

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DOUTORADO**

**PREFERÊNCIA ALIMENTAR DO GAFANHOTO *Cornops frenatum*
frenatum (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE:
LEPTYSMINAE) E SEU CONTROLE BIOLÓGICO PELO FUNGO
Metarhizium acridum (ASCOMYCOTA: HYPOCREALES) EM
Heliconia spp. L. (HELICONIACEAE)**

PAMELA DE JESUS CONCEIÇÃO

**CRUZ DAS ALMAS-BAHIA
FEVEREIRO-2017**

**PREFERÊNCIA ALIMENTAR DO GAFANHOTO *Cornops frenatum*
frenatum (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE:
LEPTYSMINAE) E SEU CONTROLE BIOLÓGICO PELO FUNGO
Metarhizium acridum (ASCOMYCOTA: HYPOCREALES) EM
Heliconia spp. L. (HELICONIACEAE)**

PAMELA DE JESUS CONCEIÇÃO

Engenheira Agrônoma
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, 2010

Tese submetida ao Colegiado de Curso de Pós-Graduação em Ciências Agrárias da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia como requisito parcial para obtenção do Grau de Doutor em Ciências Agrárias, Área de Concentração: Fitotecnia.

Orientador: Prof. Dr. Marcos Gonçalves Lhano

**CRUZ DAS ALMAS-BAHIA
FEVEREIRO-2017**

FICHA CATALOGRÁFICA

C744p

Conceição, Pamela de Jesus.

Preferência alimentar do gafanhoto *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) e seu controle biológico pelo fungo *Metarhizium acridum* (Ascomycota: Hypocreales) em *Heliconia* spp. L. (Heliconiaceae) / Pamela de Jesus Conceição. Cruz das Almas, BA, 2017.

106f.; il.

Orientador: Marcos Gonçalves Lhano.

Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas.

1.Gafanhotos – Insetos. 2.Fungo entomopatogênico – Controle biológico.
I.Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas. II.Título.

CDD: 595.727

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS**

**COMISSÃO EXAMINADORA DA DEFESA DE TESE DE
Pamela de Jesus Conceição**

Realizada em 22 de fevereiro de 2017

Prof. Dr. Marcos Gonçalves Lhano
Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas - UFRB
(Orientador)

Pesquisador Dr. Rogerio Biaggioni Lopes
Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

Pesquisadora Dr^a. Marilene Fancelli
Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical

Prof^a. Dr^a. Nicolle de Carvalho Ribeiro
Faculdade Anísio Teixeira (FAT- Feira de Santana)

Prof^a. Dr^a. Rozimar de Campos Pereira
Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas - UFRB

A Deus, pela oportunidade concedida.

AGRADEÇO.

Aos meus queridos pais Antônio Mauricio
Conceição e Valdelice Fiuza de Jesus e
irmã Paloma de Jesus Conceição pelo
carinho e apoio durante esse período.

Dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por permitir a realização desse estudo e me fazer acreditar que em meio a certas circunstâncias daria certo.

Ao Prof. Dr. Marcos Gonçalves Lhano, pela orientação, apoio, atenção, amizade, compreensão e incentivo.

Ao Pesquisador Dr. Rogerio Biaggioni Lopes, pela disponibilidade em ajudar, confiança, e pelas contribuições relevantes para realização deste estudo.

A Pesquisadora Dra. Marilene Fancelli, pelas contribuições diretas e indiretas para a realização deste estudo e pela amizade.

A Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, pela oportunidade e logística.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de estudo.

A Dona Cristina Lima, proprietária da Fazenda Granja São Luiz, por ceder a área para a realização de coletas.

A toda equipe do Laboratório de Ecologia e Taxonomia de Insetos (UFRB), pela ajuda, apoio e amizade.

Ao pessoal do Laboratório de Micologia dos Invertebrados, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (CENARGEN) pelo suporte na pesquisa e ajuda nas identificações, em especial a Laboratorista Daniela Souza.

A Maiara Lima pela amizade, companhia e apoio constante durante as coletas.

As minhas amigas Adriane Souza, Juliana Fernandes e Paloma Conceição pelos momentos de descontração e apoio.

Aos meus familiares que sempre me deram apoio.

E a todos que direta ou indiretamente colaboraram para que esse estudo se concretizasse.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO	
ABSTRACT	
REFERENCIAL TEÓRICO	1
ARTIGO 1	
PREFERÊNCIA E ACEITABILIDADE ALIMENTAR DE <i>Cornops frenatum frenatum</i> (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE: LEPTYSMINAE)	32
ARTIGO 2	
INIMIGOS NATURAIS DE <i>Cornops frenatum frenatum</i> (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE) ASSOCIADOS À <i>Heliconia</i> spp. L. (HELICONIACEAE), COM ÊNFASE NA EFICIÊNCIA DE <i>Beauveria bassiana</i> (ASCOMYCOTA:CORDYCIPITACEAE)	55
ARTIGO 3	
SUSCETIBILIDADE DE <i>Cornops frenatum frenatum</i> (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE: LEPTYSMINAE) À <i>Metarhizium acridum</i> (ASCOMYCOTA: HYPOCREALES)	78
CONSIDERAÇÕES FINAIS	104

PREFERÊNCIA ALIMENTAR DO GAFANHOTO *Cornops frenatum frenatum* (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE: LEPTYSMINAE) E SEU CONTROLE BIOLÓGICO PELO FUNGO *Metarhizium acridum* (ASCOMYCOTA: HYPOCREALES) EM *Heliconia* spp. L. (HELICONIACEAE)

Autora: Pamela de Jesus Conceição

Orientador: Prof. Dr. Marcos Gonçalves Lhano

RESUMO: *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae), é um gafanhoto que apresenta alta capacidade de desfolha para a cultura da *Heliconia* spp. (Linnaeus). O objetivo deste trabalho foi avaliar a preferência alimentar de *C. f. frenatum*, verificar a ocorrência de inimigos naturais deste inseto em cultivos de helicônia e avaliar o potencial do fungo *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) J.F. Bisch., Rehner & Humber (2009) (Ascomycota: Hypocreales) (linhagem CG423) para o seu controle. Constatou-se que *C. f. frenatum* se alimentou das plantas *Canna indica* L., *Heliconia psittacorum* L.f., *Maranta arundinacea* L. e *Strelitzia reginae* Banks ex Aiton, sendo que dentre essas, *C. indica* e *H. psittacorum* foram as plantas preferidas para ninfas diferindo significativamente das demais espécies. Verificou-se que os fungos *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill 1912 (Ascomycota: Cordycipitaceae) e uma espécie de Entomophthorales, além de *Arilus* sp. Hahn, 1831 (Hemiptera: Reduviidae), um nematoide da família Mermithidae e a espécie *Phlugis* sp. Stål, 1861 (Orthoptera: Tettigoniidae), foram os inimigos naturais encontrados durante o período amostral. As ninfas de *C. f. frenatum* são mais susceptíveis ao fungo *Metarhizium acridum* em comparação aos adultos. A formulação oleosa do fungo *M. acridum* (óleo + conídios) não aumentou a mortalidade dos insetos em comparação com o fungo não formulado (conídios em água). A linhagem CG423 de *M. acridum* pode ser considerada um promissor agente de controle microbiano para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*.

Palavras chave: Aceitabilidade; pragas; flores tropicais; fungo entomopatogênico

FOOD PREFERENCE OF THE GRASSHOPPER *Cornops frenatum frenatum* (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE: LEPTYSMINAE) AND ITS BIOLOGICAL CONTROL BY THE FUNGUS *Metarhizium acridum* (ASCOMYCOTA: HYPOCREALES) IN *Heliconia* spp. L. (HELICONIACEAE)

Author: Pamela de Jesus Conceição

Advisor: Prof. Dr. Marcos Gonçalves Lhano

ABSTRACT: *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae) is a grasshopper with high defoliation capacity on *Heliconia* spp. (Linnaeus). The aim of this study was to evaluate *C. f. frenatum* food preference, to access the presence of its natural enemies in heliconia crops and evaluate the potential the fungus *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) J.F. Bisch., Rehner & Humber (2009) (Ascomycota: Hypocreales) (CG423 strain) against nymphs and adults. It was found that *C. f. frenatum* fed on plants of *Canna indica* L., *Heliconia psittacorum* L., *Maranta arundinacea* L. and *Strelitzia reginae* Banks ex Aiton, among which *C. indica* and *H. psittacorum* were preferred by *C. f. frenatum*, differing significantly from the other species. The fungi *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill 1912 (Ascomycota: Cordycipitaceae) and Entomophthorales species, in addition to *Arilus* sp. Hahn, 1831 (Hemiptera: Reduviidae), a nematode in Mermithidae family and *Phlugis* sp. Stål, 1861 (Orthoptera: Tettigoniidae), were the natural enemies found during the sampling period. *C. f. frenatum* nymphs are more susceptible to infection by *Metarhizium acridum* fungus when compared to adults. The *M. acridum* fungus formulation (oil + conidial) did not increase insect mortality compared to unformulated fungus (conidial suspension in water). The *M. acridum* strain CG423 has potential for the management of *C. f. frenatum* nymphs and adults.

Keywords: Acceptability; Pest; Tropical Flowers; Entomopathogenic fungi

REFERENCIAL TEÓRICO

Herbivoria por insetos

A herbivoria é a mais frequente interação ecológica existente entre planta e animal (AOYAMA e LABINAS, 2012). Segundo Krohling et al. (2010), essas interações podem apresentar impactos diretos da planta sobre o herbívoro e vice-versa. Dentre essas inúmeras interações, algumas são destacadas, podendo ser antagônicas e não antagônicas (Figura 1), conforme abordado por Price et al. (2011).

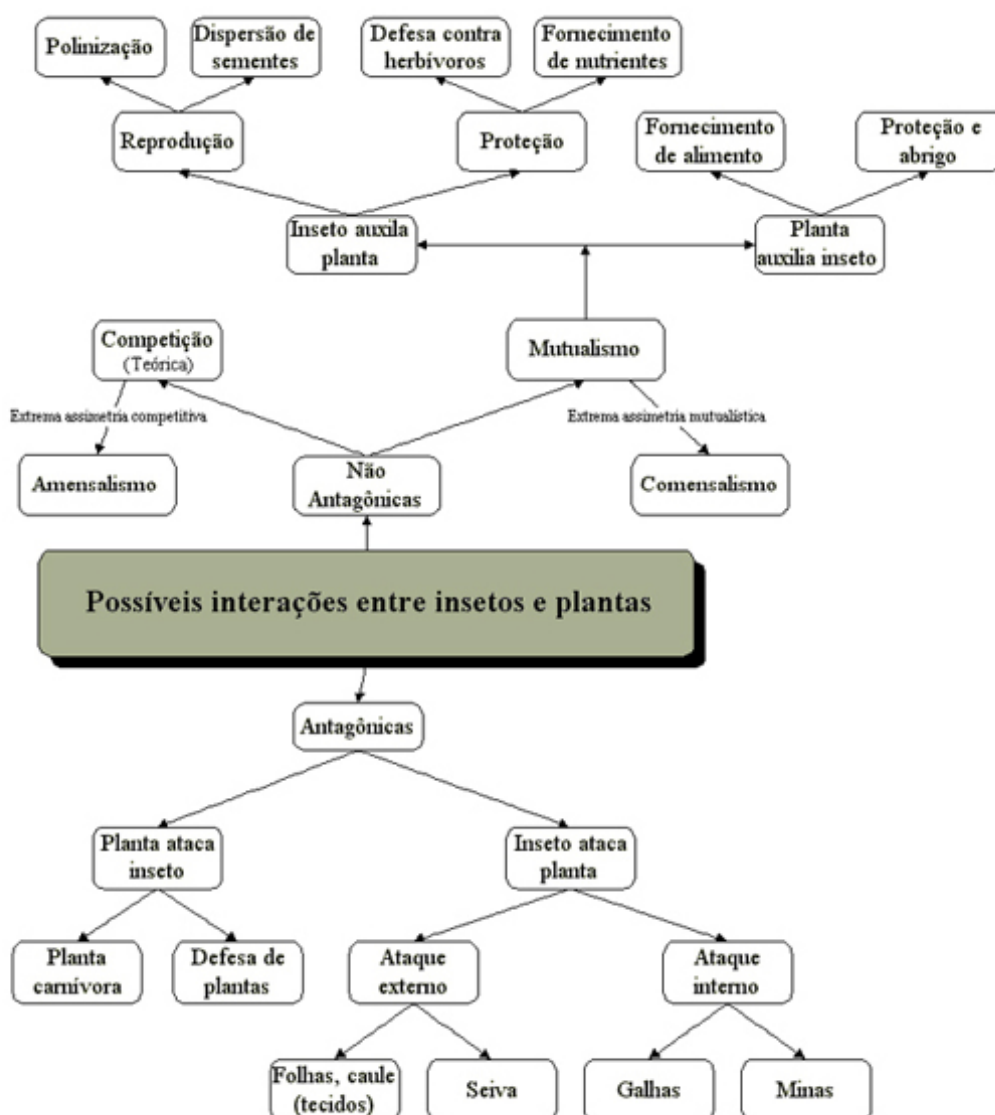


Figura 1. Fluxograma relacionando às possíveis interações entre insetos e plantas (Fonte: <http://www.insecta.ufv.br/Entomologia/ent/disciplina/ban%20160/AULAT/aula11/fluxograma.html>)

As interações antagônicas inseto-planta podem apresentar impactos negativos na sobrevivência, desenvolvimento e reprodução dos vegetais (AOYAMA e LABINAS, 2012), e elas têm sido objeto de estudo por diversos autores (por exemplo: ZANGERL et al., 2002; ARAÚJO et al., 2003; OHGUSHI, 2005; CORRÊA et al., 2008; CASTAGNEYROL et al., 2013; HERDE et al., 2013; ZAVALA et al., 2013; YGUEL et al., 2014; OLIVEIRA et al., 2015), evidenciando seu relevante papel para o ambiente. E, por meio da seleção natural, essa interação tornou-se bastante complexa e dinâmica, gerando uma série de variáveis adaptativas dos indivíduos ao meio, tanto nas plantas como pelos insetos (AOYAMA e LABINAS, 2012).

Características anatômicas e fisiológicas que as plantas apresentam podem influenciar a herbivoria pelos insetos (MICHAEL et al., 2002), estimulando-os a exibirem suas preferências e seus hábitos alimentares (BIANCHI e MOREIRA, 2005), e essas mesmas características presentes nas plantas podem também atuar como mecanismos de defesa contra a herbivoria por insetos (AOYAMA e LABINAS, 2012).

Edwards e Wratten (1981) afirmaram que independentemente da fase de vida que os insetos sejam considerados herbívoros, estes apresentam uma função importante no ecossistema, atuando desde polinizadores a fitófagos. Ainda podem acelerar a ciclagem de nutrientes e conseqüentemente aumentar a produção vegetal. Os gafanhotos, por exemplo, ajudam a acelerar o ciclo do nitrogênio, alterando a taxa de abundância e decomposição de resíduos vegetais (BELOVSKY e SLADE, 2000).

A riqueza de espécies vegetais numa determinada área, a distribuição delas no ambiente, sua complexidade estrutural, influenciam significativamente na sua atratividade para os insetos herbívoros (STRONG et al., 1984), assim como a variação na sua disponibilidade, qualidade e quantidade no ambiente (HUNTER et al., 2012).

Com relação à morfologia dos insetos, ela pode influenciar sobre seu hábito alimentar, pois o tipo de peças bucais que os insetos apresentam infere sobre os danos que eles podem ocasionar à determinada espécie de plantas, bem como, determinar a forma como estes se alimentam (AOYAMA e LABINAS, 2012). É também relevante destacar que, em algumas espécies de insetos

herbívoros, como por exemplo os gafanhotos, a seleção do hospedeiro é determinada pela fêmea (FERREIRA e VASCONCELLOS-NETO, 2001).

Thomas (1987) afirma que a seleção da dieta por insetos herbívoros, sejam eles polívoros ou monófagos, responderá na utilização da planta desde o consumo, sítio de repouso e sua utilização para oviposição. Por isso, uma ferramenta importante para os herbívoros é conhecer a sua dieta dentro do seu habitat (CAPELLO et al., 2012) e se os alimentos estão disponíveis em qualidade e quantidade adequadas para proporcionarem sucesso no desenvolvimento dos insetos (FRANZKE et al., 2010).

Dentre outros fatores utilizados pelos insetos para a escolha das plantas hospedeiras, estão: abundância e distribuição de hospedeiro (WIKLUND, 1984; KUUSSAARI et al., 2000); influências genéticas e geográficas (BUENO, 2013); compostos químicos das plantas (PINTO-ZEVALLOS et al., 2013) e estado físico da planta (ARAÚJO et al., 2003). Fernandes et al. (2001) afirmaram ainda que um inseto fitófago apresentará sucesso sobre uma planta hospedeira por meio de influência de três fatores: os estímulos que o levam a encontrar a planta, as qualidades da planta que lhe sejam favoráveis ao início do consumo, e se as características nutricionais da planta garantem o desenvolvimento do inseto e de sua prole.

De modo geral, a seleção de plantas alimentares é uma atividade presente na vida dos insetos herbívoros (HOLLIDAY e HOLLIDAY, 1995). Neste sentido, a dinâmica que existe na herbivoria por insetos é induzida ou reduzida pelas características estruturais das plantas, sua fenologia e estágio de desenvolvimento e a eficiência das suas estruturas de defesa (AOYAMA e LABINAS, 2012).

Hábitos alimentares dos gafanhotos

Os Acridoidea são na sua maioria fitófagos (BERNAYS e BRIGHT, 1993, NUNES-GUTJAHR e BRAGA, 2011) e sua dieta alimentar é bastante diversificada, indo desde a monofagia, polifagia, até a fitofagia (MARANHÃO, 1976). Isto confere aos insetos deste grupo importância econômica, por expressarem nocividade às plantas cultivadas e causarem sérios danos à agricultura, ao competirem diretamente pelo alimento com os seres vivos. No

Brasil são referidas aproximadamente 20 espécies de gafanhotos com importância econômica (LECOQ e MAGALHÃES, 2006).

Dentre os fatores condicionantes da escolha de alimento nos gafanhotos, as substâncias químicas dos vegetais apresentam-se como sendo o principal (BERNAYS e CHAPMAN, 1978). Além disso, a qualidade da planta hospedeira, sua abundância e estágio de desenvolvimento, são fundamentais (GANGWERE, 1961; OTTE e JOERN, 1977). Gangwere (1961) afirma que os hábitos alimentares de certas espécies de gafanhotos, tanto na fase imatura como quando adultos, embora sejam semelhantes, podem variar de acordo com as mudanças sazonais entre a condição de escassez e abundância das fontes alimentares.

Em alguns casos, a cor dos gafanhotos pode vir a ser afetada pela composição nutricional presente na sua dieta alimentar (FERREIRA e VASCONCELLOS-NETO, 2001). Estes mesmos autores afirmaram que a escolha do hospedeiro pode estar relacionada a uma maior proteção contra a predação devido à coloração críptica de determinadas espécies de gafanhoto, em relação à planta hospedeira.

O aparelho bucal dos gafanhotos também desempenha um importante papel na seleção de alimento, conforme afirmaram Nunes-Gutjahr e Braga, (2011). Esses insetos apresentam as peças bucais apropriadas para mastigar ou morder as folhas de plantas das quais se alimentam. Mcclenaghan et al. (2015) destacaram que a conformação da mandíbula e maxila nos ortópteros relacionam-se às espécies vegetais consumidas durante sua vida, influenciando desta forma a classificação da sua dieta alimentar. Desta forma, de acordo com o tipo vegetal escolhido na sua dieta alimentar, ISLEY (1944) classificou os padrões de consumo entre os gafanhotos os quais são: graminívoro, forbívoro e herbívoro.

Algumas espécies de gafanhotos exibem grande especificidade alimentar e hospedeira (FERREIRA e VASCONCELLOS-NETO, 2001), como no caso da espécie semiaquática, *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906) (Orthoptera: Acrididae) cuja planta hospedeira é *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, Hill & Oberholzer (2000) (NUNES et al., 1992; FRANCESCHINI et al., 2014). Devido esta especificidade alimentar, esse gafanhoto foi considerada por Braga et al. (2013), como um eficiente agente biológico de controle para *E. crassipes*.

Joern (1979) afirma que nas populações de gafanhotos com dietas relativamente especializadas, estes insetos procuram alimentar-se de espécies de plantas cujo ciclo de vida é longo, como exemplo as gramíneas perenes. Franzke et al. (2010) destacaram que diferentemente das espécies especialistas, os gafanhotos generalistas apresentam vantagem em minimizar as deficiências nutricionais de espécies de plantas isoladas, por ampliarem seu nicho alimentar.

***Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836)**

O gafanhoto *Cornops frenatum frenatum* (Marshall, 1836) (Orthoptera: Acrididae; Leptysminae) é um herbívoro encontrado em alguns países da América Latina como: Bolívia, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Guiana, Paraguai, Peru, Suriname, Trinidad, Venezuela, inclusive o Brasil (ADIS et al., 2007). De acordo com alguns autores, este inseto merece uma particular atenção, pelo fato de apresentar alta capacidade de desfolha durante sua alimentação (LEMOS et al., 2006; BRAGA et al., 2007; LEMOS et al., 2010; RIBEIRO et al., 2013).

Segundo Roberts e Carbonell (1979) este inseto pertence à subfamília Leptysminae, e têm como característica ovipositar endofiticamente (NUNES et al., 1992; BRAGA et al., 2007), exibir hábito alimentar fitófago (LEMOS et al., 2006), e, além disso, apresentar como planta hospedeira nativa espécies do gênero *Heliconia* (Zingiberales: Heliconiaceae) (ADIS et al., 2007), sendo comumente associados a estas plantas.

Nas formas jovens, conhecidos como saltões, suas antenas são alaranjadas com o resto do corpo verde e alguns pontos alaranjados e vivem de modo gregário, desta forma, são facilmente visualizadas sobre as plantas (LEMOS, et al., 2006). Segundo os mesmos autores, esses imaturos normalmente encontram-se dentro das folhas enroladas para protegerem-se contra inimigos, provocando danos às plantas desde o primeiro instar por rasparem o limbo foliar, deixando a área escurecida e comprometendo o desenvolvimento da cultura a qual estão inseridos.

Quando adultos, os indivíduos apresentam coloração verde, com a parte superior do corpo e as antenas de cor parda, e na região mediana do tórax e cabeça, encontra-se uma faixa lateral horizontal de coloração preta, sendo que as fêmeas diferenciam-se facilmente dos machos pelo tamanho e pela genitália externa, aparentemente visível (LEMOS et al., 2006). Destaca-se também que

estes insetos se alimentam e se reproduzem em plantas terrestres, causando significativas perdas da área foliar (LEMOS et al., 2010; RIBEIRO et al., 2013).

Ocorrência de *Cornops frenatum frenatum* em helicônias

As helicônias são espécies de plantas com expressivo valor comercial para a floricultura tropical, as quais apresentam vigor em seu crescimento vegetativo, suas bainhas foliares são sobrepostas formando pseudocaule, com um rizoma ramificado, possuindo brácteas e inflorescências (CASTRO et al., 2011). Apresentam características bastante peculiares, como a beleza, exuberância e coloração de suas flores, além de resistência durante o transporte e grande durabilidade pós-colheita (ASSIS et al., 2002; CASTRO et al., 2007). De acordo com Ibraflor (2015), as Heliconaceae estão em destaque na cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais no Brasil, pois incluem algumas das principais espécies para o mercado produtor na categoria flores e folhagem de corte.

Essas plantas são consideradas como hospedeiras preferenciais de *C. f. frenatum* (ADIS et al., 2007). Pfrommer (1990) observou que estes ortópteros realizam postura endofítica na região do pseudocaule em Heliconaceae. Braga et al. (2007) também verificaram inúmeras marcas de oviposições endofíticas em mudas de helicônias. Plantios comerciais de helicônias têm se apresentado como adequadas fontes alimentares para *C. f. frenatum* (LEMOS et al., 2010), além de fornecerem um substrato adequado para a oviposição endofítica, e habitat para os adultos copularem e se esconderem de seus predadores (BRAGA et al., 2007).

Além das características da planta, outro fator que leva *C. f. frenatum* a ser um inseto frequente em plantios comerciais de helicônias é devido a esses herbívoros serem bastante numerosos nas suas fases de vida (jovem a adulto) e em ambas alimentarem-se dessas plantas, causando danos às mesmas por desfolha e raspagem do limbo foliar e, conseqüentemente, a redução da área fotossintética e depreciação visual das partes vegetativas, inviabilizando-as para a comercialização (RIBEIRO et al., 2007; LEMOS et al., 2006; LEMOS et al., 2010; RIBEIRO et al., 2013).

Em estudos realizados na região Norte do Brasil, verificou-se a presença de adultos e imaturos de *C. f. frenatum* consumindo espécies de helicônias e prejudicando o desenvolvimento das mesmas em plantios comerciais. No Pará os danos foram constatados nas espécies: *H. bihai* (L.) L., *H. psittacorum* L.f., *H.*

rostrata Ruiz & Pavon e *H. wagneriana* Petersen (Lemos et al., 2010; Ribeiro et al., 2013); no Amazonas foram verificadas injúrias deste gafanhoto nas espécies *H. hirsuta* L.f., *H. psittacorum* L.f., *H. stricta* Huber e *H. tarumensis* Huber (Braga et al., 2007). Ressalta-se aqui que a espécie *H. tarumensis*, mencionada por esses autores provavelmente seja um erro de identificação, sendo que Huber (1904) não cita nem descreve tal espécie, bem como as bases de dados taxonômicos botânicos não citam esta espécie como válida ou sinonimizada. Assim *H. tarumensis* constitui *nomen nudum*.

Dessa forma, *C. f. frenatum* vem se tornando um dos principais problemas entomológicos em cultivos de helicônias, principalmente no estado do Pará, e está se expandindo para outras regiões produtoras de helicônias no Brasil (LEMOS et al., 2010; RIBEIRO et al., 2013), como por exemplo no estado da Bahia.

Esta espécie de gafanhoto possivelmente introduziu-se no estado da Bahia após uma expansão do cultivo de helicônia no Brasil com plantio em larga escala e constante intercâmbio de germoplasma realizado entre a Embrapa Mandioca e Fruticultura e a Embrapa Amazônia Oriental. Pois, se acredita que mesmo com a realização das medidas profiláticas como a quarentena adotada, os ovos das formas imaturas ou até mesmo adultos de *C.f.frenatum* conseguiram sobreviver e podem ter sido introduzidos no estado da Bahia juntamente com mudas de helicônias, já que atualmente tem-se o registro desta espécie no estado após haver esta parceria (Lhano, M.G., comunicação pessoal).

Na região do litoral sul do estado da Bahia, Sobrinho et al. (2012) verificaram espécies de helicônias com danos significativos causados por *C. f. frenatum*. Oliveira (2013) estudou a dinâmica populacional de *C. f. frenatum* em cultivos de *Heliconia* spp. no município de Conceição do Jacuípe (BA) e observou que este inseto tem se adaptado às condições climáticas do local, uma vez que trata-se de uma espécie introduzida no estado.

A espécie também foi introduzida no Rio de Janeiro e na cidade de Santo Antônio de Pádua e constatou-se severas injúrias desses gafanhotos na cultura da helicônia (BITTAR, 2013).

Lemos et al. (2010) propuseram que estudos devem ser realizados visando estratégias de controle eficientes para *C. f. frenatum*, especialmente fazendo uso de inseticidas biológicos, tais como os fungos entomopatogênicos.

Principais Inimigos naturais de gafanhotos

O controle biológico ocorre naturalmente pelos inimigos naturais, e este fenômeno contribui na regulação de animais e plantas na natureza (GALLO et al., 2002). Os mesmos autores afirmaram que este controle pode vir a ser realizado naturalmente por inúmeros organismos como: entomófagos (predadores e parasitoides) e microrganismos entomopatogênicos (fungos, bactérias, vírus, protozoários, nematoides, riquetsias). E, por manterem as pragas em equilíbrio, os inimigos naturais constituem um dos agentes responsáveis pela mortalidade natural no agroecossistema (GALLO et al., 2002), sendo atualmente amplamente utilizados no controle biológico de diversas pragas de importância econômica (SILVA e BRITO, 2015).

Os ortópteros são insetos que exibem importância, devido algumas espécies terem se tornado pragas e conseguirem em breve espaço de tempo devastar plantações inteiras, causando perdas econômicas na agricultura em nível mundial (PELIZZA et al., 2010). Como constituem um dos mais abundantes grupos de herbívoros do planeta, tornam-se importantes para o princípio de defesa fitossanitária que visa proteger plantas de interesse econômico (GUERRA et al., 2012).

Os grupos de controladores naturais de gafanhotos mais conhecidos são: vespas parasitas (LECOQ e PIEROZZI JR, 1995); moscas parasitoides, especificamente da família Sarcophagidae, onde a fêmea deposita sua larva viva no hospedeiro (URIBE-GONZÁLEZ e SANTIAGO-BASILIO, 2012); pássaros e formigas, que atuam sobre os imaturos (SOUZA et al., 2008; URIBE-GONZÁLEZ e SANTIAGO-BASILIO, 2012); e as aranhas, como hábeis predadoras generalistas (SALAS-ARAIZA e SALAZAR-SOLIS, 2009; URIBE-GONZÁLEZ e SANTIAGO-BASILIO 2012).

Além destes, os fungos e outros microrganismos entomopatogênicos podem agir como inimigos naturais de gafanhotos, como no caso de bactérias, vírus, nematoides e protozoários. A bactéria *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter 1872) foi relatada causando doença em gafanhotos (BUCHER e STEPHENS 1957), e foi recomendado para o controle biológico natural de ortópteros em campo (BAIRD, 1958).

Os protozoários infectam os gafanhotos por meio de fezes contaminadas,

as quais são depositadas sobre partes das plantas em que este inseto se alimenta (LANGE, 1996).

Os nematoides são vermes longos e finos que normalmente infectam espécies de gafanhotos (EL-KADI, 1977; CAPINERA, 2011). Hostetter (2000) verificou o parasitismo por nematoides em três cadáveres de *Melanoplus differentialis* (Thomas, 1865), *Boopedon diabolicum* Bruner, 1904 e *Taeniopoda eques* (Burmeister, 1838).

Para El-Kadi (1977), espécies de nematoides são associadas a insetos desde a origem destes há milhões de anos atrás. Capinera (2011) afirmou que os gafanhotos são infectados quando eles se alimentam de plantas, sobre as quais existam ovos dos nematoides. Após a ingestão, os nematoides imaturos usam seu estilete para penetrar na parede do intestino e alojam-se entre o canal alimentar e a parede do corpo do inseto (hemocele) (CAPINERA, 2011).

O parasita *Spinochordodes tellinii* (Camerano, 1888) (Nematomorpha: Gordioidea) infecta gafanhotos e grilos já na fase final de seu ciclo de vida. Ele altera o comportamento de seu hospedeiro comprometendo seu sistema nervoso, pois quando o parasita está para transformar-se em adulto, ele influencia o seu hospedeiro a entrar em locais com água e com isso o inseto morre afogado e o parasita adulto deixa o seu corpo para se reproduzir na água (ROHRSCHEIB e BROWNLIE, 2013). Este parasita também foi observado por Thomas et al. (2002) emergindo da espécie *Meconema thalassinum* (De Geer, 1773) (Orthoptera: Tettigoniidae).

Na maior parte de estudos que relacionam os inimigos naturais de acridídeos, de modo geral, relatam notadamente os fungos entomopatogênicos como importantes agentes biocontroladores (LOMER et al., 2001; SANCHEZ et al., 2009; BARDI et al., 2012; PELIZZA et al., 2012; URIBE-GONZÁLEZ e SANTIAGO-BASILIO, 2012). Os principais fungos biocontroladores são: *Beauveria bassiana* (Bals.Criv.) Vuill., *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin, *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) J.F. Bisch., Rehner & Humber e *Entomophaga grylli* (Fresenius) Batko (VALOVAGE e NELSON, 1990; GOETTEL et al., 1995; SANCHEZ et al., 2009; VALIZADEH et al., 2011).

No entanto, existem relatos de outras espécies de fungos entomopatogênicos de gafanhotos, como exemplo o fungo *Fusarium verticillioides* (Saccardo) Nirenberg (PELIZZA et al., 2011) e a espécie *Paranosema* (*Nosema*)

locustae Canning (Microsporidia: Nosematidae), que infecta e mata aproximadamente 90 espécies de gafanhoto (LANGE et al., 2008). Alguns trabalhos têm demonstrado a alta eficiência do uso desta espécie no controle biológico de gafanhotos (LANGE et al., 2008; LANGE, 2010; LANGE e CIGLIANO 2010; BARDI et al., 2012).

Segundo Pelizza et al. (2010) estudos têm sido promovidos, incentivando o uso de entomopatógenos em programas de controle de insetos incluindo os acrídeos, visando atenuar os efeitos dos produtos químicos, pois, sabe-se que os gafanhotos apresentam diversos inimigos naturais, e estes são afetados pelos inseticidas químicos (SILVA et al., 2006), dessa forma, explorar o potencial destes agentes de controle biológico torna-se de grande relevância.

O controle de ninfas e adultos de gafanhotos normalmente é realizado por defensivos químicos, por meio de iscas tóxicas ou pulverizações à base de malation e fenitrothion, ocasionando danos ao ambiente e ao homem, além de serem onerosos aos produtores (GALLO et al., 2002). Por isso, interpõem-se cada vez mais restrições para seu uso devido à escassa seletividade, alta toxicidade e bioacumulação no ambiente (URIBE-GONZÁLEZ e SANTIAGO-BASILIO, 2012). Recomenda-se, portanto, buscar inimigos naturais associados aos gafanhotos, visando promover sua manutenção nas áreas agrícolas ou até mesmo aumentá-los e, se possível, desenvolver produtos biológicos ecologicamente viáveis por meio desses organismos.

Controle biológico com fungos entomopatogênicos

Os fungos entomopatogênicos, produzidos e formulados em diversas regiões do mundo, são importantes agentes biocontroladores de diversas pragas das plantas cultivadas (ALVES, 1998; ALVES e LOPES, 2008).

De acordo com Neves et al. (2001) e Oliveira (2006), o uso de fungos entomopatogênicos no controle de pragas é de grande viabilidade pois, ao contrário dos defensivos químicos de largo espectro, pouco afetam as populações de inimigos naturais e polinizadores presentes nos ambientes. Além disso, sabe-se que o uso generalizado de agrotóxicos no controle das pragas em larga escala pode favorecer o desenvolvimento de populações resistentes, comprometendo a qualidade dos alimentos e poluindo o meio ambiente (FRANÇA e MEDEIROS 1998; SCHAEFER, 1998; OLIVEIRA, 2006).

Os fungos são normalmente encontrados na natureza presentes em amostras de solos e/ou colonizando corpos de insetos mortos (ALVES e FARIA, 2010). São patógenos de amplo espectro, podendo contaminar diferentes estágio de desenvolvimento dos hospedeiros e causar epizootias em diversas espécies em condições naturais (ALVES, 1998). A partir da aquisição desse material, eles devem ser isolados em meios de cultura específico, purificados, e dessa forma, proceder à identificação da espécie (ALVES e FARIA, 2010).

Os esporos fúngicos, quando encontram o hospedeiro e condições ambientais propícias, germinam e as hifas penetram e colonizam o hospedeiro, provocando a morte do inseto, devido, principalmente, à produção de micotoxinas (LECUONA, 1996; ALVES, 1998). Esse processo envolve quatro etapas: adesão, germinação, diferenciação e penetração, que por sua vez recebem inúmeras influências de fatores inerentes ao hospedeiro e ao patógeno, além de fatores externos integrados, o que acaba por determinar sua patogenicidade e virulência (SHAHID et al., 2012).

Parra et al. (2002) afirmaram que o uso de fungos no controle de pragas, assume relevância cada vez mais significativa em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP). E no Brasil, esses fungos têm alcançado sucesso na utilização em métodos de controle microbiano para vários insetos-pragas, sendo usualmente empregados no MIP (LI et al., 2010).

O número de fungos com potencial no controle biológico chega a ser elevado, constituindo um grande grupo que podem parasitar diferentes insetos (SHAHID et al., 2012). Entre os gêneros de fungos mais importantes no mundo utilizados no controle microbiano estão: *Akanthomyces*, *Aschersonia*, *Beauveria*, *Entomophthora*, *Erynia*, *Eryniopsis*, *Fusarium*, *Hirsutella*, *Hymenostilbe*, *Metarhizium*, *Paecilomyces*, *Verticillium* e *Zoophthora* (ALVES, 1998; MONZÓN, 2001; FARIA e WRAIGHT, 2007; ALVES e FARIA, 2010; SHAHID et al., 2012).

A sobrevivência dos fungos entomopatogênicos depende de alguns fatores, além daqueles inerentes ao seu hospedeiro, como por exemplo fatores abióticos (radiação solar, temperatura, umidade, vento) (OLIVEIRA et al., 2016). A temperatura considerada ótima para os fungos desenvolverem varia entre 25 a 35 °C (ROBERTS e CAMPBELL, 1977). Segundo Fernandes et al. (2008), é imprescindível que os fungos sejam viáveis e com capacidade de virulência para o controle de uma população de insetos pragas.

A produção de fungos entomopatogênicos baseia-se na multiplicação massal de suas estruturas reprodutivas em um determinado substrato (MONZÓN, 2001). Estes micro-organismos são capazes de se desenvolverem e esporularem em variados substratos (OLIVEIRA-FILHO e MONNERAT, 2006). Os métodos de produção massal de fungos mais utilizados em laboratórios de pesquisa são: produção em substratos sólidos, produção com fermentação líquida e fermentação líquida-sólida (OLIVEIRA-FILHO e MONNERAT, 2006; ALVES e FARIA, 2010).

Nos processos de produção de fungos biocontradores para comercialização, preconiza-se a redução dos custos, a maximização e rendimento de propágulos infecciosos, a estabilidade do produto durante o armazenamento, bem como aprimora a sua aplicação (JACKSON et al., 2010).

Uma das estratégias que vem sendo agregada para melhorar a eficiência dos fungos no controle microbiano aplicado é a elaboração de formulações de micoinseticidas, onde os conídios são misturados a outros ingredientes (OLIVEIRA-FILHO e MONNERAT 2016). Entre esses ingredientes estão os óleos emulsionáveis, que são comumente aplicados por meio de pulverização (ALVES et al., 2001). Esses óleos favorecem o aumento da infectividade do patógeno (ALVES et al., 1998), como também promovem aderência do micoinseticida na superfície externa do corpo do inseto, ajudam na diminuição da evaporação do produto biológico (ALVES et al., 2002) e promovem a proteção dos conídios contra a ação dos raios ultra violeta (ALVES et al., 1998).

Dentre as espécies de fungos entomopatógenos, *Metarhizium anisopliae* se configura como sendo o principal em termos de produção em larga escala, sendo o mais produzido e utilizado na América do Sul e Central (LI et al., 2010). Sua produção é realizada por meio de técnicas de fermentação sólida-estática, utilizando substratos sólidos (MASCARIN e QUINTELA, 2013). Segundo esses autores, o micro-organismo apresentará um bom crescimento se o meio em que se desenvolve apresenta as condições físicas e nutricionais adequadas. E dentre os substratos utilizados, o arroz é o mais indicado (MONZÓN, 2001).

Uma das características promissoras inerentes aos fungos entomopatogênicos é a especificidade em relação ao hospedeiro, que é amplamente variável entre gêneros, dentro do próprio gênero e entre linhagens, além da facilidade de sua produção em massa (SHAHID et al., 2012). A espécie

Metarhizium acridum, por exemplo, é um fungo que apresenta estreita especificidade para controle de gafanhotos (GAO et al., 2011).

Uso de *Metarhizium* no controle de gafanhotos

Os fungos pertencentes ao gênero *Metarhizium* são Ascomycetes da família Clavicipitaceae, que compreendem atualmente doze espécies de interesse no controle biológico de diversas ordens de insetos (Bischoff et al., 2009).

Esse gênero é amplamente distribuído na natureza, sendo encontrado facilmente no solo, infectando naturalmente inúmeras espécies de insetos (ALVES, 1998). Em virtude de sua presença em solo, alguns estudos evidenciam *Metarhizium* spp. como micoparasitas e endofíticos de plantas, interagindo inclusive com suas raízes (SHAHID et al., 2012).

A infecção do hospedeiro pelo fungo pode ocorrer por meio do tegumento ou por via oral quando encontrado sobre as folhas consumidas pelos insetos (VICENTINI, 1999). Os conídios destes patógenos geralmente são produzidos em cadeia, e após o crescimento de hifas no exterior da cutícula do inseto infectado, a aparência resultante deste processo de infecção é uma camada de aspecto pulverulento e coloração de cinza esverdeada à acinzentada (ALVES, 1998).

Um projeto iniciado no Brasil em 1993 com o objetivo específico de desenvolver inseticidas formulados à base de micro-organismos, especialmente fungos entomopatogênicos, foi o ponto de partida para pesquisas sobre controle biológico de gafanhotos, utilizando principalmente isolados de *Metarhizium* spp. (MAGALHÃES e LECOQ, 2007).

Para controlar gafanhotos a espécie mais promissora é o patógeno *Metarhizium acridum* (= *M. anisopliae* var. *acridum*) (VALIZADEH et al., 2011). Enquanto *M. anisopliae* possui uma vasta gama de hospedeiro (GAO et al., 2011), a espécie *M. acridum* infecta especificamente as populações de acridídeos (DRIVER et al., 2000). Existem inúmeros trabalhos com resultados eficientes na utilização do fungo *M. acridum* visando ao controle destes ortópteros no Brasil e em outros países como Nigéria, Austrália, China (VICENTINI e MAGALHÃES, 1996; MAGALHÃES et al., 2000; MAGALHÃES et al., 2001; FARIA et al., 2002; KASSA et al., 2004; LI et al., 2010; VALIZADEH et al., 2011).

A produção em massa de *M. acridum* vem sendo realizada em grande escala para o controle biológico de gafanhotos (PENG et al., 2008),

demonstrando que este patógeno configura-se como um dos agentes microbianos mais promissores para esta finalidade (LONG e HUNTER, 2005; PENG et al., 2008).

Algumas das vantagens na utilização desse fungo no controle de gafanhotos é a preservação dos inimigos naturais, alta seletividade e segurança (MAGALHÃES e LECOQ, 2007), e dependendo da espécie e do tamanho dos insetos, *M. acridum* pode resultar na morte em até quatro dias após o inseto ser infectado (WHITTEN e OAKESHOTT, 1991, STARNES et al., 1993).

Em países como o México, onde gafanhotos constituem uma praga predominante (GUERRERO-GUERRA et al., 2013), *M. acridum* se mostrou eficiente, causando epizootias de até 90% na espécie *Schistocerca piceifrons piceifrons* (Walker, 1870) (Orthoptera: Acrididae) (BARRIENTOS-LOZANO et al., 2005). No Brasil em estudo realizado por Vicentini e Magalhães (1996), esse fungo foi altamente virulento e com potencial para ser usado em programas de controle biológico de gafanhotos. Magalhães e Lecoq (2007) afirmaram que este patógeno causou impacto sobre ortópteros (Acrididae) e o recomendam para o controle do gafanhoto *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) (Orthoptera: Acrididae) na região do Mato Grosso. Neste sentido, o fungo *M. acridum* mostra-se uma alternativa viável e segura para o controle de diferentes espécies de gafanhotos em distintas culturas agrícolas, levando em consideração a sua especificidade para as populações deste grupo de insetos.

É constante a preocupação de que *Cornops frenatum frenatum* possa futuramente apresentar riscos a outras espécies de plantas de valor comercial devido a um aumento populacional. Conhecer melhor sua biologia, seus hábitos alimentares, bem como identificar um controle seguro, eficiente e com baixos impactos negativos ao homem, ao ambiente e a organismo não alvo, torna-se de fundamental importância. Desta forma, é de grande relevância o estudo de métodos alternativos ecologicamente viáveis para o seu manejo, como por exemplo, o uso de seus inimigos naturais (predadores, fungos, nematoides, parasitoides, entre outros). Destaca-se que na literatura não existem dados substanciais sobre métodos de controle de *C. f. frenatum*, existindo apenas sugestões baseadas nas formas de controle realizadas em outras espécies de Orthoptera consideradas pragas.

Objetivos

O objetivo geral do presente trabalho foi estudar variáveis ecológicas relacionadas ao hábito alimentar e ao controle populacional de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae).

Neste contexto, os seguintes objetivos específicos foram estabelecidos:

1. Determinar a aceitabilidade e preferência alimentar de *C. f. frenatum*;
2. Verificar a ocorrência de inimigos naturais de *C. f. frenatum* em cultivos de *Heliconia* spp;
3. Avaliar o potencial do fungo *Metarhizium acridum* (Ascomycota: Hypocreales) (linhagem CG423) para o controle de *C. f. frenatum*.

Com a finalidade de atingir os objetivos propostos e possibilitando um estudo mais preciso dos pontos elencados, este estudo foi dividido nos seguintes artigos, que compõem a presente tese de Doutorado:

Artigo 1: Aceitabilidade e preferência alimentar de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae)

Artigo 2: Inimigos naturais de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae) associados à *Heliconia* spp. L. (Heliconiaceae), com ênfase na eficiência de *Beauveria bassiana* (Ascomycota: Cordycipitaceae)

Artigo 3: Suscetibilidade de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) a *Metarhizium acridum* (Ascomycota: Hypocreales)

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADIS, J.; BUSTORF, E.; LHANO, M. G.; AMEDEGNATO, C.; NUNES, A. L. Distribution of *Cornops* grasshoppers (Leptysmiinae: Acrididae: Orthoptera) in Latin America and the Caribbean Islands. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 42, n. 1, p. 11-24, 2007.
- ALVES, R. T.; BATEMAN, R. P.; PRIOR, C.; LEATHER, S. R. Effects of simulated solar radiation on conidial germination of *Metarhizium anisopliae* in different formulations. **Crop Protection**, v. 17, n.8, p. 675-679, 1998.
- ALVES, R. T.; BATEMAN, R. P.; GUNN, J.; PRIOR, C.; LEATHER, S. R. **Espalhamento e eficiência de uma formulação de fungo a base de óleo adjuvante emulsionável**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2001. 14 p.
- ALVES, R. T.; BATEMAN, R. P.; GUNN, J.; PRIOR, C.; LEATHER, S. R. Effects of different formulations on viability and medium-term storage of *Metarhizium anisopliae* conidia. **Neotropical Entomology**, v.31, n.1, p. 91-99, 2002.
- ALVES, R. T.; FARIA, M. **Pequeno manual sobre fungos entomopatogênicos**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2010. 50 p.
- ALVES, S. B. (Ed.) **Controle microbiano de insetos**. 2.ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1.163 p.
- ALVES, S. B.; LOPES, R. B. (Eds.). **Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios**. Piracicaba-SP: FEALQ, 2008, 414p.
- AOYAMA, E. M.; LABINAS, A. M. Características estruturais das plantas contra a herbivoria por insetos. **Enciclopédia Biosfera**, v. 8, n. 15, p. 365-386, 2012.
- ARAÚJO, A. P. A.; CARNEIRO, M. A. A.; FERNANDES, G. W. Effects of gender, vigor and size of the host plant *Baccharis pseudomyriocephala* Teodoro

(Asteraceae) on gall-inducing insect distribution. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 47, n. 4, p. 483-490, 2003.

ASSIS, S. M. P.; MARINHO R. R. L.; GODIM JÚNIOR, M. G. C.; MENEZES, M.; ROSA, R. C. T. **Doenças e pragas de helicônias**. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco (FRPE), 2002, 102 p.

BAIRD, R. B. Field experiments with *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter) Migula to control grasshoppers. **The Canadian Entomologist**, v. 90, n. 02, p. 89-91, 1958.

BARDI, C.; MARIOTTINI, Y.; PLISCHUK, S.; LANGE, C. E. Status of the alien pathogen *Paranosema locustae* (Microsporidia) in grasshoppers (Orthoptera: Acridoidea) of the Argentine Pampas. **Biocontrol Science and Technology**, v.22, n.5, p. 497-512, 2012.

BARRIENTOS-LOZANO, L.; HUNTER, D. M.; ÁVILA-VALDÉZ, J.; GARCÍAS-SALAZAR, P.; HORTA-VEGA, J. V. Control biológico de la langosta centro americana *Schistocerca piceifrons piceifrons* walker (Orthoptera: Acrididae) en el noreste de México. **Vedalia**, v.12, n.2, p.119–128, 2005.

BELOVSKY, G. E.; SLADE, J. B. Insect herbivory accelerates nutrient cycling and increases plant production. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 97, n. 26, p. 14412-14417, 2000.

BERNAYS, E. A.; CHAPMAN, R. F. **Plant chemistry and acridoid feeding behaviour**. Biochemical aspects of plant and animal coevolution, v. 99, n. 26, p. 41, 1978.

BERNAYS, E. A.; BRIGHT, K. L. Mechanisms of dietary mixing in grasshoppers: A Review. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology**, v. 104, n. 1, p. 125-131, 1993.

BIANCHI, V.; MOREIRA, G. R. P. Preferência alimentar, efeito da planta hospedeira e da densidade larval na sobrevivência e desenvolvimento de *Dione juno juno* (Cramer) (Lepidoptera, Nymphalidae). **Revista Brasileira de Zoologia** v.22, n.1, p. 43- 50, 2005.

BISCHOFF, J. F.; REHNER, S. A.; HUMBER, R. A. A multilocus phylogeny of the *Metarhizium anisopliae* lineage. **Mycologia**, v.101, n.4, p. 512-530, 2009.

BITTAR, A. C. **População e Danos de Gafanhoto Desfolhador (Acrididae) em Helicônias sob Diferentes Níveis de Sombreamento em Santo Antônio de Pádua, RJ**. 2013. 71 p. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2013.

BRAGA, C. E.; NUNES, A. L.; ADIS, J. *Cornops frenatum frenatum* (MARSCHALL, 1836) (Orthoptera, Acrididae, Leptysminae): Ocorrência e oviposição em quatro espécies de *Heliconia* (Heliconiaceae) na Amazônia Central, Brasil. **Amazoniana**, v.19, n.3/4, p. 227-231, 2007.

BRAGA, C. E. S; GUTJAHR, A. L. N.; MORAIS, J. W.; ADIS, J. Avaliação do potencial do gafanhoto *Cornops aquaticum* (Orthoptera) como agente de controle biológico de *Eichhornia crassipes* (Pontederiaceae). **Interciencia**, v. 38, n.8, p.590-596, 2013.

BUCHER, G. E.; STEPHENS, J. M. A disease of grasshoppers caused by the bacterium *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter) Migula. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 3, n. 4, p. 611-625, 1957.

BUENO, P. A. A. **Contexto genético e geográfico da interação Cecropia-Azteca**. 2013. 103 p. Tese (Doutorado em Ecologia). Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PA, 2013.

CAPELLO, S.; MARCHESE, M.; DE WYSIECKI, M. L. Feeding habits and trophic niche overlap of aquatic Orthoptera associated with macrophytes. **Zoological Studies**, v. 51, n. 1, p. 51-58, 2012.

CAPINERA, J. **Grasshopper nematode, *Mermis nigrescens***. University of Florida, IFAS. 2011. Disponível em:

<http://entnemdept.ufl.edu/creatures/beneficial/misc/mermis_nigrescens.htm>

Acesso em: 10 de novembro de 2015.

CASTAGNEYROL, B.; GIFFARD, B.; PERE, C.; JACTEL, H. Plant apparency, an overlooked driver of associational resistance to insect herbivory. **Journal of Ecology**, v.101, n. 2, p.418-429, 2013.

CASTRO, A. C. R.; LOGES, V.; COSTA, A. S.; CASTRO, M. F. A.; ARAGÃO, F. A. S.; WILLADINO, L. G. Hastes florais de helicônia sob deficiência de macronutrientes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, p.1299-1306, 2007.

CASTRO, C. E. F.; GONÇALVES, C.; MOREIRA, S. R.; FARIA, O. A Helicônias brasileiras: características, ocorrência e usos. **Ornamental Horticulture**, v.17, n.1, p.5-24, 2011.

CORRÊA, P. G.; PIMENTEL, R. M. M.; CORTEZ, J. S. A.; XAVIER, H. S. Herbivoria e anatomia foliar em plantas tropicais brasileiras. **Ciência e Cultura**, v.60, n.3, p.54-57, 2008.

DRIVER, F.; MILNER, R. J.; TRUEMAN, J. W. H. A taxonomic revision of *Metarhizium* based on a phylogenetic analysis of rDNA sequence data. **Mycological Research**, v.104, n.2, p.134-150, 2000.

EDWARDS, P. J.; WRATTEN, S. D. Ecologia das interações entre insetos e plantas. **Editora Pedagógica Universitária - EPU**, São Paulo, 1981, 71p.

EL-KADI, K. M. Contribuição dos nematoides entomógenos ao controle de insetos. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, n. 2, 1977.

FARIA, M. R.; Effects of two dosages of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* on *Rhammatocerus schistocercoides* Rehn (Orthoptera: Acrididae) in field conditions. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, n.11, p. 1531-1539, 2002.

FARIA, M. R.; WRIGHT, S. P. Mycoinsecticides and mycoacaricides: A comprehensive list with worldwide coverage and international classification of formulation types. **Biological Control**, v. 43, n. 3, p. 237-256, 2007.

FERNANDES, A. M. V.; FARIAS, A. M.I.; SOARES, M. M.M.; VASCONCELOS, S. D. Desenvolvimento do pulgão *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) em três cultivares do algodão herbáceo *Gossypium hirsutum* L. r. *latifolium* Hutch. **Neotropical Entomology**, v.30, n.3, p.467-470, 2001.

FERNANDES, E. K. K.; RANGEL, D. E. N; MORAES, Á. M. L.; BITTENCOURT, V. R. E. P.; ROBERTS, D. W. Cold activity of *Beauveria* and *Metarhizium*, and thermotolerance of *Beauveria*. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 98, n. 1, p. 69-78, 2008.

FERREIRA, S. A.; VASCONCELLOS-NETO, J. Host plants of the grasshopper *Cornops aquaticum* (Bruner) (Orthoptera: Acrididae) in the wetland of Poconé, MT, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 4, p. 523-53, 2001.

FRANÇA, F. H.; MEDEIROS, M. A. impacto da combinação de inseticidas sobre a produção de repolho e parasitoides associados com a traça-das-crucíferas. **Horticultura Brasileira**, v.16, n.2, p. 132-135, 1998.

FRANCESCHINI, C.; MARTÍNEZ, F. S.; WYSIECKI, M. L. Performance and feeding preference of *Cornops aquaticum* (Orthoptera: Acrididae) on *Eichhornia crassipes* and crop plants in native area. **Journal of Orthoptera Research**, v. 23, n. 2, p. 83-90, 2014.

FRANZKE, A.; UNSICKER, S. B.; SPECHT, J.; KOEHLER, G.; WEISSER, W. W. Being a generalist herbivore in a diverse world: how do diets from different

grasslands influence food plant selection and fitness of the grasshopper *Chorthippus parallelus*? **Ecological Entomology**, v. 35, n. 2, p. 126-138, 2010.

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

GANGWERE, S. K. A monograph on food selection in Orthoptera. **Transactions of the American Entomological Society**, v.87, n. 2/3, p.67-230, 1961.

GAO, Q.; JIN, K.; YING, S.; ZHANG, Y.; XIAO, G.; SHANG, Y.; PENG, G.; DUAN, Z.; HU, X.; XIE, X.; ZHOU, G.; PENG, G.; LUO, Z.; HUANG, W.; WANG, B.; FANG, W.; WANG, S.; ZHONG, Y.; MA, L.; LEGER, R. J. S.T.; ZHAO, G.; PEI, Y.; FENG, M.; XIA, Y.; WANG, C. Genome sequencing and comparative transcriptomics of the model entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *M. acridum*. **PLoS Genetics**, v.7, n.1, p. e1001264, 2011.

GOETTEL, M. S.; JOHNSON, D. L.; INGLIS, G. D. The role of fungi in the control of grasshoppers. **Canadian Journal of Botany**, v.73, n.S1, p.71-75, 1995.

GUERRA, W. D.; OLIVEIRA, P. C. D.; PUJOL-LUZ, J. R. Gafanhotos (Orthoptera, Acridoidea) em áreas de cerrados e lavouras na Chapada dos Parecis, Estado de Mato Grosso, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v.56, n.2, p.228-239, 2012.

GUERRERO-GUERRA, C.; REYES-MONTES, D. R. M.; TORIELLO, C.; HERNÁNDEZ-VELÁZQUEZ, V.; SANTIAGO-LÓPEZ, I.; MORA-PALOMINO, L.; SEGURA, M. E. C.; FERNANDEZ, S. D.; CALDERÓN-EZQUERRO, C. Study of the persistence and viability of *Metarhizium acridum* in Mexico's agricultural area. **Aerobiologia**, v. 29, n. 2, p. 249-261, 2013.

HERDE, M.; KOO, A. J. K.; HOWE, G. A. Elicitation of jasmonate-mediated defense responses by mechanical wounding and insect herbivory. **Jasmonate Signaling: Methods and Protocols**, v. 1011, p. 51-61, 2013.

HOLLIDAY, J. L.; HOLLIDAY, N. J. Changes in learning ability and mechanism during development of grasshopper nymphs, *Melanoplus bivittatus*. **Physiological Entomology**, v. 20, n. 2, p. 109-116, 1995.

HOSTETTER, D. L. Natural enemies attacking grasshopper nymphs and adults. IN: CUNNINGHAM, G. L.; SAMPSON, M. W. **Grasshopper integrated pest management user handbook**. US Department of Agriculture, Animal and Plant Health Inspection Service, v. 1, n.8, p.1-7, 2000.

HUNTER, M. D.; OHGUSHI, T.; PRICE, PETER, W. (Ed). **Effects of resource distribution on animal plant interactions**. Elsevier, 2012.

IBRAFLOR-Instituto Brasileiro de Floricultura. O Mercado de flores no Brasil. 2015. Disponível em: <<http://www.ibraflor.com/publicações/vp.php?cod=235>> Acesso em: 01/11/2016.

ISLEY, F. R. Correlation between mandibular morphology and food specificity in grasshoppers. **Annals of the Entomological Society of America**, v. 37, n. 1, p. 47-67, 1944.

JACKSON, M. A.; DUNLAP, C. A.; JARONSKI, S. T. Ecological considerations in producing and formulating fungal entomopathogens for use in insect biocontrol. **BioControl**, v. 55, n. 1, p. 129-145, 2010.

JOERN, A. Feeding patterns in grasshoppers (Orthoptera: Acrididae): factors influencing diet specialization. **Oecologia**, v. 38, n. 3, p. 325-347, 1979.

KASSA, A.; STEPHAN, D.; VIDAL, S.; ZIMMERMANN, G. Laboratory and field evaluation of different formulations of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum*

submerged spores and aerial conidia for the control of locusts and grasshoppers.

Biocontrol, v.49, n.1, p. 63-81, 2004.

KROHLING, C. A.; EUTRÓPIO, F. J.; SILVA, A. G. Interações inseto-planta em *Solanum hexandrum* Vell. (Solanaceae): polinização e herbivoria na Reserva Biológica de Duas Bocas, Cariacica, Espírito Santo. **Natureza Online**, v. 8, p. 78-85, 2010.

KUUSSAARI, M.; SINGER, M.; HANSKI, I. Local specialization and landscape-level influence on host use in an herbivorous insect. **Ecology**, v. 81, n.8, p. 2177-2187, 2000.

LANGE, C. E. Protistas patógenos de insectos terrestres. In: LEUCUONA, R. E. (Ed). **Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de insectos plaga**. Buenos Aires: Talleres Gráficos Mariano Mas, p. 87-104. 1996.

LANGE, C. E.; BARDI, C.; PLISCHUK, S. Infectividad de *Paranosema locustae* (Microsporidia) en la “tucura quebrachera” *Tropidacris collaris* (Orthoptera: Romaleidae) en laboratorio. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v. 67, n. 3-4, p. 151-155, 2008.

LANGE, C. E. *Paranosema locustae* (Microsporidia) in grasshoppers (Orthoptera: Acridoidea) of Argentina: field host range expanded. **Biocontrol Science and Technology**, v. 20, n. 10, p. 1047-1054, 2010.

LANGE, C. E.; CIGLIANO, M. M. Prevalence and infection intensity of the biocontrol agent *Paranosema locustae* (Microsporidia) in field-collected, newly-associated hosts (Orthoptera: Acrididae: Melanoplinae). **Biocontrol Science and Technology**, v. 20, n. 1, p. 19-24, 2010.

LECOQ, M.; PIEROZZI JR, I. Attaques de *Prionyx thomae* (Fabricius, 1775) (Hymenoptera, Sphecidae) sur un criquet ravageur, *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) au Brésil (Orthoptera, Acrididae). **Bulletin de la Société Entomologique de France**, v.100, n.5, p.515-520,1995.

LECOQ, M.; MAGALHÃES, B. **Gafanhotos do Brasil**. Montpellier, Brasília: 2006, 15 p.

LECUONA, R. E. (ed.) **Microorganismos Patógenos Empleados en el Control Microbiano de Insectos Plaga**. Buenos Aires: Talleres Gráficos Mariano Mas, 1996. 338p

LEMOS, W. P.; RIBEIRO, R. C.; SOUZA, L. A. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae): principal desfolhador em cultivos de *Heliconia* spp. (Heliconiaceae) no Estado do Pará. Embrapa Amazônia Oriental **Comunicado Técnico n° 164**, Belém, PA. 4 p, 2006. Disponível em: <<http://www.cpatu.embrapa.br>>. Acesso em: 10 de novembro de 2015.

LEMOS, W. P.; RIBEIRO, R. C.; LHAMO, M. G.; SILVA, J. P. S.; ZANUNCIO, J. C. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae, Leptysminae) in crops of tropical flowers of *Heliconia* spp. in the State of Para, Brazil. **Entomotropica**, v. 25, n.1, p. 43-47, 2010.

LI, Z.; ALVES, S. B.; ROBERTS, D. W.; FAN, M.; DELALIBERA JR, I.; TANG, J.; LOPES, R. B.; FARIA, M.; RANGEL, D. E. N. Biological control of insects in Brazil and China: History, current programs and reasons for their successes using entomopathogenic fungi. **Biocontrol Science and Technology**, v.20, n.2, p.117-136, 2010.

LOMER, C. J.; BATEMAN, R. P.; JOHNSON, D. L.; LANGEWALD, J.; THOMAS, M. Biological control of locusts and grasshoppers. **Annual Review of Entomology**, v. 46, n.1, p. 667-702, 2001.

LONG, Z.; HUNTER, D. M. Laboratory and field trials of Green Guard® (*Metarhizium anisopliae* var. *acridum*) (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against the oriental migratory locust (*Locusta migratoria manilensis*) (Orthoptera: Acrididae) in China. **Journal of Orthoptera Research**, v.14, n.1, p. 27-30, 2005.

MAGALHÃES, B. P.; LECOQ, M.; FARIA, M. R.; SCHMIDT, F. G. V.; GUERRA, W. D. Field trial with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* against bands of the grasshopper *Rhammatocerus schistocercoides* in Brazil. **Biocontrol Science and Technology**, v. 10, n. 4, p. 427-441, 2000.

MAGALHÃES, B. P.; FARIA, M. R.; LECOQ, M.; SCHMIDT, F. G. V.; SILVA, J. B. T.; FRAZÃO, H. S.; BALANÇA, G.; FOUCART, A. The use of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* against the grasshopper *Rhammatocerus schistocercoides* in Brazil. **Journal of Othoptera Research**, v. 10, n.2, p. 199-202, 2001.

MAGALHÃES, B. P.; LECOQ, M. **Bioinseticida e gafanhotos-praga: relatório final do projeto** "Desenvolvimento de bioinseticidas para controle de gafanhotos-praga no Brasil". Brasília, DF. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2007, 121p.

MARANHÃO, Z. C. **Entomologia geral**. 3.ed. São Paulo: Nobel. p.145-154 e 317-319, 1976.

MASCARIN, G. M.; QUINTELA, E. D. **Técnica de produção do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* para uso em Controle Biológico**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2013, 18 p.

MCCLLENAGHAN, B.; GIBSON, J. F.; SHOKRALLA, S.; HAJIBABAEI, M. Discrimination of grasshopper (Orthoptera: Acrididae) diet and niche overlap using next generation sequencing of gut contents. **Ecology and Evolution**, v. 5, n. 15, p. 3046-3055, 2015.

MICHAEL, R.; WAGNER, K. M. C.; FRANÇOIS, L.; TIMOTHY, D. P. **Mechanisms and deployment of resistance in trees to insects**. Springer Netherlands, 2002, 320p.

MONZÓN, A. Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. Avances en el fomento de productos fitosanitarios no-sintéticos. **Manejo Integrado de Plagas**, v. 63, p. 95-103, 2001.

NEVES, P. M. O. J.; HIROSE, E.; TCHUJO, P.T.; MOINO JR, A. Compatibility of entomopathogenic fungi with neonicotinoid insecticides. **Neotropical Entomology**, v.30, n.2, p. 263-268, 2001.

NUNES, A. L.; ADIS, J.; MELLO J. A. N. Estudo sobre o ciclo de vida e fenologia de *Stenacris fissicauda* (Bruner 1908) (Orthoptera: Acrididae) em um lago de várzea da Amazonia central, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi-Ciências Naturais**, v. 8, n. 2, p. 349-374, 1992.

NUNES-GUTJAHR, A. L.; BRAGA, C. E. Gafanhotos. In: OLIVEIRA, M.; BACCARO, F. B.; BRAGA-NETO, R.; MAGNUSSON, W. E. (Org.). **Reserva Ducke: a Biodiversidade Amazônica através de uma Grade**. Manaus: Editora INPA, v. p. 131-143, 2011.

OHGUSHI, T. Indirect interaction webs: herbivore-induced effects through trait change in plants. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v.36, n.1, p. 81-105, 2005.

OLIVEIRA, D. J. **Fenologia e aspectos biológicos de *Cornops frenatum frenatum* (MARSCHALL, 1836) (Orthoptera: Acrididae) em *Heliconia* spp. L. no Recôncavo da Bahia**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, UFRB, Cruz das Almas. 2013, 72p.

OLIVEIRA, G. V.; CORREA, M. M.; DELABIE, J. H. Interação planta-inseto: Aspectos biológicos e ecológicos do mutualismo Cecropia-Azteca. **Entomobrasilis**, v. 8, n. 2, p. 85-90, 2015.

OLIVEIRA, M. A. P de. **Efeitos de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. sobre parâmetros biológicos e fisiológicos de *Diatraea saccharalis* F. (Lepidoptera: Crambidae)**. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola). Universidade Federal Rural de Pernambuco, UFRPE, Recife. 2006, 57p.

OLIVEIRA, M. T.; MONTEIRO, A. C.; JÚNIOR, N. L. S.; BARBOSA, J. C., MOCHI, D. A. Sensibilidade de isolados de fungos entomopatogênicos às radiações solar, ultravioleta e à temperatura. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.83, p.1-7, 2016.

OLIVEIRA-FILHO, E. C.; MONNERAT, R. G. **Fundamentos para a regulação de semioquímicos, inimigos naturais e agentes microbiológicos de controle de pragas**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2006. 352 p.

OTTE, D.; JOERN, A. On feeding patterns in desert grasshoppers and the evolution of specialized diets. **Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia**. V.128, p. 89-126, 1977.

PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. (ed) **Controle Biológico no Brasil: parasitoides e predadores**. São Paulo: Ed. Manole. 653 p, 2002.

PELIZZA, S. A.; CABELLO, M. N.; LANGE, C. E. Nuevos registros de hongos entomopatógenos en acridios (Orthoptera: Acridoidea) de la República Argentina. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina**, v.69, n.3-4, p.287-291.2010.

PELIZZA, S. A.; STENGLEIN, S. A.; CABELLO, M. N.; DINOLFO, M. I.; LANGE, C. E. First record of *Fusarium verticillioides* as an entomopathogenic fungus of grasshoppers. **Journal of Insect Science**, v. 11, n. 70, p. 1-8, 2011.

PELIZZA, S. A.; ELÍADES, L. A.; SCORSETTI, A. C.; CABELLO, M. N.; LANGE, C. E. Entomopathogenic fungi from Argentina for the control of *Schistocerca cancellata* (Orthoptera: Acrididae) nymphs: fungal pathogenicity and enzyme activity. **Biocontrol Science and Technology**, v.22, n.10, p.1119-1129, 2012.

PENG, G.; WANG, Z.; YIN, Y.; ZENG, D.; XIA, Y. Field trials of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (Ascomycota: Hypocreales) against oriental migratory locusts, *Locusta migratoria manilensis* (Meyen) in Northern China. **Crop Protection**, v. 27, n. 9, p. 1244-1250, 2008.

PFROMMER, A. **Freilandbeobachtungen zur Ethologie und Ökologie der neotropischen Feldheuschrecken *Chromacris icterus* (Romaleinae, Acridoidea) und *Cornops frenatum frenatum* (Leptysminae, Acridoidea) unter besonderer Berücksichtigung ihrer Larvenverbände.** Tese de Doutorado. Universität Hamburg, Hamburg, Alemanha. 1990.

PINTO-ZEVALLOS, D. M.; MARTINS, C. B. C.; PELLEGRINO, A. C.; ZARBIN, P. H. G. Compostos orgânicos voláteis na defesa induzida das plantas contra insetos herbívoros. **Química Nova**, v.36, n.9, p.1395-1405, 2013.

PRICE, P. W.; DENNO, R. F.; EUBANKS, M. D.; FINKE, D. L.; KAPLAN, I. **Insect ecology: behavior, populations and communities.** Cambridge University Press, 2011. 816p.

RIBEIRO, R. C.; LEMOS, W. P.; SOUZA, L. A.; LHANO, M. G. Identificação e proposições de controle para *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae), principal desfolhador em cultivos de *Heliconia* spp. no estado do Pará. In: IV Seminário de Iniciação Científica da UFRA e X Seminário de Iniciação Científica da Embrapa Amazônia Oriental: **Anais....** Manaus, AM: Embrapa Amazônia Oriental, 2007.1CD ROM.

RIBEIRO, R. C.; LEMOS, W. P.; PODEROSO, J. C. M.; PIKART, T. G.; ZANUNCIO, J. C. New record of grasshopper (Orthoptera: Acrididae e Romaleidae) defoliators and population dynamics of insects on crops of *Heliconia* spp. in the Amazon. **Florida Entomologist**, v.96, n.1, p. 225-228. 2013.

ROBERTS, D. W.; CAMPBELL, A. S. Stability of entomopathogenic fungi. **Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America.** v.10, n.3 p.19–76, 1977.

ROBERTS, H. R.; CARBONELL, C. S. A revision of the genera *Stenopola* and *Cornops* (Orthoptera, Acrididae, Leptysminae). **Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia**, v.131, p. 104-130, 1979.

ROHRSCHEIB, C. E.; BROWNLIE, J. C. Microorganisms that manipulate complex animal behaviours by affecting the host's nervous system. **Springer Science Reviews**, v. 1, n. 1-2, p. 133-140, 2013.

SALAS-ARAIZA, M. D.; SALAZAR-SOLÍS, E. Enemigos naturales de la plaga del chapulín (Orthoptera: Acrididae) con énfasis en Guanajuato, México: Una breve revisión. **Vedalia**, v.13, n.2, p. 57-64, 2009.

SÁNCHEZ, S. E. M.; HUMBER, R. A.; FREITAS, A. L. El complejo *Entomophaga grylli* (Fresenius 1856) Batko (Zygomycetes: Entomophthorales) infectando saltamontes (Orthoptera: Acrididae) en Ilhéus (Bahia), Brasil: Notas y Nuevos Registros. **Entomotropica**, v.24, n.2, p.71-81, 2009.

SCHAEFER, C. W. Notes on *Dysdercus* from Brazil (Hemiptera: Pyrrhocoridae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 27, n.3, p.485-488, 1998.

SHAHID, A. A.; RAO, A. Q.; BAKHSH, A.; HUSNAIN, T. Entomopathogenic fungi as biological controllers: new insights into their virulence and pathogenicity. **Archives of Biological Science Belgrade**, v. 64, n.1, p. 21-42, 2012.

SILVA, A. B.; BRITO, J. M. Controle biológico de insetos-pragas e suas perspectivas para o futuro. **Agropecuária Técnica**, v. 36, n. 1, p. 248-258, 2015.

SILVA, R. A. D.; JESUS, C. R. D.; SILVA, W. R. D.; COSTA, N. D. L. Ocorrência de gafanhotos em áreas de cerrados de Mazagão, Amapá. **Comunicado técnico n° 120**, Dezembro 2006, Amapá. Disponível em: <<http://www.cpatu.embrapa.br>>. Acesso em: 10 de novembro de 2015.

SOBRINHO, C. C. M.; SILVEIRA, A. J.; CASTELLANI, M. A.; PEREIRA, N. E.; BITTENCOURT, M. A. L. Insetos associados às helicônias cultivadas no Litoral Sul da Bahia. **Magistra**, v. 24, número especial, p. 57-62, 2012.

SOUZA, M. T.; LEMOS, P. W.; RIBEIRO, R. C.; BATISTA, C. Avaliação da eficiência de concentrados de *Beauveria bassiana* e *Trichoderma* sp. sobre o principal gafanhoto desfolhador de *Heliconia* spp., *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae). 2008. In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia - Ciência, tecnologia e inovação: **Anais**.... Uberlândia- MG. 2008.

STARNEs, R. L.; LIU, C. L.; MARRONE, P. G. History, use and future of microbial insecticides. **American Entomologist**, v. 39, n. 2, p.83-9, 1993.

STRONG, D. R.; LAWTON, J. H.; SOUTHWOOD, S. R. **Insects on plants: community patterns and mechanisms**. Oxford, Blackwell Scientific Publications, v.1, 1984. 245p.

THOMAS, C. D. Behavioural determination of diet breadth in insect herbivores: the effect of leaf age on choice of host species by beetles feeding on *Passiflora* vines. **Oikos**, v. 48, n. 2, p.211-216, 1987.

THOMAS, F.; SCHMIDT-RHAESA, A.; MARTIN, G.; MANU, C.; DURAND, P.; RENAUD, F. Do hairworms (Nematomorpha) manipulate the water seeking behaviour of their terrestrial hosts? **Journal of Evolutionary Biology**, v. 15, n. 3, p. 356-361, 2002.

URIBE-GONZÁLEZ, E.; SANTIAGO-BASILIO, M. Á. Contribución al conocimiento de enemigos naturales del chapulín (Orthoptera: Acridoidea) en el estado de Querétaro, México. **Acta Zoológica Mexicana**, v.28, n.1, p.133-144, 2012.

VALIZADEH, H.; ABBASIPOUR, H.; MAHMOUDVAND, M.; ASKARY, H.; MONIRI, V. R. Laboratory trials of *Metarhizium anisopliae* var. *acidum* (green muscle®) against the saxaul locust, *Dericorys albidula serville* (Orthoptera: Dericorythidae). **Chilean Journal of Agricultural Research**, v. 71, n. 4, p. 549, 2011.

VALOVAGE, W. D.; NELSON, D. R. Host Range and Recorded Distribution of *Entomophaga grylli* (Zygomycetes: Entomophthorales), a Fungal Pathogen of

Grasshoppers (Orthoptera: Acrididae), in North Dakota. **Journal of the Kansas Entomological Society**, v.63, n.3, p. 454-458, 1990.

VICENTINI, S.; MAGALHÃES, B. P. Infection of the grasshopper *Rhammatocerus schistocercoides* Rehn by the entomopathogenic fungus *Metarhizium flavoviride* (Gams & Rozsypal). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 25, p. 309-314, 1996.

VICENTINI, S. **Ecologia do gafanhoto *Stiphra robusta* (Orthoptera: Proscopiidae) e seu controle biológico com o fungo entomopatogênico *Metarhizium flavoviride* (Hyphomycetes)**. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade de Brasília, Brasília, 1999,138p.

WHITTEN, M. J.; OAKESHOTT, J. G. Opportunities for modern biotechnology in control of insect pests and weeds, with special reference to developing countries. **Bulletin Phytosanitaire de la FAO**, v. 39, p.155-181, 1991.

WIKLUND, C. Egg-laying patterns in butterflies in relation to their phenology and the visual apparency and abundance of their host plants. **Oecologia**, v.63, p.23–29,1984.

YGUEL, B.; BAILEY, R. I.; VILLEMANT, C.; BRAULT, A.; JACTEL, H.; PRINZING, A. Insect herbivores should follow plants escaping their relatives. **Oecologia**, v. 176, n. 2, p. 521-532, 2014.

ZANGERL, A. R.; HAMILTON, J. G.; MILLER, T. J.; CROFTS, A. R.; OXBOROUGH, K.; BERENBAUM, M. R.; LUCIA, E. H. Impact of folivory on photosynthesis is greater than the sum of its holes. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.99, n.2, p.1088-1091, 2002

ZAVALA, J. A.; NABITY, P. D.; DELUCIA, E. H. An emerging understanding of mechanisms governing insect herbivory under elevated CO₂. **Annual Review of Entomology**, v. 58, p. 79-97, 2013.

ARTIGO 1

**ACEITABILIDADE E PREFERÊNCIA ALIMENTAR DE *Cornops frenatum*
frenatum (MARSCHALL, 1836) (ORTHOPTERA: ACRIDIDAE: LEPTYSMINAE)¹**

¹ Artigo submetido ao Comitê Editorial do periódico científico Pesquisa Agropecuária Brasileira

**Aceitabilidade e preferência alimentar de *Cornops frenatum frenatum*
(Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae)**

Pamela de Jesus Conceição, Maiara Beatriz Lima e Marcos Gonçalves Lhano

Resumo: O objetivo deste trabalho foi verificar sob condições de laboratório a aceitabilidade e preferência e alimentar de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) em relação a 12 espécies de plantas. No teste de aceitabilidade sem chance de escolha foram oferecidas individualmente a grupos de 10 ninfas durante 12 dias, 12 espécies de plantas: *Heliconia psittacorum* (planta hospedeira), *Alpinia purpurata* (Vieill) K.Schum, *Brassica oleracea* (Linnaeus), *Canna indica* (Huber), *Etilingera elatior* (Jack), *Lactuca sativa* (Linnaeus), *Maranta arundinacea* (Starch), *Strelitzia reginae* (Banks), *Zingiber spectabile* (Griff) e três variedades de bananeiras *Musa* spp. (Linnaeus) micropropagadas (cv. Thap Maeo, cv. Galil 18 e cv. Maravilha). Destas, quatro apresentaram alta aceitação pelos insetos: *H. psittacorum* (planta hospedeira, 100% de sobrevivência de ninfas), *C. indica*, *M. arundinacea* (ambas com 96% de sobrevivência) e *S. reginae* (com 63% de sobrevivência). Estas quatro espécies foram então selecionadas para o posterior teste de preferência com chance de escolha, que durou 72 horas. *C. indica* e *H. psittacorum* foram as preferidas para ninfas de *C. f. frenatum*, diferindo significativamente das demais espécies. Pode-se inferir que *C. indica*, *M. arundinacea* e *S. reginae* são suscetíveis ao ataque do gafanhoto e podem vir a ser hospedeiros alternativo na ausência do hospedeiro já conhecido.

Termos para indexação: Alimentação, gafanhotos, *Heliconia* spp., mortalidade, ninfas, sobrevivência

Acceptability and preference food of *Cornops frenatumfrenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae; Leptysminae)

Pamela de Jesus Conceição, Maiara Beatriz Lima and Marcos Gonçalves Lhano

Abstract: This work aimed to verify food preference and acceptability of *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) in laboratory conditions using different plant species. In the acceptability test with no chance of choice, 12 groups of 10 nymphs were offered 12 different plants for 12 days: *Heliconia psittacorum* L.f. cv. Golden Toch (host plant), *Alpinia purpurata* (Vieill.) K.Schum., *Brassica oleracea* L., *Canna indica* L., *Etlinger aelator* (Jack) R. M. Sm., *Lactuca sativa* L., *Maranta arundinacea* L., *Strelitzia reginae* Banks, *Zingiber spectabile* Griff. and three varieties of micropropagated *Musa* spp. L. (cv. ThapMaeo, cv. Galil 18 e cv. Maravilha). Four species showed acceptability by the insects: *H. psittacorum* (host plant, 100% survival of nymphs), *C. indica*, *M. arundinacea* (both 96% survival rate) and *S. reginae* (63% survival). These were then selected for the subsequent preference test with a chance of choice, which lasted 72 hours. *C. indica* and *H. psittacorum* were preferred by *C. f. frenatum* differing significantly from the other species. It can be inferred that *C. indica*, *M. arundinacea* and *S. reginae* are susceptible to grasshopper attack and may become their alternative host in the absence of *H. psittacorum*.

Index terms: Feeding, grasshoppers, *Heliconia* spp., mortality, nymphs, survival

INTRODUÇÃO

Os gafanhotos são na sua maioria fitófagos (Bernays & Bright, 1993), sendo que a composição química (Bernays & Chapman 1978), qualidade, abundância e estágio de desenvolvimento da planta (Gangwere, 1961) são fundamentais na seleção de alimento por parte desses insetos. Alguns ortópteros apresentam grande especificidade alimentar e hospedeira (Ferreira & Vasconcellos-Neto, 2001), e principalmente as ninfas, por não apresentarem asas, limitam-se nas buscas por alimentos tornando-se possivelmente mais específicas (Lhano et al., 2005).

Cornops frenatum frenatum (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) é um gafanhoto que apresenta alta capacidade de desfolha durante sua alimentação e tem registro de ocorrência nos seguintes países da América Latina: Bolívia, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Guiana, Paraguai, Perú, Suriname, Trinidad, Venezuela e Brasil, (Roberts & Carbonel 1979; Adis et al., 2007). Por apresentarem hábito gregário, sua forma imatura é facilmente visualizada sobre as plantas (Lemos et al., 2006). Segundo os mesmos autores, os imaturos possuem o corpo esverdeado com manchas alaranjadas, já os adultos apresentam coloração esverdeada com faixa de coloração preta na região mediana lateral do tórax e da cabeça.

Este inseto encontra-se comumente associado à *Heliconia* spp. (Linnaeus), uma planta de expressivo valor comercial para a floricultura tropical, devido às suas características exóticas, beleza, exuberância das inflorescências e por apresentar grande durabilidade pós-colheita (Castro et al., 2007).

Observações em áreas de plantios comerciais de helicônias têm demonstrado estas plantas como adequadas fontes alimentares de *C. f. frenatum* (Lemos et al., 2010), além de fornecerem um substrato adequado para a oviposição endofítica (Braga et al., 2007). Nos cultivos de helicônias, *C. f. frenatum*, ao alimentar-se das plantas causa danos às mesmas, devido à redução da área fotossintética e à depreciação visual da parte vegetativa das plantas, inviabilizando-as para a comercialização, sendo, portanto, considerado um dos principais problemas entomológicos para essas plantas (Ribeiro et al., 2013).

Assim, o presente estudo objetivou reconhecer a preferência alimentar de *C. f. frenatum* por diferentes espécies de plantas que possuem importância

comercial, especialmente na floricultura tropical, bem como a aceitação destas como alternativas de consumo quando da ausência da hospedeira natural a fim de se verificar o espectro de predação que o gafanhoto pode desempenhar, delimitando desta maneira seu nicho trófico.

MATERIAL E MÉTODOS

Obtenção do material de estudo

Os indivíduos de *C. f. frenatum* foram coletados por meio de coleta manual ativa com o uso de rede entomológica, em duas áreas localizadas na Bahia, sendo uma a Fazenda Experimental do Centro de Ciências Agrárias Ambientais e Biológicas (CCAAB), localizada na Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (UFRB) no campus de Cruz das Almas ($12^{\circ}39'32.41''\text{S}$ $39^{\circ}5'19.12''\text{W}$), e a outra a fazenda produtora de flores tropicais “Granja São Luis”, localizada no município de Conceição do Jacuípe ($12^{\circ}21'14''\text{S}$ e $38^{\circ}48'16''\text{W}$), sendo aproximadamente de 48 Km a distância entre as duas cidades (Figura 1).

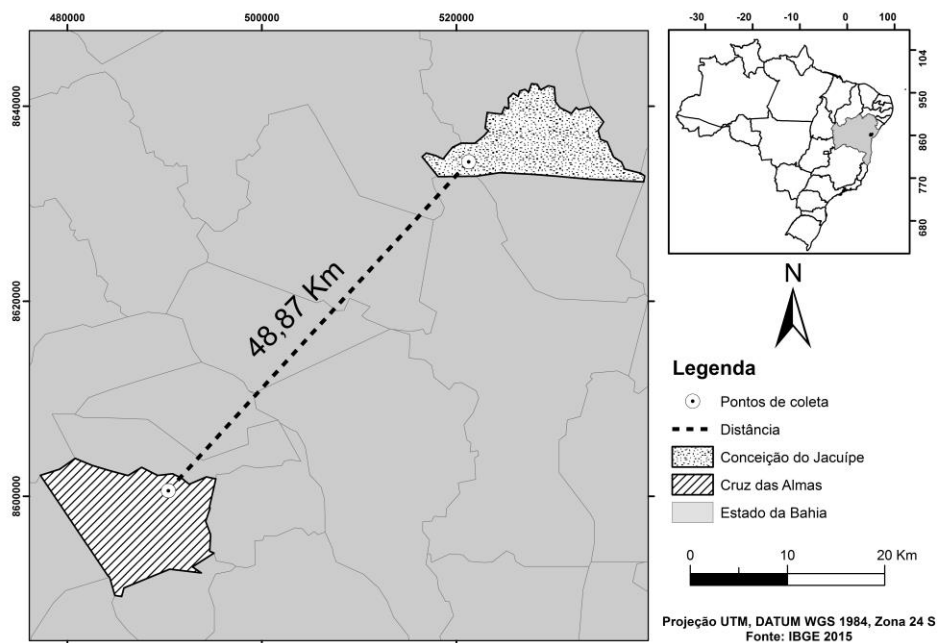


Figura 1. Localização das áreas de coletas.

Foram coletados nas populações de *C. f. frenatum*, indivíduos que se encontravam em estágio imaturo, os quais são facilmente identificados por

apresentarem coloração de fácil percepção (Lemos et al., 2006) e por permanecerem em grupos sobre a superfície das folhas ou dentro das mesmas, quando enroladas antes da sua abertura. Por ser de difícil determinação o instar ao qual, cada qual pertenciam, os mesmos foram divididos em ninfas do tipo A (que compreende os instares I e II – com até 12,0 mm de comprimento) e ninfas do tipo B (instares III a VI– a partir de 12,5 mm) (Figura 2), de acordo com o método empregado por Fatima et al. (2010) & Franceschini et al. (2014), os quais em seu estudo categorizaram as ninfas “A” e “B” para outra espécie do mesmo gênero.



Figura 2. *Cornops frenatum frenatum*. (A) - ninfas do tipo A; (B) - ninfa do tipo B (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

As espécies de plantas escolhidas para os testes foram: *Alpinia purpurata* (Vieill) K. Schum, *Brassica oleracea* (Linnaeus), *Canna indica* (Huber), *Etilingera elatior* (Jack), *Lactuca sativa* (Linnaeus), *Maranta arundinacea* (Starch), *Strelitzia reginae* (Banks), *Zingiber spectabile* (Griff) e três variedades de bananeiras *Musa* spp. (Linnaeus) micropropagadas (cv. Thap Maeo, cv. Galil 18 e cv. Maravilha), além da hospedeira natural de *C. f. frenatum*, a espécie *Heliconia psittacorum* (Linnaeus) cv. Golden Toch.

As plantas ornamentais utilizadas foram coletadas manualmente na fazenda produtora de flores tropicais localizada em Conceição do Jacuípe (BA), sendo elas da mesma idade e as folhas coletadas localizavam-se na parte superior do ramo. As hortaliças (alface e couve) foram adquiridas em feira livre no município de Cruz das Almas/BA, oriundas de plantios orgânicos e isentas de inseticidas e para as variedades de bananeira micropropagadas foram obtidas na Biofábrica da Embrapa Mandioca e Fruticultura, em Cruz das Almas/BA.

As plantas escolhidas apresentavam folhas em perfeito estado, sem marcas de herbivoria ou qualquer outro dano. Todas as espécies vegetais foram coletadas no dia de instalação dos experimentos, bem como, quando era necessário substituir as folhas ao longo do período de avaliação do experimento, estas eram coletadas no mesmo dia. Do local de coleta ao laboratório, foram armazenadas em sacolas plásticas contendo água, para evitar a desidratação das folhas.

Teste alimentar sem chance de escolha - Aceitabilidade

Este teste teve como objetivo verificar a aceitabilidade de *C. f. frenatum* as 12 diferentes plantas citadas anteriormente, na ausência do hospedeiro e sob condições laboratoriais. Foi instalado em delineamento experimental inteiramente casualizado, com três repetições e replicados três vezes (outubro de 2014, janeiro e maio de 2015) sob iguais condições ambientais, para confirmação dos resultados.

Foram utilizados 36 potes plásticos de 1,5 litros (20 cm de altura x 15 cm de diâmetro) contendo 10 ninfas (5 tipo A e 5 tipo B), totalizando 360 insetos ao final de cada replicatas (Figura 3). Dentro de cada pote, foram colocadas duas folhas mantidas dentro de um recipiente de vidro contendo água para manter a turgidez. Os potes foram etiquetados e forrados com filme plástico, e mantidos em câmara climatizada tipo BOD, com temperatura constante de 25 °C e fotofase de 12 horas com luz e 12 horas sem luz.



Figura 3. Potes contendo folhas das plantas usadas no teste sem chance escolha (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

O experimento teve duração de 12 dias, período compreendido para que ocorresse, no mínimo, um processo de muda dos imaturos. Foram realizadas observações diárias, anotando-se se ocorreu consumo da folha, ecdise e mortalidade das ninfas. As folhas eram substituídas à medida que os indivíduos as consumiam, evitando que estes, por falta de alimento, pudessem entrar em processo de estresse. No final de cada experimento, as fezes foram recolhidas e pesadas em balança de precisão (modelo Shimadzu AUW220D). As exúvias e os indivíduos mortos foram retirados e armazenados em freezer (Electrolux® modelo H500), para conservação.

A aceitabilidade de *C. f. frenatum* pelas plantas testadas foi considerada com relação à porcentagem de sobrevivência das ninfas ao final do experimento. Deste modo, as plantas em que houve mais de 30% de sobrevivência, foram consideradas aceitas e tiveram aceitabilidade positiva (+), enquanto que as que não apresentaram sobreviventes ou sobrevivência abaixo de 30% (não aceitas) tiveram aceitabilidade negativa (-). Em relação à categoria de consumo ao final do experimento, foram atribuídos: 0 - sem marcas de injúria; 1 - poucas marcas de injúria; 2 - metade ou mais da folha consumida; 3 - toda a folha consumida. A metodologia de avaliação de consumo e aceitabilidade foi adaptada de Oliveira et al. (2015).

Os dados foram analisados estatisticamente pelo teste de Scott & Knott a 5% de probabilidade, utilizando-se o programa estatístico SISVAR (Ferreira, 2000).

Teste alimentar com chance de escolha - Preferência

Nesse teste, utilizaram-se as espécies de plantas que apresentaram maior aceitação no teste anterior (Teste alimentar sem chance de escolha - Aceitabilidade >30%), as quais foram: *C. indica*, *H. psittacorum*, *M. arundinacea*, *S. reginae*. Esse teste foi instalado em delineamento experimental inteiramente casualizado dividido em dois tratamentos com 50 insetos cada, totalizando 100 ninfas utilizadas.

No tratamento 1, as folhas das espécies de plantas selecionadas foram ofertadas simultaneamente às ninfas (tanto do tipo A quanto do tipo B) divididas em 50 potes (20 cm de altura x 15 cm de diâmetro). Cada pote continha uma

única ninfa, que poderia escolher para a alimentação aquela espécie de sua preferência, sendo que todas as plantas apresentavam a mesma chance de serem selecionadas.

No tratamento 2, a oferta alimentar foi menor, retirando-se a planta hospedeira natural reportada pela literatura (*H. psittacorum*) e manteve-se as demais (*C. indica*, *M. arundinacea*, *S. reginae*), objetivando neste tratamento determinar qual espécie o inseto poderia preferir na ausência da hospedeira conhecida. O delineamento experimental deste tratamento foi similar ao do tratamento 1, diferindo apenas a quantidade de plantas ofertada, que neste caso foram três.

As folhas das espécies utilizadas em ambos os tratamentos não apresentavam marcas de herbivoria e possuíam aproximadamente o mesmo tamanho. Estas foram mantidas dentro de um recipiente de vidro contendo água, e colocadas de modo equidistante na lateral em cada pote e uma ninfa era deixada cuidadosamente no centro da mesma (Figura 4). A sequência espacial das espécies foi a mesma em cada pote e estes foram mantidos em temperatura constante de 25 °C e fotofase de 12 horas luz. As ninfas antes de serem adicionadas aos potes permaneceram por cerca de três minutos em freezer (Electrolux® modelo H500) com temperatura de - 4 °C para perda de mobilidade e favorecimento da livre escolha após o retorno à temperatura ambiente.



Figura 4. Potes contendo as folhas das plantas usadas no teste de livre escolha (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

Durante o período de 72 horas, tempo suficiente para que as folhas das plantas testadas estivessem 50% do total consumidas, foram anotadas: a) a primeira espécie visitada nos primeiros 10 minutos; b) após 24 horas, a primeira espécie com marca de injúria; c) no final das 72 horas, o peso das fezes do inseto.

Os dados foram analisados estatisticamente por meio do teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis para a comparação das médias e o teste do Qui-quadrado para verificar a significância estatística ($p < 0,05$), porém antes de proceder as análises, realizou-se o teste de normalidade de Shapiro-Wilk, para verificar se os dados seguiam a distribuição normal. As análises foram realizadas pelo software R (R Development Core Team, 2015), utilizando-se o pacote Package agricolae.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Teste alimentar sem chance de escolha – Aceitabilidade

A maior taxa de sobrevivência das ninfas ocorreu na hospedeira natural reportada pela literatura, *Heliconia psittacorum* (cv. Golden Toch), com 100% de sobrevivência dos indivíduos, e em seguida, nas espécies *C. indica* e *M. arundinacea*, ambas com 96% de ninfas vivas observadas ao final do experimento (Tabela 1). A espécie *S. reginae* também apresentou aceitabilidade positiva (63% de sobrevivência das ninfas). Já as espécies *E. elatior*, *A. purpurata*, bem como as cultivares de bananeiras apresentaram as menores taxas de sobrevivência (<30%), enquanto, *L. sativa* e *B. oleracea* não apresentaram ninfas sobreviventes (0%) (Tabela 1).

Tabela 1. Mortalidade, sobrevivência, aceitabilidade, consumo e peso das fezes de ninfas de *Cornops frenatum frenatum* (n=10; com 3 replicações), durante 12 dias, em 10 espécies de plantas tropicais e 2 espécies de hortaliças (Ψ), servidas como fonte trófica.

Espécies vegetais	Mortalidade ¹	Sobrevivência (%)	Aceitabilidade*	Dano**	Peso das fezes (g)
<i>Heliconia psittacorum</i> (Heliconaceae)	0,0 a	100	(+)	3	1,59
<i>Canna indica</i> (Cananaceae)	0,3 a	96	(+)	2	1,11
<i>Maranta arundinacea</i> (Marantaceae)	0,3 a	96	(+)	2	1,13
<i>Strelitzia reginae</i> (Strelitziaceae)	3,6 b	63	(+)	2	0,86
<i>Musa spp. cv.</i> Maravilha (Musaceae)	7,0 c	23	(-)	1	0,10
<i>Musa spp. cv.</i> Thap Maeo (Musaceae)	7,6 c	16	(-)	1	0,11
<i>Musa spp. cv.</i> Galil 18 (Musaceae)	8,0 c	13	(-)	1	0,17
<i>Zingiber spectabile</i> (Zingiberaceae)	8,0 c	13	(-)	1	0,10
<i>Alpinia purpurata</i> (Strelitziaceae)	8,6 c	6	(-)	1	0,11
<i>Etilingera elatior</i> (Zingiberaceae)	9,0 c	3	(-)	0	0,03
<i>Lactuca sativa</i> (Asteraceae) Ψ	10,0 c	0	(-)	0	0,01
<i>Brassica oleracea</i> (Brassicaceae) Ψ	10,0 c	0	(-)	0	0,01

¹ Letras iguais nas colunas, não diferem entre si, pelo teste de Scott & Knott a 5% de probabilidade.

* (+) insetos sobreviventes; (-) sobrevivência inferior a 30% ao final do experimento.

** 0 - sem marcas de herbivoria; 1 - poucas marcas de herbivoria; 2 - metade/ou mais da metade da folha consumida; 3 - toda a folha consumida.

Observou-se seletividade quanto ao hábito alimentar de *C. f. frenatum*, pois a espécie vegetal oferecido por 12 dias influenciou a mortalidade dos insetos ($p \leq 0,05$). Em relação ao estado de consumo das plantas pelas ninfas, as plantas mais aceitas foram também as mais danificadas, além disso, os insetos ao se alimentarem destas, apresentaram maiores valores de soma do peso das fezes (Tabela 1).

Dessa forma, *C. indica* e *M. arundinacea* mostraram-se favoráveis à alimentação de *C. f. frenatum*, além de não diferirem estatisticamente a mortalidade das ninfas que se alimentaram da espécie *H. psittacorum*, hospedeira preferencial desses insetos-praga. Essas duas espécies podem ser consideradas hospedeiras alternativas do gafanhoto *C. f. frenatum*, pois foram amplamente aceitas como fonte de alimento pelos insetos na ausência da espécie vegetal preferencial.

Excetuando *C. indica*, *H. psittacorum*, *M. arundinacea* e *S. reginae*, as demais espécies vegetais não tiveram aceitabilidade significativa pelas ninfas de *C. f. frenatum* e apresentaram percentagem de sobrevivência inferior a 30% (Tabela 1).

Nas cultivares de bananeiras testadas (*Musa* spp: cv. Galil 18, cv. Maravilha e cv. Thap Maeo), houve baixa taxa de sobrevivência dos insetos (Tabela 1), demonstrando que estas plantas não são de interesse nas suas dietas alimentares, ou são tóxicas aos mesmos. No entanto, em teste realizado por Oberholzer & Hill (2001), observou-se que em condições laboratoriais, ninfas de *Cornops aquaticum* (Bruner) (Orthoptera: Acrididae), quando submetidas a alimentação por *Musa paradisiaca* L., sobreviveram ao final do experimento e apresentaram desenvolvimento ninfal completo.

Couve e alface, espécies vegetais utilizadas na alimentação humana, estão entre as plantas que não foram aceitas por *C. f. frenatum*, pois todas as ninfas morreram ao final do experimento, corroborando com Lhano et al. (2005), quando avaliaram a aceitação de *C. aquaticum* para algumas espécies vegetais, e os autores também verificaram a não aceitação do gafanhoto *C. aquaticum* para as espécies de couve e alface.

No entanto, a não aceitação dessas espécies pelo gafanhoto *C. f. frenatum*, como alimento, não implica que os mesmos não tenham comido as plantas, pois em algumas dessas plantas a sobrevivência dos mesmos se estendeu até o 11º

dia de experimentação (Figura 5), porém, foi observado pelo peso das fezes que a quantidade que estes se alimentaram foi insignificante (Tabela 1).

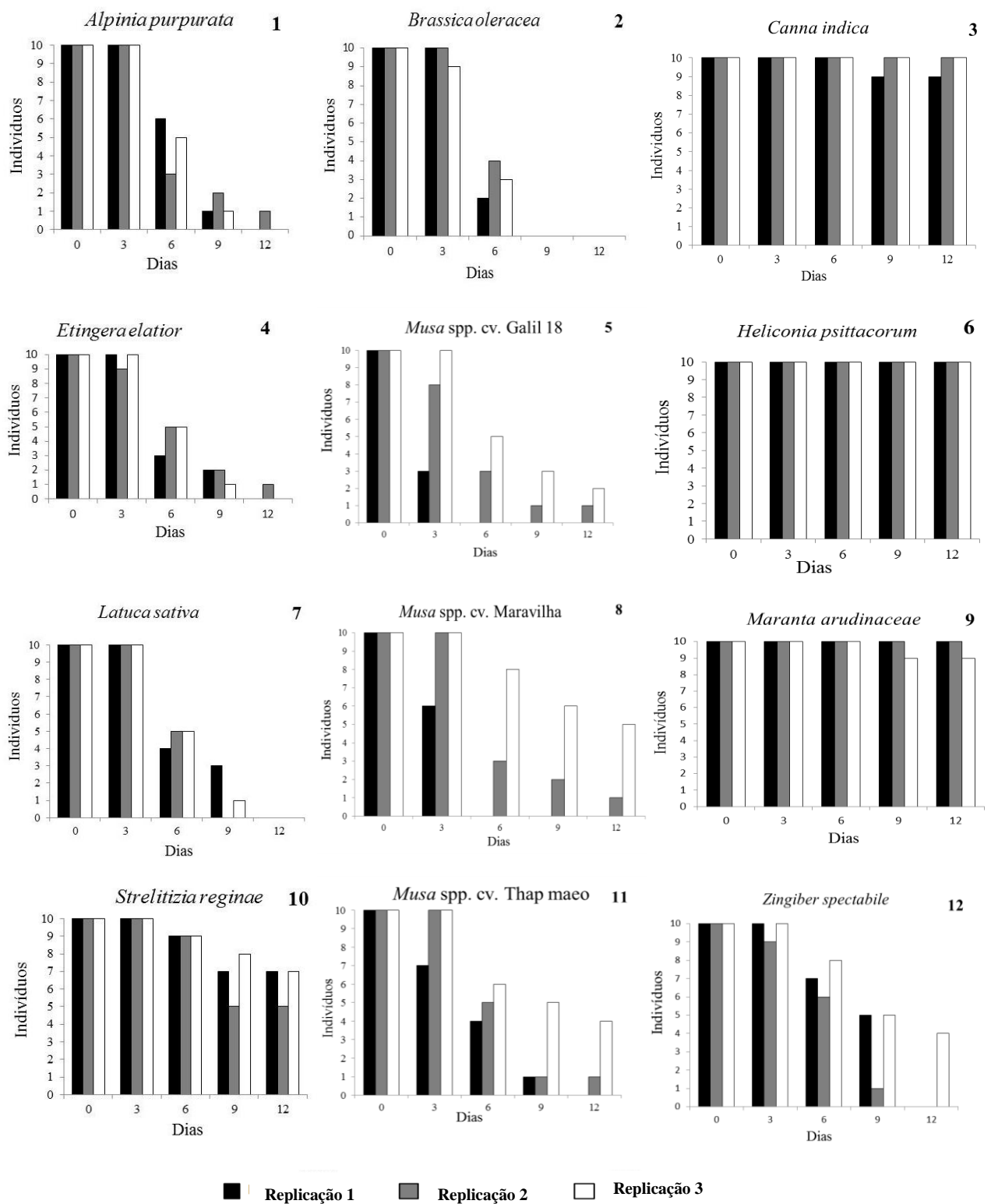


Figura 5. Sobrevivência de ninfas de *Cornops frenatum frenatum*, em 12 espécies de plantas, durante 12 dias (três repetições com 10 ninfas cada espécie de planta

em diferentes períodos).

Esses resultados obtidos parecem indicar que o gafanhoto, na ausência de alimento específico, tende a buscar outras plantas para se alimentar e saciar sua fome temporariamente (Oliveira et al., 2015). Essa condição já foi observada em gafanhotos semi-aquáticos *Paulinia acuminata* (De Geer, 1773) (Orthoptera: Pauliniidae) no estudo realizado por Vieira & Adis (2002).

Em todos os tratamentos, as ninfas sofreram ecdises, no entanto, em dias diferentes. A maioria dos insetos passou por ecdise no quarto dia do experimento, independente do tipo de alimentação. O processo de ecdise requer grande gasto energético (Triplehorn & Johnson, 2011), e a reserva energética dos insetos alimentados com plantas de pouca aceitabilidade e que realizaram a muda, pode ter sido adquirida pelas ninfas enquanto estavam no campo, antes de serem coletadas, assim, enquanto os insetos poderiam obter alimentação de boa aceitabilidade, provavelmente adquiriram as reservas necessárias (Oliveira et al., 2015).

As maiores taxas de mortalidade analisadas no experimento foram nas espécies *E. elatior*, *Zingiber spectabile*, *A. purpurata*, além das cultivares de bananeira (mortalidade acima de 70%) e *L. sativa* e *B. oleracea* (100% de mortalidade para as ninfas). Esse resultado parece indicar que a elevada mortalidade pode estar ligada à toxicidade ou à incapacidade da planta de suprir as necessidades nutricionais dos indivíduos.

Oliveira et al. (2015) avaliaram a aceitabilidade alimentar de *C. aquaticum* durante 21 dias e verificaram que no 4º dia de avaliação, 3 espécies de macrófitas, de 12 ofertadas, já haviam causado 100% de mortalidade para os indivíduos testados. Esses autores indicaram a probabilidade de existência de substância tóxica que causa nocividade de certas plantas às espécies de gafanhotos. Vendramim & Guzzo (2009) explicam que, quando certos herbívoros rejeitam plantas como fonte alimentar, ou até mesmo morrem após seu consumo, é resultado da antibiose (efeito adverso da planta sobre o inseto), e isto pode ser referente à concentração de alguma substância tóxica presente na epiderme das plantas.

Para comprovar as hipóteses levantadas anteriormente, análises da composição química das plantas testadas e realizações de bioensaios de

olfatometria devem ser realizadas. Neste sentido, é importante notar que as plantas hospedeiras não são igualmente utilizadas pelos insetos, pois segundo Singer (1986), algumas espécies vegetais são somente aceitas, e outras, no entanto, constituem preferência.

Teste alimentar com chance de escolha - Preferência

O tratamento 1 apresentou diferença significativa de preferência para as espécies de plantas testadas, tanto para as ninfas A ($X^2 = 9,9$; gl = 3; $p = 0,0193$), quanto para as ninfas B ($X^2 = 8,92$; gl = 3; $p = 0,0302$). Neste teste, as ninfas demonstraram preferência por *C. indica* e *H. psittacorum* quando comparadas com *M. arundinacea* e *S. reginae*. A quantidade (n) de ninfas que preferiram essas espécies foi bem próxima para *C. indica* e *H. psittacorum* (Figuras 6 e 7), dentre as quais não houve diferença significativa.

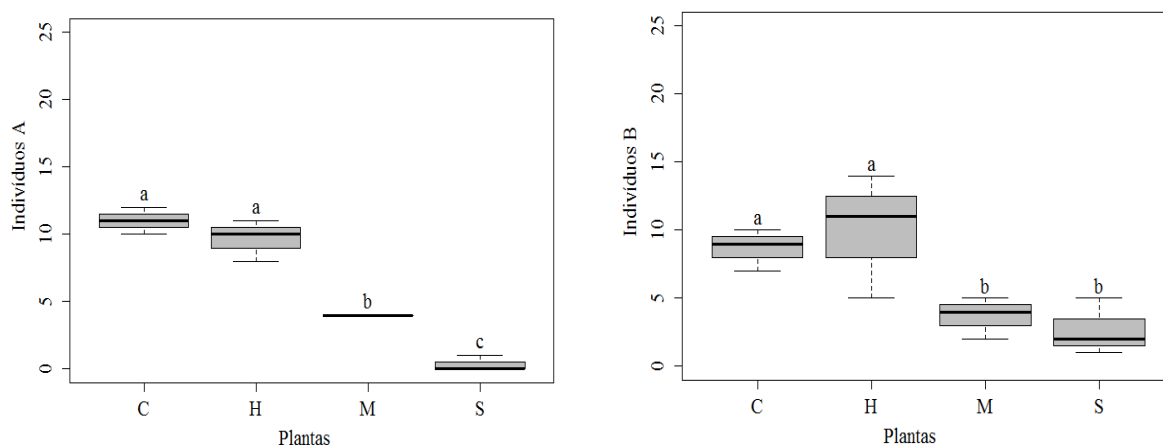


Figura 6-7. Ninfas A e B submetidas a teste com chance de escolha sendo observadas alimentando-se das plantas: C = *Canna indica* (ninfas A, n=11; ninfas B, n= 8); H= *Heliconia psittacorum* (ninfas A, n=10; ninfas B, n=11); M = *Maranta arundinacea* (ninfas A, n=3; ninfas B, n=4); S = *Strelitzia reginae* (ninfas A, n=1; ninfas B, n=2); (Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de probabilidade).

No tratamento 2, também houve diferença significativa entre as preferências das ninfas para as três espécies de plantas testadas, tanto para as ninfas A ($X^2 = 6,76$; gl = 2; $p = 0,0339$), quanto para as ninfas B ($X^2 = 7,51$; gl = 2; $p = 0,0233$). Neste teste, as ninfas preferiram *C. indica* em relação a *M. arundinacea* e *S. reginae*. Sem a presença da planta hospedeira, a espécie *C.*

indica destacou-se significativamente das demais plantas ofertadas simultaneamente aos imaturos (Figura 8 e 9).

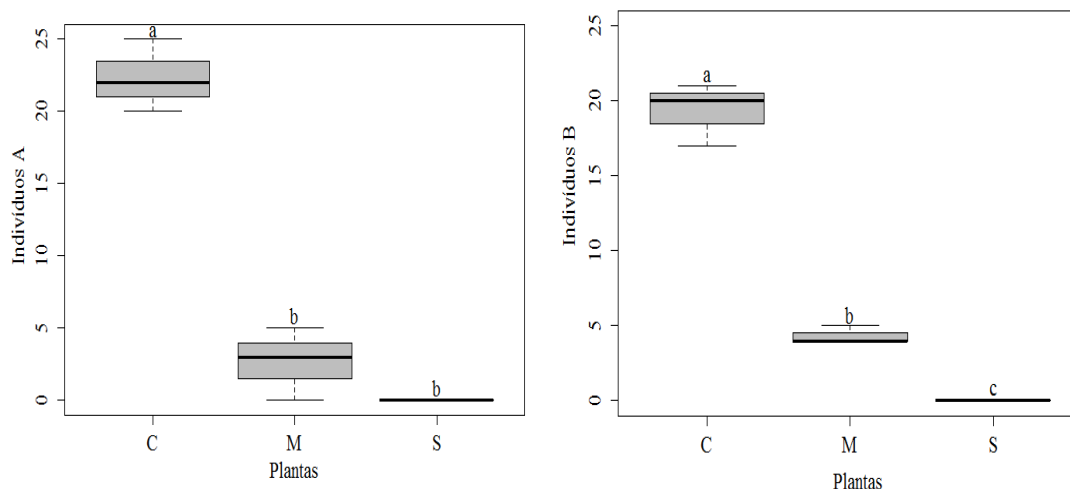


Figura 8-9. Ninfas A e B submetidas a teste com chance de escolha, sendo observadas alimentando-se das espécies: C = *Canna indica* (ninfas A, n=22; ninfas B, n=20); M = *Maranta arundinacea* (ninfas A, n=3; ninfas B, n=4); S = *Strelitzia reginae* (ninfas A, n=0; ninfas B, n=1) (Letras iguais não diferem entre si pelo teste de Kruskal-Wallis a 5% de probabilidade).

Alguns autores consideram *Heliconia* spp. como sendo a espécie hospedeira nativa de *C. f. frenatum*, a qual é escolhida pelas fêmeas deste gafanhoto para realizarem a oviposição endofítica, e também como a planta responsável pelo recurso alimentar, promovendo a sobrevivência destes insetos em condições naturais (Adis et al., 2007; Braga et al., 2007; Lemos et al., 2010). Porém, neste teste em que as ninfas apresentavam liberdade de escolha por alimento, tanto na ausência quanto na presença da planta hospedeira a espécie *C. indica* foi a preferida para ambos os tipos de ninfas de *C. f. frenatum* (A e B), além da hospedeira preferencial *H. psittacorum*. Isso indica que independente do seu estágio de desenvolvimento, elas apresentam a mesma preferência alimentar tornando-se mais específica.

Quando as espécies que demonstraram maior aceitabilidade pelas ninfas foram oferecidas simultaneamente em determinada situação duas ou mais espécies de plantas sofreram herbivoria pelas ninfas de *C. f. frenatum*, no mesmo tempo e espaço, não sendo a espécie hospedeira a única consumida pelas ninfas (Figuras 6, 7, 8 e 9). Estes resultados corroboraram com os obtidos em outro

estudo similar, realizado por Ferreira & Vasconcellos-Neto (2001), no qual os autores determinaram a preferência de *C. aquaticum* para 19 diferentes espécies de plantas e observaram que a espécie hospedeira para este gafanhoto nem sempre foi a preferida, quando esta foi ofertada simultaneamente com outras espécies.

Para Ferreira & Vasconcellos-Neto (2001) a aceitação de plantas por uma espécie de gafanhoto depende, além da química da planta, de outros fatores ecológicos relativos à planta selecionada, como por exemplo, se porventura a presença de coloração críptica que ela ofereça ao inseto o protegerá do risco de predação, bem como, a abundância relativa da espécie vegetal no ambiente em que o inseto esteja inserido.

A coloração críptica foi observada para as três espécies simultaneamente ofertadas, em combinação com a considerada como hospedeira. *C. indica*, *M. arundinacea* e *S. reginae*, embora pertençam a famílias e gêneros diferentes da planta hospedeira, foram aceitas como alimento pelos insetos (Tabela 1). São espécies que apresentam características anatômicas semelhantes a algumas cultivares de *Heliconia* sp. tais como: coloração, formato e distribuição das folhas, tamanho das mudas e caules rizomatosos (Gilman, 1999; Alonso e Moraes-Dallaqua 2004; Neves et al., 2005; Al-Snafi, 2015). Esse comportamento das ninfas em consumir espécies de famílias diferentes da sua hospedeira é presente em algumas espécies de insetos predadores que utilizam a imagem de busca quando estão à procura da presa de sua preferência, e quando não encontram, eles buscam o alimento em abundância ou aqueles com coloração críptica (Begon et al., 2009).

Diante dessas informações, foram observados no teste com chance de escolha (para ambos os tratamentos) que as primeiras espécies com marca de herbivoria, após 24 horas, foram também as primeiras que as ninfas utilizavam como sítio de repouso nos primeiros 10 minutos de instalação do ensaio, estas plantas também foram as preferidas pelas ninfas ao final das 72 horas, sendo elas *C. indica* e *H. psittacorum*.

Segundo Capello et al. (2012) a sobreposição de espécies de plantas na utilização por espaço, abrigo e como recurso alimentar, são informações valiosas em estudos sobre a estrutura da comunidade e coexistência de espécies de animais. Mcclenaghan et al. (2015) supõem que a sobreposição de nicho

alimentar entre as espécies de gafanhotos especialistas seja relativamente baixa. Diante destas inferências, avaliar a possível coevolução de *C. f. frenatum* com sua planta hospedeira preferencial, bem como as novas que forem surgindo, seria de grande relevância, conforme foi estudado por Adis et al. (2008) para a espécie *C. aquaticum*.

Analisando os tipos de ninfas testadas (A e B), ao final das 72 horas nota-se que as ninfas nos primeiros instares (A), são ainda mais exigentes em relação ao consumo das espécies de sua preferência. Este fato foi evidenciado quando verificou-se que embora ambas ninfas preferissem *C. indica* além da *H. psittacorum* (hospedeira preferencial), as de primeiro instar quase não consumiram as outras duas espécies ofertadas *M. arundinacea* e *S. reginae* (Figuras 6, 7, 8 e 9). *C. indica* e *H. psittacorum* destacaram-se dessas plantas, diferindo significativamente.

Gilman (1999) relatou que os gafanhotos constituem o principal grupo de pragas mais comumente associados aos plantios de *S. reginae*, causando problemas nas folhagens. Os resultados obtidos com este trabalho reforçam esta informação, tendo em vista que *C. f. frenatum* aceitou esta planta em sua dieta alimentar. Por outro lado, *M. arundinacea* é uma cultura praticamente isenta de problemas fitossanitários (Neves et al., 2005), apesar dos dados obtidos neste estudo demonstrem que esta cultura é susceptível a *C. f. frenatum*, com baixo índice de mortalidade para os insetos (<4%) (Figura 5) e ocorrência de processos de muda pelas ninfas até o final do experimento.

Em ensaio semelhante realizado para o gafanhoto *C. aquaticum*, cuja planta hospedeira é *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, Hill & Oberholzer (1999) observaram que *Canna indica* também foi preferida como alimento pelo gafanhoto, sendo que este completou seu desenvolvimento ninfal. Estes mesmo autores ressaltaram que apesar do consumo e desempenho de *C. aquaticum* em *C. indica*, quando comparado com a espécie hospedeira o número de sobreviventes foi baixo. Resultados estes que diferem dos aqui apresentados, pois a sobrevivência de *C. f. frenatum* quando alimentado com *C. indica*, foi bem similar à espécie hospedeira (Tabela 1).

Apesar de não registrada, era esperada a hipótese de aceitação e preferência de ninfas de *C. f. frenatum* por *C. indica* obtida no presente estudo, uma vez que a subespécie *Cornops frenatum cannae* (Roberts & Carbonell, 1979)

(Orthoptera: Acrididae) já foi observada alimentando-se de *Canna* spp., o que indica que as espécies de *Cornops* podem estar intimamente associadas a este gênero de planta (Roberts & Carbonell, 1979). Os mesmos autores indicaram, em seu estudo de revisão taxonômica que possivelmente *C. f. frenatum* pudesse se alimentar de *Canna* spp.. No presente estudo, essa informação foi comprovada ao se observar ninfas de *C. f. frenatum* consumindo *C. indica* e realizando mudas no decorrer do período amostral, com baixa mortalidade (Tabela 1).

Ressalta-se que ambos testes realizados no presente estudo (com chance de escolha e sem chance de escolha) confirmaram a condição de seletividade alimentar para *C. f. frenatum* (Adis et al., 2007; Braga et al., 2007). Entretanto, o reconhecimento da aceitabilidade e preferência alimentar de *C. f. frenatum* pelas plantas *C. indica*, *H. psittacorum*, *M. arundinacea* e *S. reginae* constitui um registro de vital importância, visto estas serem plantas de valor comercial e futuramente um aumento populacional de gafanhotos desta espécie pode vir a ser um problema para a floricultura tropical. Conforme aqui demonstrado, estas plantas são suscetíveis ao ataque do gafanhoto e podem vir a ser seu hospedeiro alternativo na ausência do hospedeiro natural.

Trabalhos futuros devem ser realizados, especialmente em campo, com essas plantas aceitas como alimento por *C. f. frenatum* para constatar se as mesmas representam substrato adequado para a oviposição da fêmea, apresentando desta forma um conhecimento aplicado. Além disso, um estudo detalhado da composição química destas plantas associados a boensaio comportamentais (olfatometria), como por exemplo, espectrometria de massa, torna-se necessário para verificar se existe um composto específico responsável por atraí-los, ou se apenas características anatômicas e fisiológicas que essas plantas apresentam influenciam essa herbivoria, visto que os insetos preferiram espécies com formatos foliares semelhantes à sua hospedeira natural *Heliconia* spp..

CONCLUSÃO

Este trabalho apresenta dados inéditos sobre a aceitabilidade e preferência alimentar de *Cornops frenatum frenatum* pelas plantas *Canna indica*, *Maranta arundinacea* e *Strelitzia reginae*. Esta informação é de grande relevância, visto que *C. f. frenatum* é uma espécie desfolhadora e as plantas citadas são de importância econômica.

Constata-se que o hábito alimentar deste inseto, que antes era considerado monófago e específico para *Heliconia* ssp., pode vir a tornar polífago na condição da falta da espécie de sua preferência. Devido à característica de desfolha que este gafanhoto apresentou no decorrer do estudo, verifica que este ao buscar novas alternativas alimentares, mesmo que de forma temporária, pode acarretar danos e prejuízos às espécies consumidas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADIS, J.; BUSTORF, E.; LHANO, M.G.; AMEDEGNATO, C.; NUNES, A.L. Distribution of *Cornops* grasshoppers (Leptysminae: Acrididae: Orthoptera) in Latin America and the Caribbean Islands. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v.42, n.1, p.1-24, 2007.
- ADIS, J.; SPERBER, C. F.; BREDE, E. G.; CAPELLO, S.; FRANCESCHINI, M. C.; Hill, M.; LHANO, M. G.; MARQUES, M. M.; NUNES, A. L.; POLAR, P. Morphometric differences in the grasshopper *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906) from South America and South Africa. **Journal of Orthoptera Research**, v. 17, n. 2, p. 141-147, 2008.
- AL-SNAFI, A. E. Bioactive components and pharmacological effects of *Canna indica*-An Overview. **International Journal of Pharmacology and toxicology**, v. 5, n. 2, p. 71-75, 2015.
- ALONSO, A. A.; MORAES-DALLAQUA, M. A. Morfoanatomia do sistema caulinar de *Canna edulis* Kerr-Gawler (Cannaceae). *Revista Brasileira de Botânica*, v. 27, n. 2, p. 229-239, 2004.
- BEGON, M.; TOWNSEND, C. R.; HARPER, J. L. **Ecologia de indivíduos a ecossistemas**. Artmed Editora, 2009.
- BERNAYS, E.A.; CHAPMAN, R.F. Plant chemistry and acridoid feeding behaviour. **Ann. Biochemical aspects of plant and animal coevolution**, v. 99, p. 41, 1978.
- BERNAYS, E.A.; BRIGHT, K.L. Mechanisms of dietary mixing in grasshoppers: A Review. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology**, v. 104, n. 1, p. 125-131, 1993.
- BRAGA, C. E.; NUNES, A. L.; ADIS, J. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae): Ocorrência e oviposição em quatro espécies de *Heliconia* (Heliconiaceae) na Amazônia Central, Brasil. **Amazoniana**, v.3, n.4, p. 227-231, 2007.
- CAPELLO, S.; MARCHESE, M.; WYSIECKI, M. L. Feeding habits and trophic niche overlap of aquatic Orthoptera associated with macrophytes. **Zoological Studies**, v. 51, n. 1, p. 51-58, 2012.
- CASTRO, A. C. R.; LOGES, V.; COSTA, A. S.; CASTRO, M. F. A.; ARAGÃO, F. A. S.; WILLADINO, L. G. Hastes florais de helicônia sob deficiência de macronutrientes. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.42, p.1299-1306, 2007.

- FERREIRA, D. F. Análises estatísticas por meio do Sisvar para Windows versão 4.0. **Reunião Anual da Região Brasileira da Sociedade Internacional de Biometria**, v. 45, n. 2000, p. 235, 2000.
- FERREIRA, S. A.; VASCONCELLOS-NETO, J. Host plants of the grasshopper *Cornops aquaticum* (Bruner) (Orthoptera: Acrididae) in the wetland of Poconé, MT, Brazil. **Neotropical Entomology**, v. 30, n. 4, p. 523-533. 2001.
- FRANCESCHINI, C.; MARTÍNEZ, F. S.; WYSIECKI, M. L. Performance and feeding preference of *Cornops aquaticum* (Orthoptera: Acrididae) on *Eichhornia crassipes* and crop plants in native area. **Journal of Orthoptera Research**, v. 23, n. 2, p. 83-90, 2014.
- GANGWERE, S. K. A monograph on food selection in Orthoptera. **Transactions of the American Entomological Society (1890-)**, v. 87, n.2/3, p.67-230, 1961.
- GILMAN, E. F. *Strelitzia reginae*. **Environmental Horticulture**, Fact Sheet, FPS-563 October, 1999. Disponível em <<http://hort.ufl.edu/shrubs/strrega.pdf>> Acesso em: 29 nov.2016.
- HILL, M. P.; OBERHOLZER, I. G. Host specificity of the grasshopper, *Cornops aquaticum*, a natural enemy of water hyacinth. **In: Proceedings of the X International Symposium on Biological Control of Weeds**. Montana State University, Bozeman, Montana, USA, v.4, n.14, p. 349-356, 1999.
- LEMONS, W. P.; RIBEIRO, R. C.; SOUZA, L. A. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae): Principal Desfolhador em Cultivos de *Heliconia* spp. (Heliconiaceae) no Estado do Pará. **Comunicado Técnico nº 164**, Embrapa Amazônia Oriental. Belém, PA. p.4, 2006.
- LEMONS, W. P.; RIBEIRO, R. C.; LHANO, M. G.; SILVA, J. P. S.; ZANUNCIO, J. C. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae, Leptysminae) in crops of tropical flowers of *Heliconia* spp. in the State of Pará, Brazil. **Entomotropica**, v. 25, n.1, p. 43-47, 2010.
- LHANO, M. G.; ADIS, J.; MARQUES, M. I. E.; BATTIROLA, L. D. *Cornops aquaticum* (Orthoptera, Acrididae, Leptysminae): Aceitação de plantas alimentares por ninfas vivendo em *Eichhornia azurea* (Pontederiaceae) no Pantanal Norte, Brasil. **Amazoniana**, v.18, n.3/4, p.397-404, 2005.
- MCCLLENAGHAN, B.; GIBSON, J. F.; SHOKRALLA, S.; HAJIBABAEI, M. Discrimination of grasshopper (Orthoptera: Acrididae) diet and niche overlap using next-generation sequencing of gut contents. **Ecology and Evolution**, v. 5, n. 15,

p. 3046-3055, 2015.

NEVES, M. C. P.; COELHO, I. S.; DE ALMEIDA, D. L. Araruta: Resgate de um cultivo tradicional. Embrapa Agrobiologia. **Comunicado Técnico**, 2005.

OBERHOLZER, I. G.; HILL, M. P. How safe is the grasshopper, *Cornops aquaticum* for release on water hyacinth in South Africa. **Biological and integrated control of water hyacinth, *Eichhornia crassipes***, v.102, p.82-88, 2001.

OLIVEIRA, A. F.; NUNES-GUTJAHR, A. L.; BRAGA, C. E. S. Aceitabilidade alimentar do gafanhoto *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906) (Orthoptera: Acrididae) na Amazônia oriental, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi-Ciências Naturais**, v. 10, n. 2, p. 267-277, 2015.

R Development Core Team (2015), R: **A Language and Environment for Statistical Computing**. Vienna, Austria : the R Foundation for Statistical Computing. ISBN: 3-900051-07-0. Available online at <http://www.R-project.org/>.

RIBEIRO, R. C.; LEMOS, W.P.; PODEROSO, J. C. M.; PIKART, T. G.; ZANUNCIO, J. C. New record of grasshopper (Orthoptera: Acrididae e Romaleidae) defoliators and population dynamics of insects on crops of *Heliconia* spp. in the Amazon. **Florida Entomologist**, v.96, n.1, p. 225-228. 2013.

ROBERTS, H. R.; CARBONELL, C. S. A revision of the genera *Stenopola* and *Cornops* (Orthoptera, Acrididae, Leptysminae). **Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia**, v.131, p. 104-130, 1979.

SINGER, M. C. The definition and measurement of oviposition preference in plant-feeding insects. In: MILLER, J.P.; MILLER, T. A. (Ed.). **Insect-Plant Interactions**. New York: Springer, p. 65-94. 1986.

TRIPLEHORN, C.A.; JOHNSON, N.F. **Estudos dos insetos: Tradução da 7ª edição de Borror and DeLong's introduction to the study of insects**. São Paulo, Cengage Learning, 2011. 816p.

VENDRAMIM, J. D.; GUZZO, E. C. **Resistência de plantas e a bioecologia e nutrição dos insetos. Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas**. Embrapa Informação Tecnológica, Brasília, Brasil, p. 1055-1105, 2009.

VIEIRA, M. F.; ADIS, J. Aceitabilidade alimentar de *Paulinia acuminata* (De Geer, 1773) (Orthoptera: Pauliniidae) na várzea da Amazônia Central. **Acta Amazonica**, v.32, n.2, p. 333-338, 2002.

ARTIGO 2

**INIMIGOS NATUTRAIS DE *Cornops frenatum frenatum* (MARSCHALL, 1836)
(ORTHOPTERA: ACRIDIDAE) ASSOCIADOS À *Heliconia* spp. L.
(HELICONIACEAE), COM ÊNFASE NA EFICIÊNCIA DE *Beauveria bassiana*
(ASCOMYCETES: CORDYCIPTACEAE)¹**

¹ Artigo a ser ajustado para posterior submissão ao Comitê Editorial do periódico científico Entomotropica, em versão na língua Inglesa.

Inimigos naturais de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae) associados à *Heliconia* spp. L. (Heliconiaceae), com ênfase na eficiência de *Beauveria bassiana* (Ascomycetes: Cordycipitaceae)

RESUMO: Ortópteros são insetos que exibem importância como pragas, causando perdas econômicas na agricultura mundial. Em relação aos seus inimigos naturais, estudos relatam fungos entomopatogênicos como os principais, embora existam outros, como: nematoides, protozoários, moscas parasitoides, pássaros, formigas e aranhas. Desta forma, o objetivo desse estudo foi verificar a ocorrência natural de potenciais agentes de controle biológico do gafanhoto *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) em cultivo de *Heliconia* spp. L. (Heliconiaceae) por meio da identificação dos inimigos naturais encontrados. Foram realizadas visitas mensais, durante o período de maio de 2014 a abril de 2016, em área de plantio comercial de *Heliconia* spp. situada no município de Conceição do Jacuípe, BA. Nessa área, foram observados, coletados e identificados diferentes grupos de inimigos naturais de *C. f. frenatum*, com potencial para o controle de adultos e ninfas. As espécies identificadas foram: *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill 1912 (Ascomycetes: Cordycipitaceae) e um fungo da ordem Entomophthorales, além de *Arilus* sp. Hahn, 1831 (Hemiptera: Reduviidae), um nematoide da família Mermithidae e a espécie *Phlugis* sp. Stål, 1861 (Orthoptera: Tettigoniidae). Destas, *Phlugis* sp. e o entomopatógeno *B. bassiana* foram considerados efetivos inimigos naturais no controle populacional de *C. f. frenatum*.

Palavras-chave: gafanhotos, controle biológico, predador, entomopatógeno, parasita.

Natural enemies of *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae) associated to *Heliconia* spp. L. (Heliconiaceae), with emphasis on the efficiency of *Beauveria bassiana* (Ascomycetes: Cordycipitaceae)

ABSTRACT: Orthoptera are insects with great economic importance as pests, causing economic losses in agricultural crops. Regarding to their natural enemies, studies report entomopathogenic fungi as the main ones, although there are others. This study aimed to assess the natural occurrence of potential biological control agents on the grasshopper *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) in *Heliconia* spp. L. (Heliconiaceae) by the identification of its natural enemies. Monthly surveys were made during the period from May 2014 to April 2016 in a *Heliconia* spp. commercial plantation area located in Conceição do Jacuípe, BA. In this area, *C. f. frenatum* natural enemies were observed, collected and identified, considering their potential for adults and nymphs control. The species identified were: *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill 1912 (Ascomycetes: Cordycipitaceae) and Entomophthorales species, in addition to *Arilus* sp. Hahn, 1831 (Hemiptera: Reduviidae), a nematode in Mermithidae family and *Phlugis* sp. Stål, 1861 (Orthoptera: Tettigoniidae). *Phlugis* sp. and the *B. bassiana* pathogen were considered to be effective natural enemies in the population control of *C. f. frenatum*.

Key words: grasshoppers, biological control, predator, entomopathogen, parasite.

INTRODUÇÃO

A Ordem Orthoptera agrupa insetos como, gafanhotos, grilos, paquinhas, esperanças e está composta por espécies que exibem importância econômica devido algumas delas terem se tornado pragas e conseguirem em breve espaço de tempo devastar plantações inteiras, causando perdas econômicas na agricultura em nível mundial (Pelizza et al., 2010). E, devido este se constituir um dos mais abundantes grupos de herbívoros do planeta, isto os torna importantes para o princípio de defesa fitossanitária que visa proteger plantas de interesse econômico (Guerra et al., 2012).

O controle de ninfas e adultos de gafanhotos normalmente é realizado por inseticidas, utilizando-se iscas tóxicas ou pulverizações à base de malation e fenitrothion, que ocasionam danos ao ambiente e ao homem, além de serem onerosos aos produtores (Gallo et al., 2002). Por isso, interpõem-se cada vez mais restrições ao seu uso devido à escassa seletividade, alta toxicidade e bioacumulação no ambiente (Uribe-González e Santiago-Basilio, 2012).

O controle biológico de insetos ocorre espontaneamente pelos seus inimigos naturais, e este fenômeno contribui na regulação de animais e plantas na natureza (Gallo et al., 2002). Os mesmos autores afirmaram que este controle pode vir a ser realizado por inúmeros organismos, tais como entomófagos (predadores e parasitoides) e microrganismos entomopatogênicos (fungos, bactérias, vírus, protozoários, nematoides, riquetsias). Por manterem as pragas em equilíbrio, os inimigos naturais constituem um dos principais agentes responsáveis pela mortalidade natural no agroecossistema (Gallo et al., 2002), e são bastante utilizados no controle biológico de diversas pragas de importância econômica (Silva e Brito, 2015).

Em relação aos inimigos naturais dos acridídeos, entre os mais conhecidos estão: vespas parasitas (Lecoq e Pierozzi Jr, 1995); moscas parasitoides, especificamente da família Sarcophagidae, cuja fêmea deposita sua larva viva no hospedeiro (URIBE-González e Santiago-Basilio, 2012); pássaros e formigas, que atuam nos imaturos (Uribe-González e Santiago-Basilio, 2012); aranhas (Salas-Araiza e Salazar-Solis, 2009; Uribe-González e Santiago-Basilio, 2012); e os nematoides (El-Kadi, 1977; Capinera, 2011).

Além destes, fungos e outros micro-organismos entomopatogênicos podem agir como inimigos naturais de gafanhotos, como no caso de bactérias, vírus e protozoários. A bactéria *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter 1872) Migula 1900 (Approved Lists 1980) foi relatada causando doenças em gafanhotos (Bucher e Stephens, 1957), e foi recomendada para o controle biológico natural de Orthoptera em campo (Baird, 1958).

De modo geral, estudos que relacionam os inimigos naturais de acridídeos relatam notadamente os fungos entomopatogênicos como importantes agentes biocontroladores (Lomer et al., 2001; Sanchez et al., 2009; Bardi et al., 2012; Pelizza et al., 2012; Uribe-González e Santiago-Basilio 2012), apontando como principais: *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill 1912, *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin, *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) J.F. Bisch., Rehner & Humber e *Entomophaga grylli* (Fresenius 1856) Batko (Valovage e Nelson, 1990; Goettel et al., 1995; Sanchez et al., 2009; Valizadeh et al., 2011). No entanto, existem relatos recentes de outras espécies de fungos entomopatogênicos nos de gafanhotos, como exemplo o fungo *Fusarium verticillioides* (Saccardo) Nirenberg (Pelizza et al., 2011).

Segundo Pelizza et al. (2010), estudos têm sido promovidos incentivando o uso de entomopatógenos em programas de controle de insetos, incluindo os Acrididae, visando atenuar os efeitos dos produtos químicos, pois sabe-se que os gafanhotos apresentam diversos inimigos naturais (Silva et al., 2006). Dessa forma, explorar o potencial destes agentes de controle biológico torna-se de grande relevância.

Neste sentido, objetivou-se com este estudo verificar a ocorrência natural de potenciais agentes de controle biológico do gafanhoto *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) em cultivo de *Heliconia* spp. L (Heliconiaceae) no Recôncavo da Bahia.

MATERIAL E MÉTODOS

Área de estudo

Para a verificação dos inimigos naturais de *C. f.frenatum*, foram realizadas inspeções e coletas mensais durante o período de janeiro de 2014 a Janeiro de 2016, na fazenda produtora de flores tropicais, “Granja São Luis” localizada no

município de Conceição do Jacuípe/BA ($12^{\circ}21'14''\text{S}$ e $38^{\circ}48'16''\text{W}$) (Figura 1). Essa fazenda faz parte da Cooperativa de Produtores de Flores Tropicais da Bahia, e são produzidas cerca de 18 variedades de *Heliconia* spp., além de outras espécies de plantas tropicais.

A área escolhida para inspeção e coleta do material cultivava as seguintes espécies de helicônias: *Heliconia psittacorum*-cultivares 'Golden Torch', 'Red Opal' e 'Sassy', *Heliconia bihai*-cultivar 'Lobster Claw'; *H. wagneriana*. As plantas estavam plantadas em espaçamento de 1,5 0 m x 0,8 0 m, em sistema irrigado e durante o período de estudo não sofreram nenhum tipo de pulverização por defensivos químicos.

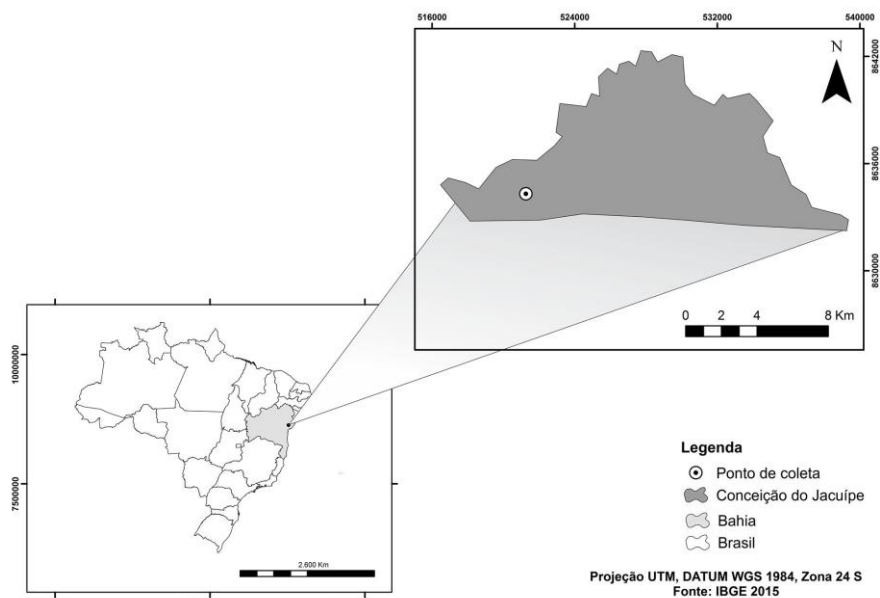


Figura 1. Localização da área de estudo no município de Conceição do Jacuípe, BA.

A área de estudo apresentava clima tropical, com temperatura média 23.3°C . A pluviosidade média anual é 1188 mm. O clima local do tipo Am de acordo com a Köppen e Geiger (Sei, 2002). Os dados meteorológicos referentes à área estudada foram obtidos no Sistema de Monitoramento Agrometeorológico (AGRITEMPO- www.agritempo.gov.br), por meio da leitura realizada na estação meteorológica instalada em Feira de Santana/BA (estação-A413). Ressalta-se

que a distância entre esse município e a área de coleta é de 19 Km (Lhano, M.G., *comunicação pessoal*).

Coletas dos indivíduos de *C. f. frenatum* e dos inimigos naturais

As coletas tanto dos adultos e ninfas de *C. f. frenatum* quanto seus possíveis inimigos naturais, foram efetuadas no período da manhã, entre 09:00 e 12:00 horas. Utilizou-se rede entomológica pelo método de varredura e de busca direta pela espécie que se desejava encontrar, sendo estabelecido um tempo de 60 minutos por coleta, em dois pontos na área de amostragem. Coletas manuais, também foram realizadas quando eram localizados os inimigos naturais nas plantas que apresentavam limbo foliar com sinais de raspagem e com a área escurecida das folhas, sintomas característicos de ataque por *C. f. frenatum*.

Os indivíduos de *C. f. frenatum* após serem coletados foram acondicionados em recipientes plásticos contendo folhas de helicônias e mantidos em caixa de isopor para evitar stresse durante o transporte para o Laboratório de Ecologia e Taxonomia de Insetos (LETI) da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (UFRB). No laboratório, os insetos foram individualizados e mantidos em copos plásticos (200ml) com algodão umedecido em água e alimento (pedaços de folhas de helicônia envolvidas em algodão umedecido com água), sendo acondicionados em câmara climatizada do tipo BOD (marca Eletrolab, modelo EI 222) à $25\pm 1^{\circ}\text{C}$ de temperatura e $70\pm 10\%$ de umidade relativa (UR), sendo monitorados a cada 48 horas, durante 40 dias.

Os insetos mortos durante esse período foram retirados e mantidos em câmara úmida, para observação de sinais de presença de patógeno no gafanhoto. Os patógenos encontrados foram encaminhados para identificação na Embrapa Recursos Genéticos Vegetais e Biotecnologia, com a ajuda de especialista em entomopatógenos.

Predadores encontrados em folhas com sinais de alimentação por imaturos de *C. f. frenatum* foram coletados vivos, transportados para o LETI acomodados em copos plásticos (200ml) forrados com filme plástico contendo algodão umedecido em água e mantidos sob condições anteriormente citadas. Estes indivíduos também foram depositados em câmara aclimatizada do tipo BOD (marca Eletrolab, modelo EI 222) à $25\pm 1^{\circ}\text{C}$ e $70\pm 10\%$ de UR.

Com o intuito de comprovar a capacidade predatória da espécie, aos mesmos foram ofertadas diariamente ninfas de *C. f. frenatum* (instar de desenvolvimento aleatório), por um período de 40 dias. Após a constatação da predação e sobrevivência dos espécimes, estes foram mortos e encaminhados para identificação por especialista. Todos os exemplares coletados foram depositados na Coleção Entomológica do LETI, parte integrante do Museu de Zoologia e Paleontologia da UFRB (MURB).

Teste com fungo entomopatogênico de ocorrência natural a *C. f. frenatum*

Após a identificação dos isolados fúngicos presentes nos corpos dos insetos, com o intuito de verificar se o fungo causaria mortalidade nos insetos em condições laboratoriais, testou-se a patogenicidade do fungo sobre grupos de ninfas e adultos de *C. f. frenatum*, verificando também qual fase do inseto era mais susceptível ao patógeno encontrado. O teste foi constituído por quatro tratamentos com três repetições. Nos tratamentos controle (T1= grupo de 15 insetos adultos e T2 = grupo de 15 ninfas) os grupos de ninfas e adultos foram pulverizados com 2 mL água destilada em torre potter. Já nos tratamentos com a suspensão do fungo, (T3= grupo de 15 insetos adultos e T4 = grupo de 15 ninfas), a concentração foi padronizada a 2×10^8 conídios/mL, e também foi pulverizado 2 mL do fungo em torre potter sob os referidos tratamentos. A mortalidade foi observada em condições controladas ($25 \pm 1^\circ\text{C}$ e $70 \pm 10\%$ de UR), durante o período de 14 dias.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Durante o período amostral foram observados, coletados e identificados diferentes grupos de inimigos naturais no plantio comercial de *Heliconia* sp. associados a *C. f. frenatum* (Tabela 1), os quais foram: 2 espécies de fungos entomopatogênicos, *Beauveria bassiana* (Bals. Criv.) Vuill. (1912) e um Entomophthorales, possivelmente do gênero *Entomophaga*, 4 predadores, um da ordem Orthoptera: Ensifera, *Phlugis* sp. (Stål, 1861) (Orthoptera: Tettigoniidae), e o outro da ordem Orthoptera: Ensifera subfamília Conocephalinae; 1 percevejo predador *Arilus* sp. (Hahn, 1831) (Hemiptera: Reduviidae), e uma espécie de

aranha (Aranaceae: Salticidade); 1 espécie de parasita o nematoide dos gafanhotos, da família Mermithidae, e 1 parasitoide da ordem Diptera.

Para os indivíduos de *C. f. frenatum* que estavam na fase imatura, após serem quarentenados em laboratório, não foram constatados indícios de infecção por microrganismos entomopatogênicos.

Em campo, durante as visitas mensais na área, os imaturos de *C. f. frenatum* de primeiro instar geralmente eram observados em hábito gregário (Figura 2), assim como visualizado por Lemos et al. (2006) nos plantios de *Heliconia* spp. na região do Pará. Ao redor dessas ninfas, na face adaxial das folhas de helicônias, observava-se a presença do predador da espécie *Phlugis* sp..



Figura 2. Ninfas de *C. f. frenatum* em hábito gregário sobre folha de helicônia (Foto: Acervo LETI/UFRB, 2016).

A incidência de *Phlugis* sp. foi bastante evidente ao longo do período amostral, ou seja, para cada grupo de ninfas gregárias encontrado nos plantios, foi observado uma espécime deste predador. Esse inseto faz parte do grupo de alguns dos predadores da subordem Ensifera, e da família Tettigoniidae e são conhecidos popularmente como esperanças. Os insetos deste gênero apresentam distribuição Neotropical (Nickle, 2003; Sperber et al., 2012), incluindo países da América do Sul, África e Austrália (Helfert e Sanger, 1998). São predadores ágeis (Nickle, 2003), de aparência delicada e fina, com coloração verde-clara, tamanho variando entre 9 a 25 mm, olhos mais desenvolvidos (Sperber et al., 2012). No primeiro par de pernas, a tíbia apresenta espinhos fortes e curvos para segurar a presa (Nickle, 2005) (Figura 3).

Tabela 1. Lista dos inimigos naturais de *C. f. frenatum* em cultivos de *Heliconia* spp. no município de Conceição do Jacuípe, BA.

Ordem: Família	Espécie	Tipo ¹	Fase ²	Mês de ocorrência ³
*Fungi: Ascomycetes: Cordycipitaceae	<i>Beauveria bassiana</i> (Bals. Criv.) Vuill. (1912)	Patóg.	Ad.	Mai/2014
*Fungi: Zygomycetes: Entomophthorales	Possivelmente <i>Entomophaga</i> sp.	Patóg.	Ad.	Jun e Dez/2014; Ago e Dez /2015
*Orthoptera: Tettigoniidae Conocephalinae	-	Pred.	Nin.	Abr; Mai e Jun/2015
*Orthoptera: Tettigoniidae:	<i>Phlugis</i> sp. (Stål, 1861)	Pred.	Nin.	Mai/2014 a Abr/2016
Meconematinae	-	Paras.	Ad.	
*Nematoda: Mermithidae				Abr/2015 e Ago/2015
*Aranaceae: Salticidae	-	Pred.	Nin.	Abr/2016
*Hemiptera: Heteroptera: Ruduviidae	<i>Arilus</i> sp. (Hahn, 1831)	Pred.	Nin.	Abr/2016
* Insecta: Diptera	-	Parasit	Ad.	Out/2015

¹Classificação dos inimigos naturais: Patóg.=patógeno; Pred.=Predador; Paras.=Parasita; Parasit.=Parasitoide. ²Fase atacada: Ad.=Adulto; Nin.=Ninfa. ³ Meses em que foram encontrados os inimigos naturais de *C. f. frenatum*.

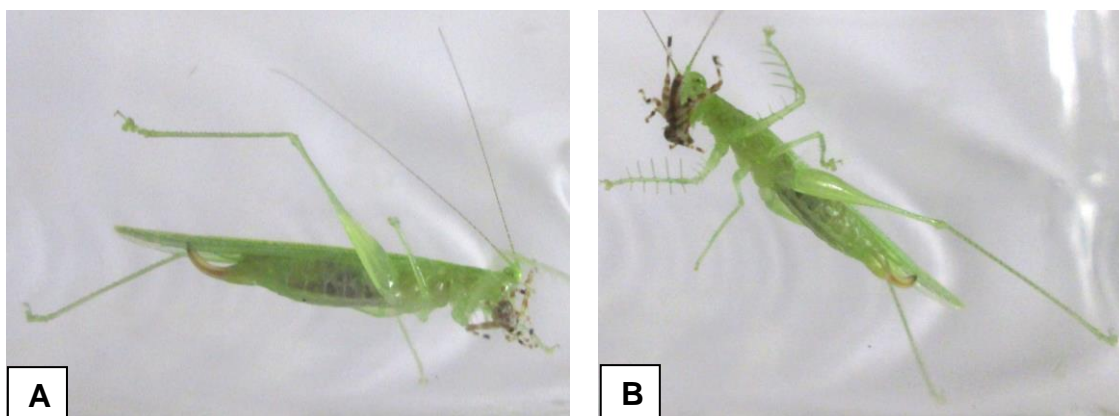


Figura 3. *Phlugis* sp. predando ninfas de *C. f. frenatum* em laboratório (A; B).

Nas folhas de helicônias, onde os indivíduos de *Phlugis* sp. eram vistos durante as coletas, sempre apresentavam rápida mobilidade em todos os estágios de desenvolvimento, sendo capaz de dispersar-se rapidamente a longas distâncias através do voo e da caminhada, quando percebia a movimentação das folhas de helicônias. Esse fator acarretou na dificuldade de coleta desses indivíduos, e também na estimativa da quantidade mensal deles na área. Confirmando o que Sperber et al. (2012) informaram sobre as espécies deste gênero, podem ser classificados como predadores ágeis, que geralmente habitam áreas abertas. Parra et al. (2002) afirmaram ser esta uma característica presente na maioria dos predadores de insetos.

De acordo com Lemos et al. (2007), esse predador encontra-se em plantios de helicônias no Nordeste Paraense associado às ninfas de *C. f. frenatum*, e alimentando-se preferencialmente de indivíduos nos primeiros estágios de desenvolvimento deste gafanhoto. Este comportamento também foi observado no presente estudo, durante os testes realizados em laboratório.

A confirmação da predação se deu no laboratório, quando indivíduos de *Phlugis* sp. foram alimentados diariamente com ninfas de primeiro, segundo e terceiro instar de *C. f. frenatum* e exibiram excelente consumo durante o período de 40 dias, pois os mesmos se alimentaram de 100% das ninfas ofertadas. De acordo com Parra et al. (2002), insetos predadores necessitam de um grande número de presas para completarem o seu ciclo biológico. E eles podem reduzir significativamente populações de uma espécie-praga (Rodrigues et al., 2007).

Foram coletados também outros indivíduos da subordem Ensifera que foram encontrados próximos às ninfas e sobre as folhas de helicônias. Esses foram

alimentados com ninfas de *C. f. frenatum* em laboratório para verificar se eram predadores deste gafanhoto. Os que não aceitavam *C. f. frenatum* como parte de sua dieta, morreram provavelmente por inanição. Dentre os indivíduos da subordem Ensifera que foram encontrados próximos às ninfas e sobre as folhas de helicônias, uma espécie da subfamília Conocephalinae coletada de abril a junho/2015 predou ninfas de *C. f. frenatum* em laboratório no período experimental. Essa subfamília englobe na sua maioria espécies fitófagas há espécies predadoras (Sperber et al., 2012).

Também foram observadas no plantio de helicônia predando ninfas de *C. f. frenatum*, espécies de percevejos (*Arilus* sp.) e aranha (Aranaceae:Salticidae) (Figura 4 B; 4 C). Ainda que possam contribuir na diminuição da incidência de populações deste gafanhoto, são espécies generalistas, ou seja, consomem uma variedade de organismos (Gallo et al., 2002) e, possivelmente, levem à um mínimo impacto sobre as populações de *C. f. frenatum*.

O percevejo *Arilus* sp., o qual foi observado sugando a hemolinfa de ninfas de *C. f. frenatum* em condições laboratoriais (Figura 4 B), destaca-se pelo elevado consumo de diferentes grupos de animais, desde moscas drosófilas a variados insetos-pragas de diversas culturas (Meneguetti et al., 1969). Algumas espécies de Reduviidae apresentam mimetismo em relação as folhas e flores onde ficam suas presas. Neste trabalho os percevejos não foram miméticos em relação as folhas de helicônias. Porém, em relação às ninfas de primeiro instar de *C. f. frenatum* eles apresentavam coloração um pouco similar, além de serem observados em hábito gregário sobre as folhas de helicônias (Figura 4 A).

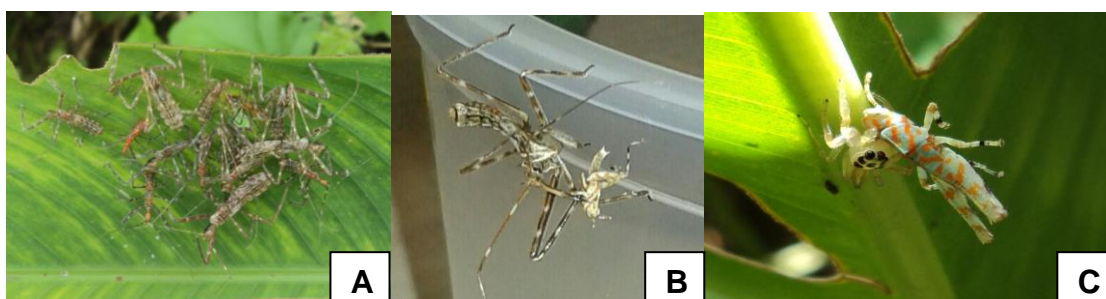


Figura 4. Percevejos *Arilus* sp. em folha de *Heliconia* spp. (A); Adulto de *Arilus* sp. predando ninfa de *C. f. frenatum* em laboratório (B); Aranha predando ninfa em área de plantio comercial de *Heliconia* spp. (C). (Fotos: Acervo Leti, 2016).

A espécie de aranha encontrada na área predando a ninfa de *C. f. frenatum* (Figura 4 C), é uma espécie de aranha saltadora (Salticidae) e pertence ao grupo de aranhas que não tecem teias, capturam suas presas ao saltarem sobre elas, graças a excelente visão que possuem (Blest et al., 1990). As aranhas são um dos principais grupos de Artrópodes predadores na natureza (Foelix, 1996). Esse grupo de invertebrados são na sua maioria um predador generalista (Stinner e House, 1990), e desta forma, irão consumir uma variedade de presas sem importar-se com a seletividade. Possivelmente por esta razão, Salas-Araiza e Salazar-Solis (2009) afirmaram que as aranhas são os predadores de gafanhotos menos estudados.

Na coleta referente ao mês de outubro/2015, entre os indivíduos de *C. f. frenatum* levados para o laboratório, foi observado um inseto macho com uma pupa fixada na inserção entre a cabeça e o pronoto (Figura 5). No entanto, não foi possível verificar a emergência do adulto para ser identificada a espécie responsável pela produção da pupa. Contudo, pelas características do pupário e tamanho, provavelmente seja de uma espécie pertencente à Ordem Diptera. Miura e Ohsaki (2015) observaram larvas de *Blaesoxipha japonensis* (Diptera: Sarcophagidae), emergindo de uma abertura entre cabeça e tórax em duas espécies de gafanhotos: *Parapodisma subastris* e *Parapodisma tanbaensis* (Orthoptera: Catantopidae).



Figura 5. A - Adulto de *C. f. frenatum* encontrado com pupário de Diptera na região da cabeça; B – Detalhe da pupa de Diptera encontrada (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

Uribe-González e Santiago-Basilio (2012), e Salas-Araiza e Salazar-Solis (2009) relataram a ocorrência de moscas em levantamento de inimigos naturais de gafanhotos em cidades do México. Uribe-González e Santiago-Basilio (2012)

observaram o parasitoidismo em insetos adultos da espécie *Melanoplus differentialis* (Thomas, 1865) (Orthoptera: Acrididae) por *Sarcophaga* spp. (Diptera: Sarcophagidae), além de ninfas sendo predadas em campo por *Efferia* spp. (Diptera: Asilidae).

Salas-Araiza e Salazar-Solis (2009) destacaram a espécie *Acridomyia canadensis* (Snyder) (Diptera: Anthomyiidae), como um importante parasitoide para gafanhotos. Os autores afirmaram que esta mosca parasita em média 16 espécies de gafanhotos, e os mais susceptíveis são *Melanoplus bivittatus* (Say) e *M. packardii* (Scudder). Laws e Joern (2012) também observaram duas famílias de parasitoides da ordem Diptera (Nemestrinidae e Tachinidae) parasitando gafanhotos, sendo a espécie *Hypochlora alba* (Dodge) (Orthoptera: Melanoplinae) a mais afetada pelas moscas, os autores informaram que o parasitoide reduziu significativamente a fecundidade dos gafanhotos.

A espécie de nematoide da família Mermithidae foi encontrada parasitando dois indivíduos adultos fêmeas de *C. f. frenatum*, sendo uma ocorrência em abril/2015 e outra em agosto/2015 (Tabela 1; Figura 6). Nematoides ocorrem com frequência entre espécies de gafanhotos, e são vulgarmente conhecido como “nematoide dos gafanhotos” (Capinera, 2011). Segundo El-Kadi (1977), espécies de nematoides são associadas a insetos desde a origem destes há milhões de anos atrás. Capinera (2011) afirmou que os gafanhotos são infectados ao se alimentarem de plantas nas quais existam ovos dos nematoides. Após a ingestão, os nematoides imaturos usam seu estilete para penetrar na parede do intestino e alojam-se entre o canal alimentar e a parede do corpo do inseto (hemocele).

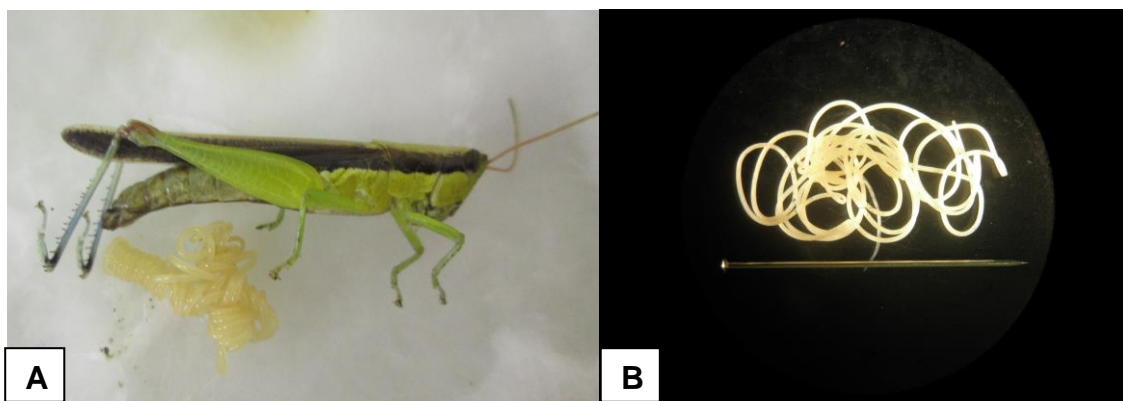


Figura 6. A-Adulto de *C. f. frenatum* parasitado por nematoide B-Parasita Mermithidae (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

Em um levantamento de entomonematoides parasitas de gafanhotos em pastagens da região Pampeana, Argentina, realizado por Rusconi et al. (2016), os autores encontraram espécies pertencentes à família Mermithidae, parasitando ninfas de gafanhotos (Orthoptera: Acrididae) das seguintes espécies: *Staurorhectus longicornis* (Giglio Tos, 1897), *Laplatacris dispar* (Rhen, 1939), *Dichroplus elongatus* (Giglio Tos, 1894) e *Metaleptea brevicornis* (Linnaeus, 1763). Os autores verificaram que os nematoides mostraram especificidade, não sendo registrada a mesma espécie de parasita em mais de uma espécie de gafanhoto, e o parasitismo variou entre 1-12% e a intensidade não superou o número de 5.0 nematoides por ninfa.

Gordon e Webster (1971) relataram a espécie *Schistocerca gregaria* Forsskal, 1775 (Orthoptera: Acrididae) com alterações bioquímicas significativas na hemolinfa e nos corpos gordurosos decorrente da infecção pelo nematoide *Mermis nigrescens* (Mermithida: Mermithidae). Hostetter (2000) verificou o parasitismo por nematoides em três cadáveres de Orthoptera (*Melanoplus differentialis* (Thomas, 1865) (Orthoptera: Saltatoria), *Boopedon diabolicum* (Bruner, L., 1904) (Orthoptera: Acridoidea) e *Taeniopoda eques* (Burmeister, 1838) (Orthoptera: Romaleidae)).

Os fungos encontrados nos cadáveres de *C. f. frenatum* foram oriundos de indivíduos coletados nos meses de maio/2014, junho/2014, dezembro/2014, agosto/2015 e dezembro/2015 (Tabela 1; Figura 7). Sabe-se que a sobrevivência dos fungos entomopatogênicos depende não só de fatores inerentes ao seu hospedeiro, mas também dos abióticos, como por exemplo, radiação solar, temperatura, umidade e vento (Oliveira et al., 2016). A temperatura considerada ótima para os fungos se desenvolverem varia de 25 a 35 °C (Roberts e Campbell, 1977).

Durante o período amostral verificou-se que nos meses em quem foram encontrados os insetos infectados com os fungos, a temperatura na área corroborou com os postulados por esses autores (maio/2014: temperatura média 28,9 °C; dezembro/2014: temperatura média 26,3 °C; agosto/ 2015: temperatura média 25,3 °C; dezembro/2015: temperatura média 31,0 °C). Além das condições pluviométricas serem adequadas, pois foram os meses de maior pluviosidade,

deixando o ambiente com maior umidade relativa do ar, favorável à reprodução do fungo sobre o hospedeiro e sua disseminação (Alves, 1998).



Figura 7. Adultos de *C. f. frenatum* infectados naturalmente em campo por fungos entomopatogênicos. A-Entomophthorales; B-*Beauveria bassiana* (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

Embora o presente estudo constitua o primeiro relato de *B. bassiana* e um Entomophthorales, possivelmente do gênero *Entomophaga* colonizando naturalmente *C. f. frenatum*, as duas espécies fúngicas já foram relatadas por outros autores como sendo entomopatógenos naturais de gafanhotos (Lomer et al., 2001; Sánchez et al., 2009; Pelizza et al., 2012; Uribe-González e Santiago-Basilio 2012).

Nos indivíduos encontrados infectados pelo Entomophthorales, a esporulação do fungo ocorreu na região abdominal e na genitália dos insetos (Figura 7A). Esta característica corrobora ao visualizado por Sánchez et al. (2009), em cadáveres de quatro espécies de Acrididae coletadas em gramíneas na cidade de Ilhéus (BA): *Rhammatocerus brasiliensis* (Bruner, 1904), *Rhammatocerus brunneri* (Giglio-Tos, 1895), *Abracris dilecta* Walker, 1870 e *Abracris flavolineata* (De Geer, 1773).

Na natureza, quando os gafanhotos são infectados por Entomophthorales exibem um comportamento bastante peculiar, pois eles usualmente morrem agarrados na parte mais alta dos caules das plantas (Valovage e Nelson, 1990; Sánchez et al., 2009), o que conseqüentemente irá garantir uma ampla dispersão dos esporos fúngicos liberados pelo cadáver (Valovage e Nelson, *op.cit.*).

A espécie *B. bassiana*, encontrada no cadáver de um inseto adulto macho coletado no mês de maio/2014, foi isolada e identificada no Laboratório de Micologia de Invertebrados da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, e depositado na coleção de Fungos de Invertebrados com o código CG1303. Essa espécie de ocorrência natural a *C. f. frenatum* foi escolhida para realização de teste de patogenicidade sobre adultos e ninfas de *C. f. frenatum*.

Foi verificado em condições laboratoriais, que o fungo *B. bassiana*, isolado de *C. f. frenatum*, foi capaz de ocasionar mortalidade em adultos e ninfas da mesma espécie (GL=3; F=14,833; p=0,000), e os insetos adultos apresentaram maior suscetibilidade em comparação às ninfas (Tabela 2).

Tabela 2. Mortalidade confirmada pelo fungo *B. bassiana* a ninfas e adulto de *C. f. frenatum*.

Tratamentos	% da Mortalidade confirmada pelo fungo
T1 = controle (ninfa)	0,0 b
T2 = fungo (ninfa)	26,0 b
T3 = controle (adulto)	0,0 b
T4 = fungo (adulto)	50,0 a

* letras iguais nas colunas, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

B. bassiana proporcionou 26% de mortalidade em ninfas e 50% em adultos de *C. f. frenatum* em concentração de 2×10^8 conídios/ml. Os resultados obtidos confirmaram a patogenicidade de *B. bassiana* a *C. f. frenatum* (Figura 8).

Resultados similares foram encontrados por Souza et al. (2008) ao alimentarem adultos de *C. f. frenatum* com folhas de helicônias contendo propágulos de *B. bassiana*. Embora os autores não relatem a origem do isolado do fungo, foi observado que o patógeno ocasionou mortalidade entre 81% na concentração 1×10^5 conídios/ml e 88% de mortalidade na concentração 1×10^7 conídios/ml de *B. bassiana*, para os insetos adultos.

Pelizza et al. (2012) listaram 26 espécies de fungos para o controle microbiano de *Schistocerca cancellata* (Serville, 1838) (Orthoptera: Acrididae), entre eles relataram dois isolados de *B. bassiana*, um oriundo de outra espécie de Acrididae (isolado 1063), e o outro proveniente de um Tettigoniidae (isolado 1067).

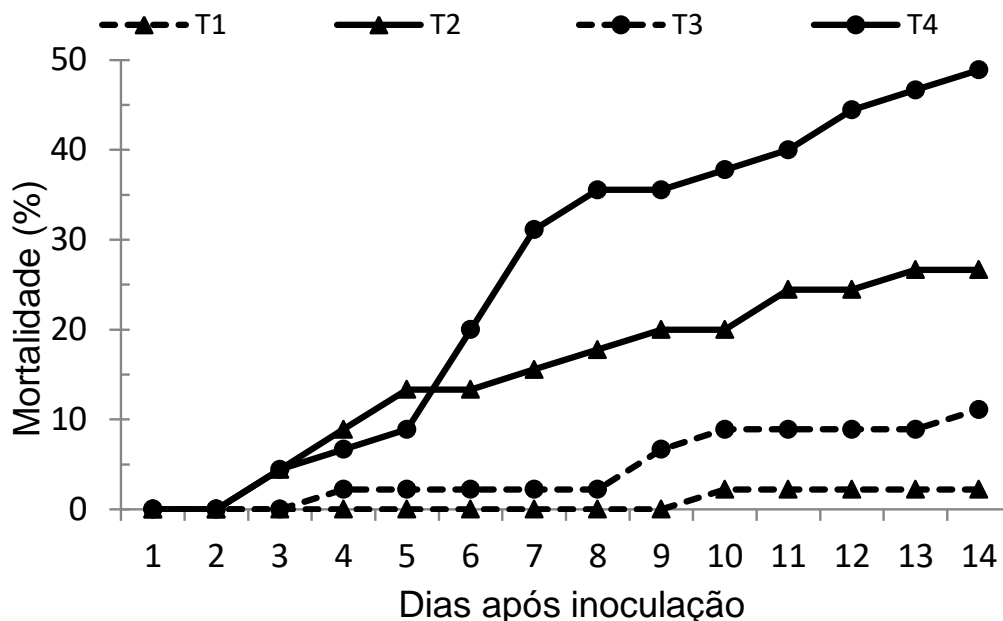


Figura 8. Mortalidade em ninfas e adultos de *C. f. frenatum*, por pulverização na torre de Potter pelo fungo *B. bassiana* - linhagem CG1303, concentração 2×10^8 conídios/mL. T1=controle (ninfa); T2= fungo (ninfa); T3=controle (adulto); T4= fungo (adulto).

Embora a maioria dos micopesticidas existentes para gafanhotos sejam isolados da espécie virulenta *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) J.F. Bisch., Rehner & Humber (2009) (Ascomycota: Hypocreales) (Driver et al., 2000), Lomer et al. (2001), afirmaram que é possível desenvolver micopesticida para acridídeos muitos eficazes formulados com o fungo em *B. bassiana*. Uribe-Gonzalez e Santiago-Basilio (2012), em um levantamento de inimigos naturais de gafanhoto (Acridoidea) no México, identificaram o fungo *B. bassiana* causando epizootias em adultos de *Sphenarium purpurascens* Charpentier, 1842 (Orthoptera: Pyrgomorphidae).

Portanto, os resultados encontrados indicam a presença de inimigos naturais com potencial de controle biológico contra o gafanhoto desfolhador *C. f. frenatum*, destacando-se o patógeno *B. bassiana* para o controle de adultos de *C. f. frenatum* e o predador *Phlugis* sp. no consumo de ninfas, presente em todo o período de amostragem.

CONCLUSÕES

As informações encontradas apontam a presença de promissores inimigos naturais com potencial de controle biológico para o gafanhoto desfolhador *C. f. frenatum*, em especial a *Phlugis* sp. devido sua presença constante em todo o período de coleta, sugere-se que o predador reduz a população de ninfas de *C. f. frenatum*.

B. bassiana apresenta potencial para o controle de adultos de *C. f. frenatum*, mesmo com baixa incidência natural nos insetos, tendo em vista que este patógeno é comercialmente produzido em todo o mundo e sua utilização torna-se de grande relevância no controle especialmente de *C. f. frenatum*.

Recomenda-se, portanto, o manejo adequado das áreas nos plantios de helicônias para que esses inimigos naturais sejam preservados e, se possível aumentados, para que dessa forma, não seja necessária a utilização de defensivos químicos por produtores de flores tropicais.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alves SB (1998) Controle Microbiano de Insetos. Piracicaba, Fealq Editora, 1.163p.
- Bardi, C.; Mariottini, Y.; Plischuk, S.; Lange, C. E. 2012. Status of the alien pathogen *Paranosema locustae* (Microsporidia) in grasshoppers (Orthoptera: Acridoidea) of the Argentine Pampas. *Biocontrol Science and Technology*, 22(5):497-512.
- Baird, R. B. Field experiments with *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter) Migula to control grasshoppers. 1958. *The Canadian Entomologist*, 90(02): 89-91.
- Blest, A. D.; O'Carroll, D. C.; Carter, M. 1990. Comparative ultrastructure of Layer I receptor mosaics in principal eyes of jumping spiders: the evolution of regular arrays of light guides. *Cell and tissue research*, 262 (3): 445-460.
- Bucher, G. E.; Stephens, J. M. 1957. A disease of grasshoppers caused by the bacterium *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter) Migula. *Canadian journal of microbiology*, 3(4): 611-625.

- Capinera, J. Grasshopper nematode, *Mermis nigrescens*. University of Florida, IFAS. 2011. Disponível em: <http://entnemdept.ufl.edu/creatures/beneficial/misc/mermis_nigrescens.htm> Acesso em: 10 de novembro de 2015.
- Driver, F.; Milner, R.J.; Trueman, J.W.H. A taxonomic revision of *Metarhizium* based on a phylogenetic analysis of rDNA sequence data. *Mycological Research*, v.104, n.2, p.134-150, 2000.
- El-Kadi, K. M. 1977. Contribuição dos nematoides entomógenos ao controle de insetos. *Sociedade Brasileira de Nematologia*, 2.
- Foelix, R.F. 1996. *Biology of Spiders*. Oxford University Press, New York, 330 p.
- Gallo D, Nakano O, Silveira-NETO S, CarvalhO RPL, Baptista GC, Berti-FILHO E, Parra JRP, Zucchi RA, Alves SB, Vendramim JD, Marchini LC, Lopes JRS, Omoto C (2002) *Entomologia Agrícola*. Piracicaba, Fealq Editora, 920p.
- Goettel, M. S.; Johnson, D. L.; Inglis, G. D. 1995. The role of fungi in the control of grasshoppers. *Canadian Journal of Botany*, 73(S1):71-75.
- Gordon, R.; Webster, J.M. 1971. *Mermis nigrescens*: Physiological relationship with its host, the adult desert locust *Schistocerca gregaria*. *Experimental parasitology*, 29(1):66-79.
- Guerra, W. D.; Oliveira, P. C. D.; Pujol-Luz, J. R. 2012. Gafanhotos (Orthoptera, Acridoidea) em áreas de cerrados e lavouras na Chapada dos Parecis, Estado de Mato Grosso, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 56 (2) :228-239.
- Helfert, B.; Sanger, K. 1998. *Phlugis thai* sp. n., a new Phlugidini (Insecta: Ensifera, Tettigoniidae, Meconematinae) from Thailand. *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien. Serie B für Botanik und Zoologie*, 61-68.
- Hostetter, D.L. 2000. Natural enemies attacking grasshopper nymphs and adults. In: *Grasshopper Integrated Pest Management User Handbook*. Cuningham, G.L.; Sampson, M.W. (ed) United States Department of Agriculture Animal and Plant Health Inspection Services Technical Bulletin pp. I.8, 1-7.
- Laws, A. N.; Joern, A. 2012. Variable effects of dipteran parasitoids and management treatment on grasshopper fecundity in a tallgrass prairie. *Bulletin of Entomological Research*, 102(02) :123-130.

- Lecoq, M.; Pierozzi, I.JR. 1995. Attaques de *Prionyx thomae* (Fabricius, 1775) (Hymenoptera, Sphecidae) sur un criquet ravageur, *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) au Brésil (Orthoptera, Acrididae). Bulletin de la Société entomologique de France, 100(5) :515-520.
- Lemos, W. P.; Ribeiro, R.C.; Souza, L.A. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae): principal desfolhador em cultivos de *Heliconia* spp. (Heliconiaceae) no Estado do Pará. Embrapa Amazônia Oriental Comunicado Técnico n° 164, Belém, PA. 4 p, Novembro 2006. Disponível em: <<http://www.cpatu.embrapa.br>>. Acesso em: 10 de novembro de 2015.
- Lemos, W. P.; Ribeiro, R. C.; Oliveira, E. L.A.; Souza, M. T.; Costa, M.B.O. Inimigos naturais de pragas em cultivos de helicônia e bastão-do-imperador no Nordeste Paraense. Embrapa Amazônia Oriental. Comunicado técnico n° 203, Belém, PA. 4 p, Dezembro 2007. Disponível em: <<http://www.cpatu.embrapa.br>>. Acesso em: 10 de novembro de 2015.
- Lomer, C. J.; Bateman, R. P.; Johnson, D. L.; Langewald, J.; Thomas, M. 2001. Biological control of locusts and grasshoppers. Annual review of entomology, 46(1): 667-702.
- Meneguetti, D.; Ferreira, S.M.; Magalhães, M.C.; Oliveira, J.M; Trevisan, O. 1969. Dados biológicos de um percevejo *Arilus* sp. (Hemiptera: Reduviidae). Ciência e Consciência.
- Miura, K.; Ohsaki, N. 2015. The cost of autotomy caused by the parasitoid fly *Blaesoxipha japonensis* (Diptera: Sarcophagidae): an interspecific comparison between two sympatric grasshopper host species. Ecological Research, 30(1):33-39.
- Nickle, D. A. 2003. New neotropical species of the genus *Phlugis* (Orthoptera: Tettigoniidae: Meconematinae). Journal of Orthoptera Research, 12(1):37-56.
- Nickle, D. A. 2005. Additional notes on the genus *Phlugis* (Orthoptera: Tettigoniidae: Meconematinae) with the descriptions of two new arboreal species from Costa Rica. Journal of Orthoptera Research, 14(1): 57-62.
- Oliveira, M. T.; Monteiro, A. C.; Júnior, N. L. S.; Barbosa, J. C.; Mochi, D. 2016. A. Sensibilidade de isolados de fungos entomopatogênicos às radiações solar, ultravioleta e à temperatura. Arquivos do Instituto Biológico, 83(7).

- Parra, J.R.P.; Botelho, P.S.M.; Corrêa-Ferreira, B.S.; Bento, J.M.S. 2002. (ed) Controle Biológico no Brasil: parasitoides e predadores. São Paulo: Ed. Manole. 653 p.
- Pelizza, S. A.; Cabello, M. N.; Lange, C. E. 2010. Nuevos registros de hongos entomopatógenos en acridios (Orthoptera: Acridoidea) de la República Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(3-4):287-291.
- Pelizza, S. A.; Stenglein, S. A.; Cabello, M. N.; Dinolfo, M. I.; Lange, C. E. 2011. First record of *Fusarium verticillioides* as an entomopathogenic fungus of grasshoppers. *Journal of Insect Science*, 11(70):1-8.
- Pelizza, S. A.; Elíades, L. A.; Scorsetti, A. C.; Cabello, M. N.; Lange, C. E. 2012. Entomopathogenic fungi from Argentina for the control of *Schistocerca cancellata* (Orthoptera: Acrididae) nymphs: fungal pathogenicity and enzyme activity. *Biocontrol Science and Technology*, 22(10):1119-1129.
- Roberts, D.W.; Campbell, A.S. Stability of entomopathogenic fungi. 1977. *Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America*. 10(3):9-76.
- Rodrigues, A. L. N.; Ribeiro, R. C.; Lemos, W. P.; Lhano, M. G. Predação de *Cornops frenatum frenatum* (Orthoptera: Acrididae) por *Phlugis* sp.(Orthoptera: Tettigoniidae) em cultivos de *Heliconia* spp. no Nordeste Paraense. In: SIMPÓSIO DE CONTROLE BIOLÓGICO, 10., Brasília, DF, 2007. *Inovar para preservar a vida: Anais.... Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia*, 2007.
- Rusconi, J. M.; Camino, N. B.; Achinelly, M. F. Nematodes (Mermithidae) parasitizing grasshoppers (Orthoptera: Acrididae) in the Pampean region, Argentina. 2016. *Brazilian Journal of Biology*, (AHEAD): 0-0.
- Salas-Araiza, M. D.; Salazar-Solís, E. 2009. Enemigos naturales de la plaga del chapulín (Orthoptera: Acrididae) con énfasis en Guanajuato, México: Una breve revisión. *Vedalia*, 13(2):57-64.
- Sánchez, S. E. M.; Humber, R. A.; Freitas, A. L. 2009. El complejo *Entomophaga grylli* (Fresenius 1856) Batko (Zygomycetes: Entomophthorales) infectando saltamontes (Orthoptera: Acrididae) en Ilhéus (Bahia), Brasil: Notas y Nuevos Registros. *Entomotropica*, 24(2):71-81.

- Santos, E. D. S.; Nogueira, E. M. S.; Brazil, T. K. 2014. As aranhas do município de Paulo Afonso, Bahia: uma abordagem ecológica. *Revista Ouricuri*, 4(3):82-102.
- Sei. Anuário Estatístico da Bahia. Salvador: SEI, v.16. 2002.
- Silva, R. A. D.; Jesus, C. R. D.; Silva, W. R. D.; Costa, N. D. L. Ocorrência de gafanhotos em áreas de cerrados de Mazagão, Amapá. Comunicado técnico n° 120, Dezembro 2006, Amapá. Disponível em: <<http://www.cpatu.embrapa.br>>. Acesso em: 10 de novembro de 2015.
- Silva, A. B.; Brito, J. M. 2015. Controle biológico de insetos-pragas e suas perspectivas para o futuro. *Agropecuária Técnica*, 36(1):248-258.
- Souza, M. T.; Lemos, W. P.; Ribeiro, R. C.; Silva, V. C. S.; Morais, J. P.; Batista, T. F. C. Avaliação da eficiência de concentrados de *Beauveria bassiana* e *Trichoderma* sp. sobre o principal gafanhoto desfolhador de *Heliconia* spp., *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae). In: XXII Congresso Brasileiro de Entomologia, 22., 2008, Uberlândia. Ciência, tecnologia e inovação: Anais.... Viçosa: UFV, 2008.
- Sperber, C.F.; C.M. Mews.; M.G. Lhano.; J. Chamorro.; A. Mesa. 2012. Orthoptera, p. 282. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho C.J.B.; Casari S.A.; Constantino, R. (Eds.) *Insetos do Brasil Diversidade e Taxonomia*. 2012. Holos Editora. Ribeirão Preto, São Paulo, 796p.
- Stinner, B. R.; House, G. J. Arthropods and other invertebrates in conservation-tillage agriculture. *Annual review of entomology*, v. 35, n. 1, p. 299-318, 1990.
- Uribe-González, E.; Santiago-Basilio, M. Á. 2012. Contribución al conocimiento de enemigos naturales del chapulín (Orthoptera: Acridoidea) en el estado de Querétaro, México. *Acta zoológica mexicana*, 28(1):133-144.
- Valizadeh, H.; Abbasipour, H.; Mahmoudvand, M.; Askary, H.; Moniri, V. R. 2011. Laboratory trials of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (green muscle®) against the saxaul locust, *Dericorys albidula* Serville (Orthoptera: Dericorythidae). *Chilean journal of agricultural research*, 71(4): 549.
- Valovage, W. D.; Nelson, D. R. 1990. Host Range and Recorded Distribution of *Entomophaga grylli* (Zygomycetes: Entomophthorales), a Fungal Pathogen of Grasshoppers (Orthoptera: Acrididae), in North Dakota. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 63(3):454-458.

ARTIGO 3

**SUSCETIBILIDADE DE *Cornops frenatum frenatum* (MARSCHALL, 1836)
(ORTHOPTERA: ACRIDIDAE: LEPTYSMINAE) À *Metarhizium acridum*
(ASCOMYCOTA: HYPOCREALES)¹**

¹Artigo a ser ajustado para posterior submissão ao Comitê Editorial do periódico científico Neotropical Entomology, em versão na língua inglesa.

Suscetibilidade de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) a *Metarhizium acridum* (Ascomycota: Hypocreales)

Resumo: Os fungos entomopatogênicos apresentam resultados promissores no controle de insetos pragas. Algumas das vantagens do uso desses patógenos é a preservação dos inimigos naturais, alta seletividade e segurança ao homem e ao ambiente. O presente estudo teve como objetivo determinar, em condições laboratoriais, a suscetibilidade de ninfas e adultos de *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae) a *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) J.F. Bisch., Rehner & Humber (2009) (Ascomycota: Hypocreales) (linhagem CG423), e avaliar a eficiência de uma formulação oleosa de *M. acridum* para *C. f. frenatum*. Foram realizados quatro bioensaios, onde o isolado fúngico foi pulverizado utilizando-se torre de Potter ou inoculado topicamente na região esternal dos insetos, entre as coxas do terceiro par de pernas, para duas concentrações do patógeno (2×10^7 conídios/mL e 2×10^8 conídios/mL). As ninfas de *C. f. frenatum* foram mais susceptíveis ao fungo *Metarhizium acridum* em comparação com os adultos. A formulação oleosa do fungo *M. acridum* (óleo+conídios) não aumentou a mortalidade dos insetos em comparação com o fungo não formulado (suspensão de conídios em água). A linhagem CG423 de *M. acridum* tem potencial para o manejo de ninfas e adultos de *C. f. frenatum*.

Palavras chave: Conídios, Controle Biológico, *Heliconia* spp., Inoculação, Praga, Patógeno

Susceptibility of *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) to *Metarhizium acridum* (Ascomycota: Hypocreales)

Abstract: Entomopathogenic fungi are considered promising biological control agents of insect pests. Some of the advantages of using these pathogens are the preservation of natural enemies, high selectivity and safety to man and the environment. The present study aimed to determine the susceptibility of *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera: Acrididae) nymphs and adults to *Metarhizium acridum* (Driver & Milner) JF Bisch., Rehner & Humber (2009) (Ascomycota: Hypocreales) (CG423 strain), and to evaluate the efficiency of a *M. acridum* oil formulation against *C. f. frenatum*. Four bioassays were carried out where the fungal isolate was sprayed using Potter's tower or inoculated topically on the insects' sterna region, between the thighs of the third pair of legs, using two pathogen concentrations (2×10^7 conidia / mL and 2×10^8 conidia / mL). *C. f. frenatum* nymphs were more susceptible to *Metarhizium acridum* fungus when compared to adults. The oil formulation of *M. acridum* (oil + conidial) did not increase insect mortality compared to the unformulated fungus (conidial suspension in water). *M. acridum* strain CG423 has potential for the management of *C. f. frenatum* nymphs and adults.

Key words: Conidia, Inoculation, Pest, Pathogen, Biological Control

INTRODUÇÃO

O gafanhoto *Cornops frenatum frenatum* (Marshall, 1836) (Orthoptera: Acrididae, Leptysminae) apresenta grande importância para os plantios comerciais de helicônias, por ser considerado o principal desfolhador desta espécie florística causando-lhe significativas perdas da área foliar (Lemos *et al* 2010, Ribeiro *et al* 2013). *Heliconia* spp. são consideradas como hospedeiras preferenciais desse inseto, na qual completa seu ciclo de vida (Adis *et al* 2007).

Apesar do manejo desse gafanhoto ser de grande relevância, não existem dados substanciais na literatura acerca de um mecanismo eficiente no seu controle, encontrando-se, apenas, sugestões de como eliminá-los dos plantios baseando-se nas formas de controle utilizadas para Orthoptera-praga em geral (Lemos *et al* 2010).

O gênero *Metarhizium* é um Ascomycota da família Clavicipitaceae, que compreende atualmente doze espécies de interesse no controle de diversas ordens de insetos (Bischoff *et al* 2009). Esse gênero é amplamente distribuído na natureza sendo encontrado com facilidade no solo, infectando naturalmente inúmeras espécies de insetos (Alves 1998).

Para o manejo de gafanhotos, *Metarhizium acridum* (= *M. anisopliae* var. *acridum*) tem se destacado (Long & Hunter 2005, Peng *et al* 2008, Valizadeh *et al* 2011) e, dependendo da espécie e do tamanho dos insetos, quatro dias após o inseto ser infectado pode ocorrer sua morte (Whitten & Oakeshott 1991, Starnes *et al* 1993). Vários autores relatam proeminentes resultados obtidos a partir da utilização desse fungo no controle de Orthoptera (Magalhães *et al* 2000, Magalhães *et al* 2001; Faria *et al* 2002, Kassa *et al* 2004, Vicentini & Magalhães, 1996, Valizadeh *et al* 2011).

Como resultados dessas pesquisas, a produção em massa de *M. acridum* vem sendo realizada para o controle biológico de gafanhotos (Peng *et al* 2008), demonstrando que este patógeno configura-se como um dos agentes microbianos mais promissores para esta finalidade (Long & Hunter 2005, Peng *et al* 2008). Algumas das vantagens da utilização de micro-organismos no manejo de insetos pragas é a preservação dos inimigos naturais, alta seletividade e segurança (Magalhães e Lecoq, 2007).

Por outro lado Gao *et al* (2011) afirmaram que *M. acridum* é um fungo que apresenta estreita especificidade com Orthoptera. Segundo os mesmo autores, devido à especificidade apresentada a gafanhotos, o controle destes insetos por este patógeno tem sido sugerido em diversas regiões do mundo, como Brasil e em outros países como Nigéria, Austrália, China.

A formulação de *M. acridum* em combinação com óleos adjuvantes emulsionáveis tem se tornado eficiente no controle microbiano de gafanhotos devido às vantagens apresentadas: aumento da infectividade do patógeno (Alves 1998), promovem aderência do micoinseticida na superfície externa do corpo do inseto, ajudam na diminuição da evaporação do produto biológico (Alves *et al* 2002) e promovem a proteção dos conídios contra a ação dos raios ultra violeta (Alves *et al* 1998).

Devido à importância econômica das perdas ocasionadas por *C. f. frenatum* às estruturas vegetativas das plantas de helicônia, faz-se necessário o estudo de métodos alternativos eficientes, de baixo custo e ecologicamente viáveis no controle de *C. f. frenatum*. Dessa forma, este trabalho objetivou avaliar a suscetibilidade de ninfas e adultos de *C. f. frenatum* a *M. acridum*, e avaliar a eficiência de uma formulação oleosa do fungo *M. acridum* (óleo + conídios) para *C. f. frenatum*.

MATERIAL E MÉTODOS

Obtenção dos insetos

Os insetos utilizados nos experimentos foram provenientes da criação mantida no Laboratório de Ecologia e Taxonomia de Insetos (LETI), do Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas (CCAAB), da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (UFRB), campus Cruz das Almas. Os insetos foram mantidos em gaiolas e alimentados com folhas e *Heliconia* spp. sob condições controladas na sala do LETI (temperatura média de 24 °C; umidade relativa de 60 ± 5% (Fig 1). Foram utilizados nos experimentos insetos adultos sexados de *C. f. frenatum* e ninfas. Devido à falta de informação taxonômica para determinação dos ínstaes dos indivíduos jovens, utilizou-se o método empregado por Franceschini *et al* (2014) para *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906), classificando-os em ninfas tipo A (ínstaes I e II) e tipo B (ínstaes III a VI) a partir de medidas

morfométricas. Para o presente estudo, optou-se pela utilização de ninfas do tipo B.



Fig 1. Gaiolas de manutenção das ninfas e adultos de *C. f. frenatum* mantidos no Laboratório de Ecologia e Taxonomia de Insetos (UFRB).

Cultivo e preparo das suspensões do isolado fúngico

O isolado de *M. acridum*, codificado como CG423 e utilizado nos experimentos, foi proveniente da Coleção de Fungos de Invertebrados da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (Brasília/DF), sendo selecionado por se mostrar virulento em estudos anteriores com outras espécies de Orthoptera.

O fungo foi cultivado em placas de Petri contendo meio de cultura sólido Batata-Dextrose-Agar (BDA) à 26 °C por 10 dias. Porções de 150-200 g de arroz pré-cozido e autoclavado em sacola plástica, foram inoculadas com conídios obtidos das culturas em placas e, posteriormente, foram incubadas por mais 10 dias nas mesmas condições. Os conídios foram extraídos por peneiramento da massa de grãos, secos (umidade <8%) e utilizados nos estudos em laboratório.

Antes de cada experimento, foi determinada a viabilidade dos conídios através do exame direto em lâminas recobertas com fina camada de BDA. Sobre o meio de cultura foi inoculado 0,1 mL da suspensão fúngica. As lâminas foram acondicionadas individualmente em placas de Petri estéreis e incubadas a 26±1

°C, durante 18 horas. Foram contabilizados conídios germinados e não germinados, estabelecendo-se a porcentagem de germinação.

As suspensões fúngicas (com viabilidade acima de 90%) utilizadas nos bioensaios foram preparadas misturando-se conídios produzidos em água estéril mais espalhante adesivo (0,1 mL/L de Tween 80®) ou em óleo vegetal e padronizadas nas concentrações pré-determinadas, as quais foram 2×10^7 e 2×10^8 conídios/mL.

Suscetibilidade de ninfas e adultos de *C. f. frenatum* ao fungo *Metarhizium acridum*

Este experimento teve como objetivo avaliar em condições laboratoriais, a suscetibilidade dos estágios ninfal e adulto de *C. f. frenatum* a *M. acridum* por meio de pulverização do fungo não formulado (conídios puros em água) em torre de Potter (Burkard Manufacturing Co. Ltd) (Fig 2), nas concentrações de 2×10^7 conídios/mL (Bioensaio 1) e 2×10^8 conídios/mL (Bioensaio 2). Foi verificada a sobrevivência dos insetos diariamente em um período de 14 dias e calculado o tempo letal (TL_{50}). Cada bioensaio foi realizado em momentos diferentes.

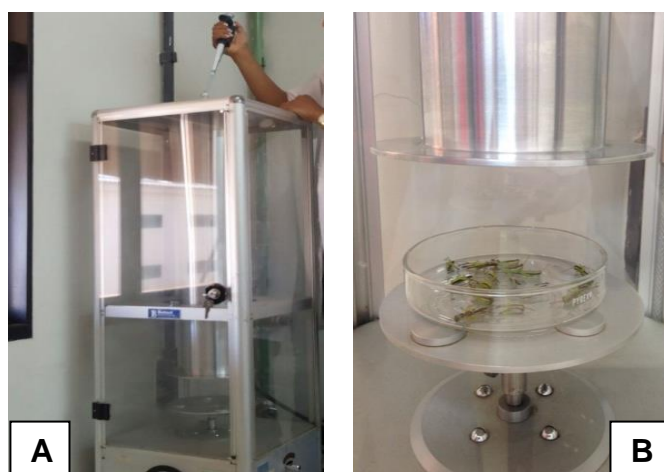


Fig 2. Pulverização em torre de Potter pressão 15 lib/pol² (A), de *M. acridum* em adultos e ninfas de *C. f. frenatum* (B) (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

Descrição dos tratamentos para os Bioensaio 1 (B1) e Bioensaio 2 (B2)

Bioensaio 1- Esse bioensaio foi constituído por dois controles e dois tratamentos com três repetições de 15 insetos cada. Descrição dos tratamentos: Controle (adulto)= 2 mL de H₂O destilada aplicados sobre grupos de 15 insetos

adultos (10 machos e 5 fêmeas); Controle (ninha)= 2 mL de H₂O destilada aplicados sobre grupos de 15 ninfas tipo B (III e VI instares); T1= 2 mL da suspensão do fungo na concentração 2×10^7 conídios/mL, aplicados sobre grupo de 15 ninfas tipo B (III e VI instares). T2= 2 mL da suspensão do fungo na concentração 2×10^7 conídios/mL, aplicados sobre grupos de 15 insetos adultos (10 machos e 5 fêmeas).

Bioensaio 2- Esse bioensaio também foi constituído por dois controles e dois tratamentos com três repetições de 15 insetos cada. A descrição dos tratamentos foi a mesma do Bioensaio 1, diferindo apenas na dose que neste ensaio foi de 2×10^8 conídios/mL.

Os Bioensaios 1 e 2 foram realizados no Laboratório de Micologia de Invertebrados, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília/DF.

Após a aplicação dos tratamentos, os insetos foram acomodados em potes plásticos contendo alimento (folhas de helicônias) e mantidos em condições controladas (25 ± 2 °C; UR $70 \pm 10\%$). Foi avaliado além do tempo de mortalidade dos insetos submetidos aos tratamentos, as alterações comportamentais causadas pelo fungo nos insetos, tais como: ausência de mobilidade, mudança de coloração e outros sintomas que porventura pudessem ser visualizados. Após a morte, os insetos foram transferidos para placas de Petri contendo algodão umedecido (câmara úmida) e mantidos a 25 ± 1 °C e fotoperíodo de 12 horas por até 5 dias, para observação colonização dos cadáveres pelo fungo.

Eficiência da formulação oleosa do fungo *Metarhizium acridum*

Foi determinada em condições laboratoriais, a eficiência da formulação oleosa (óleo + conídios) de *M. acridum* para *C. f. frenatum*. A formulação foi inoculada diretamente nos insetos por meio de microgota (1 µL) na região esternal do inseto, entre as coxas do terceiro par de pernas, utilizando uma Micropipeta Automática (Tipo Monocanal, volume variável 1 a 10 µL, série Discovery) (Fig 3), nas concentrações, 2×10^7 conídios/mL (iBoensaio 3) e 2×10^8 conídios/mL (Bioensaio 4) e cada bioensaio foi realizado em momentos diferentes. Nesse ensaio foi verificada diariamente a sobrevivência dos insetos no período de 14 dias e calculado o tempo letal (TL₅₀). No experimento foi utilizado o óleo vegetal de uso agrícola Natur'l oil® (Stoller Chemical Ltd., U.K.).

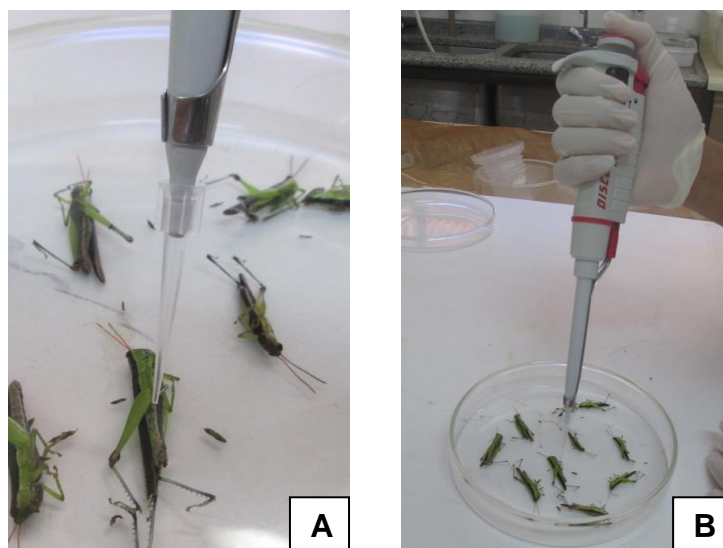


Fig 3. Detalhe da inoculação da microgota do fungo na região esternal, entre as coxas do terceiro par de pernas, de *C. f. frenatum* (A), com auxílio de Micropipeta Automática (B) (Fotos: Acervo LETI/UFRB, 2016).

Descrição dos tratamentos para os Bioensaio 3 (B3) e Bioensaio 4 (B4)

Bioensaio 3- Esse bioensaio foi constituído por dois controles e dois tratamentos com cinco repetições. Descrição dos Tratamentos: Controle (óleo)= 1 μ l de óleo na região esternal dos insetos (R1 a R3: 10 adultos/repetição, sendo 5 machos e 5 fêmeas; R4 e R5: 13 ninfas tipo B (III e VI instares)/ repetição); Controle (água)= 1 μ l de H₂O na região esternal dos insetos (R1 a R3: 10 adultos/repetição, sendo 5 machos e 5 fêmeas; R4 e R5: 13 ninfas tipo B (III e VI instares)/ repetição); T1 (fungo formulado) = 1 μ l de óleo + conídios na concentração 2×10^7 conídios/mL na região esternal dos insetos (R1 a R3: 10 adultos/repetição, sendo 5 machos e 5 fêmeas; R4 e R5: 13 ninfas tipo B (III e VI instares)/ repetição); T2 (fungo não formulado)= 1 μ l microlitro de H₂O + conídios na concentração 2×10^7 conídios/mL na região esternal dos insetos (R1 a R3: 10 adultos/repetição, sendo 5 machos e 5 fêmeas; R4 e R5: 13 ninfas tipo B (III e VI instares)/ repetição).

Bioensaio 4- Esse bioensaio também foi constituído por dois controles e dois tratamentos com cinco repetições. A descrição dos tratamentos foi a mesma do Bioensaio 3, diferindo apenas na dose, que neste ensaio foi de 2×10^8 conídios/mL.

Os Bioensaios 3 e 4 foram realizados no Laboratório de Micologia de Invertebrados, da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília/DF.

Após a aplicação dos tratamentos, os insetos foram acomodados em potes plásticos contendo alimento (folhas de helicônias) e mantidos em condições controladas (25 ± 2 °C; UR $70\pm 10\%$). Foi avaliado o tempo de mortalidade dos insetos submetidos aos tratamentos e também alterações comportamentais causadas pelo fungo nos insetos como já descrito anteriormente. Após a morte, os insetos foram transferidos para placas de Petri contendo algodão umedecido (câmara úmida) e mantidos a 25 ± 1 °C e fotoperíodo de 12 horas por até 5 dias, para observação colonização dos cadáveres pelo fungo.

Análises estatísticas

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos em cada bioensaios e três repetições (bioensaios 1 e 2) e 5 repetições (bioensaios 3 e 4). Para a análise de variância (ANOVA) utilizou-se o software Statistica®, versão 7.0, ao nível de significância de 5% de probabilidade. O software XLSTAT na versão demo 2011 foi utilizado para o cálculo da estimativa de tempo letal (TL_{25} e TL_{50}).

RESULTADOS

Suscetibilidade de ninfas e adultos de *C. f. frenatum* ao fungo *Metarhizium acridum*

Os resultados da análise estatística revelaram diferença significativa entre os tratamentos no Bioensaio 1 ($G=1$; $F=6,0357$; $p=0.0395$) (Tabela 1). A concentração 2×10^7 conídios/mL (B1) promoveu mortalidade significativa nos insetos em comparação aos controles.

Tabela 1. Resumo da análise de variância para mortalidade total de ninfas e adultos de *C.f. frenatum* submetidos ao fungo *M. acridum* na concentração 2×10^7 conídios/mL.

	SQ ¹	GL ²	QM ³	F	p
Tratamento	14,0833	1	14,0833	6,0357	0,0395*

Estágio de desenvolvimento	0,0833	1	0,0833	0,0357	0,8548 ^{ns}
Tratamento x Estágio	2,0833	1	2,0833	0,8928	0,3723 ^{ns}
Resíduos	18,6667	8	2,3333		

SQ¹=Soma dos quadrados; GL² =Grau de Liberdade; QM³ = Quadrados médios; ns= não significativo; *=significativo a 95% de probabilidade.

Em relação aos estágios de desenvolvimento dos insetos (ninfa x adulto) não houve diferença significativa para o Bioensaio 1 (Tabela 1), a mortalidade final para ninfas e adultos não foi superior a 30% (Fig 4). Devido à mortalidade final para ninfas e adultos ser inferior a 50% não foi possível estimar o tempo médio de sobrevivência (TL₅₀) para os tratamentos deste bioensaio, sendo estimado o tempo médio de sobrevivência a TL₂₅. O TL₂₅ das ninfas tratados com o fungo foi de 8,45 dias ($\pm 0,766$) com limites entre 6,95 e 9,95 dias, e para os adultos o TL₂₅ foi de 11,767 dias ($\pm 0,727$) com limites entre 10,34 e 13,19 dias. Nos tratamentos controle, a mortalidade foi inferior a 15%.

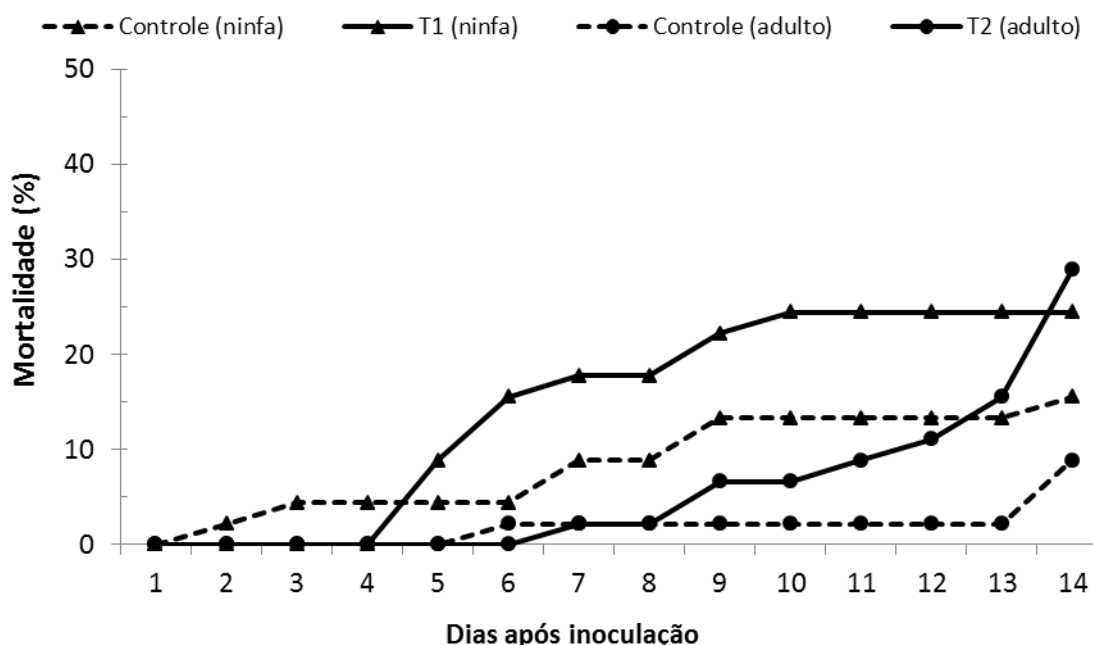


Fig 4. Mortalidade observada ao longo de 14 dias para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*, submetidos ao fungo *M. acridum*. Bioensaio 1: (concentração 2×10^7

conídios/mL). T1=aplicação da dose do fungo sobre as ninfas; T2=aplicação da dose do fungo sobre os adultos. Temp.: 25 ± 2 °C; UR $70\pm 10\%$.

No Bioensaio 2 os resultados da análise estatística também revelaram diferença significativa entre os tratamentos ($G=1$; $F=15,5268$; $p=0,0042$) (Tabela 2). A concentração 2×10^8 conídios/mL (B2) promoveu mortalidade significativa nos insetos em comparação aos controles.

Tabela 2. Resumo da análise de variância para mortalidade total de ninfas e adultos de *C.f. frenatum* submetidos ao fungo *M. acridum* na concentração 2×10^8 conídios/mL.

	SQ ¹	GL ²	QM ³	F	p
Tratamento	120,3333	1	120,3333	15,5268	0,0042*
Estágio de desenvolvimento	3,0000	1	3,0000	0,3871	0,5511 ^{ns}
Tratamento x Estágio	40,3333	1	40,3333	5,2043	0,0519 ^{ns}
Resíduos	62,0000	8	7,7500		

SQ¹=Soma dos quadrados; GL² =Grau de Liberdade; QM³ = Quadrados médios; ns= não significativo; *=significativo a 95% de probabilidade.

Embora não tenha sido observada diferença significativa entre os estágios de desenvolvimento dos insetos (ninfa x adulto) (Tabela 2), pode-se destacar que as ninfas apresentaram porcentagem de mortalidade numericamente maior quando comparado aos adultos no Biensaio 2 (ninfas 70% de mortalidade e os adultos 40%) (Fig 5).

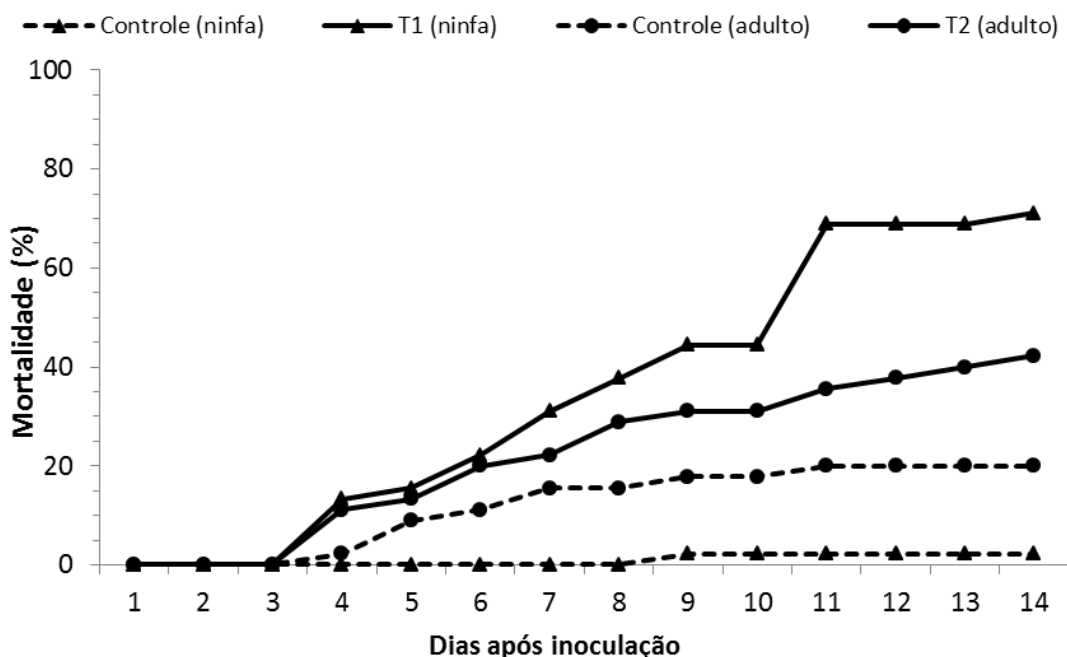


Fig 5. Mortalidade observada ao longo de 14 dias para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*, submetidos ao fungo *M. acridum*. Bioensaio 2 (concentração 2×10^8 conídios/mL). T1=aplicação da dose do fungo sobre as ninfas; T2=aplicação da dose do fungo sobre os adultos. Temp.: 25 ± 2 °C; UR $70 \pm 10\%$.

No Bioensaio 2 o tempo médio de sobrevivência (TL_{50}) para ninfas foi de 8,35 dias ($\pm 0,541$), com limites entre 7,29 e 9,41 dias. Para os adultos o tempo médio de sobrevivência foi de 7,810 dias ($\pm 0,757$), com limites entre 6,326 e 9,294. Nos tratamentos controle a mortalidade foi também inferior a 15%.

Eficiência da formulação oleosa do fungo *Metarhizium acridum* para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*

Os resultados da análise estatística revelaram diferença significativa entre os tratamentos no Bioensaio 3 ($G=1$; $F=79,9568$; $p=0,0000$) (Tabela 3). Mas, quando comparado às formulações, o fungo não formulado (conídios em água) e o fungo formulado (conídios em óleo), não houve diferença significativa entre eles ($G=1$; $F=1,3081$; $p=0,2750$), ou seja, independente da formulação utilizada os insetos apresentaram mortalidade maior que 85% (Fig 6).

Tabela 3. Resumo da análise de variância para mortalidade total de ninfas e adultos de *C.f. frenatum* submetidos ao fungo *M. acridum* na concentração 2×10^7 conídios/mL.

	SQ ¹	GL ²	QM ³	F	p
Tratamento	246,5333	1	246,5333	79,9568	0,0000*
Formulação	4,0333	1	4,0333	1,3081	0,2750 ^{ns}
Estágio	56,0333	1	56,0333	18,1730	0,0011*
Tratamento x Formulação	1,2000	1	1,2000	0,3892	0,5444 ^{ns}
Tratamento x Estágio	16,1333	1	16,1333	5,2324	0,0411*
Formulação x Estágio	1,6333	1	1,6333	0,5297	0,4806 ^{ns}
Tratamento x Formulação x Estágio	1,2000	1	1,2000	0,3892	0,5444 ^{ns}
Resíduos	37,0000	12	3,0833		

SQ¹=Soma dos quadrados; GL² =Grau de Liberdade; QM³ = Quadrados médios; ns= não significativo; *=significativo a 95% de probabilidade.

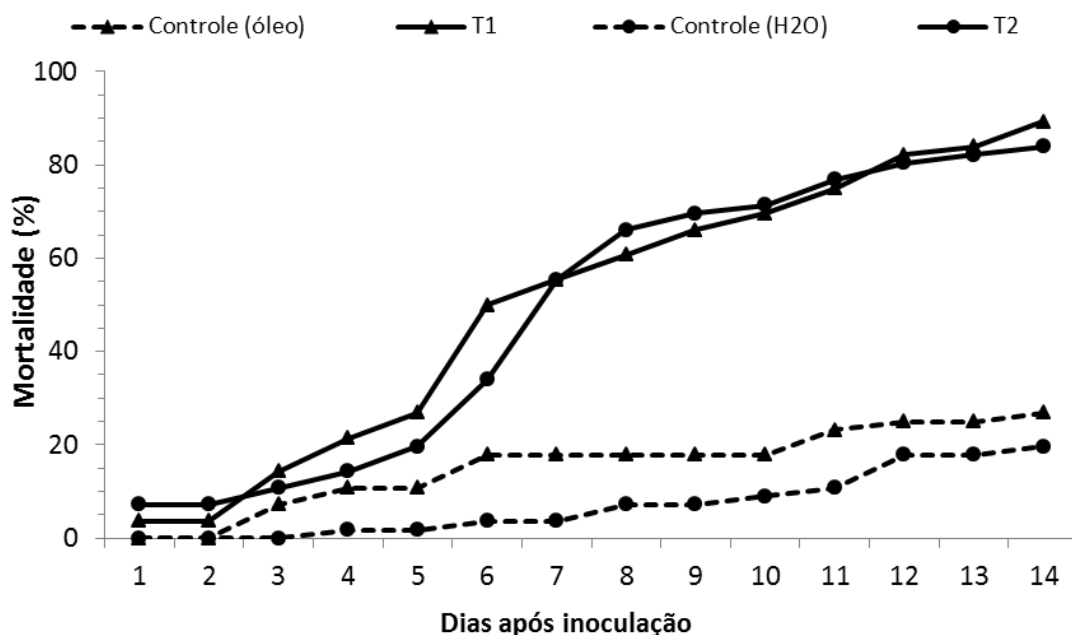


Fig 6. Mortalidade observada ao longo de 14 dias para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*, submetidos ao fungo *M. acridum*. Bioensaio 3: (concentração 2×10^7 conídios/mL); T1=fungo formulado; T2=fungo não formulado. Temp.: 25 ± 2 °C; UR $70 \pm 10\%$.

No Bioensaio 3 o tempo médio de sobrevivência (TL_{50}) para o fungo formulado foi de 7,04 dias, ($\pm 0,490$), com limites entre 6,08 e 8,00 dias, e para o fungo não formulado o tempo médio de sobrevivência (TL_{50}) foi de 6,92 dias ($\pm 0,438$), com limites entre 6,06 e 7,78 dias. Nos testes controle apenas para o controle com óleo foi possível estimar a TL_{25} , o qual apresentou tempo médio letal (TL_{25}) de 8,061 dias ($\pm 0,882$), com limites entre 6,33 e 9,78 dias, pois nos outros controles a mortalidade foi inferior a 15%, não sendo possível calcular a TL_{25} e nem a TL_{50} .

Foi observada diferença significativa entre os estágios de desenvolvimento ($G=1$; $F=18,1730$; $p=0,0011$), as ninfas foram mais susceptíveis ao fungo (2×10^7 conídios/mL), apresentando maior mortalidade em comparação aos adultos (Tabela 3) (Fig 7).

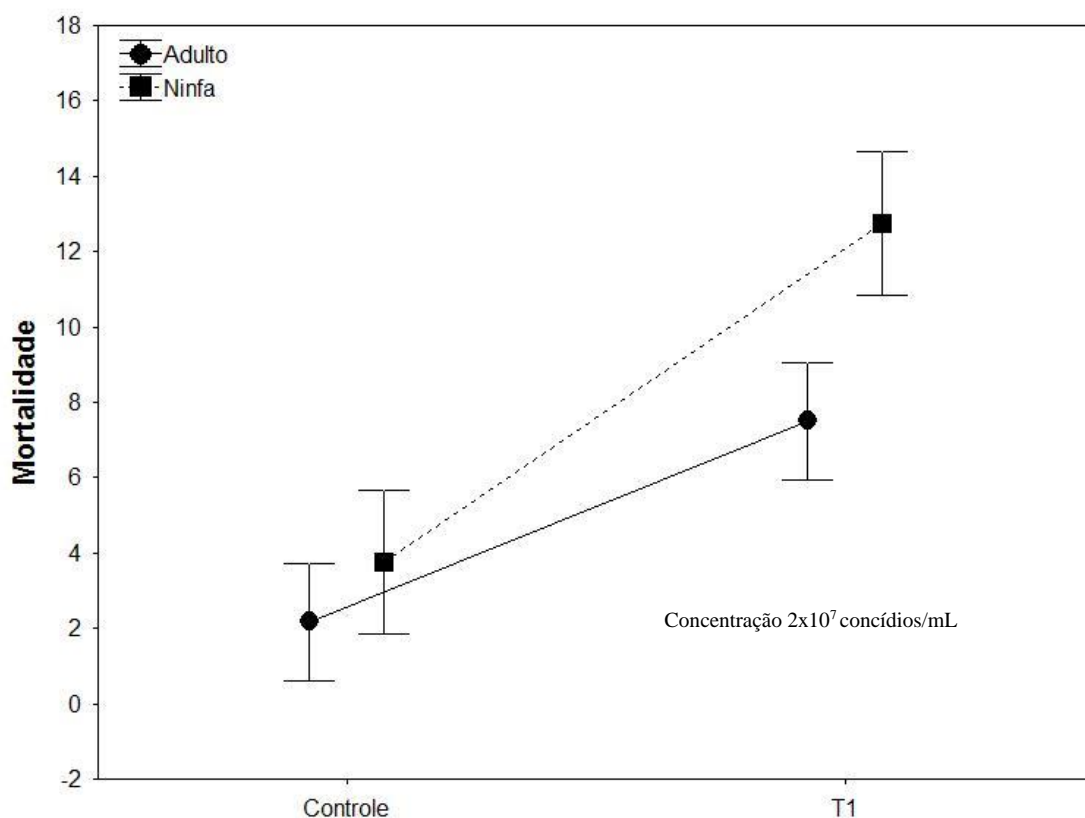


Fig 7. Efeito do fungo *M. acridum* sobre os estágios de desenvolvimento de *C. f. frenatum* na concentração 2×10^7 conídios/mL. Temp.: 25 ± 2 °C; UR $70 \pm 10\%$.

No Bioensaio 4 os resultados da análise estatística revelaram diferença significativa entre os tratamentos ($G=1$; $F=339,2308$; $p=0,0000$) (Tabela 4). Não

houve diferença significativa entre o fungo formulado e não formulado ($G=1$; $F=0,1231$; $p=0,7318$), em ambos os casos a mortalidade foi superior a 85% (Fig 8).

Tabela 4. Resumo da análise de variância para mortalidade total de ninfas e adultos de *C.f. frenatum* submetidos ao fungo *M. acridum* na concentração 2×10^8 conídios/mL.

	SQ ¹	GL ²	QM ³	F	p
Tratamento	367,5000	1	367,5000	339,2308	0,0000*
Formulação	0,1333	1	0,1333	0,1231	0,7318 ^{ns}
Estágio	0,0333	1	0,0333	0,0308	0,8636 ^{ns}
Tratamento x Formulação	0,5333	1	0,5333	0,4923	0,4962 ^{ns}
Tratamento x Estágio	24,3000	1	24,3000	22,4308	0,0004*
Formulação x Estágio	0,5333	1	0,5333	0,4923	0,4962 ^{ns}
Tratamento x Formulação x Estágio	6,5333	1	6,5333	6,0308	0,0302*
Resíduos	13,0000	12	1,0833		

SQ¹=Soma dos quadrados; GL² =Grau de Liberdade; QM³ = Quadrados médios; ns= não significativo; *=significativo a 95% de probabilidade.

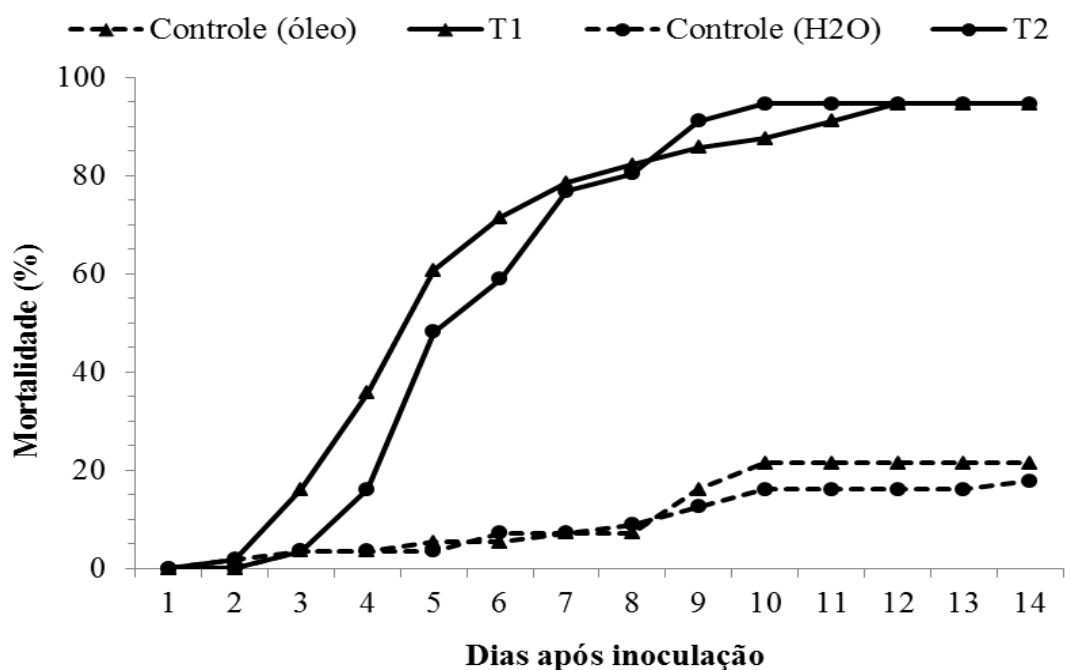


Fig 8. Mortalidade observada ao longo de 14 dias para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*, submetidos ao fungo *M. acridum*. Bioensaio 4: (concentração 2×10^8 conídios/mL); T1=fungo formulado; T2=fungo não formulado. Temp.: 25 ± 2 °C; UR $70 \pm 10\%$.

Embora não tenha sido observada diferença significativa entre a formulação oleosa do fungo e o fungo não formulado, constatou-se um maior efeito deletério da formulação oleosa em relação às ninfas de *C. f. frenatum* infectadas na concentração 2×10^8 conídios/mL (Bioensaio 4), ou seja, oito imaturos não conseguiram fazer a realização da muda, morrendo durante a ecdise (Fig 9).



Fig 9. Ninfas de *C. f. frenatum* infectadas com *M. acridum*, sendo observadas mortas ao realizarem ecdise.

No Bioensaio 4 o tempo médio de sobrevivência (TL_{50}), para o fungo formulado foi de 5,977 dias ($\pm 0,454$), com limites entre 5,088 e 6,866 dias, e para o fungo não formulado o tempo médio de sobrevivência (TL_{50}), foi de 6,596 dias ($\pm 0,334$), com limites entre 5,942 e 7,250 dias. Nos testes controle a mortalidade foi inferior a 15%, não sendo possível calcular a TL_{25} e nem a TL_{50} .

Os insetos apresentaram maior mortalidade quando da aplicação direta do fungo sobre eles, ou seja, nos testes com a microgota (Bioensaios 3 e 4) em comparação com o teste em torre de Potter (Bioensaios 1 e 2), e quando a concentração do fungo foi de 2×10^8 conídios/mL. Nesses testes, o TL_{50} foi menor e os insetos chegaram a 50% de mortalidade em menor tempo em comparação aos testes dos Bioensaios em torre de Potter. Isso indica que quanto maior o número de estruturas infectivas aderido aos insetos, maior sua eficiência.

Em relação ao comportamento dos insetos foi observada falta de mobilidade e/ou lentidão nos movimentos, principalmente nos insetos adultos nos quais foi confirmada a infecção pelo fungo, independente do tratamento e concentração, quando comparado com os insetos dos tratamentos controle. Alguns insetos após a infecção pelo patógeno se fixavam nas paredes dos recipientes após alguns dias da aplicação dos tratamentos, e ficavam completamente imóveis até a morte. Além disso, esses mesmo insetos passaram a consumir menos alimento em comparação aos insetos que não foram inoculados pelo fungo, pois foi verificada pouca quantidade de fezes no decorrer das avaliações.

Após a morte dos insetos doentes, primeiramente foi observada mudança na coloração tanto nas ninfas como nos adultos. Nas ninfas a região do abdome, e nos adultos a mudança se deu tanto na região do abdome como no fêmur apresentando coloração em tom avermelhado. E logo após, o cadáver foi recoberto com uma camada de aspecto pulverulento e coloração esverdeada a acinzentada (Fig 10).

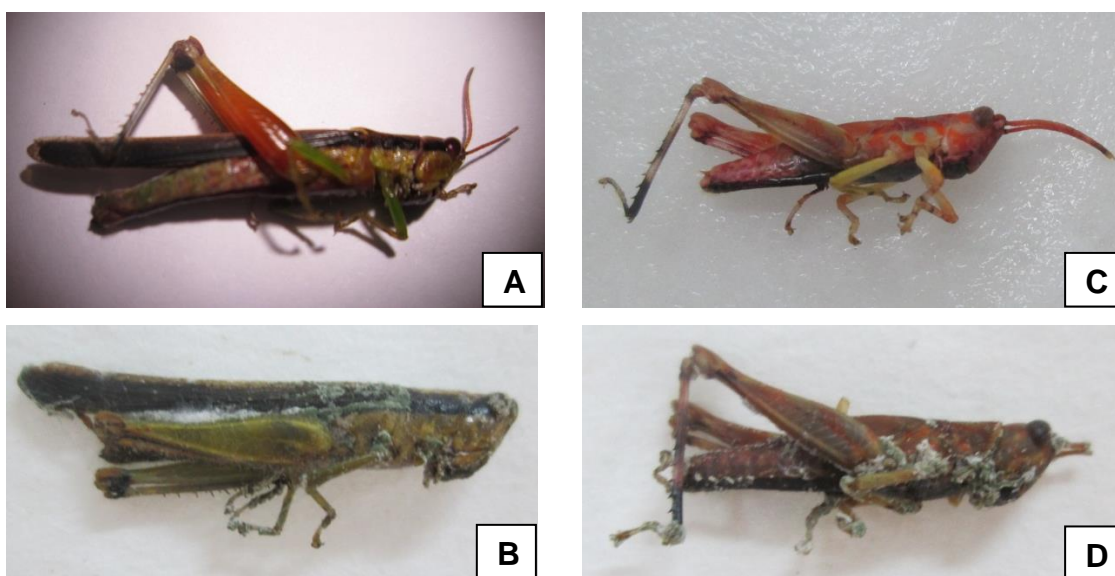


Fig 10. Adultos (A,B) e ninfas (C,D) de *C. f. frenatum*, infectadas com *M. acridum*, apresentando mudança de coloração após a morte (A,C). Crescimento de *M. acridum* sobre insetos mortos (B,D).

DISCUSSÃO

A expressiva taxa de mortalidade final (>85%) de *C. f. frenatum* pelo fungo *M. acridum* confirmou a eficiência deste patógeno para esta espécie de gafanhoto, assim como afirmaram Gao *et al* (2011), *M. acridum* é um fungo que apresenta estreita especificidade para controle de Orthoptera.

Outros autores também encontraram resultados similares aos do presente trabalho, utilizando *M. acridum* contra espécies de gafanhotos. Magalhães *et al* (2000) encontraram mortalidade de aproximadamente 88% para *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) (Orthoptera: Acrididae). Barrientos-Lozano *et al* (2005), utilizaram esse fungo no controle da espécie *Schistocerca piceifrons* (Walker) (Orthoptera: Acrididae) e verificaram epizootias de até 90% dos insetos. Xavier-Santos *et al* (1999) também usaram *M. acridum* em seu estudo e observaram a mortalidade (>86%) em adultos de *Schistocerca pallens* (Thunberg) (Orthoptera: Acrididae). Magalhães e Lecoq (2007) afirmaram que este patógeno causa impacto sobre Orthoptera (Acrididae) e o recomendam para o controle do gafanhoto *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) (Orthoptera: Acrididae), no estado de Mato Grosso.

Alves e Bateman (2013) testaram o efeito de *M. acridum* formulado em três óleos emulsionáveis sobre *Schistocerca gregaria* Forsskal, 1775 (Orthoptera: Acrididae), e verificaram que a formulação fúngica com os óleos foram eficientes e com potencial para o controle biológico desta espécie de gafanhoto, assim como observado no presente estudo, no qual a formulação oleosa do fungo promoveu infecção. Além disso, é relevante destacar que os insetos no controle com o óleo também sofreram mortalidade, ou seja, o óleo pode causar um efeito nocivo aos insetos, e em conjunto com o fungo ele se torna ainda mais efetivo.

Acredita-se que a morte das ninfas de *C.f. frenatum* durante o processo de ecdise seja devido o efeito deletério da formulação oleosa do fungo em relação a elas. É provável que essas ninfas tenham morrido ao realizar a ecdise devido a este processo estar condicionado pelas propriedades da cutícula (Gallo *et al* 2002), e estas estarem afetadas pela infecção do fungo, com o óleo também favorecendo o aumento da infectividade do patógeno (Alves 1998) e aderência do micoinseticida na superfície externa do corpo do inseto.

Sabe-se que o processo inicial da infecção dos fungos se dá pela aderência do esporo ou conídios à cutícula do inseto, e depois de produzir o tubo germinativo e o apressório, é fixado na cutícula para que desta forma o patógeno penetre no corpo do inseto (Monzón, 2001). Além disso, vale ressaltar que a ecdise é um processo que promove elevados gastos de energia por partes dos imaturos (Triplehorn & Jonnson, 2011). Desta forma, o inseto infectado tende a se alimentar menos e, conseqüentemente, apresenta poucas reservas energéticas.

Sabe-se que muitos insetos, quando em contato com alguns patógenos apresentam redução de consumo alimentar. Segundo Alves (1998), tanto a ingestão quanto a digestão dos alimentos podem ser prejudicadas como resultado da infecção de patógenos nos órgãos internos dos insetos. Os adultos e ninfas de *C.f. frenatum*, passaram a consumir menos alimento corroborando com trabalho realizado por Moore *et al* (1992) os quais observaram a redução de consumo pelo gafanhoto *Schistocerca gregaria* (Forsskal, 1775) (Orthoptera: Acrididae), quando infectado pelo fungo *Metarhizium flavoviride* (Gams e Roszypal, 1973) (= *M. acridum*) na concentração $1,6 \times 10^8$ conídio/mL. Resultado semelhante foi observado por Vicentini & Magalhães (1996) e Magalhães e Lecoq (2007), em ambos os trabalhos o consumo foliar por *Stiphra robusta* (Mello Leitão 1939) (Orthoptera: Proscopiidae) e *R. schistocercoides* foi altamente afetado após os insetos serem infectados por *M. acridum*. Outros trabalhos no qual gafanhotos foram infectados por *M. acridum* também apresentaram resultados semelhantes em relação ao decréscimo de ingestão de alimento (Seyoum *et al* 1994, Thomas *et al* 1997, Blanford *et al* 2001).

As ninfas de alguns grupos de insetos geralmente são mais sensíveis à infecção por fungos entomopatogênicos em comparação aos insetos adultos (Rampelotti *et al* 2007). No presente estudo esta informação foi corroborada, tendo em vista que as ninfas de *C. f. frenatum* mostraram-se mais susceptíveis ao fungo *M. acridum* com menor tempo de mortalidade ocasionada pelo patógeno em comparação com os adultos, assim como foi observado em testes realizados por Hernández-Velázquez *et al* (2003) os quais verificaram que *M. acridum* pode reduzir substancialmente as populações de ninfas de *S. piceifrons*, em condições de campo. Já Blanford & Thomas (2001) observaram que na espécie *S. gregaria* os adultos foram mais sensíveis à infecção do fungo *M. acridum*, e apresentou uma mortalidade rápida após infecção pelo fungo. Embora as ninfas de *C. f.*

frenatum apresentassem comportamento de troca do exoesqueleto, e isto, poderia ser uma forma dos conídios do patógeno aderido na cutícula velha serem expelidos, no entanto esse processo não influenciou a infecção do patógeno nos imaturos.

A lentidão nos movimentos é uma característica presente em insetos infectados por fungos entomopatogênicos (Alves 1998). *C. f. frenatum* são insetos extremamente ágeis (Lemos *et al* 2010), e quando se observou que os insetos com a infecção do fungo apresentaram pouca mobilidade, desta forma, infere-se que o fungo influenciou na mobilidade dos insetos, assim como foi observado por Moino Jr & Alves (1998) os quais observaram que os fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. alteraram rapidamente a mobilidade *Heterotermes tenuis* (Hagen) e provocaram mortalidade mais precocemente.

Tanto a mudança na coloração para vermelho como a camada de aspecto pulverulento e coloração esverdeada a acinzentada são características da infecção por *M. acridum* (Bissaad *et al* 2014). Alves (1998) afirmou que após o crescimento de hifas de *Metarhizium* spp. no exterior da cutícula do inseto infectado, o aspecto resultante deste processo de infecção é uma camada de aspecto pulverulento e coloração cinza esverdeada a acinzentada.

Bissaad *et al* (2014), quando testaram o fungo *M. acridum* em ninfas do gafanhoto *S. gregaria*, visualizaram mudança de coloração a vermelhada dos insetos mortos quanto a presença de uma camada de pó verde sobre os cadáveres, assim como foi observados nos insetos do presente estudo. Assim como outros autores enfatizam estas serem típicas características confirmam a mortalidade do gafanhoto pelo patógeno *M. acridum* (Faria *et al* 2002, Magalhães & Lecoq 2007, Jaronski 2013, Atheimine *et al* 2014).

A formulação oleosa de *M. acridum* não aumentou a mortalidade dos insetos em comparação com o fungo não formulado em condições laboratoriais. No entanto, como não se sabe o efeito da formulação oleosa em condições ambientais, pois em testes em campo onde não há controle de condições abióticas como, temperatura, umidade, pluviosidade, o óleo pode vir a influenciar positivamente na infecção dos insetos, protegendo os conídios contra a ação dos raios ultra violetas (Alves *et al* 1998), além de possivelmente ajudar na diminuição da evaporação do produto biológico testado (Alves *et al* 2002), sugere-se que

ensaios em campo sejam realizados visando verificar se a formulação oleosa torna-se mais efetiva em comparação ao fungo não formulado.

De modo geral, a infecção por *M. acridum* das ninfas e adultos de *C. f. frenatum* proporcionaram resultados satisfatórios. O fungo mostrou ser um patógeno eficiente para este inseto corroborando com outros estudos recentes desenvolvidos com outras espécies de acridídeos utilizando este entomopatógeno (Atheimine *et al* 2014, Peng & Xia 2014, Bissaad *et al* 2014).

Os dados obtidos neste trabalho apresentaram informações relevantes considerando os danos causados por *C. f. frenatum* em *Heliconia* spp. e os crescentes problemas que esta espécie desfolhadora vem causando nos últimos anos em várias regiões produtoras no Brasil. Além disso, até o presente momento as informações existentes na literatura referentes ao efeito de fungos entomopatogênicos visando o controle deste herbívoro são apresentadas de modo substancial.

Assim, conclui-se que a linhagem CG423, de *M. acridum* pode ser considerada um promissor agente de controle microbiano para ninfas e adultos de *C. f. frenatum*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adis J, Bustorf E, Lhano MG, Amedegnato C, Nunes AL (2007) Distribution of *Cornops* grasshoppers (Leptysminae: Acrididae: Orthoptera) in Latin America and the Caribbean Islands. *Stud Neotrop Fauna Environ.* 42:11-24.
- Alves SB (1998) Controle Microbiano de Insetos. Piracicaba, Fealq Editora, 1.163p.
- Alves RT, Bateman RP, Prior C, Leather SR (1998) Effects of simulated solar radiation on conidial germination of *Metarhizium anisopliae* in different formulations. *Crop Prot* 17:675-679.
- Alves RT, Bateman RP, Gunn J, Prior C, Leather SR (2002) Effects of different formulations on viability and medium-term storage of *Metarhizium anisopliae* conidia. *Neotrop Entomol* 31:91-99.
- Atheimine MO, Bashir MO, Ely SO, Kane CMH, Babah MAO, Benchekroun M (2014) Efficacy and persistence of *Metarhizium acridum* (Hypocreales: Clavicipitaceae) used against desert locust larvae, *Schistocerca gregaria* (Orthoptera: Acrididae), under different vegetation cover types. *Int J Trop Insect Sci* 34:106-114.
- Barrientos-Lozano L, Hunter DM, Ávila-Valdéz J, Garcías- Salazar P, Horta-Vega JV (2005) Control biológico de la langosta centro americana *Schistocerca piceifrons piceifrons* walker (Orthoptera: Acrididae) en el noreste de Mexico. *Vedal* 12:119–128.
- Bischoff JF, Rehner SA, Humber RA (2009) A multilocus phylogeny of the *Metarhizium anisopliae* lineage. *Mycologia* 101:512-530.
- Bissaad FZ, Bounaceur F, Behidj N, Chebouti N, Halouane F, Doumandji-Mitiche B (2014) Effect of Two Entomopathogenic Fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* on the Haemolymph of the Desert Locust *Schistocerca gregaria*. *Int Schol Sci Res* 8:1298-1301.
- Blanford S, Thomas MB (2001) Adult survival, maturation, and reproduction of the desert locust *Schistocerca gregaria* infected with the fungus *Metarhizium anisopliae* var *acridum*. *J Invertebr Pathol* 78:1-8.
- Faria MR, Magalhães BP, Alves RT, Schmidt FGV, Silva JBT, Frazão H (2002) Effects of two dosages of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* on *Rhammatocerus*

schistocercoides Rehn (Orthoptera: Acrididae) in field conditions. *Pesqui Agropecu Bras* 37:1531-1539.

Franceschini C, Martínez FS, Wysiecki ML (2014) Performance and feeding preference of *Cornops aquaticum* (Orthoptera: Acrididae) on *Eichhornia crassipes* and crop plants in native area. *J Orthopt Res* 23:83-90.

Gallo D, Nakano O, Silveira-Neto S, Carvalho RPL, Baptista GC, Berti-Filho E, Parra JRP, Zucchi RA, Alves SB, Vendramim JD, Marchini LC, Lopes JRS, Omoto C (2002) *Entomologia Agrícola*. Piracicaba, Fealq Editora, 920p.

Gao Q, Jin K, Ying S, Zhang Y, Xiao G, Shang Y, Peng G, Duan Z, Hu X, Xie X, Zhou G, Peng G, Luo Z, Huang W, Wang B, Fang W, Wang S, Zhong Y, Ma L, Leger RJST, Zhao G, Pei Y, Feng M, Xia Y, Wang C (2011) Genome sequencing and comparative transcriptomics of the model entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* and *M. acridum*. *PLoS Genetics* 7:e1001264.

Hernández-Velázquez VM, Hunter DM, Barrientos-lozano L, Lezama-Gutiérrez R, Reyes-Villanueva F (2003). Susceptibility of *Schistocerca piceifrons* (Orthoptera: Acrididae) to *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (Deuteromycotina: Hyphomycetes): laboratory and field trials. *J Orthopt Res*, 12: 89-92.

Jaronski, ST (2013) Mycosis inhibits cannibalism by *Melanoplus sanguinipes*, *M. differentialis*, *Schistocerca americana*, and *Anabrus simplex*. *J Insect Sci* 13:122.

Kassa A, Stephan D, Vidal S, Zimmermann G (2004) Laboratory and field evaluation of different formulations of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* submerged spores and aerial conidia for the control of locusts and grasshoppers. *Biocontrol* 49:63-81.

Lemos WP, Ribeiro RC, Lhano MG, Silva J.P.S, Zanuncio J.C (2010) *Cornops frenatum frenatum* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae, Leptysminae) in crops of tropical flowers of *Heliconia* spp. in the State of Para, Brazil. *Entomotropica* 25:43-47.

Long Z, Hunter DM (2005) Laboratory and field trials of Green Guard® (*Metarhizium anisopliae* var. *acridum*) (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against the oriental migratory locust (*Locusta migratoria manilensis*) (Orthoptera: Acrididae) in China. *J Orthopt Research*, 14:27-30.

Magalhães BP, Lecoq M, Faria MR, Schmidt FGV, Guerra WD (2000) Field trial with the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* against

bands of the grasshopper *Rhammatocerus schistocercoides* in Brazil. *Biocontrol Sci Tech* 10:427-441.

Magalhães BP, Faria MR, Lecoq M, Schmidt FGV, Silva JBT, Frazão H S, Balança G, Foucart A (2001) The use of *Metarhizium anisopliae* var. *acidum* against the grasshopper *Rhammatocerus schistocercoides* in Brazil. *J Othopt Res* 10:199-202.

Magalhães BP, Lecoq M (2007) Bioinseticida e gafanhotos-praga: relatório final do projeto "Desenvolvimento de bioinseticidas para controle de gafanhotos-praga no Brasil". Brasília, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 123p.

Moino Jr A, Alves, SB (1998) Effects of imidacloprid and fipronil on *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. and on the grooming behavior of *Heterotermes tenuis* (Hagen). *An Socied Entomol Brasil*, 27: 611-619.

Monzón A (2001) Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. *Manejo Integrado de Plagas*. CATIE, 120p.

Moore D, Reed M, Le PG, Abraham YJ, Prior C. (1992) Reduction of feeding by the desert locust, *Schistocerca gregaria*, after infection with *Metarhizium flavoviride*. *J Invertebr Pathol* 60:304-307.

Peng G, Wang Z, Yin Y, Zeng D, Xia Y (2008) Field trials of *Metarhizium anisopliae* var. *acidum* (Ascomycota: Hypocreales) against oriental migratory locusts, *Locusta migratoria manilensis* (Meyen) in Northern China. *Crop Prot* 27:1244-1250.

Peng G, Xia Y (2014) Integration of an insecticidal scorpion toxin (BjαIT) gene into *Metarhizium acidum* enhances fungal virulence towards *Locusta migratoria manilensis*. *Pest Manage Sci* 71:58-64.

Rampelotti FT, Ferreira A, Prando HF, Grützmacher AD, Martins JDS, Tcacenco F A, Mattos, MLT (2007) Patogenicidade de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin sobre as fases do desenvolvimento de *Tibraca limbativentris* Stal (Hemiptera: Pentatomidae) em condições de laboratório. *Arq. Inst. Biol*, 74:141-148.

Ribeiro RC, Lemos WP, Poderoso JCM, Pikart TG, Zanuncio JC (2013) New record of grasshopper (Orthoptera: Acrididae e Romaleidae) defoliators and population dynamics of insects on crops of *Heliconia* spp. in the Amazon. *Fla Entomol* 96: 225-228.

Seyoum E, Moore D, CHarnley AK (1994) Reduction in flight activity and food consumption by the desert locust, *Schistocerca gregaria* Forskål (Orth., Cyrtacanthacrinae), after infection with *Metarhizium flavoviride*. J Appl Entomol 118:310-315.

Starnes RL, Liu CL, Marrone PG (1993) History, use and future of microbial insecticides. American Entomol 39:83-9.

Thomas MB, Blanford S, Lomer CJ (1997) Reduction of feeding by the variegated grasshopper, *Zonocerus variegatus*, following infection by the fungal pathogen, *Metarhizium flavoviride*. Biocontrol Sci Tech 7:327-334.

Triplehorn, C. A.; Johnson, N. F. (2011) Estudos dos insetos: Tradução da 7ª edição de Borror and DeLong's introduction to the study of insects. São Paulo, Cengage Learning Editora, p. 816.

Valizadeh, H, Abbasipour H, Mahmoudvand M, Askary H, Moniri VR (2011) Laboratory trials of *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* (green muscle®) against the saxaul locust, *Dericorys albidula serville* (Orthoptera: Dericorythidae). Chil J Agric Res 71: 549.

Vicentini S, Magalhães BP (1996) Infection of the grasshopper *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn) by the entomopathogenic fungus *Metarhizium flavoviride* (Gams e Rozsypal). An Soc Entomol Brasil 25:309-314.

Whitten MJ, Oakeshott JG (1991) Opportunities for modern biotechnology in control of insect pests and weeds, with special reference to developing countries. Bull Phytos de la FAO 39:155-181.

Xavier-Santos S, Magalhães P, Luna-Alves LA (1999) Differentiation of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (Hyphomycetes) Rev de Microb 30:47-41.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As modificações no meio ambiente decorrentes da atuação antrópica (como monocultura, desmatamento, queimadas, entre outros), ocasionam desequilíbrio ecológico e, conseqüentemente, a redução de inimigos naturais, favorecendo o surgimento ou ampliação da atuação de insetos considerados pragas. Diante dessa premissa, conhecer a biologia destes insetos, seus hábitos alimentares, bem como identificar um controle seguro, eficiente e com baixos impactos negativo ao homem, ao ambiente e organismos não-alvo, torna-se de fundamental importância para a dinâmica destes no meio ambiente (tendo em vista a importância econômica das espécies pragas, já que são grandes os danos às plantas cultivadas).

Sabe-se que no Brasil existem aproximadamente 23 espécies de gafanhotos com importância econômica e, quando estes atingem altas populações, destroem completamente as lavouras, chegando a consumir diariamente em massa verde equivalente a seu peso, causando prejuízos ao produtor. É o caso da espécie de gafanhoto *C. f. frenatum*, o qual vem sendo considerado o principal problema entomológico em cultivos de helicônias. Embora ainda não existam dados substanciais na literatura que mensurem os danos e prejuízos desta espécie (devido às informações sobre os problemas ocasionados por este gafanhoto em plantações recentes), em visitas aos plantios comerciais de helicônias e os relatos dos produtores desta espécie ornamental, é notório observar que este Orthoptera tem causando grandes prejuízos aos cultivos.

As helicônias são espécies de plantas com expressivo valor comercial para a floricultura tropical, constituindo uma das oportunidades de negócio que mais cresce no segmento de flores tropicais no nordeste do Brasil. Essas plantas são consideradas como uma hospedeira preferencial de *C. f. frenatum*, que possui uma grande quantidade de indivíduos nas suas fases de vida (jovem a adulto) e ambas causam danos à cultura por meio de desfolha e de raspagem do tegumento foliar.

Diante deste contexto existe uma preocupação deste inseto apresentar riscos à outras espécies de plantas de valor comercial. Por isso, este estudo trouxe registros importantes sobre a aceitabilidade de plantas e preferências alimentares deste gafanhoto para espécies de valor comercial: *Canna indica*,

Maranta arundinacea e *Strelitzia reginae* em condições controladas. Trabalhos futuros especialmente com as plantas em campo devem ser realizados, para confirmar se as mesmas apresentam substrato adequado para a oviposição da fêmea de *C. f. frenatum*.

Além disso, sugere-se um estudo detalhado da composição química das plantas utilizadas neste estudo, e se porventura existe um composto específico responsável por atraí-los, ou até mesmo características anatômicas e fisiológicas que essas plantas apresentam, e podem influenciar a herbivoria por *C. f. frenatum*, pois visivelmente essas espécies que os insetos preferiram têm formatos foliares semelhantes a sua hospedeira natural, logo esse tipo de trabalho adicional ajudará a elucidar as possíveis causas de suas preferências a elas.

O desenvolvimento desta pesquisa propiciou conhecer e identificar os potenciais agentes de controle biológico de *C. f. frenatum* associados à *Heliconia* spp. L. A espécie *Phlugis* sp. destacou-se como um excelente inimigo natural para ninfas de *C. f. frenatum*, tendo em vista que este predador esteve associado ao cultivo comercial de *Heliconia* sp. no Recôncavo da Bahia ao longo de todo período de estudo. Além deste, o patógeno *B. bassiana*-linhagem CG1303 é considerado promissor devido ao seu eficiente controle de adultos deste gafanhoto, e por o mesmo já encontrar-se naturalmente inserido na região onde o inseto causa problemas.

O conhecimento desses biocontroladores naturais poderá auxiliar na realização de estratégias de manejo integrado de pragas (MIP), e a redução do uso de inseticidas químicos nas áreas dos plantios comerciais de helicônias evitando que o uso indiscriminado desses produtos não venha afetar negativamente as populações de inimigos naturais. Além disso, outro fator que deve ser levado em consideração é que durante a aplicação destes produtos muitas vezes suas gotículas são dispersas para as plantas ao redor, solo, água e etc, e sabe-se que as áreas de plantio de helicônias são na sua maioria de agricultura familiar e estão próximas a outros cultivos e o uso de inseticidas químicos são práticas desfavoráveis à conservação dos polinizadores que utilizam os recursos alimentares das espécies cultivadas, ou até mesmo das espécies de plantas espontâneas nas proximidades dos cultivos de helicônias que possam vir a ser indiretamente contaminadas por esses produtos.

Os resultados obtidos com o estudo reforçam o importante papel do controle biológico com o entomopatógeno *M. acridum* no controle de gafanhotos, pois este patógeno causou infecção e mortalidade ao gafanhoto *C. f. frenatum*. Conforme já ocorreu em outros estudos com outras espécies de Orthoptera que também foram infectadas por este patógeno. Além de trazer informações bibliográficas sobre a excelente atividade deste fungo às espécies de acridídeos, tendo em vista que o mesmo possui baixa toxicidade para o homem e animais.

Portanto, este estudo contribuiu com novas e relevantes informações referentes ao hábito alimentar de *C. f. frenatum*, como também trouxe conhecimento sobre alguns de seus inimigos naturais e a utilização de patógenos eficientes para seu controle. Além disso, foi observado que a criação deste inseto em laboratório é favorável, pois o mesmo se adapta bem as condições controladas, facilitando assim a instalação de novos estudos com este em condições laboratoriais ou em campo.

Desta forma, sugere-se que novos estudos devem ser realizados como, por exemplo: Busca de outros possíveis inimigos naturais, a influência da aplicação fúngica sobre as espécies de inimigos naturais, busca e seleção de novos isolados entomopatogênico, e novos procedimentos que propiciem eficácia no controle e sem causar danos diretos ao ambiente visando melhorar o sistema de produção da cultura da helicônia ou demais culturas que o *C. f. frenatum* cause prejuízo, bem como a realização de testes que avaliem o efeito da aplicação dos patógenos *M. acridum* e *B. bassiana* sobre *C. f. frenatum* em condições de campo.