



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE RORAIMA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIODIVERSIDADE
E BIOTECNOLOGIA DA REDE BIONORTE**



**DINÂMICA POPULACIONAL E MANEJO DE PRAGAS NAS CULTURAS
DE ARROZ, MILHO E SOJA NO CERRADO DE RORAIMA**

MARCELO NEGRINI

Boa Vista, RR
2019

MARCELO NEGRINI

**DINÂMICA POPULACIONAL E MANEJO DE PRAGAS NAS CULTURAS
DE ARROZ, MILHO E SOJA NO CERRADO DE RORAIMA**

Tese de doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Biotecnologia, da Universidade Federal de Roraima, como requisito parcial para obtenção do título de doutor em biotecnologia. Área de concentração Biotecnologia.

Orientador: Profa. Elisangela Gomes Fidelis

Coorientador: Prof. Daniel Augusto Schurt

Boa Vista, RR

JUL/2019

Dados Internacionais de Catalogação na publicação (CIP)
Biblioteca Central da Universidade Federal de Roraima

N388d Negrini, Marcelo.

Dinâmica populacional e manejo de pragas nas culturas de arroz,
milho e soja no cerrado de Roraima / Marcelo Negrini. – Boa
Vista,

2019.

135 f. : il.

Orientadora: Profa. Dra. Elisangela Gomes Fidelis.

Coorientador: Prof. Dr. Daniel Augusto Schurt.

Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Roraima, Programa de
Pós-Graduação em Biodiversidade e Biotecnologia da Rede Bionorte.

1 - Manejo integrado de pragas. 2 - Flutuação populacional.
3 - Culturas anuais. 4 - Insetos pragas. 5 - Inimigos naturais. I - Título. II
- Fidelis, Elisangela Gomes (orientadora). III - Schurt, Daniel Augusto
(coorientador).

CDU - 631.95(811.4)

Ficha Catalográfica elaborada pela Bibliotecária/Documentalista:
Maria de Fátima Andrade Costa - CRB-11/453-AM

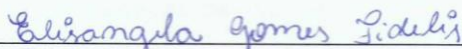
MARCELO NEGRINI

**DINÂMICA POPULACIONAL E MANEJO DE PRAGAS NAS CULTURAS
DE ARROZ, MILHO E SOJA NO CERRADO DE RORAIMA**

Tese de doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Biotecnologia, da Universidade Federal de Roraima, como requisito parcial para obtenção do título de doutor em biotecnologia. Área de concentração Biotecnologia.

Aprovada em 12/07/2019

Banca examinadora



Dra. Elisângela Gomes Fidelis (Orientadora)
Embrapa Roraima



Dr. Antonio Carlos Centeno Cordeiro
Embrapa Roraima



Dr. Edvan Alves Chagas
Embrapa Roraima



Dr. Roberto Dantas de Medeiros
Embrapa Roraima



Dr. Rodrigo Soares Ramos
Universidade Federal de Viçosa

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar gostaria de agradecer minha família pelo apoio durante esses anos, em especial minha esposa Kezia que ousou sonhar junto comigo. Também quero agradecer a minha irmã Aline e ao meu cunhado Wille que me proporcionaram um valioso apoio nessa empreitada, especialmente na reta final.

Agradeço também a Doutora Elisangela que me acompanhou como orientadora durante o mestrado e agora no doutorado e muito contribuiu para o meu crescimento acadêmico e pessoal. Estendo esse agradecimento ao Dr. Daniel, meu co-orientador

Também sou grato ao proprietário da Fazenda Paraíso, Sr. Genor que nos acolheu sempre muito bem na fazenda e permitiu a realização dos trabalhos de pesquisa em sua propriedade, assim como o gerente da fazenda, Sr. Evandro, que também sempre nos acolheu muito bem e, mesmo sempre muito ocupado, nos atendeu, forneceu informações importantes e nos ensinou muitos aspectos práticos dos cultivos.

Agradeço as equipes dos laboratórios de entomologia e de fitopatologia pelos ensinamentos e contribuições na execução das atividades, inclusive participando das atividades de campo. Sem a ajuda deles seria impossível fazer sozinho.

Agradeço também aos membros da banca por aceitar participar dessa defesa. Com certeza as contribuições e as críticas construtivas são valiosas tanto para o texto quanto para o meu crescimento acadêmico e pessoal.

Por fim gostaria de agradecer as instituições. Em primeiro lugar a rede Bionorte e a UFRR que possibilitaram o programa. Em segundo lugar a CAPES pela concessão da bolsa, sem a qual não teria como fazer o doutorado e, em terceiro lugar mas não menos importante, a Embrapa por todo apoio logístico e de infraestrutura sem o qual não seria possível desenvolver o trabalho.

RESUMO

A atividade agrícola em Roraima vem aumentando nos últimos anos, sendo que as culturas do arroz, soja e milho compõem grande parte das áreas de cultivos anuais do estado. Nesse sentido, o conhecimento sobre a composição de espécies associadas a esses cultivos, sua dinâmica populacional e métodos de manejo são escassos em Roraima. Objetivou-se com essa tese avaliar a dinâmica populacional de insetos e ácaros pragas e seus inimigos naturais nas culturas do arroz irrigado, do milho e da soja em Roraima, determinar métodos de manejo de *Spodoptera frugiperda* e mapear o risco de estabelecimento do ácaro-da-panícula-do-arroz, *Steneotarsonemus pinki* no Brasil. Foram realizadas amostragens de insetos e ácaros em áreas de cultivo agrícola de soja, milho e arroz. Além disso, foram feitos testes com métodos alternativos de manejo de *S. frugiperda* com fungos entomopatogênicos e óleos essenciais. Empregando-se o MaxEnt foi determinado o risco de entrada e estabelecimento de *S. pinki* em cultivos de arroz. Na cultura da soja as lagartas pragas são *Chrysodeixis includens*, *Anticarsia gemmatalis*, *Helicoverpa* sp. *S. cosmioides* e *S. frugiperda*, enquanto no cultivo do milho Bt tem-se *S. frugiperda*, *S. albula*, *S. cosmioides* e *Helicoverpa zea*. Como inimigos naturais foram registrados os parasitoides *Glyptapanteles hebertii*, Chalcididae, *Winthemia* sp e *Chetogena* cf sp. e o fungo entomopatogênico *Metarhizium* sp. No cultivo do arroz irrigado as principais pragas foram *Argyria* sp., *Oebalus poecilus*, *Marasmia trapezalis*, *Panoquina* sp., *S. frugiperda*, *Tibraca limbativentris* e *Rupela albinella*. Entre os ácaros do arroz destacam-se os gêneros de espécies predadoras *Lasioseius* spp. *Neoseiulus* spp. e *Pseudoparasitus* spp. Entre os métodos de manejo para *S. frugiperda* não foi obtido nenhum isolado de fungos bioprospectado eficiente, contudo o fungo comercial a base de *Beauveria bassiana* proporcionou taxas de mortalidade de 86,7% em dosagens de 10^7 conídios/mL e os óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e *Lippia microphylla* foram eficientes em aplicações tópicas e voláteis. De acordo com o modelo gerado no MaxEnt verificou-se que existe elevado risco de estabelecimento de *S. pinki* em cultivos de arroz em Roraima até as regiões produtoras do sul do Brasil. Apesar da incidência de pragas observa-se uma série de inimigos naturais nas áreas estudadas, mesmo com uso intensivo de inseticidas.

Palavras-chave – manejo integrado de pragas; flutuação populacional; culturas anuais; insetos pragas; inimigos naturais.

ABSTRACT

Agricultural activity in Roraima has been increasing in recent years, with rice, soybean and corn crops making up most of the state's annual crop areas. In this sense, knowledge about the composition of species associated to these crops, their population dynamics and management methods are scarce in Roraima. The objective of this thesis was to evaluate the population dynamics of insects and mites pests and their natural enemies in irrigated rice, corn and soybean crops in Roraima, determine methods of management of *Spodoptera frugiperda* and map out the risk of establishment of the panicle rice mite, *Steneotarsonemus spinki* in Brazil. Insects and mites were sampled in areas of soybean, corn and rice farming. In addition, tests were performed with alternative methods of handling *S. frugiperda* with entomopathogenic fungi and essential oils. Using the MaxEnt, the risk of entry and establishment of *S. spinki* in rice crops was determined. In soybean the caterpillar pests are *Chrysodeixis includens*, *Anticarsia gemmatalis*, *Helicoverpa* sp. *S. cosmioides* and *S. frugiperda*, whereas in the cultivation of Bt maize we have *S. frugiperda*, *S. albula*, *S. cosmioides* and *Helicoverpa zea*. As natural enemies the parasitoids *Glyptapanteles hebertii*, Chalcididae, *Winthemia* sp. and *Chetogena* cf sp. and the entomopathogenic fungus *Metarhizium* sp. In the cultivation of irrigated rice the main pests were *Argyria* sp., *Oebalus poecilus*, *Marasmia trapezalis*, *Panoquina* sp., *S. frugiperda*, *Tibraca limbativentris* and *Rupela albinella*. Among the rice mites are the genera of predatory species *Lasioseius* spp. *Neoseiulus* spp. and *Pseudoparasitus* spp. Among the management methods for *S. frugiperda* no efficient bioprospecting fungal isolate was obtained, however the commercial fungus based on *Beauveria bassiana* provided 86.7% mortality rates at 10^7 conidia / mL and essential oils of *Corymbia citriodora* and *Lippia microphylla* were efficient in topical and volatile applications. According to the model generated in MaxEnt it was verified that there is a high risk of establishment of *S. spinki* in rice crops in Roraima to the producing regions of southern Brazil. Despite the incidence of pests, a number of natural enemies are observed in the studied areas, even with insecticide-intensive use.

Key-words - integrated pest management; population fluctuation; annual crops; pest insects; natural enemies.

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I - FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE INSETOS PRAGA E SEUS INIMIGOS NATURAIS NAS CULTURAS DA SOJA, MILHO BT E ARROZ IRRIGADO EM RORAIMA

- Figura 1 - Mapa esquemático das áreas de estudo e localização dos pontos amostrais (pontos vermelhos) na Fazenda Paraíso, Bonfim – RR para a safra 2016 (A) e para a safra 2017 (B) 44
- Figura 2 - Flutuação populacional de lagartas na cultura da soja na safra 2016 na cultivar BRS Tracajá (A), na safra 2017 na cultivar 8473RSF RR (B) e variáveis climáticas de temperaturas (máximas, médias e mínimas) e precipitação pluvial nas safras 2016 (C) e 2017(D). 52
- Figura 3 - *Chrysodeixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae) infectada por fungo *Metarhizium* sp. entomopatogênico em folha de soja durante a safra 2016, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR 54
- Figura 4 - Flutuação populacional de insetos praga na cultura do arroz na safra 2016 (A) e 2017 (B) na cultivar IRGA 424 e variáveis climáticas de temperaturas (máximas, médias e mínimas) e precipitação pluvial nas safras 2016 (C) e 2017 (D) 56

CAPÍTULO II - BIOPROSPECÇÃO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS PARA O MANEJO DE *Spodoptera frugiperda*

- Figura 1 - Taxas de Mortalidade corrigida de *S. frugiperda* tratadas com diferentes isolados de fungos, inseticida comercial Belt, produto Bouveril WP PL 63 Kopper® a base de *B. bassiana* e o tratamento testemunha (apenas água e Tween) 78
- Figura 2 - Probabilidade de morte de *S. frugiperda* obtida pela aplicação de diferentes concentrações de *B. bassiana* (Bouveril WP PL 63 Kopper®)..... 79

CAPÍTULO III - ATIVIDADE INSETICIDA DE ÓLEOS ESSENCIAIS PARA O CONTROLE DA LAGARTA DO CARTUCHO DO MILHO, *Spodoptera frugiperda*

- Figura 1 - Mortalidade (%) de *Spodoptera frugiperda* 10 dias após a aplicação tópica de quatro óleos essenciais na dosagem de 30 mg.g⁻¹ 92
- Figura 2 - Mortalidade (%) de lagartas de 2º instar de *Spodoptera frugiperda* 10 dias após a aplicação tópica (A e B) e volátil (C e D) de diferentes dosagens dos óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e de *Lippia microphylla* respectivamente..... 93

CAPÍTULO IV - MAPEAMENTO DO RISCO DE INVASÃO DE *Steneotarsonemus spinki* EM ÁREAS DE CULTIVO DE ARROZ NO BRASIL COM ÊNFASE EM RORAIMA

Figura 1 - Ocorrências globais conhecidas de <i>Oryza sativa</i> (pontos verdes) e <i>Steneotarsonemus spinki</i> em campo aberto (pontos laranjas)	113
Figura 2 - Adequação do habitat sob condições climáticas atuais usando o modelo MaxEnt, (A) <i>Oryza sativa</i> , (B) <i>Steneotarsonemus spinki</i> e (C) projeção MaxEnt de áreas adequadas para <i>S. spinki</i> e adequado para <i>O. sativa</i> com dois níveis de risco de invasão por <i>S. pink</i>	115
Figura 3 - Importância relativa das variáveis ambientais com base no teste de Jacknife (A) Ganho de treinamento regularizado e (B) AUC no modelo de <i>Oryza sativa</i>	116
Figura 4 - Importância relativa das variáveis ambientais com base no teste de Jacknife (A) Ganho de treinamento regularizado e (B) AUC no modelo de <i>Steneotarsonemus spinki</i>	117
Figura 5 - Curvas resposta dos melhores preditores de <i>Oryza sativa</i> (A) Temperatura média anual (bio1; °C), (B) Faixa anual de temperatura (bio7; °C), (C) Precipitação no mês mais seco (bio14; mm) e Sazonalidade de Precipitação (Coeficiente de Variação) (bio 15;mm).....	118
Figura 6 - Curvas resposta dos melhores preditores de <i>Steneotarsonemus spinki</i> (A) Temperatura média anual (bio1; °C), (B) Faixa anual de temperatura (bio7; °C), (C) Precipitação no mês mais seco (bio14; mm) e (D) Sazonalidade de Precipitação (Coeficiente de Variação) (bio 15; mm) 119	
Figura 7 - Pontos de ocorrência de <i>Steneotarsonemus spinki</i> e áreas de produção de arroz na América do Sul (A) e áreas prioritárias para gestão do risco de entrada de <i>Steneotarsonemus spinki</i> no Brasil (B)	123

LISTA DE TABELAS

2 REVISÃO DE LITERATURA

Tabela 1 - Fungos entomopatogênicos utilizados para o controle de lepidópteros praga 23

Tabela 2 - Espécies botânicas com potencial inseticida contra *Spodoptera frugiperda* (Continua).

..... 26

CAPÍTULO I - FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE INSETOS PRAGA E SEUS INIMIGOS NATURAIS NAS CULTURAS DA SOJA, MILHO BT E ARROZ IRRIGADO EM RORAIMA

Tabela 1 - Agrotóxicos aplicados durante as safras 2016/2017 e 2017/2018 em cultivo de soja e milho, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR 46

Tabela 2 - Agrotóxicos aplicados durante as safras 2016/2017 e 2017/2018 em cultivo de arroz, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR (Continua) 47

Tabela 3 - Ácaros associados ao cultivo do arroz irrigado em Bonfim – RR durante a safra 2016/2017 55

CAPÍTULO III - ATIVIDADE INSETICIDA DE ÓLEOS ESSENCIAIS PARA O CONTROLE DA LAGARTA DO CARTUCHO DO MILHO, *Spodoptera frugiperda*

Tabela 1 - Doses letais de óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e de *Lippia microphylla* para lagartas 2º instar de *Spodoptera frugiperda* com aplicação tópica e sob efeito de voláteis 94

Tabela 2 - Composição química (%) dos óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e *Lippia microphylla* (Continua) 94

CAPÍTULO IV - MAPEAMENTO DO RISCO DE INVASÃO DE *Steneotarsonemus spinki* EM ÁREAS DE CULTIVO DE ARROZ NO BRASIL COM ÊNFASE EM RORAIMA

Tabela 1 - Correlação cruzada (coeficiente de correlação de Pearson, r) entre variáveis ambientais. (Modelos para *Oryza sativa* e *Steneotarsonemus spinki*) 108

Tabela 2 - Resumo das estatísticas de desempenho dos modelos MaxEnt para *Oryza sativa*. O melhor modelo é destacado em negrito 109

Tabela 3 - Resumo das estatísticas de desempenho dos modelos MaxEnt para *Steneotarsonemus spinki*. O melhor modelo é destacado em negrito 110

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO GERAL	13
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	16
2.1 FATORES ABIÓTICOS QUE INFLUENCIAM A DINÂMICA POPULACIONAL DE INSETOS PRAGAS	16
2.2 CONTROLE MICROBIANO DE INSETOS	19
2.3 ÓLEOS ESSENCIAIS COM ATIVIDADE INSETICIDA	23
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	29
CAPÍTULO I - FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE INSETOS PRAGA E SEUS INIMIGOS NATURAIS NAS CULTURAS DA SOJA, MILHO BT E ARROZ IRRIGADO EM RORAIMA.....	40
RESUMO.....	40
INTRODUÇÃO	41
MATERIAL E MÉTODOS	43
Área de estudo.....	43
Amostragem de artrópodes	48
Análise de dados	50
RESULTADOS	51
Cultura da soja	51
Cultura do milho.....	54
Cultura do arroz.....	54
DISCUSSÃO	57
Cultura da soja	57
Cultura do milho.....	60
Cultura do arroz.....	60
CONCLUSÕES.....	63
REFERÊNCIAS	65
CAPÍTULO II - BIOPROSPECÇÃO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS PARA O MANEJO DE <i>Spodoptera frugiperda</i>.....	71

RESUMO	71
INTRODUÇÃO	72
MATERIAIS E MÉTODOS	74
Bioprospecção	74
Criação massal do hospedeiro	74
Avaliação da patogenicidade dos fungos entomopatogênicos	75
Análise dos dados	76
RESULTADOS	77
DISCUSSÃO	79
CONCLUSÕES	81
REFERENCIAS	82
CAPÍTULO III - ATIVIDADE INSETICIDA DE ÓLEOS ESSENCIAIS PARA O CONTROLE DA LAGARTA DO CARTUCHO DO MILHO, <i>Spodoptera frugiperda</i>	86
RESUMO	86
INTRODUÇÃO	87
MATERIAIS E MÉTODOS	88
Criação de <i>S. frugiperda</i> em laboratório	88
Extração dos óleos essenciais	89
Bioensaios com aplicação tópica	89
Bioensaios com voláteis	90
Composição química dos óleos essenciais	91
Análise dos dados	91
RESULTADOS	91
DISCUSSÃO	95
CONCLUSÕES	98
REFEFERÊNCIAS	99
CAPITULO IV - MAPEAMENTO DO RISCO DE INVASÃO DE <i>Steneotarsonemus spinki</i> EM ÁREAS DE CULTIVO DE ARROZ NO BRASIL COM ÊNFASE EM RORAIMA .	104
RESUMO	104
INTRODUÇÃO	105

MATERIAL E MÉTODOS	107
Levantamento de ocorrência das espécies	107
Camadas de dados ambientais	107
Desenvolvimento e validação de modelos	110
RESULTADOS	112
DISCUSSÃO	119
CONCLUSÕES.....	125
REFERENCIAS	126
3 CONCLUSÕES GERAIS	132
ANEXOS	134

1 INTRODUÇÃO GERAL

A região nordeste do estado de Roraima apresenta aptidões para o desenvolvimento do agronegócio. Nessa região encontra-se uma paisagem denominada Cerrado que ocupa uma área de 45.358 km² (BARBOSA, 2007). As condições climáticas, com altas temperaturas e período chuvoso bem definido, o relevo plano e a vegetação predominante de gramíneas e arbustivas são propícias para o estabelecimento de cultivos agrícolas. Além disso, a lei permite maior área útil nos imóveis rurais localizados nesse bioma que precisam manter 35% da área como reserva legal e não 80% como em áreas florestais da Amazônia Legal (BRASIL, 2012).

Na safra 2017/2018 as culturas da soja, arroz e milho foram as mais importantes para o estado em termos de área plantada. De acordo com dados da CONAB (2018), são plantados 38,2; 12,3 e 9,6 mil hectares de soja, arroz e milho respectivamente. Portanto, essas três culturas representam 89,4% da área cultivada com grãos em Roraima. Esses cultivos geram emprego, renda e a possibilidade de incorporar áreas do Cerrado roraimense ao cenário produtivo do agronegócio brasileiro.

O arroz é considerado um importante produto de ordem econômica e social para o Brasil, uma vez que o país é o décimo produtor mundial (FAO, 2019). O arroz é item fundamental na alimentação da população brasileira, sendo o terceiro produto alimentar mais adquirido no Brasil e o consumo per capita anual de arroz polido é de 14,609 Kg (IBGE, 2010). O arroz irrigado é uma das principais fontes de renda para Roraima, que possui cerca de 160.000 ha de várzeas irrigáveis com potencial para cultivo e clima favorável durante todo o ano para essa cultura (SAKAZAKI; ALVES; LOPES, 2008; BARBERENA; MEDEIROS; BARBOSA, 2011). Na safra 2017/2018, as estimativas de produção e de produtividade foram de 87.022 toneladas e 7.075 Kg/ha respectivamente (CONAB, 2018).

A cultura do milho e da soja também são muito importantes para Roraima. Na safra 2018 a produção de milho foi estimada em 46,6 mil toneladas e a produtividade em 4.857 Kg/ha no estado (CONAB, 2018). Por outro lado, a cultura da soja vem ganhando destaque em Roraima nos últimos anos. Com estimativas de produtividade de 3.077 Kg/ha e produção de 117,5 mil toneladas na safra 2017/2018 (CONAB, 2018), o estado vem se consolidando nesse cultivo. A cultura ganha visibilidade, pois é cultivada durante o período

entressafra (maio/setembro) dos demais estados produtores do Brasil, ou seja, uma vantagem competitiva (CASTRO et al., 2018).

O manejo de pragas nos cultivos de arroz, milho e soja em Roraima é um desafio para o desenvolvimento desses produtos agrícolas. Entre as pragas que afetam a produção dessas culturas, pode-se citar a lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), uma praga que causa danos econômicos e de difícil controle (POGUE, 2002; CRUZ et al., 2012), considerada praga nas três culturas estudadas (SAKAZAKI; ALVEZ; LOPES, 2008; MARSARO JR et al., 2010; MARSARO JR.; SILVA JR., 2010; MASTRANGELO et al., 2014). Outras pragas também têm sua importância para essas culturas no Estado, como as lagartas *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, *Chrysodeixis includens* Walker, 1857 (Lepidoptera: Noctuidae) e *Omiodes indicata* Fabricius, 1775 (Lepidoptera: Pyralidae) para a cultura da soja (PEREIRA et al., 2004). *Diatraea saccharalis*. Fabr., 1794 (Lepidoptera: Crambidae) também já foi reportada em cultivos do milho (MARSARO JR; SILVA, 2010) e *Tibraca limbativentris* Stal, 1860, *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae) e *Elasmopalpus lignosellus* Zeller 1848 (Pyralidae) em cultivo do arroz irrigado (SAKAZAKI, ALVEZ, LOPES, 2008). Além dessas, outras pragas ainda ausentes no Brasil ameaçam os cultivos de grãos em Roraima, como as pragas quarentenárias ausentes que atacam o arroz: *Steneotarsonemus spinki* (Acari: Tarsonemidae) e *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae).

Essa tese apresenta quatro trabalhos que podem fornecer importantes subsídios para o manejo de pragas de cultivos de soja, milho e arroz em Roraima. O primeiro capítulo apresenta os estudos de dinâmica populacional de pragas e inimigos em cultivos de soja e milho Bt e arroz irrigado no município de Bonfim. O segundo e o terceiro capítulos consistem em estudos sobre métodos alternativos para o controle de lagartas, sendo um com fungos entomopatogênicos bioprospectados em Roraima e outro com óleos essenciais. Por fim, o quarto capítulo consiste do estudo de mapeamento do risco de estabelecimento do ácaro-danícula-do-arroz, *S. spinki*, uma praga quarentenária ausente no Brasil, com alto potencial de impacto no cultivo do arroz.

Portanto, objetivou-se com esta tese determinar os fatores que afetam a dinâmica populacional de insetos e ácaros pragas e seus inimigos naturais nas culturas do arroz irrigado, do milho e da soja em Roraima, determinar estratégias de manejo alternativo de

Spodoptera frugiperda e mapear o risco de estabelecimento do ácaro-da-panícula-do-arroz, *S. spinki* no Brasil. Os objetivos específicos são:

✓ Determinar quais espécies de lagartas que predominam nas diferentes fases fenológicas das culturas de milho e soja nas safras de 2016 e 2017, em Bonfim, Roraima.

✓ Determinar os inimigos naturais das lagartas pragas das culturas de milho e soja nas safras de 2016 e 2017, em Bonfim, Roraima.

✓ Determinar os fatores que afetam a dinâmica populacional de lagartas e seus inimigos naturais nas culturas de milho e soja nas safras de 2016 e 2017, em Bonfim, Roraima.

✓ Identificar as espécies de insetos e ácaros-praga e seus inimigos naturais na cultura do arroz irrigado nas safras de 2016/2017 e 2017/2018, em Bonfim, Roraima.

✓ Determinar os fatores que afetam a dinâmica populacional de inseto e ácaros-praga e seus inimigos naturais na cultura do arroz irrigado nas safras de 2016/2017 e 2017/2018, em Bonfim, Roraima.

✓ Monitorar o cultivo de arroz irrigado na safra de 2016/2017 em Bonfim, Roraima, para detecção das pragas quarentenárias ausentes *Steneotarsonemus spinki* e *Chilo partellus*.

✓ Prospeccionar fungos entomopatogênicos para o controle biológico de lagartas pragas na cultura do arroz, soja e milho.

✓ Testar a eficiência dos fungos entomopatogênicos o manejo de *Spodoptera frugiperda*.

✓ Testar a eficiência dos óleos essenciais das espécies: *Corymbia citriodora*, *Myrciaria dubia* (Myrtaceae), *Lippia microphylla* (Verbenaceae) e *Piper umbellatum* (Piperaceae) para o manejo de *Spodoptera frugiperda*.

✓ Determinar os constituintes principais dos óleos essenciais mais eficientes para o manejo de *Spodoptera frugiperda*.

✓ Analisar o risco de estabelecimento de *Steneotarsonemus spinki* em regiões produtoras de arroz no Brasil, com ênfase em Roraima.

✓ Determinar as variáveis ambientais mais importantes para o desenvolvimento do arroz e *Steneotarsonemus spinki*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Fatores abióticos que influenciam a dinâmica populacional de insetos pragas

As condições climáticas são consideradas os fatores mais importantes que regulam as populações dos insetos (MOREAU et al., 2008; REINEKE e THIERY, 2016; CASTEX et al., 2018). A influência direta do clima ocorre, por exemplo, em situações de sucessivos aumentos na temperatura do ar, que aceleram o ciclo de vida dos insetos aumentando o número de gerações anuais (CASTEX et al., 2018). Outros fatores como a precipitação pluvial e a umidade relativa do ar causam efeitos significativos na população de insetos, como por exemplo, o aumento de incidência de doenças em lagartas durante períodos mais úmidos (BERTELS, 1970; ALALOUNI et al., 2013) ou o aumento da mortalidade de ovos em períodos secos (de SASSI e TYLIANAKIS, 2012; ORTEGA-LÓPEZ, 2014; CASTEX et al., 2018).

As condições climáticas também podem influenciar as populações de insetos de modo indireto (MOREAU et al., 2008; REINEKE e THIERY, 2016; CASTEX et al., 2018). Isso ocorre, pois variações climáticas podem afetar a qualidade do hospedeiro, devido a alterações em suas características fisiológicas e bioquímicas (HOPKINS; MEMMOTT, 2003). Além disso, esses fatores podem interferir na dinâmica populacional de seus inimigos naturais, como foi evidenciado por Stireman et al. (2005) que relatou significativa redução na população de parasitoides de lagartas devido a redução da precipitação pluvial, uma vez que prejudica a capacidade desses parasitoides de rastrearem seus hospedeiros.

Inúmeros estudos também têm discutido o impacto das mudanças climáticas nas populações de insetos, mais especificamente referentes a cenários com maior temperatura do ar e níveis de CO₂ atmosférico e menor precipitação pluvial (SANGLES et al., 2015; BIBER-FREUDENBERGER et al., 2016; CASTEX et al., 2018; RAMOS et al., 2018).

Outros fatores também podem influenciar na dinâmica populacional dos insetos. O uso de inseticidas, por exemplo, é um dos fatores antropogênicos que tem reduzido a biomassa e a biodiversidade de insetos (MÜLLER, 2018). Esses inseticidas não apenas matam os insetos-alvo, ou seja, àqueles que causam danos econômicos, mas também inúmeras espécies não-alvo que ficam expostas a doses letais e subletais nas áreas tratadas e

em seus arredores (GUEDES; WALSE; THRONE, 2017). Importantes funções fisiológicas dos insetos, como desintoxicação, imunidade, comunicação química e comportamento têm sido afetadas pelo uso de inseticidas, prejudicando de modo geral a comunidade de artrópodes do agroecossistema (MÜLLER, 2018). Além dos inseticidas, a aplicação de fungicidas reduzem a população de importantes fungos entomopatogênicos, podendo causar desequilíbrio na população de pragas (MOSCARDI et al., 2012). Nesse sentido, a intensidade do uso de agrotóxicos em áreas cultivadas afeta diretamente a relação entre inimigos naturais e pragas, sendo táticas de manejo menos intensivas responsáveis por um maior sucesso no equilíbrio populacional do sistema (VIKTORIA et al., 2013).

A fenologia da planta hospedeira também afeta a dinâmica das populações de pragas e inimigos naturais (BENDICHO-LOPEZ et al., 2006; SMITH; LUTTRELL; GREENE, 2009). De acordo Stürmer (2012), a fenologia da cultura é um dos aspectos que deve ser considerado para a realização de uma amostragem adequada de insetos na cultura da soja, uma vez que, existem alterações na abundância e na ocorrência de insetos em função da fase fenológica. Lagartas e vaquinhas são consideradas típicas da fase vegetativa e do início da fase reprodutiva, enquanto percevejos incidem preferencialmente na fase reprodutiva e predadores frequentes, como formigas e aranhas, ocorrem de modo constante durante todo o período do cultivo (CHIARADIA et al., 2010).

A paisagem agrícola é um fator que tem efeitos indiretos sobre a população de insetos-praga. O controle biológico é favorecido em ambientes com maior riqueza paisagística (LIU et al., 2016), com vegetação mais heterogênea (BANKS; GAGIC, 2016) e nas partes das lavouras próximas à vegetação nativa (SOUSA et al., 2011). No entanto, outros autores apontam que em paisagens simplificadas (ex. monocultivos), após estabelecido o controle biológico, esse é mais eficiente (RAYMOND; ORTIZ-MARTÍNEZ; LAVANDERO, 2015) e que a fragmentação da paisagem não produz efeito positivo sobre os inimigos naturais (BANKS; GAGIC, 2016).

A vegetação nativa no entorno dos cultivos pode favorecer o controle biológico (BIANCHI; BOOIJ; TSCHARNTKE, 2006; ALIGNIER et al., 2014), pois ela serve como área de refúgio para inimigos naturais durante períodos climáticos desfavoráveis para esses organismos (COBERT; ROSENHEIM, 1996). A hipótese do derramamento, afirma que existe maior abundância de inimigos naturais em áreas de vegetação natural e isso permite

maior controle biológico natural nos cultivos do entorno, pois esses inimigos naturais migrariam mais facilmente para a área de cultivo (RAND; TYLIANAKIS; TSCHARNTKE, 2009). Além disso, presume-se que inimigos naturais são mais eficientes em sistemas com maior biodiversidade vegetal e que a maior concentração de herbívoros em monocultivos é explicada pela maior quantidade de recursos disponíveis para espécies herbívoras (RUSSEL, 1989).

De fato, a colonização por inimigos naturais demora mais para ocorrer em paisagens mais simples, no entanto, uma vez estabelecidas essas populações, o controle torna-se mais eficiente do que em paisagens complexas onde, ao longo do tempo, a abundância de inimigos naturais diminui (RAYMOND; ORTIZ-MARTÍNEZ; LAVANDERO, 2015). Além disso, o aumento da diversidade e da abundância de inimigos naturais em agroecossistemas mais complexos não necessariamente, aumenta o controle biológico nessas áreas (CHAPLIN-KRAMER et al., 2011).

Nesse sentido, o plantio de espécies atrativas aos inimigos naturais nas áreas de entorno de cultivos, prática comumente recomendada, parece não influenciar no controle biológico de insetos pragas (WOLTZ; ISAACS; LANDIS, 2012). A manutenção da vegetação nativa pode atrair inimigos naturais para áreas de cultivo, mas por outro lado, pode também aumentar a imigração de espécies praga, devido a presença de inúmeros hospedeiros alternativos dessas pragas na vegetação nativa (MACFADYEN et al., 2015).

Esse aparente antagonismo entre a complexidade da paisagem e o controle biológico natural é explicado por inúmeros processos ecológicos (RAYMOND; ORTIZ-MARTÍNEZ; LAVANDERO, 2015). Em agroecossistemas mais complexos observamos aumento da competição, da predação intraguilda (SCHELLHORN; ANDOW, 2005) e do número de presas alternativas (ROSCHEWITZ et al., 2005). Portanto, apesar da biodiversidade aumentar em paisagens mais complexas, isso não garante, por si só, sucesso no controle biológico (TSCHARNTKE et al., 2007; TYLIANAKIS; ROMO, 2010). O efeito do controle biológico natural também depende da escala espacial, temporal e da biologia do inimigo natural considerado (ALIGNIER et al., 2014; PHILLIPS; GARDINER, 2016; RAYMOND; ORTIZ-MARTÍNEZ; LAVANDERO, 2015; WOLTZ; ISAACS; LANDIS, 2012).

No Brasil, alguns trabalhos já avaliaram a importância de fragmentos nativos no controle biológico. Fragmentos florestais são responsáveis pela colonização de vespas predadoras de *S. frugiperda* em plantios de milho (SOUSA et al., 2011) e pela colonização de ácaros predadores em canaviais, laranjais e pastagens (DEMITE; FERES; LOFEGO, 2015). Em plantio de eucalipto, foram observadas maiores taxas de parasitismo de ovos de *Euselasia apisaon* (Lepidoptera: Riodinidae) por *Trichogramma maxacalii* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) em áreas localizadas nas bordas dos plantios próximos de remanescentes florestais nativos (MURTA et al., 2008). Em plantios de trigo, pulgões e parasitoides não foram afetados pela distância do fragmento de mata nativa, entretanto predadores, especialmente da família Dolichopodidae, apresentaram maior população próximo da área de mata (BORTOLOTTI; MENEZES JR; HOSHINO, 2016).

2.2 Controle microbiano de insetos

No Brasil, entre os anos 1960 a 1985, 58% dos programas de controle biológico importavam inimigos naturais para o controle de pragas exóticas e eventualmente de algumas nativas, no entanto, a partir do ano 2000, 76% dos programas já utilizavam inimigos naturais nativos (COCK et al., 2010; PARRA, 2014). Dessa forma, o controle biológico pode ser classificado como natural, quando o controle ocorre pelos inimigos naturais nativos já presentes no agroecossistema ou clássico quando uma nova espécie é introduzida no ambiente seja por liberações inoculativas, em que um pequeno número de inimigos naturais é liberado numa estratégia de longo prazo ou inundativas (controle biológico aplicado ou aumentativo) em que grandes quantidades dos inimigos naturais são liberadas (PARRA, 2014).

Entre os agentes controle biológico de insetos tem-se os microrganismos entomopatogênicos que provocam doença e conseqüentemente a morte de seus hospedeiros. Nesse sentido, cada inseto possui um ou mais microrganismos patogênicos, podendo ser vírus, bactérias, protozoários, nematoides ou fungos capazes de causar doença (ALVES, 1998). O controle microbiano de pragas tem evoluído bem no Brasil e atualmente o país conta com inúmeras empresas que produzem entomopatógenos para aplicações no controle microbiano de insetos (PARRA, 2014).

O controle microbiano apresenta inúmeras vantagens, como a facilidade de integração com outros métodos (PEREIRA et al., 1998; NEVES et al., 2011), geração de produtos específicos para determinada região em virtude das condições ambientais, produção em meios artificiais e aplicações com equipamentos convencionais (ALVES, 1998), disseminam-se rapidamente através de outros artrópodes e elementos abióticos como, por exemplo, chuvas e ventos (ALVES, 1998; ROY et al., 1998; VEGA et al., 2007). Os microorganismos são responsáveis por diversos efeitos subletais em seus hospedeiros, como redução da massa corpórea, fecundidade, longevidade e viabilidade dos ovos (ALVES, 1998; HORNBOSTEL et al., 2004; OLIVEIRA et al., 2008).

Entre os métodos de controle microbiano (natural, inundativo e clássico), o inundativo é apontado como eficiente, pois a elevação da densidade de esporos na área causaria uma epizootia (JARONSKI, 2010). Por outro lado, o método natural procurando o estabelecimento de enzootias é extremamente promissor do ponto de vista econômico, porém exige maior nível de conhecimento e condições ambientais propícias ao desenvolvimento dos fungos dificilmente encontradas em agroecossistemas (PELL; HANNAM; STEINEKRAUS, 2010). Para culturas de ciclo curto, como de grãos, por exemplo, esperar o estabelecimento de uma enzootia poderia comprometer o cultivo (JARONSKI, 2010). Independentemente do método de controle utilizado, depois de inoculado na área, inúmeros vetores auxiliam na disseminação dos fungos entomopatogênicos e a transmissão pode ser horizontal (dentro da mesma geração) e vertical (entre gerações) (BAVERSTOCK; ROY; PELL, 2010).

No controle biológico clássico, já foram utilizadas pelo menos 43 espécies de microorganismos entomopatógenos (HAJEK; MCMANUS; DELALIBERA, 2007). O objetivo dessa estratégia de controle é estabelecer enzooticamente o entomopatógeno na área (ALVES, 1998). Cerca de 48,1% dos programas que utilizaram microorganismos e nematoides como agentes de controle biológico, registraram estabelecimento desses agentes enquanto que programas que utilizaram predadores e parasitoides, esse índice é de 35,4% (HAJEK; MCMANUS; DELALIBERA, 2007).

Os fungos entomopatogênicos são prospectados a partir do solo e de insetos mortos, isolados, identificados e armazenados em laboratório (ALVES; FARIA, 2010). A confirmação da infecção é feita através da infecção de insetos alvo em laboratório e observação das taxas de mortalidade causadas pelo patógeno. Além disso, podem ser feitos

experimentos para determinação da concentração, dose e tempo letal. Essas informações são úteis para verificar o quanto aplicar e qual o período de tempo para que o patógeno cause a mortalidade dos indivíduos. Os fungos são os microrganismos mais utilizados no controle de pragas, especialmente das ordens Hemiptera e Lepidoptera, apresentando grande sucesso no controle biológico (HAJEK; DELALIBERA, 2010).

A diversidade de fungos entomopatogênicos é elevada, no entanto, as ordens Hypocreales (Filo Ascomycota) e Entomophthorales são as mais importantes para o controle microbiano. Fungos da ordem Entomophthorales são biotróficos, geralmente associados a insetos foliares, enquanto que os da ordem Hypocreales são hemibiotróficos, podem sobreviver e desenvolver-se no solo, inclusive como saprófitas (PELL; HANNAM; STEINEKRAUS, 2010).

Fungos entomopatogênicos apresentam cor, tamanhos e formas muito variadas (ALVES, 1998). São seres heterotróficos e pluricelulares, suas células contêm quitina, celulose e açúcares e formam as hifas, responsáveis pela nutrição e sustentação do fungo que juntas, constituem o micélio (MOINO, 2006). A reprodução ocorre via sexuada e assexuada, produzindo-se conídios que, ao se aderirem ao hospedeiro, germinam e penetram em seus corpos (ROY et al., 2006). Os conídios aderidos na superfície do corpo do inseto iniciam germinação e penetração (ação química e física). Após a colonização o inseto morre devido à intoxicação e falta de nutrientes (ALVES et al., 1998; INGLIS et al., 2001). Todo esse processo, desde a adesão dos esporos à cutícula do inseto até esporulação sobre o cadáver do artrópode envolve uma série de processos bioquímicos e moleculares condicionados por fatores ambientais (ORTIZ-URQUIZA; KEYHANI, 2015).

O primeiro registro do uso de fungos para o controle de insetos praga ocorreu na Rússia em 1888 quando *Metarhizium anisopliae* foi produzido em massa e aplicado contra *Cleonus punctiventris* (Coleoptera: Curculionidae) e atualmente, pesquisas têm sido realizadas na tentativa de desenvolver fungos entomopatogênicos para pragas de cultivos agrícolas, pecuária, florestas e de ambientes aquáticos (FARIA; WRAIGHT, 2007). Os gêneros de fungos entomopatogênicos mais estudados são *Metarhizium* e *Beauveria* (ROBERTS; LEGER, 2004), sendo também os mais produzidos em escala comercial para o controle de pragas (FARIA; WRAIGHT, 2007). De acordo com Faria; Wraight (2007)

Existem 171 inseticidas biológicos a base de fungos entomopatogênicos, sendo que 75% foram registrados e são comercializados nas mais diversas formulações.

No Brasil, estima-se que sejam tratados cerca de 107.900 hectares com os fungos *M. anisopliae* (99.400 ha), *Beauveria bassiana* (Hypocreales) (6.900 ha) e *Sporothrix insectorum* (Ophiostomatales) (1.600 ha). No entanto, outros fungos também são utilizados como *Metarhizium* (= *Nomurea*) *rileyi* utilizado para controle da lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae), *Neozygites floridana* é utilizado para controle dos ácaros *Tetranychus evansi* e *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) em horticultura (FARIA; MAGALHÃES, 2001; FELLET; ELLIOT, 2009) e *Lecanicillium lecanii* (Hypocreales) patógeno de pulgões, cochonilhas e aleirodídeos (WENZEL et al., 2007).

A ação dos fungos entomopatogênicos é afetada por fatores bióticos e abióticos (BAVERSTOCK; ROY; PELL, 2010; JARONSKI, 2010). Esses fatores são a luz solar, chuva, temperatura, umidade, química da superfície da folha onde os esporos são depositados, microbiota do filoplano, inseto hospedeiro entre outros (JARONSKI, 2010). A luz solar, especificamente a ultravioleta (UV-A e UV-B) reduz fortemente a produção de conídios (RANGEL et al., 2015). No entanto, os desafios dos fungos entomopatogênicos continuam até a esporulação sobre o cadáver dos insetos, pois mesmo dentro de seus corpos continuam sendo, indiretamente, afetados pelas condições de temperatura e umidade sendo ainda expostos ao sistema imunológico desses artrópodes (JARONSKI, 2010).

Os fungos entomopatogênicos relatados para o controle de lagartas praga são apresentados na Tabela 1. Dentre esses, *Metarhizium* (= *Nomurea*) *rileyi*, *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* vem sendo relatados como causadores de epizootias em lagartas pragas nas culturas da soja (CORRÊA; SMITH, 1975; SOSA-GÓMEZ; SILVA, 2002) e do milho (VALICENTE; BARRETO, 1999).

Tabela 1 - Fungos entomopatogênicos utilizados para o controle de lepidópteros praga

Fungo	Hospedeiro	Referência
<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera exigua</i>	García; Mendoza; Varela (2015)
<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Ordóñez-García et al. (2015)
<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Vírgen et al. (2013)
<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Ramirez-Rodriguez; Sánchez-Peña (2016)
<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Faria et al. (2015)
<i>B. bassiana</i>	<i>Spodoptera littoralis</i>	Mirhaghparast; Zibae; Hajizadeh (2013)
<i>N. rileyi</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i>	Corrêa; Smith (1975)
<i>N. rileyi</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Valicente; Barreto (1999)
<i>N. rileyi</i>	<i>Chrysodexis includens</i>	Sosa-Gómez; Silva (2002)
<i>N. rileyi</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Ruiz-Nájera et al. (2013)
<i>N. rileyi</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Vírgen et al. (2013)
<i>N. rileyi</i>	<i>Spodoptera litura</i>	Supakdamrongkul et al (2010)
<i>Paecilomyces tenuipes</i>	<i>Anticarsia gemmatalis</i>	Sosa-Gómez; Silva (2002)
<i>Paecilomyces tenuipes</i>	<i>Rachiplusia nu</i>	Sosa-Gómez; Silva (2002)
<i>Isaria fumosorosea</i>	<i>Spodoptera exigua</i>	Gandarilla-Pacheco et al. (2015)
<i>Isaria fumosorosea</i>	<i>Spodoptera exigua</i>	Gandarilla-Pacheco, et al. (2015)
<i>M. anisopliae</i>	<i>Spodoptera litura</i>	Zangh et al. (2014)
<i>M. anisopliae</i>	<i>Spodoptera littoralis</i>	Mirhaghparast; Zibae; Hajizadeh (2013)
<i>Acremonium implicantum</i>	<i>Spodoptera exigua</i>	García; Mendoza; Varela (2015)
<i>Cladosporium velox</i>	<i>Spodoptera litura</i>	Bahaderjeet (2016)
<i>M. rileyi</i>	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Ordóñez-García et al. (2015)
<i>Zoophthora radicans</i>	<i>Chrysodexis includens</i>	Sosa-Gómez; Silva (2002)

2.3 Óleos essenciais com atividade inseticida

Óleos essenciais (OE) ou óleos voláteis são produtos obtidos a partir de partes dos tecidos vegetais através da destilação por arraste com vapor d'água (KNAAK; FIUZA, 2010). Os OEs são produzidos por algumas espécies de plantas através do metabolismo secundário e desempenham importantes funções como defesa contra a herbivoria e patógenos, atração de polinizadores e dispersores de sementes, tolerância térmica, perda de água e inibição da germinação de sementes (KNAAK; FIUZA, 2010; REGNAULT-ROGER et al., 2012; PAVELA; BENELLI, 2016). As plantas que sintetizam e acumulam OEs possuem estruturas especiais como tricomas glandulares, cavidades secretoras e dutos de resina (PEREZ et al., 2010).

A obtenção de OEs através de processos utilizando vapor d'água ou hidrodestilação foi desenvolvido ainda na idade média pelos árabes (BAKALLI et al., 2008). No manejo de pragas empregava-se inúmeras táticas de controle, incluindo extratos e óleos vegetais, no entanto, com o advento dos pesticidas sintéticos, especialmente após a Segunda Guerra Mundial, esses foram substituídos por produtos sintéticos quimicamente mais estáveis e com maior efeito residual (REGNAULT-ROGER, 1997). Desde então isso vem ocasionando diversos problemas, como contaminação, resistência de pragas, ressurgências e aparecimento de novas pragas entre outros (KNAAK; FIUZA, 2010). Dessa forma, existem custos econômicos e ecológicos para o manejo de praga e a ciência tem voltado sua atenção para alternativas ambientalmente amigáveis como os OEs (REGNAULT-ROGER, 1997; PAVELA; BENELLI, 2016)

Os OEs são compostos por 20 a 60 componentes com um ou dois em maiores concentrações que determinam seus efeitos (BAKALLI et al., 2008). Divide-se os OEs em dois grupos químicos os terpenóides e fenilpropanóides (PAVELA; BENELLI, 2016). Os terpenóides são formados majoritariamente por monoterpenos (C₁₀) e sesquiterpenos (C₁₅) e constituem cerca de 90% dos OEs, sendo o citronelal e timol exemplos desse grupo, por outro lado, os fenilpropanóides são compostos aromáticos de baixo peso molecular e menos frequentes do que os terpenóides sendo exemplos o cinamaldeído e eugenol (BAKALLI et al., 2008).

Os modos de ação dos OEs incluem efeitos neurotóxicos (PAVELA; BENELLI, 2016), como os receptores do GABA (*Gamma-AminoButyric Acid*) ocasionado pelo timol (PRIESTLEY et al., 2003), a inibição da acetilcolinesterase proporcionada pelo linalol (MILLS et al., 2004; LOPEZ; PASCUAL-VILLALOBOS, 2010) e a modulação do sistema octopaminérgico causada pelo eugenol (ENAN, 2001; ENAN, 2005). Além dessas, as piperamidas podem causar a inibição do citocromo P450 responsável pelo metabolismo xenobióticos como os inseticidas (BELZILE et al., 2000). Os OEs ainda podem provocar repelência, atuarem como agentes antialimentares e interferirem no metabolismo celular (MENEZES, 2005). Também podem reduzir a viabilidade de ovos, ninfas, larvas e pupas e prejudicarem a reprodução dos insetos (COSTA et al., 2004).

De acordo com Pavali; Benelli (2016), apesar do potencial dos OEs como bioinseticidas o número de produtos utilizados comercialmente é ainda baixo. Os autores

citados enumeram quatro razões principais: (1) muitos trabalhos publicados com poucos resultados práticos, (2) legislação aplicada, (3) efeitos pouco persistentes e (4) qualidade e quantidade insuficiente de materiais e preços acessíveis. De fato, Corrêa; Salgado (2011) afirmam que bioinseticidas como os OEs apresentam elevado potencial no controle de pragas, contudo a entrada desses produtos no mercado ainda depende de estudos relacionados a fitotoxicidade, segurança a mamíferos e outros vertebrados e seus mecanismos de ação. Dessa forma, pode-se inferir que a geração de produtos bioinseticidas a partir de OEs depende de um esforço interdisciplinar envolvendo inúmeras áreas do conhecimento.

Os estudos publicados geralmente envolvem a avaliação da atividade inseticida de OEs contra um ou mais alvos (ISMAN; GRIENEISEN, 2014). A avaliação contra organismos não alvo, efeitos subletais, atuação mútua dos inúmeros componentes dos óleos essenciais são exemplos de lacunas que os estudos deveriam preencher para possibilitar o desenvolvimento de um produto (PAVELA; BENELLI, 2016). Com relação a interação entre os diferentes componentes presentes em um OE é interessante destacar que o efeito biológico (ex. atividade inseticida) pode estar relacionado ao sinergismo entre esses diferentes componentes tornando o estudo mais complexo, uma vez que um OE pode apresentar até 60 moléculas diferentes (BAKALLI et al., 2008).

Aspectos relacionados a ineficiência da legislação também podem representar um impasse para o desenvolvimento dos produtos (PAVELA; BENELLI, 2016). No Brasil, foi aprovado em 20 de maio de 2015 a Lei n. 13.123 que regulamentou o acesso ao patrimônio genético (BRASIL, 2015). Essa lei simplificou o acesso ao patrimônio genético pois as pesquisas relacionadas envolvem o cadastramento em um sistema autodeclaratório denominado SisGen. Apesar disso, o registro de produtos é ainda um processo demorado e com elevado custo conforme as regras previstas no Decreto n. 4.074 de 4 de janeiro de 2002 (BRASIL, 2002).

Devido as suas características de baixo peso molecular e volatilidade, os OEs podem ser facilmente oxidados ou hidrolizados (PAVELA; BENELLI, 2016). Dessa forma o armazenamento e o processamento da matéria prima, assim como a destilação e o manuseio do OE podem afetar a sua eficiência (TUREK; STINTZING, 2013). A rápida biodegradação dos OEs em aplicações proporciona baixo efeito residual nas plantas tratadas, reduzindo a eficiência da aplicação. Considera-se uma estratégia eficiente mas pouco utilizada em OE

como biopesticidas o encapsulamento, ou seja, o revestimento do componente ativo protegendo-o da biodegradação ambiental (PAVELA; BENELLI, 2016).

A inexistência de padronização nos componentes leva a perda da qualidade e da quantidade dos OEs (PAVELA; BENELLI, 2016). Fatores como a temperatura, o ritmo circadiano, fase fenológica da planta, acidez do solo, condições climáticas de temperatura, fotoperíodo e umidade afetam o metabolismo secundário das plantas e conseqüentemente as proporções dos componentes e a composição dos OEs (REGNAULT-ROGER et al., 2012). Melhoramento genético e novas tecnologias de produção de plantas (IANNICELLI et al., 2016) assim como novos métodos de extração dos OEs (EL ASBAHANI et al., 2015) são alternativas para a produções padronizadas de biopesticidas a partir de OEs.

Em revisão na literatura foram encontradas 33 espécies de plantas distribuídas em 16 famílias botânicas com potencial inseticida contra *S. frugiperda*. Entre esses trabalhos, 20 abordam a atividade dos extratos dessas espécies vegetais e 13 dos óleos essenciais sendo que apenas 7 demonstraram os constituintes desses óleos (Tabela 2).

Tabela 2 - Espécies botânicas com potencial inseticida contra *Spodoptera frugiperda* (Continua).

Espécie/família	Aplicação	Constituintes principais	Referencia
<i>Ageratum conyzoides</i> (Asteraceae)	Óleo essencial	Precoceno	Lima et al. (2010)
<i>Annona cacans</i> (Annonaceae)	Extrato	-	Ansante et al. (2015)
<i>Annona montana</i> (Annonaceae)	Extrato	-	Ansante et al. (2015)
<i>Annona mucosa</i> (Annonaceae)	Extrato	-	Ansante et al. (2015)
<i>Annona reticulata</i> (Annonaceae)	Extrato	-	Ansante et al. (2015)
<i>Annona sylvatica</i> (Annonaceae)	Extrato	-	Ansante et al. (2015)
<i>Azadirachta indica</i> (Meliaceae)	Extrato	-	Viana; Prates (2003)
<i>Carapa guianensis</i> (Meliaceae)	Óleo essencial	-	Santos et al. (2016)

Tabela 2 - Espécies botânicas com potencial inseticida contra *Spodoptera frugiperda* (Continua).

Espécie/família	Aplicação	Constituintes principais	Referencia
<i>Copaifera</i> sp. (Leguminosae)	Óleo essencial	-	Santos et al. (2016)
<i>Corymbia citriodora</i> (Myrtaceae)	Óleo essencial	-	Souza; Favero; Conti (2010)
<i>Curcuma longa</i> (Zingiberaceae)	Óleo essencial	Ar-tumerone	Tavares et al. (2013)
<i>Cymbopogon winterianus</i> (Poaceae)	Óleo essencial	Citronelal, geraniol e citronelol	Silva et al. (2016)
<i>Duguetia lanceolata</i> (Annonaceae)	Extrato	-	Ansante et al. (2015)
<i>Eucalyptus urograndis</i> (Myrtaceae)	Óleo essencial	-	Souza; Favero; Conti (2010)
<i>Eucalyptus urophylla</i> (Myrtaceae)	Óleo essencial	-	Souza; Favero; Conti (2010)
<i>Lippia alba</i> (Verbenaceae)	Óleo essencial	Linalol e 1,8-cineol	Niculau et al. (2013)
<i>Lupinus stipulatus</i> (Fabaceae)	Extrato	-	Bermúdez-Torres et al. (2009)
<i>Melia azedarach</i> (Meliaceae)	Extrato	-	Maroneze; Gallegos (2009)
<i>Orbignya phalerata</i> (Arecaceae)	Óleo essencial	-	Santos et al. (2016)
<i>Pelargonium graveolens</i> (Geraniaceae)	Óleo essencial	Geraniol, citronelol e linalol	Niculau et al. (2013)
<i>Peumus boldus</i> (Monimiaceae)	Extrato	-	Silva et al. (2013)
<i>Piper aduncum</i> (Piperaceae)	Óleo essencial	Apiol	Lucena et al. (2017)
<i>Piper aduncum</i> (Piperaceae)	Óleo essencial	Apiol	Lucena et al. (2017)
<i>Piper hispidinervum</i> (Piperaceae)	Óleo essencial	Safrol	Lima et al. (2009)
<i>Piper tuberculatum</i> (Piperaceae)	Extrato	-	Castro; Silva; Pádua (2008)

Tabela 2 - Espécies botânicas com potencial inseticida contra *Spodoptera frugiperda* (Conclusão).

Espécie/família	Aplicação	Constituintes principais	Referencia
<i>Ricinus communis</i> (Euphorbiaceae)	Extrato	-	Ramos-López et al. (2010)
<i>Salvia ballotiflora</i> (Lamiaceae)	Extrato	-	Zavala-Sánchez et al. (2013)
<i>Salvia connivens</i> (Lamiaceae)	Extrato	-	Zavala-Sánchez et al. (2013)
<i>Salvia keerlii</i> (Lamiaceae)	Extrato	-	Zavala-Sánchez et al. (2013)
<i>Salvia microphylla</i> (Lamiaceae)	Extrato	-	Romo-Asunción et al. (2016)
<i>Senecio salignus</i> (Asteraceae)	Extrato	-	Romo-Asunción et al. (2016)
<i>Siphoneugena densiflora</i> (Myrtaceae)	Extrato	-	Gallo et al. (2006)
<i>Trichilia pallida</i> (Meliaceae)	Extrato	-	Roel et al. (2000)
<i>Vitex polygama</i> (Verbenaceae)	Extrato	-	Gallo et al. (2006)

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALALOUNI, U.; SCHADLER, M.; BRANDL, R. Natural enemies and environmental factors affecting the population dynamics of the gypsy moth. **Journal of Applied Entomology**, v.137, p.721-738. 2013.

ALIGNIER, A. et al. The effect of semi-natural habitats on aphids and their natural enemies across spatial and temporal scales. **Biological Control**. v. 77, p. 76–82. 2014.

ALVES, R. T; FARIA, M. Pequeno manual sobre fungos entomopatogênicos. Brasília: Embrapa Cerrados, 50 p. (Documentos/ Embrapa Cerrados, 286). 2010.

ALVES, S. B. **Controle microbiano de insetos**. 2 Eds, Piracicaba, SP: FEALQ, 1998. 1163 p. at field corn and soybean edges. **PlosOne**, v.9, n. 10, p. 1 -10, 2014.

ANSANTE, T. F. et al. Secondary metabolites from Neotropical Annonaceae: Screening, bioguided fractionation, and toxicity to *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Industrial Crops and Products**, v. 74, p. 969–976, 2015.

BAHADERJEET, S. Insecticidal potential of an endophytic *Cladosporium velox* against *Spodoptera litura* mediated through inhibition of alpha glycosidases. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 131, p. 46–52. 2016.

BAKKALI, F. et al. Biological effects of essential oils – A review. **Food and Chemical Toxicology**, v. 46, p. 446–475, 2008.

BANKS, J. E., GAGIC, V. Aphid parasitoids respond to vegetation heterogeneity but not to fragmentation scale: An experimental field study. **Basic and Applied Ecology**, v.17, p. 438–446, 2016.

BARBERENA, D. da. S.; MEDEIROS, R. D.; BARBOSA, G. F. Desenvolvimento e produtividade de arroz irrigado em resposta a diferentes doses de fósforo e potássio, em várzea de primeiro ano, no estado de Roraima. **Ciência e agrotecnologia**, v. 35, n. 3, p. 462 – 470, 2011.

BARBOSA, R. I. et al. The “Lavrados” of Roraima: biodiversity and conservation of Brazil’s Amazonian Savannas. **Functional ecosystems and communities**, v. 1, n.1, p. 29 -41, 2007.

BAVERSTOCK, J.; ROY, H. R.; PELL, J. K. Entomopathogenic fungi and insect behaviour: from unsuspecting hosts to targeted vectors. **BioControl**, v.55, p.89–102, 2010.

BENDICHO-LOPEZ, A. et al. 2006. Lepidópteros folívoros em Roupala montana Aubl. (Proteaceae) no Cerrado Sensu Stricto. **Neotropical Entomology**, v. 35, p.182-191. 2006.

BELZILE, A.S. et al. Dillapiol derivatives as synergists: structure– activity relationship analysis. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.66, p.33–40, 2000.

BERMÚDEZ-TORRES, K. et al. Activity of quinolizidine alkaloids from three Mexican *Lupinus* against the lepidopteran crop pest *Spodoptera frugiperda*. **BioControl**, v. 54, p. 459–466, 2009.

BERTELS, A. Estudos da influência da umidade sobre a dinâmica de populações de lepidópteros, pragas do milho. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 5, p. 67 – 79, 1970.

BIANCHI, F. J. J. A.; BOOIJ, C. J. H.; TSCHARNTKE, T. Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: a review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. **Proceedings of the Royal Society**, v. 273, p. 1715–1727. 2006.

BIBER-FREUDENBERGER, L. et al. Future risks of pest species under changing climatic conditions. **PlosOne**, v.11, n. 4, e0153237, 2016.

BORTOLOTTO, O. C.; MENEZES JR. A. DE. O.; HOSHINO A. T. Abundância de inimigos naturais de pulgões do trigo em diferentes distâncias da borda da mata. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 51, n.2, p.187-191. 2016.

BRASIL. Decreto n. 4.074, de 04 de janeiro de 2002. Regulamenta a Lei no 7.802, de 11 de julho de 1989, que dispõe sobre a pesquisa, a experimentação, a produção, a embalagem e rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, o destino final dos resíduos e embalagens, o registro, a classificação, o controle, a inspeção e a fiscalização de agrotóxicos, seus componentes e afins, e dá outras providências. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 04 jan. 2002.

BRASIL. Lei n. 12.651 de 25 de maio de 2012. Dispõe sobre a proteção da vegetação nativa; altera as Leis nos 6.938, de 31 de agosto de 1981, 9.393, de 19 de dezembro de 1996, e 11.428, de 22 de dezembro de 2006; revoga as Leis nos 4.771, de 15 de setembro de 1965, e 7.754, de 14 de abril de 1989, e a Medida Provisória no 2.166-67, de 24 de agosto de 2001; e dá outras providências. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 22 mai. 2012.

BRASIL. Lei n. 13.123 de 20 de maio de 2015. Regulamenta o inciso II do § 1o e o § 4o do art. 225 da Constituição Federal, o Artigo 1, a alínea j do Artigo 8, a alínea c do Artigo 10, o Artigo 15 e os §§ 3o e 4o do Artigo 16 da Convenção sobre Diversidade Biológica, promulgada pelo Decreto no 2.519, de 16 de março de 1998; dispõe sobre o acesso ao patrimônio genético, sobre a proteção e o acesso ao conhecimento tradicional associado e sobre a repartição de benefícios para conservação e uso sustentável da biodiversidade; revoga a Medida Provisória no 2.186-16, de 23 de agosto de 2001; e dá outras providências. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 20 mai. 2015.

CASTEX, V. et al. Pest management under climate change: The importance of understanding tritrophic relations. **Science of the Total Environment**, p. 397–407, 2018.

CASTRO, G. S. A. et al. Inteligência territorial para o desenvolvimento agropecuário de Roraima. **Ciência da Informação**, v.45 n.3, p.76-94, 2018.

CASTRO, M. de. J. P. de.; SILVA, P. H. S. de.; PÁDUA, L. E. de. M. Atividade de extrato de *Piper tuberculatum* Jacq. (Piperaceae) sobre *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). **Revista Ciência Agronômica**, v. 39, n. 3, p. 437-442, 2008.

CHAPLIN-KRAMER, R.; O'ROURKE, M. E.; BLITZER, E. J.; KREMEN, C. 2011. A meta-analysis of crop pest and natural enemy response to landscape complexity. **Ecology Letters**, v. 14, p. 922–932. 2011.

CHIARADIA, L. T. et al. Artropodofauna associada às lavouras de soja. **Revista de Ciências Agroveterinárias**. v.10 n.1, p. 29-36, 2011.

CONAB. **Séries históricas**. Disponível em: < <http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=1252> > Acesso em: 15/10/2018.

CORRÊA, J.C.R.; SALGADO, H.R.N. Atividade inseticida das plantas e aplicações: revisão. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.13, n.4, p.500-506, 2011.

CORBETT, A. ROSENHEIM, J. A. Impact of a natural enemy overwintering refuge and its interaction with the surrounding landscape. **Ecological Entomology**, v. 21, p. 155-164. 1996.

COCK, M.J.W. et al. Do new access and benefit sharing procedures under the convention on biological diversity threaten the future of biological control? **BioControl**, v.55, p. 199-218, 2010.

CORRÊA, B.S.; SMITH, J.G. *Nomuraea rileyi* attacking the velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* Hubner in Paraná. **Florida Entomologist**, v.58, p.280, 1975.

COSTA, E.L.N. et al. Efeitos, aplicações e limitações de extratos de plantas inseticidas. **Acta Biologica Leopoldensia**, v.26, n.2, p.173-85, 2004.

CRUZ, I. et al. Using sex pheromone traps in the decision-making process for pesticide application against fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) larvae in maize. **International Journal of Pest Management**, v.58, p. 83-90, 2012.

de SASSI, C.; TYLIANAKIS, J.M. Climate change disproportionately increases herbivore over plant or parasitoid biomass. **PlosOne**, v. 7, e40557, 2010.

DEMITE, P.R.; FERES, R. J. F., LOFEGO, A. C, Influence of agricultural environment on the plant mite community in forest fragments. **Brazilian Journal Biology**, v. 75, n. 2, p. 396-404, 2015.

EL ASBAHANI, A. et al. Essential oils: from extraction to encapsulation. **International Journal of Pharmacology**, v.483, p. 220–243, 2015.

ENAN, E.E. Insecticidal activity of essential oils: octopaminergic sites of action. **Comparative Biochemistry & Physiology**, v.130, p. 325–327, 2001.

ENAN, E.E. Molecular response of *Drosophila melanogaster* tyramine receptor cascade to plant essential oils. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.35, p.309–321, 2005.

FAO. FAOSTAT. 2019. Disponível em:<<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>> Acesso em: 01 de Abr. 2019.

FARIA, M. et al, Conidial vigor vs. viability as predictors of virulence of entomopathogenic fungi. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 125, p. 68–72, 2015.

FARIA, M.R. de; MAGALHÃES, B.P. O uso de fungos entomopatogênicos no Brasil. Biotecnologia, **Ciência & Desenvolvimento**, v. 22, p. 18-21, 2001.

FARIA, M.R. de; WRAIGHT, S.P. Mycoinsecticides and mycoacaricides: a comprehensive list with worldwide coverage and international classification of formulation types. **Biological Control**, v.43, p.237-256, 2007.

FELLET; ELLIOT. **Emprego de fungos no controle biológico de pragas**. In: ZAMBOLIM; PICANÇO (Eds) Controle Biológico: pragas e doenças: exemplos práticos. Viçosa, MG: UFV/DPF, 2009. p. 211 – 250.

GALLO, M. B. C. et al. Bioactivity of extracts and isolated compounds from *Vitex polygama* (Verbenaceae) and *Siphoneugena densiflora* (Myrtaceae) against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Pest Management Science**, v. 62, p.1072–1081, n. 2006.

FRAGOSO, D. de. B. Duro de matar: os superinsetos resistentes a inseticidas da agricultura!. Fronteira Agrícola, 2 p. (Embrapa pesca e aquicultura / Informativo técnico n. 5.). 2014.

GANDARILLA-PACHECO F. L. et al. Effect of Native Mexican Isolates of *Isaria fumosorosea* (Wize) Brown & Smith on *Spodoptera exigua* (Hübner) and *Helicoverpa zea* (Boddie). **Southwestern Entomologist**, v. 40, n. 4, p.721-729.

GUEDES, R. N. C.; WALSE, S. S.; THRONE, J. E. Sublethalexposure, insecticide resistance, and community stress. **Current Opinion in Insect Science**, v. 21, p. 47–53. 2017.

HAJEK, A. E; DELALIBERA JR. I. Fungal pathogens as classical biological control agentes against arthropods. **Biological Control**, v. 55, p. 147–158. 2010.

HAJEK, A.E; MCMANUS, M.L; DELALIBERA, I. JR. A review of introductions of pathogens and nematodes for classical biological control of insects and mites. **Biological Control**, 41:1–13. 2007.

HOPKINS, G.W.; MEMMOTT, J. Seasonality of a tropical leafmining moth: leaf availability versus enemy-free space. **Ecological Entomology**, v.28, p. 687-693, 2003.

HORNBOSTEL, V.L.; et al., Sublethal effects of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycetes) on engorged larval, nymphal, and adult *Ixodes scapularis* (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 41, p. 922-929, 2004.

IANNICELLI, J. et al. Effect of polyploidization in the production of essential oils in *Lippia integrifolia*. **Industrial Crops and Products**, v.81, p. 20–29, 2016.

IBGE. Pesquisa de orçamentos familiares 2008-2009: aquisição alimentar domiciliar per capita: Brasil e grandes regiões. IBGE: Rio de Janeiro. 2010. 216 p.

INGLIS, S.D.; et al. Use of Hyphomycetous Fungi for Managing Insect Pests. In: BUTT, T.M; JACSON, C.W; MAGAN, N. Fungi as biological agents – progress, problems and potencial. Wallingford, UK: Cabi Publishing, p. 23-69, 2001.

ISMAN, M.B.; GRIENEISEN, M.L. Botanical insecticide research: many publications, limited useful data. **Trends Plant Science**, v. 19, p. 140–145, 2014.

JARONSKI, S. T. Ecological factors in the inundative use of fungal entomopathogens. **BioControl**, v. 5, p. 159–185, 2010.

KNAAK, N.; FIUZA, L. M. Potencial dos óleos essenciais de plantas no controle de insetos e microrganismos. **Neotropical Biology and Conservation**, v.5, n. 2, p.120-132, 2010.

LIMA, L. K. et al. Atividade inseticida do óleo essencial de pimenta longa (*Piper hispidinervum* C. DC.) sobre lagarta-do-cartucho do milho *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). **Acta Amazonica**, v. 39, n.2, p. 377 – 382, 2009.

LIMA, L. K. et al. Caracterização química e atividade inseticida do óleo essencial de *Ageratum conyzoides* L. sobre a lagarta-do-cartucho do milho *Spodoptera frugiperda* (SMITH, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). **Bioscience Journal**, v. 26, n. 1, p. 1-5, 2010.

LIU, B. et al. Landscape diversity enhances parasitism of cotton bollworm (*Helicoverpa armigera*) eggs by *Trichogramma chilonis* in cotton. **Biological Control**, n. 93, p. 15–23, 2016.

LOPEZ, M.D.; PASCUAL-VILLALOBOS, M.J. Mode of inhibition of acetylcholinesterase by monoterpenoids and implications for pest control. **Industrial Crops and Products**. v.31, p.284–288, 2010.

LUCENA, D. C. et al. Biological Activity of *Piper aduncum* extracts on *Anticarsia gemmatalis* (Hübner) (Lepidoptera: Erebidae) and *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, n. 3, p. 1869-1879, 2017.

MACFADYEN, S.; et al. Early-season movement dynamics of phytophagous pest and natural enemies across a native vegetation-crop ecotone. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. v. 200, p. 110–118. 2015.

MARONEZE, D. M.; GALLEGOS, D. M. N. Efeito de extrato aquoso de *Melia azedarach* no desenvolvimento das fases imatura e reprodutiva de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 30, n. 3, p. 537-550, 2009.

MARSARO JUNIOR, L. A; et al. Flutuação populacional de insetos-praga na cultura da soja no Estado de Roraima. *Revista Acadêmica de Ciências Agrárias e Ambientais*. v. 8, p. 71-76, 2010.

MARSARO JUNIOR, L. A; SILVA JUNIOR, R. J. da. Insetos praga da cultura do milho em Roraima. Boa Vista: Embrapa Roraima, 2p. (Documentos /folder nº 09), 2010.

MASTRANGELO, T. et al. E. Detection and genetic diversity of a *Heliothine invader* (Lepidoptera: Noctuidae) from north and northeast of Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v. 107, n. 3, p. 1-11, 2014.

MENEZES, E.L.A. **Inseticidas botânicos: seus princípios ativos, modo de ação e uso agrícola**. Rio de Janeiro: Embrapa Agrobiologia, 2005. 58p.

MILLS, C. et al. Inhibition of acetylcholinesterase by tea tree oil. **Journal of Pharmacy and Pharmacology**, v. 56, p. 375–379, 2004.

MIRHAGHPARAST, S. K.; ZIBAE, A.; HAJIZADEH, J. Effects of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* on cellular immunity and intermediary metabolism of *Spodoptera littoralis* Boisduval (Lepidoptera: Noctuidae). **Invertebrate Survival Journal**, v. 10, p. 110-119. 2013.

MOINO, J. R. A. Controle Microbiano de Pragas. In: VENZON, M, PAULA, JR. T. J; PALLINI, A. (Eds). *Controle Alternativo de Pragas e Doenças*. Viçosa, MG, p. 43-71. 2006.

MOREAU, J. et al. Species diversity of larval parasitoids of the European grapevine moth (*Lobesia botrana*, Lepidoptera: Tortricidae): the influence of region and cultivar. **Biological Control**, v. 54, p. 300–306, 2010.

MORAES, R. R.; LOECK, A. E.; BELARMINO, L. C. Flutuação populacional de *Plusiinae* e *Anticarsia gemmatalis* Hubner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja no Rio Grande do Sul. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, n. 26, n. 1, p. 51-56, 1991.

MOSCARDI, F. et al. Artrópodes que atacam as folhas da soja. In: HOFFMANN-CAMPO, C. B.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. (Eds). *Soja manejo integrado de insetos e de outros artrópodes pragas*. Brasília, DF, p. 213 -334. 2012.

MÜLLER, C. Impacts of sublethal insecticide exposure on insects — facts and knowledge gaps. **Basic and Applied Ecology**, v. 30, p. 1–10, 2018.

MURTA, A. F. et al. Efeitos de Remanescentes de Mata Atlântica no Controle Biológico de *Euselasia apisaon* (Dahman) (Lepidoptera: Riodinidae) por *Trichogramma maxacalii*

(Voegelé e Pointel) (Hymenoptera: Trichogrammatidae). **Neotropical Entomology**, v. 37, n. 2, p. 229-232, 2008.

NEVES, P.M.O.J; et al. Compatibility of entomopathogenic fungi with neonicotinoid insecticides. **Neotropical Entomology**, v. 30, p. 263 – 268, 2011.

NICOLAU, E. S.; ALVES, P. B.; NOGUEIRA, P. C L.. Atividade inseticida de óleo essenciais de *Pelargonium graveolens* l'Herit e *Lippia alba* (Mill) N. E. Brown sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). **Química Nova**, v. 36, n. 9, p. 1391-1394, 2013.

OLIVEIRA, M.A; et al. Efeito de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. sobre características biológicas de *Diatraea sccharalis* F. (Lepidoptera: Crambidae). **Acta Scientiarum: Biological Sciences**, v. 30, p. 220-224, 2008.

ORDÓÑEZ-GARCÍA M. et al. Occurrence of Natural Enemies of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Chihuahua, Mexico. **Florida Entomologist**, v.98, n. 3, p. 843-847. 2015.

ORTEGA-LÓPEZ. Male flight phenology of the European grapevine moth *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae) in different wine-growing regions in Spain. **Bulletin of Entomological Research**, v.104, p. 566–575, 2014.

ORTIZ-URQUIZA, A.; KEYHANI, N. O. Action on the surface: entomopathogenic fungi versus the insect cuticle. **Insect**, v. 4, n. 3, p. 357 – 374. 2013.

PARRA, J. P. P. Biological Control in Brazil: An overview. **Scientia Agricola**, v.71, n.5, p.345-355, 2014.

PAVELA, R.; BENELLI, G. Essential oils as ecofriendly biopesticides? Challenges and constraints. **Trends in Plant Science**, v. 21, n. 12, p. 1000-1007, 2016.

PELL, J. K.; HANNAM, J. J.; STEINKRAUS, D. C. Conservation biological control using fungal entomopathogens. **BioControl**, v. 55, p. 187–198. 2010.

PEREIRA, P. R. V. S. et al. Utilização de entomopatógenos no manejo integrado de pragas. In: ALVES, S.B. (Ed.) Controle Microbiano de insetos. Piracicaba, SP: FEALQ, p. 171 – 216. 1998.

PEREIRA, P. R. V. S. et al. Lagartas desfolhadoras (Insecta: Lepidoptera) da soja cultivada em Roraima: identificação, biologia, danos e práticas de controle. Comunicado Técnico, n. 12, p. 12, 2004.

PEREZ, S.G. et al. (2010) Activity of essential oils as a biorational alternative to control coleopteran insects in stored grains. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 4, p. 2827–2835, 2010.

PHILLIPS, B. W.; GARDINER, M. M. Does local habitat management or large-scale landscape composition alter the biocontrol services provided to pumpkin agroecosystems?. **Biological Control**. v. 92, p. 181–194, 2016.

POGUE GM, A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). **Memoirs of the American Entomological Society**, v.43, p. 1-202, 2002.

PRIESTLEY, C.M. et al. Thymol, a constituent of thyme essential oils, is a positive modulator of human GABA and a homooligosteric GABA receptor from *Drosophila melanogaster*. **British Journal of Pharmacology**, v.140, p. 1363–1372, 2003.

RAMIREZ-RODRIGUEZ, D.; SÁNCHEZ-PEÑA, S. R. Endophytic *Beauveria bassiana* in *Zea mays*: pathogenicity against larvae of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. **Southwestern Entomologist**, v 41, n. 3, p.875-878. 2016.

RAMOS, R.S. et al. Mapping global risk levels of *Bemisia tabaci* in areas of suitability for open field tomato cultivation under current and future climates. **PlosOne**,. v.13, n.6,:e019892, 2018.

RAMOS-LÓPEZ, M. A. et al. Activity of *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) against *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **African Journal of Biotechnology**, v.9, p. 1359-1365, 2010.

RAND, T. A.; TYLIANAKIS, J. M.; TSCHARNTKE, T. Spillover edge effects: the dispersal of agriculturally subsidized insect natural enemies into adjacent natural habitats. **Ecology Letters**. v. 9. p. 603–614. 2006.

RANGEL, D. E. N. et al. Stress tolerance and virulence of insect-pathogenic fungi are determined by environmental conditions during conidial formation. **Current Genetics**, v. 61, p.383–404, 2015.

RAYMOND, L.; ORTIZ-MARTÍNEZ, S. A.; LAVANDERO, B. Temporal variability of aphid biological control in contrasting landscape contexts. **Biological Control**. v. 90 p. 148–156, 2015.

REGNAULT-ROGER, C. et al. Essential oils in insect control: low-risk products in a high-stakes world. **Annual Review of Entomology**, v.57, p. 405–424, 2012.

REGNAULT-ROGER, C. The potential of botanical essential oils for insect pest control. **Integrated Pest Management Reviews**, v. 2, p. 25–34 , 1997.

REINEKE, A., THIERY, D. Grapevine insect pests and their natural enemies in the age of global warming. **Journal Pest Science**, v. 89, n. 2, p. 313–328, 2016.

ROBERTS, D.W.; LEGER, R.J. *Metarhizium* spp., cosmopolitan insect-pathogenic fungi: mycological aspects. **Advances in Applied Microbiology**, v. 54, p. 1-70. 2004.

ROEL, A. R. et al. Efeito do extrato acetate de etila de *Trichilia palida* SWARTZ (Meliaceae) no desenvolvimento e sobrevivência da lagarta-do-cartucho. **Bragantia**, v, 59, n. 1, p. 53-58, 2000.

ROMO-ASSUNCIÓN, D. et al. Juvenomimetic and insecticidal activities of *Senecio salignus* (Asteraceae) and *Salvia microphylla* (Lamiaceae) on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Florida Entomologist**, v. 99, n. 3, p. 345-351, 2016.

ROSAS-GARCÍA, N. M.; VILLEGAS-MENDOZA, J. M.; SÁNCHEZ-VARELA, A. Molecular identification and virulence evaluation of fungal isolates against *Spodoptera exigua* (Hübner) larvae. **Southwestern Entomologist**, v. 40, n. 4, p.837-841. 2015.

ROSCHWITZ, I. et al. The influence of landscape context and farming practices on parasitism of cereal aphids. **Agriculture, Ecosystems and Environment**. v. 108, p. 218–227. 2005.

ROY, H.E; et al. Implication of predator foraging on aphid pathogen dynamics. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 71, p. 236-247,1998.

ROY, H.E; et al. Bizarre interactions and endgames: Entomopathogenic fungi and their arthropod hosts. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 413-423, 2006

RUIZ-NÁJERA, R. E. et al. Occurrence of entomopathogenic fungi and parasitic nematodes on *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) larvae collected in central Chiapas, México. **Florida Entomologist**, v.96, n. 2, p. 498-503 2013.

RUSSEL, E. Enemies Hypothesis: A Review of the Effect of Vegetational Diversity on Predatory Insects and Parasitoids. **Environmental Entomology**. v. 18, n. 4. p. 590 -599. 1989.

SAKAZAKI, R. T.; ALVEZ, J. M.; LOPES, G. N. Arroz irrigado em Roraima. **Agroambiente**, v. 2, n. 1. 2008.
Impact of Climate Change on Insects

SANGLE, P. M. et al. Impact of climate change on insects. **Trends in Biosciences**, v. 8, n. 14, p.3579-3582, 2015.

SANTOS, A. C. V. dos. Inseticidal oils from amazon plants in control of fall armyworm. **Revista Caatinga**, v. 29, n. 3, p. 642 – 647, 2016.

SHELLHORN, N. A.; ANDOW, D. Response of coccinellids to their aphid prey at different spatial scales. **Population Ecology**, v. 47, p. 71–76. 2005.

SILVA G. et al. Bioactivity of a water extract of boldus (*Peumus boldus* Molina) against *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) and *Helicoverpa zea* Boddie (Lepidoptera: Noctuidae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v.73, n.2, p. 135-141, 2013

SILVA, C. T. dos. S. et al. Biochemical parameters of *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) treated with citronella oil (*Cymbopogon winterianus* Jowitt ex Bor) and its influence on reproduction. **Acta Histochemica**, v. 118, p. 347–352, 2016.

SMITH, J. F.; LUTTRELL, R. G.; GREENE J. K. Seasonal abundance, species composition, and population dynamics of stink bugs in production fields of early and late soybean in South Arkansas. **Journal of Economic Entomology**, v. 102, n. 1, p. 229-236, 2009.

SOSA-GÓMEZ, D. R.; SILVA, J. J. da. (Org.). Fungos entomopatogênicos: catálogos de isolados. Londrina: Embrapa Soja, 2002. 32 p. (Embrapa Soja / Documentos, 188).

SOUSA, E. H. S. et al. Forest Fragments' Contribution to the Natural Biological Control of *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in Maize. **Brazilian Archives of Biology and Technology**. v. 54, n. 4, p. 755 -760. 2011.

SOUZA, T. F.; FAVERO, S.; CONTE, C. de O. Bioatividade de óleos essenciais de espécies de eucalipto para o controle de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 5, n. 2, p. 157-164, 2010.

STIREMAN, J. O. et al. Climatic unpredictability and parasitism of caterpillars: Implications of global warming. **PNAS**, v. 29, n. 48, p. 17384 – 17387, 2005.

STÜRMER G. R. et al. Eficiência de métodos de amostragem de lagartas e de percevejos na cultura de soja. **Ciência Rural**, ISSN 0103-8478, 7p.

SUPAKDAMRONGKUL, P. et al. Characterization of an extracellular lipase from the biocontrol fungus, *Nomuraea rileyi* MJ, and its toxicity toward *Spodoptera litura*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 105, p. 228–235, 2010.

TAVARES, W. de. S. Ar-turmerone from *Curcuma longa* (Zingiberaceae) rhizomes and effects on *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae) and *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). **Industrial Crops and Products**, v.46, p.158– 164, 2013.

TSCHARNTKE, T. et al. Conservation biological control and enemy diversity on a landscape scale. **Biological Control**. v. 43, p. 294–309. 2007.

TUREK, C.; STINTZING, F.C. Stability of essential oils: a review. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 12, p. 40–53, 2013.

TYLIANAKIS, J. M.; ROMO, C. M. Natural enemy diversity and biological control: making sense of the context-dependency. **Basic Applied Ecology**. v.11, p. 657–668. 2010

VALICENTE, F.H.; BARRETO M.R. Levantamento dos inimigos naturais da lagarta do cartucho do milho, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), na região de Cascavel, PR. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.28, n. 2, p. 333-337. 1999.

VEGA, F.E; et al. **Dissemination of beneficial microbial agentes by insects**. In: LACEY, L.A; KAYA, H. K. (Eds.) Field Manual of Techniques in Invertebrate Pathology. Dordrecht, The Netherlands: Springer, p. 127-146, 2007.

VIANA P. F. et al. Efeito de extratos de nim e de métodos de aplicação sobre o dano foliar e o desenvolvimento da lagarta-do-cartucho, *Spodoptera frugiperda*, em milho. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v.6, n.1, p.17-25, 2007.

VIKTORIA, E. D. et al. Management intensity and vegetation complexity affect web-building spiders and their prey. **Oecologia**, v. 173, p. 579–589, 2013.

VÍRGEN, O. E. et al. Parasitoids and entomopathogens of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nayarit, Mexico. **Southwestern Entomologist**, v. 38, n. 2, p. 339-344. 2013.

WENZEL, I.M; MONTEIRO, A.C; PEREIRA, G.T. Desempenho de *Lecanicillium lecanii* em meios de cultura contendo vitaminas e concentrações de extrato de levedura. **Bragantia**, v.66, n.3, p.413-421, 2007.

WOLTZ, J.M.; ISAACS, R.; LANDIS, D.A. Landscape structure and habitat management differentially influence insect natural enemies in an agricultural landscape. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 152, p. 40–49. 2012.

ZANGH, L. Assessment of oral virulence against *Spodoptera litura*, acquired by a previously non-pathogenic *Metarhizium anisopliae* isolate, following integration of a midgut-specific insecticidal toxin. **Biological Control**, v. 79, p. 8–15, 2014.

ZAVALA-SÁNCHEZ, M. A. et al. Activity of four salvia species against *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Southwestern Entomologist**, v. 38, n.1, p. 67-73, 2013.

CAPÍTULO I - FLUTUAÇÃO POPULACIONAL DE INSETOS PRAGA E SEUS INIMIGOS NATURAIS NAS CULTURAS DA SOJA, MILHO BT E ARROZ IRRIGADO EM RORAIMA

RESUMO

Entender como fatores bióticos e abióticos interferem na flutuação populacional de insetos em agroecossistemas é o passo inicial para a implementação do manejo integrado de pragas. O objetivo desse trabalho foi avaliar a dinâmica populacional de lagartas-praga em cultivos convencionais de soja, milho e arroz em Bonfim, Roraima. Para tanto foram, sistematicamente distribuídos, 39 pontos, sendo 12 em área de cultivo anual, 12 em área de pivô de irrigação com plantios de soja e milho intercalados e 15 em área de cultivo de arroz irrigado no município do Bonfim em Roraima. Esses pontos foram monitorados quinzenalmente e os artrópodes coletadas foram contados, identificados e levados ao laboratório de Entomologia da Embrapa Roraima para obtenção do adulto ou verificação de parasitismo e infecção por entomopatógenos. Na cultura do arroz também foram feitas coletas para amostragem de ácaros. Na cultura da soja foram encontradas as seguintes lagartas pragas *Chrysodeixis includens*, *Anticarsia gemmatalis*, *Helicoverpa* sp. *Spodoptera cosmioides* e *S. frugiperda*, enquanto no cultivo do milho Bt *S. frugiperda*, *S. albula*, *S. cosmioides* e *Helicoverpa zea*. Entre os inimigos naturais foram registrados os parasitoides *Glyptapanteles hebertii*, Chalcididae, *Winthemia* sp e *Chetogena* cf sp. e o fungo entomopatogênico *Metarhizium* sp. No cultivo do arroz irrigado as principais pragas foram *Argyria* sp., *Oebalus poecilus*, *Marasmia trapezalis*, *Panoquina* sp., *Spodoptera frugiperda*, *Tibraca limbativentris* e *Rupela albinella*. Entre os ácaros do arroz destacam-se os gêneros de espécies predadoras *Lasioseius*, *Neoseiulus* e *Pseudoparasitus*. Para a cultura da soja a praga mais importante foi *C. includens*, para milho Bt, *S. frugiperda* e *Argyria* sp. e *O. poecilus* para o arroz.

Palavras chave: Agroecossistemas, *Chrysodeixis includens*, *Spodoptera frugiperda*, Dinâmica populacional

INTRODUÇÃO

Em agroecossistemas, fatores bióticos e abióticos determinantes para a vida dos insetos são constantemente alterados, afetando a disponibilidade e a suscetibilidade das culturas aos insetos praga nas áreas de cultivo (KENNEDY; STORER, 2000). Entre os fatores abióticos, o clima e o uso de agrotóxicos influenciam de modo substancial as populações dos insetos, já entre os bióticos, a disponibilidade de hospedeiros, sejam de plantas cultivadas ou da vegetação espontânea e os inimigos naturais associados também podem comprometer as populações dos insetos (WALLNER, 1987). A compreensão de como esses fatores interferem a população das pragas auxilia na implementação de estratégias para o manejo integrado (KENNEDY; STORER, 2000).

O clima, especialmente a temperatura, a precipitação pluvial, a umidade do ar e a velocidade do vento afetam a dinâmica dos insetos e ácaros em agroecossistemas (WALLNER, 1987). A interferência do clima nos níveis populacionais das espécies pode ser direta, como por exemplo, nas taxas de mortalidade, alimentação, crescimento e desenvolvimento, oviposição e migração (HOPKINS; MEMMOTT, 2003) e indireta quando afetam as características fisiológicas e bioquímicas de seus hospedeiros (VARLEY et al., 1973; HOPKINS; MEMMOTT, 2003). Por exemplo, para populações de lagartas, a chuva e a umidade tendem a reduzir suas populações devido a diminuição de sua capacidade de dispersão e maior incidência de doenças (BERTELS, 1970; ALALOUNI et al., 2013).

A região geográfica, devido as características da paisagem também interferem de maneira indireta na dinâmica populacional das pragas. Sabe-se que a riqueza paisagística (LIU et al., 2016), a heterogeneidade da vegetação (BANKS; GAGIC, 2016) e proximidades de áreas nativas (SOUSA et al., 2011) contribuem para o controle biológico. No entanto, outros autores apontam que em paisagens simplificadas, após estabelecido o controle biológico, esse é mais eficiente (RAYMOND; ORTIZ-MARTÍNEZ; LAVANDERO, 2015) e que a fragmentação da paisagem não produz efeito sobre os inimigos naturais em áreas de cultivo (BANKS; GAGIC, 2016). Esses resultados antagônicos são explicados por inúmeros processos ecológicos (RAYMOND; ORTIZ-MARTÍNEZ; LAVANDERO, 2015), como aumento da competição, da predação intraguilda (SCHELLHORN; ANDOW, 2005) e do número de presas alternativas (ROSCHEWITZ et al., 2005).

O uso de agrotóxicos comumente empregados em cultivos agrícolas também afeta as populações dos insetos e ácaros. A aplicação de inseticidas, apesar de reduzir a incidência de pragas, afeta de maneira geral a comunidade de artrópodes do agroecossistema afetando o controle biológico natural (BARROS et al., 2015). Fungicidas reduzem a população de importantes fungos entomopatogênicos, podendo causar desequilíbrio na população de insetos (BUENO et al. 2007; MOSCARDI et al. 2012).

As lagartas constituem as principais pragas na cultura da soja e milho em Roraima (PEREIRA et al., 2004; MARSARO JUNIOR; SILVA, 2010). As espécies mais frequentes na soja são *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, *Chrysodeixis includens* Walker, 1857 (Lepidoptera: Noctuidae) e *Omiodes indicata* Fabricius, 1775 (Lepidoptera: Pyralidae) (PEREIRA et al., 2004) e no milho, *Spodoptera frugiperda* Smith & Abbot, 1797, *Helicoverpa zea* Boddie, 1850 (Lepidoptera: Noctuidae) e *Diatraea saccharalis*. Fabr., 1794 (Lepidoptera: Crambidae) (MARSARO JUNIOR; SILVA, 2010). Para o cultivo do arroz irrigado em Roraima as principais pragas são: *S. frugiperda*, *Elasmopalpus lignosellus* Zeller 1848 (Lepidoptera: Pyralidae), *Oryzophagus oryzae* (Costa Lima, 1936), (Coleoptera: Curculionidae), *Tibraca limbativentris* Stal, 1860 e *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae) (SAKAZAKI, ALVEZ, LOPES, 2008).

De acordo com dados da CONAB (2018), durante a safra 2016/2017 foram plantados, no estado de Roraima, 38,2 mil ha de soja, 9,6 mil ha de milho e 12,3 mil ha de arroz irrigado que representam, respectivamente, apenas 0,11%; 0,06% e 0,86% da área plantada com essas culturas no Brasil. Apesar disso, em termos de produtividade, Roraima é 4º maior produtor de arroz (7.075 Kg/ha) e o 8º maior produtor de milho (4.857 Kg/ha). Com relação a soja o estado ocupa a 14º posição entre os estados brasileiros com 3.077 Kg/ha (CONAB, 2019), no entanto essa cultura vem ganhando destaque nos últimos anos em Roraima devido a questões logísticas, baixo preço das áreas, relevo plano e condições climáticas favoráveis para o cultivo (CASTRO et al., 2018). Nesse sentido, o manejo de pragas constitui uma importante estratégia para o desenvolvimento do agronegócio roraimense, uma vez que esses insetos podem causar perdas de 10%, 7% e 5% em cultivos de arroz, milho e soja respectivamente (OLIVEIRA et al., 2014).

Devido à proximidade com países Caribenhos e da América do Sul e condições climáticas semelhantes, Roraima ainda apresenta maior probabilidade de entrada de pragas

quarentenárias. Nesse sentido, *Chilo partellus* Swinhoe, 1885 (Lepidoptera: Crambidae), uma importante praga para cultivos de arroz e presente em inúmeros países da África e da Ásia (CABI, 2019), pode ameaçar os cultivos de arroz em Roraima (HOLLER et al., 2016). Além dessa, *Steneotarsonemus spinki* Smiley 1967 (Acari: Prostigmata), já presente em países como a Venezuela (AGUILAR; MURILLO, 2008) e Colômbia (ICA, 2005) representa enorme perigo a rizicultura, em que as perdas foram estimadas em 3,8 a 8,9 milhões de toneladas por ano, caso se estabeleça no país (NAVIA et al., 2005).

Dessa forma, a implementação do manejo integrado de pragas poderia reduzir essas perdas e, conseqüentemente aumentar a produtividade dos cultivos de soja e milho. Para a implementação do manejo integrado de pragas nessas culturas na região, estudos de bioecologia desses grupos são necessários. Portanto, o objetivo deste trabalho foi avaliar a dinâmica populacional de lagartas em cultivos de soja e milho e a dinâmica de insetos e ácaros pragas e seus inimigos naturais nas culturas do arroz irrigado em Roraima, além de monitorar cultivo de arroz para a detecção das pragas quarentenárias ausentes *S. spink* e *C. partellus*.

MATERIAL E MÉTODOS

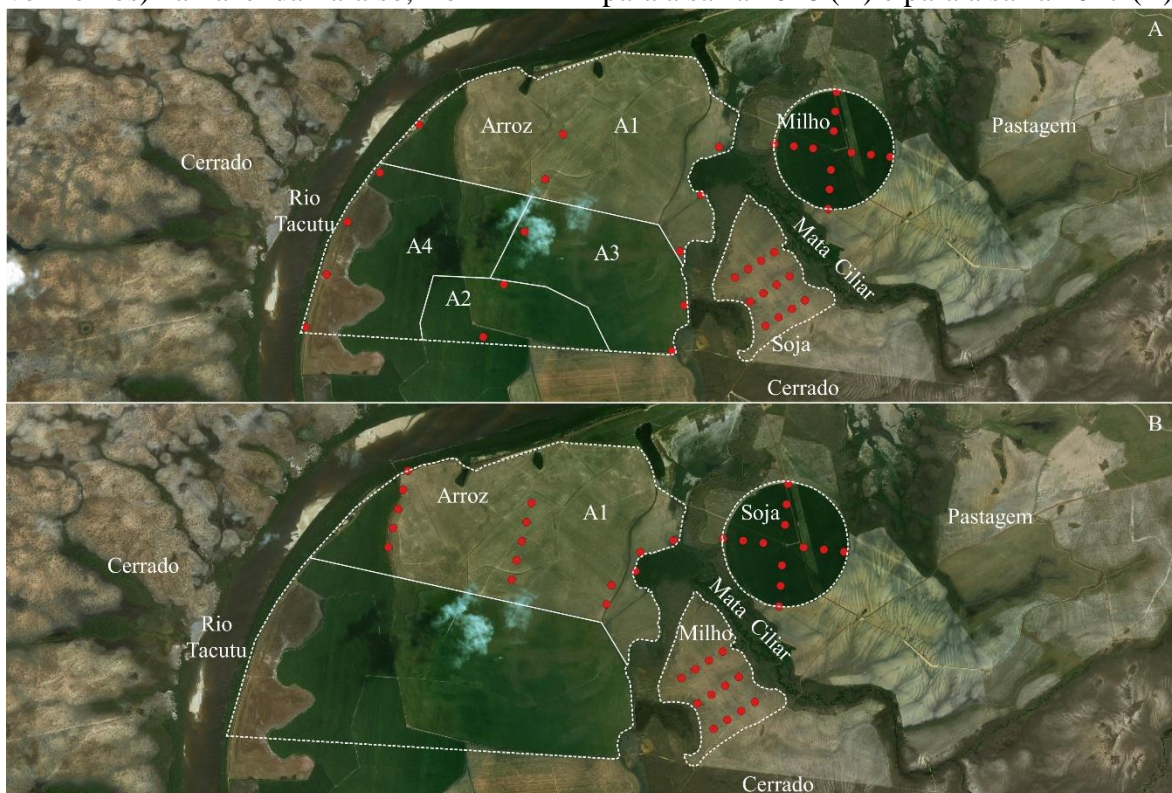
Área de estudo

O estudo foi realizado em Bonfim, nordeste de Roraima. A vegetação nativa é do tipo Savana, denominada localmente de Lavrado (SILVA et al., 2009). De acordo com a classificação Köppen o clima da região é do tipo “Aw” (clima tropical), com distribuição irregular de chuvas que são concentradas entre os meses de maio a julho (BARBOSA, 1997). O agroecossistema é composto por plantios de soja, milho, arroz e pastagens. A fazenda possui 5.503,1 ha de área cultivada sendo 804,9 ha com pastagem, 255 em pivô de irrigação, 2.165,1 ha de arroz irrigado e 2.278,1 ha com rotação soja e milho.

O estudo foi realizado em três áreas da fazenda, uma área de 100 ha sem irrigação (3°16'47" N; 60°21'58" O), outra de 127,5 ha, sob pivô de irrigação (3°17'30" N; 60° 21'33" O) e outra com aproximadamente 1.000 ha, sob cultivo de arroz irrigado (3°16'39.84"N;

60°23'17.44"O). Os cultivos de milho e soja foram implantados no período chuvoso (maio-setembro) nos anos de 2016 e de 2017. Em 2016, foi plantada soja na área sem irrigação e milho na área do pivô de irrigação e em 2017, foi feita a rotação de culturas, plantando-se soja na área do pivô e milho na área sem irrigação. O cultivo de arroz foi realizado durante o período seco com plantios entre novembro e dezembro e colheitas em fevereiro e abril do ano subsequente (Figura 1AB). Durante a safra 2017/2018 os pontos amostrais no plantio de arroz foram alterados para abranger uma área com plantio e colheita em um mesmo período (Figura 1B).

Figura 1 - Mapa esquemático das áreas de estudo e localização dos pontos amostrais (pontos vermelhos) na Fazenda Paraíso, Bonfim – RR para a safra 2016 (A) e para a safra 2017 (B).



Na safra de 2016 foi plantada a soja variedade BRS Tracajá e milho híbrido Truck Vptera 3 com tecnologia TL/TG (resistência a insetos e tolerante a herbicida). Na safra de 2017 foi plantada soja 8473RSF RR e o milho híbrido 30F35VYHR também com tecnologia Bt. Para o cultivo do arroz em ambas as safras foi utilizada a cultivar IRGA 424.

O método de controle de pragas nos cultivos foi exclusivamente químico, conforme calendário e produtos descritos (Tabela 1). Na cultura da soja, na safra de 2016, as

fertilizações foram realizadas com: NPK 04-28-08 (400 Kg/ha), duas aplicações de KCl (100Kg/ha cada), Manganês (0,2 L/ha) e Boro (0,25 Kg/ha). Na safra de 2017, para a cultura da soja, foram utilizados: NPK 03-28-09 (300 Kg/ha), KCl (100Kg/ha), Manganês (0,2 L/ha) e Boro (0,5 mL/ha). Na cultura do milho, em ambas as safras, as fertilizações foram realizadas com: NPK 05-25-25 (400 Kg/ha) e três aplicações de ureia nas seguintes dosagens, sendo as duas primeiras com 150 Kg/ha e a última com 100 Kg/ha.

Tabela 2 - Agrotóxicos aplicados durante as safras 2016/2017 e 2017/2018 em cultivo de soja e milho, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR

Data	Herbicida	Dose (L/ha)	Inseticida	Dose (L/ha)	Fungicida	Dose (L/ha)
Soja						
19/5/16	Glifosato	5	Deltrametrina	0,2	-	-
19/5/16	Flumioxazina	0,1	-	-	-	-
15/6/16	Lactofem	0,4	Clorpirifós	0,04*	-	-
15/6/16	-	-	Deltrametrina	0,2	-	-
22/6/16	Cletodim	0,4	-	-	-	-
6/7/16	-	-	Metomil	1	Tiofanato-metílico	0,65
6/7/16	-	-	-	-	Trifloxistrobina	0,3
25/7/16	-	-	Piriproxifem	0,25	Tiofanato-metílico	0,8
25/7/16	-	-	Indoxacarbe	0,4	Picoxistrobina	0,3
15/9/16	Diurum	2	-	-	-	-
24/5/17	Glifosato	5	Deltrametrina	0,2	-	-
25/5/17	Glifosato	2	Metomil	1	-	-
14/6/17	Glifosato	2,5	-	-	-	-
4/7/17	-	-	Diflubenzurom	0,15*	Tiofanato-metílico	0,65
4/7/17	-	-	Metomil	0,9	-	-
24/7/17	-	-	Diamida	0,1	Tiofanato-metílico	0,65
24/7/17	-	-	-	-	Trifloxistrobina	0,2
9/8/17	-	-	Metomil	1,5	-	-
Milho						
19/5/16	Glifosato	5	Deltrametrina	0,2	-	-
3/6/16	Glifosato	3	-	-	-	-
2/7/16	-	-	-	-	Trifloxistrobina	0,75
2/7/16	-	-	-	-	Tebuconazole	0,75
14/5/17	Glifosato	5	-	-	-	-
31/5/17	Glifosato	2	-	-	-	-
3/6/17	-	-	-	-	-	-
10/6/17	Glifosato	1	Metomil	1	-	-
1/7/17	-	-	-	-	Trifloxistrobina	0,75
1/7/17	-	-	-	-	Tebuconazole	0,75

*Em Kg/ha

Para o cultivo do arroz as fertilizações foram feitas com aplicação de NPK5-25-25 (468 Kg/ha) no plantio e cinco aplicações de ureia (130 Kg/ha) pós-plantio e foi utilizado o método químico de controle de pragas (Tabela 2).

Tabela 2 - Agrotóxicos aplicados durante as safras 2016/2017 e 2017/2018 em cultivo de arroz, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR (Continua)

Data	Área	Herbicida	Dose (L/ha)	Inseticida	Dose (L/ha)	Fungicida	Dose (L/ha)
25/8/16	1	Glifosato	6,13				
17/9/16	1	Glifosato	4				
29/9/16	1	Glifosato	3	Óleo mineral	0,3		
13/10/16	1	Bentazona	2				
15/10/16	1	Bentazona	1,88				
22/10/16	1	Cialofop- butílico	3				
26/10/16	1	Cialofop- butílico	3				
1/11/16	1			Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3		
23/11/16	1	Bispiribaque -sódico	0,1	Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3		
7/12/16	1			Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3	Azoxistrobin a, Tebuconazol e Tricyclazol	1**
9/12/16	1			Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3	Azoxistrobin a, Tebuconazol e Tricyclazol Azoxistrobin	1**
21/12/16	1					a, Tebuconazol e Tricyclazol	1**

Tabela 2 - Agrotóxicos aplicados durante as safras 2016/2017 e 2017/2018 em cultivo de arroz, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR (Conclusão)

Data	Área	Herbicida	Dose (L/ha)	Inseticida	Dose (L/ha)	Fungicida	Dose (L/ha)
25/08/16	2	Glifosato	6,125				
21/09/16	2	Glifosato	3				
18/10/16	2	Glifosato	3				
4/11/16	2	Propanil	3,3*				
24/11/16	2	Cialofop- butílico	3				
14/12/16	2			Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3	Tricyclazol	0,25
17/12/16	2			Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3		
29/12/16	2			Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,3	Azoxistrobin a, Tebuconazol e Tricyclazol Azoxistrobin	1**
11/01/17	2					a, Tebuconazol e Tricyclazol	1**
28/01/17	2			Etofenproxi	0,3		
25/08/16	3	Glifosato	6,125				
17/11/16	3	Glifosato	3				
29/11/16	3	Bentazona	1,85				
30/11/16	3	Bentazona	1,5				
5/12/16	3	Bentazona	2,3				
13/12/16	3	Bentazona	1,7	Lambda- Cialotrina e Tiametoxa m	0,25		
17/12/16	3	Bentazona	1,75				

*Kg/ha

** Uma caixa/ha

Amostragem de artrópodes

Para os cultivos de soja e milho foram distribuídos, de forma sistemática, 12 pontos amostrais. No cultivo da soja foram distribuídos três transectos distanciados cerca de

300 metros e em cada um desses transectos foram alocados quatro pontos com distância de aproximadamente 170 metros entre os pontos. Para o cultivo no milho foram distribuídos quatro transectos a partir do centro do pivô de irrigação chegando até a borda do plantio (~600 metros) nas direções Norte, Sul, Leste e Oeste e em cada transecto foram alocados 3 pontos com distância de aproximadamente 200 metros entre pontos. Para as amostragens dos artrópodes na cultura do arroz, foram selecionados 15 pontos distribuídos sistematicamente na área de plantio. Foram traçados três transectos na área de plantio distanciados cerca de 2km, sendo dois nas bordas e um no centro do cultivo. Em cada transecto, foram alocados cinco pontos distanciados aproximadamente 620m (Figura 1). As amostragens foram feitas quinzenalmente e os pontos pré-fixados foram localizados com um GPS Garmin Etrex.

Para a cultura da soja, as avaliações em cada ponto foram feitas por meio de inspeção visual em um metro linear no início do cultivo e com pano de batida, quando a cultura atingiu uma altura de aproximadamente 30 cm. O milho foi avaliado por meio de inspeção visual de 10 plantas na linha de cultivo em cada ponto amostral. As lagartas coletadas em soja e milho foram contadas, classificadas quanto ao tamanho em grandes (>1,5 cm) e pequenas (<1,5 cm) e identificadas ao nível de gênero e, quando possível, ao nível específico. Todas as lagartas coletadas foram levadas para o Laboratório de Entomologia da Embrapa Roraima. No laboratório, as lagartas foram mantidas em potes com folhas de seus hospedeiros originais (milho ou soja) para obtenção dos adultos e identificação da espécie e observação de parasitoides ou de entomopatógenos. Os adultos ou os parasitoides obtidos foram identificados a nível de família e gênero e, quando necessário enviados para taxonomistas para identificação a nível específico ou de gênero. Os fungos foram isolados em meio Batata Dextrose Ágar (BDA) (ALVES; FARIA, 2010).

Para o arroz, em cada ponto de coleta, foram realizadas 10 batidas com rede de varredura e todos os insetos coletados durante as amostragens foram colocados em sacos plásticos e levados para o Laboratório de Entomologia da Embrapa Roraima para contagem e identificação. Os artrópodes adultos foram armazenados em álcool 70% para identificação das espécies. As lagartas foram mantidas sobre folhas de arroz coletadas na área de cultivo até a obtenção da fase adulta, para observação de parasitismo e infecção por entomopatógenos e obtenção do adulto.

Ainda para o cultivo do arroz foram realizadas amostragens para identificação de ácaros. Foram realizadas três coletas quinzenalmente entre janeiro e fevereiro de 2017. Para tanto, foram selecionados aleatoriamente 21 pontos na área de cultivo e, de cada ponto, foram retiradas uma touceira de arroz (~15cm de circunferência). Essas touceiras foram embaladas em sacos plásticos devidamente identificadas e acondicionadas em caixa de isopor com gelo seco para o transporte até o Laboratório de Entomologia da Embrapa Roraima.

Os perfílios das touceiras foram examinados sob microscópio estereoscópico com ampliação de 40X e os ácaros encontrados foram removidos e colocados em álcool 70%. Os ácaros foram montados em lâminas de microscopia em meio Hoyer (MORAES; FLECHTMANN, 2008), que é tradicionalmente utilizado, e levados para secagem em estufa à 60 °C por 15 dias. Após a secagem, as lamínulas foram vedadas com verniz acrílico e identificadas a nível de gênero com auxílio de chaves taxonômicas (MORAES et al., 2015) e microscópio óptico com contraste de fases.

Análise de dados

Foi realizado um teste t com 95% de probabilidade para verificar se o número de lagartas diferiu entre as safras na cultura da soja. O número de lagartas obtido nas amostragens de soja e de insetos pragas no arroz foram correlacionados com as temperaturas máximas, médias e mínimas e com a precipitação pluvial por meio da correlação de Spearman. Os dados climáticos de temperatura média, máxima e mínima e precipitação puvial foram obtidos na estação TRMM 11241 (Agritempo, 2019) localizada na sede da fazenda paraíso. Para as correlações foram calculadas as médias das temperaturas média, máxima e mínima e a soma da precipitação ocorridas sete dias antes da amostragem. As análises foram realizadas no programa R.

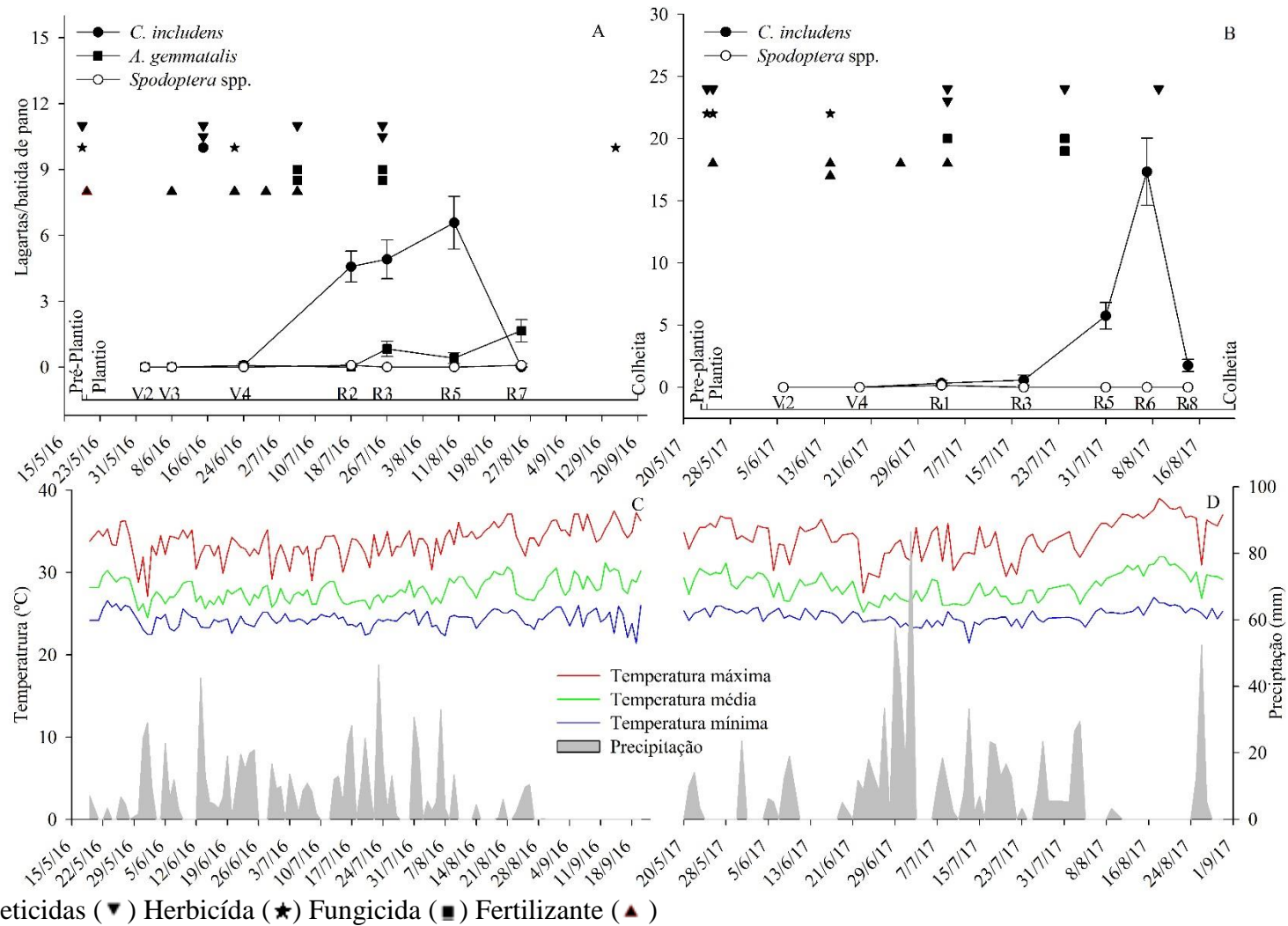
RESULTADOS

Cultura da soja

Na cultura da soja, durante a safra de 2016, foram registradas as seguintes espécies de lagartas: *Chrysodeixis includens* (194 lagartas), *Anticarsia gemmatalis* (36 lagartas), *Helicoverpa* sp. (1 lagarta), *Spodoptera cosmioides* Walker, 1858 e *S. frugiperda* (1 lagarta cada) (Lepidoptera: Noctuidae). Durante a safra de 2017 foram registradas: *C. includens* (309 lagartas) e *S. frugiperda* (4 lagartas). *Chrysodeixis includens* representa 92,4% da população de lagartas e foi observada nas duas safras da cultura da soja em 64,3% das avaliações realizadas e em todos os pontos amostrais.

O primeiro registro de lagartas na safra de 2016 ocorreu 35 dias após o plantio (DAP), com 0,2 lagartas/batida de pano. A população foi aumentando gradativamente até atingir o pico populacional aos 82 DAP com 7 lagartas/batida de pano, a partir dessa data a população declinou (Figura 2A). Na safra 2017, o primeiro registro de lagartas ocorreu 40 DAP com 0,5 lagartas/batida de pano. A população manteve-se baixa, até atingir o pico populacional aos 75 DAP com 17,3 lagartas/batida de pano e sofrendo uma drástica redução a partir desse dia (Figura 2B).

Figura 2 - Flutuação populacional de lagartas na cultura da soja na safra 2016 na cultivar BRS Tracajá (A), na safra 2017 na cultivar 8473RSF RR (B) e variáveis climáticas de temperaturas (máximas, médias e mínimas) e precipitação pluvial nas safras 2016 (C) e 2017(D).



Na safra 2016, na cultivar BRS Tracajá, observou-se menor número médio de lagartas (32,7 lagartas/dia) e maior número de espécies (5). Por outro lado, na safra 2017, na cultivar 8473RSF RR, o número médio de lagartas foi maior (44,7 lagartas/dia) e o número de espécies menor (2). O aumento do número médio de lagartas, verificado na segunda safra, ocorreu devido a um surto populacional de *C. includens* registrado em agosto de 2017 (Figura 2). Apesar disso, não houve diferença significativa no número de lagartas entre as duas safras avaliadas ($t= 2,1106$ e $p=0,7273$).

Em ambas as safras, observou-se maior incidência de lagartas durante as fases reprodutivas. Na safra 2016, o maior número de lagartas foi registrado entre as fases R2 até R5, diminuindo bastante na fase R7 (Figura 2A). Na safra 2017 o maior número de lagartas foi registrado entre as fases R5 e R6 (Figura 2B).

O número total de lagartas coletado não apresentou correlações com as temperaturas máxima ($rh\bar{o}=0,31$; $p=0,3506$), média ($rh\bar{o}=0,26$; $p=0,1859$) e mínima ($rh\bar{o}=0,10$; $p=0,6091$) e com a precipitação pluvial ($rh\bar{o}=-0,18$; $p=0,3506$). Com as temperaturas variaram pouco durante o período de safra com amplitude térmica diária média de cerca de 9 °C nas duas safras. No entanto, a precipitação pluvial apresentou vários picos durante as safras (Figura 2CD) contudo, sem afetar a população das lagartas pragas.

Os produtos fitossanitários foram aplicados durante toda a safra sem a adoção de nenhum critério de amostragem. As aplicações de inseticidas foram eficientes somente quando as populações de lagartas aumentaram, como pode ser observado na safra 2017 em que ao atingir o pico de 17,3, após a aplicação a população caiu para 1,75 lagartas por batida de pano (Figura 2B). Além dos inseticidas foram realizadas aplicações de fungicidas, herbicidas e fertilizantes (Figura 2AB).

Foram observados parasitoides e fungos entomopatogênicos apenas na safra 2016. Entre os parasitoides foram identificadas três espécies: *Glyptapanteles hebertii* (Ashmead 1900) (Hymenoptera: Braconidae), 20 dias após a última aplicação de inseticida, Chalcididae (Hymenoptera), *Winthemia* sp e *Chetogena* cf sp. (Diptera: Tachinidae), 16 dias após a última aplicação de inseticida. Todas essas espécies estavam parasitando *C. includens* e o percentual de parasitismo foi de 3,6%. Na última avaliação, 30 dias após a última aplicação de fungicida, 32,5% das lagartas apresentaram sinais de infecção pelo fungo entomopatogênico *Metarhizium (=Nomurea) rileyi* (Ascomycetes: Hypocreales) (Figura 3).

Figura 3 - *Chrysodeixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae) infectada por fungo *Metarhizium* sp. entomopatogênico em folha de soja durante a safra 2016, Fazenda Paraíso, Bonfim – RR



Cultura do milho

Na safra de 2016 foram observadas quatro espécies: *S. frugiperda* (28), *S. albula* Walker, 1857 (1), *S. cosmioides* (1) e *Helicoverpa zea* (1). Na safra de 2017, duas larvas de Noctuidae (não foi possível identificar a nível específico) foram registradas. Em ambas as safras, os níveis populacionais foram baixos em todas as avaliações e não foi possível fazer associações com o clima, fase fenológica e manejo da cultura.

Cultura do arroz

Na primeira safra (2016/2017), foram observadas as seguintes espécies: *Argyria* sp. (518) (Crambidae), *Oebalus poecilus* (377) (Pentatomidae), *S. frugiperda* (59) (Noctuidae), *Panoquina* sp. (42) (Hesperiidae) e *R. albinela* (8) (Pyrilidae). Na safra seguinte (2017/2018) foram registrados *Oebalus poecilus* (20), *Panoquina* sp. (18), *Marasmia trapezalis* (15) (Crambidae), *S. frugiperda* (59), *Tibraca limbativentris* (7) (Pentatomidae) e *Argyria* sp. (3). Também durante a última safra foram registrados quatro indivíduos da família Noctuidae (não *Spodoptera* sp ou *Plusiinae* sp) que não foi possível realizar a identificação, pois as larvas morreram ainda nos instares iniciais.

Na safra 2016/2017, foram registrados picos populacionais de *Argyria* sp. (23,4 indivíduos /rede) e *Oebalus poecilus* (14,6 indivíduos/rede) aos 78 e 62 dias depois do plantio respectivamente. Para as demais espécies (*Spodoptera frugiperda*, *Panoquina* sp., e *Rupela albinella*) as populações mantiveram-se baixas e constantes durante todo o período de cultivo (Figura 3A). Na safra 2017/2018 as populações de todas as espécies mantiveram-se baixas durante todo o período do cultivo (Figura 3B).

Na safra 2016/2017 foi observado um maior número de insetos pragas durante a fase reprodutiva da cultura. Na safra seguinte (2017/2018), o maior número de insetos pragas foi observado durante a fase vegetativa. Destaca-se que durante a fase vegetativa da cultura predominam *Spodoptera frugiperda*, *Panoquina* sp. e *Marasmia trapezalis* e durante a fase reprodutiva predominam *Argyria* sp. e *Oebalus poecilus*.

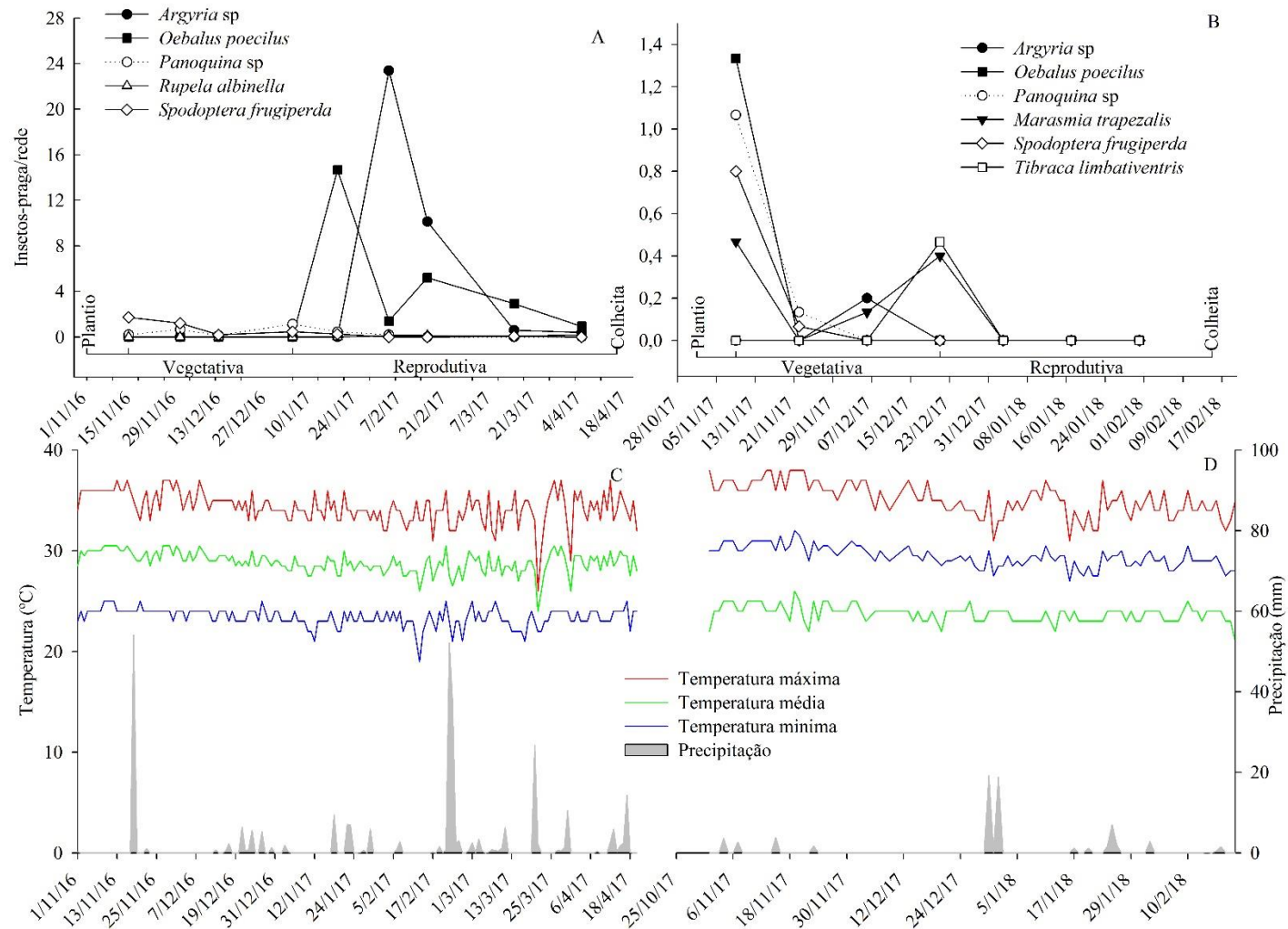
Durante a safra 2016/2017, foi observado um surto populacional de *Argyria* sp. A detecção dessa espécie é difícil devido ao tamanho reduzido (~3mm) e o hábito de permanecer dentro do perfilho da planta.

Foram encontrados 221 ácaros, sendo 205 predadores, 15 fitófagos (Tarsonemidae: Prostigmata) e 1 ácaro de solo (Oribatida). A principal ordem de ácaros do arroz foi a Mesostigmata com 92,8% dos indivíduos é representada por cinco famílias e cinco gêneros, sendo o gênero *Lasioseius* com 62,4% dos indivíduos (Tabela 3).

Tabela 3 - Ácaros associados ao cultivo do arroz irrigado em Bonfim – RR durante a safra 2016/2017

Ordem	Família	Gênero	Total
Mesostigmata	Blattisociidae	<i>Lasioseius</i>	138
Mesostigmata	Phytoseiidae	<i>Amblyseius</i>	22
Mesostigmata	Melicharidae	<i>Proctolaelaps</i>	20
Mesostigmata	Phytoseiidae	<i>Neoseiulus</i>	12
Mesostigmata	Laelapidae	<i>Pseudoparasitus</i>	9
Mesostigmata	Phytoseiidae	<i>Ingaseius</i>	2
Mesostigmata	-	-	2
Prostigmata	Tarsonemidae	-	15
Oribatida	-	-	1

Figura 4 - Flutuação populacional de insetos praga na cultura do arroz na safra 2016 (A) e 2017 (B) na cultivar IRGA 424 e variáveis climáticas de temperaturas (máximas, médias e mínimas) e precipitação pluvial nas safras 2016 (C) e 2017 (D)



As lagartas observadas na cultura do arroz não apresentaram correlação com os elementos climáticos de temperatura máxima ($rh\bar{o}=-0,12$; $p=0,6528$), média ($rh\bar{o}=-0,17$; $p=0,5309$), mínima ($rh\bar{o}=-0,09$; $p=0,7226$) e com a precipitação pluvial ($rh\bar{o}=0,002$; $p=0,9933$). Por outro lado, para a população de percevejos, composta majoritariamente por *O. poecilus* (98,3%), foi observada correlação negativa e significativa com a temperatura máxima ($rh\bar{o}=-0,50$; $p=0,04635$), média ($rh\bar{o}=-0,64$; $p=0,007117$) e mínima ($rh\bar{o}=-0,68$; $p=0,003321$), mas não houve correlação com a precipitação pluvial ($rh\bar{o}=0,078$; $p=0,7734$).

DISCUSSÃO

Cultura da soja

A riqueza de espécies de lagartas observada nesse trabalho na cultura da soja foi menor se comparada a outros estudos (CARNEIRO et al., 2018). Apesar disso, assim como em outras regiões do Brasil, *C. includens* foi a espécie predominante (PEREIRA et al., 2004; CARNEIRO et al., 2018). Isso já havia sido observado no passado em Roraima (MARSARO JUNIOR et al., 2010). *Chrysodeixis includens* tornou-se praga importante na cultura da soja no Brasil (BERNARDI, 2012), devido à realização inadequada do controle químico, erros de aplicação e de misturas de agrotóxicos (BUENO et al., 2007, 2011).

Em cultivos convencionais, com aplicações sistematizadas de inseticidas, as lagartas tendem a surgir nas fases mais avançadas da cultura (MORAES et al., 1991; CARNEIRO et al., 2018). Além dessas aplicações, o tratamento das sementes pode ter contribuído para a proteção nas fases iniciais das plantas uma vez que é considerado uma estratégia que amplia a capacidade de defesa das plantas (SILOTO et al., 2000). Em trabalhos realizados em campo experimental, também no estado de Roraima, as lagartas apareceram nas fases iniciais do cultivo e apesar de não ter sido realizada nenhuma aplicação de inseticida, a população manteve-se abaixo dos níveis de dano durante todo o período de safra (MARSARO JUNIOR et al., 2010).

Cultivares diferentes apresentam níveis distintos de resistência ao ataque de lepidópteros-praga (CARNEIRO et al., 2018). Essa resistência aumenta ou diminui

dependendo da produção de voláteis repelentes, número de tricomas, coloração das plantas e idade das folhas que mudam entre as diferentes cultivares (SCHLICK-SOUZA et al., 2018). A disponibilidade do hospedeiro aumentou de 210 ha em 2016 para 530 ha em 2017, o que também pode ter contribuído para o aumento da incidência de *C. includens* nesse último ano. No entanto, a rotação de culturas (soja/milho) realizada, pode não ter influência sobre a comunidade de artrópodes, uma vez que em cultivos anuais, a frequência de alterações no ambiente é elevada (DUNBAR; GASSMANN; O'NEAL, 2016).

Em cultivos de soja com aplicações sistematizadas de inseticidas tem-se observado a maior incidência de lagartas durante as fases reprodutivas (MORAES et al., 1991; CARNEIRO et al., 2018). Entre as fases R2 e R6 ocorrem importantes etapas do processo produtivo, como floração, formação da vagem e enchimento dos grãos (FEHR; CAVINESS, 1977), e o nível de desfolha aceitável é de até 15% (BUENO et al., 2011), portanto mais sensível a pragas desfolhadoras. A partir de R7 começa a ocorrer maturação (FEHR; CAVINESS, 1977) e com a senescência das folhas, especialmente dos estratos inferiores, o hábitat preferencial (terço inferior) de *C. includens* é reduzido (BALDIN; LOURENÇÃO; SCHLICK-SOUZA, 2014; SPECHT; PAULA-MORAES; SOSA-GÓMEZ, 2015).

A ausência de correlação significativa entre a temperatura e o nível populacional das lagartas observado nesse estudo, pode estar relacionado a baixa amplitude térmica da região. De fato, a área geográfica com relatos de populações de *C. includens* são extensas compreendendo desde o norte dos EUA até a região sul da América do Sul (ALFORD; HAMOND, 1982; KOGAN, 1981), o que indica que essa espécie pode sobreviver em amplas faixas termais. Santos et al. (2017), também não observou correlação de *C. includens* com as temperaturas, o que segundo os autores pode estar relacionado ao curto período de tempo em que se verifica picos populacionais da espécie, sendo que o tamanho populacional fica próximo de zero durante o maior período de tempo em que ocorrem as maiores variações térmicas.

A chuva e a umidade do ar reduzem a capacidade de dispersão de lagartas jovens e aumentam a mortalidade por doenças (BERTELS, 1970; ALALOUNI et al., 2013). Além disso, as chuvas aumentam a mortalidade de ovos e larvas de *C. includens* através do impacto das gotas (PEREIRA et al., 2018). A falta de correlação entre esses elementos e a população

de lagartas verificada nesse estudo corrobora com o trabalho de Santos et al. (2017) e, de acordo com esses autores, o curto intervalo de tempo em que picos populacionais da espécie são observados não permitem fazer correlações com períodos maiores que abrangessem todo o regime hídrico anual. Além disso, a ausência de correlação também pode estar relacionada ao hábito de *C. includens* de permanecer em estratos inferiores da planta ficando mais protegida das intempéries. Com relação ao aumento das doenças fúngicas durante períodos mais úmidos, a aplicação de fungicidas pode diminuir a população de fungos entomopatogênicos e reduzir a incidência de doenças nessas lagartas (BUENO et al. 2007; MOSCARDI et al. 2012; SOSA GÓMEZ, 2012).

Aplicações de inseticidas sem o devido monitoramento e adoção de níveis de controle são práticas comuns dos sojicultores brasileiros (MOSCARDI et al., 2012, CARNEIRO et al. 2018), porém contraindicadas dentro da filosofia de manejo integrado de pragas (DIDONET et al., 1998; DIDONET et al., 2001). Para *C. includens*, o controle químico é ainda mais difícil, pois requer doses maiores do que outras espécies (CRIALES-LEGOR et al., 2014). Outro fator limitante para o controle é o hábito que as lagartas de *C. includens* possui de permanecer em folhas do estrato inferior (terço inferior), e na maioria dos casos os produtos não as atingem durante as aplicações (PAPA; CELOTO, 2007).

Estudos relacionados aos parasitoides encontrados nesse trabalho são raros, entretanto esses parasitoides apresentam elevado potencial para o estabelecimento do controle biológico natural. Apesar de não terem sido encontrados estudos sobre o potencial de *Glyptapanteles hebertii* para o controle biológico de *C. includens*, outro parasitoide do mesmo gênero, *Glyptapanteles muesebecki* (Blanchard) (Hymenoptera: Braconidae) apresentou boas características para o controle da lagarta *Pseudaletia sequax* Franclemont (Lepidoptera: Noctuidae). *G. muesebecki* parasitou em média 20,8 lagartas durante seu tempo de vida (8,4 dias) e reduziu sua alimentação, além disso apresenta elevada longevidade (até 20,6 dias na ausência do hospedeiro) e potencial reprodutivo (produzindo até 666,8 descendentes) (DOETZER; FOERSTER, 1998; FOERSTER; DOETZER; AVANCI, 1999).

As condições de Roraima, durante o período de safra da soja, com médias de umidade relativa do ar e temperatura de 84,5% e 27,6 °C respectivamente são propícias para o desenvolvimento de fungos entomopatogênicos (JARONSKI, 2010). O baixo número de ocorrência de fungos entomopatogênicos nas lavouras estudadas pode estar relacionada a

aplicação de fungicidas. O crescente uso de fungicidas nas lavouras brasileiras tem reduzido sistematicamente a população de importantes fungos entomopatogênicos como *Nomuraea rileyi*, *Pandora* sp. e *Zoophthora* sp., beneficiando, portanto, as populações de *C. includens* (BUENO et al. 2007; MOSCARDI et al. 2012).

Cultura do milho

As baixas densidades populacionais de lagartas nos cultivos de milho indicam que a tecnologia Bt está funcionando na região, no entanto, em ambas as safras não foi instalada a área de refúgio, uma estratégia muito importante para o manejo da resistência de insetos em cultivos transgênicos (TABASHNIK et al., 2009).

Populações de *S. frugiperda*, principal espécie observada em milho nesse presente estudo, já foram relatadas como resistentes a proteína Cry1F no Brasil (FARIAS et al., 2014; BERNARDI et al., 2015a) e nos Estados Unidos (HUANG et al., 2014). Em 2016 foi plantado o híbrido Viptera 3 que expressa as proteínas Cry1Ab e vip3Aa20 e em 2017 foi cultivado o híbrido 30F35VYHR que expressa as proteínas Cry1Ab, Cry1F e vip3Aa20. Uma das estratégias de manejo da resistência de insetos em transgênicos é denominada de pirâmide de genes, que consiste no emprego de mais de uma proteína para o controle “redundante” das pragas (CARRIÈRE et al., 2016). Como já foram relatados casos de resistência a proteína Cry1F (FARIAS et al., 2014; HUANG et al., 2014; BERNARDI et al., 2015a) o uso da proteína vip3Aa20 pode ser considerada uma estratégia adequada, uma vez que as populações de *S. frugiperda* apresentam baixa frequência do alelo de resistência a essa proteína (BERNARDI et al., 2015a; BERNARDI et al., 2015b).

Cultura do arroz

As espécies *S. frugiperda*, *T. limbativentris* e *O. poecilus* são comumente relatadas em trabalhos de avaliação de insetos pragas no arroz (DIDONET et al., 2001) e são consideradas pragas principais na rizicultura brasileira (Fritz et al., 2008). Exceto *T.*

limbativentris as demais espécies também foram as mais frequentes nesse estudo. Pazini et al. (2015) destaca que *T. limbativentris* ocorre mais frequentemente em pontos marginais da cultura sendo difícil uma amostragem adequada por meio de pontos pré-definidos devido à forte dependência espacial dessa espécie. Nesse trabalho também pode-se destacar a ocorrência de pragas consideradas secundárias para a cultura do arroz como *Panoquina* sp. e *M. trapezalis* (FERREIRA, 1998; MASCARIN et al., 2016).

As baixas densidades populacionais dos insetos praga amostrados é semelhante aos resultados obtidos por Didonet et al. (2001) em arroz de terras altas, o que pode estar associado ao uso de inseticidas. Os picos populacionais mais expressivos foram observados para *Argyria* sp. e *O. poecilus* ainda na primeira safra. *O. poecilus* é uma espécie de grande importância econômica para o arroz, pois causam danos diretos reduzindo o número e o peso dos grãos, assim como gerando grãos com manchas, atrofiados, gessados e quebrados (KRINSKI; FOERSTER, 2017a). Por outro lado, destaca-se que *Argyria* sp., espécie até então não relatada como praga para o arroz, foi capaz de causar dano econômico no cultivo estudado.

A ocorrência das lagartas *S. frugiperda* e *Panoquina* sp. também foram relatadas na fase vegetativa da cultura, enquanto *O. poecilus* na fase reprodutiva (DIDONET et al., 2001), essa última é ainda mais nociva durante a antese/cariopse e leitosa podendo causar até 83% de grãos vazios (KRINSKI; FOERSTER, 2017a). *T. limbativentris* também é uma espécie típica dos estágios reprodutivos da cultura (DIDONET et al., 2001), especialmente durante o perfilhamento do arroz (PAZINI et al., 2015), contudo, nesse trabalho a espécie ocorreu em baixas densidades em ambas as fases do desenvolvimento da cultura. Apesar disso, para *T. limbativentris* o nível de controle deve ocorrer com populações em baixas densidades de 2 a 4 percevejos por 15 colmos na fase vegetativa e de 1 a 2 por 15 colmos na fase reprodutiva (KRINSKI; FOERSTER, 2017b). *Argyria* sp. ocorreu predominantemente durante a fase reprodutiva e devido à alta densidade pode tornar-se praga principal para a cultura em Roraima.

Argyria spp. é um gênero composto por cerca de 38 espécies (MARTINEZ; BROWN, 2007), sendo que muitas se alimentam de gramíneas (LANDRY, 1995). As lagartas ficam no perfilo das plantas ou dentro de um tipo de casulo construído com fezes e restos folhas, dificultando a detecção. Devido ao potencial de dano, sugere-se o

monitoramento dos adultos que são pequenas mariposas (~1cm) com asas brancas e faixas douradas nas extremidades e região mediana. Além disso, por ser um gênero comumente encontrado em gramíneas deve-se concentrar os monitoramentos, preferencialmente, em áreas da lavoura próximas a pastagens e de vegetação nativa com predominância da família Poaceae.

Entre a população de ácaros destaca-se o baixo número de fitófagos e o elevado número de predadores. Os fitófagos pertencem a família Tarsonemidae considerada a mais importante entre os ácaros praga para rizicultura na Ásia e na América (CARRILO, MORAES, PEÑA, 2015). Entre os predadores, a família Phytoseiidae, considerada a mais importante (MCMURTRY et al., 1970, MORAES, MESA, BRAUN, 1991), com 2.735 espécies descritas (DEMITE et al., 2014) foi pouco observada nesse trabalho. Nesse sentido, destaca-se o gênero *Lasioseius*, composto por 156 espécies e frequente em regiões tropicais, sendo geralmente predadores de outros ácaros, collembolas, nematóides e até fungos (CHRISTIAN; KARG, 2006). Por fim, algumas espécies dos mesmos gêneros observados nesse trabalho, como *Lasioseius paraberlesei* e *L. youcef* (CARRILO, MORAES, PEÑA, 2015), *Neoseiulus paraibensis* e *N. baraki* (MORAES, MESA, BRAUN, 1991; QUIRÓS; MCINTIRE; RODRIGUEZ, 2010) e *Pseudoparasitus* sp. (TORO, 2014) são predadoras de *S. spinki*, considerada uma importante ameaça fitossanitária para o Brasil (NAVIA et al., 2005).

As pragas quarentenárias *C. partellus* e *S. spinki* (BRASIL, 2008) não foram observadas na lavoura estudada. No entanto, devido as condições climáticas propícias, ocorrência de grandes áreas com disponibilidade do hospedeiro e por ser região de fronteira com Venezuela e Guiana, Roraima é considerada uma das áreas prioritárias para ações de monitoramento e vigilância preventiva para *C. partellus* (HOLLER et al., 2016). Para *S. spinki*, não é diferente uma vez que o Brasil apresenta condições ambientais favoráveis, sendo as regiões norte, sudeste e central consideradas de alto risco para essa espécie (NAVIA et al., 2005). *S. spinki* foi confirmada na Venezuela (AGUILAR; MURILLO, 2008) e não se sabe muito sobre possíveis inimigos naturais para essa espécie no Brasil (NAVIA et al., 2005).

Em intervalos curtos de tempo como o período de cultivo de culturas anuais pode-se não obter correlação significativa entre os níveis populacionais de insetos e os elementos climáticos, pois o clima é mais estável durante períodos curtos (SANTOS et al., 2017).

Portanto, a população de lagartas associadas ao cultivo do arroz não apresentou correlação significativa com os elementos climáticos. Em contrapartida a correlação significativa e negativa com as temperaturas observada para a população de percevejos está associada a uma coincidência entre a época reprodutiva da cultura do arroz e um clima mais ameno durante esse período. A temperatura média de janeiro e fevereiro, quando a cultura está em fase reprodutiva foi, em média, 1,15 °C menor do que a média de novembro e dezembro. Nesse sentido, *O. poecilus* que predomina durante a fase reprodutiva da cultura (DIDONET et al., 2001; KRINSKI; FOESTER, 2017a), período em que a temperatura tende a ser menor.

CONCLUSÕES

As principais lagartas-praga são *Chrysodeixis includens* Walker, 1857, *C. includens* para a cultura da soja e *Spodoptera frugiperda* Smith & Abbot, 1797 (Lepidoptera: Noctuidae), para cultura do milho Bt. As lagartas-praga predominam durante a fase reprodutiva da cultura da soja.

Os inimigos naturais das lagartas-praga encontrados foram os parasitoides da família Chalcididae, *Glyptapanteles hebertii* (Ashmead 1900) (Hymenoptera: Braconidae), *Winthemia* sp., *Chetogena* cf sp. (Diptera:Tachinidae), e o fungo entomopatogênico *Metarhizium*.

Não houve correlação entre os níveis populacionais das lagartas-pragas da soja e os elementos climáticos.

No cultivo do arroz, as principais pragas são *Argyria* sp. (Lepidoptera: Crambidae) e *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae). A maior incidência de pragas no arroz ocorre no período reprodutivo.

Houve correlação negativa entre os níveis populacionais de percevejos e as temperaturas.

Entre os ácaros do arroz, a maioria são predadores, sendo os principais gêneros: *Lasioseius* spp. (Blattisociidae), *Neoseiulus* spp. (Phytoseiidae) e *Proctolaelaps* spp. (Laelapidae).

As pragas quarentenárias *Steneotarsonemus spinki* (Tarsonemidae) e *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae) não foram encontradas na área de estudo.

REFERÊNCIAS

ALVES, R. T; FARIA, M. Pequeno manual sobre fungos entomopatogênicos. Brasília: Embrapa Cerrados, 50 p. (Documentos/ Embrapa Cerrados, 286). 2010.

AGUILAR, H.; MURILLO, P. Nuevos hospederos y registros de ácaros fitófagos para Costa Rica: período 2002-2008. **Agronomía Costarricense**, v.32, n.2, p. 7-28, 2008.

AGRITEMPO. Sistema de Monitoramento Agrometeorológico. Disponível em:< <https://www.agritempo.gov.br/agritempo/index.jsp>> acesso em 30 de mai de 2019.

ALALOUNI, U.; SCHADLER, M.; BRANDL, R. Natural enemies and environmental factors affecting the population dynamics of the gypsy moth. **Journal of Applied Entomology**, v.137, p.721-738. 2013.

ALFORD, A.R.; HAMMOND JUNIOR, A.M. Plusiinae (Lepidoptera: Noctuidae) populations in Louisiana soybeans ecosystems as determined with loop lure baited traps. **Journal of Economic Entomology**, v. 75, p. 647-650, 1982.

BALDIN, E.L.L.; LOURENÇÃO, A.L.; SCHLICK-SOUZA, E.C. outbreaks of *Chrysodeixis includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) in common bean and castor bean in São Paulo State, Brazil. **Bragantia**, v.73, p.458-461, 2014.

BANKS, J. E., GAGIC, V. Aphid parasitoids respond to vegetation heterogeneity butnot to fragmentation scale: An experimental field study. **Basic and Applied Ecology**, v.17, p. 438–446, 2016.

BARBOSA, R. I. Distribuição das chuvas em Roraima. In: BARBOSA, R. I.; FERREIRA, E. J. G; CASTELLÓN, E. G. (ORG.). **Homem, ambiente e ecologia no estado de Roraima**. Boa Vista: INPA, 1997, p. 325-335.

BARROS, E. C. de. et al. Ecotoxicological Study of Insecticide Effects on Arthropods in Common Bean. **Journal of Insect Science**. v.15, n.14, p. 1-9. 2015

BERNARDI, D. et al. Cross- Resistance between Cry1 proteins in fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) may affect the durability of current pyramided Bt maize hybrids in Brazil. **PLOS ONE**, v. 10: e0140130, 2015a.

BERNARDI, O. Avaliação do risco de resistência de lepidópteros-praga (Lepidoptera: Noctuidae) à proteína Cry1Ac expressa em soja MON 87701 x MON 89788 no Brasil. 2012. 144f. Tese (Doutorado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2012.

BERNARDI, O. et al. Frequency of resistance to Vip3Aa20 toxin from *Bacillus thuringiensis* in *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) populations in Brazil. **Crop Protection**, v. 76, p. 7-14, 2015b.

BERTELS, A. Estudos da influência da umidade sobre a dinâmica de populações de lepidópteros, pragas do milho. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 5, p. 67-79, 1970.

BRASIL. Instrução Normativa n. 41, de 01 de julho de 2008. Lista de Pragas Quarentenárias. Diário Oficial da União: Brasília, DF, 01 jul. 2008.

BUENO, R.C.O.F. et al. Lepidopteran larvae 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, R.C.O.F. et al. Sem barreira. **Revista Cultivar**, v. 93, p. 12-15, 2007.

CABI. Invasive Species Compendium: *Chilo partellus* (spotted stem borer).2019. Disponível em:<<https://www.cabi.org/isc/datasheet/12859>> acesso em: 02 de Abr. de 2019.

CARNEIRO, E. et al. Lepidopteran pests associated with the soybean cultivars phenology. **Bioscience Journal**, v. 34, n. 1, p. 112-121, 2018.

CARRIÈRE, Y.; FABRICK, J. A.; TABASHNIK, B. E. Can pyramids and seed mixtures delay resistance to Bt crops? **Trends in Biotechnology**, v. 34, p. 291-302, 2016.

CARRILLO, D.; MORAES, G. J. de.; PEÑA, J. E. **Prospects for biological control of plant feeding mites and other harmful organisms**. Suíça: Springer, v. 19, 2015. 322p.

CASTRO, G. S. A. et al. Inteligência territorial para o desenvolvimento agropecuário de Roraima. **Ciência da Informação**, v.45 n.3, p.76-94, 2018.

CHRISTIAN, A. KARG, W. The predatory mite genus *Lasioseius* Berlese, 1916 (Acari, Gamasina). **Senckenberg Museum für Naturkunde Görlitz**, v. 77, p.. 99-250, 2006.

CONAB- Companhia Nacional de Abastecimento, 2019. Série histórica das safras —< <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/serie-historica-das-safras?start=10> > Acesso em 01/04/2019

CRIALESI-LEGORI, P. C. B. et al. Interação de proteínas Cry1 e Vip3A de *Bacillus thuringiensis* para controle de lepidópteros-praga, **Brazilian Agricultural Research Corporation**, v. 41, n. 11, p. 1643-1651, 2014.

DEMITE, P.R.; MCMUTRY, J.A.; MORAES, J. G. de. Phytoseiidae Database: a website for taxonomic and distributional information on phytoseiid mites (Acari). **Zootaxa**, v. 3795, n. 5, p. 571-577, 2014.

DIDONET, J. et al. Flutuação populacional de pragas e seus inimigos naturais em soja no projeto rio Formoso – Formoso do Araguaia - TO, Brasil. **Acta Amazonica**. v. 28, n. 1. p. 67-74. 1998.

DIDONET, J. et al. Incidência e densidade populacional de pragas e inimigos naturais e inimigos naturais em arroz de terras altas, em Gurupi – TO. **Bioscience Journal**, v. 17, n. 1, p. 67-76. 2001.

DOETZER, A.K.; FOERSTER, L.A. Efeito do parasitismo por *Glyptapanteles muesebecki* (Blanchard) no consumo e utilização do alimento por *Pseudaletia sequax* Franclemont. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, p.255-264, 1998.

DUNBAR, M. W.; GASSMANN, A. J.; O'NEAL, M. E. Impacts of Rotation Schemes on Ground-Dwelling Beneficial Arthropods. **Environmental Entomology**, v. 45, n. 5, p. 1154-1160, 2016.

FARIAS, J.R. Field-evolved resistance to Cry1F maize by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Crop Protection**, v.64, p.150-158, 2014

FEHR, W.R.; CAVINESS, C.E. **Stages of soybean development**. Ames: Iowa State University of Science and Technology, 1977. 11p.

FERREIRA, E. Manual de identificação de pragas do arroz. Santo Antônio de Goiás: Embrapa-CNPAP, 1980. 110p. (Embrapa-CNPAP. Documentos 90).

FOERSTER, L. A.; DOETZER, A. K.; AVANCI, M. R. F. Capacidade Reprodutiva e Longevidade de *Glyptapanteles muesebecki* (Blanchard) (Hymenoptera: Braconidae) Parasitando Lagartas de *Pseudaletia sequax* Franclemont (Lepidoptera: Noctuidae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 28, n. 3, p. 485-490, 1999.

FRITZ, L. L. et al. Agroecossistemas orizícolas irrigados : insetos-praga, inimigos naturais e manejo integrado. **Oecologia brasiliensis**, v.12, n.4, p. 720-732, 2008.

HOLLER, W. A. et al. Detalhamento de regiões brasileiras suscetíveis ao ingresso e estabelecimento da praga quarentenária ausente (A1) - *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae). Comunicado técnico 3, Campinas, 2016.

HOPKINS, G. W.; MEMMOTT, J. Seasonality of a tropical leaf-mining moth: leaf availability versus enemy-free space. **Ecological Entomology**, v.28. n.6, p. 687-693, 2003.

HUANG, F. et al. Cry1F resistance in fall armyworm *Spodoptera frugiperda*: single gene versus pyramided Bt maize. **PLOS ONE**, v. 9: e112958, 2014.

ICA. 2005. Resolucion 1195 de 27 de abril de 2005 Por la cual se declara una emergencia fitosanitaria en todo el territorio nacional por la presencia de los ácaros *Steneotarsonemus spinki* (Smiley) y *Steneotarsonemus furcatus* (De León) en arroz. Diario Oficial n. 45.892, Bogotá, 27 abr. 2005.

INMET. Banco de dados históricos Disponível em: <<http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=bdmep/bdmep>> Acesso em: 10 de Dez. de 2018.

JARONSKI, S. T. Ecological factors in the inundative use of fungal entomopathogens. **BioControl**, v. 55, p.159-185, 2010

KENNEDY, G. G.; STORER, N. P. Life systems of polyphagous arthropod pests in temporally unstable cropping systems. **Annual Review of Entomology**, v. 45, p.467-493, 2000.

KOGAN, M. Dynamics of insect adaptations to soybean: Impact of integrated pest management. **Environmental Entomology**, v. 10, p. 363-371, 1981.

KRINSKI, D.; FOERSTER, L. A. Quantitative and qualitative damage caused by *Oebalus poecilus* (Hemiptera, Pentatomidae) to upland rice cultivated in new agricultural frontier of the Amazon rainforest (Brazil). **Ciência e Agrotecnologia**, v.41, n.3, p.300-311, 2017a.

KRINSKI, D.; FOERSTER, L. A. Damage by *Tibraca limbativentris* Stål (Pentatomidae) to upland Rice Cultivated in Amazon Rainforest Region (Brazil) at different growth stages. **Neotropical Entomology**, v.46, p. 107-114, 2017b.

LANDRY, B. 1995. A phylogenetic analysis of the major lineages of the Crambidae and of the genera of Crambini of North America (Lepidoptera: Pyralidae). **Memoirs on Entomology, International**, v. 1, p. 1-242. 1995.

LIU, B. et al. Landscape diversity enhances parasitism of cotton bollworm (*Helicoverpa armigera*) eggs by *Trichogramma chilonis* in cotton. **Biological Control**, n. 93, p. 15-23, 2016

MARSARO JUNIOR, L. A; SILVA JUNIOR, R. J. da. Insetos praga da cultura do milho em Roraima. Boa Vista: Embrapa Roraima, 2p. (Documentos /folder nº 09), 2010.

MARTINEZ, E. L.; BROWN, R. L. Argryriini (Lepidoptera: Crambidae) of Mississippi and Alabama with a redescription of *Argyria rufisignella* (Zeller). **Journal of the Lepidopterists' Society**, v.61, n.2, p. 78-83, 2007,

MASCARIN, G.M. et al. First record of epizootics in the ocola skipper, *Panoquina ocola* (Lepidoptera: Hesperidae), caused by *Isaria tenuipes* in flooded rice fields of Central Brazil. **Journal of Applied Microbiology**, v. 122, p. 1020-1028. 2016.

McMURTRY, J.S.; HUFFAKER, C.; VRIE, M. van de. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: a review. I. Tetranychid enemies: their biological characters and the impact of spray practices. **Hilgardia**, v. 40, n. 11, p. 331-390, 1970.

MORAES, G. J.; DEMITE, P. R.; AZEVEDO, L. H.; NARITA, J. P. Z.; CASTILHO, R. C.; VENANCIO, R. II Treinamento em Reconhecimento de ácaros Mesostigmata de Importância Agrícola. Piracicaba. 2015.

MORAES, G. J.; MESA, N. C.; BRAUN, A. Some Phytoseiid Mites of Latin America (Acari: Phytoseiidae). **International Journal of Acarology**, v. 17, p. 117-139, 1991.

MORAES, G.J.; FLECHTMANN, C.H.W. Manual de Acarologia: Acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Holos Editora: Ribeirão Preto. p.11, 2008.

MORAES, R. R.; LOECK, A. E.; BELARMINO, L. C. Flutuação populacional de *Plusiinae* e *Anticarsia gemmatalis* Hubner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) em soja no Rio Grande do Sul. Pesquisa Agropecuária Brasileira, n. 26, n. 1, p. 51-56, 1991.

MOSCARDI, F. et al. Artrópodes que atacam as folhas da soja. In: HOFFMANN-CAMPO, C. B.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. (Eds). Soja manejo integrado de insetos e de outros artrópodes pragas. Brasília, DF, p. 213-334. 2012.

NAVIA D, MENDONÇA RS, MELO AMP. (2005). *Steneotorsonemus spinki* -an invasive tarsonemid mite threatening rice crops in South America. In: INTRODUCTION AND SPREAD OF INVASIVE SPECIES, 81, 2005. Berlin. **Proceedings...**Berlin: Plant Protection and Plant Health in Europe, 2005. p. 267-268.

FRALEIGH, A.. The Algerian of independence. In: ANNUAL MEETING OF THE AMERICAN SOCIETY OF INTERNATIONAL LAW, 61, 1967, Washington. **Proceedings...** Washington: Society of International Law, 1967. p. 6-12.

OLIVEIRA, C. M. et al. Crop losses and the economic impact of insect pests on Brazilian agriculture. **Crop Protection**, V. 56, p. 50-54, 2014.

PAPA, G.; CELOTO, F.J. Lagartas na soja. 2007. Disponível em <<http://www.ilhasolteira.com.br/colunas/index.php?acao=verartigo&idartigo=1189090532>>. Acesso em: 20 jun. 2018.

PAZINI, J. de. B. et al. Geoestatística aplicada ao estudo da distribuição espacial de *Tibraca limbativentris* em arrozal irrigado por inundação. **Ciência Rural**, v.45, n.6, p.1006-1012, 2015.

PEREIRA, P. R. V. S. et al. Lagartas desfolhadoras (Insecta: Lepidoptera) da soja cultivada em Roraima: identificação, biologia, danos e práticas de controle. Comunicado Técnico, n. 12, p. 12, 2004.

PEREIRA, R. R. et al. Natural biological control of *Chrysodeixis includens*. **Bulletin of Entomological Research**, v. 108, p. 831-842, 2018

QUIRÓS- MCINTIRE, E.; RODRÍGUEZ, H. Ácaros depredadores asociados a *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acari: Tarsonemidae) em Panamá. Cuba. **Revista de Proteccion Vegetal**. v. 25, n. 2, p. 103-107, 2010.

RAYMOND, L.; ORTIZ-MARTÍNEZ, S. A.; LAVANDERO, B. Temporal variability of aphid biological control in contrasting landscape contexts. **Biological Control**. v. 90 p. 148-156, 2015.

ROSCHEWITZ, I. et al. The influence of landscape context and farming practices on parasitism of cereal aphids. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. v. 108, p. 218-227. 2005.

SAKAZAKI, R. T.; ALVEZ, J. M.; LOPES, G. N. Arroz irrigado em Roraima. *Agroambiente*, v. 2, n. 1. 2008.

SANTOS, S. R. dos. et al. Interseasonal variation of *Chrysodeixis includens* (Walker, [1858]) (Lepidoptera: Noctuidae) populations in the Brazilian Savanna. *Revista Brasileira de Entomologia*, v. 61, p. 297-299, 2017.

SHELLHORN, N. A.; ANDOW, D. Response of coccinellids to their aphid prey at different spatial scales. *Population Ecology*, v. 47, p. 71-76. 2005.

SCHLICK-SOUZA, E. C. et al. Antixenosis to *Chrysodeixis includes* (Lepidoptera: Noctuidae) among soybean genotypes. *Bragantia*, v. 77, n. 1, p.124-133, 2018.

SILOTO, R.C.; SATO, M.E.; RAGA, A. Efeito de inseticidas sobre percevejo castanho *Scaptocoris castanea* (Perty) (Hem.:Cydniidae) em cultura de milho-safrinha. *Revista de Agricultura*, v.75, p.21-27, 2000.

SILVA, D. O. da. et al. Monitoramento de agrotóxicos em águas superficiais de regiões orizícolas no sul do Brasil. *Ciência Rural*, v. 39, n. 9 , 2009.

SOUSA, E. H. S. et al. Forest Fragments' Contribution to the Natural Biological Control of *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in Maize. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. v. 54, n. 4, p. 755-760. 2011.

SPECHT, A.; PAULA-MORAES, S.V. de; SOSA-GÓMEZ, D.R. Host plants of *Chrysodeixis includens* (Walker) (Lepidoptera, Noctuidae, Plusiinae). *Revista Brasileira de Entomologia*, v.59, p.343-345, 2015.

TABASHNIK, B. E.; RENSBURG, V. J. B. J.; CARRIÈRE, Y. Field-evolved insect resistance to Bt crops: Definition, theory, and data. *Journal of Economic Entomology*, v. 102, p. 2011-2025, 2009.

TORO, S. S. **Dinámica poblacional y estudio de la incidencia del ácaro *Steneotarsonemus pinki* Smiley (Acari: Tarsonemidae) sobre el desarrollo fenológico del arroz en Colombia.** (Tesis de doctorado). Universidad Nacional de Colombia sede Palmira. Biblioteca central, repositorio Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira. 2014.

VARLEY, G.C.; GRADWELL, G.R.; HASSEL, M.P. **Insect population ecology.** Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1973. 212p.

WALLNER, W. E. Factors affecting insect population dynamics: differences between outbreak and non-outbreak species. *Annual Reviews of Entomology*. v.32, p.317-340, 1987.

CAPÍTULO II - BIOPROSPECÇÃO DE FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS PARA O MANEJO DE *Spodoptera frugiperda*

RESUMO

Spodoptera frugiperda é uma praga de grande importância econômica para cultivos anuais e ocorre em praticamente todo o continente americano. Devido ao uso indiscriminado de inseticidas casos de resistência tem sido cada vez mais recorrente. Por outro lado, alternativas de manejo como o uso de fungos entomopatogênicos podem ser promissoras para o manejo dessa praga. Portanto, objetivou-se com este trabalho bioprospectar e avaliar o potencial de fungos para o controle microbiano de *S. frugiperda* e testar diferentes concentrações do fungo *Beauveria bassiana* para populações locais de *S. frugiperda*. Insetos infectados por fungos foram levados ao laboratório de fitopatologia da Embrapa Roraima para procedimento de isolamento. Após o isolamento foram aplicados em *S. frugiperda* criadas no laboratório de entomologia da Embrapa Roraima nas concentrações de 10^7 conídios/mL e 10^7 fragmentos de micélio/mL para fungos não esporulantes. Testou-se também fungo *B. bassiana* em concentrações de 10^7 , 10^6 , 10^5 , 10^4 e 10^3 conídios/mL. Foram bioprospectados 30 fungos a partir de insetos mortos. As taxas de mortalidade corrigida ocasionadas pela aplicação dos fungos bioprospectados ficaram abaixo de 27%. Na mesma concentração (10^7 conídios/mL), a taxa de mortalidade corrigida causada por *B. bassiana* foi de 86,7%, sendo estatisticamente igual a causada pela aplicação do inseticida comercial Belt (Diamida), entretanto concentrações menores reduzem muito a eficiência desse entomopatógeno. Nenhum dos isolados bioprospectados foi eficiente para o manejo de *S. frugiperda*, em contrapartida *B. bassiana*, na concentração de 10^7 conídios/mL, foi eficiente em condições de laboratório.

Palavras-chave: controle microbiano, lagarta-do-cartucho, *Beauveria bassiana*,

INTRODUÇÃO

A lagarta-do-cartucho-do-milho, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), é uma praga generalista e ataca inúmeras culturas de interesse econômico (ROJAS et al., 2004). No Brasil e em outros países da América do Sul, *S. frugiperda* é considerada a praga mais destrutiva do milho (POGUE, 2002; CRUZ et al., 2012) podendo reduzir a produtividade dessa cultura em até 57% (CRUZ; FIGUEIREDO; OLIVEIRA, 1999). No Brasil, também é considerada a principal praga da cultura do algodão (BARROS; TORRES; BUENO, 2010). As características biológicas de *S. frugiperda* como polifagia, alta capacidade de dispersão, elevado potencial reprodutivo e a produção de várias gerações por ano são considerados os principais fatores responsáveis pelo estabelecimento dessa praga (BARROS; TORRES; BUENO, 2010; NAGOSHI et al., 2015).

O manejo de *S. frugiperda* em cultivos de milho é feito, predominantemente, pelo método químico (BURTET et al., 2017). Para *S. frugiperda*, o método de controle químico é limitado devido ao hábito da espécie de entrar no cartucho do milho e ficar menos exposta a aplicação (CARVALHO et al., 2013). Nesse sentido, o uso indiscriminado de agrotóxicos, além de causarem problemas à saúde do aplicador, eliminam inimigos naturais, poluem o solo e induzem a pressão de seleção, aumentando a resistência às moléculas nesses insetos-praga (TINOCO, HALPERIN, 1998). Populações de *S. frugiperda* já foram relatados como resistentes à organofosforados e piretróides (DIEZ-RODRÍGUEZ; OMOTO, 2001; CARVALHO et al., 2013; NASCIMENTO et al., 2016). Além disso, também foram relatados casos de resistência dessa praga a tecnologia *Bt* (*Bacillus thuringiensis*) (FARIAS et al., 2014; OMOTO et al., 2016; BURTET et al., 2017).

O uso de inimigos naturais é considerado uma alternativa viável para o manejo de insetos-praga em áreas de cultivo (RIOS-VELASCO et al., 2011). Entre esses inimigos naturais, os fungos entomopatogênicos são os microrganismos mais utilizados no manejo de pragas (HAJEK; DELALIBERA, 2010). Os fungos são responsáveis por cerca de 80% das doenças em insetos (ALVES, 1998) e são conhecidas mais de 700 espécies patogênicas a insetos (ROY et al., 2006), sendo efetivamente utilizadas no controle microbiano clássico em torno de 20 espécies (HAJEK; DELALIBERA, 2010). Esses fungos produzem conídios que, ao se aderirem ao hospedeiro, germinam e penetram em seus corpos (ROY et al., 2006). Após

a colonização o inseto morre devido à intoxicação e falta de nutrientes (ALVES et al., 1998; INGLIS et al., 2001).

Fungos entomopatogênicos como *Beauveria bassiana*, *Lecanicillium lecanii* e *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota: Hypocreales) podem se associar endofiticamente com as plantas e, além de controlarem insetos pragas, podem atuar como importantes agentes de controle de fitopatógenos (OWNLEY et al., 2010). Esses fungos também podem ser utilizados juntamente com inseticidas sintéticos reduzindo a quantidade aplicada desses agrotóxicos e melhorando a eficiência da aplicação, além de apresentarem grande eficiência de transmissão que pode ocorrer de forma horizontal, dentro da mesma geração ou vertical, entre gerações (BAVERSTOCK; ROY; PELL, 2010). Por fim, esses fungos podem se estabelecer enzooticamente na área, causando a doença de modo frequente e, portanto, não necessitando de novas aplicações (THOMAS, 1999).

Na literatura científica há relatos de fungos entomopatogênicos que infectam *S. frugiperda* como por exemplo *Beauveria bassiana* (RAMIREZ-RODRIGUEZ; SÁNCHEZ-PEÑA, 2016), *Nomuraea rileyi* (VÍRGEN et al., 2013) e *Metarhizium rileyi* (ORDÓÑEZ-GARCÍA et al., 2015). Entretanto outros fungos como *Paecilomyces tenuipes*, *Zoophthora radicans* (SOSA-GÓMEZ; SILVA, 2002), *Isaria fumosorosea* (GANDARILLA-PACHECO et al., 2015), *Metarhizium anisopliae* (ZANGH et al., 2014), *Acremonium implicatum* (ROSAS-GARCÍA; VILLEGAS-MENDOZA; SÁNCHEZ-VARELA, 2015), *Cladosporium velox* (BAHADERJEET, 2016) são relatados como patógenos de outras lagartas pragas da família Noctuidae.

Considerando que se conhece apenas 5% da biodiversidade mundial de fungos (SANZ, 2005) e a elevada diversidade da entomofauna da região amazônica, estima-se que existam inúmeras espécies desses fungos na Amazônia (LOPEZ; MIRANDA, 2011). Sanjuan et al. (2015) relataram 15 espécies de fungos entomopatogênicos do gênero *Ophiocordyceps* de regiões amazônicas da Colômbia e do Equador, sendo cinco registros de espécies novas. Portanto, o objetivo desse trabalho foi bioprospectar e avaliar o potencial de fungos para o controle microbiano de *S. frugiperda* e testar diferentes concentrações do fungo comercial Bouveril WP PL 63 (Koppert®) a base de *Beauveria bassiana* para populações locais de *S. frugiperda*.

MATERIAIS E MÉTODOS

Bioprospecção

A prospecção de fungos entomopatogênicos foi feita em áreas de cultivo de soja, milho e arroz em Bonfim, Roraima (3° 16.478'N; 60° 21.827'O). Insetos infectados por fungos ou com suspeita de infecção foram coletados e separados para isolamento dos fungos. Àqueles com suspeita foram colocados em câmara úmida para esporulação. A câmara constitui de placas de “Gerbox” umedecidas e previamente desinfetadas com hipoclorito de sódio a 2%. Os insetos coletados vivos foram mantidos até a morte dentro de potes ou gaiolas sobre partes da planta onde foram coletados e, logo após a morte, estes artrópodes foram colocados, individualmente, em câmara úmida para esporulação. O isolamento dos fungos foi realizado no laboratório de Fitopatologia da Embrapa Roraima.

Para isolamento dos fungos entomopatogênicos, os esporos desses fungos foram transferidos, com auxílio de uma alça de platina flambada, para placas de Petri previamente esterilizadas contendo o meio de cultura BDA (Batata-Dextrose-Agar) e antibiótico. Essas placas foram incubadas em BOD (Marca Tecnal) a 27 °C ± 2 e fotoperíodo de 12 horas, durante 5 a 10 dias. As placas foram observadas diariamente em microscópio para verificação do desenvolvimento do fungo e de possíveis contaminações. Até a obtenção de isolados puros foram feitas sucessivas repicagens para o meio BDA. Esses isolados também foram mantidos em eppendorfs com o meio BDA e colocados em ambiente refrigerado a 4 °C para preservação.

Criação massal do hospedeiro

Indivíduos adultos de *Spodopera frugiperda* foram coletados por meio de armadilhas luminosas (07/08/2016) em áreas de cultivo. As armadilhas foram instaladas na noite anterior a coleta e os indivíduos de *S. frugiperda* capturados foram levados para o laboratório de entomologia da Embrapa e colocados em gaiolas de acrílico transparentes (30 X 50 cm) com abertura de organza. As laterais dessas gaiolas foram recobertas com papel

pardo para oviposição. As gaiolas foram acondicionadas em BOD a $27\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2$, 60% de umidade de relativa e sem iluminação. Para alimentação das mariposas foi disponibilizado uma solução de mel (1%) embebida em algodão.

Diariamente os ovos foram retirados da gaiola e colocados em potes de 1 litro com a dieta artificial proposta por Greene; Leppla; Dickerson (1976) para alimentação das lagartas. As lagartas permaneceram nesses potes de 1 litro com dieta até o segundo instar, em que uma parte foi utilizada nos testes e as demais foram individualizadas em potes de 100 mL também com dieta artificial e mantidas até a fase de pupa para a manutenção da criação até o fim dos experimentos. As pupas foram colocadas em placas de Petri com algodão e papel filtro umedecido e transferidas para a gaiola até a obtenção dos adultos.

Avaliação da patogenicidade dos fungos entomopatogênicos

A avaliação da patogenicidade dos fungos entomopatogênicos isolados foi determinada por meio do postulado de Koch. As culturas puras obtidas de cada isolado foram lavadas com água destilada para padronização da concentração de conídios e para os testes de patogenicidade. Da solução obtida de cada isolado foi pipetado 1 mL e transferido para câmara de Neubauer. Com auxílio de microscópio os conídios foram visualizados e contabilizados na câmara de Neubauer, a densidade de conídios foi padronizada para o valor de 10^7 conídios/mL por meio de diluições.

Os fungos que não apresentaram esporulação foram transferidos para meio líquido BD (batata+dextrose) e mantidos em câmara de agitação por aproximadamente 7 dias. Após esse período o micélio foi peneirado e fragmentado com auxílio de um triturador. A contagem de micélios/mL também foi feita em câmara de Neubauer e padronizada para 10^7 micélios/mL.

Com as soluções de cada isolado fúngico padronizadas foram realizados os testes de patogenicidade em delineamento inteiramente casualizado (DIC). Os tratamentos foram: 30 isolados fúngicos, água como testemunha, um micoinseticida comercial a base de *Beauveria bassiana* na concentração de 10^7 conídios/mL e um inseticida do grupo químico

diamida do ácido ftálico que foi aplicado em dosagem de 150 mL/ha. Na solução de cada tratamento foi adicionado o espalhante adesivo Tween 20 a 0,05%.

Para o fungo comercial a base de *B. bassiana* também foram realizados testes com diluições de concentrações. Dessa forma, a partir da concentração inicial de 10^7 conídios/mL, foram obtidas as seguintes concentrações: 10^6 , 10^5 , 10^4 e 10^3 conídios/mL. Após a transferência o tubo de ensaio era agitado em Vortex antes de ser utilizado para a próxima diluição. Na solução de cada tratamento também foi adicionado o espalhante adesivo Tween 20 a 0,05%.

Foram utilizadas 30 repetições para cada tratamento, com uma lagarta de 2º instar obtidas da criação massal por repetição. Cada lagarta foi mantida em um pote plástico de 50 mL contendo dieta artificial e sobre cada lagarta foi aplicado 2 μ L da solução com auxílio da seringa de Hamilton®. Foi utilizado uma lagarta por repetição devido ao canibalismo observado em *S. frugiperda*. As lagartas foram observadas diariamente por sete dias para avaliação das taxas de mortalidade.

Análise dos dados

As taxas de mortalidade obtidas por meio da aplicação dos tratamentos foram corrigidas através da fórmula de Abbott (1925). As taxas de mortalidades observadas foram submetidas a análise de Kruskal-Wallis, para verificar se houve diferença estatística entre as mortalidades causadas pelos diferentes tratamentos e ao teste de Dunn para especificar quais tratamentos diferiram. Todos os testes foram conduzidos com 95% de probabilidade.

As taxas de mortalidade obtidas através da aplicação de diferentes concentrações do Bouveril (10^7 ; 10^6 ; 10^5 ; 10^4 e 10^3 conídios/mL) e da testemunha foram submetidas a regressão logística. A análise logística é adequada para situações em que uma ou mais variável explicativa (ex. concentração do produto) são correlacionadas com uma variável resposta dicotômica (Ex. morta ou viva) em condições experimentais iguais (BARRETO, 2011). Dessa forma foram calculadas as probabilidades de morte dos indivíduos submetidos a diferentes concentrações do produto conforme a equação:

$$P = \frac{1}{1 + e^{-f(x)}}$$

$$f(x) = \beta_1 + \beta_0 * C$$

Em que:

P é a probabilidade de sucesso (morte do indivíduo)

C é a concentração do produto em conídios por mL.

e é a base dos logaritmos naturais (2,7182)

Todas as análises foram realizadas no programa R (R Core Team, 2017).

RESULTADOS

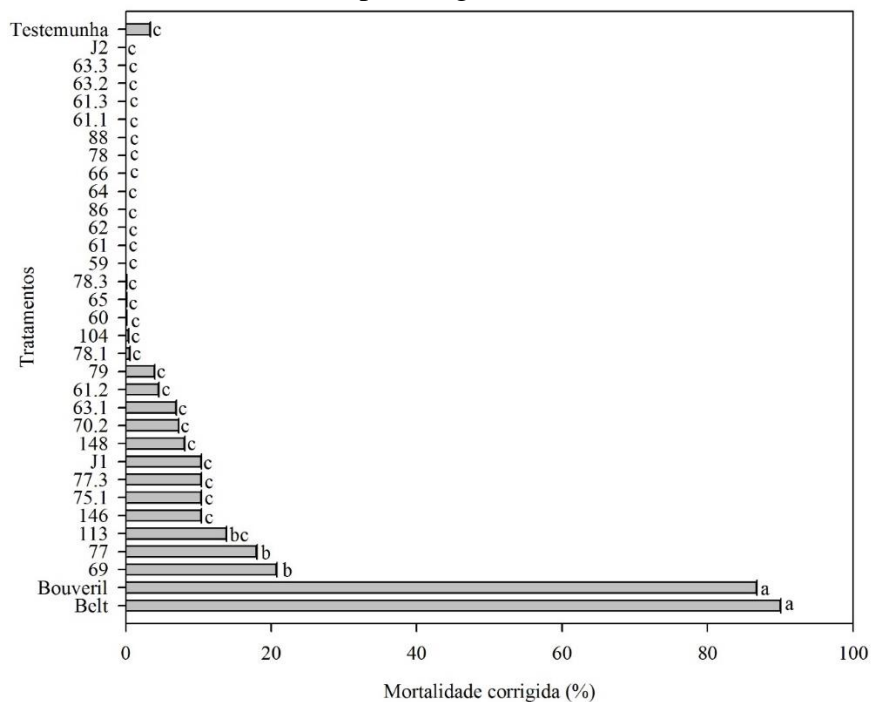
Os fungos foram coletados dos seguintes hospedeiros: *A. gemmatalis*, *C. includens* e *Spodoptera* sp. (Lepidoptera: Noctuidae), *Blissus pulchellus* (Hemiptera: Blissinae), *Cosmopolites sordidus* (Coleoptera: Dryophthoridae) e cochonilhas (Hemiptera).

Entre os isolados testados, 21 produziram conídios e 9 apenas micélios. Esses 9 isolados (64; 66; 78; 88; 61.1; 61.3; 63.2; 63.3 e J2) foram testados aplicando-se os fragmentos de micélio, contudo esse procedimento não causou mortalidade nos indivíduos.

As maiores taxas de mortalidade corrigida foram observadas para os isolados 69 (23,3%), 77 (20,7%) e 113 (16,7%). O isolado 148, que foi obtido a partir de cochonilhas mortas por *Aschersonia* sp., ocasionou uma taxa de mortalidade corrigida de apenas 8%.

As taxas de mortalidade diferiram entre os tratamentos ($p < 2,2 \times 10^{-16}$). As taxas de mortalidade corrigidas causadas por Bouveril (86,7%) e Belt (90%) foram estatisticamente iguais entre si e diferentes de todos os demais tratamentos. Os isolados 69, 77 e 113 foram estatisticamente iguais entre si. A mortalidade observada pela aplicação do isolado 113 foi estatisticamente igual a todos os demais tratamentos e a testemunha (Figura 1).

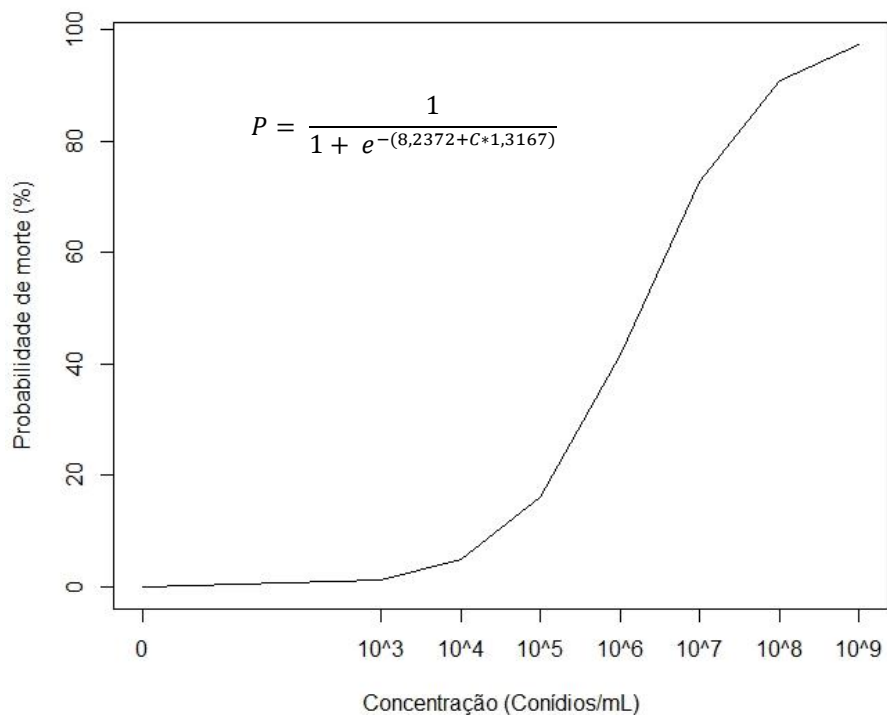
Figura 1 - Taxas de Mortalidade corrigida de *S. frugiperda* tratadas com diferentes isolados de fungos, inseticida comercial Belt, produto Bouveril WP PL 63 Kopper® a base de *B. bassiana* e o tratamento testemunha (apenas água e Tween)



Barras seguidas pela mesma letra não diferiram significativamente pelo teste de Dunn a 95% de probabilidade.

A aplicação de *B. bassiana* em populações locais de *S. frugiperda* foi satisfatória em elevadas concentrações (10^7 conídios/mL) ocasionando taxas de mortalidade corrigidas de 72,7%. Entretanto, a redução para a concentração de 10^6 conídios/mL diminuiu a taxa de mortalidade corrigida para 41,6%. A curva de regressão logística indica que a probabilidade de morte aumenta de 41,6% para 72,7% quando a concentração do produto foi aumentada de 10^6 para 10^7 conídios/mL. Em concentrações de 10^8 e 10^9 conídios/mL as probabilidades de morte chegam a 90,8% e 97,4% respectivamente (Figura 2).

Figura 2 - Probabilidade de morte de *S. frugiperda* obtida pela aplicação de diferentes concentrações de *B. bassiana* (Bouveril WP PL 63 Kopper®).



DISCUSSÃO

O número de isolados coletados foi baixo se comparado aos obtidos por Thomazoni; Formentini; Alves (2014) que demonstraram a patogenicidade de 49 isolados de *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* contra *S. frugiperda* coletados a partir de 22 insetos hospedeiros e do solo de áreas cultivadas e não cultivadas. Esses autores obtiveram a maior taxa de mortalidade de *S. frugiperda* (44,5%) com um isolado coletado do solo proveniente de uma área de plantio de erva-mate. Áreas florestais apresentam um manejo menos intenso do que áreas agrícolas podendo formar um microclima mais estável, mantendo fatores bióticos mais adequados para fungos entomopatogênicos como luminosidade, umidade e temperatura (JARONSKI, 2010). Outro aspecto que pode explicar o baixo número de isolados coletados na área de estudo é a radiação ultravioleta (UV), que reduz fortemente a produção de conídios (RANGEL et al., 2015). Em laboratório, a exposição por 30 segundos a radiação UV e por 30 minutos a irradiância de 590 Wm⁻², reduziram significativamente a

germinação de fungos entomopatogênicos (OLIVEIRA et al., 2016). As coletas foram feitas somente a partir de insetos e não do solo, considerado um importante reservatório e habitat para fungos entomopatogênicos (PELL; HANNAM; STEINKRAUS, 2010). Por fim, destaca-se que a aplicação de fungicidas em plantios convencionais reduz as populações de importantes fungos entomopatogênicos (BUENO et al. 2007; MOSCARDI et al., 2012).

O modo de ação de fungos entomopatogênicos descrito sempre envolve a fixação ou adesão do conídio à cutícula do hospedeiro e posterior germinação, penetração e disseminação dentro do corpo (ALVES et al., 1998; INGLIS et al., 2001). Para tanto os fungos produzem uma série de enzimas através de processos bioquímicos e moleculares condicionados por fatores ambientais que atuam durante todo o processo (ORTIZ-URQUIZA; KEYHANI, 2015). Portanto, os esporos dos fungos são fundamentais para o processo infeccioso e os fragmentos de micélios, utilizados nesse trabalho, podem não possuir as características moleculares e bioquímicas necessárias para causar a mortalidade de indivíduos de *S. frugiperda*.

Fungos do gênero *Aschersonia* spp são relatados como entomopatógenos de inúmeras espécies de mosca-branca como *Aleurothrixus floccosus* (UMEH; ADEYEMI 2011), *Trialeurodes vaporariorum*, *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae) (MEEKES et al., 2002) e também contra a mosca-negra-dos-citros, *Aleurocanthus woglumi* (Hemiptera: Aleyrodidae) (PENA et al., 2009). Espécies de *Aschersonia* spp são considerados entomopatógenos específicos de insetos das famílias Aleyrodidae e Coccidae (Hemiptera), devido as suas características genéticas e compostos bioquímicos produzidos, como destruxinas e quitinases (AGRAWAL; NARWANI; SUBRAMANIAN, 2016). Dessa forma, a ineficiência de *Aschersonia* spp contra *S. frugiperda* observada nesse trabalho corrobora com os dados da literatura e reforçam a especificidade de fungos entomopatogênicos desse gênero para Aleyrodidae e Coccidae.

Devido aos inúmeros casos de resistência de *S. frugiperda* a produtos químicos (DIEZ-RODRÍGUEZ; OMOTO, 2001; CARVALHO et al., 2013; NASCIMENTO et al., 2016) e aos transgênicos (*Bt*) (FARIAS et al., 2014; OMOTO et al., 2016; BURTET et al., 2017), a utilização de fungos entomopatogênicos eficientes pode ser uma alternativa viável. Nesse sentido, o produto Bouveril WP PL 63 (Koppert®) proporcionou taxas de mortalidade iguais ao inseticida Belt. O Bouveril tem como base o entomopatógeno *B. bassiana* um fungo

que tem sido prospectado de diversos hospedeiros e a partir do solo (THOMAZONI; FORMENTINI; ALVES, 2014). Esse fungo foi relatado como endofítico devido sua capacidade colonizar as plantas (OWNLEY et al., 2010), o que poderia ser vantajoso para a cultura do milho, uma vez que *S. frugiperda* ao penetrar o cartucho, fica protegida de certos procedimentos de controle (CARVALHO et al., 2013).

Na concentração de 10^7 conídios/mL, Bouveril apresentou taxas de mortalidade superiores às obtidas por 35 isolados de *B. bassiana* aplicados na concentração de 10^9 conídios/mL contra *S. frugiperda* em que as taxas de mortalidade variaram de 0% a 44,4% (THOMAZONI; FORMENTINI; ALVES, 2014). Apesar disso, a redução na concentração de conídios/mL de Bouveril reduziu drasticamente as taxas de mortalidade provocadas o que está relacionada a redução no número de conídios. Em teoria um conídio bastaria para provocar a mortalidade do hospedeiro, no entanto sabe-se que os insetos apresentam uma série de mecanismos e comportamentos de defesa que podem comprometer o processo infeccioso (BAVERSTOCK; ROY; PELL, 2010). Dessa forma, a probabilidade de *B. bassiana* causar a morte de *S. frugiperda* é diretamente proporcional a concentração do produto.

CONCLUSÕES

Os 30 isolados de fungos bioprospetados não são eficientes para o manejo de *Spodoptera frugiperda* Smith & Abbot, 1797 (Lepidoptera: Noctuidae),

O produto comercial Bouveril, a base de *Beauveria bassiana*, na concentração de 10^7 conídios/mL é eficiente para o manejo de *S. frugiperda*.

REFERENCIAS

- ABBOTT, W.S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **Journal of Economic Entomology**, v. 18, p. 265-266. 1925.
- AGRAWAL, Y.; NARWANI, T.; SUBRAMANIAN, S. Genome sequence and comparative analysis of clavicipitaceous insect-pathogenic fungus *Aschersonia badia* with *Metarhizium* spp. **BMC Genomics**, v. 17, n. 367, 15p, 2016.
- ALVES, S. B. **Controle microbiano de insetos**. 2 Eds, Piracicaba, SP: FEALQ, 1998. 1163 p.
- BAHADERJEET, S. Insecticidal potential of an endophytic *Cladosporium velox* against *Spodoptera litura* mediated through inhibition of alpha glycosidases. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 131, p. 46–52. 2016.
- BARRETO, A. S. **Modelos de Regressão: Teoria e Aplicação com o Programa Estatístico R**. 1 Ed., Brasília: Edição do autor, Brasília, 2011, 176 p.
- BARROS, E.M.; TORRES, J.B.; BUENO, A.F. Oviposição, desenvolvimento e reprodução de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em diferentes hospedeiros de importância econômica. **Neotropical Entomology** v.39, n.6, p.996-1001, 2010.
- BAVERSTOCK, J.; ROY, H. E.; PELL, J. K. Entomopathogenic fungi and insect behaviour: from unsuspecting hosts to targeted vectors. **Biological control**, v. 55, p. 89 -102. 2010.
- BUENO, R.C.O.F. et al. Sem barreira. **Revista Cultivar**, v. 93, p. 12-15, 2007.
- BURTET, L. M. et al. Managing fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), with Bt maize and insecticides in southern Brazil. **Pest Management Science**, 10 p, 2017.
- CARVALHO, R.A, Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. **PLoS One** 8:e62268, 2013.
- CRUZ, I. et al. Using sex pheromone traps in the decision-making process for pesticide application against fall armyworm (*Spodoptera frugiperda*) (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) larvae in maize. **International Journal of Pest Management**, v.58, p. 83-90, 2012.
- CRUZ, I.; FIGUEIREDO, M.; OLIVEIRA, A.C.; VASCONCELOS, C.A. Damage of *Spodoptera frugiperda* (Smith) in different maize genotypes cultivated in soil under three levels of aluminium saturation. **International Journal of Pest Management**, v. 45, p. 293-296, 1999.

DIEZ-RODRÍGUEZ, G.I; OMOTO, C. Inheritance of lambda-cyhalothrin resistance in *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Neotropical Entomology**, v.30, p. 311-316, 2001.

FARIAS, J.R. Field-evolved resistance to Cry1F maize by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Crop Protection**, v.64, p.150-158, 2014

GANDARILLA-PACHECO F. L. et al. Effect of Native Mexican Isolates of *Isaria fumosorosea* (Wize) Brown & Smith on *Spodoptera exigua* (Hübner) and *Helicoverpa zea* (Boddie). **Southwestern Entomologist**, v. 40, n. 4, p.721-729.

GREENE, G.L.; LEPPLA, N.C.; DICKERSON, W.A. Velvetbean caterpillar: a rearing procedure and artificial medium. **Journal of Economic Entomology**, v. 69, n. 4, p. 487-488, 1976.

HAJEK, A. E; DELALIBERA JR. I. Fungal pathogens as classical biological control agentes against arthropods. **Biological Control**. v. 55, p. 147–158. 2010.

PELL, J. K.; HANNAM, J. J.; STEINKRAUS, D. C. Conservation biological control using fungal entomopathogens. **BioControl**, v. 55, p.187–198, 2010.

INGLIS, S.D; et al. Use of Hyphomycetous Fungi for Mananging Insect Pests. In: BUTT, T.M; JACSON, C.W; MAGAN, N. Fungi as biological agents – progress, problems and potencial. Wallingford, UK: Cabi Publishing, p. 23-69, 2001.

JARONSKI, S. T. Ecological factors in the inundative use of fungal entomopathogens. **BioControl**, v. 5, p. 159–185, 2010.

LOPEZ, F; MIRANDA, D.R. A phylogenetic approach to conserving Amazonian biodiversity. **Conservation Biology**, v. 24, p. 1359 – 1366, 2011.

MEEKES, E.T.M. et al. Pathogenicity of *Aschersonia* spp. Against whiteflies *Bemisia argentifolii* and *Trialeurodes vaporariorum*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v.81, n.1, p.1-11, 2002.

MOSCARDI, F. et al. Artrópodes que que atacam as folhas da soja. In: HOFFMANN-CAMPO, C. B.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; MOSCARDI, F. (Eds). Soja manejo integrado de insetos e de outros artrópodes pragas. Brasília, DF, p. 213 -334. 2012.

NAGOSHI, R.N. et al. Haplotype profile comparisons between *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) populations from Mexico with those from Puerto Rico, South America, and the United States and their implications to migratory behavior. **Journal Economic Entomology**, v.108, p.135–144, 2015.

NASCIMENTO, A.R.B. et al. Genetic basis of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) resistance to the chitin synthesis inhibitor lufenuron. **Pest Management Science**, v. 72, p. 810–815, 2016.

OLIVEIRA, M. T. de. et al. Sensibilidade de isolados de fungos entomopatogênicos às radiações solar, ultravioleta e à temperatura. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.83, p. 1-7, e0042014, 2016.

OMOTO, C. et al. Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. **Pest Management Science**, DOI: 10.1002/ps.4201, 2016.

ORDÓÑEZ-GARCÍA M. et al. Occurrence of Natural Enemies of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Chihuahua, Mexico. **Florida Entomologist**, v.98, n. 3, p, 843-847. 2015.

ORTIZ-URQUIZA, A.; KEYHANI, N. O. Action on the surface: entomopathogenic fungi versus the insect cuticle. **Insect**, v. 4, n. 3, p. 357 – 374. 2013.

OWNLEY, B. H.; GWINN, K. D.; VEGA, F. E. Endophytic fungal entomopathogens with activity against plant pathogens: ecology and evolution. **Biocontrol**, v. 55, p. 113 – 128, 2010.

PENA, M. R. et al. Inibição do desenvolvimento de *Aleurocanthus woglumi* ashby (Hemiptera: Aleyrodidae) por *Aschersonia* cf. *aleyrodis* webber (Deuteromycotina: Hyphomycetes). **Arquivos do Instituto Biológico**, v.76, n.4, p.619-625, 2009.

POGUE GM, A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). **Memoirs of the American Entomological Society**, v.43, p. 1-202, 2002..

R CORE TEAM. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>. 2017.

RAMIREZ-RODRIGUEZ, D.; SÁNCHEZ-PEÑA, S. R. Endophytic *Beauveria bassiana* in *Zea mays*: pathogenicity against larvae of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*. **Southwestern Entomologist**, v 41, n. 3, p.875-878. 2016.

RANGEL, D. E. N. et al. Stress tolerance and virulence of insect-pathogenic fungi are determined by environmental conditions during conidial formation. **Current Genetics**, v. 61, p.383–404, 2015.

RÍOS-VELASCOS, C. et al. Natural enemies of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Coahuila, México. **Florida. Entomologist**, v. 94, p.723-726, 2011.

ROJAS, J. C. et al. Seasonal and nocturnal flight activity of *Spodoptera frugiperda* males (Lepidoptera: Noctuidae) monitored by pheromone traps in the coast of Chiapas, Mexico. **Florida Entomologist**, v. 87, n.4, p. 496-503, 2004.

ROSAS-GARCÍA, N. M.; VILLEGAS-MENDOZA, J. M.; SÁNCHEZ-VARELA, A. Molecular identification and virulence rvaluation of fungal isolates against *Spodoptera exigua* (Hübner) larvae. **Southwestern Entomologist**, v. 40, n. 4, p.837-841. 2015.

ROBBS, C.F; BITTENCOURT, A.M. O controle biológico de insetos nocivos à agricultura com o emprego de fungos imperfeitos ou hifomicetos. *Biotecnologia*, v. 6. P. 10-12, 1998.

ROBERTS, D.W.; LEGER, R.J. *Metarhizium* spp., cosmopolitan insect-pathogenic fungi: mycological aspects. *Advances in Applied Microbiology*, v. 54, p. 1-70. 2004.

ROY, H.E; et al. Bizarre interactions and endgames: Entomopathogenic fungi and their arthropod hosts. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 413-423, 2006

SANJUAN TI, et al., Five new species of entomopathogenic fungi from the Amazon and evolution of neotropical Ophiocordyceps, **Fungal Biology** (no prelo), 2015.

SANZ, M. M. Avances en el conocimiento de la biodiversidad: espécies. **Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural** (Sec. Biol.), v.100, p. 19-30, 2005,

SOSA-GÓMEZ, D. R.; SILVA, J. J. da. (Org.). Fungos entomopatogênicos: catálogos de isolados. Londrina: Embrapa Soja, 2002. 32 p. (Embrapa Soja / Documentos, 188).

THOMAS, M.B. Ecological approaches and the development of “Truly integrated” pest management. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 96, p. 5944-5951, 1999.

THOMAZONI, D.; FORMENTINI, M. A.; ALVES, L. F. A. Patogenicidade de isolados de fungos entomopatogênicos à *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v.81, n.2, p. 126-133, 2014.

TINOCO R, HALPERIN D. Poverty, production and health: inhibition of erythrocyte cholinesterase through occupational exposure to organophosphate insecticides in Chiapas, México. **Archives of Environmental Health**, v.53, p.29-35, 1998.

UMEH, V.; ADEYEMI, A. Population dynamics of the woolly whitefly *Aleurothrixus floccosus* (Maskell) on sweet orange varieties in Nigeria and association of *A. floccosus* with the entomopathogenic fungi *Aschersonia* spp. **Fruits**, v. 66, n.6, p 385-392. 2011.

VÍRGEN, O. E. et al. Parasitoids and entomopathogens of the fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Nayarit, Mexico. **Southwestern Entomologist**, v. 38, n. 2, p. 339-344. 2013.

ZANGH, L. Assessment of oral virulence against *Spodoptera litura*, acquired by a previously non-pathogenic *Metarhizium anisopliae* isolate, following integration of a midgut-specific insecticidal toxin. **Biological Control**, v. 79, p. 8–15, 2014.

CAPÍTULO III - ATIVIDADE INSETICIDA DE ÓLEOS ESSENCIAIS PARA O CONTROLE DA LAGARTA DO CARTUCHO DO MILHO, *Spodoptera frugiperda*

*Artigo aceito para publicação na revista Arquivos do Instituto Biológico.

RESUMO

A lagarta do cartucho, *Spodoptera frugiperda* é uma das principais pragas na cultura do milho e nos últimos anos vem desenvolvendo resistência a produtos químicos e a tecnologia Bt. Portanto, métodos alternativos de controle como emprego de óleos essenciais é um passo importante na implementação de estratégias de manejo para essa praga. Objetivou-se com este trabalho avaliar a eficiência dos óleos essenciais (OEs) de *Corymbia citriodora*, *Myrciaria dubia* (Myrtaceae), *Lippia microphylla* (Verbenaceae) e *Piper umbellatum* (Piperaceae) no controle de *S. frugiperda*. Os OEs foram extraídos e testes de mortalidade com aplicação tópica e de voláteis foram conduzidos, com 30 lagartas de 2º instar provenientes de criação massal e em dieta artificial. Como testemunha foram conduzidos testes com água destilada e acetona. Os OEs que proporcionaram taxas de mortalidade acima de 80% foram submetidos a análise química para identificação de seus constituintes. Entre os OEs, mostraram-se eficientes apenas os de *C. citriodora* e *L. microphylla*. Para o OE de *C. citriodora* a DL80 foi de $7,06 \pm 0,73$ mg.g⁻¹ em aplicação tópica e $5,85 \pm 0,75$ µL via aplicação do volátil. Por outro lado, para o OE de *L. microphylla* a DL80 foi de $9,95 \pm 1,25$ mg.g⁻¹ em aplicação tópica e $18,56 \pm 3,55$ µL via aplicação do volátil. A análise química demonstrou que os principais constituintes foram *citronelal* para o OE de *C. citriodora* e (*E*)-*cariofileno* e (*E*)-*nerolidol* para o de *L. microphylla*. Os OEs de *C. citriodora* e *L. microphylla* são promissores para o controle de *S. frugiperda*, com destaque para o efeito volátil do óleo de *C. citriodora*.

Palavras-chave: *Spodoptera frugiperda*, manejo integrado de pragas, *Lippia microphylla*, *Corymbia citriodora*.

INTRODUÇÃO

A lagarta do cartucho-do-milho, *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) (Lepdoptera: Noctuidae) é um inseto polífago e uma das mais importantes pragas do milho na América do Sul (Pogue, 2002). Em Roraima, *S. frugiperda* é uma praga para as culturas de arroz (Sakazaki et al., 2008) e milho (MARSARO JR.; SILVA Jr., 2010; MASTRANGELO et al., 2014). Essas culturas representam 36% da área plantada e 58% da produção agrícola no estado em plantios anuais (CONAB, 2017). Apesar da proeminência dada a *S. frugiperda* como praga de milho, esta espécie tem sido relatada em outras culturas como o sorgo, *Sorghum bicolor* (L.) Moench, pastagem *Panicum maximum* Jacq. Cv. Tanzânia, cana-de-açúcar, *Saccharum officinarum* L. (Poaceae), algodão *Gossypium herbaceum* L. (Malvaceae) e soja, *Glycine max* (L.) Merrill (Fabaceae) (Boregas et al., 2013).

O controle de *S. frugiperda* intensificou o uso de piretróides e organofosfatos nas culturas, reduzindo a eficiência de controle e aumentando a resistência de *S. frugiperda* a esses grupos químicos (CARVALHO et al., 2013). Casos de resistência já foram relatados para lambda- cialotrina (DIEZ-RODRÍGUEZ; OMOTO, 2001), clorpirifós (CARVALHO et al., 2013) e lufenuron (NASCIMENTO et al., 2016). Além disso, há casos de seleção de indivíduos de *S. frugiperda* resistentes ao milho com as toxinas Cry1F e Cry1Ab do gene Bt (*Bacillus thuringiensis*) (FARIAS et al., 2014; OMOTO et al., 2016; BURTET et al., 2017). Nesse sentido, o uso de métodos alternativos, como extratos de plantas e óleos essenciais para o controle de pragas de insetos tem aumentado (KRINSKI, 2014).

Inseticidas botânicos controlam as pragas desde a antiguidade (VIEGAS-JÚNIOR, 2003). Esses fito-inseticidas, na forma de extratos vegetais e óleos essenciais, são uma excelente alternativa para o manejo de pragas em uma flora diversa como no Brasil e, portanto, com alto potencial para a descoberta de novos inseticidas (KRINSKI et al., 2014). Os óleos essenciais (OEs) de algumas espécies podem apresentar compostos tóxicos para insetos, mas são seguros para os seres humanos, portanto com alto potencial para o controle de pragas agrícolas (EBADOLLAHI, 2011).

Alguns OEs extraídos de certas espécies de plantas têm a capacidade de repelir e /ou matar por contato direto e até mesmo através do sistema respiratório dos insetos (ISMAN 2000; CORRÊA; SALGADO, 2011). O metabolismo secundário das plantas sintetiza estes

óleos em todos os seus órgãos que tem funções de comunicação (por exemplo, atraindo polinizadores) e defesa (BAKKALI et al., 2008). Além disso, apresentam as seguintes vantagens: alta eficiência, inúmeros modos de ação, baixa toxicidade a organismos não-alvo e potencial uso como subprodutos (PAVELA; BENELLI, 2016). Em sua composição, os OEs podem ter de 20 a 60 componentes, dos quais apenas dois ou três podem representar 20-70% da composição do óleo (BAKKALI et al., 2008).

Para controlar *S. frugiperda*, já foi demonstrada a eficiência do extrato de folhas e ramos de *Trichilia pallida* Sw (Meliaceae) em acetato de etila (ROEL et al., 2000) e extrato aquoso de folhas de nim (*Azadirachta indica* A. Juss. - Meliaceae) (VIANA PRATES, 2003) via digestão. OEs de *Corymbia citriodora* (Hook.) K.D. Hill & L.A.S. Johnson (SOUZA et al., 2010; ZANG et al., 2014), de algumas espécies do gênero *Piper* spp. (SCOTT et al., 2008) e *Lippia alba* (Mill.) N.E.Br. ex Britton & P. Wilson (Verbanaceae) (NICULAU et al., 2013) também já demonstraram ser eficientes no manejo de *S. frugiperda* em aplicações tópicas.

O potencial para desenvolver fito-inseticidas a partir de OEs é enorme no Brasil, especialmente devido à riqueza e diversidade da flora (KRINSKI, 2014). Além disso, estudos sobre potenciais inseticidas no país, a partir de OEs são escassos. Portanto, objetivou-se com este trabalho avaliar a eficiência de OEs de *Corymbia citriodora*, *Lippia microphylla* Cham., *Piper umbellatum* L. e *Myrciaria dubia* (Kunth) McVaugh e determinar os constituintes principais dos óleos essenciais mais eficientes para o manejo de *S. frugiperda*.

MATERIAIS E MÉTODOS

Criação de *S. frugiperda* em laboratório

Adultos de *S. frugiperda* foram capturados com armadilha luminosa em área de cultivo de milho do Campo Experimental da Embrapa Roraima (2 ° 40'01.3 "N 60 ° 50'24" W), município de Boa Vista / RR, e levados ao Laboratório de Entomologia da Embrapa Roraima. Estes foram colocados em gaiolas de acrílico com as paredes laterais cobertas com papel kraft para oviposição. As gaiolas foram mantidas a 27 ± 2 ° C, $65 \pm 5\%$ de umidade

relativa e totalmente no escuro. As mariposas foram alimentadas com uma solução de água destilada e mel 10% embebido em algodão. As massas de ovos do papel foram retiradas diariamente e as transferimos para uma dieta artificial (Greene et al., 1976). Após a eclosão, as lagartas foram individualizadas em potes plásticos de 50 ml, com dieta artificial, uma parte utilizada no experimento e outra mantida para reprodução.

Mariposas foram enviadas ao Dr. Alexandre Specht (Embrapa Cerrados, Brasília, DF), que confirmou a identificação das espécies.

Extração dos óleos essenciais

Folhas de *Corymbia citriodora*, *Lippia microphylla*, *Piper umbellatum* e *Myrciaria dubia* foram coletadas na sede da Embrapa Roraima (02°45'26.89"N; 60°43'52.78" W), nas primeiras horas da manhã. Selecionou-se as folhas com melhor aparência física e sanitária e foram levadas para o Laboratório de Química do Solo e Fertilidade do Campus Murupu da Universidade Federal de Roraima.

Foram sanitizadas 300g de folhas frescas com água destilada para extração com técnica de hidrodestilação, utilizando um aparato clavenger de Vidrolabor, com circuito fechado de água. As folhas foram colocadas em um balão de fundo redondo de 3000 mL e foi adicionada cerca de 2000 mL de água destilada como solvente. O manto de aquecimento foi usado como fontes de calor, e um banho de termostato como um refrigerador. Após 3 horas de extração, os OEs foram obtidos e coletados em frascos de vidro âmbar adequadamente tarados e tratados com anidrido de sulfato de sódio Na₂SO₄, para remoção de umidade (MEDEIROS et al., 2016).

Bioensaios com aplicação tópica

Foram realizados bioensaios iniciais, com aplicação de 30 miligramas de óleo por grama de inseto (mg.g⁻¹), para selecionar os OEs mais letais. Os OEs que causaram

mortalidade maior que 80% foram diluídos em acetona nas concentrações de 1, 5, 10, 15 e 20 mg.g⁻¹ para curvas dose-resposta.

Para cada dosagem, foram utilizadas 30 lagartas de segundo instar obtidas da criação massal e individualizadas em garrafas plásticas de 50 mL com dieta artificial. Cada lagarta recebeu 1 µl de solução usando uma micro-seringa Hamilton.

A mortalidade da lagarta foi monitorada diariamente por 10 dias, e aquelas que não apresentaram movimentos após um toque com uma escova de cerdas finas, foram consideradas mortas.

Bioensaios com voláteis

Os efeitos de substâncias voláteis de OEs que causaram mortalidade acima de 80% em testes de aplicação tópica também foram testados. Portanto, foi pesado o volume de 100 µl de cada OE em uma balança de precisão, obtendo assim o peso/volume para cada OE (mg/100 µl). Com este valor, estimou-se o volume de OE que correspondeu às concentrações de 1, 5, 10, 15, 20 e 30 mg.g⁻¹ pela seguinte fórmula:

$$\textit{Volume estimado} = \frac{\textit{Concentração}}{\textit{Peso/volume}}$$

Em que o volume estimado é a quantidade em µl de OE a ser aplicada; a concentração refere-se aos valores de 1, 5, 10, 15, 20 e 30 mg.g⁻¹ e o peso/volume é em peso, em mg, obtido através da pesagem de 100 µl de OE.

Os OEs foram aplicados em um papel de filtro de 66,7 X 25,4 mm colado a uma tampa de Petri. O tratamento controle foi a aplicação de 1 mL de água no adesivo. Em cada placa de Petri foram colocados 10 g da dieta artificial e uma lagarta de segundo instar sem contato direto com o papel tratado. As placas foram seladas com Parafilm e a sobrevivência das lagartas foi avaliada diariamente durante 10 dias. Para cada tratamento foram realizadas 30 repetições.

Composição química dos óleos essenciais

Os OEs foram analisados por GC-FID e GC-MS nos sistemas Agilent 6890N e 5973N, ambos com colunas capilares de sílica fundida HP-5MS (30 m x 0,25 mm x 0,25 µm). O hidrogênio foi utilizado como gás carreador para GC-FID e hélio para GC-MS, ambos com vazão de 1,0 mL/minuto e uma divisão de 1: 100. A temperatura do forno foi aumentada de 60 a 240 °C a 3 °C/minuto. O detector de massa foi operado em modo de ionização eletrônica a 70eV. Os dados quantitativos foram obtidos a partir do sinal FID corrigido com fatores de resposta e com a normalização da área utilizando o octanoato de metila como padrão interno. Os componentes do óleo foram identificados por comparação de espectros de massa e índices de retenção linear com a biblioteca espectral e literatura.

Análise dos dados

Para todos os bioensaios, as taxas de mortalidade de lagartas foram corrigidas pela fórmula de Abbott (1925). As mortalidades no primeiro bioensaio de aplicação tópica foram submetidas à análise de Kruskal-Wallis, seguida do teste de Dunn. Essas análises foram realizadas no programa R (R CORE TEAM, 2017).

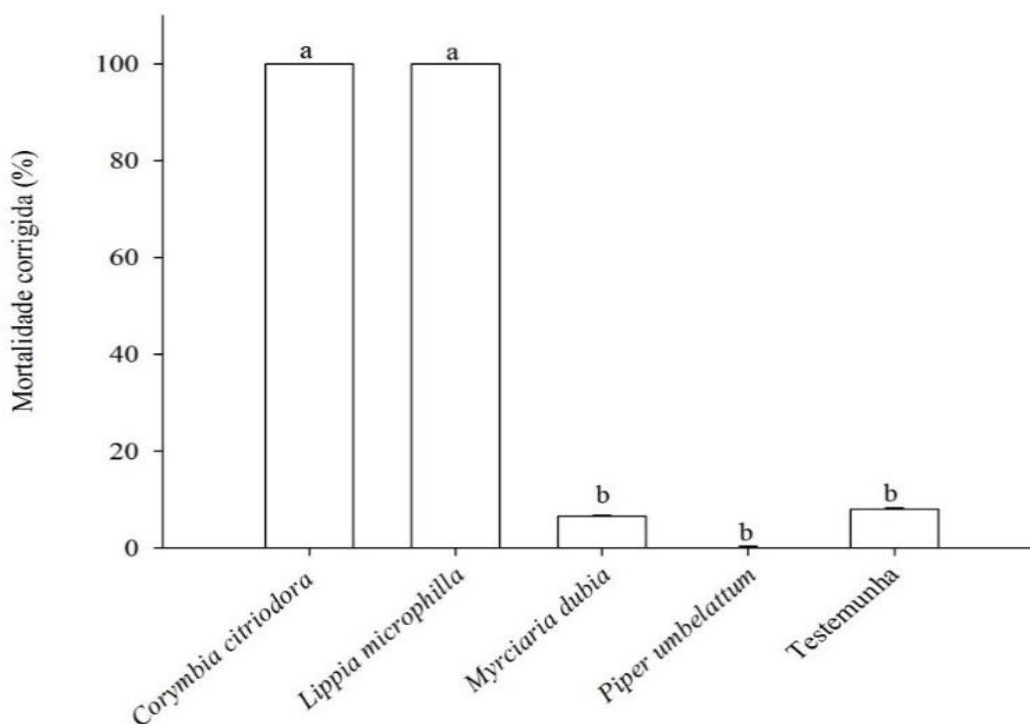
Para obter as curvas dose-resposta as mortalidades obtidas em cada dosagem em ambos os bioensaios foram submetidos a análise de regressão. Foram utilizados os modelos Probit, log-logistic e logistic com três coeficientes. O modelo selecionado resultou em todos os coeficientes significativos ($p < 0,05$). Essas análises ocorreram no programa R utilizando o pacote DRC (RITZ; STREIBIG, 2005; RITZ et al., 2015). Com base nesses modelos, foram calculados os DL50, DL80 e DL90.

RESULTADOS

O teste de Kruskal-Wallis indicou que a taxa de mortalidade de *S. frugiperda* foi estatisticamente diferente ($p = 2.596e-05$) com aplicação tópica de OE na dose de 30 mg.g⁻¹.

Os OEs de *P. umbelattum* e *M. dubia* proporcionaram taxas de mortalidade de 0% e 6,5%, respectivamente, e foram estatisticamente iguais ao controle. Por outro lado, OEs de *C. citriodora* e *L. microphylla* proporcionaram taxas de mortalidade de 100% (Figura 1).

Figura 1 - Mortalidade (%) de *Spodoptera frugiperda* 10 dias após a aplicação tópica de quatro óleos essenciais na dosagem de 30 mg.g⁻¹

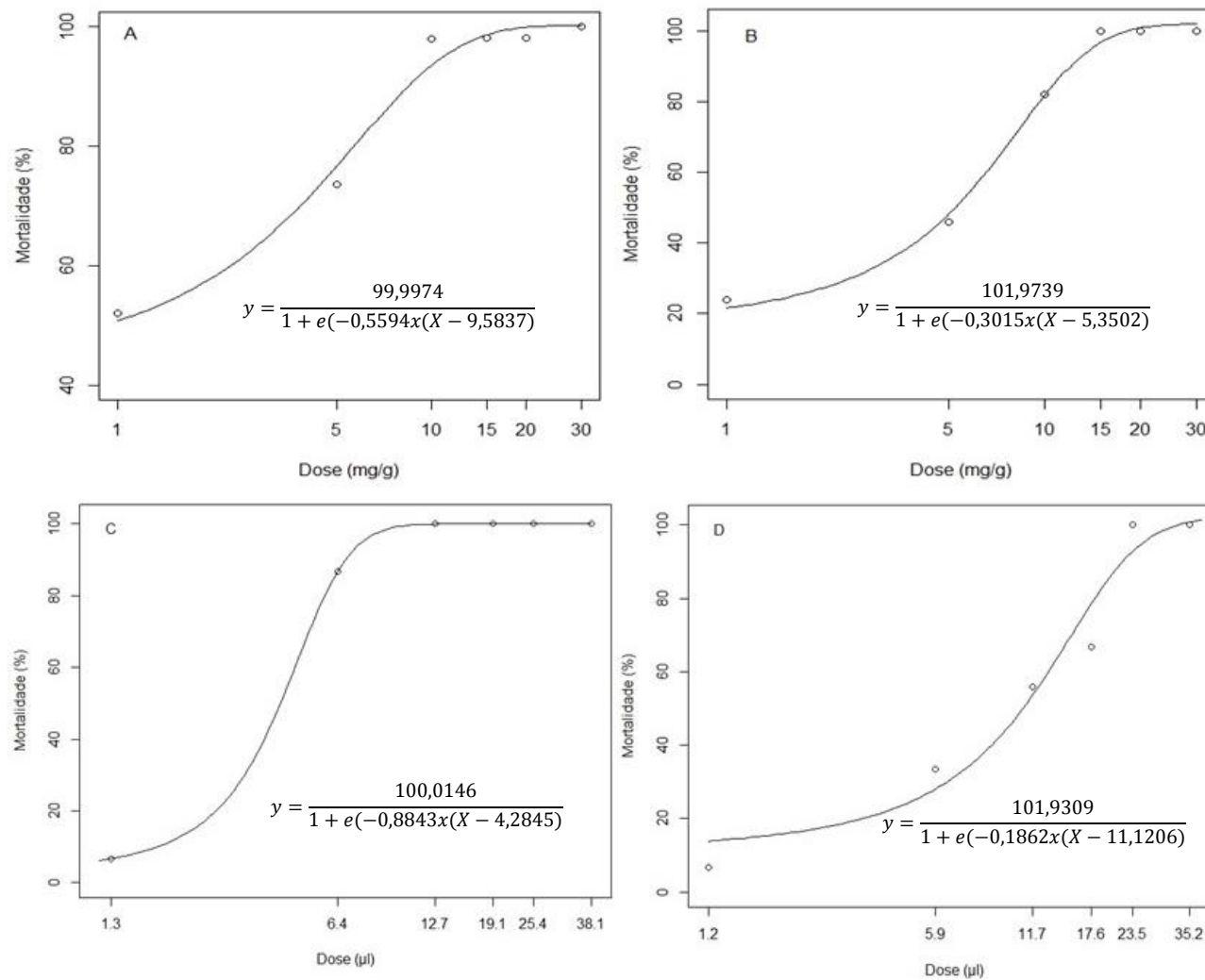


Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem pelo teste de Dunn a 5% de probabilidade

Para obter as curvas dose-resposta, o modelo logístico teve o melhor ajuste ($p < 0,05$). As taxas de mortalidade, via aplicação tópica, proporcionadas pelo OE de *C. citriodora* foram maiores e estabilizaram a curva com 10 mg.g⁻¹, enquanto que para o OE de *L. microphylla*, ocorreu apenas com 15 mg.g⁻¹ (Figura 2 AB). Os OEs de *C. citriodora* e de *L. microphylla* causaram taxas de mortalidade 92% superiores ao controle.

No experimento com voláteis, o modelo logístico também proporcionou o melhor ajuste ($p < 0,05$). A exposição de lagartas a 6,4 µl de OE de *C. citriodora* resultou em mortalidades superiores a 80%, estabilizadas com 12,7 µl. Para o OE de *L. microphylla* isso ocorreu apenas com 23,5 µl (Figura 2 CD).

Figura 2 - Mortalidade (%) de lagartas de 2º instar de *Spodoptera frugiperda* 10 dias após a aplicação tópica (A e B) e volátil (C e D) de diferentes dosagens dos óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e de *Lippia microphylla* respectivamente



As DL50, DL80 e DL90 foram menores para o OE de *C. citriodora* em ambos os bioensaios (aplicação tópica e volátil). A partir da aplicação tópica, para ambos os OE, o DL80 foi obtido com doses abaixo de 10 mg.g⁻¹. DL80 e DL90 para *C. citriodora* foram menores no bioensaio volátil do que no bioensaio de aplicação tópica. Em contraste, para o OE de *L. microphylla*, a aplicação tópica foi mais eficiente (Tabela 1).

Tabela 2 - Doses letais de óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e de *Lippia microphylla* para lagartas 2º instar de *Spodoptera frugiperda* com aplicação tópica e sob efeito de voláteis

OE	Bioensaio	DL ₅₀ ± EP	DL ₈₀ ± EP	DL ₉₀ ± EP
<i>C. citriodora</i>	Tópica (mg.g ⁻¹)	4,59±0,44	7,06±0,73	8,51±1,03
	Voláteis (µL)	4,28±0,76	5,85±0,75	6,77±0,88
<i>L. microphylla</i>	Tópica (mg.g ⁻¹)	5,35±0,70	9,95±1,25	12,64±1,71
	Voláteis (µL)	11,12±1,98	18,56±3,55	22,91±4,65

No OE de *C. citriodora* foram identificados 11 constituintes que correspondem a 92,9% dos constituintes e citronelal (80%) é o principal constituinte. Por outro lado, no OE de *L. microphylla*, foram identificados 25 constituintes que corresponderam a 91,8% dos constituintes, sendo (E)-caracterofileno (32,1%) e (E)-estolidol (14,1%) os constituintes principais deste OE (Tabela 2).

Tabela 2 - Composição química (%) dos óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e *Lippia microphylla* (Continua)

Constituinte	OE <i>Corymbia citriodora</i>	OE <i>Lippia microphylla</i>
(E)-cariofileno	0,1	32,1
(E)-nerolidol	-	14,1
(neoiso)-isopulegol	0,1	-
(Z)-beta-farneseno	-	0,4
(Z)-beta-ocimeno	-	0,8
1,8-cineol	-	1,5
alfa-alaskeno	-	3,6
alfa-cedreno	-	2
alfa-humuleno	-	2,2
alfa-pineno	0,1	1,4
Bergamal	0,4	-

Tabela 2 - Composição química (%) dos óleos essenciais de *Corymbia citriodora* e *Lippia microphylla* (Conclusão)

Constituinte	OE <i>Corymbia citriodora</i>	OE <i>Lippia microphylla</i>
beta-bisaboleno	-	2
beta-pineno	0,2	-
cariofila-4(12),8(13)-5-alfa ou 5-beta-ol	-	0,5
Carvacrol	-	1,8
cis-beta-guaieno + alfa- zingibereno	-	2
cis-calameneno	-	1
Citronelal	80	-
Citronelol	4,8	-
gama-terpineno	-	2,6
germacreno D	-	0,8
iso-isopulegol	0,5	-
Isopulegol	6,2	-
linalool	0,4	4,1
mentona	0,1	-
óxido de cariofileno	-	5,4
p-cimeno	-	4,8
rosifoliol	-	1,2
sesquitujeno	-	1,2
terpinen-4-ol	-	0,5
timol	-	2,4
timol, metil-éter	-	0,6
trans-calameneno	-	2,8
Total identificado (%)	92,9	91,8

DISCUSSÃO

O OE de *P. umbellatum* não apresentou efeito inseticida no bioensaio de aplicação tópica. OEs de outras espécies desse gênero mostraram-se tóxicos a insetos praga, como *P. hispidinervum* e *P. aduncum* que é eficiente para o controle de *Sitophilus zeamais* (Motschulsky, 1855) (Coleoptera: Curculionidae) (ESTRELA et al. 2006); *P. hispidinervum* que tem efeito inseticida sobre *S. frugiperda* e *P. aduncum* sobre *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), *S. frugiperda* (LUCENA et al., 2017) e *Euschistus heros*

(Fabricius, 1798) (Hemiptera: Pentatomidae) (PITON et al., 2014). O efeito repelente de folhas e flores de *P. umbelattum* em mosquitos já foi relatado (CHARTOL, 1964), entretanto seus efeitos tóxicos devem ser melhor evidenciados (ROERSCH, 2010). Para a espécie *P. umbelattum* a ineficiência no controle de *S. frugiperda* pode estar associada a composição química dos OEs que pode mudar entre os biótipos da espécie (MATTANA et al., 2015). Estudos realizados com o OE de folhas de *P. umbelattum* provenientes do Brasil, indicam uma grande variação entre os seus constituintes e concentrações dos mesmos, sendo relatadas as seguintes moléculas: (β)-cariofileno, germacreno-D, heneicosane, (E) – nerolydol, α e β pineno, biciclogermacreno, δ -cadineno, (E, E) - α – farneseno, β – elemeno e trans-dihidroagarofurano (LUZ et al., 1999; MESQUITA et al., 2005; MAIA; ANDRADE, 2009).

O OE de *M. dubia* também foi ineficiente para o controle de *S. frugiperda*. Na composição química do OE de frutos de *M. dubia* predominam os terpenos, sobre tudo, α -pineno e d-limoneno (FRANCO; SHIBAMOTO, 2000). De fato, terpenos possuem atividade inseticida, seja por meio da interação com o tegumento ou com enzimas do sistema digestivo e até neurológico dos insetos (BAKKALI et al., 2008; ISMAN, 2000). Para esse trabalho, utilizou-se folhas de *M. dubia* para extração do OE, que pode ter composição química diferente dos frutos e portanto, ineficientes para o controle da praga. Além disso, a ação desses compostos terpenóides depende também da fase vida e da espécie do inseto alvo (VIEGAS-JÚNIOR, 2003).

A aplicação tópica e volátil do OE de *C. citriodora* causaram elevadas taxas de mortalidade na população de *S. frugiperda*. A atividade inseticida desse OE é eficiente em aplicações por meio de fumigação e de contato (JANG et al., 2016) e até em pulverizações (SOUZA et al., 2010). Além disso, o efeito repelente de voláteis do OE de *C. citriodora* já foram demonstrados para *Empoasca vitis* Mitjaev, 1980 (Hemiptera: Cicadellidae) (ZANG et al., 2014). Para *S. frugiperda*, que tem o hábito de esconder-se dentro do cartucho do milho, o efeito volátil do produto seria uma vantagem, uma vez que poderia atingir mais facilmente o alvo. Além disso, Ribeiro et al. (2018) demonstraram que a aplicação tópica desse OE em *Ascia monuste* (Linnaeus, 1764) (Lepidoptera: Pieridae) proporcionou uma rápida mortalidade nos indivíduos (LT50 < 10 min).

O citronelal foi o constituinte principal do OE *C. citriodora*, resultado que corrobora com os obtidos em outros trabalhos que determinaram que a atividade inseticida

desse OE está relacionada a esse componente (SOUZA et al., 2010; JANG et al., 2016; RIBEIRO et al., 2018). Apesar disso, outros constituintes encontrados nesse OE, como isopulegol, citronelol e β -pineno foram eficientes no controle de outras pragas (LEE et al., 2003; KAUFMAN et al., 2010; GIATROPOULOS et al., 2012). Conforme Oliveira et al. (2017) a espécie alvo do controle e a maneira como esse alvo é exposto ao OE influenciam na mortalidade dos indivíduos.

O OE de *L. microphylla* também proporcionou elevadas taxas de mortalidade, entretanto, foi mais eficiente em aplicações tópicas. OEs de outras espécies desse gênero demonstraram-se eficientes, como *L. alba* no controle de *S. frugiperda* (NICULAU et al., 2013) e *L. gracilis* para o controle de *Diaphania hyalinata* (Linnaeus, 1767) (Lepidoptera: Pyralidae) (MELO et al., 2018). *L. microphylla* é um arbusto com folhas simples de margens serreadas e nervuras impressas (LORENZI; MATOS, 2002) que ocorre em todo o Brasil em matas de tabuleiro, florestas abertas, Caatinga e Cerrados (SANTOS et al., 2009). Essa espécie tem chamado atenção devido as suas propriedades medicinais, contudo é ainda subexplorada no Brasil (SIMÕES et al., 2015). Além das propriedades medicinais, destaca-se a atividade inseticida do OE de *L. microphylla* contra *S. frugiperda*.

A atividade inseticida do OE de *L. alba* é atribuída ao componente linalol (NICULAU et al., 2013), enquanto que para o OE de *L. gracilis* atribui-se ao timol e ao carvacrol (MELO et al., 2018). Apesar dos componentes acima citados pertencerem ao perfil químico do OE de *L. microphylla* estudado, nesse trabalho, seus componentes majoritários foram o E-cariofileno e E-nerolidol respectivamente. Xavier et al. (2015) encontraram, em OE de *L. microphylla*, os seguintes constituintes principais: timol, carvacrol, p-cimeno e γ -terpineno, enquanto Costa et al. (2005) encontraram: 1,8 - cineol, timol e α -pineno, portanto diferem dos resultados obtidos nesse estudo. Por outro lado, Silva (2014) ao estudar a composição química do OE de *L. microphylla* de plantas de Roraima verificou os seguintes constituintes majoritários: timol, carvacrol, E-cariofileno, nerolidol e óxido de cariofileno. Conforme o mesmo autor fatores climáticos, como a ocorrência de chuvas no dia da coleta das folhas, podem alterar de maneira significativa a composição química desse OE. Apesar dessas diferenças observa-se que houve atividade inseticida do OE de *L. microphylla* contra *S. frugiperda*, o que pode estar relacionada ao sinergismo entre as diferentes substâncias que compõem esse OE (BAKKALI et al., 2008).

O uso de OE deve observar aspectos de seletividade a organismos não alvo. Conforme Melo et al. (2018) o OE de *L. gracilis* não foi seletivo a abelha *Apis mellifera* Linnaeus, 1758 (Hymenoptera: Apidae) e a vespa predadora *Polybia micans* Ducke, 1904 (Hymenoptera: Vespidae). O OE de *C. citriodora* pode apresentar efeitos negativos sobre polinizadores (FILOMENO et al., 2017), sendo considerado nocivo para *Tetragonisca angustula* Latreille (Hymenoptera: Apidae), mas inofensivo para *Solenopsis saevissima* Smith (Hymenoptera: Formicidae) (RIBEIRO et al., 2018). Portanto, para sua utilização, alguns cuidados devem ser tomados, tais como evitar a realização de aplicações em período de maior atividade de polinizadores, como por exemplo, nas horas mais quentes do dia (DE BRUIJN E SOMMEIJER, 1997).

CONCLUSÕES

Os OEs de *Piper umbellatum* L. (Piperaceae) e *Myrciaria dubia* (Kunth) McVaugh (Myrtaceae) são ineficientes para o controle de *Spodoptera frugiperda* Smith & Abbot, 1797 (Lepidoptera: Noctuidae).

Os OEs de *Corymbia citriodora* (Hook.) K.D. Hill & L.A.S. Johnson (Myrtaceae) e *Lippia microphylla* Cham. (Verbanaceae) são eficientes para o controle de *S. frugiperda* via aplicação tópica e voláteis, sendo que o OE de *C. citriodora* é mais eficiente que o de *L. microphylla*.

O principal constituinte do OE de *C. citriodora* é o citronelal, com 80% da constituição do óleo.

Os principais constituintes do OE de *L. microphylla* são (E)-caracterofileno e (E)-estolidol, com 32,1% e 14,1% da constituição do óleo respectivamente.

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, W.S. A method of computing the effectiveness of an insecticide. **Journal of Economic Entomology**, v. 18, p. 265-266, 1925.
- BAKKALI, F. et al. Biological effects of essential oils – A review. **Food and Chemical Toxicology**, v. 46, p. 446–475, 2008.
- BOREGAS, K. G. B. et al. Estádio de adaptação de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) em hospedeiros alternativos. **Bragantia**, v. 72, n. 1, p.61-70, 2013.
- BURTET, L. M. et al.. Managing fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), with Bt maize and insecticides in southern Brazil. **Pest Management Science**, v. 72. n. 12, 10 p, 2017.
- CARVALHO, R. A. et al. Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the fall armyworm *Spodoptera frugiperda*. **Plos One**, v. 8, n. 4, e62268, 2013.
- CHARTOL, A. A review of *Piper* spp. (Piperaceae) phytochemistry, insecticidal activity and mode of action. **Medecine Tropicale**, v. 24, n.6, p.743-747, 1964.
- CONAB. Séries históricas. Disponível em: <
<http://www.conab.gov.br/conteudos.php?a=1252> > Acesso em: 15 de Out. de 2017.
- COSTA, S. M. O. Constituents of the essential oil of *Lippia microphylla* CHAM. from northeast Brazil. **Journal of Essential Oil Research**, v. 17, p. 378 – 379, 2005.
- CORRÊA, J.C.R.; SALGADO, H.R.N. Atividade inseticida das plantas e aplicações: revisão. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.13, n.4, p.500-506, 2011.
- De BRUIJN, L. L. M.; SOMMEIJER, M. J. Colony foraging in different species of stingless bees (Apidae, Meliponinae) and the regulation of individual nectar foraging. **Insectes Sociaux**, v. 44, p. 35-47, 1997.
- DIEZ-RODRÍGUEZ, G. I.; OMOTO, C. Herança da Resistência de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a Lambda-Cialotrina. **Neotropical Entomology**, v.30, n.2, p. 311-316, 2001.
- EBADOLLAHI, A. Iranian plant essential oils as sources of natural insecticide agents. **International Journal of Biological Chemistry**, v. 5, n. 5, p. 266 - 290, 2011,
- ESTRELA, J. L. V. et al.Toxicidade de óleos essenciais de *Piper aduncum* e *Piper hispidinervum* em *Sitophilus zeamais*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n.2, p.217-222, 2006.

FARIAS, J.R. et al. Field-evolved resistance to Cry1F maize by *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in Brazil. **Crop Protection**, v. 64, p. 150–158, 2014.

FILOMENO, C. A. et al. *Corymbia* spp. and Eucalyptus spp. essential oils have insecticidal activity against *Plutella xylostella*. **Industrial Crops & Products**, v. 109, p. 374–383, 2017.

FRANCO, M. R.; SHIBAMOTO, T. Volatile Composition of some Brazilian fruits: umbu-
caja (*Spondias citherea*), camu-camu (*Myrciaria dubia*), araçá-boi (*Eugenia stipitata*), and
Cupuáçu (*Theobroma grandiflorum*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48,
p. 1263-1265, 2000.

GIATROPOULOS, A. et al. Evaluation of bioefficacy of three Citrus essential oils against
the dengue vector *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in correlation to their components
enantiomeric distribution. **Parasitology Research**, v. 111, n. 6 p. 2253 – 2263, 2012.

GREENE, G.L.; LEPPLA, N.C.; DICKERSON, W.A. Velvetbean caterpillar: a rearing
procedure and artificial medium. **Journal of Economic Entomology**, v. 69, n. 4, p. 487-488,
1976.

ISMAN, M.B. Plant essential oils for pest and disease management. **Crop Protection**, v.19,
p.603-508, 2000.

JANG, M. et al. Biological activity of Myrtaceae plant essential oils and their major
components against *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Pest Management
Science**, v. 73, p. 404–409, 2017.

KAUFMAN, P. E.; MANN, R. S.; BUTLER, J. F. Evaluation of semiochemical toxicity to
Aedes aegypti, *Ae. albopictus* and *Anopheles quadrimaculatus* (Diptera: Culicidae), **Pest
Management Science**, v. 66, p. 497-504, 2010.

KRINSKI, D.; MASSAROLI, A.; MACHADO, M. Potencial inseticida de plantas da família
annonaceae. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 36, p. 225-242, 2014

LEE, S.; PETERSON, C. J.; COATS, J. R. Fumigation toxicity of monoterpenoids to several
stored product insects. **Journal of Stored Products Research**, v. 39, p. 77-85, 2003.

LORENZI, H.; MATOS, F. J. **Plantas medicinais do Brasil: nativas e exóticas**. 4ª ed. Nova
Odessa: Instituto Plantarum de Estudos da Flora LTDA, 2002.

LUCENA, D. C. et al. Biological Activity of *Piper aduncum* extracts on *Anticarsia
gemmatalis* (Hübner) (Lepidoptera: Erebidae) and *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith)
(Lepidoptera: Noctuidae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 89, n. 3, p. 1869-
1879, 2017.

LUZ, A. I. R. et al. Volatile constituents of Brazilian Piperaceae, Part 5. The oils of
Pothomorphe umbellata y *P. peltata*. **Journal of Essential Oil Research**, v.11, p. 479–481,
1999.

- MAIA, J. G. S.; ANDRADE, E. H. A. Database of the amazon aromatic plants and their essential oils. **Química Nova**, v. 32, p. 595–622, 2009.
- MARSARO JR, A. L.; Da SILVA JR, R. J.; Insetos-pragas da cultura do milho em Roraima. Embrapa Roraima, n. 09, 1 p, 2010.
- MASTRANGELO, T. et al. E. Detection and genetic diversity of a *Heliothine invader* (Lepidoptera: Noctuidae) from north and northeast of Brazil. **Journal of Economic Entomology**, v. 107, n. 3, p. 1-11, 2014.
- MATTANA, R.S. et al. Efeitos de diferentes tempos de extração no teor e composição química do óleo essencial de folhas de pariparoba [*Pothomorphe umbellata* (L.) Miq.]. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.17, n.1, p.150-156, 2015.
- MEDEIROS, S. R. N. A. et al. Chemical profile, antimicrobial activity, toxicity on *Artemia salina* and anti-acetylcholinesterase enzyme essential oil from *Bauhinia unguolata* L. (Fabaceae) leaves. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 10, n. 29, p. 442-449, 2016.
- MELO, C. R. et al. Toxicity of essential oils of *Lippia gracilis* chemotypes and their major compounds on *Diaphania hyalinata* and non-target species. **Crop Protection**, v. 104, p. 47–51, 2018.
- MESQUITA, J. M. O. et al. Estudo comparativo dos óleos voláteis de algumas espécies de Piperaceae. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v.15, p. 6–12, 2005.
- NASCIMENTO, A. R. B. et al. Genetic basis of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) resistance to the chitin synthesis inhibitor lufenuron. **Pest Management Science**, v. 72, 810–815, 2016.
- NICOLAU, E. S.; ALVES, P. B.; NOGUEIRA, P. C L.. Atividade inseticida de óleo essenciais de *Pelargonium graveolens* l’Herit e *Lippia alba* (Mill) N. E. Brown sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). **Química Nova**, v. 36, n. 9, p. 1391-1394, 2013.
- OLIVEIRA, A. P. et al. Nanoformulation prototype of the essential oil of *Lippia sidoides* and thymol to population management of *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). **Industrial Crops & Products**, v. 107, p. 198–205, 2017.
- OMOTO, C. et al. Field-evolved resistance to Cry1Ab maize by *Spodoptera frugiperda* in Brazil. **Pest Management Science**, v. 72, p. 1727–1736, 2016.
- PAVELA, R.; BENELLI, G. Ethnobotanical knowledge on botanical repellents employed in the African region against mosquito vectors – a review. **Experimental Parasitology**, v. 167, p. 103–108, 2016.
- PITON, L. P. et al. Natural insecticide based-leaves extract of *Piper aduncum* (Piperaceae) in the control of stink bug brown soybean. **Ciência Rural**, v.44, n.11, p.1915-1920, 2014.

POGUE, G. M. A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). **Memoirs of the American Entomological Society**, v. 43, p. 1-202. 2002.

RIBEIRO, A. V. et al. Selection of an essential oil from *Corymbia* and *Eucalyptus* plants against *Ascia monuste* and its selectivity to two non-target organisms. **Crop Protection**, v. 110, p. 207-213, 2018.

RITIZ, C. et al. Dose-Response Analysis Using R. **PlosOne**, v. 30, p. 1 – 13, 2015.

RITIZ, C.; STREIBIG, J. C. Bioassay Analysis using R. **Journal of Statistical Software**, v. 12, n.5, p. 1-22, 2005.

ROEL, A. R. et al. Efeito do extrato acetato de etila de *Trichilia pallida* swartz (Meliaceae) no desenvolvimento e sobrevivência da lagarta-do-cartucho. **Bragantia**, v. 59, n. 1, p. 53-58, 2000.

ROERSH, C. M. F. B.; *Piper umbellatum* L.: A comparative crosscultural analysis of its medicinal uses and an ethnopharmacological evaluation. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 131, p. 522–537, 2010.

R Core Team. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>. 2017.

Dos SANTOS, J. S. et al. Verbenaceae sensu stricto na região de Xingó: Alagoas e Sergipe, Brasil. **Rodriguésia**, v.60, n. 4, p. 985-998, 2009.

SAKAZAKI, R. T.; ALVEZ, J. M.; LOPES, G. N. Arroz irrigado em Roraima. **Agroambiente**, v. 2, n. 1, p. 69 -76, 2008.

SCOTT, I. M. et al. A review of *Piper* spp. (Piperaceae) phytochemistry, insecticidal activity and mode of action. **Phytochemistry Reviews**, v. 7, p. 65–75, 2008.

Da SILVA, M. M. Estudo da composição química do óleo essencial de *Lippia microphylla* CHAM em três anos diferentes e atividade antioxidante. 2014. 69 p. Dissertação (Mestrado em Química), Programa de Pós-Graduação em Química, Universidade Federal de Roraima, Boa Vista, 2014.

SIMÕES, E. R. B. et al. Biomedical properties and potentiality of *Lippia microphylla* CHAM. and its essential oils. **Journal of Intercultural Ethnopharmacology**, v. 4, n. 3, p. 256 – 263, 2015.

SOUZA, T. F.; FAVERO, S.; CONTE, S. de. O. Bioatividade de óleos essenciais de espécies de eucalipto para o controle de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith, 1797) (Lepidoptera: Noctuidae). **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 5, n. 2, p. 157-164, 2010.

VIANA, P. A.; PRATES, H. T. Desenvolvimento e mortalidade larval de *Spodoptera frugiperda* em folhas de milho tratadas com extrato aquoso de folhas de *Azadirachta indica*. **Bragantia**, v.62, n.1, p.69-74, 2003

VIEGAS-JÚNIOR, C. Terpenos com atividades inseticidas: uma alternativa para o controle químico de insetos. **Química Nova**, v. 26, n. 3, p. 390-400, 2003.

ZHANG, Z. et al. Volatiles from non-host aromatic plants repel tea green leafhopper *Empoasca vitis*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 153, p. 156–169, 2014.

XAVEIR, A. L. et al. Chemical composition, antitumor activity, and toxicity of essential oil from the leaves of *Lippia microphylla*. **Zeitschrift für Naturforschung**, v. 70, p. 129 – 137, 2015.

CAPITULO IV - MAPEAMENTO DO RISCO DE INVASÃO DE *Steneotarsonemus spinki* EM ÁREAS DE CULTIVO DE ARROZ NO BRASIL COM ÊNFASE EM RORAIMA

RESUMO

O arroz é uma das culturas agrícolas de maior importância socioeconômica do mundo. O ácaro *Steneotarsonemus spinki* é uma das pragas mais destrutivas para essa cultura e está restrita a algumas regiões da Ásia e América. O objetivo desse trabalho foi mapear o risco de invasão de *S. spinki* em áreas de cultivo de arroz no Brasil, com ênfase em Roraima. Dados de presença de *O. sativa* e de *S. spinki*, obtidos na literatura e parâmetros bioclimáticos do WorldClim foram analisados no programa MaxEnt para gerar os índices de adequação e os mapas de distribuição para cada espécie e das duas espécies em conjunto. Alta temperatura média anual associadas a baixa amplitude térmica anual foram as variáveis ambientais mais importantes para a ocorrência de *O. sativa* e *S. spinki* e baixas precipitações pluviais favorecem *S. spinki*. O modelo indica que existem condições climáticas para o estabelecimento de *S. spinki* em importantes regiões produtoras de arroz, como regiões do oeste e centrais da África, Oceania, Ásia e na América do Norte, Central e do Sul. Os resultados desse trabalho são úteis para o estabelecimento eficiente de medidas fitossanitárias para impedimento da dispersão de *S. spinki* para novas áreas produtoras de arroz.

Palavras-chaves – ácaro-da-panícula-do-arroz, rizicultura, praga quarentenária, barreiras fitossanitárias

INTRODUÇÃO

Devido ao menor tamanho e tolerância a muitos procedimentos de controle, ácaros praga têm se espalhado em muitas áreas de cultivo agrícola no mundo nos últimos anos (NAVAJAS; OCHOA 2013). Entre essas pragas, o ácaro-da-panícula-do-arroz, *Steneotarsonemus spinki* Smiley 1967 (Acari: Prostigmata: Tarsonemidae), é considerado uma das pragas mais destrutivas para a cultura do arroz no mundo que ameaça o cultivo da cultura em vários locais (TSENG, 1984 apud HUMMEL et al., 2009).

As perdas na rizicultura associadas a *S. spinki* foram estimadas em 60% em Taiwan (CHENG; CHIU, 1999), 5 a 20% na China (JIANG et al., 1994), 20% na Índia (OU et al., 1977), 30 a 70% em Cuba (RAMOS; RODRÍGUEZ, 2001).

Em cultivos de arroz, *S. spinki* formam colônias, geralmente nas bainhas das folhas, causando injúrias morfológicas e histológicas (LAKSHMI, 2008; JAIMEZ-RUIZ et al., 2015). Na fase reprodutiva da cultura, os ácaros podem migrar para as panículas (SOGAWA, 1977), deixando-as vazias ou com grãos quebradiços ou manchados (RAMOS; RODRÍGUEZ, 2003; THUY et al., 2012). Em Cuba, maiores populações do ácaro foram observadas durante o período reprodutivo do arroz, desde a inflorescência até abertura da panícula e colheita, sendo as bainhas 2 e 3 seus habitats preferencias (RAMOS; RODRÍGUEZ, 2001).

Steneotarsonemus spinki também atua na transmissão de patógenos, como o fungo *Sarocladium oryzae* (INISAV 1998), o vírus do enrolamento do arroz (Reoviridae) (SHIKATA et al., 1984) e espiroplasma *Spiroplasma citri* (CHOW et al., 1980).

Steneotarsonemus spinki é considerada praga na cultura de arroz na China e Taiwan (XU et al., 2001), Índia (MUTTHURAJU et al., 2014; KARMAKAR, 2008), Quênia, Filipinas e Tailândia (SOGAWA, 1977; HUMMEL et al., 2009), Coréia do Sul (CHO et al., 1999), Tailândia e Sri Lanka (CHANDRASENA et al., 2016). Na América, *S. spinki* foi reportado pela primeira vez em 1997, em Cuba (RAMOS; RODRÍGUEZ, 1998). Posteriormente, o ácaro se espalhou para outros países do Caribe, da América Central e norte da América do Sul, tendo sido reportado na República Dominicana (RAMOS et al., 2001); Panamá (BUITRAGO et al., 2012), Costa Rica (SANABRIA; AGUILAR, 2005), Colômbia (ICA, 2005), Guatemala e Honduras (CASTRO et al., 2006), Nicarágua e Venezuela

(AGUILAR; MURILLO, 2008), Porto Rico (NAPPO, 2008), El Salvador (FERRET et al., 2008) e Equador (DELGADO et al., 2018). Na América do Norte, *S. spinki* é relatado no México (NAPPO, 2007, 2009) e nos EUA (NAPPO, 2007).

Importantes áreas produtoras de arroz do mundo, como África, Europa, países do Pacífico, alguns países da América do Sul, incluindo o Brasil, ainda estão livres *S. spinki*. No Brasil, *S. spinki* é considerado praga quarentenária (MAPA, 2019) e portanto, uma a praga de importância econômica potencial e medidas devem ser tomadas para se evitar sua entrada nesse país.

O agronegócio do arroz é importante para o estado de Roraima (CASTRO et al., 2016). Com 12,3 mil ha de arroz irrigado e elevada produtividade (7.075 Kg/ha), a produção arrozeira em Roraima, na safra 2017/2018, foi de 87 mil toneladas (CONAB, 2018). Considerando as perdas proporcionadas por *S. spinki* em Cuba (RAMOS; RODRÍGUEZ, 2001) e por estar presente na Venezuela (AGUILAR; MURILLO, 2008), a introdução dessa espécie em Roraima é um risco iminente e poderia reduzir a produção de arroz para 61 a 26 toneladas por safra. Além disso, os custos de produção aumentariam devido a aplicação de acaricidas e barreiras fitossanitárias poderiam ser estabelecidas dificultando o escoamento da produção. Outro aspecto relevante é que, a partir de Roraima, *S. spinki* poderia chegar a outros estados produtores de arroz no Brasil, como por exemplo, nos estados do sul do país responsável por 80,8% da produção de arroz do Brasil (CONAB, 2018).

As medidas quarentenárias adotadas pelos países, geralmente, não consideram os aspectos ecológicos e biológicos da praga (WILLETT et al., 2009). O clima é um dos principais fatores de distribuição de pragas e de seus hospedeiros (KIRITANI, 2006), por isso, uma análise que considere as condições climáticas poderia auxiliar na formulação de políticas de medidas fitossanitárias mais efetivas (KUMAR et al., 2015). Os modelos de nichos ecológicos têm sido utilizados para avaliar e mapear condições bioclimáticas para ocorrência de pragas e de seus hospedeiros (KUMAR et al., 2015; RAMOS et al., 2018; SILVA et al., 2017). Portanto, objetivou-se com esse trabalho mapear o risco de invasão de *S. spinki* em áreas de cultivo de arroz no Brasil, com ênfase em Roraima e determinar as variáveis ambientais mais importantes para o desenvolvimento do arroz e de *S. spinki* utilizando Maxent.

MATERIAL E MÉTODOS

Levantamento de ocorrência das espécies

Os dados de ocorrência de *O. sativa* foram obtidos do banco de dados de IRRI DATAVERSE, (2017) e Laborte et al. (2017) e de *S. spinki* foram em diferentes trabalhos publicados na literatura (Anexo 1). Um total de 511 localizações de cultivo de *O. sativa* e 65 pontos de ocorrência de *S. spinki* no mundo foram obtidas. Foi realizada a filtragem dos dados pelo pacote spThin no software R, com a finalidade de minimizar a autocorrelação espacial (AIELLO-LAMMENS et al. 2015). Assim, todos os pontos de ocorrência utilizados estavam a uma distância de 10 Km e com apenas um único ponto por célula de 10 Km² (BORIA et al., 2014; VELOZ, 2009).

Camadas de dados ambientais

Inicialmente, foram consideradas dezenove variáveis bioclimáticas (Tabela 1), do conjunto de dados do WorldClim (HIJMANS et al., 2005) (<http://www.worldclim.org/>), com uma resolução espacial de 2,5 min (~5 km). Esta é uma resolução de alta qualidade é suficiente para suportar variáveis climáticas em escala global (DALY, 2006; RAMOS et al., 2018). A temperatura média baseou-se em dados climáticos mensais de temperaturas médias, máximas e mínimas e precipitação em dados que abrangem 1960-1990. Outros parâmetros foram extraídos de variáveis sazonais e índices extremos climáticos (HIJMANS et al., 2005).

Tabela 1 - Correlação cruzada (coeficiente de correlação de Pearson, r) entre variáveis ambientais. (Modelos para *Oryza sativa* e *Steneotarsonemus spinki*)

Variáveis climáticas	bio1	bio2	bio3	bio4	bio5	bio6	bio7	bio8	bio9	bio10	bio11	bio12	bio13	bio14	bio15	bio16	bio17	bio18
bio2	0,521																	
bio3	0,839	0,387																
bio4	-0,833	-0,210	-0,891															
bio5	0,896	0,707	0,613	-0,513														
bio6	0,968	0,355	0,888	-0,936	0,764													
bio7	-0,730	0,015	-0,826	0,971	-0,358	-0,876												
bio8	0,812	0,533	0,638	-0,501	0,845	0,704	-0,387											
bio9	0,938	0,439	0,808	-0,861	0,792	0,949	-0,781	0,609										
bio10	0,935	0,621	0,660	-0,585	0,988	0,825	-0,455	0,865	0,831									
bio11	0,980	0,425	0,891	-0,926	0,795	0,996	-0,847	0,731	0,950	0,848								
bio12	0,378	-0,245	0,565	-0,554	0,119	0,486	-0,615	0,252	0,375	0,200	0,454							
bio13	0,455	-0,104	0,581	-0,567	0,233	0,527	-0,589	0,370	0,413	0,303	0,511	0,896						
bio14	0,055	-0,375	0,221	-0,245	-0,139	0,167	-0,346	-0,066	0,107	-0,075	0,123	0,709	0,392					
bio15	0,367	0,514	0,282	-0,190	0,429	0,269	-0,069	0,449	0,260	0,412	0,317	-0,173	0,138	-0,517				
bio16	0,445	-0,124	0,581	-0,569	0,215	0,522	-0,595	0,352	0,408	0,286	0,504	0,922	0,993	0,429	0,094			
bio17	0,083	-0,372	0,255	-0,275	-0,121	0,197	-0,375	-0,044	0,135	-0,054	0,153	0,744	0,429	0,994	-0,515	0,466		
bio18	0,224	-0,202	0,353	-0,337	0,026	0,282	-0,389	0,254	0,153	0,100	0,265	0,797	0,743	0,558	-0,104	0,761	0,581	
bio19	0,249	-0,242	0,431	-0,405	0,055	0,357	-0,475	0,074	0,307	0,112	0,316	0,754	0,584	0,671	-0,273	0,610	0,698	0,374

bio1 = temperatura média anual; bio2 = intervalo médio diurno (média mensal*(temperatura máxima – temperatura mínima); bio3 = isothermalidade ((bio2/bio7)*100); bio4 = sazonalidade da temperatura (desvio-padrão*100); bio5 = temperatura máxima do mês mais quente; bio6 = temperatura mínima do mês mais frio; bio7 = faixa anual de temperatura (bio5-bio6); bio8 = temperatura média do trimestre mais úmido; bio9 = temperatura média do trimestre mais seco; bio10 = temperatura média do trimestre mais quente; bio11 = temperatura média do trimestre mais frio; bio12 = precipitação anual; bio13 = precipitação do mês mais úmido; bio14 = precipitação do mês mais seco; bio15 = sazonalidade da precipitação (CV); bio16 = precipitação do trimestre mais chuvoso; bio17 = precipitação do trimestre mais seco; bio18 = precipitação do trimestre mais quente; bio19 = precipitação do trimestre mais frio.

O SDMtools no software ArcGIS foi utilizado para remover variáveis com alta correlação, de modo que apenas uma variável de um grupo com alta correlação foi incluída (coeficiente de correlação de Pearson, $r \geq 0,75$) (Tabela 1). Valores superiores a 0,75 são descritos por Kumar et al. (2014) como relativamente forte para a seleção de variáveis (KUMAR et al., 2014). Em última análise, a inclusão de uma variável foi baseada na relevância biológica realista para *O. sativa* e *S. spinki*, e seis variáveis bioclimáticas foram finalmente selecionadas (Tabelas 1; 2 e 3).

Tabela 2 - Resumo das estatísticas de desempenho dos modelos MaxEnt para *Oryza sativa*. O melhor modelo é destacado em negrito

Rank modelo	Variáveis	ConfiguraçõesMaxEnt		Test AUC _{cv} (±SD)	OR	
		Característica	RM		0%	10%
1	bio1,bio2,bio7, bio12, bio14, bio15	LQPH	2	0.808 ± 0.0219	0.002	0.1078
2	Mesmo que acima	LQPHT	2	0.809 ± 0.0223	0.002	0.1098
3	Mesmo que acima	LQP	1	0.804 ± 0.0224	0.002	0.1098
4	Mesmo que acima	LH	1.5	0.8 ± 0.0227	0.002	0.1137
5	Mesmo que acima	LH	2	0.797 ± 0.0236	0.002	0.1137
6	Mesmo que acima	LQPH	1	0.81 ± 0.0221	0.002	0.1176
7	Mesmo que acima	LQH	1	0.8 ± 0.0224	0.002	0.1176
8	Mesmo que acima	LQPH	1.5	0.809 ± 0.0221	0.002	0.1196
9	Mesmo que acima	LQPHT	1	0.807 ± 0.0223	0.002	0.1235
10	Mesmo que acima	LH	1	0.802 ± 0.0226	0.002	0.1294
11	Mesmo que acima	LQPHT	1.5	0.807 ± 0.0225	0.0039	0.1294

Nota: nomes completos das variáveis (consulte a tabela 1). L, Q, P, T e H são características linear, quadrática, de produto, limiar e articulação, respectivamente. O RM é o multiplicador de regularização e o SD é o desvio padrão. OU é taxa de omissão de teste. Teste AUC_{cv} é MaxEnt área de validação cruzada de 10 vezes Sob a curva ROC.

Tabela 3 - Resumo das estatísticas de desempenho dos modelos MaxEnt para *Steneotarsonemus spinki*. O melhor modelo é destacado em negrito

Rank modelo	Variáveis	ConfiguraçõesMaxEnt		Test AUC _{cv} (±SD)	OR	
		Características	RM		0%	10%
1	bio1, bio2, bio7, bio12, bio14, bio15	LQP	1	0.9368± 0.0189	0.05	0.117
2	Mesmo que acima	LQPHT	1	0.9351± 0.0307	0.05	0.125
3	Mesmo que acima	LQPH	2	0.932± 0.027	0.02	0.135
4	Mesmo que acima	LQH	1	0.9315± 0.0361	0.025	0.14
5	Mesmo que acima	LH	2	0.9312± 0.033	0.025	0.145
6	Mesmo que acima	LH	1.5	0.9346± 0.0375	0.025	0.145
7	Mesmo que acima	LQPHT	2	0.9352± 0.0277	0.025	0.145
8	Mesmo que acima	LQPHT	1.5	0.9352± 0.0375	0.145	0.145
9	Mesmo que acima	LQH	1.5	0.9346± 0.0393	0.025	0.15
10	Mesmo que acima	LQP	1.5	0.9355± 0.0272	0.15	0.15
11	Mesmo que acima	LQP	2	0.9303± 0.0302	0.025	0.17
12	Mesmo que acima	LQPH	1.5	0.9353± 0.0244	0.05	0.17

Nota: nomes completos das variáveis (consulte a tabela 1). L, Q, P, T e H são características linear, quadrática, de produto, limiar e articulação, respectivamente. O RM é o multiplicador de regularização e o SD é o desvio padrão. OU é taxa de omissão de teste. Teste AUC_{cv} é MaxEnt área de validação cruzada de 10 vezes Sob a curva ROC.

Desenvolvimento e validação de modelos

Distribuições globais de *O. sativa* e *S. spinki* foram obtidas a partir do modelo baseado em máxima entropia com o algoritmo MaxEnt versão 3.3.3k (PHILLIPS et al., 2006). MaxEnt constitui um método de aprendizado que prevê a distribuição de probabilidade baseada na máxima entropia (PHILLIPS et al., 2006). Este software foi escolhido por ser o programa mais adequado para esta pesquisa, pois requer somente dados de presença disponíveis para a praga e seu hospedeiro (KUMAR et al., 2009; KUMAR;

STOHLGREN, 2009). O MaxEnt gera um índice de adequação que varia entre 0 para inadequado e 1 para adequação ideal. Um total de 50.000 pontos (background) foram selecionados aleatoriamente para cada espécie representando áreas de ocorrência atual. Um viés de amostragem foi gerado em que os dados foram coletados sem amostragem de fontes externas. Isso foi gerado usando uma estimativa de densidade do kernel no SDMTtoolbox (BROWN, 2014; JARNEVICH et al., 2015). A superfície de polarização compensa a intensidade da amostragem e o possível viés de amostragem (JARNEVICH et al., 2015).

Os modelos para *O. sativa* e *S. spinki* foram baseados em ajustes nas configurações padrão do MaxEnt para certas combinações de tipos de recursos, bem como o multiplicador de regularização (RM) que variou de 1 a 2 (JARNEVICH et al., 2015; MEROW et al., 2013). Os conjuntos de características lineares [L], quadráticas [Q], produto [P], limiar [T] e charneira [H] foram combinados com os respectivos valores de RM para controlar o número de parâmetros e, assim, a complexidade do modelo para ambas as espécies (Tabelas 2 e 3)

A opção MaxEnt "fade-by-clamping" foi usada para eliminar extrapolações fora da faixa ambiental (OWENS et al., 2013). A contribuição preditiva das variáveis ambientais foi estimada usando a técnica "jackknife". MaxEnt gera curvas de resposta e apenas aquelas que representam relações entre probabilidades de presença para cada espécie foram escolhidas, em termos de cada preditor ambiental. Todas as curvas de resposta foram avaliadas com base na lógica biológica e aquelas que falharam neste teste foram eliminadas.

Para validação do modelo foram utilizados como critérios o teste de sensibilidade de 0% e taxas de omissão (OR) de 10% (KUMAR et al., 2015; LIU et al., 2013) e a AUCcv (área sob a curva ROC -receiver operating characteristic) para averiguar o desempenho dos modelos (PETERSON et al., 2008). Para calcular isso, uma validação cruzada de 10 vezes foi executada no MaxEnt. A AUCcv também foi usada para discriminar a presença de dados de background. Um valor AUCcv de 0,5 indica que as previsões não excedem ao aleatório, valores abaixo de 0,5 estão abaixo do aleatório. Valores de AUCcv de 0,5-0,7 representa desempenho ruim; de 0,7-0,9 representa desempenho satisfatório a moderado; e valores acima de 0,9 significa alto desempenho (PETERSON et al., 2011). No caso da taxa de omissão (OR), o valor em 10% é 0,10; e o valor de teste de sensibilidade em 0% é 0; baixo desempenho é indicado quando o valor excede a taxa prevista (BORIA et al., 2014). O

software ArcGIS 10.3.1 foi usado para extrair as saídas MaxEnt em relação os níveis de risco para a invasão de *S. spinki* em áreas adequadas para cultivo de *O. sativa*.

Determinação dos níveis de adequabilidade climática

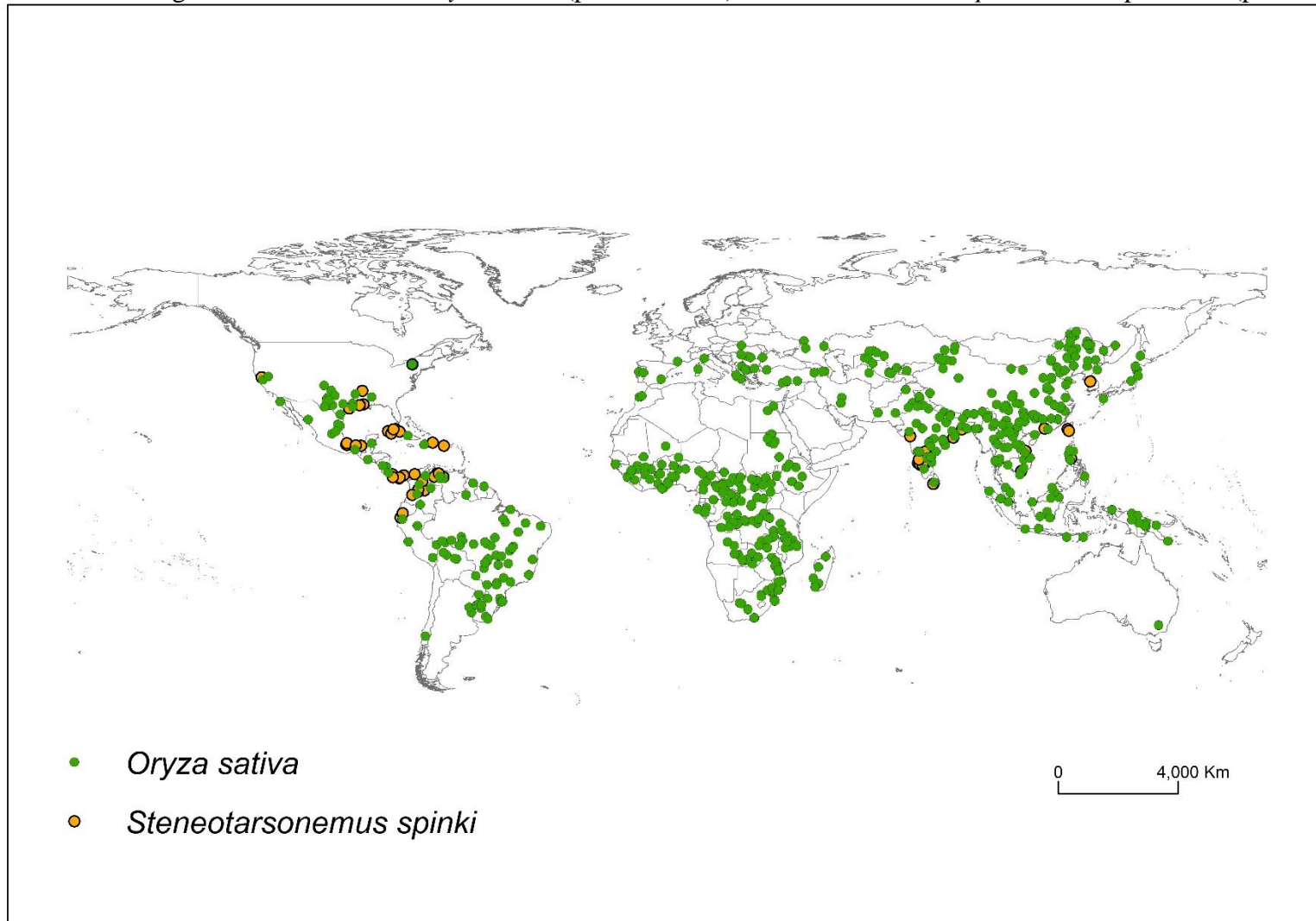
Foi escolhido o “Maximum test sensitivity plus specificity” (MTSPS) para determinar, as classes de adequabilidade da distribuição de *S. spinki* em cultivos de *O. sativa* que estão em risco de invasão da praga. Foram utilizadas duas classes (adequadas e inadequadas) para ambas as espécies.

RESULTADOS

A cultura do arroz *O. sativa* está presente em vários países do mundo todo, com extensas áreas na Ásia, Europa, América Central e do Sul, África e Oceania. As regiões com menos áreas de plantio estão próximas às regiões desérticas, com menores precipitações, como por exemplo regiões no norte do continente africano, países do oriente médio e regiões centrais da Austrália (Figura 1).

O ácaro *S. spinki* ainda não se encontra amplamente distribuído. Sua ocorrência foi até o momento registrada em cultivos de arroz na América do Norte, Central e algumas partes da Ásia e recentemente na Venezuela, Colômbia e Equador, na América do Sul (Figura 1).

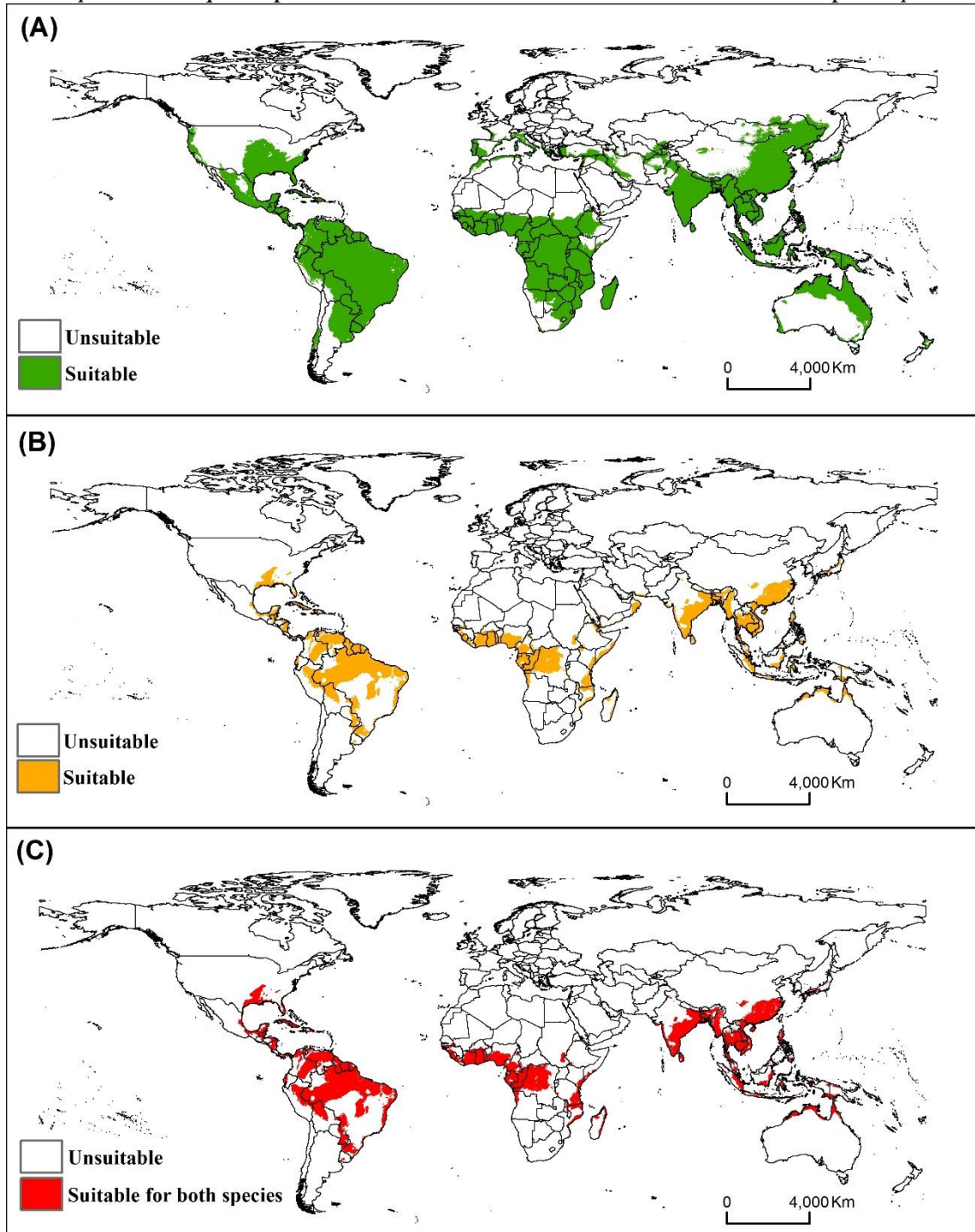
Figura 1 - Ocorrências globais conhecidas de *Oryza sativa* (pontos verdes) e *Steneotarsonemus spinki* em campo aberto (pontos laranjas)



As variáveis ambientais que mais influenciam a distribuição de *O. sativa* (Tabela 2) e *S. spinki* e (Tabela 3) foram temperatura média anual (bio1; °C), faixa anual de temperatura (bio7; °C), precipitação média anual (bio12; mm), intervalo médio diurno da temperatura (bio2; °C), precipitação do mês mais seco (bio14; mm) e sazonalidade de precipitação (CV) (bio15).

Os modelos ajustados no MaxEnt que foram selecionados para *O. sativa* e *S. spinki* apresentam uma concordância com a distribuição dessas espécies (Figuras 1 e 2AB). O modelo de distribuição de *O. sativa* evidencia regiões adequadas para o cultivo em todo o Brasil (Figura 2A). Já o modelo de distribuição de *S. spinki* evidencia adequabilidade em toda a região Norte do país, na faixa litoral do Nordeste, na região Oeste dos estados do Mato Grosso e Mato Grosso Sul em área de fronteira com Bolívia e Paraguai e em grande parte do estado do Rio Grande do Sul (Figura 2B). Todas as regiões com áreas adequadas para o estabelecimento do ácaro também são propícias para o cultivo de arroz (Figura 2C).

Figura 2 - Adequação do habitat sob condições climáticas atuais usando o modelo MaxEnt, (A) *Oryza sativa*, (B) *Stenotarsonevus spinki* e (C) projeção MaxEnt de áreas adequadas para *S. spinki* e adequado para *O. sativa* com dois níveis de risco de invasão por *S. pinki*



A performance dos modelos realizados no MaxEnt para determinar o potencial de distribuição de *S. spinki* e áreas adequadas ao cultivo de *O. sativa* excedeu o aleatório, utilizando valores de teste AUCcv superiores a 0,5 (Figura 3 e 4). Com base na validação cruzada de 10 vezes, os valores médios de AUCcv foi de 0.81 para *O. sativa* (Tabela 2 e Figura 3) e de 0.94 para *S. spinki* (Tabela 3 e Figura 4). Esses modelos também apresentaram baixas taxas de omissão, com valores de treinamento a 0% de 0.05 e de 0.117 a 10% para *S. spinki*. Para *O. sativa* os valores de treinamento a 0% de 0.002 e de 0.1078 a 10%. O modelo utilizado para *O. sativa*, o modelo apresentou quatro variáveis ambientais, característica linear, quadrática, produto e charneira, multiplicador de regularização = 2 (Tabela 2). Já para *S. spinki* incluiu uma combinação de quatro variáveis ambientais com as características: linear, quadrática, produto, com multiplicador de regularização = 1,0 (Tabela 3).

Figura 3 - Importância relativa das variáveis ambientais com base no teste de Jackknife (A) Ganho de treinamento regularizado e (B) AUC no modelo de *Oryza sativa*

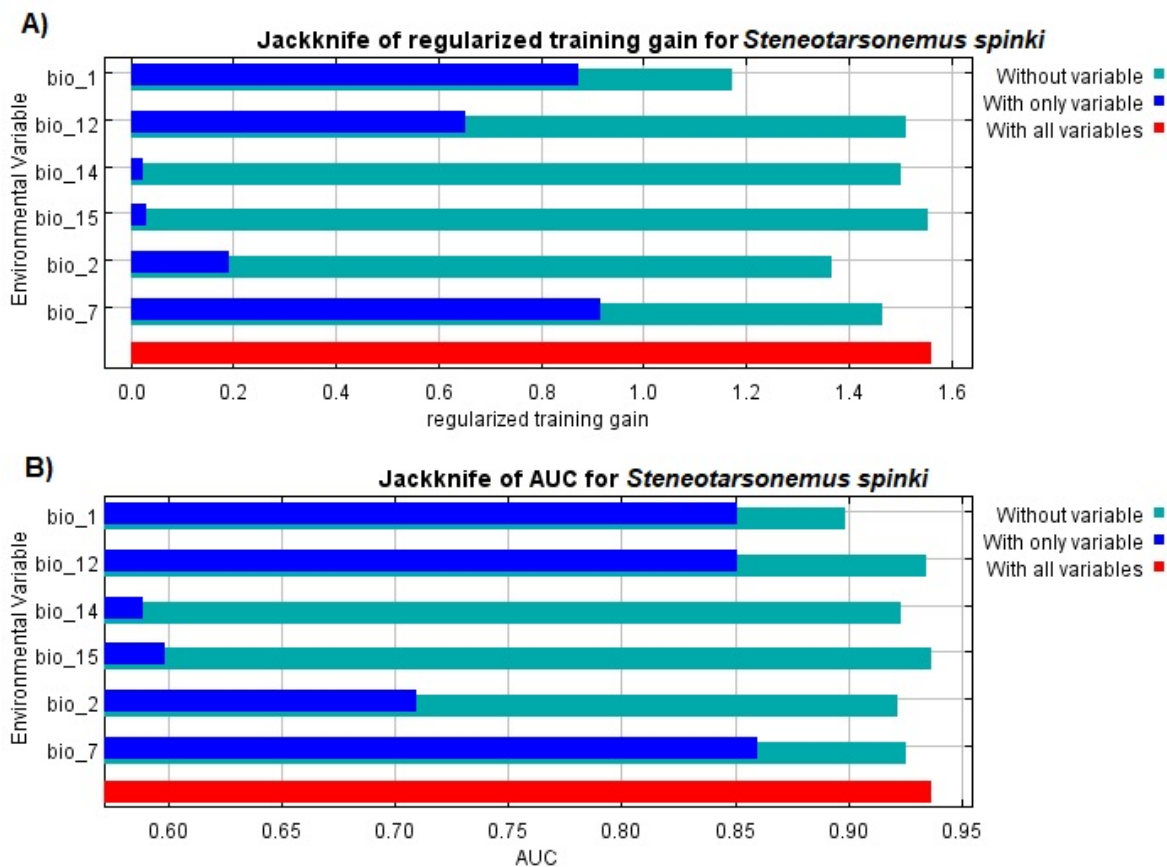
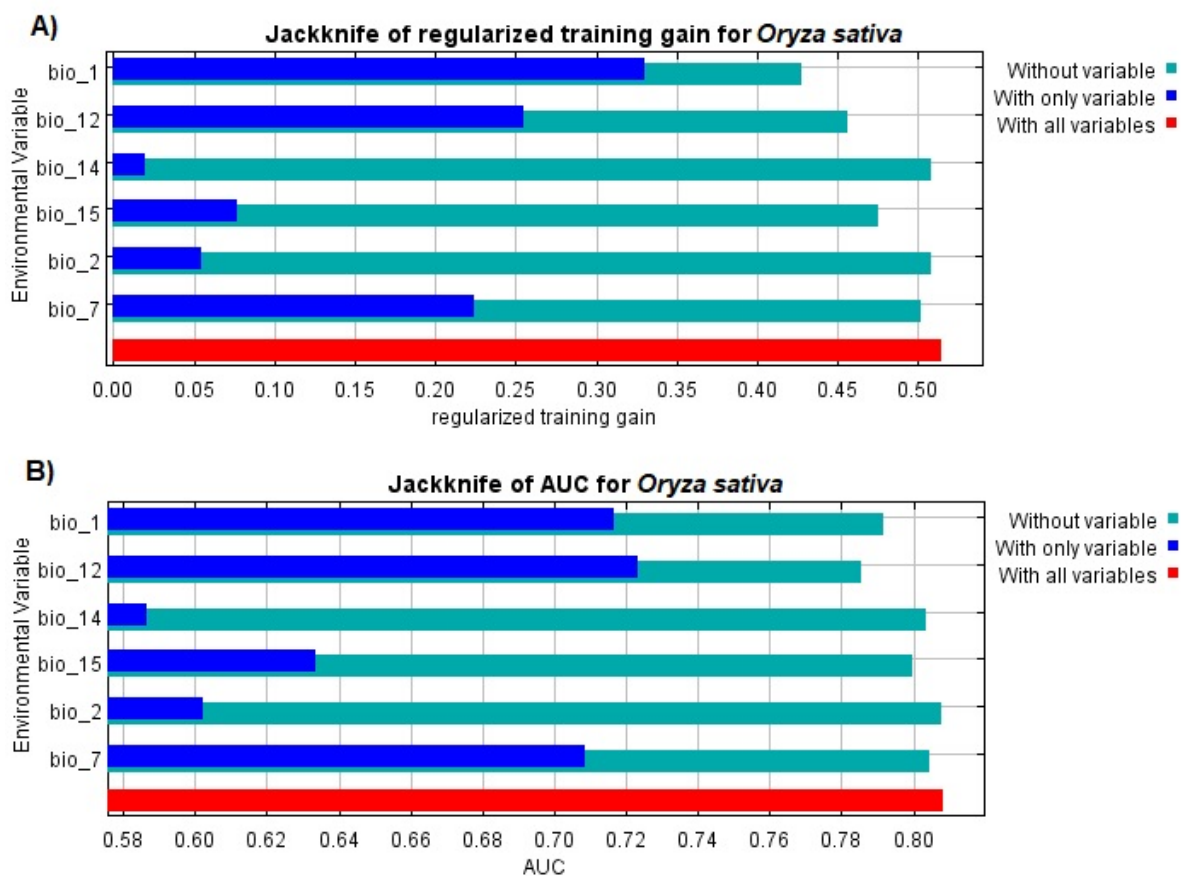


Figura 4 - Importância relativa das variáveis ambientais com base no teste de Jackknife (A) Ganho de treinamento regularizado e (B) AUC no modelo de *Steneotarsonemus spinki*



O teste de Jackknife de importância variável indicou que a temperatura média anual teve o maior impacto nos dois modelos de espécies (*O. sativa* e *S. spinki*) (Figuras 3 e 4). A probabilidade de presença de *O. Sativa* é maior em áreas de alta temperatura média anual (20-30°C) e o mesmo ocorre para *S. spinki* (25-30°C) (Figura 5A e 6A) e ambas as espécies são favorecidas em locais em que amplitude anual de temperatura é baixa (entre 10-15°C) para *S. spinki* e *O. sativa* (Figura 5B e 6B). A probabilidade para a presença de *S. spinki* é maior em áreas com baixas precipitações em épocas mais secas diminuindo com um aumento na precipitação nas épocas de baixas variações chuvosas (baixa sazonalidade) (Figura 6CD), já para *O. sativa* esse padrão não é observado. (Anexo 5CD).

Figura 5 - Curvas resposta dos melhores preditores de *Oryza sativa* (A) Temperatura média anual (bio1; °C), (B) Faixa anual de temperatura (bio7; °C), (C) Precipitação no mês mais seco (bio14; mm) e Sazonalidade de Precipitação (Coeficiente de Variação) (bio 15;mm).

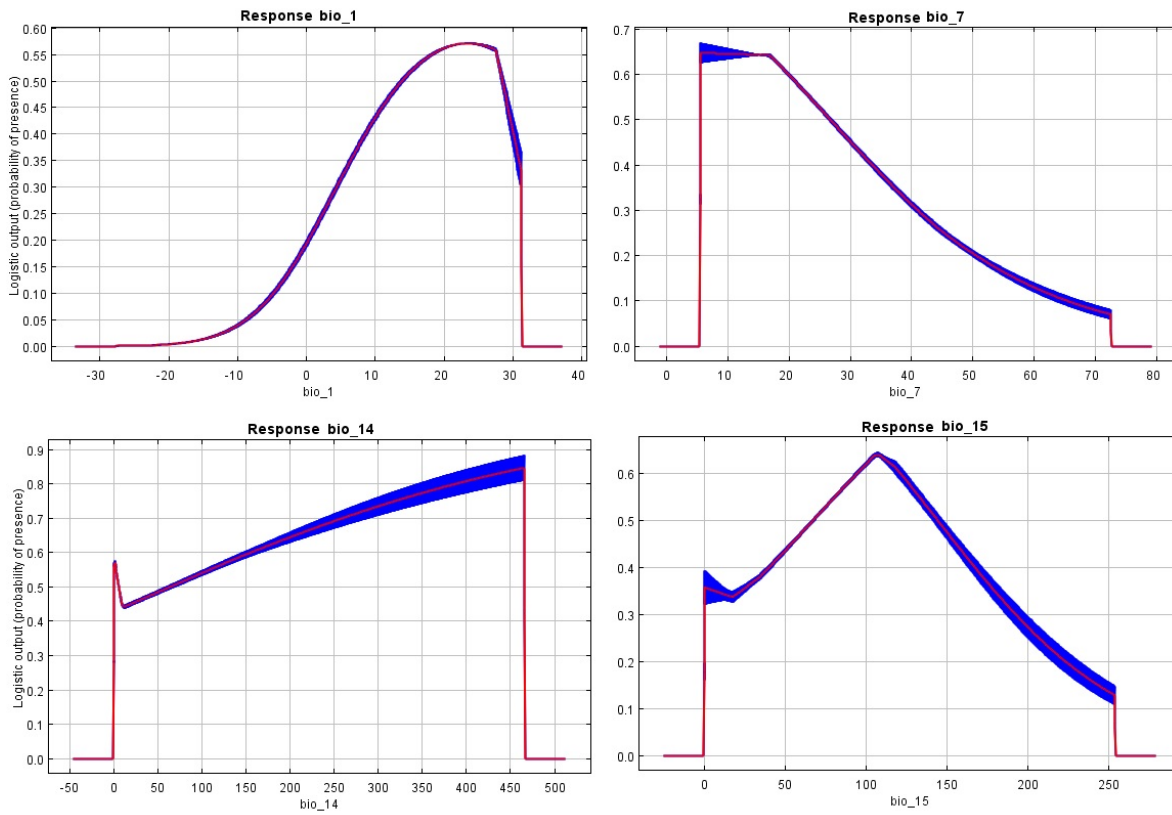
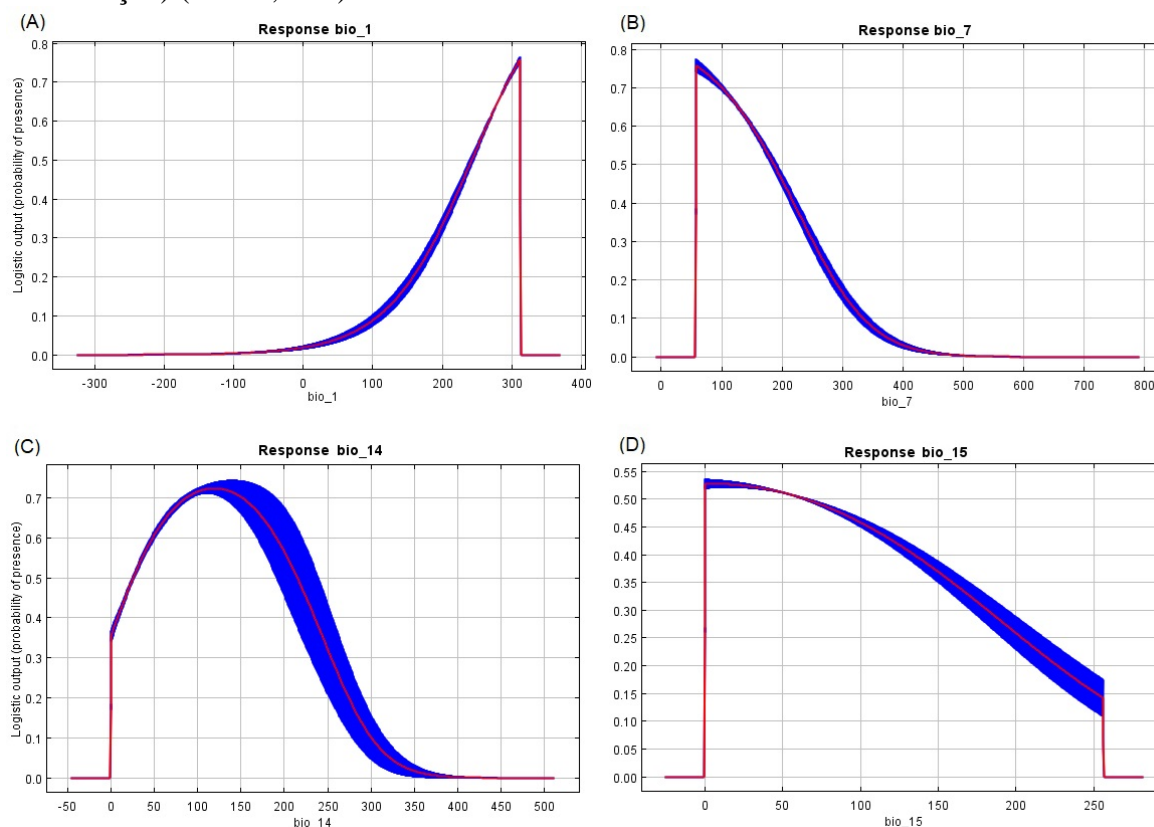


Figura 6 - Curvas resposta dos melhores preditores de *Steneotarsonemus spinki* (A) Temperatura média anual (bio1; °C), (B) Faixa anual de temperatura (bio7; °C), (C) Precipitação no mês mais seco (bio14; mm) e (D) Sazonalidade de Precipitação (Coeficiente de Variação) (bio 15; mm)



DISCUSSÃO

O desempenho dos modelos apresentados neste trabalho através da AUC_v foi considerado alto para *S. spinki* e de razoável a moderado para *O. sativa* (PETERSON et al., 2011). O valor mais baixo da AUC_v para *O. sativa* pode estar relacionado à enorme variabilidade de ambientes e condições climáticas em que a cultura pode ser cultivada (YOSHIDA, 1981; LABORTE et al., 2017), além de ser plantado em ambientes irrigados. Entretanto, ambos os modelos apresentaram baixas taxas de omissão, o que associados aos valores de AUC_v conferem elevada consistência aos modelos testados (WEBBER et al., 2011; RAMOS et al. 2018). Pode-se dizer que os modelos ajustados para *S. spinki* e *O. sativa*, devido ao pequeno número de variáveis ambientais e baixo multiplicador de regularização,

apresentaram baixa complexidade. Modelos complexos geram curvas de respostas muito complexas e, geralmente podem não apresentar lógica biológica (KUMAR et al., 2014; KUMAR et al., 2015). Dessa forma, os modelos ajustados para ambas as espécies nesse trabalho apresentam consistência tanto do ponto de vista estatístico como biológico.

Entre as variáveis ambientais, a temperatura e a amplitude térmica foram as mais importantes para ambas as espécies. Em condições de laboratório, *S. spinki* completa o seu ciclo em uma ampla faixa termal de 16 a 35°C (XU et al., 2002; HERRERA et al., 2002) e até 37 °C, a mortalidade dos ácaros é próxima de 100% (XU et al., 2002). Logo, amplitudes térmicas de 10 a 15 °C determinadas nesse estudo são viáveis para *S. spinki*. Para *O. sativa*, o modelo foi preciso em determinar temperaturas entre 20 a 30°C, uma vez que abaixo de 20°C e acima de 30°C o cultivo é considerado crítico (YOSHIDA, 1981).

De acordo com Ghosh et al. (1998), períodos de menor precipitação pluvial favorecem as populações de *S. spinki*, entretanto a importância dessa variável não foi verificada para *O. sativa* que, normalmente, é cultivada em ambientes irrigados. Por outro lado, *S. spinki* requer umidade relativa do ar acima de 70% (CHEN et al., 1979; RAMOS; RODRÍGUEZ, 2001; CABRERA et al., 2003), como àquelas observadas na maioria das áreas de rizicultura do mundo (HUMMEL et al., 2009). Em Roraima, o cultivo de arroz ocorre, predominantemente, em áreas de várzea e é irrigado (SAKAZAKI; ALVES; LOPES, 2008). As lavouras são estabelecidas durante o período seco, com plantio a partir de outubro e colheita até final de março, portanto as condições climáticas são propícias para o ácaro.

Se por um lado, o arroz é cultivado em uma ampla faixa geográfica, *S. spinki* é restrito a algumas regiões, porém com capacidade de se estabelecer em áreas ainda indenes e com condições climáticas propícias para seu desenvolvimento, como demonstrado pelo modelo de Maxent. *Steneotarsonemus spinki* dissemina-se por vias naturais como vento, água, pássaros e insetos (ALMAGUEL-ROJAS et al., 2003), inclusive com relação forética com *Tibraca limbativentris* Stal 1860 (Hemiptera: Pentatomidae) (NIENSTAEDT et al., 2018). Esse ácaro também pode ser levado a longas distâncias em sementes de arroz (RAO et al., 2000). As fêmeas do ácaro se reproduzem por partenogênese (XU et al., 2001), uma estratégia que pode aumentar suas taxas de crescimento populacional e as chances de colonizar novas áreas.

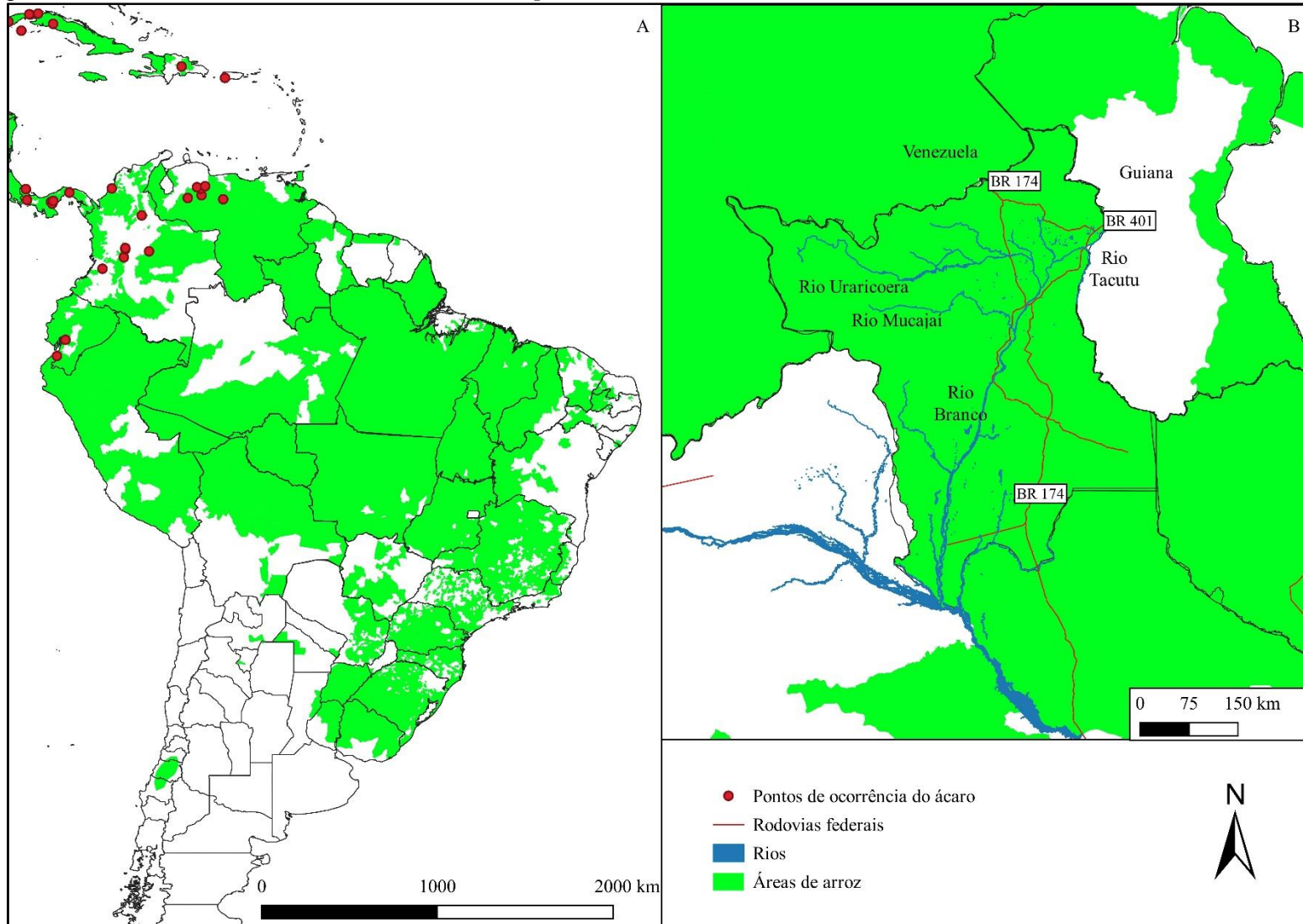
O arroz é responsável pela alimentação de mais de 3 bilhões de pessoas (KHUSH, 2005). Devido à importância econômica e social da cultura, preocupa a possibilidade de dispersão e estabelecimento de *S. pinki* em novas áreas, pois a praga é considerada uma das mais destrutivas para a cultura (TSENG, 1984 apud HUMMEL et al., 2009). O Brasil é o 13º maior produtor mundial de arroz (FAO, 2019), portanto os prejuízos socioeconômicos decorrentes da introdução de *S. pinki* seriam elevados, pois as áreas de plantio de arroz coincidem exatamente com potencial estabelecimento da praga, que é considerada quarentenária (MAPA, 2019). Em Roraima os prejuízos socioeconômicos também seriam significativos, uma vez que o arroz representa 28% do valor da produção agropecuária do Estado (CASTRO et al., 2016).

As alternativas para redução da probabilidade de introdução de *S. pinki* em áreas livres podem ser a proibição ou regulação de importação de sementes de arroz de países com a presença da praga, prática já adotada pelos EUA que regula a importação de sementes de arroz do Caribe (HUMMEL et al. 2009) e o monitoramento para a detecção precoce em cultivos de arroz próximos a países com a praga. Devido ao tamanho reduzido, hábito de esconder-se e a coloração translúcida ou bege claro do ácaro, o monitoramento deve incluir, a observação de injúrias nas plantas indicativas da presença do ácaro, como deformação e manchas necróticas nas bainhas das folhas, inflorescências e panículas (JAIMEZ-RUIZ et al., 2015).

A presença do ácaro em países como a Venezuela, Colômbia e Equador (ICA, 2005; AGUILAR; MURILLO, 2008; DELGADO et al., 2018) aumenta o risco de introdução dessa espécie no Brasil, especialmente pelos estados do Acre, Amazonas e Roraima (Figura 7A). Em Roraima, o risco é maior pois possui maior área plantada se comparada aos demais estados (CONAB, 2018). Os cultivos de arroz de Roraima estão localizados em várzeas dos rios Branco, Uraricoera, Mucajaí e Tacutu (SAKAZAKI; ALVES; LOPES, 2008), próximos da Venezuela e da Guiana (Figura 7B). Apesar de não existir registro oficial desse ácaro na Guiana, *S. pinki* pode se estabelecer nesse país e entrar no Brasil através de áreas de produção localizadas em áreas de cultivo próximas da fronteira, sobretudo em cultivos de várzeas do Rio Tacutu. Além disso, as BRs 174 e 401 podem ser consideradas rotas potenciais para sua entrada e disseminação (Figura 7B). A gestão e prevenção de risco de entrada de pragas devem envolver o monitoramento da fronteira, planejamento de medidas

de mitigação e constante prospecção de dados sobre a ocorrência da praga em países vizinhos (SILVA et al., 2014) e essas estratégias deveriam ser adotadas para gerir o risco de entrada e estabelecimento de *S. spinki* no Brasil, especialmente na região de fronteira de Roraima com Venezuela e Guiana.

Figura 7 - Pontos de ocorrência de *Steneotarsonemus spinki* e áreas de produção de arroz na América do Sul (A) e áreas prioritárias para gestão do risco de entrada de *Steneotarsonemus spinki* no Brasil (B)



O desenvolvimento de variedades resistentes pode ser uma medida preventiva para redução dos impactos de *S. spinki* em áreas com alto risco de estabelecimento. Variedades e cultivares com tolerância ao ácaro já foram observadas no Panamá (Quirós-McIntire e Buitrago, 2011). A resistência também pode ser induzida (EDREVA, 2004), como já foi demonstrado por meio da aplicação de Fitomas e de Bion nas plantas, que possibilitaram o aumento dos níveis de peroxidase, polifenol oxidase, fenilalanina amônia liase e quitinases, que atuam na defesa da planta contra *S. spinki* (PETEIRA et al., 2008).

As projeções geradas pelo MaxEnt indicam inúmeras regiões adequadas para o estabelecimento de *O. sativa* e *S. spinki* nas condições climáticas atuais. No entanto, como o clima é considerado o fator mais importante para a distribuição e abundância de artrópodes (BIBER-FREUDENBERGER et al., 2016; SHABANI; KUMAR, 2016) e também na produtividade de cultivos agrícolas (KNOX, 2012), em um cenário de mudança climática, os efeitos na distribuição dessas espécies podem mudar. O ciclo de vida de *S. spinki* diminuiu de 11,33 dias a 20 °C para 4,88 dias a 34 °C (HERRERA et al., 2002), portanto essa espécie poderia ser beneficiada por climas mais quentes. A produtividade do arroz também diminuiu em baixas latitudes e aumenta em latitudes médias e altas (MATTHEWS et al., 1997) (MATTHEWS et al., 1997; AGGARWAL; MALL, 2002). Logo, regiões atualmente mais frias, como no Sul do Brasil, aumentos na temperatura média poderiam favorecer a produção de arroz, mas também aumentar as chances estabelecimento de *S. spinki* em um cenário de aquecimento global. Trabalhos simulando o efeito das mudanças climáticas na distribuição de culturas e de pragas também são úteis para o planejamento de políticas de prevenção de entrada e de estabelecimento de pragas (RAMOS et al., 2018; SILVA et al., 2017). Tratando-se de pragas quarentenárias, o uso de modelos de nicho ecológico é o mais adequado para o mapeamento e definição de áreas prioritárias que deveriam concentrar os esforços de prevenção da entrada e estabelecimento.

CONCLUSÕES

Existe adequabilidade para *Oriza sativa* L. (Poaceae) em todo o Brasil e para o estabelecimento de *Steneotarsonemus spinki* Smiley 1967 (Acari: Prostigmata: Tarsonemidae) nas regiões Norte, litoral do Nordeste, Oeste dos estados do Mato Grosso e Mato Grosso Sul e grande parte do estado do Rio Grande do Sul.

O estado de Roraima, devido as áreas proximidade de países como Venezuela e Guiana, disponibilidade do hospedeiro e clima favorável possui alto risco de invasão da dessa praga.

Entre as variáveis climáticas, temperatura média anual elevada e a baixa amplitude térmica são as mais importantes para a distribuição de *O. sativa* e *S. spink* e baixos volumes de precipitação pluvial são favoráveis a *S. spinki*.

REFERENCIAS

AGGARWAL, P.K.; MALL, R.K. Climate change and rice yields in diverse agro-environments of India. II. Effect of uncertainties in scenarios and crop models on impact assessment. **Climatic Change**, v.52, n. 331–343, 2002.

AGUILAR, H.; MURILLO, P. Nuevos hospederos y registros de ácaros fitófagos para Costa Rica: período 2002-2008. **Agronomía Costarricense**, v.32, n. 2, p. 7-28. 8p. 2008.

AIELLO-LAMMENS, M.E. et al. spThin: an R package for spatial thinning of species occurrence records for use in ecological niche models. **Ecography**, v. 38, n..5, p.541-545, 2015.

ALMAGUEL L, et al. Dinámica de poblaciones e indicadores ecológicos del ácaro *Steneotarsonemus spinki* SMILEY 1968 (Acari: Tarsonemidae) em arroz de riego em Cuba. **Fitossanidad**, v. 7, n.1, 8p. 2003.

BIBER-FREUDENBERGER, L. et al. Future risks of pest species under changing climatic conditions. **PLoS ONE**, v. 11, n.4, 17p. 2016.

BORIA, R.A. et al. Spatial filtering to reduce sampling bias can improve the performance of ecological niche models. **Ecological modelling**, v. 275, p. 73-77, 2014.

BROWN, J.L. SDM toolbox: a python-based GIS toolkit for landscape genetic, biogeographic and species distribution model analyses. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 5, n.7, p.694-700, 2014.

BUITRAGO, I.C. et al. Guía técnica; manejo integrado del complejo ácaro (*Steneotarsonemus spinki* Smiley) – hongo (*Sarocladium oryzae* Sawada/Gams y Hawks) – bacteria (*Burkholderia glumae*), en el cultivo de arroz. Panamá: Instituto de Investigación Agropecuaria de Panamá (IDIAP): Departamento de Ediciones y Publicaciones, 3 ed. 2012, 32p.

CABRERA, I.M.; RAMOS, M.L; FENÁNDEZ, B.M. Factores que influyen en la abundancia de *Steneotarsonemus spinki* en arroz, en Cuba. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, v.69, p.34-37, 2003.

CASTRO, B.A.; OCHOA, R.; CUEVAS, F.E. 2006. The threat of the panicle rice mite, *Steneotarsonemus spinki* Smiley, to rice production in the United States. Proceedings of the Thirty First Rice Technical Working Group, Feb. 26, 2006, The Woodlands, Texas, p. 97–98.

CHANDRASENA, G.D.S.N. et al. Host Range of Panicle Rice Mite *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acari: Tarsonemidae) in Sri Lanka. **Universal Journal of Agricultural Research**, v. 4, n.1, p 21-24, 2016.

CHEN, C.N.; CHENG, C.C.; HSIAO, K.C. Bionomics of *Steneotarsonemus spinki* attacking rice plants in Taiwan. **Recent Advances in Acarology**, v.1, p.111–117, 1979.

CHO, M.R.; KIM, D.S. A new record of tarsonemid mite *Steneotarsonemus spinki* (Acari: Tarsonemidae) and its damage on rice in Korea. **Korean Journal of Applied Entomology**, v. 38, p.157–164, 1999.

CHOW, Y.S. A morphological approach of the tarsonemid mite *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Tarsonemidae) as a rice plant pest. **Acta Arachnology**, v. 29, p. 25–41, 1980.

DALY C. Guidelines for assessing the suitability of spatial climate data sets. **International journal of climatology**, v. 26, n.6, p.707-721, 2006.

DELGADO, I.R.; IGLESIAS, H.I.P.; CASTRO, A.R.S. Principales insectos plaga, invertebrados y vertebrados que atacan el cultivo del arroz en Ecuador. **Revista Científica Agroecosistemas**, v. 6, n.1, p.95-107, 2018.

EDREVA, A. A novel strategy for plant protection: Induced resistance. **Journal of Cell and Molecular Biology**, v. 3, p. 61-69, 2004.

FAO. 2019. FAOSTAT. Crops. Disponível em: < <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC> > acesso em 20, fev, 2019.

FERRET, E.B. et al. Evaluación de la acción de diferentes fitorreguladores sobre las poblaciones de *Steneotarsonemus spinki* smiley en dos variedades comerciales de arroz. **Fitosanidad**, v. 12, n.2, p. 109-116, 2008.

GHOSH, S.K.; PRAKASH, A.; JAGADISHWARI, R. Efficacy of some chemical pesticides against rice tarsonemid mite. **Environment and Ecology**, v. 16. n.4, p. 913-915, 1998.

HERRERA, A.S. et al. Ciclo biológico del ácaro *Steneotarsonemus spinki* smiley (acari: Tarsonemidae) en arroz (*Oriza sativa* L.) en cuba. **Fitosanidad**, v. 6, n.2, p. 15-18, 2002.

HIJMANS, R.J. Very high resolution interpolated climate surfaces for global land areas. **International journal of climatology**, v. 25, n.15, p.1965-1978, 2005.

HUMMEL, N.A, et al. The panicle rice mite, *Steneotarsonemus spinki* Smiley, a re-discovered pest of rice in the United States. **Crop Protection**, v. 28, p. 547–560, 2009

ICA. 2005. Resolución 1195 de 27 de abril de 2005 Por la cual se declara una emergencia fitosanitaria en todo el territorio nacional por la presencia de los ácaros *Steneotarsonemus spinki* (Smiley) y *Steneotarsonemus furcatus* (De León) en arroz. Diario Oficial n.45.892, Bogotá, 27 abr. 2005.

INISAV: 1998. Informe sobre el vaneado de la panícula y la pudrición de la vaina de arroz producido por el complejo del ácaro c y el hongo *Sarocladium oryzae*, INISAV: La Habana, 1998

IRRI Dataverse. 2017. Rice production. Disponível em: <<https://dataverse.harvard.edu/dataset.xhtml?persistentId=doi:10.7910/DVN/JE6R2R>> Acesso em 22 mar 2019.

JAIMEZ-RUIZ, I.A. et al. Population Growth and Characterization of Plant Injuries of *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acari: Tarsonemidae) on Rice. **Neotropical Entomology**, v. 44, p. 294–300, 2015

JARNEVICH, C.S. et al. Caveats for correlative species distribution modeling. **Ecological Informatics**. v. 29, p. 6-15, 2015.

JIANG, P.Z. et al. Regularity of incidence of *Steneotarsonemus spinki*. **Guandong Agricultural Science**. v. 5, p. 37–40, 1994.

KARMAKAR K. *Steneotarsonemus spinki* smiley (Acari: Tarsonemidae) - a yield reducing mite of rice crops in West Bengal, India. **International Journal of Acarology**, v.34, n.1, p. 95-99, 2008.

KHUSH, G.S. What it will take to feed 5.0 billion rice consumers in 2030. **Plant Molecular Biology**, v. 59, p. 1–6. 2005.

KIRITANI K. Predicting impacts of global warming on population dynamics and distribution of arthropods in Japan. **Population Ecology**, v.48, p. 5–12, 2006.

KNOX, J. et al. Climate change impacts on crop productivity in Africa and South Asia. **Environmental Research Letters**, v. 7, 9p. 2012.

KUENZER, C.; KNAUER, K. Remote sensing of rice crop areas. **International Journal of Remote Sensing**, v.34, n.6, p. 2101-2139, 2013.

KUMAR, S.; NEVEN, L.G.; YEE, W.L. Evaluating correlative and mechanistic niche models for assessing the risk of pest establishment. **Ecosphere**, v.5, n.7, p.1-23, 2014.

KUMAR S. et al. Assessing the Global Risk of Establishment of *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae) using CLIMEX and MaxEnt Niche Models. **Journal of Economic Entomology**, v. 108, n.4, p. 1708–1719, 2015.

KUMAR, S. et al. Potential habitat distribution for the freshwater diatom *Didymosphenia geminate* in the continental US. **Frontiers in Ecology and the Environment**, v.7, n.8, p. 415–420, 2009.

KUMAR, S.; STOHLGREN, T.J. Maxent modeling for predicting suitable habitat for threatened and endangered tree *Canacomyrica monticola* in New Caledonia. **Journal of Ecology and the Natural Environment**, v.1, n. 4, p. 094-098, 2009.

LABORTE, A.C. et al. Data Descriptor: RiceAtlas, a spatial database of global rice calendars and production. **Scientific Data**, v. 4, n. 170074, 10p. 2017.

LAKSHMI, V.J. et al. Bio-ecology and management of rice mites - a review. **Agricultural Reviews**, v. 29, n.1, p.31 – 39. 2008.

LIU, C.; WHITE, M.; NEWELL, G. Selecting thresholds for the prediction of species occurrence with presence-only data. **Journal of Biogeography**, v. 40, n.4, p. 778-789, 2013.

MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa nº 39, de 1 de outubro de 2018. Disponível em:< http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/43460217/do1-2018-10-02-instrucao-normativa-n-39-de-1-de-outubro-de-2018-43460055. <Acesso em: 28 mai. 19.

MATTHEWS, R.B. et al. Simulating the impact of climate change on rice production in Asia and evaluating options for adaptation. **Agricultural Systems**, v. 54, n.3, p.399-425. 1995.

MEROW, C.; SMITH, M.J.; SILANDER, J.A. A practical guide to MaxEnt for modeling species' distributions: what it does, and why inputs and settings matter. **Ecography**, v.36, n.10, p.1058-1069, 2013.

MUTTHURAJU, G.P.; SRINIVASA, N.; GIRISH, R. Rice sheath mite, *Steneotarsonemus spinki* Smiley – an emerging pest of rice. **Current Biotica**, v.8, n.2, p.197-212, 2014.

NAPPO. 2007. National Plant Protection Organizations. 2007. Official Pest Reports. Detections of Panicle Rice Mite, *Steneotarsonemus spinki*, in Stuttgart, Arkansas and Ithaca, New York.

NAPPO. 2008. Official Pest Reports. Detections of Panicle Rice Mite, *Steneotarsonemus spinki*, in Lajas, Puerto Rico.

NAPPO. 2009. National Plant Protection Organizations. 2009. Official Pest Reports. *Steneotarsonemus spinki* in Veracruz, Mexico.

NAVAJAS, M.; OCHOA, R. 2 Integrating ecology and genetics to address Acari invasions. **Experimental and Applied Acarology**, v. 59, p.1-13, 2013.

NIENSTAEDT, B.; DÍAZ, G.; ORTIZ, A. Primer reporte para Venezuela de *Tibraca limbativentris* STAL 1860 (Hemiptera: Pentatomidae), como vector de *Steneotarsonemus spinki* Smiley 1967 (Acari: Tarsonemidae). **Bioagro**, v. 30, n.3, p. 225-228, 2018.

OU, Y.T.; FANG, H.C.; TSENG, Y.H. Studies on *Steneotarsonemus madecassus* Gutierrez of rice. **Plant Protection Bulletin**, v. 19, p. 21–29, 1977.

OWENS, H.L. et al. Constraints on interpretation of ecological niche models by limited environmental ranges on calibration areas. **Ecological Modelling**, v. 263, p.10-18, 2013.

PETEIRA, B. et al. Efecto del bion y del fitomas como inductores de resistencia en plantas de arroz infestadas com *Steneotarsonemus spinki*. **Revista de Protección Vegetal**, v.23, n.1, p.32-37, 2008.

PETERSON A, SOBERON J, PEARSON R, ANDERSON R, MARTINEZ-MEYER E. 2011. *Ecological Niches and Geographical Distributions* Princeton. Oxford: Princeton University Press.

PETERSON, A.T.; PAPEȘ, M.; SOBERÓN, J. Rethinking receiver operating characteristic analysis applications in ecological niche modeling. **Ecological Modelling**, v.213, n.1, p.63-72. 2008

PHILLIPS, S.J.; ANDERSON, R.P.; SCHAPIRE, R.E. Maximum entropy modeling of species geographic distributions. **Ecological Modelling**, v.190, n.3, p.231-259, 2006.

RAMOS, M.; GÓMEZ, C.; CABRERA, R.I. Presencia de *Steneotarsonemus spinki* (Acari: Tarsonemidae) em cuatro variedades de arroz en la República Dominicana. **Revista Protección Vegetal**, v. 16, n. 1, p. 6-9, 2001.

RAMOS, M.; RODRÍGUEZ, D. Análisis de riesgo de una especie exótica invasora: *Steneotarsonemus spinki* Smiley. Estudio de un caso. **Revista de Protección Vegetal**, v.18, n. 3, p. 158-158. 2003.

QUIRÓS-MCINTIRE, E.I.; BUITRAGO, C. Respuesta de variedades de arroz (*Oryza sativa* L.) a las poblaciones de *Steneotarsonemus spinki* smiley (Acari: Tarsonemidae) en Panamá, 2007. **Revista de Protección Vegetal**, v.26, n.1, p. 30-39. 2011.

RAMOS, M.; RODRÍGUEZ, H. *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acari: Tarsonemidae): a new report for Cuba. **Revista de Protección Vegetal**, v. 13, n. 1, p.25-28, 1998.

RAMOS, M.; RODRÍGUEZ, H. Aspectos biológicos y ecológicos de *Steneotarsonemus spinki* en arroz, en Cuba. **Manejo Integrado de Plagas**, v. 61, p.48 – 52, 2001.

RAMOS, R.S. et al.. 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, n.6, e0198925. 2018

RAO PRM, et al. Spikelet sterility/grain discoloration en Andhra Pradesh India. *International Rice Research Notes*, Notes from the fields 25: 40. 2000.

SANABRIA, C.; AGUILAR, H. El ácaro del vaneo del arroz, *Steneotarsonemus spinki* Smiley. Boletín Técnico Fitosanitario, Servicio Fitosanitario del Estado, Ministerio de Agricultura y Ganadería, San José, Costa Rica, 16 p. 2005.

SHABANI, F.; KUMAR, L.; AHMADI, M. A comparison of absolute performance of different correlative and mechanistic species distribution models in an independent area. **Ecology and Evolution**, v. 6, p.5973-5986, 2016.

SHIKATA, E. et al. Small virus-like particles isolated from the leaf sheath tissues of rice plants and from rice tarsonemid mites, *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acarina, Tarsonemidae). **Annals of the Phytopathological Society of Japan**, v.50, p. 368-374, 1984.

SILVA, R.S.da. et al. Potential risk levels of invasive *Neoleucinodeselegantalis* (small tomato borer) in areas optimal for open-field *Solanum lycopersicum* (tomato) cultivation in the present and under predicted climate change. **Pest Management Science**, v.73, p. 616–627, 2017.

SOGAWA, K. Occurrence of a rice tarsonemid mite at IRRI. International Rice Research Institute. **Newsletter**, v.2, n.5, p.17, 1977.

THUY, L.D.; TUNG, N.D.; DINH, N.V. Population intensity of panicle rice mite *Steneotarsonemus spinki* smiley (Acari: Tarsonemidae) influencing rice yield in Vietnam. **Journal ISSAAS**, v. 18, n.2, p. 62- 69, 2012.

VELOZ, S.D. Spatially autocorrelated sampling falsely inflates measures of accuracy for presence-only niche models. **Journal of Biogeography**, v. 36, n.12, p.2290-2299, 2009.

WILLETT, M.J.; NEVEN, L.; MILLER, C.E. The occurrence of codling moth in low latitude countries: Validation of pest distribution reports. **Horttechnology**, v.19, p. 633–637, 2009.

XU, G.L. et al. Study on the reproductive characteristics of rice mite, *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acari: Tarsonemidae). **Systematic Applied Acarology**, v. 6, p.45–49, 2001.

XU, G.L.; WU, H.J.; TONG, X.L. Studies on stress resistance of *Steneotarsonemus spinki* Smiley. **Plant Protection**, v. 28, n.5, p. 18–21. 2002.

YOSHIDA S. 1981. **Fundamentals of rice crop science**. International Rice Research Institute: Los Baños. 279p.

3 CONCLUSÕES GERAIS

As espécies de lagartas-praga identificadas na cultura da soja foram: *Chrysodeixis includens* Walker, 1857, *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818, *Spodoptera cosmioides* Walker, 1858 e *S. frugiperda* Smith & Abbot, 1797 (Lepidoptera: Noctuidae), sendo que *C. includens* foi a a mais frequente e abundante. Na cultura do milho Bt foram identificadas as seguintes lagartas-praga: *S. frugiperda*, *S. albula* (Walker), *S. cosmioides* e *Helicoverpa zea* Boddie, 1850 (Lepidoptera: Noctuidae). *Spodoptera frugiperda* foi a mais frequente e abundante nessa cultura.

Os seguintes inimigos naturais dessas lagartas foram observados: os parasitoides *Glyptapanteles hebertii* (Ashmead 1900) (Hymenoptera: Braconidae), Chalcididae (Hymenoptera), *Winthemia* sp e *Chetogena* cf sp. (Diptera: Tachinidae), e o fungo entomopatogênico *Metarhizium* sp. (Ascomycetes: Hypocreales). Em ambos os cultivos, soja e milho, não foi observada correlação entre os níveis populacionais das lagartas praga e as variáveis climáticas.

Para o cultivo do arroz, as seguintes espécies pragas foram observadas: *Argyria* sp., *Marasmia trapezalis* (Guenée, 1854), *Rupela albinella* (Stoll, [1781]) (Lepidoptera: Crambidae), *Tibraca limbativentris* Stal, 1860, *Oebalus poecilus* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae), *Panoquina* sp. (Lepidoptera: Hesperidae) e *S. frugiperda*, sendo as principais *Argyria* sp.e *O. poecilus*.

Na cultura do arroz, foram identificados os seguintes ácaros predadores: *Lasioseius* spp. (Blattisociidae), *Neoseiulus* spp. (Phytoseiidae) e *Pseudoparasitus* spp. (Laelapidae). Esses ácaros são potenciais inimigos naturais de de *S. spink*. Não foi possível identificar as pragas quarentenárias ausentes *Steneotarsonemus spinki* (Tarsonemidae) e *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lepidoptera: Pyralidae).

Entre os 30 isolados de fungos bioprospectados, nenhum foi considerado eficiente contra *S. frugiperda*. Contudo, a taxa de mortalidade proporcionada pelo isolado comercial de *B. bassiana* foi de 86,7% na concentração de 10^7 conídios/mL e se constitui uma opção para o manejo de lagartas-praga.

Os óleos essenciais de *Corymbia citriodora* (Hook.) K.D. Hill & L.A.S. Johnson (Myrtaceae) e *Lippia microphylla* Cham. (Verbanaceae) nas concentrações de 7 e 10 mg.g⁻¹

respectivamente, em aplicações tópicas e de 6 e 19 μL respectivamente em aplicações via voláteis foram eficientes par o controle de *S. frugiperda*. Para *C. citriodora* o constituinte principal foi *citronelal* e para *L. microphylla* foram identificados dois constituintes principais, o (*E*)-*cariofileno* e (*E*)-*nerolidol*. Ambos os óleos são uma alternativa viável para o manejo de *S. frugiperda*.

O modelo de adequabilidade climática, *S. spinki* poderá se estabelecer em várias regiões produtoras de arroz no Brasil, como no Norte, litoral Nordeste, Oeste dos estados do Mato Grosso e Mato Grosso Sul e grande parte do estado do Rio Grande do Sul. Roraima, devido a proximidade com a Venezuela e Guiana e possuir grandes áreas de cultivo, apresenta alto risco de entrada dessa praga. As variáveis climáticas, temperatura média anual elevada e a baixa amplitude térmica são importantes para a distribuição de *O. sativa* e *S. spink* e baixos volumes de precipitação pluvial são favoráveis a *S. spinki*.

ANEXOS

Anexo 1 – Lista das coordenadas geográficas com pontos de ocorrência de *Steneotarsonemus spink* (Continua)

Local	Latitude	Longitude	Referencia
China, Cantão	23°11'48"N	113°15'37"W	Zhang & Pan (1978) e Zhang et al. (1995) apud Xu et al. (2001)
China, Pingtung	22°28'44"N	120°35'07"W	Lo & Ho (1977); Chen et al. (1980) apud Xu et al. (2001)
China, Tainan	22°59'53"N	120°14'15"W	Lo & Ho (1977); Chen et al. (1980) apud Xu et al. (2001)
Colômbia, Ambalema	4°46'58"N	74°46'00"W	Resolucion 1195 de 2005 (ICA) e Bonilla et al. (2008)
Colômbia, Espinal	4°08'56"N	74°53'03"W	Resolucion 1195 de 2005 (ICA) e Bonilla et al. (2008)
Colômbia, Jamundí	3°15'43"N	76°32'23"W	Carballo, (2017)
Colômbia, Lérica	4°51'39"N	74°46'00"W	Resolucion 1195 de 2005 (ICA) e Bonilla et al. (2008)
Colômbia, Montería	8°89'00"N	75°49'00"W	Pérez; Duque (2015)
Colômbia, Sabana de Torres	7°23'41"N	73°29'59"W	Resolucion 1195 de 2005 (ICA) e Bonilla et al. (2008)
Colômbia, Villanueva	4°36'40"N	72°55'43"W	Resolucion 1195 de 2005 (ICA) e Bonilla et al. (2008)
Costa Rica, Bagaces	10°31'49"N	85°15'04"W	Sanabria; Aguilar (2005)
Costa Rica, Cañas	10°25'39"N	85°05'36"W	Sanabria; Aguilar (2005)
Costa Rica, San Ramon	10°05'28"N	84°28'13"W	Sanabria; Aguilar (2005)
Cuba, Bauta	22°59'02"N	82°12'56"W	Almaguel-Rojas et al. (2000)
Cuba, Cienfuegos	22°14'11"N	80°21'52"W	INISAV (1998) apud Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Cuba, Isla de la Juventud	21°42'33"N	82°49'42"W	INISAV (1998) apud Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Cuba, Matanzas	23°01'58"N	81°31'56"W	INISAV (1998) apud Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Cuba, Pinar del Río	22°23'55"N	83°49'04"W	INISAV (1998) apud Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Cuba, San Jose de las Lajas	22°57'26"N	82°08'31"W	Peteira et al. (2008)
Republica Dominicana, Bonao	18°55'59"N	70°24'30"W	Garcia et al. (2002)
Equador, El Triunfo	2°14'40"N	79°24'24"W	El Telégrafo (2012) apud Delgado et al. (2018)
Equador, La Cuca	3°29'48"N	80°04'08"W	El Telégrafo (2012) apud Delgado et al. (2018)
EUA, Brazoria	29°13'25"N	95°28'37"W	NAPPO, 2007
EUA, Crowley	30°12'53"N	92°22'23"W	NAPPO, 2007 apud Hummel et al. (2009)
EUA, Davis	38°32'39"N	121°44'23"W	UCDavis (2009) apud Hummel et al. (2009)
EUA, Lajas	18°02'59"N	67°02'34"W	NAPPO, 2008

Anexo 1 – Lista das coordenadas geográficas com pontos de ocorrência de *Steneotarsonemus spink* (Continua)

Local	Latitude	Longitude	Referencia
EUA, Ithaca	42°26'43"N	76°30'09"W	NAPPO, 2007
EUA, Rayne	30°14'05"N	92°15'57"W	NAPPO, 2007
EUA, Stuttgart	34°30'00"N	91°33'08"W	NAPPO, 2007
Honduras, Comayagua	14°27'22"N	87°41'08"W	Almaguel y de la Torre (2005) apud Sandoval (2009)
India, Bangalore	12°58'06"N	77°35'54"W	Prabhakara, (2002) e Mutthuraju, (2010) apud Mutthuraju et al. (2014)
India, Bellary	15°08'15"N	76°55'20"W	Mutthuraju et al. (2014)
India, Cuttack	20°27'45"N	85°53'16"L	Jagadiswari; Prakash (2003) apud Navia et al. (2010)
India, Dakshina Kannada	12°50'35"N	75°16'00"W	Mutthuraju et al. (2014)
India, Kadapa (Maasapet)	14°27'55"N	78°49'37"W	Bhaskar (2011)
India, Kalyani	22°57'32"N	88°29'40"W	Karmakar (2008)
India, Kodagu	12°19'08"N	75°54'40"W	Mutthuraju et al. (2014)
India, Mandya	12°31'08"N	76°53'59"W	Mutthuraju et al. (2014)
India, Mysore	12°17'55"N	76°40'09"W	Mutthuraju et al. (2014)
India, Navsari	20°53'36"N	72°56'44"W	Bandhanian; Purohit, (2007) apud Mutthuraju et al. (2014)
India, Raichur	16°12'37"N	77°20'45"W	Mutthuraju et al. (2014)
India, Shimoga	13°55'45"N	75°34'07"W	Mutthuraju et al. (2014)
Coreia do Sul, Suwon	37°15'45"N	127°01'46"W	Cho et al. (1999)
México, Cárdenas	18°09'23"N	93°29'45"W	Otero-Colina et al. (2015)
México, Cosamaloapan	18°21'55"N	95°47'43"W	NAPPO, 2009
México, Palizada Mexico	18°02'49"N	91°52'53"W	Otero-Colina et al. (2015)
México, Piedras Negras	18°45'57"N	96°11'41"W	Otero-Colina et al. (2015)
México, Tierra Blanca	18°26'41"N	96°21'30"W	NAPPO, 2009
México, Tlaxicoyan	18°48'10"N	96°03'38"W	NAPPO, 2009
México, Tres Valles	18°14'13"N	96°08'11"W	NAPPO, 2009
Panamá, Changuinola	9°26'45"N	82°28'48"W	Almaguel-Rojas; Ferret (2005)

Anexo 1 – Lista das coordenadas geográficas com pontos de ocorrência de *Steneotarsonemus spink* (Continua)

Local	Latitude	Longitude	Referencia
Panamá, Chiriquí	8°35'11"N	82°23'12"W	Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Panamá, El Caño	8°26'38"N	80°31'53"W	Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Panamá, Chepo	9°09'45"N	79°06'13"W	Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Panamá, Natá	8°18'12"N	80°25'58"W	Almaguel-Rojas; Ferret (2005)
Panamá, Penonomé	8°31'06"N	80°21'11"W	Quirós-McIntire;Buitrago (2011)
Filipinas, Los Banos	14°10'14"N	121°14'41"W	Sogawa (1977) apud Hummel et al. (2009)
Sri Lanka, Colombo	6°35'34"N	79°51'39"W	Chandrasena et al. (2016)
Sri Lanka, Kalutara	6°35'05"N	79°57'47"W	Chandrasena et al. (2016)
USA, Baton Rouge	30°26'49"N	91°11'38"W	Smiley (1967) apud Navia et al. (2010)
Venezuela, Alberto Arvelo Torrealba	8°44'26"N	69°56'01"W	Sandoval (2009)
Venezuela, Araure	9°34'51"N	69°13'06"W	Sandoval (2009)
Venezuela, Miranda	8°38'41"N	67°11'06"W	Sandoval (2009)
Venezuela, Páez	9°27'37"N	68°57'03"W	Sandoval (2009)
Venezuela, Sabaneta	8°45'04"N	69°56'03"W	Sandoval (2009)
Venezuela, San Carlos	9°39'34"N	68°34'50"W	Sandoval (2009)
Venezuela, Santa Rosalía	8°57'31"N	68°51'37"W	Sandoval (2009)
Vietnam, Chau Thanh	10°23'54"N	106°14'43"W	Thuy al. (2012)
Vietnam, Thua Thien Hue	16°28'10"N	107°35'38"W	Ngo Dinh Hoa, (1992) apu Thuy al. (2012)

