da temperatura do ar e precipitação pluviométrica (Tabela 2).

Tabela 2 - Coeficientes e características de modelos de regressões lineares múltiplas das perdas no rendimento da soja (kg. ha^{-1}) por fatores bióticos em função da temperatura média do ar ($^{\circ}\text{C}$) e da precipitação pluviométrica (mm. dia^{-1}) durante os cultivos de soja.

Fator de perdas no rendimento da soja	Coeficientes de regressão		Características do modelo		
	Temperatura	Precipitação	R ²	F	P
Mortalidade de plantas por besouros	-59.04*	-35.83*	0.33	18.74	<0.0001
Mortalidade de plantas por <i>A. ipsilon</i>	9.10*	3.06*	0.18	8.58	0.0004
Mortalidade de plantas por <i>E. lignosellus</i>	-5.21*	-3.63*	0.25	12.56	<0.0001
Abortamento de flores e vagens	-2415.75*	-1240.90*	0.25	13.17	<0.0001
Danos de percevejos aos grãos	-211.21*	-64.23*	0.31	17.63	<0.0001
Danos de <i>C. truncatum</i> aos grãos	-111.58	-50.47	0.02	0.95	0.3912

* Coeficientes de regressão significativos de acordo com o teste F a $P < 0,05$. Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Discussão

Os rendimentos dos campos de soja avaliados foram altos (de 4375 a 6825 kg. ha^{-1}). Isto pode ser comprovado por estes rendimentos terem sido até 100% acima da média mundial (2860 kg. ha^{-1}) e brasileira (3523 kg. ha^{-1}) (USDA, 2021). Esta alta produtividade ocorreu devido as condições ambientais favoráveis e a alta tecnologia usada na condução dos campos de soja. Neste contexto, na região onde foi conduzido este trabalho, a radiação solar foi alta (de 1449.26 a 1823.12 W/m^2), as plantas tiveram boa disponibilidade de água (já que na época seca os campos

eram conduzidos em áreas subirrigadas), os solos têm boas características físicas (SERAFIM et al., 2019), foi usado adubação e plantada uma variedade de soja de alto potencial de rendimento.

Mesmo nestas situações de altos rendimentos dos campos de soja, as perdas foram altas (até 875 kg. ha⁻¹). Estas perdas representaram 27% do lucro médio obtido pelos produtores de soja no mundo (GOLDSMITH, 2019). As perdas foram causadas quase que exclusivamente por fatores bióticos. Os fatores bióticos de perdas foram os insetos, fungos e abortamento de flores e vagens. Entre esses, os insetos geralmente foi o fator que causou maiores perdas. Os insetos causaram perdas devido a mortalidade de plantas e danos aos grãos. Além disto, o ataque de insetos às plantas pode causar abortamento de flores e vagens (PANIZZI et al., 2000; OLIVEIRA et al., 2014).

Os insetos que causaram perdas diretas no rendimento da soja foram das ordens Coleoptera, Lepidoptera e Hemiptera: Pentatomidae. Os adultos de Coleoptera causaram mortalidade de plantas no início do estágio vegetativo. Já as larvas dos Lepidoptera causaram mortalidade de plantas (principal causa de perdas pelas lagartas) e atacaram os grãos. A variedade de soja usada (M8808IPRO) é uma cultivar transgênica Bt com a toxina Cry1Ac. Esta variedade possui a tecnologia INTACTA RR2 PRO[®] e que confere resistência às principais lagartas que atacam as plantas de soja. Esta variedade é resistente aos Lepidoptera *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Chloridea virescens* (Fabr.), *Chrysodeixis includens* (Walker) (Noctuidae) e *Crociosema aporema* (Walsingham) (Tortricidae). A tecnologia INTACTA RR2 PRO[®] proporciona um controle menos efetivo (supressão) dos Lepidoptera *E. lignosellus* e *H. armigera*. Já as lagartas *A. ipsilon* e do gênero *Spodoptera* (*S. eridania*, *S. cosmioides* e *S. frugiperda*) não são controladas por esta tecnologia (HURLEY, SUN, 2019; VIERA et al., 2019).

Os Pentatomidae foram os insetos que causaram as maiores perdas no rendimento da soja. Estas perdas ocorreram devido ao ataque de suas ninfas e adultos aos grãos de soja. Foram observadas até 49% de perdas no rendimento dos campos de soja devido aos Pentatomidae. As espécies de Pentatomidae observadas foram *N. viridula*, *P. guildinii* e sobretudo *E. heros*. Os danos causados pelos percevejos são variáveis em função de suas densidades e do estágio das plantas em que eles atacam. Ao se alimentarem, esses percevejos injetam saliva com enzimas digestivas e sugam o conteúdo liquefeito, alterando assim a fisiologia e

bioquímica dos tecidos, podendo causar à morte dos tecidos vegetais (PANIZZI et al., 2000). A punctura dos percevejos nos grãos pode possibilitar a penetração de patógenos nos grãos. As toxinas injetadas pelos percevejos durante sua alimentação causam abortamento de vagens e provocam alterações fisiológicas nas plantas. Isto provoca o retardamento da senescência das plantas o que causa problemas durante a colheita da soja (PANIZZI et al., 2000; CORRÊA-FERREIRA, AZEVEDO, 2002).

Como observado neste trabalho, outros autores também têm relatado que *E. heros* é a espécie mais abundante nas principais regiões produtoras de soja no Brasil. Entre as razões para esta maior abundância está o fato de *E. heros* possuir uma reserva de lipídeos que permite que ele sobreviva por até sete meses em dormência (oligopausa) na entressafra. Além disto, entre os percevejos que atacam as plantas de soja, *E. heros* é a espécie menos suscetível a ação dos inimigos naturais (PANIZZI et al., 2000; GALLO et al., 2002, SILVA et al., 2012).

O abortamento de flores e vagens foi um importante fator de perdas no rendimento dos campos de soja. O abortamento de flores e vagens ocorre devido a distúrbios fisiológicos nas plantas (PEREIRA-FLORES, JUSTINO, 2019). Este abortamento pode ter causas bióticas e abióticas (PEREIRA-FLORES, JUSTINO, 2019). Entre essas causas estão as altas temperaturas do ar (JUMRANI, BHATIA, 2018; PEREIRA-FLORES, JUSTINO, 2019), estresse hídrico (estiagem ou excesso de chuvas) (JUMRANI, BHATIA, 2018; PEREIRA et al., 2019), deficiência nutricional das plantas (PEREIRA-FLORES, JUSTINO, 2019) e as toxinas injetadas nas plantas por insetos sugadores (GALLO et al., 2002; HARTMAN et al., 2015). Os insetos sugadores observados atacando plantas de soja durante a floração e formação das vagens foram os tripes *Caliothrips phaseoli* (Hood) e *Frankliniella schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae) e a mosca branca *Bemisia tabaci* (Genn.) (Hemiptera: Aleyrodidae). Os tripes são encontrados nas folhas, brotos, flores e vagens e em altas densidades eles causam abortamento de flores (MORSE, HODDLE, 2006; PEREIRA et al., 2017). Já a mosca branca pode causar abortamento de flores e vagens devido à sucção de seiva e introdução de toxinas no floema das plantas (VIEIRA et al., 2016).

As perdas causadas por insetos variaram em função da época e ano de cultivo dos campos de soja. As perdas causadas pelos insetos estiveram correlacionadas com a temperatura do ar e a precipitação pluviométrica. As perdas

causadas por Coleoptera, Pentatomidae e *E. lignosellus* foram maiores em campos conduzidos em épocas secas e de temperatura mais amena. Já perdas causadas por *A. ipsilon* foram maiores em épocas quentes e mais chuvosas. O desenvolvimento e reprodução dos insetos dependem da disponibilidade de alimentos e de elementos climáticos como a temperatura do ar e a precipitação pluviométrica (COLINET et al., 2015). A temperatura do ar e a precipitação pluviométrica podem ter efeitos positivos e negativos sobre as populações dos insetos. Entre as temperaturas mínima e ótima de desenvolvimento, os insetos têm maior fitness com o aumento da temperatura do ar. Já entre a temperaturas ótima e máxima de desenvolvimento os insetos têm menos fitness com o aumento da temperatura do ar (COLINET et al., 2015; FERGUSON, SINCLAIR, 2020). Espécies de insetos que vivem sobre o dossel das plantas têm suas populações reduzidas devido ao impacto mecânico das gotas das chuvas que causam mortalidade a eles (RAMOS et al. 2018; CHAMUENE et al., 2020). Por outro lado, espécies que vivem protegidas das gotas de chuva como os insetos que se alojam dentro dos tecidos vegetais (como os broqueadores de caule e frutos) e no solo geralmente são mais abundantes em períodos chuvosos devido a maior umidade favorecer sua sobrevivência e reprodução (GAYLOR, FRANKIE, 1979; SILVA et al., 2021)

As perdas no rendimento da soja causadas por fungos foram devido a mortalidade de plantas e danos aos grãos (principal causa de perdas por estes patógenos). As duas espécies de fungos que causaram danos aos grãos foram *C. truncatum* e *C. kikuchii*. As perdas causadas pelos fungos não se correlacionaram com a variação dos elementos climáticos nos campos de cultivo de soja. Assim, fatores como a direção do vento e a presença de inóculo nas áreas de cultivo e na circunvizinhança podem ter influenciado na variação das perdas causadas por esses fungos (BUCHWALDT et al., 1996; GOLAN, PRINGLE, 2017).

Analisando-se a fenologia das plantas, verifica-se que existiram três estágios críticos de perdas no rendimento das lavouras de soja. O primeiro deles ocorreu no início das lavouras devido a mortalidade de plantas causadas principalmente por insetos que causaram em média perdas de 37 kg. ha⁻¹. O segundo deles ocorreu no início do estágio reprodutivo devido ao abortamento de órgãos reprodutivos (flores e vagens) que causou em média perdas de 267 kg. ha⁻¹. Já o terceiro deles ocorreu durante o desenvolvimento dos grãos no qual os insetos (média de perdas de 167 kg. ha⁻¹) e fungos (média de perdas de 164 kg. ha⁻¹) causaram danos aos grãos.

Portanto, durante estes três estágios o agricultor deve estar atento em monitorar os campos de soja para controlar se necessários os insetos e fungos que possam causar perdas econômicas. No controle dos insetos (lagartas e besouros) que causam a mortalidade de plantas é importante o tratamento das sementes e o uso de aplicações dirigidas para a parte basal das plantas (onde ocorre o ataque de alguns destes insetos) (GALLO et al., 2002; PICANÇO et al., 2007; BUENO et al., 2011). Já para a redução dos distúrbios fisiológicos nas plantas é importante a realização de tratos culturais adequados (como a adubação correta das lavouras e uso de hormônios) e o monitoramento e realização de controle (quando necessário) das pragas sugadoras como mosca branca, tripses, percevejos e ácaros (BUENO et al., 2011; SEDIYAMA et al., 2015; VIEIRA et al., 2016). Por outro lado, para o controle dos insetos (sobretudo os Pentatomidae) e fungos que atacam os grãos é importante o monitoramento e realização de controle químico e biológico quando necessário (BUENO et al., 2011; HARTMAN et al., 2015).

Conclusão

Os resultados obtidos neste estudo são importantes para o planejamento de estratégias eficientes de manejo dos campos de soja por ele ter possibilitado a identificação das causas, estágios e fatores reguladores das perdas no rendimento destas plantas. Foi possível verificar que mesmo em campos de soja com altos rendimentos (até 6872 kg. ha⁻¹) as perdas podem ser altas (até 889 kg. ha⁻¹). Os estágios críticos para a proteção das plantas de soja são: o início do plantio (mortalidade de plantas por insetos), início do estágio reprodutivo (abortamento de órgãos reprodutivos) e durante o desenvolvimento dos grãos (perdas por insetos e fungos). Os principais causadores de perdas foram os insetos, sobretudo os Hemiptera: Pentatomidae. As perdas causadas pelos Pentatomidae são maiores em épocas de temperatura mais amena (<26°C) e sem ocorrência de chuvas.

Referências

BACCI, L.; PICANÇO, M. C.; GONRING, A. H. R.; GUEDES, R. N. C.; CRESPO, A. L. B. Critical yield components and key loss factors of tropical cucumber crops. **Crop Protection**, v. 25, p. 1117-1125, 2006.

BACCI, L.; SILVA, E. M.; SILVA, G. A.; SILVA, L. J.; ROSADO, J. F.; SAMUELS, R. I.; PICANÇO, M. C. Natural mortality factors of tomato leafminer *Tuta absoluta* in

open-field tomato crops in South America. **Pest Management Science**, v. 75, p. 736-743, 2019.

BUCHWALDT, L.; MORRALL, R. A. A.; CHONGO, G.; BERNIER, C. C. Windborne dispersal of *Colletotrichum truncatum* and survival in infested lentil debris. **Phytopathology**, v. 86, p.1193-1198, 1996.

BUENO, A. F.; BATISTELA, M. J.; BUENO, R. C. O. F.; FRANÇA-NETO, J. B.; NISHIKAWA, M. A. N.; LIBÉRIO FILHO, A. Effects of integrated pest management, biological control, and prophylactic use of insecticides on the management and sustainability of soybean. **Crop Protection**, v. 30, p. 937-945, 2011.

CHAMUENE, A.; ARAÚJO, T. A.; LOPES, M. C.; PEREIRA, R. R.; BERGER, P. G.; PICANÇO, M. C. Investigating the natural mortality of *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) on cotton crops in tropical regions using ecological life tables. **Environmental Entomology**, v. 49, p. 66-72, 2020.

CHANDLER, L. Crop life table studies of the pests of beans (*Phaseolus vulgaris* L.) at Goiânia, Goiás. **Revista Ceres**, v. 31, p. 284-298, 1984.

COLINET, H., SINCLAIR, B.J., VERNON, P., RENAULT, D. Insects in fluctuating thermal environments. **Annual Review of Entomology**, v. 60, p. 123-140, 2015.

CORRÊA-FERREIRA, B. S.; AZEVEDO, J. Soybean seed damage by different species of stink bugs. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 4, p. 145-150, 2002.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Statistical databases, 2021. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Acessado em: 30 mar. 2021.

FERGUSON, L. V., SINCLAIR, B. J. Thermal variability and plasticity drive the outcome of a host-pathogen interaction. **The American Naturalist**, v. 195, p. 603-615, 2020.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C.; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920p.

GAYLOR, M.J.; FRANKIE, G.W. The relationship of rainfall to adult flight activity; and of soil moisture to oviposition behavior and egg and first instar survival in *Phyllophaga crinita*. **Environmental Entomology**, v. 8, p. 591-594, 1979.

GOLAN, J. J.; PRINGLE, A. Long-distance dispersal of fungi. In: HEITMAN, J.; HOWLETT, B. J.; CROUS, P. W.; STUKENBROCK, E. H.; JAMES, T. Y.; GOW, N. A. R. (org.). **The fungal kingdom**. Washington: American Society for Microbiology, 2017. p. 309-333.

GOLDSMITH, P. Soybean costs of production. **African Journal of Food, Agriculture, Nutrition and Development**, v. 19, p. 15140-15144, 2019.

HARCOURT, D. G. Crop life table as a pest management toll. **The Canadian Entomology**, v. 102, p. 950-955, 1970.

HARTMAN, G. L.; RUPE, J. C.; SIKORA, E. J.; DOMIER, L. L.; DAVIS, J. A.; STEFFEY, K. L. **Compendium of soybean diseases and pests**. Saint Paul: APS, 2015. 201p.

HURLEY, T. M.; SUN, H. Softening shock and awe pest management in corn and soybean production with IPM principles. **Journal of Integrated Pest Management**, v. 10, p. 1-8, 2019.

ISAAA - INTERNATIONAL SERVICE FOR THE ACQUISITION OF AGRI-BIOTECH APPLICATIONS. **Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops: 2019**. Ithaca: ISAAA, 2019. 154p.

JUMRANI, K.; BHATIA, V. S. Impact of combined stress of high temperature and water deficit on growth and seed yield of soybean. **Physiology and Molecular Biology of Plants**, v. 24, p. 37-50, 2018.

LAMICHHANE, J. R.; BARZMAN, M.; BOOIJ, K.; BOONEKAMP, P.; DESNEUX, N.; HUBER, L.; KUDSK, P.; LANGRELL, S. R. H.; RATNADASS, A.; RICCI, P.; SARAH, J. L.; ANTOINE MESSÉAN, A. Robust cropping systems to tackle pests under climate change. A Review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 35, p. 443-459, 2015.

LOOS, R. A.; SILVA, D. J. H.; PICANÇO, M. C.; FONTES, P. C. R. The use of crop life tables as a tomato yield loss management tool. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 29, p. 573-579, 2007.

MORSE, J. G.; HODDLE, M. S. Invasion biology of thrips. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 67-89, 2006.

MURRAY, G. M.; BRENNAN, J. P. Estimating disease losses to the Australian barley industry. **Australasian Plant Pathology**, v. 39, p. 85-96, 2010.

NAMBOODIRI, K.; SUCHINDRAN, C. M. **Life table techniques and their applications**. Orlando: Academic Press, 1987. 275p.

OERKE, E. C.; DEHNE, H. W. Safeguarding production-losses in major crops and the role of crop protection. **Crop Protection**, v. 23, p. 275-285, 2004.

OLIVEIRA, C. M.; AUAD, A. M.; MENDES, S. M.; FRIZZAS, M. R. Crop losses and the economic impact of insect pests on Brazilian agriculture. **Crop Protection**, v. 56, p. 50-54, 2014.

PANIZZI, A. R.; MCPHERSON, J. E.; JAMES, D. G.; JAVAHERY, M.; MCPHERSON, R. M. Stink bugs (Pentatomidae). *In*: SCHAEFER, C. W.; PANIZZI, A. R. (org.). **Heteroptera of economic importance**. Boca Raton: CRC Press, 2000. p. 421-474.

PEREIRA, A. S.; SANTOS, G. R.; SARMENTO, R. A.; GALDINO, T. V. S.; LIMA, C. H. O.; PICANÇO, M. C. Key factors affecting watermelon yield loss in different growing seasons. **Scientia Horticulturae**, v. 218, p. 205-212, 2017.

PEREIRA, P. S. X.; DAROS, R. F.; SILVA, A. L.; CAMPOS, A. G.; BIANCHINI, A.; JÚNIOR, J. H. C.; SANTOS, M. A.; PEREIRA, T. A. X.; PALLAORO, D. S. Effect of water stress on the development of soybean crop. **Journal of Experimental Agriculture International**, v. 39, p. 1-8, 2019.

PEREIRA-FLORES, M. E.; JUSTINO, F. B. Yield components and biomass partition in soybean: climate change vision. *In*: KASAI, M. (org.). **Soybean biomass, yield and productivity**. London: IntechOpen, 2019. p. 516-532.

PICANÇO, M. C. **Entomofauna e danos das pragas associadas à cultura de ervilha (*Pisum sativum* L.), em quatro épocas de plantio e 54 variedades**. 1992. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Viçosa, 1992.

PICANÇO, M. C.; LEITE, G. L. D.; GUEDES, R. N. C.; SILVA, E. A. Yield loss in trellised tomato affected by insecticidal sprays and plant spacing. **Crop Protection**, v. 17, p. 447-452, 1998.

PICANÇO, M. C.; BACCI, L.; CRESPO, A. L. B.; MIRANDA, M. M. M.; MARTINS, J. C. Effect of integrated pest management practices on tomato production and conservation of natural enemies. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 9, p. 327-335, 2007.

POSTON Jr., D. L. **Handbook of population**. Cham: Springer Nature Switzerland, 2019. 914p.

RAMOS, R. S.; KUMAR, L.; SHABANI, F.; PICANÇO, M. C. Mapping global risk levels of *Bemisia tabaci* in areas of suitability for open field tomato cultivation under current and future climates. **PloS One**, v. 13, p. e0198925, 2018.

SANTOS, J. F. S.; NAVAL, L. P. Spatial and temporal dynamics of water footprint for soybean production in areas of recent agricultural expansion of the Brazilian savannah (Cerrado). **Journal of Cleaner Production**, v. 251, p. 1-13, 2020.

SEDIYAMA, T.; SILVA, F.; BORÉM, A. **Soja: do plantio à colheita**. Viçosa: UFV, 2015. 333p.

SERAFIM, M. E.; ZEVIANI, W. M.; ONO, F. B.; NEVES, L. G.; SILVA, B. M.; LAL, R. Reference values and soil quality in areas of high soybean yield in Cerrado region, Brazil. **Soil and Tillage Research**, v. 195, p. 1-8, 2019.

SHARMA, S.; KOONER, R.; ARORA, R. Insect pests and crop losses. *In*: Arora, R., Sandhu, S. (org.). **Breeding insect resistant crops for sustainable agriculture**. Singapore: Springer, 2017. p. 45-66.

SILVA, F. A. C.; SILVA, J. J.; DEPIERI, R. A.; PANIZZI, A. R. Feeding activity, salivary amylase activity, and superficial damage to soybean seed by adult *Edessa mediatubunda* (F.) and *Euschistus heros* (F.) (Hemiptera: Pentatomidae). **Neotropical Entomology**, v. 41, p. 386-390, 2012.

SILVA, G. A.; PICANÇO, M. C.; FERREIRA, L. R.; FERREIRA, D. O.; FARIAS, E. S.; SOUZA, T. C.; SILVA, N. R.; PEREIRA, E. J. G. Yield losses in transgenic Cry1Ab and non-Bt corn as assessed using a crop-life-table approach. **Journal of Economic Entomology**, v. 111, p. 218-226, 2018.

SILVA, E. M.; SILVA, R. S.; GONTIJO, P. C.; ROSADO, J. F.; BACCI, L.; MARTINS, J. C.; PICANÇO, M. C. Climatic variables limit population abundance of *Neoleucinodes elegantalis*: important neotropical tomato pest. **Crop Protection**, v. 138, p. 1-6, 2020.

SOKO, T.; BENDER, C. M.; PRINS, R.; PRETORIUS, Z. A. Yield loss associated with different levels of stem rust resistance in bread wheat. **Plant Disease**, v. 102, p. 2531-2538, 2018.

USDA - UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. Production, supply, and distribution database. Foreign Agricultural Service, 2021. Disponível em: <http://www.fas.usda.gov/psdonline/psdHome.aspx>. Acesso em: 31 mar. 2021.

VIEIRA, S. S.; LOURENÇÃO, A. L.; GRAÇA, J. P.; JANEGITZ, T.; SALVADOR, M. C.; OLIVEIRA, M. C. N.; HOFFMANN-CAMPO, C. B. Biological aspects of *Bemisia tabaci* biotype B and the chemical causes of resistance in soybean genotypes. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 10, p. 525-534, 2016.

VIEIRA, E. C. S.; ÁVILA, C. J.; VIVAN, L. M.; SILVA, I. F.; VIEIRA, M. C. S.; SILVA, P. G. Control of *Anticarsia gemmatalis* (Hübner: 1818) (Lepidoptera: Erebididae) and *Chrysodeixis includens* (Walker: 1858) (Lepidoptera: Noctuidae) through insecticides applied to soybean seeds. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, p. 88-97, 2019.

VOORA, V.; LARREA, C.; BERMUDEZ, S. **Global Market Report: soybeans**. Winnipeg: ISSD, 2020. 20p.

WANG, H. Y.; SHEN, S. F.; CHEN, Y. S.; KIANG, Y. K.; HEINO, M. Life histories determine divergent population trends for fishes under climate warming. **Nature Communications**, v. 11, p. 1-9, 2020.

WATANABE, T. **Pictorial atlas of soil and seed fungi: morphologies of cultured fungi and key to species**. 3. ed. Boca Raton: CRC Press, 2010.

Apêndice A - Material complementar

As seguir estão descritas as fórmulas (1), (2), (3), (4) e (5) que foram utilizadas nas determinações das produtividades potenciais em cada componente

produção (plantas, flores, vagens e grãos) da soja (PICANÇO et al., 1998; SILVA et al., 2018).

(1) $Pp = Ns \times NFI \times Ng \times Gw$, onde: Pp = produtividade potencial no início do campo de soja (kg. ha^{-1}), Ns = número de sementes plantadas por hectare (222222 plantas), NFI = número médio de flores por planta, Ng = número médio de grãos formados por vagem e, Gw = peso médio (g) de um grão de soja.

(2) $PFI = Np \times NFI \times Ng \times Gw$, onde: Pp = produtividade potencial no componente de produção flores (kg. ha^{-1}), Np = número de plantas por hectare na colheita, NFI = número médio de flores por planta, Ng = número médio de grãos formados por vagem e, Gw = peso médio (g) de um grão de soja.

(3) $Np = Npr \times Cf$, onde: Np = número de plantas por hectare na colheita, Npr = número de plantas na área avaliada da repetição na colheita e, Cf = fator de correção (222.22) para se estimar este valor para hectare de soja.

(4) $PPd = Np \times NPt \times Ng \times Gw$, onde: Pp = produtividade potencial no componente de produção vagem (kg. ha^{-1}), Np = número de plantas por hectare na colheita, NPt = número médio de vagens formadas por planta, Ng = número médio de grãos formados por vagem e, Gw = peso médio (g) de um grão de soja.

(5) $PGr = Np \times NPh \times Ngh \times Gw$, onde: Pp = produtividade potencial no componente de produção grão (kg. ha^{-1}), Np = número de plantas por hectare na colheita, NPt = número médio de vagens por planta na colheita, Ng = número médio de grãos por vagem e, Gw = peso médio (g) de um grão de soja.

As perdas causadas por cada fator nos componentes de produção da soja foram estimadas usando-se a fórmula (6) (PICANÇO et al., 1998; SILVA et al., 2018).

(6) $Lpi = Dpi \times NFI \times Ng \times Gw$, onde: Lpi = perdas (kg. ha^{-1}) devido a mortalidade de plantas pelo fator i , i = fator de perda de produção (insetos, patógenos ou fatores abióticos), Dpi = número de plantas mortas por hectare pelo fator i , NFI = número médio de flores por planta, Ng = número médio de grãos formados por vagem e, Gw = peso médio (g) de um grão de soja.

3 NOVOS SISTEMAS DE TOMADA DE DECISÃO DE CONTROLE PARA LAGARTAS EM LAVOURAS DE SOJA

Resumo

Os planos de amostragem convencional são essenciais para elaborar sistemas de tomada de decisão de controle de pragas. Através dos planos de amostragem convencional é determinado a unidade amostral, a técnica de amostragem e o número de amostras para avaliar a densidade de insetos no campo. Uma grande diversidade de insetos praga acometem a cultura da soja. Porém, os lepidópteros requerem uma atenção especial, visto que atacam desde a emergência até a maturação dos grãos. Atualmente, a amostragem de lepidópteros na cultura da soja é realizada através da técnica de pano de batida, com diferentes números de amostras e níveis de dano econômico. No entanto, esta técnica apresenta limitações, visto que para determinar uma técnica de amostragem viável, que conceda estimativas confiáveis das densidades de insetos, é necessário que esta seja precisa, representativa, simples, rápida e de baixo custo. E este método não foi estabelecido baseado em todos os critérios para o desenvolvimento de um sistema de amostragem. Avaliando apenas alguns dos critérios, como precisão, custo e distribuição de frequência. Assim este trabalho teve por objetivo determinar um plano de amostragem convencional praticável para lepidópteros em cultivos de soja, que seja comprovado os critérios de precisão, representatividade, rapidez e baixo custo. Para isso, comparamos a eficiência das técnicas contagem direta, batida de plantas em bandeja plástica e pano de batida, em todos os estágios fenológicos da cultura. A batida de bandeja foi a melhor técnica para amostragem de lagartas. As densidades da praga se ajustaram à distribuição binomial negativa e apresentaram parâmetro de agregação comum (K_{comum}). O plano de amostragem foi composto pela avaliação de 61 amostras por talhão. Com execução em torno de 42 minutos, apresentando um custo de US\$ 1,40 por amostragem e um erro máximo de 25% na determinação.

Palavras-chave: *Glycine max*. Lepidoptera. Técnica de amostragem. Custo de controle.

Abstract

Conventional sampling plans are essential to develop pest control decision-making systems. Through the conventional sampling plans, the sampling unit, the sampling technique, and the number of samples to determine the density of insects in the field are determined. A large diversity of pest insects affects the soybean crop. However, lepidopterans require special attention since they attack from the emergence of plants to the maturation of the grains. Currently, the sampling of lepidopterans in the soybean crop is carried out using the beating cloth technique, with different numbers of samples and levels of economic damage. However, this technique has limitations, since to determine a viable sampling technique that provides reliable estimates of insect densities, it must be accurate, representative, simple, fast, and low cost. And this method has not been established based on all the criteria for developing a sampling system. Evaluating only some of the criteria, like as accuracy, cost, and frequency distribution. Thus, this work objective to determine a feasible conventional sampling plan for lepidopterans in soybean crops, which proves the criteria of precision, representativeness, fast and low cost. For this, we compared the efficiency of the direct counting techniques, plant beating in plastic tray and beating cloth, in all phenological stages of the culture. Tray beating was the best technique for sampling caterpillars. The pest densities adjusted to the negative binomial distribution and presented a common aggregation parameter (K_{comum}). The sampling plan was composed by the evaluation of 61 samples per field. With execution around 42 minutes, presenting a cost of US\$ 1.40 per sampling and a maximum error of 25% in the determination.

Keywords: *Glycine max.* Lepidoptera. Sampling technique. Cost of control.

Introdução

Os sistemas de tomada de decisão são componentes essenciais dos programas de manejo integrado de pragas (PICANÇO et al., 2007; BACCI et al., 2008; MOURA et al., 2018). Esses sistemas são constituídos por planos de amostragem e índices de tomada de decisão de controle (GUSMÃO et al., 2005; PICANÇO et al., 2007). Os planos de amostragem são essenciais para obter a

densidade das populações de insetos (pragas e inimigos naturais) nos cultivos (GUSMÃO et al., 2005; MOURA et al., 2007; PICANÇO et al., 2007; ARAÚJO et al., 2020). Os planos de amostragem são do tipo convencional e do tipo sequencial (PINTO et al., 2017; LOPES et al., 2019). O plano de amostragem do tipo convencional é formado por um número fixo de amostras por talhão e a decisão de controle ou não controle do inseto praga é definida após a avaliação desse número de amostras. Já no plano de amostragem sequencial o número de amostras por talhão é variável, altera em função da densidade do inseto praga no cultivo, e a decisão (de controle ou não controle) é determinada após a avaliação de cada amostra (SEVERTSON, FLOWER, NANSEN, 2016; PEREIRA et al., 2017; LOPES et al., 2019).

Para elaborar sistemas de tomada de decisão de controle de pragas é necessário, primeiro, desenvolver planos de amostragem convencional (BACCI et al., 2008; CASTLE, NARANJO, 2009; ROSADO et al., 2014). Através dos planos de amostragem convencional é determinado a unidade amostral, a técnica de amostragem e o número de amostras para avaliar a densidade de insetos no campo (PICANÇO et al., 2007; LOPES et al., 2019; SILVA Jr. et al., 2020). Além disso, esses planos são utilizados para gerar nível de dano econômico (NDE) e para validar planos de amostragem sequencial (ROSADO et al., 2014; PEREIRA et al., 2017; LOPES et al., 2019; SILVA Jr. et al., 2020).

A unidade amostral representa o local onde será realizada a amostragem dos insetos, que pode ser uma planta ou parte da planta (como caule, folha, flor ou fruto) (MOURA et al., 2003; GUSMÃO et al., 2005; ROSADO et al., 2014). A técnica de amostragem é o modo de como é obtido a amostra (densidade de insetos), que pode ser através da contagem direta dos insetos na unidade amostral ou do uso de equipamentos como pano de batida, bandejas, lupa e armadilhas (KUNO, 1991; GUSMÃO et al., 2005; ROSADO et al., 2014). O número de amostras é a quantidade de plantas que serão avaliadas por talhão para obter a densidade de insetos (GUSMÃO et al., 2005; ROSADO et al., 2014).

Dentre os índices de tomada de decisão para controle de insetos praga, está o nível de dano econômico (NDE) e o nível de controle (NC). O nível de dano econômico é definido como a menor densidade do inseto praga em que os danos causados por ele, no cultivo, são equivalentes ao custo do seu controle (BACCI et al., 2008; ROSADO et al., 2014). Já o nível de controle é definido como a quantidade de inseto em que é preciso iniciar as medidas de controle para evitar que o aumento populacional deste inseto alcance o nível de dano econômico, geralmente é definido

como sendo um valor entre 50 e 80% menor que o valor do NDE (HIGLEY, PEDIGO, 1996; BUENO et al., 2011; BUENO et al., 2013; PAULA-MORAES et al., 2013; PEDIGO, RICE, 2014; PAES et al., 2019). Assim, as ações de controle devem ser aplicadas quando o NC é atingido, pois proporciona um período do efeito do tratamento antes que a população de insetos ou as injúrias provocadas por eles aumente produzindo uma perda econômica (PEDIGO, RICE, 2014; BUENO et al., 2021).

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é a cultura mais cultivada no mundo (SHIKANO et al., 2017). Essa leguminosa é muito importante, pois é a maior fonte mundial de proteína para o consumo animal e a segunda maior fonte para fabricação de óleo vegetal (OERKE, DEHNE, 2004; CHEN et al., 2012; BORTOLOTTI et al., 2015). Na última safra (2020/2021) a produção mundial foi de mais de 362 milhões de toneladas (USDA, 2021). Dentre os principais produtores mundiais, o Brasil assume a primeira posição, com produção de mais de 135 milhões de toneladas (USDA, 2021). Com o surgimento da soja transgênica, o melhoramento da soja forneceu cultivares adaptadas para diferentes locais de produção com diferentes exigências de crescimento. Além disso, possibilitou o aumento no rendimento com a resistência a alguns insetos (SOBOLEVSKY, MOSCHINI, LAPAN, 2005; SHIKANO et al., 2017; VALLIYODAN et al., 2017; SAFAEI et al., 2020). No entanto, altas produtividades são mais sensíveis às perdas (PICANÇO et al., 2007). Assim, conforme a produção de soja aumenta, amplia também o estabelecimento de insetos nas áreas de cultivo (BUENO et al., 2021).

Problemas decorrentes do ataque de insetos pragas podem reduzir a produtividade e a qualidade dos grãos. Embora uma grande diversidade de insetos praga acometem a cultura da soja, os lepidópteros requerem uma dedicação dos produtores para minimizar os danos nos campos de cultivo, pois atacam desde a emergência até a maturação dos grãos (VIEIRA et al., 2019; BUENO et al., 2021). Dentre os táxons de Lepdoptara que atacam a cultura da soja se destacam as lagartas da família Noctuidae *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Chrysodeixis includens* (Walker), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera cosmioides* (Walker), *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Spodoptera frugiperda* (Smith). Essas lagartas são polípagas, possuem uma extensa distribuição geográfica e podem ocorrer durante todo o desenvolvimento da planta (BUENO et al., 2011; CZEPAK et al., 2013; STACKE et al., 2018).

As espécies *A. gemmatalis* e *C. includens* se destacam como as principais lagartas desfolhadoras no cultivo da soja, principalmente no estágio vegetativo. Ao

se alimentarem, estas espécies, reduzem a área foliar, prejudicando assim a taxa fotossintética, o que pode afetar o enchimento de grãos (BUENO et al., 2011; VIEIRA et al., 2019). *A. gemmatalis* é capaz de consumir entre 85 e 150 cm² de área foliar, enquanto a área foliar consumida por *C. includens* pode variar de 64 a 200 cm² (BUENO et al., 2011; BATISTELA et al., 2012).

A lagarta *H. armigera* causa danos tanto no estágio vegetativo quanto no reprodutivo, pois se alimentam, além de folhas, do caule, flores, vagens e grãos (ROGERS, BRIER, 2010; CZEPAK et al., 2013). Porém, o maior dano ocorre no estágio reprodutivo de enchimento de grãos, nesta fase fenológica a taxa de perda é de 10,6 g por larva (STACKE et al., 2018). A primeira ocorrência, desta espécie, no Brasil foi relatada por Czepak et al. (2013) no ano de 2013 nos seguintes estados: Bahia, Goiás e Mato Grosso, atacando as culturas de algodão e soja.

O complexo de lagartas do gênero *Spodoptera* (*S. cosmioides*, *S. eridania* e *S. frugiperda*) além de causar grande desfolhamento, provocam danos nas flores, vagens e frutos (BUENO et al., 2011; PERUCA et al., 2018). Dentro do gênero *Spodoptera* as espécies *S. cosmioides* e *S. eridania* são tidas como as mais importantes nos cultivos de soja (BUENO et al., 2011). Em regiões de clima tropical, as lagartas do complexo *Spodoptera* podem ficar na mesma área por causa do clima favorável e dos recursos alimentares disponíveis devido ao sistema de cultivo (rotação de culturas) (BARROS et al., 2010; BERNARDI et al., 2014; SILVA et al., 2017; PERUCA et al., 2018).

Atualmente, na amostragem de lepidópteros na cultura da soja é utilizada a técnica de pano de batida, com diferentes números de amostras e níveis de dano econômico (PANIZZI, 2013; ÁVILA et al., 2014). Os números de amostras variam em função do tamanho do campo de cultivo. Sendo recomendado utilizar 6 amostras para áreas de até 10 ha, 8 amostras para áreas de 11 a 30 ha, 10 amostras para áreas de 30 a 100 ha, e para áreas superiores a 100 ha é indicado subdividir em talhões de 100 ha e amostrar 10 pontos por talhão (ÁVILA et al., 2014). Em relação ao nível de dano econômico, estes variam de acordo com a espécie de lepidópteros. Para *A. gemmatalis* e *C. includens* é indicado iniciar o controle quando forem amostradas 20 larvas ou observado 30 ou 15% de desfolha nos estágios fenológicos vegetativo e reprodutivo, respectivamente. Já para *H. armigera* o nível de ação é de 4 ou 2 lagartas por metro, respectivamente, nas fases vegetativa e reprodutiva. Enquanto para o gênero *Spodoptera* é aconselhado realizar o controle destes insetos quando a densidade for de 10 lagartas por metro ou quando for observado

10% de vagens danificadas (BUENO et al., 2011; BUENO et al., 2013; STÜRMER et al., 2012; ÁVILA et al., 2014).

O pano de batida, como método de amostragem de insetos no cultivo de soja, foi introduzido por Boyer e Dumas (1963) e posteriormente foi adaptado por Shepard et al. (1974), que consiste em agitar um metro linear de plantas de soja (de uma única fileira) num pano de fundo claro (STÜRMER et al., 2012; PANIZZI, 2013). No entanto, apesar da técnica pano de batida se tornar a mais popular desde sua implementação, ela apresenta limitações, visto que para determinar uma técnica de amostragem viável, que conceda estimativas confiáveis das densidades de insetos, é necessário que esta seja precisa, representativa, simples, rápida e de baixo custo (MOURA et al., 2003; GUSMÃO et al., 2005; PICANÇO et al., 2007; SILVA et al., 2021). E este método foi desenvolvido de forma empírica, não foi estabelecido baseado em todos os critérios para o desenvolvimento de um sistema de amostragem. Avaliando apenas alguns dos critérios, como precisão, custo e distribuição de frequência (PEDIGO et al., 1972; STUDEBAKER, SPURGEON, MUELLER, 1991; STÜRMER et al., 2012). Além disso, Castle e Naranjo (2009) sugere que a maioria dos níveis de dano e níveis de controle não foram desenvolvidos baseados em um plano de amostragem de elaboração adequada.

Assim, devido as perdas potenciais de produtividade, ocasionadas pelo ataque de insetos praga, serem altas em cultivos que apontam sob condições de alta produtividade, é importante determinar planos de amostragem eficientes, com um número definido de amostras. Que seja comprovado os critérios de precisão, representatividade, rapidez e baixo custo (GUSMÃO et al., 2005; PICANÇO et al., 2007; PAES et al., 2019; GONRING et al., 2020).

Diante do exposto, este trabalho pretendeu preencher esta lacuna, comparando a eficiência das técnicas contagem direta, batida de plantas em bandeja plástica e pano de batida para amostragem de lepidópteros no cultivo de soja. Para isso, buscamos determinar (I) a melhor técnica para compor o plano de amostragem, (II) a distribuição de frequência desse grupo de insetos, (III) estipular o número de amostras necessárias para compor o plano de amostragem convencional, (IV) calcular o tempo e os custos de amostragem para os principais lepidópteros em cultivos comerciais de soja.

Material e métodos

Condições experimentais

O experimento foi conduzido durante dois anos, de 2017 a 2019, em lavouras comerciais de soja localizadas nos municípios de Formoso do Araguaia (11°47'48"S, 49°31'44"W, 240 m de altitude) e Gurupi (11°43'48"S, 49°04'08"W, 287m de altitude), no estado do Tocantins, região Norte do Brasil. O clima da região é classificado como tropical, com inverno seco e verão chuvoso (ALVARES et al., 2014). Os cultivos de soja eram da variedade M8808 IPRO com tecnologia INTACTA RR2 PRO®. Esta variedade é de crescimento determinado, com ciclo de 140 dias, é resistente ao acamamento, possui tolerância ao herbicida glifosato e resistência a algumas lagartas (BAYER, 2018). Os cultivos foram conduzidos de acordo com as recomendações de Sedyama et al. (2015), com espaçamento de 45 cm e 10 plantas/m. As áreas de cultivo tinham cerca de 20 ha.

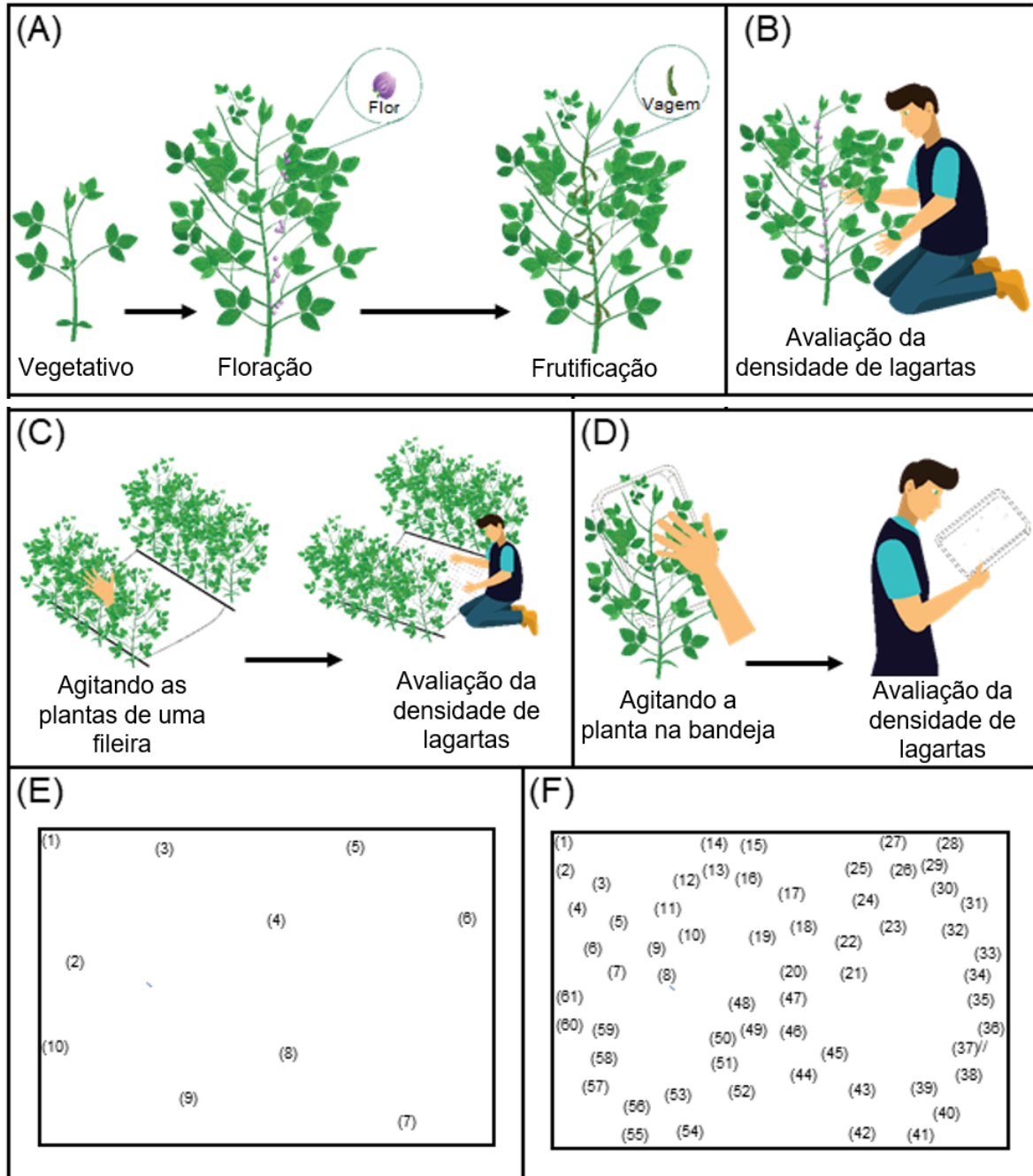
Espécies de lagartas encontradas nas lavouras de soja foram coletadas e armazenadas em solução de álcool etílico 90% para posterior identificação. A identificação das espécies de lagartas foi realizada usando chaves taxonômicas e caracterização morfológica (SOSA-GÓMEZ et al., 2014).

Este experimento foi realizado em três partes. Na primeira parte, foi determinada a eficiência das técnicas de amostragem e selecionada a melhor técnica de amostragem para avaliação do complexo de lagartas. Na segunda parte, foi definido o número de amostras do plano de amostragem e o nível de controle para a técnica de amostragem mais eficiente. Na terceira parte, foram determinados o tempo e o custo de amostragem, bem como a validação do plano de amostragem.

Seleção da técnica de amostragem

As densidades de lagartas foram avaliadas em quatro lavouras (100 plantas por lavoura) nos estágios vegetativo (V4), floração (R2) e frutificação (R4), utilizando três técnicas de amostragem: contagem direta, pano de batida e batida da planta em bandeja (Figuras 1B, 1C e 1D). As técnicas de contagem direta e batida da planta em bandeja foram analisadas por serem técnicas bastante utilizadas na amostragem de insetos (MOURA et al. 2007; BACCI et al., 2008; MOURA et al., 2018). Essas técnicas foram comparadas com a técnica de pano de batida, devido ser a técnica difundida para amostragem de insetos em cultivos de soja (BUENO et al., 2013; PANIZZI, 2013; STORCK et al., 2016).

Figura 1 - (A) Estágio das plantas, uso de técnicas (B) contagem direta, (C) pano de batida e (D) batida em bandeja plástica, e caminhamento para amostragem de lagartas nos planos de amostragem com uso de (E) pano de batida e (F) batida das plantas em bandeja plástica.



Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Na técnica de contagem direta, foram contadas o número de lagartas presentes em toda a planta (terço superior, médio e inferior). Na técnica batida de bandeja foi realizada a agitação da planta no interior da bandeja plástica (40 × 25 × 3 cm) de cor branca e, as lagartas presentes na bandeja foram contabilizadas. Na técnica de pano de batida, um pano de fundo branco de 1,0 m de comprimento foi

aberto no solo, entre duas fileiras de soja, em seguida as plantas, de uma fileira, foram agitadas sobre o pano, contando então o número de lagartas que estavam no pano.

Além de contabilizar o número de lagartas em cada técnica de amostragem, foi medido o tempo gasto em cada técnica. Para a técnica de contagem direta, foi mensurado o tempo para se posicionar próximo a planta e analisar todos os trifólios da planta. Para a técnica de batida de plantas em bandeja, foi quantificado o tempo gasto para posicionar a bandeja, bater a planta e contar todas as lagartas presentes na bandeja. Para a técnica pano de batida foi avaliado o tempo de estender o pano entre as linhas de soja, agitar as plantas e contar o número de lagartas sobre o pano.

Para selecionar a técnica mais eficiente foram empregados os critérios de precisão e rapidez (SOUTHWOOD, 1978; GUSMÃO et al., 2005; BACCI et al. 2008). Através do critério de precisão, foram selecionadas as técnicas de amostragem que apresentou variância relativa (VR), das densidades de lagartas, inferior a 25%. A variância relativa, para todas as técnicas de amostragem, foi calculada utilizando a seguinte fórmula (1):

(1) $VR = 100 * (EP / \bar{X})$, onde: VR = variância relativa (%), EP = erro padrão da média e \bar{X} = número médio da densidade de lagartas.

Em relação ao critério de rapidez, foi selecionada a técnica de amostragem que apresentou menor tempo para realização da amostragem. Os dados de tempo foram submetidos à análise de variância ($P < 0,05$). Estes critérios foram utilizados porque técnicas de amostragem precisa constituem planos de amostragem com número de amostras mais baixo, tornando-os viáveis. Em relação à rapidez, o tempo influencia no custo e praticabilidade do plano de amostragem (SOUTHWOOD, 1978; GUSMÃO et al., 2005; BACCI et al., 2008, SILVA et al., 2017).

Distribuição de frequência

Esta parte da pesquisa foi realizada em 12 lavouras de soja, com plantas no estágio vegetativo, floração e frutificação. Em cada lavoura foram avaliadas as densidades de lagartas em 200 plantas de soja através da técnica de amostragem batida de bandeja, selecionada na etapa anterior, por ser a técnica mais eficiente. As

plantas avaliadas estavam distribuídas uniformemente a fim de obter uma representatividade de toda a área de cultivo e eliminar as tendências direcionais de avaliação (MIDGARDEN, YOUNGMAN, FLEISCHER, 1993; GUSMÃO et al., 2005; ROSADO et al. 2014).

As médias e erro padrão das densidades de lagartas foram calculadas para cada lavoura de soja. Esses dados foram utilizados para calcular a distribuição de frequência, para verificar se as frequências observadas e esperadas se ajustam às distribuições binomial negativa, Poisson e binomial positiva (BINNS et al., 2000; BACCI et al., 2008; ROSADO et al. 2014). Os dados da densidade de lagartas se ajustam a um tipo de distribuição de frequência, quando as frequências observadas e esperadas não forem significativas ($P > 0,05$) conforme o teste de qui-quadrado (χ^2) (YOUNG, YOUNG, 1998). Este cálculo é utilizado para definir a fórmula para determinar o número de amostras a compor o plano de amostragem. Portanto, será definido o tipo de distribuição de frequência quando na maioria ($\geq 70\%$) dos campos de cultivo, os dados da densidade de insetos se ajustarem a aquele modelo de distribuição. Assim, será constatado que esta distribuição foi apropriada para representar estes dados (YOUNG, YOUNG, 1998; BACCI et al., 2008).

Em seguida, foi calculado o parâmetro k para a distribuição de frequência das densidades de lagartas para os 12 campos de cultivos, utilizando a fórmula abaixo (2):

$$(2) k = \frac{\bar{x}^2}{(s^2 - \bar{x})}, \text{ onde: } k = \text{parâmetro de agregação do inseto no cultivo, } \bar{x} =$$

densidade média de lagartas e $S^2 =$ variância das densidades de lagartas. Esta fórmula é própria para espécies de insetos em que as densidades seguem a distribuição de frequência binomial negativa (YOUNG, YOUNG, 1998).

O valor do parâmetro k foi submetido a análise de regressão linear simples, conforme descrito por Bliss e Owen (1958). De acordo com esta metodologia, as densidades de insetos em áreas de cultivo possuem um valor de k comum (k_c) quando exibe a inclinação significativa e o intercepto da regressão não significativo pelo teste F ($P < 0,05$) (BLISS, OWEN, 1958).

Número de amostras e nível de controle (NC)

Após obtido o valor de k comum, foi determinado o número de amostras usando a fórmula (3):

$$(3) \quad NA = \frac{1}{C^2} \left(\frac{1}{\mu} + \frac{1}{kc} \right), \text{ onde: NA = número de amostras, C = erro admitido, } \mu =$$

média da população e kc = parâmetro comum de agregação da distribuição binomial negativa, anteriormente determinada. Para este cálculo foi utilizado valores de erro de 5 a 25%. Foi utilizado estes valores, devido ser considerados apropriados para a geração de sistemas de tomada de decisão representativos, para programas de manejo integrado de pragas (SOUTHWOOD, 1978; GUSMÃO et al., 2005; ROSADO et al., 2014). Assim, o erro adotado no cálculo final do número de amostras do plano de amostragem foi o menor valor de erro a partir do qual houve pouca variação no número de amostras e que proporcionou gerar um plano de amostragem praticável, ou seja, com tempo de amostragem de até uma hora (GUSMÃO et al., 2005; ROSADO et al., 2014; PINTO et al., 2017).

O nível de controle, para a técnica de amostragem selecionada, foi definido a partir da equação obtida na análise de regressão linear simples das densidades de lagartas amostradas pela técnica batida de bandeja em função das densidades amostradas pela técnica pano de batida, atualmente utilizada na amostragem de insetos no cultivo de soja.

Determinação do tempo e do custo de amostragem, e validação do plano de amostragem

Nesta parte, foi determinado a duração e os custos para realizar a amostragem de lagartas, em 22 lavouras de soja de 20 ha cada, por meio de dois métodos de amostragem: batida de bandeja (definido neste trabalho) e pano de batida. Deste modo, para as duas técnicas de amostragem, foram avaliados a distância percorrida na área, o tempo de deslocamento entre as amostras e o tempo gasto em cada método de avaliação, em cada lavoura. Com base nesses dados, foram calculados o tempo e o custo para realizar uma amostragem em ambas as técnicas. Para o cálculo do custo de amostragem, foram considerados os valores dos materiais utilizados na amostragem (lápiz, borracha, papel, prancheta, bandeja plástica e pano de batida), assim como o valor do salário do trabalhador rural

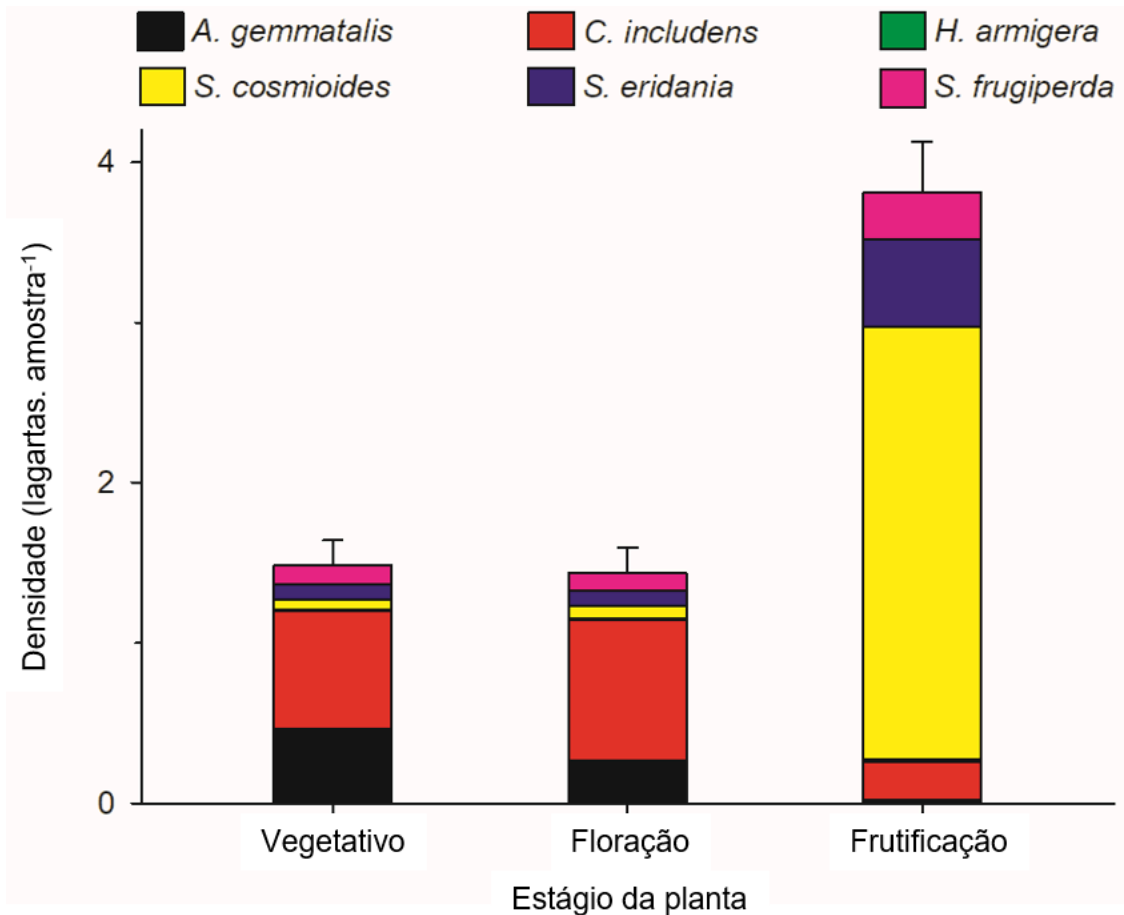
acrescido dos encargos sociais. Para o cálculo do custo dos materiais, foi considerado um período de durabilidade de 1 ano (MOURA et al., 2007; ROSADO et al., 2014; LOPES et al., 2019).

O plano de amostragem foi validado pelo critério de monitoramento das lagartas. Assim, o complexo de lagartas foi amostrado, aleatoriamente, em 22 campos comerciais de soja, usando o plano de amostragem determinado neste trabalho (com a técnica de batida de bandeja) e o plano de amostragem praticado atualmente (com a técnica pano de batida). Em cada lavoura, a amostragem efetuada pela batida de bandeja foi utilizada o número de amostras definido anteriormente (61 amostras), e a amostragem através do pano de batida foi realizada em 10 amostras. Deste modo, para cada método de amostragem e em cada lavoura, foi determinado a densidade de lagartas (média \pm erro padrão), utilizando o número de amostras descrito anteriormente, e o tipo de decisão a ser tomada (controle ou não controle). Além disso, foi obtido a percentagem de acerto da tomada de decisão e a economia de tempo resultante da adoção do plano de amostragem proposto em relação ao plano de amostragem utilizado (PEREIRA et al., 2017; ARAÚJO et al., 2019; COSTA et al., 2019).

Resultados

As espécies de Lepidoptera observadas atacando as plantas de soja nas lavouras foram os Noctuidae *Anticarsia gemmatalis* Hübner, *Chrysodeixis includens* (Walker), *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Spodoptera cosmioides* (Walker), *Spodoptera eridania* (Stoll) e *Spodoptera frugiperda* (JE Smith). As densidades de lagartas em plantas em frutificação foram maiores do que em plantas nos estágios vegetativo e em floração. A espécie de Lepidoptera mais abundante nas plantas de soja no estágio vegetativo e floração foi *C. includens*. Já nas plantas de soja em frutificação a espécie de Lepidoptera mais abundante foi *S. cosmioides* (Figura 2).

Figura 2 - Densidades (média \pm erro padrão) das espécies de Lepidoptera observadas nas lavouras de soja com plantas nos estágios vegetativo, floração e frutificação amostradas pela técnica de batida das plantas em bandeja plástica.

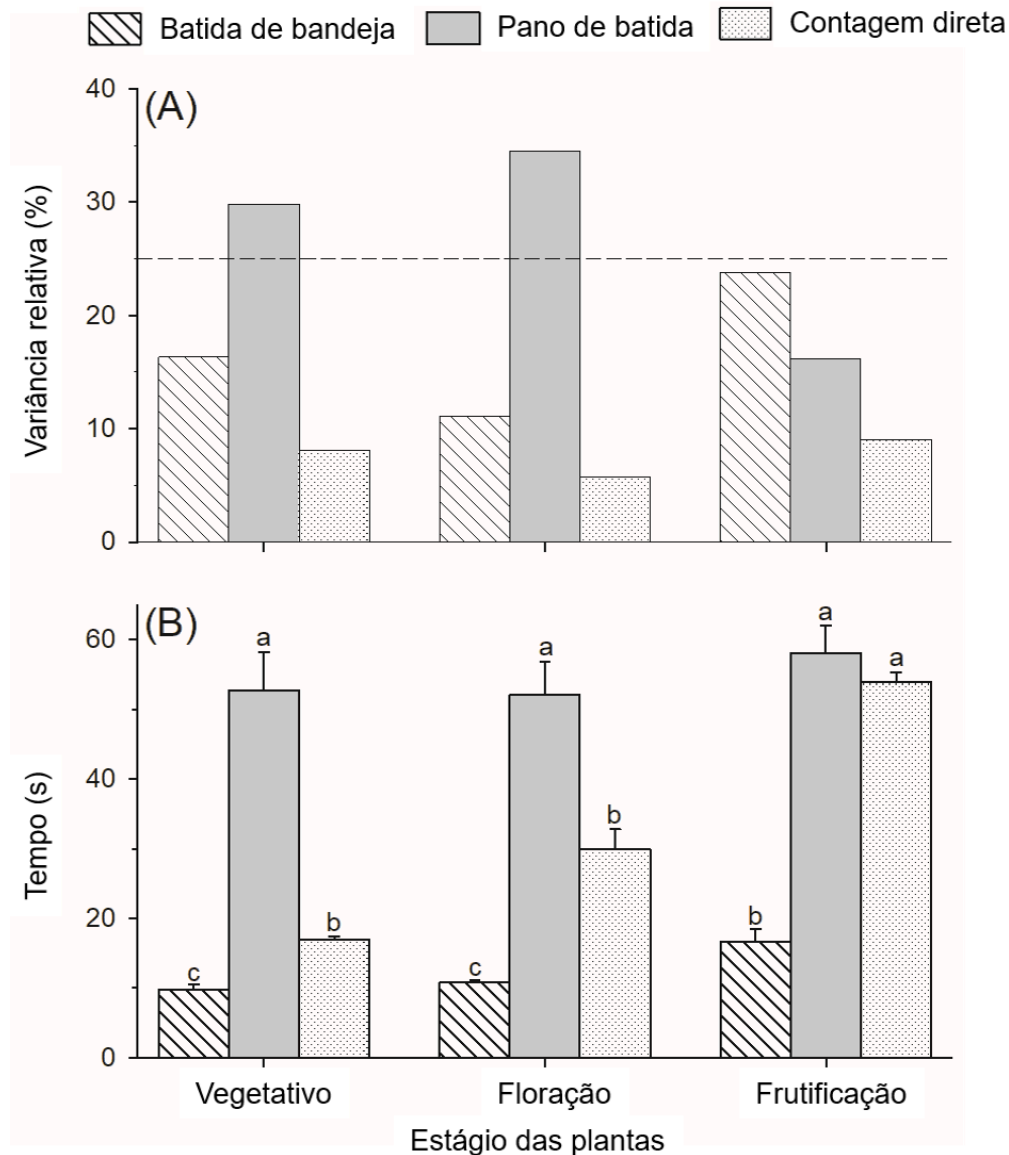


Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Seleção da técnica de amostragem

Pelo critério de precisão, a contagem direta e a batida das plantas em bandeja plástica foram as técnicas mais adequadas para a amostragem das lagartas em lavouras de soja. Isso ocorreu devido as densidades avaliadas por elas terem apresentado variâncias relativas menores que 25% em lavouras com plantas em todos os estágios. Já as densidades de lagartas avaliadas pela técnica de pano de batida só apresentaram variâncias relativas menores que 25% quando as plantas de soja estavam no estágio de frutificação (Figura 3A).

Figura 3 - (A) Variância relativa das densidades de lagartas e (B) tempo de amostragem de lagartas usando três técnicas em lavouras de soja com plantas em diferentes estágios. O tempo de amostragem seguido de diferentes letras minúsculas possuem médias que diferem, entre si, de acordo com o teste de Tukey ($P < 0,05$).



Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Nas plantas de soja em todos os estágios fenológicos, verificou-se diferença significativa ($F = 67,94$, $df = 61$, $P < 0,0001$) do tempo de amostragem em função da técnica usada. Em todos os estágios das plantas a técnica de execução mais rápida foi a batida das plantas em bandeja plástica. Já a técnica do pano de batida foi a de execução mais demorada. Enquanto que a execução da técnica de contagem direta teve tempo de execução intermediário a esses dois extremos (Figura 3B).

Os custos para avaliação de 100 amostras usando as técnicas de batida das plantas em bandeja plástica, contagem direta e pano de batida foram US\$ 0,03, US\$ 0,05 e US\$ 0,20 respectivamente. Levando-se em consideração os critérios de precisão e rapidez a melhor técnica para amostragem de lagartas foi a batida das plantas em bandeja plástica. Portanto, nas fases seguintes desse trabalho na avaliação das densidades de lagartas foi usada a técnica de batida das plantas em bandeja plástica.

Distribuição de frequência das densidades de lagartas

Os dados das densidades de lagartas usando-se a técnica de batida das plantas em bandeja plástica se ajustaram a distribuição de frequência binomial negativa em 83,33% das situações, apresentando valores de qui-quadrado não significativos ($P > 0,05$) em 10 das 12 lavouras avaliadas. Essas densidades só se ajustaram a distribuição de Poisson em uma das 12 lavouras avaliadas (8,33%). Além disso, em nenhuma das lavouras as densidades das lagartas se ajustaram à distribuição de frequência binomial positiva (Tabela 1). Portanto, o número de amostras do plano de amostragem de lagartas nas lavouras de soja deve ser calculado usando a fórmula da distribuição de frequência binomial negativa.

Tabela 1 - Densidades ($\bar{X} \pm SE$) avaliadas pela técnica batida de bandeja, qui-quadrado (χ^2), graus de liberdade (GL) das frequências observadas e esperadas pelas distribuições de acordo com várias distribuições de frequência (teste χ^2).

Lavoura	Densidade (lagartas. amostra ⁻¹)	Binomial negativa		Poisson		Binomial positiva	
		χ^2	G L	χ^2	G L	χ^2	G L
Lavouras com plantas no estágio vegetativo							
1	0,12 ± 0,03	0,69 ^{ns}	1	18,55*	2	221,52*	2
2	0,09 ± 0,02	0,20 ^{ns}	1	2,33 ^{ns}	1	135,98*	1

Lavouras com plantas em floração							
3	0,07 ± 0,03	0,07 ^{ns}	1	99,34*	2	90,57*	2
4	0,12 ± 0,03	0,27 ^{ns}	1	22,27*	2	212,54*	2
5	0,19 ± 0,06	7,48*	2	142,31*	3	874,70*	3

Lavouras com plantas em frutificação							
6	0,14 ± 0,04	9,18*	1	13,01*	2	445,32*	2
7	0,10 ± 0,02	0,62 ^{ns}	1	5,53*	1	146,22*	1

8	0,41 ± 0,07	7,76 ^{ns}	3	83,81*	4	1,9 × 10 ^{4*}	4
9	0,33 ± 0,09	1,63 ^{ns}	2	244,33*	3	1,8 × 10 ^{3*}	3
10	1,52 ± 0,23	11,95 ^{ns}	8	4,0 × 10 ^{4*}	9	4,9 × 10 ^{7*}	9
11	0,20 ± 0,04	3,18 ^{ns}	2	149,36*	3	543,39*	3
12	2,35 ± 0,33	13,87 ^{ns}	11	2,0 × 10 ^{5*}	12	2,0 × 10 ^{15*}	12

^{ns}Não-significativo. *Significativo ao nível de probabilidade de 5%. GL = graus de liberdade.

Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Número de amostras do plano de amostragem com a batida das plantas em bandeja plástica

A curva de regressão do parâmetro comum da distribuição de frequência binomial negativa (k_{comum}) das 12 lavouras de soja em função dos parâmetros k individuais de cada lavoura apresentou inclinação significativa ($P < 0,05$) e intercepto não significativo ($P > 0,05$) (Tabela 2). Portanto, existiu um parâmetro comum ($k_c = 0,3787$) para a distribuição de frequência binomial negativa das densidades de lagartas nas lavouras de soja avaliadas com a batida das plantas em bandeja plástica.

Tabela 2 - Análise de variância das densidades de lagartas por amostra determinada por amostragem com a técnica de bandeja plástica em 12 lavouras de soja, realizada para verificar a existência de um parâmetro de agregação comum (k_c) em uma distribuição binomial negativa.

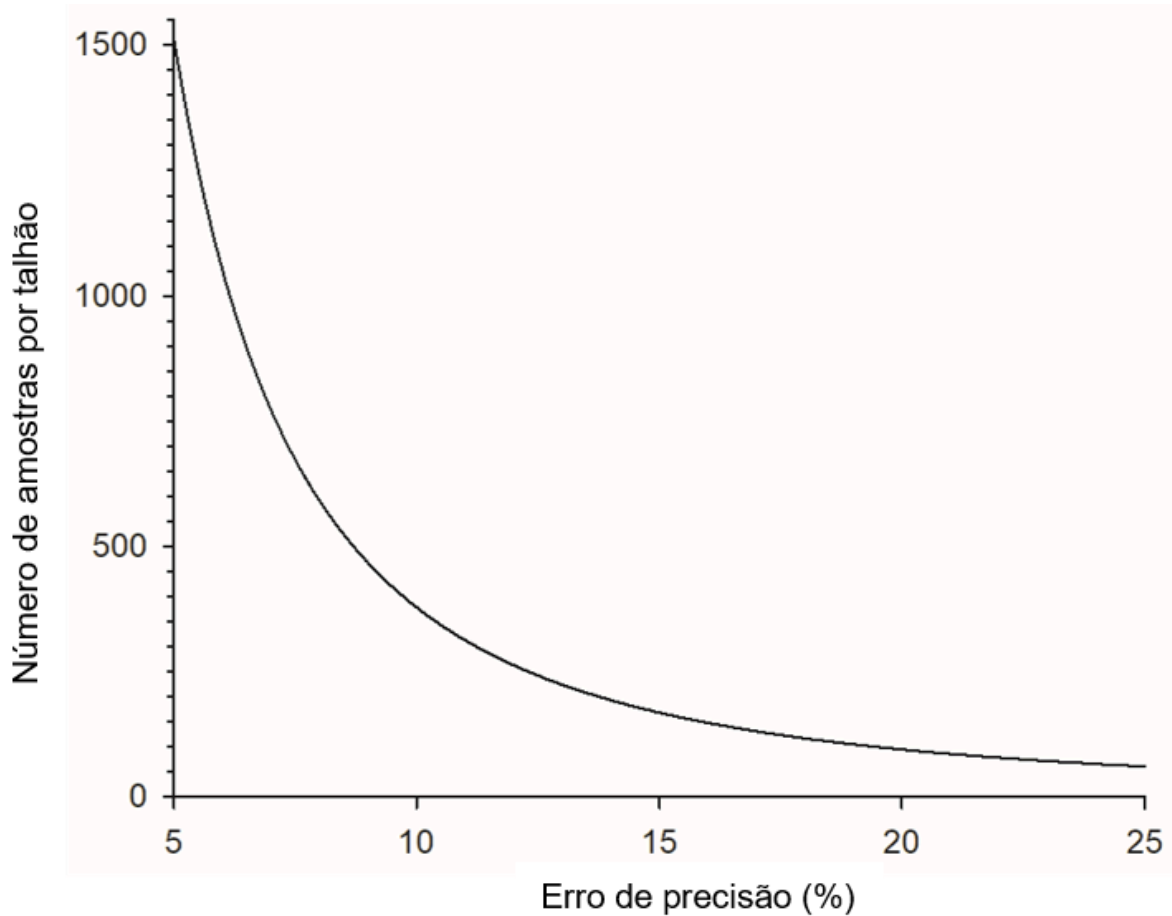
Variância	GL	Soma dos quadrados	Quadrados médios	F
Inclinação $1/k_c$	1	49,84	49,84	13,73*
Intercepto	1	1,51	1,51	0,42 ^{ns}
Erro	9	32,67	3,63	
<hr style="border-top: 1px dashed black;"/>				
$K_c = 0,3787$				

*Significativo no nível de probabilidade de 5%. ^{ns}Não-significativo. df = graus de liberdade.

Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Verificou-se que o menor valor para número de amostras do plano de amostragem foi atingido quando o erro de amostragem foi de 25% (Figura 4). Assim, utilizou-se esse erro no cálculo do número de amostras do plano de amostragem. O número de amostras com a batida das plantas em bandeja plástica e o erro máximo de 25% foi de 61 amostras por talhão (Figura 4).

Figura 4 - Número de amostras em função do erro de amostragem necessário para avaliar populações de lagartas em campos de soja usando a técnica batida de bandeja.



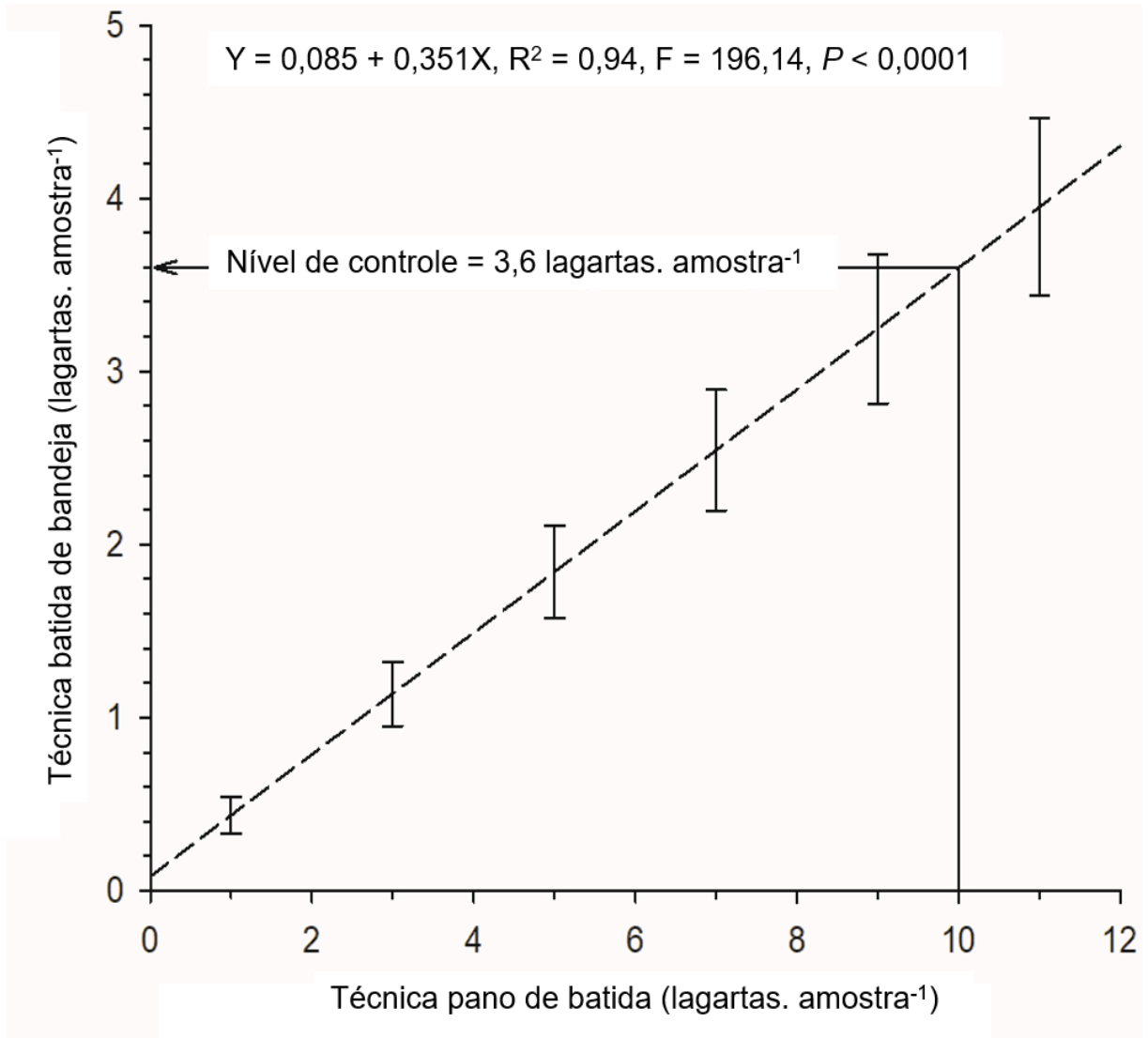
Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Nível de controle para lagartas com a técnica de batida das plantas em bandeja plástica

Verificou-se que o modelo linear simples das densidades de lagartas amostradas pela técnica de bandeja plástica em função das densidades amostradas pelo pano de batida foi significativo ($P < 0,0001$). Além disso, esse modelo apresentou coeficiente de determinação de 94% ($R^2 = 0,94$) (Figura 5)

Inserindo nessa equação o valor do nível de controle (NC = 10 lagartas. amostra⁻¹) para a técnica de pano de batida (ÁVILA, GRIGOLLI, 2014) determinou-se que o nível de controle com a batida das plantas em bandeja plástica foi de 3,60 lagartas. amostra⁻¹ (Figura 5).

Figura 5 - Densidade de lagartas amostradas pela técnica de bandeja plástica em função da densidade amostrada pela técnica de pano de batida. Os segmentos de reta verticais representam o intervalo de confiança do modelo a 95% de probabilidade.



Fonte: elaborado pela autora, 2021.

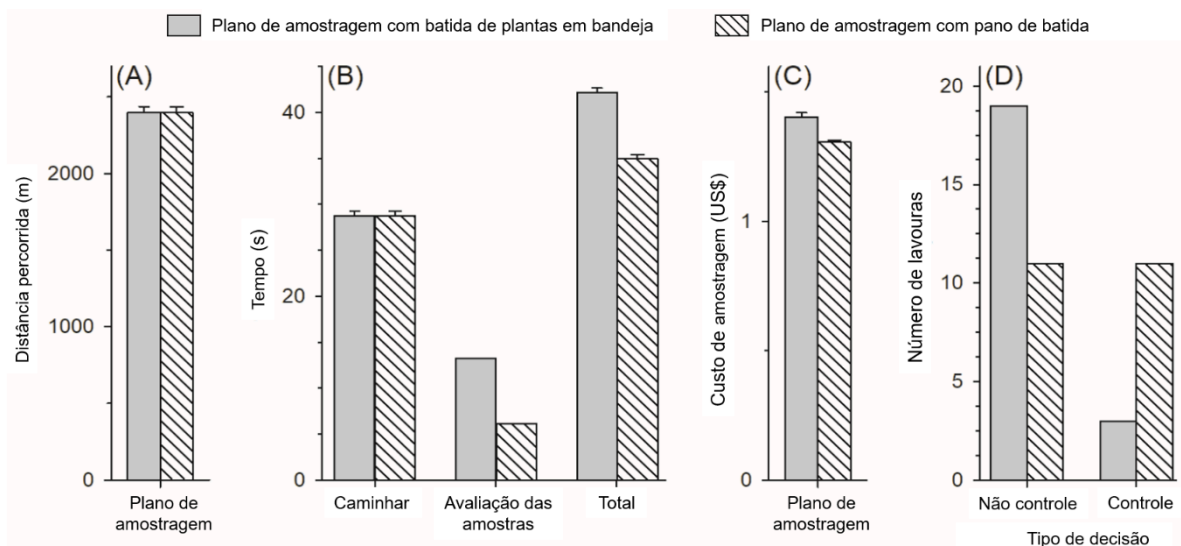
Decisões, tempo e custo de amostragem do plano de amostragem usando-se a técnica de batida das plantas em bandeja plástica

A distância percorrida e o tempo de caminhamento nos 22 talhões avaliados foram semelhantes para os planos de amostragem usando as técnicas de batida das plantas em bandeja plástica e o pano de batida (Figuras 1 e 6 e Tabela 3). Já o tempo de avaliação das amostras, o tempo total e o custo de amostragem variaram em função do plano de amostragem. O tempo e custo total médios de uma amostragem para o plano com a batida das plantas em bandeja plástica foram de

42,14 minutos e US\$ 1,40 por talhão de 20 ha. Já o tempo e custo total médios de uma amostragem para o plano com uso de pano de batida foram de 34,93 minutos e US\$ 1,31 por talhão de 20 ha (Figura 6 e Tabela 3).

O plano de amostragem com a batida das plantas em bandeja plástica tomou decisão de controle em três talhões e decisões de não controle em 19 talhões dos 22 talhões avaliados. Já o plano de amostragem com uso de pano de batida tomou decisão de controle em 11 talhões e decisões de não controle em 11 talhões dos 22 talhões avaliados (Figura 6 e Tabela 3).

Figura 6 - (A) Distância caminhada, (B) tempos de caminhada, avaliação das amostras e total de amostragem, (C) custo de amostragem e (D) número de decisões de controle ou não de lagartas em lavouras de soja pelos planos de amostragem com batidas das plantas em bandeja plástica e com uso de pano de batida.



Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Tabela 3 - Densidade (lagartas. amostra⁻¹); decisão; distância percorrida; tempos de caminhada, avaliação das amostras e total; e custo de uma amostragem usando os planos de amostragem usando a técnica de batida das plantas em bandeja plástica (61 amostras por talhão) e pano de batida (10 amostras por talhão) em 22 talhões de 20 ha de cultivo de soja.

Lav	Plano usando técnica de batida das plantas em bandeja plástica							Plano usando a técnica do pano de batida						
	Dens	Dec	Dist (m)	Tempo (min)			Custo (US\$)	Dens	Dec	Dist (m)	Tempo (min)			Custo (US\$)
				Cam	Aval	Total				Cam	Aval	Total		
1	1,02	NC	2373,54	28,49	13,25	42,14	1,39	16,80	C	2373,54	28,49	6,16	34,65	1,30
2	0,20	NC	2884,08	34,61	13,25	48,26	1,58	3,50	NC	2884,08	34,61	6,16	40,77	1,41
3	0,13	NC	2779,99	33,35	13,25	47,00	1,54	2,30	NC	2779,99	33,35	6,16	39,51	1,39
4	1,02	NC	2689,02	32,26	13,25	45,51	1,50	18,00	C	2689,02	32,26	6,16	38,42	1,37
5	0,16	NC	2609,68	31,30	13,25	44,55	1,47	3,50	NC	2609,68	31,30	6,16	37,46	1,35
6	0,36	NC	2540,72	30,49	13,25	44,14	1,45	5,70	NC	2540,72	30,49	6,16	36,65	1,34

7	0,20	NC	2481,08	29,83	13,25	43,08	1,42	3,20	NC	2481,08	29,83	6,16	35,99	1,32
8	0,41	NC	2429,86	29,07	13,25	42,32	1,40	7,20	NC	2429,86	29,07	6,16	35,23	1,31
9	4,64	C	2386,28	28,75	13,25	42,00	1,39	64,70	C	2386,28	28,75	6,16	34,91	1,31
10	0,26	NC	2349,64	28,37	13,25	42,02	1,39	4,60	NC	2349,64	28,37	6,16	34,53	1,30
11	0,07	NC	2319,35	27,83	13,25	41,08	1,36	0,60	NC	2319,35	27,83	6,16	33,99	1,29
12	0,38	NC	2294,88	27,50	13,25	41,15	1,36	5,70	NC	2294,88	27,50	6,16	33,66	1,28
13	1,18	NC	2275,73	27,26	13,25	40,51	1,34	19,40	C	2275,73	27,26	6,16	33,42	1,28
14	0,33	NC	2261,47	27,09	13,25	40,34	1,33	5,50	NC	2261,47	27,09	6,16	33,25	1,28
15	0,64	NC	2251,71	27,03	13,25	40,28	1,33	11,70	C	2251,71	27,03	6,16	33,19	1,28
16	0,20	NC	2246,10	26,99	13,25	40,24	1,33	2,90	NC	2246,10	26,99	6,16	33,15	1,27
17	0,59	NC	2244,30	26,96	13,25	40,21	1,33	10,90	C	2244,30	26,96	6,16	33,12	1,27
18	1,31	NC	2246,01	27,01	13,25	40,26	1,33	23,70	C	2246,01	27,01	6,16	33,17	1,27
19	0,64	NC	2250,95	26,97	13,25	40,22	1,33	11,10	C	2250,95	26,97	6,16	33,13	1,27
20	1,30	NC	2258,87	27,10	13,25	40,35	1,33	23,10	C	2258,87	27,10	6,16	33,26	1,28
21	4,25	C	2269,54	27,19	13,25	40,44	1,39	74,90	C	2269,54	27,19	6,16	33,35	1,28
22	3,72	C	2282,73	27,40	13,25	41,05	1,58	63,00	C	2282,73	27,40	6,16	33,56	1,28

No cabeçalho: Lav = Lavoura, Dens = Densidade, Dec = Decisão (NC = não controle e C = controle), Dist = Distância, Cam = Caminhamento, Aval = Avaliação. Fonte: elaborado pela autora, 2021.

Discussão

As espécies de Lepidoptera observadas atacando as plantas são importantes pragas nas lavouras de soja em todo o mundo (STACKE et al., 2018; BUENO et al., 2021). Essas espécies são polípagas e elas apresentam ampla distribuição geográfica no mundo (ANDREWS et al., 2009; BUENO et al., 2011; CZEPAK et al., 2013; STACKE et al., 2018). Geralmente as condições climáticas, a oferta constante de alimento devido a sucessão de culturas ou ocorrência de plantas espontâneas, e a capacidade de dispersão podem favorecer o surgimento desses insetos nas áreas de cultivo, bem como resultar em alterações entre as épocas de ocorrência destes insetos praga (JOST, PITRE, 2002; SANTOS et al., 2009; BUENO et al., 2011; BERNARDI et al., 2012). Além disso, é difícil controlar este grupo de insetos, pois são menos expostos à pulverização por ficarem abrigados em partes protegidas das plantas (BERNARDI et al., 2012). Como a maior densidade de Lepidoptera ocorreu no estágio de frutificação, é importante realizar o monitoramento deste grupo de insetos a partir do estágio vegetativo e intensificar no estágio de frutificação para efetuar o controle assim que a densidade atingir o nível de controle.

As técnicas de amostragem utilizadas para monitorar insetos praga nas lavouras devem ser simples, precisas e eficientes (ROSADO et al., 2014; BANNERMAN et al., 2015; LOPES et al., 2019). Apesar de se ter detectado densidades significativas de lagartas nas lavouras de soja por todas as técnicas de amostragem utilizadas nesse trabalho, a análise dos dados revelou que elas tiveram

eficiência muito diferentes. A batida das plantas em bandeja plástica foi a melhor técnica para amostragem de lagartas, já que ela apresentou precisão adequada (variância relativa <25%) e menor tempo de amostragem em todos os estágios fenológicos das plantas de soja. Técnicas de amostragem que avaliam densidades das pragas com variância relativa abaixo de 25% são mais precisas e representativas (LIMA et al., 2017; LOPES et al., 2019; SILVA et al., 2019). Além disso, a técnica que apresenta menor tempo de amostragem favorece a geração de planos de amostragem de baixo custo e, portanto, praticáveis (PINTO et al., 2017; SILVA et al., 2019). Apesar das técnicas de pano de batida e de contagem direta serem as mais usadas nas lavouras de soja (ROGGIA et al., 2008; BUENO et al., 2011; STÜRMER et al., 2012) elas não foram as mais precisas e apresentaram tempo de execução e custos mais altos que a batida das plantas em bandeja.

No passado imaginava-se que as distribuições de frequências estavam relacionadas com a distribuição espacial das pragas nos campos (TAYLOR, 1984; ROSADO et al., 2014; GALDINO et al., 2017). Com a evolução das análises de geoestatística foi possível determinar de forma direta a distribuição espacial das pragas nos campos (MIDGARDEN, YOUNGMAN, FLEISCHER, 1993; GALDINO et al., 2017; LIMA et al., 2018). Nos estudos de geoestatística verificou-se que não existe nenhuma relação entre distribuição espacial das pragas nas lavouras com a distribuição de frequência dos dados de suas densidades (LIEBHOLD et al., 1993; BARRIGOSSI et al., 2001; SILVA et al., 2018). A determinação da distribuição de frequência dos dados das densidades das pragas possibilita a seleção da fórmula mais adequada para calcular o número de amostras dos planos de amostragem (YOUNG, YOUNG, 1998; WRIGHT et al., 2002; ROSADO et al., 2014), procedimento este que foi feito neste trabalho. Nesse trabalho, as densidades observadas de lagartas se ajustaram à distribuição de frequência binomial negativa. Portanto, a fórmula a ser usada no cálculo do número de amostras do plano de amostragem deve ser aquela de dados que seguem a distribuição de frequência binomial negativa (YOUNG, YOUNG, 1998). Os dados que se ajustam a distribuição de frequência binomial negativa caracterizam-se por apresentar variância maiores que a média, fato esse que foi verificado nesse trabalho com as densidades de lagartas nas lavouras de soja (ROSADO et al., 2014).

As densidades de lagartas nas lavouras de soja apresentaram parâmetro comum da distribuição de frequência binomial negativa (k_{comum}). Isso indica que o

plano de amostragem determinado nesse trabalho será adequado para avaliação das populações de lagartas em diferentes lavouras de soja. Além disso, essas lavouras possuíam plantas em diferentes estágios fenológicos (isto é, em estágio vegetativo, floração e frutificação) o que indica que o plano de amostragem gerado nesse trabalho poderá ser usado do início ao fim do cultivo de soja (LIMA et al., 2017; LOPES et al., 2019).

Inserindo o nível de controle proposto por Ávila & Grigolli (2014), de 10 lagartas por metro de pano de batida, na curva das densidades amostradas pela técnica de bandeja plástica em função das densidades amostradas pela técnica de pano de batida obteve-se um nível de controle de 3,60 lagartas por amostra usando-se a técnica de bandeja plástica. Como esse valor será usado nos sistemas de tomada de decisão para controle de lagartas nas lavouras de soja é importante que essa determinação seja robusta, precisa e representativa (HAILE, HIGLEY, SPECHT, 1998; PEDIGO, RICE, 2014). Esses requisitos foram atendidos já que a curva determinada foi robusta devido a ela ter sido altamente significativa ($P < 0,0001$). Por outro lado, essa curva foi precisa devido a ela possuir alto grau de capacidade preditiva (94%) da relação entre as densidades de lagartas amostradas pelas duas técnicas. Já essa curva foi representativa por ela ter sido obtida em condições reais, isto é, em campos comerciais de soja. Assim, quando a densidade de lagartas for igual ou maior do que 3,60 lagartas por amostra usando-se a técnica de batida das plantas em bandeja plástica deve-se realizar o controle destas pragas. Já quando essa densidade for menor do que 3,60 lagartas por amostra não se deve controlar estas pragas (PEDIGO, HUTCHINS, HIGLEY, 1986; PEDIGO, RICE, 2014; PEREIRA et al., 2017; MOURA et al., 2018).

As densidades relativas determinados pelo plano com a batida das plantas em bandeja plástica são precisas e representativas das densidades absolutas das lagartas nas lavouras de soja. Isto se deve as densidades determinadas pela técnica de batida das plantas em bandeja plástica apresentar variância relativa menores que 25% e o plano de amostragem proposto ter um erro máximo admitido dentro do limite máximo estabelecido (25%) para essas determinações (SOUTHWOOD, 1978; GUSMÃO et al., 2005; SILVA et al., 2019).

Empregando-se o plano de amostragem da técnica de batida das plantas em bandeja plástica verificou-se que em 13,64% das lavouras era necessário o controle das lagartas. Já em 86,36% das lavouras não era necessário o controle dessas

pragas. Pelo fato da variedade de soja usada (Intacta RR2 PRO™) possuir genes que expressam a protoxina Cry1Ac da bactéria *Bacillus thuringiensis* (Bt) que é tóxica a lepidópteros esperava-se que nas lavouras avaliadas as populações desta praga não atingissem o nível de controle, porém não foi isso que ocorreu. Isso ocorreu, possivelmente devido à seleção de populações de pragas resistentes a essa pró-toxina (HOMRICH et al., 2008; BERNARDI et al., 2012) ou pela ocorrência de espécies de Lepidoptera (sobretudo as *Spodoptera*) que não são tolerantes a essas toxinas (SANTOS et al., 2009; BERNARDI et al., 2012; BERNARDI et al., 2014; MACHADO et al., 2020).

Em 63,64% dos talhões (50% de não controle e 13,64% de controle) os dois planos de amostragem tomaram decisões semelhantes. Porém, em 36,37% deles o plano com pano de batida tomou decisão de controle da praga enquanto que o plano com batida das plantas em bandeja plástica tomou decisão de não controle. Nesses talhões o plano com pano de batida superestimou a densidade da praga devido ao número insuficiente de amostras avaliadas (apenas 10 amostras por talhão) e assim ele levou a erro na tomada de decisão de controle. Usando-se a fórmula do cálculo do número de amostras para dados que seguem a distribuição de frequência binomial negativa e os parâmetros determinados nesse trabalho verificou-se que o plano com pano de batida comete erros de até 61,50% na avaliação das densidades das lagartas nas lavouras de soja, quando o erro máximo admitido nestas determinações é de 25%. Este alto erro associado as determinações realizadas pelo plano de amostragem com uso de pano de batida, se deve a técnica e o número de amostras usados terem sido estabelecidos por recomendação pessoal (SHEPARD et al., 1974; PEDIGO et al., 1972) sem o uso de critérios técnico-científicos adequados (BACCI et al., 2008; CASTLE, NARANJO, 2009; GONRING et al., 2020; SILVA et al., 2021).

Como o plano de amostragem com batida das plantas em bandeja plástica tem um número de amostras maior (61 amostras) do que o plano com pano de batida (10 amostras) poderia se imaginar que estes dois planos teriam tempo de execução e custos muito diferentes. Entretanto, verificou-se que isso não ocorreu, já que na amostragem de um talhão de 20 ha de soja o plano com batida das plantas em bandeja plástica teve tempo de execução e custo de apenas 7,21 minutos e US\$ 0,09 maior. Isso se deve ao fato de que a maior parte desse tempo é gasto no caminhamento ao longo do talhão (68,56 a 82,36% do tempo total). O tempo de

caminhamento não varia em função do número de amostras, já que na amostragem é necessário se percorrer todo o talhão para a coleta das amostras (PAULA-MORAES et al., 2013; LOPES et al., 2019; PAES et al., 2019). Além disso o tempo e custo de uma amostra com o uso de pano de batida é maior do que com a batida das plantas em bandeja plástica.

Portanto, o plano de amostragem com batida das plantas em bandeja plástica tem custo e tempo de execução semelhantes ao daquele com uso de pano de batida e tem a vantagem de realizar determinações precisas e representativas da intensidade de ataque das lagartas nas lavouras de soja. No trabalho realizado por Picanço et al. (2004) foi demonstrado que ao usar um sistema de tomada de decisão adequado ocorreu uma redução de até 87% de pulverizações em relação ao uso do sistema convencional de controle, sem prejudicar a produtividade. Assim, aderir um sistema de tomada de decisão rápida e eficiente para pragas é importante para reduzir o número de aplicações de inseticidas, trazendo benefício ambiental e econômico. A redução do número de aplicações de inseticida pode minimizar a seleção de insetos praga resistentes, bem como possibilitar o controle biológico natural nos campos de cultivo. Além disso, possibilita realizar o controle dos insetos somente quando eles atingem o nível de controle, evitando a utilização de métodos de controle quando o prejuízo é inferior à vantagem decorrente do seu controle (PICANÇO et al., 2004; PICANÇO et al., 2007).

Conclusão

O sistema de tomada de decisão para o controle de lagartas determinado nesse trabalho pode ser incorporado a programas de manejo integrado de pragas em lavouras de soja por ele ser preciso, representativo, praticável, de execução rápida e de baixo custo. Esse sistema é composto por plano de amostragem e nível de controle de 3,60 lagartas. amostra⁻¹. Nesse plano de amostragem a área da lavoura deve ser dividida em talhões de até 20 ha. Em cada talhão deve-se bater o ápice de 61 plantas em bandeja plástica branca. As plantas devem estar distribuídas ao longo da área de cultivo. Deve-se avaliar o número de lagartas presentes no fundo da bandeja. Esse plano de amostragem tem baixo custo (até US\$ 1,40 por amostragem), é rápido (até 42 min) e ele pode ser usado nos diversos estágios fenológicos das plantas de soja.

Referências

ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, p. 711-728, 2014.

ANDREWS, G.; DAVES, C.; KOGER, T.; REED, J.; BURDINE, B.; DODDS, D.; LARSON, E.; ROBBINS, J.; CATCHOT, A.; GORE, J.; MUSSER, F.; SMITH, J.; COOK, D.; JACKSON, R.; MCKIBBEN, P.; WINTERS, S. **Insect control guides for cotton, soybeans, corn, grain sorghum, wheat, sweet potatoes, and pastures**. Mississippi: Mississippi State University Extension Service, 2009. 64 p.

ARAÚJO, T. A.; PEZZINI, D. T.; RAMOS, R. S.; PIKANÇO, M. C.; BASTOS, C. S.; HUNT, T. E.; HUTCHISON, W. D. Development and validation of sampling plans for *Frankliniella schultzei* on tomato. **Crop Protection**, v. 134, p. 105163, 2020.

ÁVILA, C. J.; GRIGOLLI, J. F. J. PRAGAS DE SOJA E SEU CONTROLE. *IN*: LOURENÇÃO, A. L. F.; GRIGOLLI, J. F. J.; MELOTTO, A. M.; PITOL, C.; GITTI, D. C.; ROSCOE, R. (org.). **Tecnologia e produção: Soja 2013/2014**. Curitiba: Midiograf, 2014. p. 109-168.

BACCI, L.; PIKANÇO, M. C.; MOURA, M. F.; SEMEÃO, A. A.; FERNANDES, F. L.; MORAIS, E. G. Sampling plan for thrips (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber. **Neotropical Entomology**, v. 37, p. 582-590, 2008.

BANNERMAN, J. A.; COSTAMAGNA, A. C.; MCCORNACK, B. P.; RAGSDALE, D. W. Comparison of relative bias, precision, and efficiency of sampling methods for natural enemies of soybean aphid (Hemiptera: Aphididae). **Journal of Economic Entomology**, v. 108, p. 1381-1397, 2015.

BARRIGOSI, J. A.; YOUNG, L. J.; CRAWFORD, C. A. G.; HEIN, G. L.; HIGLEY, L. G. Spatial and probability distribution of Mexican bean beetle (Coleoptera: Coccinellidae) egg mass populations in dry bean. **Environmental Entomology**, v. 30, p. 244-253, 2001.

BARROS, E. M.; TORRES, J. B.; RUBERSON, J. R.; OLIVEIRA, M. D. Development of *Spodoptera frugiperda* on different hosts and damage to reproductive structures in cotton. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 137, p. 237-245, 2010.

BATISTELA, M. J.; BUENO, A. F.; NISHIKAWA, M. A. N.; BUENO, R. C. O. F.; HIDALGO, G.; SILVA, L.; CORBO, E.; SILVA, R. B. Re-evaluation of leaf-lamina consumer thresholds for IPM decisions in short-season soybeans using artificial defoliation. **Crop Protection**, v. 32, p. 7-11, 2012.

BAYER S.A. Características Fenotípicas M8808 IPRO - Monsoy. 2018. Disponível em: <https://www.intactarr2pro.com.br>. Acesso em: 24 mar. 2021.

BERNARDI, O.; MALVESTITI, G. S.; DOURADO, P. M.; OLIVEIRA, W. S.; MARTINELLI, S.; BERGER, G. U.; HEAD, G. P.; OMOTO, C. Assessment of the high-dose concept and level of control provided by MON 87701× MON 89788

soybean against *Anticarsia gemmatalis* and *Pseudoplusia includens* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Pest Management Science**, v. 68, p. 1083-1091, 2012.

BERNARDI, O.; SORGATTO, R. J.; BARBOSA, A. D.; DOMINGUES, F. A.; DOURADO, P. M.; CARVALHO, R. A.; MARTINELLI, S.; HEAD, G. P.; OMOTO, C. Low susceptibility of *Spodoptera cosmioides*, *Spodoptera eridania* and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to genetically modified soybean expressing Cry1Ac protein. **Crop protection**, v. 58, p. 33-40, 2014.

Binns, M. R., Nyrop, J. P., van der Werf, W., Werf, W. **Sampling and monitoring in crop protection: the theoretical basis for developing practical decision guides**. New York: CABI International, 2000.

BLISS, C. I.; OWEN, A. R. G. Negative binomial distributions with a common k. **Biometrika**, v. 45, p. 37-58, 1958.

BORTOLOTTO, O. C.; POMARI-FERNANDES, A.; BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; KRUIZ, Y. K. S.; QUEIROZ, A. P.; SANZOVO, A.; FERREIRA, R. B. The use of soybean integrated pest management in Brazil: a review. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 1, p. 25-32, 2015.

BOYER, W. P.; DUMAS, W. A. Soybean insect survey as used in Arkansas. **Cooperative Economic Insect Report**, v. 13, p. 91-92, 1963.

BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; MOSCARDI, F.; PARRA, J. R. P.; HOFFMANN-CAMPO, C. B. Lepidopteran larva consumption of soybean foliage: basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. **Pest Management Science**, v. 67, p. 170-174, 2011.

BUENO, A. F.; PAULA-MORAES, S. V.; GAZZONI, D. L.; POMARI, A. F. Economic thresholds in soybean-integrated pest management: old concepts, current adoption, and adequacy. **Neotropical Entomology**, v. 42, p. 439-447, 2013.

BUENO, A. F.; PANIZZI, A. R.; HUNT, T. E.; DOURADO, P. M.; PITTA, R. M.; GONÇALVES, J. Challenges for adoption of integrated pest management (IPM): the soybean example. **Neotropical Entomology**, v. 50, p. 5-20, 2021.

CASTLE, S.; NARANJO, S. E. Sampling plans, selective insecticides, and sustainability: the case for IPM as 'informed pest management'. **Pest Management Science**, v. 65, p. 1321-1328, 2009.

CHEN, K. I.; ERH, M. H.; SU, N. W.; LIU, W. H.; CHOU, C. C.; CHENG, K. C. Soyfoods and soybean products: from traditional use to modern applications. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 96, p. 9-22, 2012.

Costa, T. L.; Sarmiento, R. A.; Araújo, T. A.; Pereira, P. S.; Silva, R. S.; Lopes, M. C.; Picanco, M. C. Economic injury levels and sequential sampling plans for *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) biotype B on open-field melon crops. **Crop Protection**, v. 125, p. 104887, 2019.

CZEPAK, C.; ALBERNAZ, K. C.; VIVAN, L. M.; GUIMARÃES, H. O.; CARVALHAIS, T. Primeiro registro de ocorrência de *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 43, p. 110-113, 2013.

GALDINO, T. V. S.; FERREIRA, D. D. O.; SANTANA JÚNIOR, P. A.; ARCANJO, L. D. P.; QUEIROZ, E. A.; SARMENTO, R. A.; PICANÇO, M. C. The role of the beetle *Hypocryphalus mangiferae* (Coleoptera: Curculionidae) in the spatiotemporal dynamics of mango wilt. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, p. 865-874, 2017.

GONRING, A. H.; WALERIUS, A. H.; PICANÇO, M. M.; BACCI, L.; MARTINS, J. C.; PICANÇO, M. C. Feasible sampling plan for *Tuta absoluta* egg densities evaluation in commercial field tomato. **Crop Protection**, v. 136, p. e105239, 2020.

GUSMÃO, M. R.; PICANÇO, M. C.; ZANUNCIO, J. C.; SILVA, D. J. H.; BARRIGOSI, J. A. F. Standardised sampling plan for *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in outdoor tomatoes. **Scientia Horticulturae**, v. 103, p. 403-412, 2005.

HAILE, F. J.; HIGLEY, L. G.; SPECHT, J. E. Soybean cultivars and insect defoliation: yield loss and economic injury levels. **Agronomy Journal**, v. 90, p. 344-352, 1998.

HIGLEY, L. G.; PEDIGO, L. P. The EIL concept. *In*: HIGLEY, L. G.; PEDIGO, L. P. (org.). **Economic thresholds for integrated pest management**. Lincoln: University of Nebraska Press, 1996. p. 9-21.

HOMRICH, M. S.; PASSAGLIA, L. M. P.; PEREIRA, J. F.; BERTAGNOLLI, P. F.; PASQUALI, G.; ZAIDI, M. A.; ALTOSAAR, I.; BODANESE-ZANETTINI, M. H. Resistance to *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera, Noctuidae) in transgenic soybean (*Glycine max* (L.) Merrill Fabales, Fabaceae) cultivar IAS5 expressing a modified Cry1Ac endotoxin. **Genetics and Molecular Biology**, v. 31, p. 522-531, 2008.

JOST, D. J.; PITRE, H. N. Soybean looper and cabbage looper (Lepidoptera: Noctuidae) populations in cotton and soybean cropping systems in Mississippi. **Journal of Entomological Science**, v. 37, p. 227-235, 2002.

KUNO, E. Sampling and analysis of insect populations. **Annual Review of Entomology**, v. 36, p. 285-304, 1991.

LIEBHOLD, A. M.; ROSSI, R. E.; KEMP, W. P. Geostatistics and geographic information systems in applied insect ecology. **Annual Review of Entomology**, v. 38, p. 303-327, 1993.

LIMA, C. H. O.; SARMENTO, R. A.; PEREIRA, P. S.; GALDINO, T. V. S.; SANTOS, F. A.; SILVA, J.; PICANÇO, M. C. Feasible sampling plan for *Bemisia tabaci* control decision-making in watermelon fields. **Pest Management Science**, v. 73, p. 2345-2352, 2017.

LIMA, C. H. O.; SARMENTO, R. A.; GALDINO, T. V. S.; PEREIRA, P. S.; SILVA, J.; SOUZA, D. J.; SANTOS, G. R.; COSTA, T. L.; PICANÇO, M. C. Spatiotemporal

dynamics of whitefly *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in commercial watermelon crops. **Journal of Economic Entomology**, v. 111, p. 1895-1903, 2018.

LOPES, M. C.; RIBEIRO, A. V.; COSTA, T. L.; ARCANJO, L. D. P.; FARIAS, E. S.; SANTOS, A. A., RAMOS, R. S.; ARAÚJO, T. A.; PICANÇO, M. C. Practical sampling plan for *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) in tomato crops. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, p. 1946-1952, 2019.

MACHADO, E. P.; RODRIGUES JUNIOR, G. L. S.; SOMAVILLA, J. C.; FÜHR, F. M.; ZAGO, S. L.; MARQUES, L. H.; SANTOS, A. C.; NOWATZKI, T.; DAHMER, M. L.; OMOTO, C.; BERNARDI, O. Survival and development of *Spodoptera eridania*, *Spodoptera cosmioides* and *Spodoptera albula* (Lepidoptera: Noctuidae) on genetically modified soybean expressing Cry1Ac and Cry1F proteins. **Pest Management Science**, v. 76, p. 4029-4035, 2020.

MIDGARDEN, D. G.; YOUNGMAN, R. R.; FLEISCHER, S. J. Spatial analysis of counts of western corn rootworm adults on yellow sticky traps in corn: geostatistics and dispersion indices. **Environmental Entomology**, v. 22, p. 1124-1133, 1993.

MOURA, M. F. D.; PICANÇO, M. C.; SILVA, É. M. D.; GUEDES, R. N. C.; PEREIRA, J. L. Plano de amostragem do biótipo B de *Bemisia tabaci* na cultura do pepino. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, p. 1357-1363, 2003.

MOURA, M. F.; PICANÇO, M. C.; GUEDES, R. N. C.; BARROS, E. C.; CHEDIAK, M.; MORAIS, E. G. F. Conventional sampling plan for the green leafhopper *Empoasca kraemeri* in common beans. **Journal of Applied Entomology**, v. 131, p. 215-220, 2007.

MOURA, M. F.; LOPES, M. C.; PEREIRA, R. R.; PARISH, J. B.; CHEDIAK, M.; ARCANJO, L. P.; CARMO, D. G.; PICANÇO, M. C. Sequential sampling plans and economic injury levels for *Empoasca kraemeri* on common bean crops at different technological levels. **Pest Management Science**, v. 74, p. 398-405, 2018.

OERKE, E. C.; DEHNE, H. W. Safeguarding production-losses in major crops and the role of crop protection. **Crop Protection**, v. 23, p. 275-285, 2004.

PAES, J. D. S.; ARAÚJO, T. A.; RAMOS, R. S.; SOARES, J. R. S.; ARAÚJO, V. C.; PICANÇO, M. C. Economic injury level for sequential sampling plan of *Frankliniella schultzei* in bell pepper crops. **Crop Protection**, v. 123, p. 30-35, 2019.

PANIZZI, A. R. History and contemporary perspectives of the integrated pest management of soybean in Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 42, p. 119-127, 2013.

PAULA-MORAES, S.; HUNT, T. E.; WRIGHT, R. J.; HEIN, G. L.; BLANKENSHIP, E. E. Western bean cutworm survival and the development of economic injury levels and economic thresholds in field corn. **Journal of Economic Entomology**, v. 106, p. 1274-1285, 2013.

PEDIGO, L. P.; LENTZ, G. L.; STONE, J. D.; COX, D. F. Green cloverworm populations in Iowa soybean with special reference to sampling procedure. **Journal of Economic Entomology**, v. 65, p. 414-421, 1972.

PEDIGO, L. P.; HUTCHINS, S. H.; HIGLEY, L. G. Economic injury levels in theory and practice. **Annual Review of Entomology**, v. 31, p. 341-368, 1986.

PEDIGO, L. P.; RICE, M. E. **Entomology and pest management**. 6. ed. Long Grove, Illinois: Waveland Press, 2014. 769 p.

PEREIRA, P. S.; SARMENTO, R. A.; GALDINO, T. V. S.; LIMA, C. H. O.; SANTOS, F. A.; SILVA, J.; SANTOS, G. R.; PICANÇO, M. C. Economic injury levels and sequential sampling plans for *Frankliniella schultzei* in watermelon crops. **Pest Management Science**, v. 73, p. 1438-1445, 2017.

PERUCA, R. D.; COELHO, R. G.; SILVA, G. G.; PISTORI, H.; RAVAGLIA, L. M.; ROEL, A. R.; ALCANTARA, G. B. Impacts of soybean-induced defenses on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) development. **Arthropod Plant Interactions**, v. 12, p. 257-266, 2018.

PICANÇO, M. C.; PAULA-MORAES, S. V.; JUNIOR, A. R. M.; OLIVEIRA, I. R.; SEMEÃO, A. A.; ROSADO, J. F. Impactos financeiros da adoção de manejo integrado de pragas na cultura do tomateiro. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 26, p. 245-252, 2004.

PICANÇO, M. C.; BACCI, L.; CRESPO, A. L. B.; MIRANDA, M. M. M.; MARTINS, J. C. Effect of integrated pest management practices on tomato production and conservation of natural enemies. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 9, p. 327-335, 2007.

PINTO, C. B.; SARMENTO, R. A.; GALDINO, T. V. S.; PEREIRA, P. S.; BARBOSA, B. G.; LIMA, C. H. O.; SILVA, N. R.; PICANÇO, M. C. Standardized sampling plan for the thrips *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae) on watermelon crops. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, p. 748-754, 2017.

ROGERS, D. J.; BRIER, H. B. Pest damage relationships for *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) on vegetative soybean. **Crop Protection**, v. 29, p. 39-46, 2010.

ROGGIA, S.; GUEDES, J. V. C.; KUSS, R. C. R.; ARNEMANN, J. A.; NÁVIA, D. Spider mites associated to soybean in Rio Grande do Sul, Brazil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, p. 295-301, 2008.

ROSADO, J. F.; SARMENTO, R. A.; PEDRO-NETO, M.; GALDINO, T. V. S.; MARQUES, R. V.; ERASMO, E. A.; PICANÇO, M. C. Sampling plans for pest mites on physic nut. **Experimental and Applied Acarology**, v. 63, p. 521-534, 2014.

SANTOS, K. B.; NEVES, P.; MENEGUIM, A. M.; SANTOS, R. B.; SANTOS, W. J.; BOAS, G. V.; DUMAS, V.; MARTINS, E.; PRAÇA, L. B.; QUEIROZ, P.; BERRY, C.; MONNERAT, R. Selection and characterization of the *Bacillus thuringiensis* strains toxic to *Spodoptera eridania* (Cramer), *Spodoptera cosmioides* (Walker) and

Spodoptera frugiperda (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Biological Control**, v. 50, p. 157-163, 2009.

SEDIYAMA, T.; SILVA, F.; BORÉM, A. **Soja do plantio à colheita**. Viçosa: UFV, 2015.

SEVERTSON, D.; FLOWER, K.; NANSEN, C. Spatially optimized sequential sampling plan for cabbage aphids *Brevicoryne brassicae* L. (Hemiptera: Aphididae) in canola fields. **Journal of Economic Entomology**, v. 109, p. 1929-1935, 2016.

SHEPARD, M.; CARNER, G. R.; TURNIPSEED, S. G. A comparison of three sampling methods for arthropods in soybeans. **Environmental Entomology**, v. 3, p. 227-232, 1974.

SHIKANO, I.; SHUMAKER, K. L.; PEIFFER, M.; FELTON, G. W.; HOOVER, K. Plant-mediated effects on an insect-pathogen interaction vary with intraspecific genetic variation in plant defences. **Oecologia**, v. 183, p. 1121-1134, 2017.

SILVA, A. R.; RODRIGUES-SILVA, N.; PEREIRA, P. S.; SARMENTO, R. A.; COSTA, T. L.; GALDINO, T. V. S.; PICANÇO, M. C. Sampling Plans for the thrips *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae) in three lettuce varieties. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, p. 2490-2496, 2017.

SILVA, D. M.; BUENO, A. F.; STECCA, C. S.; ANDRADE, K.; NEVES, P. M. O. J.; OLIVEIRA, M. C. N. Biology of *Spodoptera eridania* and *Spodoptera cosmioides* (Lepidoptera: Noctuidae) on different host plants. **Florida Entomologist**, v. 100, p. 752-760, 2017.

SILVA, G. A.; SANTOS, I. B.; CAMPOS, S. O.; GALDINO, T. V. S.; FIDELIS, E. G. M.; MARTINS, J. C.; FERREIRA, L. R.; GUEDES, R. N. C.; PICANÇO, M. C. Spatial distribution and losses by grain destroying insects in transgenic corn expressing the toxin Cry1Ab. **PlosOne**, v. 13, p. e0201201, 2018.

SILVA, E. M. D. P.; ARAÚJO, T. A. D.; RAMOS, R. S.; ARCANJO, L. D. P.; CARMO, D. D. G. D.; CAVALLERI, A.; PICANÇO, M. C. Conventional sampling plan for common blossom thrips, *Frankliniella schultzei* (Thysanoptera: Thripidae), in bell pepper. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, p. 1447-1453, 2019.

SILVA JR, F. S.; LOPES, M. C.; FARIAS, E. S.; SARMENTO, R. A.; PEREIRA, P. S.; PICANÇO, M. C. Standardized sampling plan for common blossom thrips management in melon fields from North Brazil. **Crop Protection**, v. 134, p. 105179, 2020.

SILVA, E. M.; BACCI, L.; PICANÇO, M. C.; GONRING, A. H. R.; NEVES, L. G.; SILVA, R. S.; MARTINS, J. C. Sampling plan of *Tetranychus mexicanus* on passion fruit vines. **International Journal of Pest Management**, v. 67, p. 269-278 2021.

SOBOLEVSKY, A.; MOSCHINI, G.; LAPAN, H. Genetically modified crops and product differentiation: trade and welfare effects in the soybean complex. **American Journal of Agricultural Economics**, v. 87, p. 621-644, 2005.

SOSA-GÓMEZ, D. R.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; HOFFMANN-CAMPO, C. B.; CORSO, I. C.; OLIVEIRA, L. J.; MOSCARDI, F.; PANIZZI, A. R.; BUENO, A. F.; HIROSE, E.; ROGGIA, S. **Manual de identificação de insetos e outros invertebrados da cultura da soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2014. 100 p.

SOUTHWOOD, T. R. **Ecological methods**. New York: Springer, 1978. 548 p.

STACKE, R. F.; ARNEMANN, J. A.; ROGERS, J.; STACKE, R. S.; STRAHL, T. T.; PERINI, C. R.; DOSSIN, M. F.; POZEBON, H.; CAVALLIN, L. A.; GUEDES, J. V. C. Damage assessment of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in soybean reproductive stages. **Crop Protection**, v. 112, p. 10-17, 2018.

STORCK, L.; ANTÚNEZ, C. C. C.; GUEDES, J. V. C.; CARGNELUTTI FILHO, A.; ALVAREZ, J. W. R. Comparison of beat cloth and entomological net methods for determining faunistic indices of soybean in Rio Grande do Sul, Brazil. **Scientia Agricola**, v. 73, p. 559-564, 2016.

STUDEBAKER, G. E.; SPURGEON, D. W.; MUELLER, A. J. Calibration of ground cloth and sweep net sampling methods for larvae of corn ear worm and soybean looper (Lepidoptera: Noctuidae) in soybean. **Journal of Economic Entomology**, v. 84, p. 1625-1629, 1991.

STÜRMER, G. R.; CARGNELUTTI FILHO, A.; STEFANELO, L. D. S.; GUEDES, J. V. C. Eficiência de métodos de amostragem de lagartas e de percevejos na cultura de soja. **Ciência Rural**, v. 42, p. 2105-2111, 2012.

TAYLOR, L. R. Assessing and interpreting the spatial distributions of insect populations. **Annual Review of Entomology**, v. 29, p. 321-357, 1984.

USDA - UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. Production, supply, and distribution database. Foreign Agricultural Service, 2021. Disponível em: <http://www.fas.usda.gov/psdonline/psdHome.aspx>. Acesso em: 31 mar. 2021.

VALLIYODAN, B.; YE, H.; SONG, L.; MURPHY, M.; SHANNON, J. G.; NGUYEN, H. T. Genetic diversity and genomic strategies for improving drought and waterlogging tolerance in soybeans. **Journal of Experimental Botany**, v. 68, p. 1835-1849, 2017.

VIEIRA, E. C. S.; ÁVILA, C. J.; VIVAN, L. M.; SILVIA, I. F.; VIEIRA, M. C. S.; SILVA, P. G. Control of *Anticarsia gemmatalis* (Hübner: 1818) (Lepidoptera: Erebidae) and *Chrysodeixis includens* (Walker: 1858) (Lepidoptera: Noctuidae) through insecticides applied to soybean seeds. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, p. 88-97, 2019.

YOUNG L. J.; YOUNG J. H. **Statistical Ecology: a population perspective**. Boston: Kluwer Academic Publishers, 1998.

WRIGHT, R. J.; DEVRIES, T. A.; YOUNG, L. J.; JARVI, K. J.; SEYMOUR, R. C. Geostatistical analysis of the small-scale distribution of European corn borer (Lepidoptera: Crambidae) larvae and damage in whorl stage corn. **Environmental Entomology**, v. 31, p. 160-167, 2002.

4 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos neste estudo são importantes para o planejamento de estratégias eficientes de manejo nos campos de soja. Este trabalho possibilitou a identificação e quantificação dos componentes reguladores e dos fatores de perdas no rendimento da cultura da soja. Além disso, foi desenvolvido um sistema de tomada de decisão, para o controle de lagartas em lavouras de soja, composto por plano de amostragem e nível de controle. O plano de amostragem determinado neste trabalho pode ser incorporado a programas de manejo integrado de pragas e adotado pelos produtores por ele ser preciso, viabilizando a avaliação adequada das populações de lagartas em cultivos de soja, de rápida execução (levando em torno de 42 minutos para realizar a amostragem de 61 plantas por talhão), ter de baixo custo (US\$ 1,40 por amostragem), ser representativo e praticável (podendo ser utilizado em todos os estágios fenológico da cultura).

REFERÊNCIAS

- BACCI, L.; PICANÇO, M. C.; MOURA, M. F.; SEMEÃO, A. A.; FERNANDES, F. L.; MORAIS, E. G. Sampling plan for thrips (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber. **Neotropical Entomology**, v. 37, p. 582-590, 2008.
- BUENO, R. C. O. F.; BUENO, A. F.; MOSCARDI, F.; PARRA, J. R. P.; HOFFMANN-CAMPO, C. B. Lepidopteran larva consumption of soybean foliage: basis for developing multiple-species economic thresholds for pest management decisions. **Pest Management Science**, v. 67, p. 170-174, 2011.
- CHANDLER, L. Crop life table studies of the pests of beans (*Phaseolus vulgaris* L.) at Goiânia, Goiás. **Revista Ceres**, v. 31, p. 284-298, 1984.
- CONAB - COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. Acompanhamento da safra brasileira: grãos. Safra 2020/2021, 8º levantamento, 2021. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=1253>. Acesso em: 3 mai. 2021.
- FREITAS, M. C. M. A cultura da soja no Brasil: o crescimento da produção brasileira e o surgimento de uma nova fronteira agrícola. **Enciclopédia Biosfera**, v. 7, p. 1-12, 2011.
- GOLAN, J. J.; PRINGLE, A. Long-distance dispersal of fungi. *In*: HEITMAN, J.; HOWLETT, B. J.; CROUS, P. W.; STUKENBROCK, E. H.; JAMES, T. Y.; GOW, N. A. R. (org.). **The fungal kingdom**. Washington: American Society for Microbiology, 2017. p. 309-333.
- GRIGOLLI, J. F. J. Manejo de doenças na cultura da soja. *In*: PITOL, C.; GITTI, D. C.; GRIGOLLI, J. F. J.; LOURENÇÃO, A. L. F.; MELOTTO, A. M. (org.). **Tecnologia e produção: soja 2014/2015**. Curitiba: Midiograf, 2015. p. 134-156.
- HARCOURT, D. G. Crop life table as a pest management toll. **The Canadian Entomology**, v. 102, p. 950-955, 1970.
- HARTMAN, G. L.; RUPE, J. C.; SIKORA, E. J.; DOMIER, L. L.; DAVIS, J. A.; STEFFEY, K. L. **Compendium of soybean diseases and pests**. Saint Paul: APS, 2015. 201p.
- HOFFMANN-CAMPO, C. B.; MOSCARDI, F.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; OLIVEIRA, L. J.; SOSA-GÓMEZ, D. R.; PANIZZI, A. R.; OLIVEIRA, E. D. **Pragas da soja no Brasil e seu manejo integrado**. Londrina: Embrapa Soja, 2000. 70p.
- ISHTIAQ, M.; SALEEM, M. A.; RAZAQ, M. Monitoring of resistance in *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae) from four districts of the Southern Punjab, Pakistan to four conventional and six new chemistry insecticides. **Crop Protection**, v. 33, p. 13-20, 2012.
- LIMA, C. H. O.; SARMENTO, R. A.; PEREIRA, P. S.; RIBEIRO, A. V.; SOUZA, D. J.; PICANÇO, M. C. Economic injury levels and sequential sampling plans for control

decision-making systems of *Bemisia tabaci* biotype B adults in watermelon crops. **Pest Management Science**, v. 75, p. 998-1005, 2019.

LOOS, R. A.; SILVA, D. J. H.; PICANÇO, M. C.; FONTES, P. C. R. The use of crop life tables as a tomato yield loss management tool. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 29, p. 573-579, 2007.

MOURA, M. F.; PICANÇO, M. C.; GUEDES, R. N. C.; BARROS, E. C.; CHEDIAK, M.; MORAIS, E. G. F. Conventional sampling plan for the green leafhopper *Empoasca kraemeri* in common beans. **Journal of Applied Entomology**, v. 131, p. 215-220, 2007.

PICANÇO, M. C. **Entomofauna e danos das pragas associadas à cultura de ervilha (*Pisum sativum* L.), em quatro épocas de plantio e 54 variedades**. 1992. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Viçosa, 1992.

PICANÇO, M. C.; FALEIRO, F. G.; PALLINI FILHO, A.; MATIOLI, A. L. Perdas na produtividade do tomateiro em sistemas alternativos de controle fitossanitário. **Horticultura Brasileira**, v. 15, p. 88-91, 1997.

PICANÇO, M. C.; GUEDES, R. N. C. Manejo integrado de pragas no Brasil: situação atual, problemas e perspectivas. **Ação Ambiental**, v. 2, p. 23-26, 1999.

PICANÇO, M. C.; SEMEÃO, A. A.; GALVÃO, J. C. C.; SILVA, E.; BARROS, E. Fatores de perdas em cultivares de milho safrinha. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 26, p. 161-167, 2004.

PICANÇO, M. C.; BACCI, L.; CRESPO, A. L. B.; MIRANDA, M. M. M.; MARTINS, J. C. Effect of integrated pest management practices on tomato production and conservation of natural enemies. **Agricultural and Forest Entomology**, v. 9, p. 327-335, 2007.

SHARMA, S.; KOONER, R.; ARORA, R. Insect pests and crop losses. *In*: Arora, R., Sandhu, S. (org.). **Breeding insect resistant crops for sustainable agriculture**. Singapore: Springer, 2017. p. 45-66.

SILVA, R. N. O.; MENEGHELLO, G. E. O cultivo da soja na região MATOPIBA: grandeza, desafios e oportunidades para a produção de grãos e sementes. **SEEDnews**, v. 20, p. 50-54, 2016.

SILVA, G. A.; PICANÇO, M. C.; FERREIRA, L. R.; FERREIRA, D. O.; FARIAS, E. S.; SOUZA, T. C.; SILVA, N. R.; PEREIRA, E. J. G. Yield losses in transgenic Cry1Ab and non-Bt corn as assessed using a crop-life-table approach. **Journal of Economic Entomology**, v. 111, p. 218-226, 2018.

SILVA, E. M.; CRESPO, A. L.; FARIAS, E. S.; BACCI, L.; QUEIROZ, R. B.; PICANÇO, M. C. Conventional sampling plan for scouting *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) eggs on tomato fruits. **Journal of Economic Entomology**, v. 112, p. 2433-2440, 2019.

STACKE, R. F.; ARNEMANN, J. A.; ROGERS, J.; STACKE, R. S.; STRAHL, T. T.; PERINI, C. R.; DOSSIN, M. F.; POZEBON, H.; CAVALLIN, L. A.; GUEDES, J. V. C. Damage assessment of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in soybean reproductive stages. **Crop Protection**, v. 112, p. 10-17, 2018.

USDA - UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. Production, supply, and distribution database. Foreign Agricultural Service, 2021. Disponível em: <http://www.fas.usda.gov/psdonline/psdHome.aspx>. Acesso em: 31 mar. 2021.

VIEIRA, S. S.; LOURENÇÃO, A. L.; GRAÇA, J. P.; JANEGITZ, T.; SALVADOR, M. C.; OLIVEIRA, M. C. N.; HOFFMANN-CAMPO, C. B. Biological aspects of *Bemisia tabaci* biotype B and the chemical causes of resistance in soybean genotypes. **Arthropod-Plant Interactions**, v. 10, p. 525-534, 2016.