



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA AGROALIMENTAR
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM HORTICULTURA
TROPICAL**

FRANCISCA AMANDA ABREU MARTINS

***Beauveria bassiana* e acaricidas sintéticos avaliados em condições
in vitro recomendados para a cultura do mamoeiro no controle de
Tetranychus urticae Koch**

**POMBAL-PB
2016**

FRANCISCA AMANDA ABREU MARTINS

***Beauveria bassiana* e acaricidas sintéticos avaliados em condições
in vitro recomendados para a cultura do mamoeiro no controle de
Tetranychus urticae Koch**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Campina Grande, como parte das exigências do programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical, do Centro de Ciências e Tecnologia Agroalimentar em cumprimento às exigências para obtenção do título de mestre (Msc.) em Horticultura tropical.

Orientador: Prof. Dr. Maurício Sekiguchi de Godoy

**POMBAL-PB
2016**

***Beauveria bassiana* e acaricidas sintéticos avaliados em condições *in vitro* recomendados para a cultura do mamoeiro no controle de *Tetranychus urticae* Koch**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Campina Grande, como parte das exigências do programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical, para obtenção do título de mestre.

Aprovada em 29 de agosto de 2016

BANCA EXAMINADORA:

Prof. Dr. Maurício Sekiguchi de Godoy
(UFERSA)
Orientador

Prof. Dr. José Cezario de Almeida
(UFCG)
Examinador

Prof. Dr. Raimundo Ivan Remígio Silva
(IFCE)
Examinador

Prof. Dra. Marinês Pereira Bomfim
(UFCG)
Examinador

**POMBAL-PB
2016**

*Dedico a Jesus, o Senhor dos senhores e o
Sol da Justiça, por ter escolhido me amar.*

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela graça da salvação, pela oportunidade e pelas suas misericórdias que se renovam a cada dia em minha vida.

Aos meus pais, Francilene Abreu e Sales Formiga (*In memoriam*), pelo carinho, amor e limite que me ensinaram a construir na vida e pelo apoio incondicional.

Aos professores Maurício Sekiguchi de Godoy e José Cezario de Almeida, pelos ensinamentos, paciência no decorrer dessa jornada.

Aos meus irmãos: Adalberto Abreu e Maria Abreu pelo companheirismo e laços indissociáveis.

A todos meus familiares que viveram e me apoiaram nesse sonho.

A todos meus Amigos pela solidariedade e incentivo, em especial: Vanessa Freitas, Alana Leandro, Lucélia Dantas, Marcela Melo, Lucilene Oliveira, Tادria Cristiane, Paloma Lima, Damiana Góis, Débora Samara e Betânia Paiva.

À Universidade Federal de Campina Grande (UFCG) e ao Centro de Formação de Professores pela disponibilidade da infraestrutura utilizada para realização da pesquisa.

À Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA).

Ao Programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical (PPGHT).

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Horticultura Tropical (PPGHT), poro terem oportunizado momentos de conhecimento.

A equipe de Laboratório de Seletividade de Produtos Químicos a Inimigos Naturais (LSPQ) da UFERSA pela ajuda, em especial as alunas Alricélia Gomes de Lima e Bárbara Karine de Albuquerque Silva.

A equipe do Laboratório de Microbiologia do Centro de Formação de Professores da UFCG-Cajazeiras-PB.

Agradeço a minha prima Luzinete Moraes Gomes e a minha tia Luciene Moraes por terem me ajudado nos momentos mais difíceis da caminhada.

E a todas as pessoas do meu convívio que diretamente ou indiretamente me apoiaram e me incentivaram.

O próprio Senhor irá à sua frente e estará com você; ele nunca o deixará, nunca o abandonará. Não tenha medo! Não se desanime! (Deuteronômio 31:8).

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

Pág.

TABELA 1. Viabilidade de conídios de *Beauveria bassiana*, cultivados em meio SDA.52

CAPÍTULO II

TABELA 1. Ingredientes ativos e grupo químico ou biológico (*B. bassiana*) (isolados P21CZ; P22CZ; P29CZ) analisados em testes de toxicidade sobre ovos, larvas e protoninfas de *T. urticae in vitro*. 66

TABELA 2. Mortalidade acumulada (%) e duração (dias) (média \pm erro padrão) da fase de ovo, larva, protoninfa e deutoninfa de *T. urticae*, provenientes da contaminação de ovos. 72

TABELA 3. Mortalidade acumulada (%) e Duração (dias) (média \pm erro padrão) da fase de larva, protoninfa e deutoninfade *T. urticae*, provenientes da contaminação de larvas. 81

TABELA 4. Duração (dias) da fase de larvas de protoninfa e deutoninfa (média \pm erro padrão) de *T. urticae*, provenientes da contaminação de protoninfa..... 85

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Danos do <i>T. urticae</i> em folhas de mamoeiro. (SANCHES, 2000)	18
Figura 2. Adultos, ninfas e ovos de <i>T. urticae</i> (REIS et al., 1998)	20
 CAPÍTULO I	
Figura 1. Isolamento e repicagem de conídios de fungos para obtenção de cultura monospórica (Arquivo pessoal).....	46
Figura 2. Repicagem de linhagens de isolados <i>B. bassiana</i> em tubo (Arquivo pessoal).	47
 CAPÍTULO II	
Figura 1. Criação de <i>T. urticae</i> em folhas de <i>C. ensiformis</i>	66
Figura 2. Discos foliares de <i>C. ensiformis</i> placas de Petri contendo esponjas de plástico umedecidas com água destilada utilizados nos bioensaios. (Arquivo pessoal)	67

SUMÁRIO

RESUMO GERAL	xi
GENERAL ABSTRACT.....	xii
1 INTRODUÇÃO GERAL	13
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	16
2.1 Aspectos gerais de <i>Carica papaya</i>	16
2.2 Produção de mamão.....	17
2.3 Ácaros fitófagos no mamoeiro	17
2.4 Aspectos gerais e biologia do ácaro <i>T. urticae Koch</i>	19
2.5 Controle químico de <i>Tetranychus urticae Koch</i> no mamoeiro	21
2.5.1 Abamectina.....	22
2.5.2 Milbemectina.....	22
2.5.3 Fenpropatrina.....	23
2.5.4 Calda Sulfocálcica	23
2.5.5 Resistência de <i>T. urticae</i> a produtos fitossanitários	24
2.6 Controle de <i>T. urticae</i> com entomopatógenos	25
2.6.1 Fungos entomopatogênicos	26
2.6.2 Aspectos biológicos de <i>Beauveria bassiana</i>	27
2.6.3 Produção de fungos entomopatogênicos	28
2.6.4 Produção de fungos entomopatogênicos em meio sólido.....	28
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	30
CAPÍTULO I:	40
RESUMO.....	41
ABSTRACT	42
1 INTRODUÇÃO	43
2 MATERIAL E MÉTODOS	45
2.1. Local do Experimento	45
2.2 Coleta dos insetos moribundos contendo entomopatógenos	45
2.3 Purificação e isolamento dos entomopatógenos em condições de laboratório	45
2.4 Identificação de <i>B. bassiana</i>	46
2.5 Propagação de conídios de <i>B. bassiana</i>	47
2.6 Viabilidade de conídios.....	47
2.7 Preparação das concentrações fúngicas	48
2.8 Seleção e conservação dos isolados de <i>B. bassiana</i>	49
3 RESULTADOS E DISCUSSÕES	50
3.1 Crescimento de <i>B. bassiana</i> em meio sólido, <i>Saborraud-Déxtrose-Ágar</i> (SDA).....	50
3.2 Viabilidade de conídios de <i>B. bassiana</i>	51
4 CONCLUSÕES.....	54
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55
CAPÍTULO II:.....	60

_Toc465281975

RESUMO.....	61
ABSTRACT	62
1 INTRODUÇÃO	63
2 MATERIAL E MÉTODOS.....	65
2.1 Coleta e criação massal de <i>Tetranychus urticae</i>	65
2.2 Criação massal do ácaro <i>Tetranychus urticae</i> em condições de laboratório.....	65
2.3 Acaricidas avaliados quanto à eficiência de controle sobre <i>T. urticae</i>	66
2.4 Preparação das concentrações de <i>B. Bassiana</i>	67
2.5 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos sobre ovos de <i>T. urticae</i>	67
2.6 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos sobre larvas de <i>T. urticae</i>	68
2.7 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos sobre protoninfas de <i>T.urticae</i>	69
2.8 Análise Estatística.....	70
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	71
3.1 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos aos ovos de <i>T. urticae</i>	71
3.2 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos a larvas de <i>T. urticae</i>	80
3.3 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos a protoninfas de <i>T. urticae</i>	84
4 CONCLUSÕES.....	88
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	89

RESUMO GERAL

MARTINS, Francisca Amanda Abreu. *Beauveria bassiana* e acaricidas sintéticos avaliados em condições *in vitro* recomendados para a cultura do mamoeiro no controle de *Tetranychus urticae* Koch. 2016. 98p. Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical) – Universidade Federal de Campina Grande, Pombal – PB, 2016¹.

O ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch, é considerado uma das principais pragas de frutíferas no Brasil, dentre elas, a cultura do *Carica papaya* tem sido intensamente danificada por esse artrópode. Na produção de mamão são inúmeros os desafios para o controle desta praga. Este trabalho foi elaborado visando contribuir para o fomento de programas de manejo de *T. urticae* na cultura do mamão, com seguintes objetivos: a) prospectar isolamentos de insetos moribundos linhagens fúngicas de *Beauveria bassiana*, visando seu uso no controle do *T. urticae*; b) avaliar a eficiência na mortalidade do *T. urticae* nos estágios de ovo, larva e protoninfa, *in vitro*, quando contaminados com fenpropratrina (0,5 g/L), abamectina (0,6 g/L), Milbemectina (0,3 g/L), calda Sulfocálcica (7,0 g/L), três isolados de *B. bassiana* e a testemunha água destilada. Na 1ª etapa do trabalho obteve-se 10 linhagens de *B. bassiana*, reisolados de insetos moribundos encontrados no alto sertão Paraibano, que estão mantidos em meios de cultura na UFCG. Destes, três (P21CZ, P22CZ e P29CZ), analisando-se os resultados obtidos *in vitro*, pode-se imputar como os que apresentaram maior potencial de germinação para utilização de bioensaios *in vitro*, tendo em vista o controle de *T. urticae*, e foram enviados ao Laboratório de Seletividade de Produtos Químicos, UFERSA. Na 2ª etapa do trabalho, para se iniciar os bioensaios foram transferidas fêmeas fertilizadas de *T. urticae* para discos de folhas de *Canavallia ensiformis*. Quando os ácaros atingiram, em cada bioensaio, o estágio desejado, de ovo, larva ou protoninfa, iniciava-se o bioensaio. Cada disco foi pulverizado contaminado com os tratamentos por meio de pulverizador pressurizado manualmente, em seguida deixados por um período de 1 hora para a secagem, eliminando o excesso dos resíduos. Logo após a secagem foram transferidos para câmaras climatizadas tipo BOD, onde permaneceram em condições controladas à temperatura de 25 ± 1 °C, fotofase de 12 horas e umidade relativa de $60 \pm 10\%$, para obtenção dos dados biológicos. Os parâmetros biológicos avaliados foram: duração e mortalidade de ovos, larvas, protoninfas e deutoninfas. Os resultados dos três bioensaios foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Apesar da fase contaminada nos três bioensaios não ter sido afetada, houve mortalidade acumulada nas fases subsequentes. O inseticida fenpropratrina ocasionou 100% de mortalidade nos bioensaios com o estágio de ovo e larva. Os acaricidas químicos fenpropratrina, milbemectina e abamectina foram mais eficientes nos três bioensaios, com valores médios de taxa de mortalidade semelhantes. Para as larvas diretamente tratada o abamectina, ocasionou maior tempo de duração contato das larvas. O isolado *B. bassiana* P22CZ, na concentração ($2,5 \times 10^6$), apresentou maior taxa de mortalidade 63,8%. Observou-se, uma relação positiva entre o aumento do tempo da exposição dos ácaros às concentrações do isolado P29CZ e a maior concentração aplicada. As porcentagens de mortalidade acumulada pela calda sulfocálcica nos três bioensaios, ovo, larva e protoninfa foram baixas, com valores respectivos de 8,8%, 7,5% e 25%.

Palavras-Chave: *Carica papaya*, Ácaro rajado, Controle biológico, MIP.

¹ Orientador: Prof. Maurício Sekiguchi de Godoy, DCV/UFERSA.

GENERAL ABSTRACT

MARTINS, Francisca Amanda Abreu. *Beauveria bassiana* and synthetic acaricides evaluated under in vitro conditions recommended for the cultivation of papaya in the control of *Tetranychus urticae* Koch. 2016. 98p. Dissertation (Master of Tropical Horticulture) - Federal University of Campina Grande, Pombal - PB, 2016¹.

The spider mite, *Tetranychus urticae* Koch, is considered one of the main pests of fruit in Brazil, among them, the *Carica papaya* culture has been heavily damaged by this arthropod. In papaya production are numerous challenges to the control of this pest. This work was prepared to contribute to the development of *T. urticae* management programs in papaya crop, with the following objectives: a) insulations prospect of dying insects fungal strains of *Beauveria bassiana*, aiming its use in the control of *T. urticae*; b) evaluate the efficiency in mortality of *T. urticae* in the egg, larva and protonymph in vitro when contaminated with fenpropathrin (0.5 g / L), abamectin (0.6 g / L), Milbemectin (0, 3 g / L), lime sulfur (7.0 g / L), three isolates of *B. bassiana* and distilled water control. In the 1st stage of the work was obtained 10 strains of *B. bassiana*, reisolated of dying insects found in high backlands of Paraiba, which are kept in culture media in UFCG. Of these, three (P21CZ, P22CZ and P29CZ), analyzing the results obtained in vitro, can be attributed to those with the highest germination potential for use in vitro bioensaios, in view of the control of *T. urticae*, and They were sent to the Selectivity of Laboratory Chemicals, UFERSA. In the 2nd stage of the work, to start bioassays fertilized females of *T. urticae* for sheet *Canavallia ensiformis* discs were transferred. When the mites reached in each bioassay, the desired stage, egg, larva or protonymph prefaced the bioassay. Each disc was sprayed with the treatments contaminated by manually pressurized spray then left for a period of 1 hour for drying, removing excess waste. Soon after drying were transferred to air-conditioned BOD chambers, where they were kept under controlled temperature conditions of 25 ± 1 ° C, photoperiod 12 hours and relative humidity of $60 \pm 10\%$, to obtain biological data. The parameters evaluated were: duration and mortality of eggs, larvae, and protonymphs deutonymphs. The results of the three bioassays were subjected to analysis of variance and the means compared by Tukey test at 5% probability. Although the contaminated phase in the three bioassays have not been affected, there was cumulative mortality in the subsequent phases. The fenpropathrin insecticide caused 100% mortality in bioassays with egg and larva stage. The fenpropathrin chemical acaricides, milbemectin and abamectin were more efficient in all three bioassays with average values similar mortality. For directly treated larvae the abamectin, caused longer-term contact of the larvae. The isolated *B. bassiana* P22CZ, the concentration (2.5×10^6), had the highest mortality rate 63.8%. We observed a positive relation between increased exposure time of the mites to concentrations of isolated P29CZ and the highest concentration applied. The percentage of cumulative mortality by lime sulfur in the three bioassays, egg, larva and protonymph were low, with values of 8.8%, 7.5% and 25%.

Keywords: *Carica papaya*, spotted spider mite, biological control, MIP.

¹ Advisor: Prof. Maurício Sekiguchi de Godoy, DCV/UFERSA.

1 INTRODUÇÃO GERAL

O mamão (*Carica papaya* L), família Caricaceae é uma das principais culturas agrícolas produzidas no Brasil, sendo descoberto pelos espanhóis na região compreendida entre o sul do México e o norte da Nicarágua. Após a descoberta, o mamoeiro foi amplamente distribuído em várias regiões tropicais (Jacomino, 2003; Manica, 2006; Serrano, 2010). É uma espécie herbácea perene, adaptada ao clima tropical, cujo centro de origem é, provavelmente, o noroeste da América do Sul (MANICA, 2006; SALOMÃO et al., 2007).

Do ponto de vista econômico, o Brasil com suas condições climáticas favoráveis para a exploração comercial dessa fruta, se tornou o segundo produtor mundial de mamão, situando-se entre os principais países exportadores, principalmente para a Europa. Os estados de maior produção são a Bahia e o Espírito Santo, correspondem a 71% da produção brasileira de mamão (IBGE, 2015). A cultura apresenta grande importância social, gerando emprego o ano inteiro e tem se constituído numa importante fonte de divisas para o país. O estado da Paraíba conforme dados do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) (2016) produziu no ano de 2013 a quantidade de 37.959 toneladas.

O *C. papaya* é consumido tanto *in natura* como pode ser usado na indústria, há uma variedade de produtos e subprodutos originados do mamão, produzidos industrialmente: alimentícia, farmacêutica e de ração para animais (Rugierro, 2011). A polpa do fruto do mamão apresenta características sensoriais, químicas e digestivas atrativas. A fruta ainda é favorecida por seu teor em açúcares, pró-vitamina A e vitamina C (ARAÚJO FILHO et al., 2002, citado por BRAGA et. al., 2014).

Apesar desse panorama favorável, *C. papaya* está sujeito ao ataque de várias pragas, com destaque para ácaro-rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), praga-chave para esta cultura (Ferreira & Noronha, 2008). Os ácaros são considerados uma das piores pragas do mamoeiro, responsáveis pela diminuição de produção e vigor da planta. Estão inseridos no filo Arthropoda, subfilo Chelicerata, classe Arachnida, subclasse Acari (MORAES & FLECHTMANN, 2008).

Esse artrópode ataca as folhas mais velhas do mamoeiro, na parte inferior do limbo, entre as nervuras próximas ao pecíolo. A infestação por *T. urticae* ocasiona redução da taxa de fotossíntese nas folhas do mamoeiro em decorrência da necrose de tecidos foliares e queda de folhas velhas e novas, prejudicando a produção e qualidade dos frutos (MANICA, 2006).

O controle de pragas na cultura do mamão é feito basicamente por aplicação contínua de agroquímicos, dentre eles os acaricidas, e na maioria das vezes, não consideram programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP), que tem como fundamento básico a aplicação de técnicas ou estratégias de controle preservando o agroecossistema e a saúde da sociedade.

Os acaricidas sintéticos quando utilizados de maneira racional, norteados por um sistema de MIP, contribuem significativamente para o controle de ácaros-pragas, por possibilitarem, inclusive, a ação dos organismos benéficos no agroecossistema. Dentre os acaricidas recomendados para a supressão de *T. urticae* na cultura do mamoeiro, os produtos com os ingredientes ativos milbemectina, fenpropatrina e abamectina (AGROFIT, 2016), são os mais utilizados.

No entanto, dentre os inúmeros problemas relacionados ao uso desses produtos, o surgimento de linhagens resistentes de ácaros fitófagos, a mortalidade dos inimigos naturais, a contaminação do meio ambiente e a exposição do homem (Gallo et al., 2002; Sato, 2005; Veronez, 2011), estão apresentando proporções alarmantes. Nesse sentido, novas técnicas de controle de pragas, minimizando esses impactos são imprescindíveis (Tamai, 2002; Nakano, 2005; Sato, 2007), particularmente no mercado de produção de *C. papaya*.

Entre os métodos que apresentam potenciais em substituição aos produtos sintéticos são os produtos químicos naturais e o controle biológico, considerados inócuos ou menos danosos ao homem e ao meio ambiente, porém, tão eficientes quanto os produtos químicos sintéticos no combate às pragas (Penteado, 2000). De acordo com esse mesmo autor, a calda sulfocálcica é constituída a partir do tratamento térmico de enxofre e cal, e tem sido utilizada para controle de ácaros fitófagos em diversas culturas, é considerada uma alternativa ao uso de fungicida, inseticida, acaricida e adubos foliares sintéticos.

Dentro do contexto MIP, o controle biológico, estratégia que utiliza os organismos benéficos, inimigos naturais das pragas, quando associado ao uso de produtos fitossanitários seletivos, reduzem significativamente o uso excessivo de produtos sintéticos (Gentz et al., 2010; Esteves Filho, 2013), contribuindo sobremaneira na diminuição dos impactos ambientais.

Os inimigos naturais das pragas incluem diversos grupos de artrópodes (predadores e parasitoides), além dos entomopatógenos (fungos, bactérias, vírus, entre outros). Dentre os entomopatógenos, há destaque para o fungo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill, devido ao grande potencial para o controle de artrópodes pragas, dentre eles os ácaros da família Tetranychidae (TAMAI, 2002).

O sucesso dessa espécie, *B. bassiana*, além de ser retratada pela eficiência no controle biológico de artrópodes, esta associada também a sua fácil dispersão, variedades de hospedeiros e contribuição para o manejo de resistência dos ácaros aos acaricidas sintéticos (BERNARDI, 2006; MORO, 2009).

Considerando o supracitado, o presente trabalho teve como objetivo, conduzir bioensaios em condições de laboratório visando avaliar a eficiência de controle de três acaricidas sintéticos recomendados comercialmente para a cultura do mamoeiro, calda sulfocálcica e o fungo *B. bassiana*, visando o controle do ácaro rajado, sugerindo o uso racional dos mesmos em programas de MIP.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Aspectos gerais de *Carica papaya*

O mamoeiro originou-se na América Tropical, na faixa que vai do noroeste da América do Sul e sul do México, sendo que, de um total de 22 espécies do gênero *Carica*, a mais cultivada comercialmente consiste na *Carica papaya* L. (SOUZA, 2007). O mamoeiro é uma planta herbácea pertencente à classe das Dicotiledôneas, ordem Brassicales e família Caricaceae (MANICA, 2006).

As folhas do mamoeiro são simples e alternadas, geralmente mostram uma cor verde-clara na face superior e verde-branca a pálida na face inferior, compostas de 7 a 13 lobos, as nervuras são salientes e na face dorsal é encontrada cerca de 7 a 13 nervuras, os pecíolos são longos e as nervuras de maior espessura são pustulosa. O caule do mamão é cilíndrico, com 10 cm a 30 cm de diâmetro, herbáceo, fistuloso, ereto, único e sem ramificação, apresenta uma epiderme lisa, com a coloração verde clara no ápice, na parte longitudinal tem uma cor verde mais escura ou verde-grise (Manica, 2006). Segundo Marin et al. (1989), o mamoeiro é uma espécie que apresenta flores unissexuais e hermafroditas, que dão origem a plantas do sexo masculino (forma andrónica), feminino (ginónica) ou hermafrodita (androgónica).

As flores do mamoeiro podem ser de três tipos bem diferenciadas: flor pistilada ou feminina típica, que origina fruto de forma quase esférica até oblongo ou piriforme, geralmente com cavidade ovariana correspondendo a mais da metade do diâmetro do fruto; flor estaminada ou masculina típica, e flor hermafrodita que é a mais importante do ponto de vista econômico, apresentando pedúnculo curto e menor, pétalas soldadas da base até a metade do seu comprimento (QUEIROZ, 2009).

O fruto é classificado como sendo uma baga simples, carnosos, indeiscentes, apresentando várias sementes, as formas podem ser arredondadas, alongada, piriforme, oblonga, ovoide ou sulcada. O tamanho pode ser pequeno, médio ou grande, o peso pode variar de 121 gramas até 7,8 kg (Manica, 2006). O clima que favorece a produção de mamão é o ambiente com temperaturas em torno de 22 °C a 28 °C, sendo fator determinante a formação de flores e frutos.

Os dois grupos de mamões mais consumidos são: Formosa, que possui frutos com peso médio de 800 a 1100 g e é destinado principalmente ao mercado interno; e Solo, também

referido como “mamão papaia”, no qual está a maior parte das cultivares utilizada no mundo, cujos frutos apresentam peso médio de 350 a 600g (ROCHA, 2003).

2.2 Produção de mamão

Segundo a Food And Agriculture Organization of The United Nations (FAOSTAT) (2015), os principais países produtores de mamão no ano 2013 foram à Índia, Brasil, Indonésia, Nigéria e México. O México foi o maior exportador da fruta, e o Brasil ocupou a segunda posição. A produção mundial de mamão atingiu 12,5 milhões de toneladas.

Conforme dados do Ministério do Desenvolvimento, Indústria e Comércio Exterior (2016). As vendas da fruta no ano de 2015 para o mercado externo totalizaram 39.798 toneladas. O Estado do Espírito Santo foi o maior exportador nacional, 2º lugar o Rio Grande do Norte, a Bahia foi o terceiro maior exportador de mamão, seguido do Ceará que também registrou crescimento significativo nas vendas externas em relação ao ano de 2014. O estado da Paraíba apresentou no ano de 2014, uma área colhida de mamão correspondente a 961 ha, a produção foi de 36 722 t e apresentou rendimento médio de 39 872 kg/ha (IBGE, 2016).

Segundo Berilli et al. (2007) a análise da taxa de crescimento dos frutos que apresentam importância econômica vem sendo objeto de estudo em pesquisas científicas. Na cultura do mamoeiro há ainda poucos trabalhos, vale salientar que é durante a fase de crescimento que ocorre às mudanças quantitativas, resultando no aumento do peso e do volume e, essa fase, sofre influências de parâmetros como temperatura, radiação solar, precipitação e fatores genéticos intrínsecos.

O estudo da biologia e desenvolvimento do fruto do mamão é importante para se compreender as diferentes fases do seu desenvolvimento, bem como para avaliar a época de maturação, incidência das principais pragas, agentes patogênicos, agroquímicos utilizados na cultura, inimigos naturais das pragas, visando obter êxito e viabilidade econômica para melhorar a produção dos frutos (MANICA, 2006).

2.3 Ácaros fitófagos no mamoeiro

A ordem Acariforme é subdividida em três Subordens: Prostigmata, Astigmata, Cryptostigmata, com destaque para a subordem Prostigmata, que engloba as principais famílias de ácaros fitófagos (MENEZES et al., 2007).

Na subordem Prostigmata a família Tetranychidae abrange as espécies de ácaros fitófagos que apresentam uma grande importância agrícola e econômica em decorrência de seu alto potencial reprodutivo e por causarem problemas de ordem fitossanitária em diversas culturas. As espécies de ácaros fitófagos da família Tetranychidae que merecem destaque são: o ácaro-rajado *Tetranychus urticae* Koch e os ácaros vermelhos *T. desertorum* Banks, 1900 e *Tetranychus. ludeni* (ZACHER, 1913) (Acari: Tetranychidae) (MORAES & FLECHTMANN, 2008).

Sanches et al. (2000) descreveram que as espécies de ácaros fitófagos da família Tetranychidae, o ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch, o vermelho, *T. desertorum* Banks, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks), (Acari: Tarsonemidae) ácaro branco e o ácaro mexicano, *Tetranychus. Mexicanus* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) estão presentes praticamente em todas as regiões produtoras do mundo e associados a uma série de hospedeiros, sendo que alguns apresentam capacidade de tecer teias sob as folhas das quais se alimentam, razão pela qual são também conhecidos como ácaros de teia, característica comum a muitos tetraniquídeos. No Brasil, essas espécies podem ocasionar prejuízos praticamente em todas as regiões produtoras de mamão, principalmente nos meses mais quentes e secos do ano.

Do ponto de vista econômico, as espécies *P. latus* e *T. urticae*, são consideradas as principais pragas, na cultura do mamão. O ácaro branco ocasiona modificações nas folhas novas, prejudicando o crescimento da planta. O ácaro rajado é considerado a principal praga primária na cultura do mamão alimentando-se das folhas mais velhas, provocando necrose e diminuição da taxa fotossintética das plantas (Figura 1), consequentemente, afetando a produção (MANICA & MARTINS, 2006, ANDRADE, 2007).



Figura 1. Danos do *T. urticae* em folhas de mamoeiro. (SANCHES, 2000)

A presença de *T. urticae* na cultura do mamão no estado do Espírito Santo e no Sul da Bahia já foi relatada por Monteiro (2003), no qual, descreveu que o ácaro-rajado ao se alimentar das folhas do mamão provoca lesões nas células das folhas, ocasionando o amarelecimento ou bronzeamento foliar e conseqüentemente diminuição da taxa de fotossíntese. Na região Nordeste, observou-se registros de *T. urticae* na cultura do mamão, através de pesquisas realizadas por diversos autores Navia et al. (2006) encontrou registros de *T. urticae* em mamão em Petrolina-PE e no ano de 2008 na Região do Crato-CE. Gondim (2006) constatou os danos causados por esta praga na cultura do mamão em Recife-PE, enquanto que Elton (2006) verificou a presença de *T. urticae* no mamoeiro em Mossoró-RN, sendo todos esses autores também citados por MENDONÇA (2009).

Devido à importância econômica do mamão e a ocorrência de ácaros fitófagos que ocasionam problemas de ordem fitossantitária nessa cultura, nas regiões produtoras do Brasil, estudos sobre *T. urticae*, tornam-se necessários para a criação de estratégias de controle desta praga quando associada à cultura do mamoeiro.

2.4 Aspectos gerais e biologia do ácaro *T. urticae* Koch

Os ácaros estão inseridos no filo Arthropoda, subfilo Chelicerata, classe Arachnida, subclasse Acari. São em sua grande maioria diferentes dos aracnídeos, por não apresentarem segmentação, ausência da subdivisão do corpo em tagmas distintos, e presença de um gnatossoma (MORAES & FLECHTMANN, 2008).

A subclasse Acari está dividida em duas Ordens: Parasitiformes e Acariformes. Os ácaros de forma geral apresentam no seu ciclo de vida as fases divididas em: ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adultos (MORAES & FLECHTMANN, 2008).

T. urticae, conhecido também como “ácaros de teia”, tem causado consideráveis prejuízos em diversas culturas no Brasil, por isso sua importância econômica (Sato et al., 2009). A produção intensa de teia serve de proteção contra chuvas, predadores, dispersão, marcar território, entre outras funções (MORAES & FLECHTMANN, 2008).

Tetranychidae compreende uma família de ácaros fitófagos, a infestação destes ácaros provoca injúrias e deformações nas espécies de plantas atacadas, reduzindo o tamanho dos frutos ocasionando perdas na produção (Esteves Filho, 2008; Moro, 2009; Valadão, 2010). Estão inseridos na classe Arachnida, subclasse Acari, ordem Prostigmata, possui quatro pares de pernas na fase adulta, apresentam quelíceras, ausência de antenas e asas e cabeça, tórax e abdome fundidos e não segmentados, as fêmeas apresentam coloração em geral esverdeada,

com um par de manchas escuras na lateral do seu dorso, característica essa que serve para identificar a espécie (MORAES & FLECHTMANN, 2008).

O *T. urticae* é considerada a espécie de ácaro fitófago mais importante em todo o mundo do ponto de vista econômico, sendo cosmopolita a uma gama de hospedeiros (Figura 2). Apresenta dimorfismo sexual, as fêmeas são maiores com formato ovalado, cerca de 0,46 mm de comprimento, e os machos menores em média 0,26 mm de comprimento, é uma espécie haplo-diploide, na qual os machos são gerados por partenogênese arrenótoca (ovos não fertilizados) e as fêmeas por meio de reprodução sexuada (MORAES & FLECHTMANN, 2008).



Figura 2. Adultos, ninfas e ovos de *T. urticae* (REIS et al., 1998)

Durante seu desenvolvimento, o ácaro rajado passa pelas fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adultos, com duração que varia conforme a fase e a temperatura, o ciclo de vida varia de dez a doze dias (25 °C), sendo que temperaturas elevadas (30 °C) e baixa umidade relativa (<60%) reduzem o tempo de desenvolvimento da praga (Bernardi et al., 2010). Como relatado anteriormente, *T. urticae* é um ácaro fitófago, cosmopolita e polífago, e se alimenta do parênquima das folhas (Reichert, 2013). Vive em colônias e posterior a infestação nas plantas, forma uma teia de seda na face abaxial das folhas, sobre a qual caminham e depositam seus ovos, mais também podem depositar diretamente nas folhas.

Cada fêmea ovípara em média 40 a 70 ovos/ciclo (Moraes & Flechtmann, 2008). O ácaro-rajado alimenta-se do líquido celular extravasado de células foliares rompidas com o aparelho bucal picador-sugador, com isso provoca inicialmente, amarelecimento do limbo foliar, seguido de necrose e de perfurações (ANDRADE, 2009).

Fadini et al. (2004) descreveram que os danos causados são provocados pela perfuração das células da epiderme inferior das folhas e dos frutos verdes, provocando a redução da taxa fotossintética das plantas, por causar rupturas às células do mesófilo foliar e o fechamento dos estômatos, com isso ocorre redução no número e no peso dos frutos.

Vale destacar que o crescimento da população do ácaro na planta hospedeira pode estar relacionado com o aumento da área foliar, bem como, do número de folhas por planta como oferta de recurso, além das condições ambientais, pois todos interferem no desenvolvimento e ciclo de vida. Fato também observado em diferentes genótipos de plantas de algodoeiro, morangueiro, tomateiro e mamoeiro, que podem influenciar no desenvolvimento biológico de *T. urticae* (Esteves Filho et al., 2010, Moro et al., 2011; Sulzbach, 2015).

Bustos et al. (2009) avaliaram o crescimento populacional de *T. urticae* na cultura do feijão (*Phaseolus vulgaris* var. ICA Cerinza) com diferentes idades até o tempo de colheita, quando infestados simultaneamente com fêmeas do ácaro rajado. Observaram que as proporções de ovos e estágios móveis (larvas, ninfas e adultos) de *T. urticae* foram maiores a partir da quarta semana.

2.5 Controle químico de *Tetranychus urticae* Koch no mamoeiro

Na cultura do mamão o controle do ácaro rajado vem sendo realizado basicamente com uso de agrotóxicos, prática esta que ocasiona uma seleção sobre as populações, surgindo indivíduos resistentes a esses químicos, além de diminuir as populações de inimigos naturais (MONTEIRO, 2003).

A literatura relata vários produtos químicos para o controle do ácaro rajado em frutíferas (Tamai, 2002; Sato et al., 2007; Andrade, 2007; Veronez, 2011), entretanto, na cultura do mamão muitos produtores utilizam produtos não registrados no Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA) para controlar o *T. urticae* no mamão, os quais podem ocasionar fitotoxicidade à cultura (Fanton et al., 2003; Apud Andrade, 2007), além de potencializar os riscos aos aplicadores, consumidores e ambiente, principalmente em virtude da pequena quantidade de produtos químicos registrados para o controle de ácaros para essa cultura (GARCIA-SANTOS et al., 2011; RUGGIERO et al., 2011).

O método mais antigo para o controle de populações de pragas na cultura do mamoeiro e ainda o mais utilizado é o uso de inseticidas e acaricidas, que impedem e eliminam insetos e ácaros pragas em diferentes fases do seu ciclo de vida. Segundo dados do

Agrofit (2016) entre os principais ingredientes ativos de acaricidas usados para o controle do *T. urticae* na cultura do mamoeiro são a milbemectina, abamectina e o piretroide fenpropatrina. Apesar de todos os danos relatados para esses produtos químicos, os mesmos quando são utilizados de maneira adequada, com base no MIP, contribuem para o controle das pragas.

Os acaricidas, registrados Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA), abamectina, milbemectina e fenpropatrina relatados a seguir, são considerados acaricidas promissores para o controle ao *T. urticae* na cultura do mamoeiro, bem como a calda sulfocálcica, um defensivo que em sua composição química tem o enxofre, e de acordo com o relato de Penteado (2000), é uma substância química obtida pelo tratamento térmico de enxofre e cal, com uso para a supressão de ácaros fitófagos em diversas culturas.

2.5.1 Abamectina

A abamectina é comercializada como sendo antiparasitária e inseticida (Taylor, 2001; apud Monteiro, 2015), é classificada como um inseticida biológico de ação de contato e ingestão pertencente ao grupo químico das avermectinas, o tipo de formulação é concentrado emulsionável (CE) (ANVISA, 2009). A classe das avermectinas é derivada de *Streptomyces avermitilis* (Actinobacteria: Streptomycetaceae), uma bactéria abundante no solo, anteriormente classificada como fungo actinomiceto. O principal representante desta família é a abamectina (80% da avermectina B1a e 20% de avermectina B1b) (Vertimec® e Kraft®) e registrada para o controle de *T. urticae* na cultura do mamoeiro (ANDRADE, 2009).

A abamectina é um agrotóxico, cujo princípio ativo age na transmissão sináptica, atuando inicialmente como neurotransmissor do ácido γ -aminobutírico (GABA) agonista de receptores, aumentando a permeabilidade da membrana da célula nervosa para o íon cloro, o qual é inibitório e está presente no sistema nervoso central e junções neuromusculares, com a ativação do fluxo de cloro que inibem a transmissão dos estímulos nervosos. Afeta o mecanismo fisiológico, causando paralisia e conseqüentemente à morte (GALLO et al., 2002).

2.5.2 Milbemectina

A classe das milbemecinas deriva do *Streptomyces hygroscopicus* subsp. *aureolacrimosus*, um microorganismo encontrado no solo, descoberto em 1973 como acaricida e inseticida (Okada & Iwamatu, 1997; Intervet, 2009 Apud, Andrade, 2009). É

formulado como concentrado emulsinável (CE) (ANVISA, 2009), apresenta ação de contato e ingestão sobre os artrópodes, é eficaz para o controle de várias espécies de ácaros fitófagos de importância econômica (NICASTRO, 2009).

A milbemectina, um acaricida e inseticida também neurotóxico que age na transmissão sináptica, inicialmente como neurotransmissora do GABA (ácido γ -aminobutírico) (agonista de receptores), fazendo com que a membrana da célula nervosa seja permeável para o íon cloro, ativando o fluxo de cloro que inibem a transmissão dos estímulos nervosos. Afeta o mecanismo fisiológico, causando paralisia e conseqüentemente a morte (GALLO, 2002).

2.5.3 Fenpropratrina

O acaricida fenpropratrina é comercializado também em concentração emulsionável (CE), pertence ao grupo dos piretroides que são os derivados sintéticos das piretrinas, ésteres tóxicos isolados das flores das espécies de *Chrysanthemum cinerariaefolium*. Seu modo de ação nos organismos dos artrópodes em geral é semelhante ao do DDT, sendo classificados em dois grupos: piretroides tipo 1, sem grupo alfa-ciano: piretroides tipo 2, com grupo alfa-ciano, salientando que a fenpropratrina encontra-se no grupo 2. De modo geral, esses produtos químicos agem no sistema nervoso central e periférico dos insetos, apresentam como sítio ativo os canais de sódio que estão localizados na membrana do neurônio, que é responsável pela transmissão do impulso nervoso. Após a ligação do inseticida aos canais, esses permanecem abertos elevando a incapacidade de repolarização da membrana, fazendo com que os organismos intoxicados apresentem um quadro de hiperexcitabilidade, desordenação seguidos da paralisia (DAVIES et al., 2011 apud BATISTA, 2012; GARCIA NETO, 2011).

2.5.4 Calda Sulfocálcica

A calda sulfocálcica é resultante de uma reação corretamente balanceada entre o cálcio e o enxofre dissolvidos em água e submetidos à fervura, constituindo uma mistura de polissulfetos de cálcio. Além do seu efeito fungicida, exerce ação sobre ácaros, lagartas, cochonilhas e outros insetos sugadores; além da ação repelente sobre “brocas” que atacam tecidos lenhosos. Relatos acrescentaram que esse produto pode ainda ser utilizado como adubo foliar, indutor de resistência das plantas ao ataque de pragas, porém, em concentrações específicas para cada tipo de organismo. Pesquisas salientaram o cuidado do uso de altas concentrações, as quais aumentam as chances de queimas das folhas e frutos, principalmente

nas épocas mais quentes do ano, onde devem ser recomendado em concentrações baixas, considerando que há aumento do seu potencial em decorrência das altas temperaturas (EMBRAPA, 2001). A toxicidade da calda ocorre devido à liberação dos gases tóxicos sulfeto de hidrogênio (H₂S) e dióxido de enxofre (SO₂), (PATTARO, 2004; ANDRADE, 2011).

Afonso et al. (2007) avaliaram a aplicação da calda sulfocálcica e do óleo mineral para o controle da cochonilha-parda *Parthenolecanium persicae* (Hemiptera: Coccidae) na cultura da videira, e constataram que esse produto na concentração de 1% reduziu a infestação da praga aos 35 e 79 dias após aplicação (DAA), respectivamente em, 44,8% e 58,9%.

Contudo o uso de acaricidas químicos sintéticos no controle do ácaro rajado, *T. urticae* deve ser feito de maneira que vise à preservação dos seus inimigos naturais, assim como do meio ambiente, tentando, inclusive, evitar à seleção de linhagens de populações resistentes. Entretanto, em decorrência do seu uso indiscriminado, associado ao número reduzido de registros para o controle do *T. urticae* no mamão, problemas da presença de resíduos inibindo as exportações, além da fitotoxicidade na planta, a contaminação humana e ambiental, tem sido problemas concomitantes a seleção de populações resistentes (Manica & Martins, 2006; Marin, 2003; Sato, 2005; Moro, 2009), exigindo do produtor o uso cada vez mais contínuo desses acaricidas.

2.5.5 Resistência de *T. urticae* a produtos fitossanitários

A resistência é definida como a capacidade de uma população de um organismo de tolerar doses de um composto químico tóxico que seria letal para a maioria da população (Croft, 1990, Sato, 2007). O surgimento de resistência de ácaros fitófagos aos acaricidas ocorre principalmente em virtude do elevado potencial reprodutivo, ciclo curto de vida e pelo uso frequente e repetitivo dos mesmos acaricidas (pressão de seleção) em determinada área (STUMPF et al., 2001; PEIXOTO et al., 2009).

Estudos realizados por Sato et al. (2007) relataram que a espécie *T. urticae* vem desenvolvendo uma grande capacidade de resistir aos principais compostos utilizados nas mais diversas culturas agrícolas em que estão presentes, principalmente para abamectina e fenpyroximate, o que tem limitado sua supressão por meio de produtos químicos.

No entanto, Esteves Filho et al. (2010) analisaram a toxicidade dos inseticidas e acaricidas fenpyroximate, lufenuron, tetradifon, azocyclotin, carbosulfan, dicofol, enxofre elementar e chlorfenapyr, aplicados nas folhas do mamoeiro, sobre diferentes estágios de vida de *T. urticae*. Relataram que, os agrotóxicos tetradifon, dicofol e fenpyroximate foram os

mais eficientes no controle de ovos, dicofol e azocyclotin no controle de fêmeas, e que para as formas jovens, larvas e ninfas, azocyclotin, chlorfenapyr, fenpyroximate, dicofol e tetradifon foram eficientes. Por outro lado, Albuquerque et al. (2003) avaliando o efeito de acaricidas e inseticidas sobre ovos e fêmeas adultas do ácaro rajado observaram que os produtos dicofol, profenofós e bifentrin foram os mais eficientes no controle de fêmeas de *T. urticae*, porém, ressaltaram que esses produtos devem ser utilizados de forma criteriosa no intuito de se evitar o aparecimento de populações resistentes.

Em contraposição e com grandes expansões de pesquisa no meio científico, têm sido o uso de técnicas dentro do contexto do controle biológico, por apresentarem, de modo geral, menores impactos ao meio ambiente, homem e demais setores envolvidos na cadeia produtiva. Dentre as técnicas que envolvem o controle biológico, merecem destaque os microorganismos entomopatogênicos, os quais tem sido uma excelente alternativa para substituir ou conciliar às aplicações de produtos fitossanitários utilizados no controle de pragas em áreas com produção agrícola.

O uso de microorganismos entomopagênicos, como a espécie de fungo *Beauveria bassiana* como controle biológico, integrado ou não com o uso de acaricidas registrados na cultura de *C. papaya*, devem ser incentivados e fomentados, a fim de promover a preservação dos inimigos naturais, diminuir os riscos ambientais e contaminação humana, bem como, o surgimento de linhagens resistentes de pragas.

2.6 Controle de *T. urticae* com entomopatógenos

O controle biológico consiste na regulação de pragas com o uso de inimigos naturais que são os predadores, parasitoides, parasitas, competidores e entomopatógenos. É uma técnica de controle antiga, existem relatos de que os chineses usavam já no século III formigas predadoras para controlar pragas em plantas cítricas (Carvalho, 2006). No Brasil, o uso de organismos benéficos para o controle de pragas de importância agrícola, teve início por volta da década de 70, e cada vez mais vem evoluindo os estudos e pesquisas (Alves, 1998), principalmente nas duas últimas décadas.

No que diz respeito ao uso de microrganismos para controle de ácaros e insetos na agricultura, os fungos são os patógenos mais utilizados, principalmente devido à capacidade de suprimir uma vasta variedade de hospedeiros, tanto com ação de contato, como por ingestão (Alves, 1998). Os ácaros ao serem infectados por fungos ficam com o seu corpo coberto por micélio, com o cadáver descolorido e endurecido, contendo micélio e esporos do

patógeno, que são estruturas úteis para sua identificação (ALVES, 1998; CAVALCANTI et al., 2008).

Tamai (1998) analisando espécies de diferentes fungos entomopatogênicos para o controle *T. urticae*, dentre eles isolados de *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin, *B. bassiana*, relatou que todos os isolados de *B. bassiana* na concentração de 5×10^8 conídios/mL, foram patogênicos a essa espécie de ácaro, com grandes variações na mortalidade, de 5,5 a 100%, após seis dias após a inoculação.

Em decorrência da resistência do ácaro rajado ao controle com produtos químicos sintéticos, trabalhos científicos vêm sendo desenvolvidos com fungos entomopatogênicos buscando fomentar o uso do controle biológico para o controle desse artrópode.

2.6.1 Fungos entomopatogênicos

Os fungos são organismos que possuem tamanhos e formas variáveis, sendo classificados como unicelulares ou constituídos por um conjunto de micélio com parede composta de quitina ou celulose, são patógenos que colonizam insetos e ácaros fitófagos. Dentre os fungos entomopatogênicos considerados relevantes, como causadores de epizootias, temos os do gênero: *Beauveria* e *Metarhizium* (Alves, 1998; Schamne, 2010), como os mais significativos do ponto de vista agrícola. Os fungos entomopatogênicos podem infectar os hospedeiros em suas diferentes fases de desenvolvimento, sendo que a maioria apresenta um mecanismo de penetração especializado via tegumento, considerada uma vantagem em relação a outros grupos de patógenos que infectam o inseto apenas via oral (Alves, 1998), ou por aberturas naturais.

De acordo com Alves (1998), a adesão é a primeira etapa no processo de infecção que pode levar 6 horas, em seguida, ocorre à germinação, que dura de 12 a 18 horas dependendo dos fatores abióticos e nutricionais, posteriormente acontece à penetração através da cutícula por ação mecânica e processo de colonização do corpo do inseto, produção de toxinas, exteriorização das estruturas fúngicas, produção de conídios sobre a carcaça do hospedeiro e disseminação, possibilitando contaminação da hemolinfa, alastrando-se por todo o inseto (Loureiro et al., 2005). Decorridas 72 horas da inoculação, o inseto apresenta-se totalmente colonizado e, sobre o cadáver ocorre à produção de grande quantidade de conidióforos e conídios.

Os fungos possuem estruturas específicas durante o processo de patogenicidade aos hospedeiros. Os conídios são estruturas dos fungos utilizadas para controlar pragas, sua

função é reproduzir e disseminar na hemolinfa. Os blastósporos que se disseminam na hemolinfa do hospedeiro; o micélio que migra para fora do hospedeiro e permite o processo de conidiogênese; e como estrutura de resistência tem os esporos permitindo a sobrevivência do fungo no solo (Alves, 1998; Leite et al., 2003). A ação dos fungos é direcionada por fatores bióticos como linhagem genética, especificidade do fungo, e abióticos, como temperatura, umidade e fotoperíodo.

A análise dos fatores bióticos e abióticos é fundamental para aumentar a produção e, conseqüentemente, viabilizar o fornecimento do bioinseticida para uso em larga escala (ALVES, 1998). A importância dos fungos entomopatogênicos foi registrada como biopesticidas para o controle biológico em população de ácaros, como uma alternativa para o problema da utilização dos acaricidas (ALMEIDA, 2005).

2.6.2 Aspectos biológicos de *Beauveria bassiana*

O estudo taxonômico da *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill está sendo investigado, por meio de análises bioquímicas, características genéticas e aplicações morfológicas. Provavelmente é um deuteromiceto, pertence à ordem Ascomycota, classe Hyphomycetes, família Monilaceae, considerado patógeno para vários artrópodes pragas que acometem plantas no Brasil (MONTEIRO, 1998; BOVI, 2012).

Apresenta ocorrência cosmopolita, é testado para o controle biológico de insetos-praga sob diferentes condições ambientais, podendo colonizar artrópodes de diversas ordens (Athayde et al., 2001; Almeida, 2005). O gênero *Beauveria* inclui espécies de fungos com grande potencial como agente de controle microbiano, tendo o início dos estudos realizado pelo italiano Agostino Bassi, no início do século XIX.

A espécie *B. bassiana* foi nomeada em sua homenagem, que a descobriu em 1835 causando a doença conhecida como muscardina, que contaminou produções domésticas do bicho-da-seda (Svedese, 2007). *B. bassiana* apresenta conídios uninucleados ou multinucleados, hialinos, de forma arredondada que medem entre 1,5 e 2,0 μm . Os conidióforos são únicos ou agrupados irregularmente, de estrutura dilatada na base e afilada na extremidade de onde saem os conídios. A temperatura ótima para o crescimento de *B. bassiana* é entre 20 °C e 30 °C, porém o fungo é capaz de crescer em temperaturas entre 6 °C e 35 °C (FARGUES et al., 1998; ALVES, 1998).

Este fungo tem um de seus estágios do ciclo biológico classificado como parasita, os seus conídios podem penetrar em qualquer parte da cutícula do inseto, os seus esporos

germinam quando entram em contato com a superfície do hospedeiro, colonizam o inseto ou ácaro, levando-o a morte, posteriormente o crescimento do fungo reverte para a forma típica de hifas (o estágio saprófita). A capacidade de converter-se para a fase leveduriforme pode ser um pré-requisito para a patogenicidade (ALVES, 1998; BOVI, 2012).

Oliveira et al. (2002) relataram em trabalho realizado que os isolados de *B. bassiana* causaram elevados índices de mortalidade total, variando entre 77% (CB04) e 98% (CB17) e níveis de mortalidade confirmada variando entre 19% (CB95) e 75% (CB64), diferenças discrepantes ao ácaro *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae). Enquanto que Faria et al. (2010) constataram que somente conídios virulentos de *Beauveria* e *Metarhizium* com taxa de germinação rápida dentro de um período de 24 h de incubação foram considerados eficientes para o controlar de artrópodes pragas.

2.6.3 Produção de fungos entomopatogênicos

Segundo Tanzinni (2002), a produção de fungos entomopatogênicos representa uma etapa crítica e limitante no desenvolvimento de um programa de controle microbiano para uma determinada praga, dessa maneira, o surgimento de novas metodologias de sistemas de produção é necessário para tornar o controle microbiano de pragas economicamente viável para ser aplicado em grandes áreas agrícolas de produção. O custo para a produção dos entomopatógenos deve ser considerado, custos baixos e alta concentração durante a produção (ALVES, 1982), tornando viável a sua utilização.

Na produção de fungos entomopatogênicos o fator temperatura é um dos parâmetros físicos importantes para seu desenvolvimento e viabilidade. A faixa de temperatura ideal para o desenvolvimento de diversas espécies de fungos entomopatogênicos, de acordo com Loureiro (2002) está entre 20 °C e 30 °C.

2.6.4 Produção de fungos entomopatogênicos em meio sólido

De acordo com Alves (1998), a produção de fungos em meio sólido apresenta vantagens pela obtenção de uma quantidade maior de propágulos. As estruturas mais produzidas e comercializadas dos fungos *B. bassiana* e *M. anisopliae* são os conídios, utilizando-se meio de cultura sólido. A produção de meio de cultura sólido em laboratório tem sido eficiente para testar a viabilidade e a patogenicidade. Os fungos são reisolados e repicados constantemente para a obtenção de culturas monospóricas.

Deste modo, como a produção de fungos em meio sólidos é um método bastante prático e pode ser feita por vários métodos como a utilização de sacos plásticos de propileno, onde os discos de micélio são inoculados em saco de arroz e autoclavado, ou a partir da produção em meio BDA (Batata Dextrose Agar) que é um meio muito utilizado para a cultura de fungos em placa de Petri e tubos de ensaio. Outro meio bastante usado na produção de fungos entomopatogênicos é SDA (sabouraud-dextrose-ágar), sendo que após o desenvolvimento, os conídios (unidades infectivas produzidas) são separados do meio por peneiramento e encaminhados para uso direto ou formulados. Oliveira et al. (2000), avaliou a esporulação de *Sporothrix insectorum* (Hoog & H.C. Evans, 1974) em meio de extrato de levedura e farelo de trigo sólido produzindo $1,0 \times 10^8$ conídios/g, ao utilizar o meio de extrato de batata a produção foi de $5,5 \times 10^8$ conídios/g.

Métodos testando a produção de fungos em meios sólidos são primordiais para determinação de fatores abióticos. Trabalho realizado por Name et al. (2003) observaram que para *M. anisopliae*, a umidade final mais favorável foi ao redor de 35%, o que proporcionou maior número de conídios.g⁻¹ de arroz ($1,2 \times 10^9$), porém para *B. bassiana* o máximo obtido foi de $5,3 \times 10^8$ conídios.g⁻¹ de arroz no tratamento com 80% de água.

Na literatura há diversos trabalhos que relatam a virulência da espécie *B. bassiana*, fungo entomopatogênico a uma ampla variedade de pragas chaves de diversas culturas, a exemplo de frutíferas como o mamão. Entretanto, há necessidade do desenvolvimento de pesquisas que avaliem a patogenicidade desses fungos quando aplicados isolados ou consorciados a produtos formulados sintéticos, visando uma produção agrícola em larga escala, diminuindo dessa maneira o uso de agrotóxicos dentro do contexto e da estratégia do manejo integrado de pragas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBOTT, C.E. The toxic gases of lime-sulfur. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.38, n.5, p.618-620, 1945.
- AFONSO, A.P.S.; FARIA, J.L.C.; BOTTON, M.; ZANARDI, O.Z. Avaliação da calda sulfocálcica e do óleo mineral no controle da cochonilha-parda *Parthenole caniumpersicae* (Hemiptera: Coccidae) na cultura da videira. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.74, n.2, p.167-169, 2007.
- ALBUQUERQUE, F.A.; de, OLIVEIRA, J.V.; de, GODIM JUNIOR, M.G.C.; TORRES, J.B. Efeito de inseticidas e acaricidas sobre ovos e fêmeas adultas do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Revista de Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, v.13 n.1-8, p. 1-8, 2003.
- ALMEIDA, C. J. "Patogenicidade e viabilidade de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* Var. *anisopliae* e *Metarhizium anisopliae* Var. *acridium* ao *Anthonomus grandis* (Boheman) (Coleoptera: Curculionidae). 151 p. Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. CCB. Ciências Biológicas" (2005).
- ALVES, L.F.A. Alves ALVES, S.B.; OLIVEIRA, L.G.; C. M. JONSSOM. Efeito do fungo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. (Deuteromycetes) para *Astyanax scabripinnis* (Jenyns, 1842) (Pisces: Characidae). **Arquivo. Instituto Biologia**. São Paulo, v.75, n.4, p.471-479, out./dez., 2008.
- ALVES, S.B. **Caracterização, padronização e produção do *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok.** 1982. 95p. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1982.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos.** Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163p.
- ANDRADE, D. J.; OLIVEIRA, C. A. L. de; ROMANI, G. N. PATTARO, F. C. Efeito da calda sulfocálcica sobre o ácaro *Tetranychus mexicanus* (McGregor, 1950) em citros. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v.82, p.161-169, 2007.
- ANDRADE, D.J.; PATTARO, F.C.; OLIVEIRA, C.A.L. Resíduos de calda sulfocálcica sobre a eficiência de acaricidas no controle de *Brevipalpus phoenics*, **Ciência Rural**, v.41, n.10, p.1695-1901, 2011.
- ANDRADE, J. S. **Acaricidas Para o Manejo de *Tetranychus urticae* em Mamoeiro: Toxidade e Resistência no Norte do Espírito Santo.** 2009, 90 p. Tese (Doutorado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Rio de Janeiro, 2009.
- BACCHI, T. C.; FERNANDES, E. K. K.; ANGELO, I. C.; PERINOTTO, W. M. S.; BITTENCOURT, V. R. E. P. Avaliação do potencial de controle biológico do *Metarhizium anisopliae* sobre *Boophilus microplus* em teste de estábulo. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.16, n.4, p.243-245, 2007.

BATISTA, E. **Evolução de mutações no gene do canal de sódio associadas à resistência tipo Kdr em populações de Aedes (Stegomyia) aegypti do Estado de São Paulo.** 2012. 93 p. (Dissertação de Mestrado), Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo, São Paulo- SP, 2012.

BERILLI, S. S.; OLIVEIRA, J. G.; A, B.; SOUSA, E. F.; VIANA, A. P.; BERNARDO, S.; PEREIRA.; M. G. Avaliação da taxa de crescimento de frutos de mamão (*Carica papaya* L.) em função das épocas do ano e graus-dias acumulados. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal , v.29, n.1, p.011-014, abr. 2007.

BERNARDI, D.; BOTTON, M.; CUNHA, U. da S.; NAVA, D.E.; GARCIA, M.S. **Bioecologia, monitoramento e controle do ácaro-rajado com o emprego da azadiractina e ácaros predadores na cultura do morangueiro.** Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2010. 8p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular técnica, 83).

BERNARDI, E.; PINTO, D.M.; NASCIMENTO, J.S.; RIBEIRO, P.B.; SILVA, C.I. Efeitos de fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* sobre o desenvolvimento de musca doméstica l. (díptera: muscidae) em laboratório. **Arquivo Instituto Biológico**, São Paulo, v.73, n.1, p.127-129, 2006.

BOVI, E. C. V. **Caracterização patogênica e molecular de isolados de Beauveria sp e Metarhizium sp. de diferentes regiões do Brasil para o controle de Diatraea saccharalis Fabricius (Léidoptera: Crambidae).** 165 p. 2012. Dissertação (mestrado), Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Campus de São José do Rio Preto, 2012.

BRAGA, H F; CONTI-SILVA, A. C. Determinação da doçura ideal em néctar de mamão adicionado de açúcar. **Ciencia Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 4, p. 723-727, 2014.

BUSTOS. A; CANTOR, F; CURE. J.R.; RODRIGUEZ, D.; Padronização da Criação de Tetranychus urticae Koch (Acari: Tetranychidae) em Feijoeiro (Phaseolus vulgaris): Idade da Planta e Tempo de Colheita. **Neotropical Entomology**, Londrina-PR v. 38, n. 5, p. 653-659, 2009.

CARVALHO, R. da S. **Biocontrole de moscas-das-frutas: histórico, conceitos e estratégias.** Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, v.7, n.3, p. 14-18, 2006. (Circular técnica 83).

CAVALCANTI, R.S., REIS, P.R., JUNIOR, A.M., FALQUETO, R., FRANCO, R.A.; CARVALHO, T.M.B. Patogenicidade de fungos entomopatogênicos a três espécies de ácaros em café. **Coffee Science**, vol. 3, n.1, p. 68-75, 2008.

CESAR FILHO, E.; MARQUES, E. J.; BARROS, R. Seleção de *Metarhizium anisopliae* (METSCH.) and *Beauveria bassiana* (Bals.) isolates to control *Alabama argillacea* (HUEBNER) CATERPILLARS. **Scientia agrícola**, p.457-562, 2002.

CROFT, B.A. Management of pesticide resistance in arthropod pests. In: GREEN, M.B.; MOBERG, W.K.; LEBARON, H. (eds.). Managing resistance to agrochemicals: fundamental and practical approaches to combating resistance. **American Chemical Society**, Washington, DC, p.149-168, 1990.

ESTEVEES FILHO, A. B.; OLIVEIRA, J.V. de; GONDIM JÚNIOR, M.G.C. Toxicidade de acaricidas sobre diferentes estágios de vida de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro. **BioAssay**, v.3, n.6, p. 1-6, 2008.

ESTEVEES FILHO, A.B.; OLIVEIRA, J.V.; TORRES, J.B.; GONDIM JR, M.G.C. Biologia comparada e comportamento de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em algodoeiro Bollgard™ e isolinha não-transgênica. **Neotropical Entomology**, v.39, n.3, p.338-344, 2010.

ESTEVEES FILHO, A.B.; OLIVEIRA, J.V.; TORRES, J.B.; MATOS, C.H.C.; Toxicidade de espiromesifeno e acaricidas naturais para *Tetranychus urticae* Koch e compatibilidade com *Phytoseiulus macropilis* (Banks). **Semina**, v. 34, n. 6, p. 2675-2686, 2013.

FADINI, M A.M.; LEMOS, W. P., PALLINI, A.; VENZON, M.; MOURÃO, S. Herbivoriade *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) induz defesa direta em morangueiro **Neotropical Entomology**, v.33, n.3, p.293-297, 2004. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/ne/v33n3/v33n3a03.pdf>>. Acesso em: 06 set. 2014.

FAOSTAT. **Estatística do Fundo das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura**, 2015.

FARGUES, J.; GOETTEL, M. S.; SMITS, N.; OUEDRAOGO, A.; ROUGIER, M. Effect of temperature on vegetative growth of *B. bassiana* isolates from different origins. **Mycologia, Lancaster**, v.89, n.3, p.383-392, 1997.

FARIA, M.; HOTCHKISS, J.H.; HAJEK, A.E.; WRAIGHT, S.P. Debilitation in conidia of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* and implication with respect to viability determinations and mycopesticide quality assessments. **Journal of Invertebrate Pathology**, 105: p.74–83, 2010.

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

FIDELIS, E.G. Interferência in vitro de pesticidas e condições ideais para a germinação e crescimento do tubo polínico do mamoeiro (*Carica papaya* L.). **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 27 p.171-176. 2005.

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

GARCIA NETO, L. J. **Efeito residual do Diflubenzuron sobre larvas de Aedes aegypti em condições simuladas de campo, no laboratório**. 2011. 114p. Dissertação (Mestrado Acadêmico em Saúde Pública). Centro de Ciências da Saúde, Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza, 2011.

GENTZ, M. C.; MURDOCH, G.; KING, G. F. Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced risk pest management. **Biological Control**, Orlando, v. 52, n. 3, p. 208-215, 2010.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2012. Disponível: <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: 10 abr. 2006.

IBRAF. **Instituto Brasileiro de Frutas**. Disponível em: <www.ibraf.org.br>. Acesso em: 27 de setembro de 2014.

JACOMINO, A. P.; BRON, L. U.; KLUGE, R. A. Avanços em tecnologia pós-colheita de mamão. In: MARTINS, D. S. **Papaya Brasil: qualidade do mamão para o mercado interno**. Vitória, ES: INCAPER, p. 283-293, 2003.

KOGAN, M. & M. SHENK. Conceptualización del manejo integrado de plagas en escalas espaciales y niveles de integración más amplios. **Manejo Integrado de Plagas y Agroecología**, 65: 34-42. 2002.

LEITE, M.S.P.; ZALESKI, S.R.M.; PENTEADO, S.R.C.; CAMARGO, J.M.M.; RIBEIRO, R. D. 2003. Patogenicidade de cepas do fungo *Verticilium lecanii* (Zimm.) Viegas no controle de *Cinara atlantica* (Wilson, 1919) (Hemíptera: Aphididae). In: Simpósio sobre cinara em Pinus, 1. 2003, Curitiba. **Anais...** Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 Cd-Rom.

LIMA, L. M.; MORAIS, P. L. D.; MEDEIROS, E. V.; VANDER, M.; XAVIER, I. F.; LEITE, G. A. Qualidade pós-colheita do Mamão Formosa „Tainung 01” comercializado em diferentes estabelecimentos no município de Mossoró-RN. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 31, n. 3, p. 902-906, Setembro 2009.

LOUREIRO, E. S.; BATISTA FILHO, A.; ALMEIDA, J. E. M.; LEITE, L. G.; LAMAS, C. Efeito da temperatura e da luminosidade no desenvolvimento do fungo *Sporothrix insectarium* (Hoog & Evans). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, SP, v. 69, p. 79-83, 2002.

LOUREIRO, E.S.; MONTEIRO, A.C. Patogenicidade de isolados de três fungos entomopatogênicos a soldados de *Atta sexdens sexden* (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: M.R.de.; FARIAS, A.R.N. Comparação de métodos de produção de esporos de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. A *Diatraea saccharalis* (F.) (Lepidoptera: Crambidae) após armazenamento de conídios em baixa temperatura. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, n.2, v.29, p.303-307. 2000.

MANICA, I. Cultivares e melhoramento. In: MANICA, I.; MARTINS, D. dos S.; VENTURA, J. A. **Mamão: tecnologia de produção pós-colheita, exportação, mercados**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2006. p. 49-82.

MANICA, I.; MARTINS, D. S.; VENTURA, J. A. **Mamão: tecnologia de produção, pós-colheita, exportação, mercados**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2006. 361p.

MARIN, S. L. D.; GOMES, J. A.; SALGADO, J. S. **Recomendações para a cultura do mamoeiro cv. solo no estado do Espírito Santo**. 3. ed. revista ampliada. Vitória: EMCAPA, 1987. 64 p. (EMCAPA. Circular Técnica, 3).

MARQUES, E. J.; ALVES, S. B.; MARQUES, I.M.R. Virulência de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. a *Diatraea saccharalis* (F). (Lepidoptera: Crambidae) após armazenamento de conídios em baixa temperatura. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, n.2, v.29, p.303-307, 2000.

MENDONÇA, R. S. **Estudos Taxonômicos de Ácaros Tetranychideos no Brasil e Filogenia e Estrutura Genética do Ácaro Rajado *Tetranychus urticae* Koch, Inferidas a partir de Sequências do DNA Ribossômico e Mitocondrial**. 2009, 255 p. Tese de Doutorado. Universidade de Brasília.

MENEZES, E.L.A.; AQUINO, A.M.; CORREIA, M.E.F.M.; BARSANULFO, E. **Ácaros: Taxonomia, Bioecologia e sua Importância Agrícola**. Embrapa Agrobiologia, p. 24, 2007.

MESQUITA, A. L. M; FANCELLI, M; BRAGA SOBRINHO, R. Ocorrência e Importância de Inimigos Naturais de Pragas em Cultivo de Cajueiro Orgânico. **Comunicado Técnico**. 155. Fortaleza: EMBRAPA, 2009. 4p.

Ministério do Desenvolvimento, Indústria e Comércio Exterior, Agrolink/ Núcleo Central. Brasília: 2015. Disponível em: <http://www.agrolink.com.br/noticias/volume-das-exportacoes-de-mamao-cresce-em-2015_346430.html>. Acesso em: 10 jul. 2016.

MONTEIRO, L.B. **Perspectiva para o controle biológico de ácaros na cultura do mamoeiro**. Papaya Brasil, Vitória, volume único, p. 253-264, 2003.

MONTEIRO, S.G.; BITTENCOURT, V.R.E.P.; DAEMON, E.; FACCINI, J.L.H. Efeito dos fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* em ovos de *Rhipicephalus sanguineus* (acarixodidae). **Ciencia Rural**, Santa Maria, v. 28, n. 3, p. 461-466, 1998.

MORAES, G.J. & FLECHTMANN, C.H.W. **Manual de Acarologia, Acarologia Básica e Ácaros de Plantas Cultivadas no Brasil**. Holos, 2008. 288p.

MORO L.B., POLANCZYK, R.A., PRATISSOLI, D., CARVALHO, J.R. & FRANCO, C.R. Potencial do uso de fungos entomopatogênicos no controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro: efeito de cultivares sobre a patogenicidade. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, n. 2, p. 267-272. 2011

MORO, L.B.; **Biologia e Potencial de *Tetranychus urticae* Koch, (ACARI: TETRANICHYDAE) com fungos entomopatogênicos em mamoeiro**, (Dissertação de Mestrado), 2009, 50 p. Universidade Federal do Espírito Santo.

NAKANO, O.; Marinho J.A.; DODO M.H. Controle do ácaro-branco Polyphagotarsonemus latus (Banks) na cultura do algodão, com o inseticida Talisman© 200 CE. In: **Anais do V Congresso Brasileiro do Algodão**, Maceió, Al, Brasil, 2005.

NAME, K.P.O.; LEITE, A.F.G.; ALVES, R.T.; OLIVEIRA, M.A.S.; FIALHO, J.F.; FARIA, M. R. de.; FARIAS, A.R.N. Comparação de métodos de produção de esporos de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e *Sporothrix insectorum*. **Embrapa Cerrados**. Disponível em: Acesso em: 10 de Julho de 2016.

NÁVIA, D.; MENDONÇA, R.S.; FLECHTMANN, C.H.W. Ácaros de expressão quarentenária para o Brasil. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE ACAROLOGIA, 1, Viçosa, 2006. **Anais.**, Viçosa, 2006. p. 97-124.

NÁVIA, D.; MORAES, G.J. de.; FLECHTMANN, C.H.W. *Phytophagous mites* as invasive alien species: quarantine procedures. In: MORALES-MALACARA, J.B.; BEHAN-PELLETIER, V. UECKERMANN, PÉREZ, T.M.; ESTRADA, E.; GISPERT, C.; BADIL, M.(Eds.). *Acarology XI: Proc. Int. Cong. Inst. Biología, UNAM; Facultad de Ciencias, UNAM; Soc. Latinoamericana de Acarología.* Mexico. 2006. p. 87-96.

NICASTRO, R, L.; **Resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) ao Acaricida Milbemectin e Manejo do Ácaro-Praga em Morangueiro e Ornamentais com Utilização de Ácaros Predadores (Acari: Phytoseiidae).** 2009. 57p. Dissertação (Mestrado), Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, São Paulo-SP, 2009.

NICASTRO, R, L. **Resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) a acaricidas e uso de ácaros predadores (Phytoseiidae) para o manejo do ácaro praga em diversas culturas.** 2014. 84 p. Tese (Doutorado em Energia Nuclear na Agricultura e no Ambiente) - Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2014.

NICASTRO, R.L.; SATO, M.E.; ARTHUR, V.; SILVA, M.Z. da. Chlorfenapyr resistance in the spider mite *Tetranychus urticae*: stability, cross-resistance and monitoring of resistance. *Phytoparasitica, Bet Dagan*, v. 41, p. 503-513, 2013.

NICASTRO, R.L.; SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da. Milbemectin resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): selection, stability and cross-resistance to abamectin. ***Experimental and Applied Acarology***, v.50, p.231-241, 2010.

OLIVEIRA, S.M.C. **Exigências físicas e nutricionais para produção de *Sporothrix insectorum* em meios de cultura líquidos.** 2000. 45 p. (Dissertação de mestrado) UNESP - Universidade Estadual Paulista/ Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias Jaboticabal-SP.

PATTARO, F.C. **Aspectos técnicos e econômicos da poda e do controle químico no manejo da leprose dos citros.** 2006. 140 p. Tese (Doutorado em Agronomia – Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2006.

PATTARO, F.C. **Calda sulfocálcica no agrossistema citrícola.** 2000, 73 p. Dissertação (Mestre em Agronomia – Entomologia Agrícola) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 2003.

PATTARO, F.C.; OLIVEIRA, C.A.L.; OLIVEIRA, M.L. Eficiência de calda sulfocálcica por ação residual, tópica e ovicida no controle de *Brevipalpus phoenicis* (Acari: Tenuipalpidae) sobre frutos de citros, em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, Gramado **Resumos.** Gramado, 2004. p.168.

PEIXOTO, M.F., R.V.; BARBOSA, R.R.C.; OLIVEIRA, P.M.; FERNANDES, R.B. Amostragem do ácaro rajado *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e eficiência de acaricidas no seu controle na cultura do algodoeiro irrigado. Uberlândia- MG, **Bioscience**, v. 25, n. 2, p. 24 - 32, Mar./Apr. 2009.

PENTEADO S. R. **Controle alternativo de pragas e doenças com as caldas bordalesa, sulfocálcica e viçosa**. Campinas: Buena Mendes Gráfica e Editora. 95p, 2000.

PEREIRA, M.F.A.; BENEDETTI, R.A.L.; ALMEIDA, J.E.M.; OLIVEIRA, R.C.; ALVES, L.F.A.; NEVES, P.M.O.J. Suscetibilidade de *Oligonychus yothersi* (Acari: Tetranychidae) ao fungo *Beauveria bassiana*. **Sciencia Agrícola**, Piracicaba, v.59, n.1, p. 187-189, 2002.

PIRES, L. M.; MARQUES E. J.; OLIVEIRA J. V. de, ALVES, S. B. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) e sua compatibilidade com alguns inseticidas usados na cultura do tomateiro. **Neotropical Entomology**, v.39, n.6, p.977-983. 2010.

POLETTI, M.; COLLETTE, C.; OMOTO C. Compatibilidade de Agrotóxicos com os Ácaros Predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). **BioAssay**, v.3, n.3, p.14, 2008.

QUEIROZ, R. F. **Desenvolvimento do fruto de mamão Formosa ‘Tainung 01’ e ponto ideal de 128 colheitas**. 2009. 80 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia: Fitotecnia) Mossoró, UFERSA.

REICHERT, M. B., **Bioecologia de Ácaros (Acari) Associados à Cultura a Soja (Glycine Max (L.) Merrill) (Fabaceae) na Região Noroeste do Estado do Rio Grande do Sul**. 2013. p. 96 (Dissertação de Mestrado). Centro Universitário UNIVATES, Lajeado, RS.

REIS, P.R.; SOUZA, J.C. de; GONÇALVES, N.P. **Pragas da videira tropical**. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v.19, n.194, p.92-95, 1998.

RIBEIRO, M.G.P.M.; MICHEREFF FILHO, M; GUEDES, I.M.R.; JUNQUEIRA, A.M.R; LIZ, R.S. Efeito da adubação química na infestação do ácaro rajado e na produção do morangueiro. **Horticultura Brasileira**, v.30, n.4, p.: 673-680. 2012.

ROCHA, R.H.C. **Qualidade e vida útil pós-colheita do mamão Formosa ‘Tainung 01’ armazenado sob refrigeração**. 2003. 64 p. (Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Escola Superior de Agricultura de Mossoró, Mossoró-RN.

RODRÍGUEZ, M. S.; GERDING, M. P.; FRANCE, A. Selección de aislamientos de hongos entomopatógenos para el control de huevos de la polilla del tomate, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). **Agrícola Técnica** (Chile) v.66, p.151-158, 2006.

RODRÍGUEZ-GÓMEZ, D.; LOERA, O.; SAUCEDO-CASTAÑEDA, G.; VINIEGRAGONZALÉZ, G. Substrate influence on physiology and virulence of *Beauveria bassiana* acting on larvae and adults of *Tenebrio molitor*. **World Journal Microbiology Biotechnology**, v.25, n.3, p.513-518, mar. 2009.

RUGGIERO, C.; MARIN, S. L. D.; DURIGAN, J. F. Mamão, uma história de sucesso. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, vol.33, Volume Especial, E. 076-082, p. 1-7, 2011.

SALOMÃO, K.P.O.S.; POLANCZY, R.A.; FRANCO, C.R.; PRATISSOLI, D.; RONDELLI, V. M.; Biologia de *Tetranychus urticae* (acari:tetranychidae) sobre aface adaxial e abaxial de folhas de mamoeiro. In: MARTINS, D. dos S. (Org.). **Papaya Brasil: pesquisa científica e a crise no mercado de mamão**. Vitória: Incaper, 2009, p. 461-464.

SALOMÃO, L.C.C.; SIQUEIRA, D.L.; SANTOS, D.; BORBA, A.N. **Cultivo do Mamoeiro**. Viçosa: Editora UFV, 2007. 73 p.

SANCHES, N. F.; SANTOS, H. P. F.; OLIVEIRA, A. A. R.; LOPES, F. F.; ANDRADE, P.R., CRUZ, J. L.; SANTOS, M. J.; **Comportamento de Mamoeiros dos grupos Solo e Formosa ante a presença do Ácaro Rajado (*Tetranychus urticae*), da Cigarrinha Verde (*Solanasca bordia*) e da Cochonilha (*Aonidiella comperei*)**. ENTOMOLOGIA, Cruz das Almas – Bahia, Embrapa e Fruticultura, 2009. 4p.

SANCHES, N.F.; NASCIMENTO, A.S.; MARTINS, D.S.; MARIN, S.L.D. Pragas. In: RITZINGER, C.H.S.P.; SOUZA, J.S. **Mamão: fitossanidade**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, p.27-36. 2000.

SATO, M. E.; SILVA, M. Z. da; SILVA, R. B. da; SOUZA FILHO, M. F. de; RAGA, A. Management of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in strawberry fields with *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) and acaricides. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdã, v. 42, n. 2, p. 107-120, 2007.

SATO, M.E.; MIYATA, T.; SILVA, M. DA; RAGA, A.; SOUZA FILHO, M.F. de. Selections for fenpyroximate resistance and susceptibility, and inheritance, cross-resistance and stability of fenpyroximate resistance in *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v.39, p.293-302, 2004.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da; RAGA, A.; SOUZA FILHO, M.F. de. Abamectin resistance in *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae): Selection, cross-resistance and stability of resistance. **Neotropical Entomology**, Vacaria, v.34, n.6, p.1-8, 2005.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z. SILVA, R.B., M.F. de SOUZA FILHO; RAGA, A. Monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) a abamectin e fenpyroximate em diversas culturas no Estado de São Paulo. **Arquivos do Instituto Biológico** v.76, n.2 p.217-223, 2009.

SCHAMNE, P. A.; **Efeito de aditivos e fishfertilquitosana® em meios sólidos na produção de conídios de *Metarhizium anisopliae* (METSCH.) SOROKIN E *Beauveria bassiana* (BALS.) VUILLEMIN**. 2010. 48 p. Dissertação (mestrado). Universidade Estadual do Centro- Oeste. Guarapuava- PR.

SERRANO, L. A. L.; CATTANEO, L.F. O cultivo do mamoeiro no Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.32, n.3, p. 657-959, 2010.

SILVA, C. A. D. et al. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* patogênica a *Alabama argillacea* (Hübner,1818) (LEPIDOPTERA: NOCTUIDAE). IN: IV Congresso Brasileiro de Algodão, 2003, Goiânia, **Anais do IV Congresso Brasileiro de Algodão**, 2003, p.4.

SILVA, C. A. D. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* patogênica ao bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.36, p. 243-247, 2001.

SILVA, E. A.R; BATISTA FILHO, A; WENZEL, I.M; FURTADO, E.L.; ALMEIDA, J.E.M. Seleção de Isolados de Fungos Entomopatogênicos para o controle de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Tingidae), **Arquivo Instituto Biológico**, São Paulo, v.79, n.4, p.549-556, out./dez., 2012.

SILVA, V.C.A.; BARROS, R.; MARQUES, E.J.; TORRES, J.B. Suscetibilidade de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera:Plutellidae) aos fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Neotropical Entomology**, v.32, n.4, p.653-658, 2003.

SIMÃO, S. **Tratado de Fruticultura**, Piracicaba, SP: FEALQ, 1998. 760p.

SOUZA, S. A. M. Mamão no Brasil: distribuição regional da produção e comportamento dos preços no período 1996-2005. **Informações Econômicas**, SP, v.37, n.9, p. 24-32, 2007.

STUMPF, N.; NAUEN, R. Cross-resistance, inheritance, and biochemistry of mitochondrial electron transport inhibitor acaricide resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.94, p.1577-1583, 2001.

SULZBACH, M., OTT, R., SCHAFER, G., OTT, A. P. Abundance and seasonality of two-spotted spider mite on gerbera cultivars. **Ciência Rural**, v.45, n.4, p.578-584, abr, 2015.

SVEDESE V. M. **Suscetibilidade de *Zaprius Indianus* (Diptera: Drosophilidae) ao Fungo Entomopatogênico *Beauveria Bassiana***. 2007. 57p. (Dissertação de Mestrado), Universidade Federal do Pernambuco Recife-PE. 2007.

TAMAI, M.A. **Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch**. Piracicaba, 1998. 86p. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, 1998.

TAMAI, M.A.; ALVES, S.B.; ALMEIDA, J.E.M; FAION, M. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 69, n. 3, p. 77-84, 2002.

TANZINI, M.R. **Controle do percevejo-de-renda-dasingueira (*Leptopharsa heveae*) com fungos entomopatogênicos**. 2002. 140f. Tese (Doutorado em Ciências – Área de Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2002.

TEIXEIRA, G.H.A.; DURIGAN, J.F.; MATTIUZ, B.; ROSSI JUNIOR, O.D. **Processamento mínimo de mamão ‘Formosa’**. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.21, n.1, p.47-50, 2001.

VALADÃO, G. S.; VIEIRA, M. R.; PIGARI, S. A.; AVELHANEDA, T. V.; GOMES, A. C. Da. Resistência de cultivares de videira ao ácaro-rajado *Tetranychus urticae* na região de Jales, estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.34, n.4, p.1051- 1058, 2012.

VALADÃO, G.S. **Ocorrência sazonal da acarofauna em videira no município de Jales-SP, e avaliação de resistência de variedades a *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)**. 2010. 78f. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Sistemas de Produção) - Faculdade de Engenharia, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2010.

VANDENBERG, J.D.; SHELTON, A.M.; WILSEY W.T.; RAMOS, M. Assessment of *Beauveria bassiana* sprays for control of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) on crucifers. **J. Econ. Entomol.** 91: 624-630, 1998.

VERONEZ, B. **Efeito de compostos sintéticos e naturais sobre *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e resistência do ácaro-praga a espiromesifeno**. 2011. 57 p. (Dissertação de mestrado) apresentada ao Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, para obtenção do título de Mestre em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio. 2011.

VERONEZ, B.; SATO, M. E.; NICASTRO, R. L. Toxicidade de compostos sintéticos e naturais sobre *Tetranychus urticae* e o predador *Phytoseiulus macropilis*. **Pesquisa Agropecuária**, v.47, n.4, p.511-518, 2012.

VIEIRA, A.; RUGGIERO, C.; MARIN, S. L. D. Fitotoxicidade de fungicidas, acaricidas e inseticidas, sobre o mamoeiro (*Carica papaya* L.) Cultivar Sunrise Solo Improved Line 72/12 em condições de campo. 176, **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v.23, n.2, 315-319, 2001.

VIEIRA, M.R.; CORREA, L.S.; CASTRO, T.M.G.; SILVA, L.F.S.; MONTEVERDE, M.S. Efeito do cultivo do mamoeiro (*Carica papaya* L.) em ambiente protegido sobre a ocorrência de ácaros fitófagos e moscas-brancas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 26, n.3, p.441-445, 2004.

WAQUIL, J.M. Manejo integrado de pragas: revisão histórica e perspectivas. **Embrapa Milho e Sorgo**, Sete Lagoas-MG, p. 1-11, 2002.

ZAPPELINI, L.O.; ALMEIDA, J.E.M.; BATISTA FILHO, A.; GIOMETTI, F.H.C. Seleção de isolados do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorok. visando o controle da broca da cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* (Fabr., 1794). **Arquivo. Instituto. Biologia**. 77:75-82, 2010.

CAPÍTULO I:

Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* patogênicos a *Tetranychus urticae*, praga no mamoeiro.

RESUMO

MARTINS, Francisca Amanda Abreu. *Beauveria bassiana* e acaricidas sintéticos avaliados em condições *in vitro* recomendados para a cultura do mamoeiro no controle de *Tetranychus urticae* Koch. 2016. 98p. Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical) – Universidade Federal de Campina Grande, Pombal – PB, 2016¹.

O manejo integrado de pragas consiste no uso de táticas de controles no agroecossistema com bases econômicas, ecológicas e sociais, e tem como princípio fomentar o uso do controle biológico. Fungos entomopatogênicos tem sido uma estratégia viável em substituição ao uso indiscriminado de agroquímicos. Esses fungos podem ser isolados do ambiente para serem utilizados como redutores e colonizadores de insetos-praga em áreas agrícolas. Nesse contexto, o presente estudo teve como objetivo prospectar, isolamentos de insetos moribundos, linhagens fúngicas de *Beauveria bassiana*, relatados como promissores entomopatogênicos. Para aquisição do fungo *B. bassiana* estratificou-se uma importante área de cultivos de hortaliças no município de Cajazeiras, Alto Sertão Paraibano, buscando a ocorrência de insetos moribundos sobre o solo, os quais foram coletados com auxílio de pinças entomológicas e acondicionados em placas de Petri, e conduzidos para laboratório de Microbiologia da Central de Saúde da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG) Campus de Cajazeiras. Nessas condições, ocorreram os procedimentos de assepsia e submissão do material coletado à análise estereoscópica, encontrando hifas e resíduos miceliais intra e interinseto. As estruturas foram transferidas para meio *Saborround Dextrose Ágar*, adicionando cloranfenicol a 2%. Os isolados, avaliados diariamente, com auxílio de microscópio óptico, foram incubados por 12 dias sob temperatura de 28 ± 2 °C. Em decorrência das impurezas provenientes do campo foram feitas repicagens, a fim de obter a seleção dos isolados de *B. bassiana*. Obteve-se 10 linhagens de *B. bassiana*, identificadas com auxílio de chave de identificação para fungos que estão mantidas em meios de culturas na UFCG, e os isolados de *B. bassiana* foram enviados ao Laboratório de Seletividade de Produtos Químicos da Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA) para a realização de bioensaios *in vitro*, buscando avaliar a eficiência sobre o *T. urticae*, para possíveis aplicações em campos de produção de mamão, visando à segurança agrícola, ambiental e obtenção de cultivos sustentáveis.

Palavras-Chave: Manejo integrado de pragas, entomopatogênicos, controle biológico, agroecossistema.

¹ Orientador: Prof. Maurício Sekiguchi de Godoy, DCV/UFERSA.

ABSTRACT

MARTINS, Francisca Amanda Abreu. *Beauveria bassiana* and synthetic acaricides evaluated under in vitro conditions recommended for the cultivation of papaya in the control of *Tetranychus urticae* Koch. 2016. 98p. Dissertation (Master of Tropical Horticulture) - Federal University of Campina Grande, Pombal - PB, 2016¹.

Integrated plague management is the use of control tactics in agroecosistema with economic bases, ecological and social, and the biological control fungi with a viable strategy to the indiscriminate use of agrochemicals. The entomopathogenic fungi can be isolated from the environment to be used as reducers and colonizers of insect pests in agricultural areas. This study aimed at exploring, isolations dying insects, fungal strains of *Beauveria bassiana*, reported as entomopathogenic promising. Stratify was an important area of vegetable crops in the city of Cajazeiras, High Hinterland Paraibano, seeking the occurrence of dying insects on the soil, which were collected with the help of entomological tweezers and placed in *Petri* plate, conducted for Microbiology Laboratory Health Center (UFCG). Under these conditions, there were the sterilization procedures and submission of material collected for stereoscopic analysis, finding hyphae and mycelial waste intra-inter-insect. The structures were transferred to *Saborround Dextrose Agar* medium, adding chloramphenicol to 2%. Isolated, evaluated daily, were incubated for 12 days at a temperature of 28 ± 2 ° C. As a result of impurities from the field subcultures were made in order to obtain the selection of *B. bassiana*. Was obtained 10 strains of *B. bassiana* that are maintained in culture medium in UFCG, and isolates of *B. bassiana* were sent to the Entomology Laboratory of the Federal Rural University of Semi-Arid (UFERSA) for performing bioassays *in vitro* on the *T. urticae* for possible applications in papaya production fields, aimed at agricultural, environmental safety and achieving sustainable crops.

Keywords: Integrated pest management, Agroecosystem, biological control, entomopathogenic.

¹ Advisor: Prof. Maurício Sekiguchi de Godoy, DCV/UFERSA.

1 INTRODUÇÃO

O fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* exibe resultados promissores nos programas de controle de pragas desde a década de 70 no Brasil (ALVES, 1998). O gênero *Beauveria*, pode ser encontrado em insetos mortos naturalmente no ambiente, pois se caracteriza por infectar um grande número de espécies de artrópodes, desta maneira, estão amplamente distribuídos na natureza, podendo ser encontrado e isolado facilmente do meio, solo ou organismos contaminados (ALVES, 1998). O fungo *B. bassiana* produz exoenzimas, proteases, lipases, quitinases e metabólitos, tais como, a beauvericina, que causa toxicidade no hospedeiro desestruturando a parede intestinal atingido a hemolinfa, e se difundido por todo o corpo do organismo (ALMEIDA, 2005; LOUREIRO et al., 2005).

Os insetos e ácaros fitófagos colonizados por *B. bassiana* apresentam corpo coberto por um micélio branco, caracterizando a presença da doença muscardina branca. Os conídios germinam e penetram principalmente via tegumentar se diferenciando em hifas para a formação de apressório, ao atingir a hemolinfa o tubo germinativo ocasiona a morte do hospedeiro, essa fase é denominada fase parasitária, posteriormente ocorre à fase sapróbia com a exteriorização dos conídios (Alves, 1998), características que possibilitam seu uso no controle de artrópodes, como por exemplo, ácaros fitófagos.

O *T. urticae* é considerado uma praga na cultura do mamoeiro causando prejuízos financeiros aos agricultores, principalmente em virtude de seleção de populações resistentes, provenientes do mau uso de acaricidas químicos. Estudos realizados por Sato et al. (2007) relataram que a espécie *T. urticae* vem desenvolvendo uma grande capacidade de resistir aos principais compostos utilizados nas culturas agrícolas, como por exemplo os acaricidas abamectina e fenpyroximate, limitando seu controle por meio dessas moléculas químicas. Diante disso, a busca por alternativas aos acaricidas sintéticos é cada vez mais necessária, nessa perspectiva, o uso de *B. bassiana* no controle de *T. urticae* se constitui uma possibilidade promissora. Silva et al. (2012) selecionaram isolados de fungos visando o controle de *Leptopharsa heveae* Drake & Poor (Hemiptera: Tingidae), e constataram que *B. bassiana* e *M. anisopliae* foram os isolados mais virulentos sobre *Leptopharsa heveae* (Drake & Poor), (Hemiptera: Tingidae).

O estudo do processo de infecção e reprodução de *B. bassiana* sobre *T. urticae*, conduzido por Neves et al. (1997), revelou que os conídios do patógeno podem aderir em toda superfície do corpo do ácaro, sendo que, em 24 horas após a inoculação já se encontravam

aderidos e iniciando o processo de germinação e de penetração. Nos programas de controle de pragas por meio microbiano é necessário que seja feita a seleção e isolamento de microorganismos que expressem viabilidade e patogenicidade para que sejam promissores, de maneira que apresentem capacidade de disseminação, produção de conídios e alta taxa de crescimento, e essas características específicas, podem ser encontradas em linhagens puras presentes no meio ambiente (FRIGO & AZEVEDO, 1986; ALVES, 1998 APUD GARCIA, 2004).

O uso dos fungos para o controle biológico de pragas pode ser realizado pela produção *in vitro* ou *in vivo*, em diferentes meios de cultura: sólido, semisólido ou líquido, o mais promissor para a criação de fungos têm sido o meio sólido por apresentar uma maior produção de estruturas com propágulos e ser menos oneroso quando comparado com aos demais; além disso, deve objetivar a aquisição de propágulos viáveis que apresentam potencial entomopatogênico para que sejam usadas de forma eficiente. O meio de cultura precisa fornecer nutrientes para que ocorra o crescimento, deve ser constituído por uma fonte de carbono e de nitrogênio, sais minerais e alguns fatores de crescimento (ALVES, 1998).

B. bassiana consorciada ou isolada dos acaricidas sintéticos registrados para o controle do ácaro rajado na cultura do mamoeiro dentro do contexto de um programa de Manejo Integrado de Pragas (MIP), visando à preservação ambiental, de outros inimigos naturais das pragas, além de preservar a saúde do homem, se constitui uma alternativa promissora para o controle do *T. urticae*.

Neste sentido, e considerando a possibilidade do uso desse fungo para ser utilizado como uma técnica de controle biológico do *T. urticae*, o objetivo do presente trabalho foi selecionar isolados do fungo entomopatogênico *B. bassiana* com potencial patogênico para produção *in vitro* usando meio de cultura *Saborraud-Déxtrose-Ágar* (SDA), para serem utilizados em área de produção agrícola.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Local do Experimento

A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Seletividade de Produtos Químicos (LSPQ), da Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA), *Campus* de Mossoró-RN, em parceria com o Laboratório de Microbiologia, no setor da Unidade de Ciências da Vida do Centro de Formação de Professores (CFP) da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG), *Campus* Cajazeiras, município de Cajazeiras-PB.

2.2 Coleta dos insetos moribundos contendo entomopatógenos

Os isolados dos fungos foram coletados em condições de campo em insetos moribundos parasitados sobre plantas ou no próprio solo, na região de Cajazeiras e Sousa, ambas localizadas no Sertão Paraibano. A coleta foi realizada com auxílio de pinças entomológicas de ponta fina e de *inox*, acondicionando os insetos coletados em placas de Petri descartáveis nas dimensões 9,0 cm x 15 cm, vedando-as com filme plástico tipo Policloreto de Vinila (PVC). O material coletado em campo foi conduzido para o CFP da UFCG. Após essa etapa os insetos moribundos coletados foram mantidos em condições de laboratório a uma temperatura de ± 25 °C e posteriormente, conforme metodologia proposta por Almeida et al. (2005), foram submetidos a um processo de desinfecção utilizando água destilada autoclavada por 3 min, depois foram transferidos para placas de Petri (9,0 x 15 cm) forradas com papel-filtro esterilizado e umedecido em água destilada autoclavada, sendo após essa etapa examinados criteriosamente no laboratório com o auxílio de um microscópio óptico com capacidade de aumento de 40x, realizando visualizações para verificar a presença das estruturas do corpo do hospedeiro depois do entomopatógeno no hospedeiro. Uma vez detectada, as estruturas fúngicas no corpo dos insetos moribundos, essas foram transferidas com um auxílio de uma alça de platina flambada para placas de petri contendo meio de cultura *Saborraud-Déxtrose-Ágar* (SDA) mais antibiótico cloranfenicol (0,5%) e mantidos 15 dias para que ocorresse crescimento fúngico das colônias em placas de Petri.

2.3 Purificação e isolamento dos entomopatógenos em condições de laboratório

A pureza dos isolados fúngicos foi obtida, seguindo a metodologia proposta por

Ferreira (2004), após 15 dias de crescimento das colônias fúngicas em placas de Petri, foram realizados pequenos cortes com um bisturi ao redor dos conídios selecionados que apresentavam emissão de tubos germinativos, estes eram transferidos para placas de Petri e para tubos de ensaio com meio nutritivo SDA para obtenção da chamada cultura monospórica. Os isolados foram incubados por 8 a 10 dias em condições de laboratório a uma temperatura de ± 25 °C. Em decorrência de impurezas no material proveniente do campo, repicagens eram realizadas dos isolados em tubos em novas placas de Petri contendo também o meio de cultura SDA, contendo o antibiótico cloranfenicol (0,5%) para inibir qualquer contaminação bacteriana (Figura 3), até a obtenção de isolados puros.



Figura 1. Danos do *T. urticae* em folhas de mamoeiro. (SANCHES, 2000) Isolamento e repicagem de conídios de fungos para obtenção de cultura monospórica (Arquivo pessoal).

2.4 Identificação de *B. bassiana*

A partir da obtenção de materiais das culturas monospóricas (subitem 2.3), e de acordo com metodologia elaborada por Souza et al. (2015), lâminas para microcultura foram elaboradas utilizando o corante azul de metileno, permitindo a análise microscópica por meio da câmera de *Neubauer* para a identificação do fungo identificados pelo doutor José Cezario de Almeida professor da UFCG-CFP, *campus* de Cajazeiras-PB quanto ao gênero e espécie, segundo critérios preconizados pela chave de identificação proposta por Alves (1998). Os isolados de *B. bassiana* foram provenientes de material obtido de lagarta moribunda, cuja espécie não pode ser identificada. Uma vez obtido e identificado o fungo *B. bassiana*, seus

isolados foram repicados semanalmente em meio de cultura SDA (Figura 4), como sugerido por Alves (1998) e Ferreira (2004) para a avaliação dos conídios e preparação de bioensaios.



Figura 2. Adultos, ninfas e ovos de *T. urticae* (REIS et al., 1998) Repicagem de linhagens de isolados *B. bassiana* em tubo (Arquivo pessoal).

2.5 Propagação de conídios de *B. bassiana*

Para a propagação de conídios foi observado o crescimento vegetativo das colônias, e com auxílio de um vazador de 20 mm foi retirado discos 10 g de colônias de *B. bassiana*, sendo esses transferidos para tubos de ensaio, contendo em seu interior 10 mL de água destilada esterilizada e espalhante adesivo (Tween 80 a 0,05%). Em seguida, esses tubos foram agitados com suas suspensões em *Vortex* de rotação, sendo conduzidos posteriormente para contagem em câmara de *Nëubauer*, seguindo metodologia proposta por Alves (1998).

2.6 Viabilidade de conídios

Os testes de viabilidade de conídios foram conduzidos conforme metodologia adaptada de Alves (1998) e Oliveira (2008), uma suspensão de amostra fúngica obtida a partir de colônias de *B. Bassiana* mantidas em placas de Petri de diâmetro 9 cm x15 cm foi preparada procedendo uma diluição. Com o auxílio de um microscópio estereoscópio e de uma câmara de contagem foram realizadas leituras do número de conídios na amostra,

buscando estimar a densidade de conídios (concentração). Em seguida, essas amostras foram utilizadas para estimar a viabilidade dos conídios armazenados, espalhando-as em placas de Petri de uma a três gotas da suspensão sobre um meio de cultura contido no interior dessas placas, e com o auxílio de uma alça de *Drigalski* foram espalhadas, deixando-as para incubação por um período de 24 horas em ambiente com temperatura de 28 ± 2 °C. Decorrido esse tempo foi realizada as contagens do número de conídios germinados e não-germinados sob microscópio estereoscópico com aumento de 400x em 15 campos da câmara de *Nëubauer*.

Os conídios considerados viáveis foram os que apresentaram tubo germinativo com comprimento igual ou maior que a largura do conídio. Após este processo, os conídios germinados presente em placas de Petri foram repicados e mantidos em condições idênticas às citadas anteriormente em laboratório. Após o teste de viabilidade de conídios, os isolados foram encaminhados ao Setor de Fitossanidade, Laboratório de Seletividade Produtos Químicos (LSPQ) da Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA), *campus* de Mossoró-RN, para a realização de testes *in vitro*, de eficiência de controle de *T. urticae*. Durante o período de armazenamento e produção dos isolados, foram realizadas análises periódicas nos lotes em estoque para acompanhar o rendimento e qualidade do material, quanto à viabilidade dos conídios e o aparecimento de agentes contaminantes.

2.7 Preparação das concentrações fúngicas

A partir da obtenção do isolado puro, realizou-se preparado de suspensão desses para condução de testes de patogenicidade *in vitro* sobre diferentes estágios de desenvolvimento de *T. urticae*. Foram desenvolvidas duas suspensões sucessivas para obtenção das concentrações fúngicas, seguindo proposta de Ferreira (2004), sendo: Suspensão 1 formulada em câmara asséptica, com adição de 5mL de água destilada e esterilizada contendo Tween 80 a 0,5% distribuída em tubo contendo meio de cultura SDA e conídios, provenientes do subitem 2.5, para agitação com auxílio de agitador de tubos e/ou por bastão de vidro esterilizado, com intuito de desprender os conídios do meio de cultura.

Os tubos contendo a mistura da suspensão 1 e os meios de culturas com conídios, foram conduzidos para câmara asséptica, e com auxílio de um bico dosador contendo 5mL dessa suspensão 1, foram transferidos para um frasco-matriz, permitindo a procura da melhor performance do desenvolvimento fúngico. Seleccionadas as matrizes com melhor desempenho em relação à velocidade de crescimento, massa fúngica e pureza, estas foram utilizadas para

obtenção da suspensão 2. A suspensão 2 também, foi manuseada em câmara asséptica, adicionando-se 150 mL de água destilada e esterilizada, porém com Tween 80 a 0,5% ao frasco com a cultura matriz, em seguida, agitando-o bem com o auxílio do bastão de vidro esterilizado, para desprender os conídios do meio de cultura. A partir dessa suspensão 2 foram elaboradas diluições sucessivas, conforme metodologia citada acima de contagem de conídios em câmara de *Nëubauer*.

2.8 Seleção e conservação dos isolados de *B. bassiana*

Os isolados fúngicos de *B. bassiana*, após identificação, foram numerados e conservados em geladeira. As colônias de isolados fúngicos de *B. bassiana* que apresentaram maior viabilidade de conídios germinados foram encaminhados ao Setor de Fitossanidade, LSPQ da UFERSA, para preparação de concentrações fúngicas, conforme metodologia de Alves (1998), as quais foram analisadas quanto a sua eficiência de controlar *T. urticae* em bioensaios *in vitro*, testando o potencial entomopatogênico dos fungos. Uma vez comprovada sua patogenicidade, como descrito anteriormente, os fungos foram repicados em meio de cultura semisólido, e seus isolados utilizados em programas de controle de *T. urticae* na cultura do mamão *C. papaya*, encaminhando para instituições que possuam um banco de microorganismos entomopatogênicos, para registrar e conservação em nitrogênio líquido a 180 °C, seguindo recomendações de Santos et al. (2009).

3 RESULTADOS E DISCUSSÕES

3.1 Crescimento de *B. bassiana* em meio sólido, *Saborraud-Déxtrose-Ágar* (SDA)

O período de crescimento das colônias de *B. bassiana* durou de 13 a 15 dias, a metodologia proposta para repicagem e manutenção dos isolados fúngicos em placas de Petri e em tubos de ensaios em laboratório foi satisfatória, quando mantidas em umidade relativa de $50 \pm 1\%$. Os fungos foram produzidos numa temperatura de 25 ± 1 °C. O fator temperatura é um dos parâmetros físicos mais importante para o desenvolvimento e viabilidade de fungos, a faixa de temperatura ideal para o desenvolvimento de diversas espécies de fungos entomopatogênicos de acordo com Loureiro (2003) está entre 20 °C e 30°C, favorecendo a produção massal dos isolados em meio *Saborraud-Déxtrose-Ágar* (SDA).

Pesquisas com o objetivo de estudar as condições de temperatura favorável para o desenvolvimento de *B. bassiana* foi elaborada por Leite et al. (2003), encontrando a faixa de 22 °C a 26 °C ideal para o crescimento de *B. bassiana*. O autor Zimmerman (2008), também descreveu que as temperaturas indicadas para o crescimento de *B. bassiana* está compreendida na faixa de 22 °C a 26 °C.

Os resultados do presente trabalho são semelhantes aos obtidos por estes autores e indicam que a faixa térmica mais favorável ao desenvolvimento do fungo por Santos et al. (2006); Lanza, Monteiro e Malheiro (2009), indicam que a temperatura entre 21,5 °C e 26 °C, proporcionam o crescimento de isolados de *B. bassiana*, enquanto que temperaturas acima de 30 °C, prejudicam a sobrevivência, e que temperaturas superiores a 32 °C são deletérias para *B. bassiana*. Isso ocorre, pois os isolados desse fungo toleram uma faixa de temperatura de incubação mais restrita.

Em relação ao pH, o meio de cultura SDA proporcionou os nutrientes essenciais para o desenvolvimento das colônias de *B. bassiana*, com crescimento viável durante a produção e seleção de isolados, em decorrência do meio SDA apresentar o pH baixo, de 5,6. Os fungos entomopatogênicos são tolerantes a uma faixa de pH de 2,0 a 8,5, sendo importante a padronização para melhorar as condições de crescimento vegetativo e esporulação das colônias. Os autores Sassá et al. (2005) definiram o pH 5,5 ótimo para o desenvolvimento de quitinases de *B. bassiana*.

Nesta mesma linha de pesquisa, os autores Hallsworth e Magan (1996), estudando os efeitos dos fatores físicos sobre os fungos *B. bassiana*, *Metarhizium anisopliae* e

Paecilomyces farinosus em meio de *Sabouraud* sob várias temperaturas (5 a 35 °C) e diferentes valores de pH (3 a 11), determinaram que a temperatura ótima para o crescimento dos isolados encontra-se em 25 °C, 30 °C a 35 °C e 20 °C, respectivamente para esses fungos citados anteriormente, e os valores ótimos de pH encontram-se na faixa situada entre 5 e 8.

Na presente pesquisa foi verificado que a adição de cloranfenicol a 0,5% foi ideal para crescimento de fungos e inibição de contaminação bacteriana nas colônias fúngicas. Resultados satisfatório de inibição bacteriana utilizando o antibiótico cloranfenicol foi encontrado por Pereira et al. (2003), testaram o efeito de doze antibióticos em bactérias endofíticas, contaminantes da cultura *in vitro* da batata (*Solanum tuberosum*), observaram que entre os doze avaliados, seis proporcionaram os melhores resultados o cloranfenicol, ampicilina, estreptomicina e tetraciclina. A inibição das bactérias ajuda no isolamento de fungos de crescimento lento, prevenindo o aumento excessivo das espécies bacterianas de rápido crescimento (KING, 1979).

No desenvolver do trabalho foi observado que a produção de fungos entomopatogênicos em meio sólido é vantajosa e adequada para essa espécie de fungo, pelo fato dessa espécie produzir conídios aéreos que geralmente, apresentam boa virulência para as pragas-alvo. Além disso, o processo de separação dos conídios do substrato ser simples, resultado esse semelhante ao observado por Schamne (2010).

Diversos trabalhos têm sido realizados com o objetivo de encontrar meio de cultura que favoreçam a esporulação dos fungos entomopatogênicos, bem como reduzir os custos dos inseticidas biológicos para a produção em escala comercial para uso no controle biológico de pragas (Grim, 2001; Leite et al., 2003; Faria et al., 2007). Neste sentido, em teste realizado por Rodríguez-Gómez et al. (2009), o isolado mutante de *B. bassiana* em meio (SDA) proporcionou uma taxa significativa de crescimento micelial e produção de conídios.

Entretanto, Prabhu e Filippi (2006) defendem que as colônias podem apresentar culturais distintas, variando de acordo com a genética do isolado e do meio de cultura utilizado, sendo a parte aérea constituída por uma massa grossa, de aspecto algodonáceo.

3.2 Viabilidade de conídios de *B. bassiana*

A produção de conídios de *B. bassiana* em meio sólido SDA foi satisfatória, pelo fato de ter sido usado um meio de cultura adequado para a produção do propágulo. Os testes de viabilidade dos conídios realizados ao 14º dia possibilitaram a produção de 10 isolados fúngicos de *B. bassiana* identificados pelo doutor José Cezario de Almeida professor da

UFCG-CFP, *campus* de Cajazeiras-PB, sendo que após os testes de viabilidade, verificou-se que três isolados: P21CZ; P22CZ e P29CZ apresentaram maior potencial de germinação, conforme descrito na tabela 1, sendo esses repicados em meio SDA e mantidos em condições de laboratório.

Tabela 1. Viabilidade de conídios de *Beauveria bassiana*, cultivados em meio SDA.

Isolados	Procedência	Hospedeiro	Potencial de Germinação (%)
P21CZ	Cajazeiras-PB	Lagarta	55
P22CZ	Sousa-PB	Solo	84
P29CZ	Sousa-PB	Lagarta	78

Embora o fungo *B. bassiana*, seja cosmopolita e encontrado colonizando insetos ou mesmo nos solos, dos 10 isolados apenas 03 apresentaram um potencial de germinação de conídios satisfatório, para produção massal, visando uso em controle biológico de artrópodes. Os conídios dos três isolados P21CZ, P22CZ e P229CZ de *B. bassiana* apresentaram bons percentuais de germinação, entretanto foi observada diferença significativa entre os isolados conforme (Tabela 1). Esta diferença no potencial de germinação dos isolados pode está associada ao fato da espécie *B. bassiana* apresentar uma grande variabilidade genética e outras características importantes da cepa a ser produzida (Alves, 1998). De acordo com Fernandes et al. (2009), é comum aparecerem diferenças genéticas entre isolados da mesma espécie que foram obtidos de origens distintas, apresentando, conseqüentemente, diferentes respostas. Nesta perspectiva, segundo estudos de Consolo (2003), um dos grandes desafios para o sucesso no uso de fungos como agentes de controle biológico são a infectividade e a persistência do conídio no meio ambiente.

Em estudo realizado por Barci et al. (2009), relataram sucesso na seleção de isolados de *B. bassiana* de trinta acessos de materiais, todos analisados *in vitro*. Relataram ainda que, os isolados IBCB21 e IBCB66 são os que apresentaram maior potencial para utilização no controle de pragas em campo, com melhor produção massal obtida para o isolado IBCB66.

Nesta mesma linha de estudo, pesquisa desenvolvida por Wenzel (2007), avaliando a produção e a viabilidade de conídios de *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) (Zare & Gams) cultivado em diferentes substratos sólidos e líquidos, obtidos a partir de grãos, relatou que os meios sólidos de farelo de soja, farelo de trigo e trigo moído proporcionaram as maiores produções de conídios do isolado JAB 02, e os meios com trigo moído, farelo de soja, farelo de trigo e lentilha em grão favoreceram a esporulação de JAB 45.

Santos et al. (2009), estudando o fungo entomopatogênico *Isaria fumosorosea* (Wize 1904), (Ascomycota: Hypocreales) em substratos líquidos e sólidos, verificaram que a fermentação sólida apresentou maiores rendimentos ($2,7 \times 10^9$ conídios/g de arroz) em comparação com a fermentação bifásica ($1,3 \times 10^9$ conídios/g de arroz). Enquanto Loureiro et al., (2003), em trabalho realizado para avaliar a viabilidade de conídios e blastósporos de *Sporothrix insectorum* armazenados em diferentes temperaturas, verificaram que a produção do fungo em meio líquido apresentou melhor viabilidade dos blastósporos.

Pesquisadores ainda salientaram que o rendimento na produção de estruturas de reprodução fúngicas depende do meio de cultura utilizado, e que os conídios são geralmente produzidos em meios sólidos e líquidos, enquanto que as demais formas como os blastósporos são geralmente produzidas somente em meios líquidos (BATISTA FILHO, 2001; LEITE et al., 2003).

4 CONCLUSÕES

- O meio de cultura SDA contendo na sua composição carbono, nitrogênio e oxigênio estimularam o crescimento micelial e a esporulação do fungo *B. bassiana* em placas de Petri e em tubos de ensaio.
- A adição de cloranfenicol ao meio de cultura SDA inibiu a contaminação bacteriana nas colônias de *B. bassiana*.
- A temperatura de 25 °C e pH de 5,6 foram parâmetros ideais para a germinação de conídios.
- O potencial de germinação entre isolados é bastante variável, mesmo se tratando da mesma espécie de fungo.
- Os isolados P21CZ, P22CZ e P29CZ, foram os que apresentaram maior potencial germinativo de conídios, sendo os mais promissores para bioensaios visando o controle de *T. urticae in vitro*.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, C. J. "Patogenicidade e viabilidade de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* Var. *anisopliae* e *Metarhizium anisopliae* Var. *acridium* ao *Anthonomus grandis* (Boheman) (Coleoptera: Curculionidae). 2005. 151 p. Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. CCB. Ciências Biológicas" (2005).
- ALMEIDA, J.E.M.; BATISTA FILHO, A. Banco de microrganismos entomopatogênicos. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, Uberlândia, n.20, p.30-33, 2001.
- ALMEIDA, J.E.M.; ROCHA, T.C.; BATISTA FILHO, A. Desenvolvimento de método para extração física de conídios de *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* para formulação pó seco e molhável de bioinseticidas. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.74, n.4, p.369-371, 2007.
- ALVES, L.F.A.; ALVES, S.B.; OLIVEIRA, L.G.; C.M. JONSSOM. Efeito do fungo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. (Deuteromycetes) para *Astyanax scabripinnis* (Jenyns, 1842) (Pisces: Characidae). **Arquivo. Instituto Biologia**. São Paulo, v.75, n.4, p.471-479, 2008.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos**. 2. ed. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163p.
- BARCI, L.A.G.; ALMEIDA, J.E.M.; NOGUEIRA, A.H.C.; ZAPPELINI, L.O.; PRADO, A.P. Controle de carrapatos nas pastagens, Nova Odessa, 2013. Seleção de isolados do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana* (Ascomycetes: Clavicipitaceae) para o controle de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodiade). **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v.18, p.7–13, 2009.
- CONSOLO, V.F.; SALERNO, G.L.; BERON, C.M. Pathogenicity, formulation and storage of insect pathogenic hyphomycetous fungi tested against *Diabrotica speciosa*. **BioControl**, Mar del Plata, v.48, n.6, p.705-712, dec. 2003.
- FARIA, M.; WRAIGHT, S.P. Mycoinsecticides and mycoacaricides: a comprehensive list worldwide coverage and international classification of formulation types. **Biological control**, Orlando, v. 43, n.3, p. 237-256, 2007.
- FERNANDES, E.K.K.; MORAES, A.M.L.; PACHECO, R.S.; RANGEL, D.E.N.; MILLER, M.P.; BITTENCOURT, V.R.E.P.; ROBERTS D.W. Genetic diversity among Brazilian isolates of *Beauveria bassiana*: comparisons with non-Brazilian isolates and other *Beauveria* species. **Journal of Applied Microbiology**, v.107, p.760-774, 2009.
- FERREIRA, J. M.S de. Protocolo para produção massal de fungos entomopatogênicos 1: *Beauveria bassiana* (Vuill.). - Aracaju: **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, 2004. Formicidae). **Revista Árvore**, Viçosa, v.29, n.4, p.553-561, jul.ago. 2005.
- FRIGO, S.M., AZEVEDO, J.L. Meios de cultura e produção de conídios em *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin. **Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiróz"**, Piracicaba, v. 43, n. 1, p. 285-293, 1986.

GÓMEZ-TORRES, M.L. **Estudos bioecológicos de *Tamarixia radiata* (Waterston, 1922) (Hymenoptera: Eulophidae) para o controle de *Diaphorina citri* Kuwayama, 1907 (Hemiptera: Psyllidae).** 138p. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba-SP, 2009.

GRIM, C. Economic feasibility of a small-scale production plant for entomopathogenic fungi in Nicaragua. **Crop Protection**, v.20, n.7, p.623-630, ago. 2001.

HALLSWORTH, J. E.; MAGAN, N. Culture, age, and pH affect the polyol and trehalose contents of fungal propagules. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 62, n.7, p. 2435-2442, 1996.

KING, A.D.; HOCKING, A.D.; PITT, J.I. Dichloran-rose-bengal medium for the enumeration and isolation of molds from foods. **Appl. and Environ. Microbiol.** v. 37, n.4, p. 959- 964, 1979.

KOGAN, M.; SHENK, M. **Conceptualización del manejo integrado de plagas en escalas espaciales y niveles de integración más amplios.** Manejo Integrado de Plagas y Agroecología, v.65, p.34-42, 2002.

LANZA, M.L.; MONTEIRO, A.C.; MALHEIROS, E.B. Sensibilidade de *Metarhizium anisopliae* à temperatura e umidade em três tipos de solos. **Ciência Rural, Santa Maria**, v.39, n.1, p.6-12, jan-fev, 2009.

LEITE, L.G.; BATISTA FILHO, A.; ALMEIDA, J.E.M.; ALVES, S.B. **Produção de fungos entomopatogênicos.** Ribeirão Preto: Livrocere, 2003. 92p.

LIMA, L.M.; MORAIS, P.L.D.; MEDEIROS, E.V.; VANDER, M.; XAVIER, I.F.; LEITE, G.A. Qualidade pós-colheita do Mamão Formosa „Tainung 01“ comercializado em diferentes estabelecimentos no município de Mossoró-RN. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v.31, n.3, p.902-906, 2009.

LOUREIRO, E.S.; MONTEIRO, A.C. Patogenicidade de isolados de três fungos entomopatogênicos a soldados de *Atta sexdens sexdens* (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: MARQUES, E.J.; ALVES, S; B.; MARQUES. Virulência de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. A *Diatraea saccharalis* (F.) (Lepidoptera: Crambidae) após armazenamento de conídios em baixa temperatura. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, n.2, v.29, p.303-307. 2000.

MONTEIRO, S.G.; BITTENCOURT, V.R.E.P.; DAEMON, E.; FACCINI, J.L.H. Efeito dos fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* em ovos de *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae). **Ciência Rural**, Santa Maria, v.28, n.3, p.461-466, 1998.

MORO, L.B., POLANCZYK, R.A., PRATISSOLI, D., CARVALHO, J.R. & FRANCO, C.R. Potencial do uso de fungos entomopatogênicos no controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro: efeito de cultivares sobre a patogenicidade. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, n. 2, p. 267-272. 2011.

MORO, L.B.; **Biologia e Potencial de *Tetranychus urticae* Koch, (Acari: Tetranychidae) com fungos entomopatógenos em mamoeiro**, 2009. 50 p. (Dissertação de Mestrado), Universidade Federal do Espírito Santo, 2009.

NEVES, P.J.; TAMAI, M.A.; ALVES, S.B. Processo de infecção e reprodução de *Beauveria bassiana* em *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari, Tetranychidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 16., ENCONTRO NACIONAL DE FITOSSANITARISTAS, 7., Salvador, 1997. **Anais**. Salvador: SEB, p.138-139, 1997.

NEVES, P.M.O.J.; HIROSE, E. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* para o controle biológico da broca-do-café, *Hypothenemus hampei*, (Ferrari) (Coleoptera: Scolytidae). **Neotropical Entomology**, Londrina, v.34, n.1, p.77-82, 2005.

OLIVEIRA, I. M. **Aspectos biológicos do fungo entomopatogênico *Aschersonia* sp. cultivado em diferentes meios de cultura**. 2008. 47 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2008.

PEIXOTO, M F.; BARBOSA, R.V.; OLIVEIRA, R.R.C.; FERNANDES, P.M.; COSTA, R.B. Amostragem do ácaro rajado *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e eficiência de acaricidas no seu controle na cultura do algodoeiro irrigado. Uberlândia- MG, **Bioscience**, v.25, n.2, p.24-32, 2009.

PEREIRA, J. E. S.; MATTOS, M. L.; LUCES, G. R. Identificação e controle com antibióticos de bactérias endofíticas contaminantes em explantes de batata micropropagados. **Pesquisa agropecuária braileira**. v.38, n.7, p.827-834, 2003.

POLETTI, M.; COLLETTE, L. de P.; OMOTO, C. Compatibilidade de agrotóxicos com os ácaros predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae). **BioAssay**, Piracicaba, v.3, n.3, p.14, 2008.

PRABHU, A.S.; FILIPPI, M.C.C. Brusone em arroz: controle genético, progresso e perspectivas. Santo Antônio de Goiás: **Embrapa Arroz e Feijão**, 2006. 388 p.

RIBEIRO, R.D.; LEITE, M. S.P.; ZALESKI, S.R.M.; CAMARGO, J.M.M.; PENTEADO, R. do. R.C. Patogenicidade de cepas do fungo *Verticillium lecanii* (Zimm.) Viegas no controle de *Cinara atlantica* (Hemiptera: Aphididae). In: Simpósio sobre Cinara em Pinus, 1. 2003, Curitiba. **Anais**. Colombo: Embrapa Florestas, 2003. 1 Cd-Rom.

RUGGIERO, C.; MARIN, S.L.D.; DURIGAN, J.F. Mamão, uma história de sucesso. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.33, n.1, p.76-82, 2011.

SALOMÃO, K.P.O.S.; POLANCZYK, R.A.; FRANCO, C.R.; PRATISSOLI, D.; RONDELLI, V.M.; Biologia de *Tetranychus urticae* (acari: tetranychidae) sobre aface adaxial e abaxial de folhas de mamoeiro. In: MARTINS, D. dos S. (Org.). **Papaya Brasil: Pesquisa científica e a crise no mercado de mamão**. Vitória: Incaper, 2009, p. 461-464.

SANCHES, N.F.; SANTOS, H.P.F.; OLIVEIRA, A.A.R.; LOPES, F.F.; ANDRADE, P.R.; CRUZ, J.L.; SANTOS, M.J.; Comportamento de Mamoeiros dos Grupos Solo e Formosa ante a Presença do Ácaro Rajado (*Tetranychus urticae*), da Cigarrinha Verde (*Solanasca bordia*)

da Cochonilha (*Aonidiella comperei*). ENTOMOLOGIA, Cruz das Almas– Bahia, **Embrapa e Fruticultura**, 2009. 4p.

SANTOS, J.C.; ALVES, L.F.A.; BONINI, A.K.; ROHDE, C. Efeito da combinação de espécies de fungos entomopatogênicos e de temperatura de incubação na mortalidade de *Alphitobius diaperinus* Panzer (Coleoptera: Tenebrionidae) Semina: **Ciências Agrárias**, Londrina, v. 27, n. 4, p. 525-532, out./dez. 2006.

SANTOS, S, A.C.O. dos; ALESSANDRO C.P.; DELALIBERA Jr E; Produção do fungo entomopatogênico *Isaria fumosorosea* em substratos líquidos e sólidos, **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, 2009. 22 p.

SASSÁ, D. C., VARÉA-PEREIRA, G., MIYAGUI, D. T., NEVES, P. M. D. O. J., WU, J. I, SUGAHARA, V. H., KAMOGAWA, E. Avaliação de parâmetros cinéticos de quitinases produzidas por *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. Semina: **Ciências Agrárias**, v. 29 n.4, p. 807-814, 2008.

SATO, M. E.; SILVA, M. Z. da; SILVA, R. B. da; SOUZA FILHO, M. F. de; RAGA, A. Management of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in strawberry fields with *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) and acaricides. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdã, v. 42, n. 2, p. 107-120, 2007.

SCHAMNE, P.A. **Efeito de aditivos e fishfertilquitosana em meios sólidos na produção de conídios de *Metarhizium anisopliae* (metsch.). Sorokin e *Beauveria bassiana* (BALS.) Vuillemin.** 2010. 48 p. Dissertação (Mestrado), Universidade Estadual do Centro-Oeste, Guarapuava-PR, 2010.

SILVA, C. A. D. DA; MIRANDA, J. E.; AZEVEDO, A. I. B.; SILVA, T. D. U. da. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* patogênicos a *Alabama argillacea* (Hubner,1818) (Lepidoptera: Noctuidae).4 In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 4, 2003 ,Goiânia. **Anais**. Campina Grande: Embrapa CNPA, 2003. CD ROM.

SILVA, C.A.D. Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* patogênica ao bicudo-do-algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n.2, p.243-247, 2001.

SILVA, E.A.R., BATISTA FILHO, A., WENZEL, I. M., FURTADO, E.L.; ALMEIDA, J.E.M. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos para o controle de *Leptopharsa heveae* (Hemiptera: Heteroptera, Tingidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 79, n. 4, p. 549-556, 2014.

SILVA, V.C.A.; BARROS, R.; MARQUES, E.J.; TORRES, J.B. Suscetibilidade de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) aos fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Neotropical Entomology**, v.32, n.4, p.653-658, 2003.

SOUZA, P.M.S.; ANDRADE, S.L.; LIMA, A.F. Pesquisa, isolamento e identificação de fungos anemófilos em restaurantes self-service do centro de Maceió-AL. Cadernos de Graduação - **Ciências Biológicas e da Saúde**, p.147-154, 2013.

SULZBACH, M., OTT, R., SCHAFER, G., OTT, A. P. Abundance and seasonality of two-spotted spider mite on gerbera cultivars. **Ciência Rural**, v.45, n.4, p.578-584, abr, 2015.

SVEDESE V.M. **Suscetibilidade de *Zaprius Indianus* (Diptera: Drosophilidae) ao Fungo Entomopatogênico *Beauveria Bassiana***. 2007. 57p. (Dissertação de Mestrado), Universidade Federal do Pernambuco Recife-PE, 2007.

TAMAI, M.A.; ALVES, S.B.; ALMEIDA, J.E.M.; FAION M. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, v.69, n.3, p.77-84, 2002.

TEIXEIRA, G.H.A.; DURIGAN, J.F.; MATTIUZ, B.; ROSSI JUNIOR, O.D. Processamento mínimo de mamão 'Formosa'. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.21, n.1, p.47-50, 2001.

VANDENBERG, J.D., SHELTON, A.M.; WILSEY, W.T.; RAMOS, M. Assessment of *Beauveria bassiana* sprays for control of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) on crucifers. **Journal of Economic Entomology**, v.91, p.624-630, 1998.

VERONEZ, B.; SATO, M.E.; NICASTRO, R.L. Toxicidade de compostos sintéticos e naturais sobre *Tetranychus urticae* e o predador *Phytoseiulus macropilis*. **Pesquisa Agropecuária**, v.47, n.4, 2012.

VIEIRA, M. R.; CORREA, L. S.; CASTRO, T. M. G.; SILVA, L. F. S.; MONTEVERDE, M.S. Efeito do cultivo do mamoeiro (*Carica papaya* L.) em ambiente protegido sobre a ocorrência de ácaros fitófagos e moscas-brancas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.26, n.3, p.441-445, 2004.

WAQUIL, J.M. Manejo integrado de pragas: revisão histórica e perspectivas. **Embrapa Milho e Sorgo**, Sete Lagoas-MG, 2002.

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

ZIMMERMANN, G. Effect of high temperatures and artificial sunlight on the viability of conidia of *metarhizium anisopliae*. **Journal of invertebrate pathology**, New York, v.40, n.1, p.36-40, 1982.

CAPÍTULO II:

Toxicidade de acaricidas sintéticos e *Beauveria bassiana* sobre o ácaro praga do mamoeiro *Tetranychus urticae* Koch.

RESUMO

MARTINS, Francisca Amanda Abreu. ***Beauveria bassiana* e acaricidas sintéticos avaliados em condições *in vitro* recomendados para a cultura do mamoeiro no controle de *Tetranychus urticae* Koch.** 2016. 98p. Dissertação (Mestrado em Horticultura Tropical) – Universidade Federal de Campina Grande, Pombal – PB, 2016¹.

O *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) é considerado uma praga-chave em regiões produtoras da cultura do mamoeiro no Brasil. Os danos causados por esta espécie nas folhas do mamoeiro provocam perdas econômicas em decorrência da queda na produção. Diante do citado, o presente trabalho foi desenvolvido com o intuito de analisar a eficiência de controle de *T. urticae* com os acaricidas químicos: abamectina (0,6g/L), milbemectina (0,3 g/L) e fenpropratrina (0,5g/L), calda sulfocálcica (7g/L) e a patogenicidade dos isolados: P21CZ, P22CZ e P29CZ de *B. bassiana* em três concentrações, tendo água destilada como controle negativo. Foram utilizadas 3 fases do *T. urticae* sendo na fase ovo, larva e protoninfa. Os tratamentos foram mantidos em estufas B.O.D. (25±0,5 °C, 70±10% UR e 12 horas de fotofase). O comportamento residual dos acaricidas foi comparado pela porcentagem de mortalidade acumulada e duração de cada estágio de ácaro *T. urticae* em condições *in vitro*, sendo ofertado discos de folha de *Canavallia ensiformis* como alimento. Apesar da fase contaminada nos três bioensaios não ter sido afetada, houve mortalidade acumulada nas fases subsequentes. O fenpropratrina ocasionou 100% de mortalidade nos bioensaios aplicados no estágio de ovo e larva. Os acaricidas químicos fenpropratrina, milbemectina e abamectina foram mais eficientes nos três bioensaios, com valores médios de taxa de mortalidade semelhantes. Para as larvas diretamente tratadas, abamectina ocasionou maior tempo de duração de contato das larvas. O isolado *B. bassiana* P22 CZ, na concentração (2,5 x 10⁶), apresentou maior taxa de mortalidade 63,8%. Observou-se, uma relação positiva entre o aumento do tempo da exposição dos ácaros as concentrações do isolado P29CZ na maior concentração aplicada, 2,5x10⁶. As porcentagens de mortalidade acumulada pela calda sulfocálcica nos três bioensaios foram baixas, com valores respectivos de 8,8%, 7,5% e 25%. Esses resultados encontrados nos três bioensaios servirão de suporte para futuros programas de Manejo Integrado desta Praga (MIP) na cultura do mamoeiro.

Palavras-Chave: *Tetranychus urticae*, Manejo integrado de Pragas, entomopatogênico, agroquímicos.

¹ Orientador: Prof. Maurício Sekiguchi de Godoy, DCV/UFERSA.

ABSTRACT

MARTINS, Francisca Amanda Abreu. ***Beauveria bassiana* and synthetic acaricides evaluated under *in vitro* conditions recommended for the cultivation of papaya in the control of *Tetranychus urticae* Koch.** 2016. 98p. Dissertation (Master of Tropical Horticulture) - Federal University of Campina Grande, Pombal - PB, 2016¹.

The *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) is considered a key pest in producing regions of the papaya crop in Brazil. The damage caused by this species in papaya leaves cause economic losses due to the fall in production. In the face of that, the present study was developed in order to analyze the control of *T. urticae* efficiency with chemical miticides: abamectin (0,6 g/L), milbemectin (0,3 g/L) and fenprothrin (0,5 g/L), lime sulfur (7 g/L) and the pathogenicity of isolates: P21CZ, and P22CZ P29CZ of *B. bassiana* in three concentrations with distilled water as negative control. Three different bioassays were conducted: with egg, larva and protonymph. Treatments were maintained in glasshouses B.O.D. (25 ± 0.5 ° C, $70 \pm 10\%$ RH and 12 hours photoperiod). The residual behavior of acaricides has been compared by the percent cumulative mortality and length of each stage mite *T. urticae* in vitro condition and offering *Canavalia leaf discs ensiformis* as food. Although the contaminated phase in the three bioassays have not been affected, there was cumulative mortality in the subsequent phases. The fenprothrin caused 100% mortality in bioassays applied in egg and larval stage. The fenprothrin chemical acaricides, milbemectin and abamectin were more efficient in all three bioassays with average values similar mortality. For the larvae treated directly abamectin, occasional long duration contact of the larvae. The isolated *B. bassiana* P22 CZ, the concentration (2.5×10^6), had the highest mortality rate 63.8%. We observed a positive relation between increased exposure time of mites isolated P29CZ concentrations and higher concentrations applied, $2,5 \times 10^6$. The percentage of cumulative mortality by sulfuric syrup in the three bioassays were low with respective values 8,8%, 7,5% and 25%. The results found in the three bioassays will support for future integrated management programs of this Pest (MIP) in papaya crop.

Keywords: *Tetranychus urticae*, Integrated Pest Management , entomopathogenic , agrochemicals

¹ Advisor: Prof. Maurício Sekiguchi de Godoy, DCV/UFERSA.

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é o segundo maior produtor de mamão do mundo, responde a 12,6% da produção mundial. No ano de 2013, a produção atingiu 12,5 milhões de toneladas, os principais produtores segundo dados da FAOSTAT (2015), foram à Índia, Brasil, Indonésia, Nigéria e México. Do ponto de vista econômico, o mamão tem grande importância para o Brasil, sua produção ocorre em diferentes localidades, tendo os estados da Bahia e Espírito Santo correspondendo a 71% da produção brasileira de mamão (IBGE, 2014). A cultura apresenta grande importância social, gerando emprego o ano inteiro e tem se constituído numa importante fonte de divisas para o país.

Apesar desse panorama positivo, na cultura de mamão, a ocorrência de pragas se constitui um entrave para a produção e comercialização. As condições de clima e temperatura necessárias para o crescimento da cultura propiciam o surgimento de problemas de ordem fitossanitária. Entre as pragas que ocorrem, o ácaro-rajado *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), é considerado uma das espécies mais importantes de ácaros-praga, cosmopolita e polífaga, considerada praga-chave na cultura do mamoeiro. Os danos causados pelo ácaro-rajado são decorrentes da alimentação, com suas quelíceras eles rompem as células da epiderme inferior das folhas, conseqüentemente ocorre diminuição na taxa fotossintética e as folhas atacadas adquirem manchas de coloração avermelhada no início e, posteriormente, secam e caem, diminuindo a produção dos frutos (MORAES & FLECHTMAN, 1985; FADINI & ALVARENGA, 1999; SANCHES, 2000).

Em decorrência do ataque na cultura do mamoeiro, o controle dessa praga é realizado basicamente com aplicações sucessivas de produtos químicos, ocasionando na maioria das vezes o desenvolvimento de populações resistentes, como consequência, o desequilíbrio nos agroecossistemas, contaminação ambiental, dos homens e animais, a mortalidade de inimigos naturais, contribuindo para a ressurgência de pragas secundárias (OMOTO et al., 2000; SATO et al., 2005; SATO et al., 2007). Além disso, o uso indiscriminado de acaricidas químicos para o controle do ácaro rajado na cultura do mamoeiro vem sendo questionado e reavaliado por pesquisas recentes, fato esse agravado pelo reduzido número de produtos fitossanitários registrados no Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o controle desse artrópode nessa cultura.

Contudo, vale ressaltar, que o uso racional de acaricidas sintéticos, consorciados com outros métodos de controle, dentro do contexto do Manejo Integrado de Pragas (MIP)

contribui para o controle da praga inibindo a sua infestação. O MIP promove o equilíbrio ecológico entre pragas e seus inimigos naturais, mantendo a população dos fitófagos abaixo do nível de dano econômico, pois integra técnicas de controle de maneira harmoniosa, baseando-se em uma análise do agroecossistema, dos custos e impactos sociais, biologia das pragas e seus inimigos naturais, além de considerar a fisiologia da planta (YAMAMOTO et al., 1992; KOGAN, 1998; BACCI, 2006).

Nessa premissa, os fungos entomopatogênicos como a *Beauveria bassiana*, têm apresentado grande destaque como uma alternativa aos produtos sintéticos no controle de pragas agrícolas, principalmente por apresentarem largo espectro de ação, capacidade de colonizar diversas espécies de insetos e ácaros fitófagos, causando epizootias em condições naturais. Além disso, esses patógenos também se diferem de outros grupos por sua capacidade de infectar os artrópodes em diferentes estágios de seu desenvolvimento (ALVES et al., 2008; VALICENTE, 2009).

Considerando o supracitado, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a toxicidade do fungo *B. bassiana* e dos acaricidas sintéticos milbemectina, abamectina, fenpropratrina e da calda sulfocálcica, nos estágios de ovo, larva e protoninfa de *T. urticae* em condições de laboratório.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado no Laboratório de Seletividade de Produtos Químicos (LSPQ), do Setor de Fitossanidade do Departamento de Ciências Vegetais da Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA), localizado no município de Mossoró-RN.

2.1 Coleta e criação massal de *Tetranychus urticae*

Populações do *T. urticae* foram coletadas, na região de Baraúna e Governador Dix-Sept Rosado, ambos no estado do Rio Grande do Norte, coletando-se diferentes fases de desenvolvimento do artrópode, identificados pelo doutor Maurício Sekiguchi de Godoy professor da UFERSA-Campus de Mossoró-RN.

Conforme metodologia proposta por Poletti (2008), folhas de *Carica papaya* com diferentes estágios de desenvolvimento do ácaro, foram retiradas da planta e posteriormente acondicionadas em envelopes de papel *Kraft* nas dimensões de 18,5 cm x 24,8 cm para evitar o dessecamento da folha e o contato direto do ácaro com o gelo, uma vez que, os envelopes e os materiais coletados foram transferidos para caixas térmicas contendo gelo no seu interior, visando diminuir o metabolismo do ácaro e evitar a perda de água da folha, preservando a as características fisiológicas das folhas e ácaros. As caixas térmicas contendo o material coletado foram encaminhadas ao LSPQ da UFERSA, onde foi confirmada à espécie, permitindo o início da uma criação massal, para serem utilizados nos bioensaios *in vitro*.

2.2 Criação massal do ácaro *Tetranychus urticae* em condições de laboratório

Em laboratório o *T. urticae* foi mantido em plantas de feijão de porco (*Canavalia ensiformes*), cultivadas em pequenos vasos de plástico nas dimensões de 13,8 cm x 7,8 cm x 15 cm em casa de vegetação do Setor de Fitossanidade da UFERSA. Após o desenvolvimento dos primeiros pares de folhas, as plantas foram transferidas ao LSPQ, um total de aproximadamente 20 plantas da casa de vegetação sendo infectadas com diferentes estágios de desenvolvimento do ácaro-rajado com auxílio de pincel de ponta fina, e mantidos em câmara climatizada com condições controladas 25 ± 2 °C e fotofase de 12 horas. Em intervalos de cinco dias foram transferidas aproximadamente 15 plantas para a manutenção da criação, partes remanescentes das plantas velhas e infestadas com *T. urticae* foram podadas com tesoura de ponta fina, sendo em seguida sobrepostas às folhas das plantas novas,

promovendo a transferência do ácaro naturalmente entre os materiais, mantida nas mesmas condições citadas anteriormente (Adaptado de POLETTI, 2008).



Foto (arquivo pessoal)
Figura 1. Criação de *T. urticae* em folhas de *C. ensiformis*

2.3 Acaricidas avaliados quanto à eficiência de controle sobre *T. urticae*

Os produtos utilizados foram provenientes de três diferentes concentrações dos isolados P21CZ, P22CZ e P29CZ *Beauveria bassiana*, proveniente do laboratório de Microbiologia da Universidade Federal de Campina Grande e obtida de acordo com Alves (2008), três acaricidas químicos e calda sulfocálcica, com seus respectivos ingredientes ativos, grupos químicos e dosagens recomendadas para o controle de ácaros e insetos pragas presentes na cultura do mamoeiro, além de um controle negativo constituído somente de água destilada (Tabela 1). As aplicações das caldas químicas foram realizadas por meio de um pulverizador pressurizado manualmente, com capacidade de 500 mL, sendo depositado em média $1,0 \pm 0,5$ mL de calda química/cm².

Tabela 1. Ingredientes ativos e grupo químico ou biológico (*B. bassiana*) (isolados P21CZ; P22CZ; P29CZ) analisados em testes de toxicidade sobre ovos, larvas e protoninfas de *T. urticae* *in vitro*.

Ingrediente ativo	Grupo químico ou biológico	Dose (g i.a. ou conídios/L de H ₂ O)
Abamectina	Avermectina	0,6
Fenpropatrina	Piretroide	0,5
Calda_Sulfocálcica	Inorgânico	7,0
Milbemectina	Milbemicina	0,3
<i>Beauveria bassiana</i> (P2.1CZ)	Fungo	$3 \times 10^3 - 3 \times 10^4 - 3 \times 10^5$
<i>Beauveria bassiana</i> (P2.2CZ)	Fungo	$2,5 \times 10^4 - 2,5 \times 10^5 - 2,5 \times 10^6$
<i>Beauveria bassiana</i> (P2.9CZ)	Fungo	$10^3 - 10^4 - 10^5$
Testemunha	H ₂ O	-

2.4 Preparação das concentrações de *B. Bassiana*

A preparação das concentrações do fungo *B. bassiana* seguiram metodologia proposta por Alves (1998). A cultura monóspórica de *B. bassiana*, isolada de lagartas moribundas no Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal de Campina Grande após o crescimento das colônias fúngicas, cerca de 15 dias após isolamento, foram repicadas em meio *Sabouraud Dextrose Agar* (SDA) e incubadas, após esse período foi retirada uma amostra com cerca de 10 gramas do meio de cultura com o fungo para Becker de 100 mL, contendo 50 mL com água destilada autoclavada e espalhante adesivo Tween-80 (0,05%), a suspensão foi agitada em Vortex a 200 rpm, posteriormente foi transferido 1 mL para a contagem dos conídios em Câmara de *Nëubauer* e realizada a leitura em microscópio óptico com aumento de 400x. A solução fúngica foi diluída sucessivamente e estimada as suspensões em três concentrações de acordo com a metodologia proposta por Alves (2002). Este procedimento foi repetido durante a realização dos três experimentos, para a preparação das concentrações que foram testadas sobre o *T. urticae*, nos estágios de ovo, larva e protoninfa.

2.5 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos sobre ovos de *T. urticae*

Seguindo metodologia proposta por Poletti (2008) e Moro (2009). Nesse bioensaio, discos de *Canavallia ensiformis* de 8 cm de diâmetro, foram dispostos com sua parte abaxial voltada para cima sobre esponjas plásticas presentes em placas de Petri (Figura 1), sendo as esponjas umedecidas com água destilada, em seguida, seis fêmeas de *Tetranichus urticae* foram retiradas da criação estoque e transferidas para os discos foliares, para oviposição.



Figura 2. Discos foliares de *C. ensiformis* placas de Petri contendo esponjas de plástico umedecidas com água destilada utilizados nos bioensaios. (Arquivo pessoal)

As placas de Petri contendo os discos foliares e os ácaros foram mantidos em câmara climatizada tipo BOD, a uma temperatura de $25\pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $60\pm 10\%$ e fotofase de 12 horas até as fêmeas ovipositarem (cerca de 72 horas após a transferência). Em seguida, os ovos de cada disco foram contados, eliminando-se os excessos, mantendo quatro ovos por disco, os quais foram utilizados para o bioensaio. Assim, considerando o número de tratamentos e placas de Petri contendo os discos com ovos, obteve-se 160 placas de Petri, equivalente a 640 ovos, em um total de 20 repetições para cada tratamento. Cada disco foi pulverizado com os tratamentos citados na Tabela 1 com pulverizador pressurizado manualmente, de acordo com subitem 2.3. Posteriormente às pulverizações, os discos contendo os ovos de *T. urticae* contaminados foram colocados por um período de 1 hora para a secagem, eliminando o excesso dos resíduos. Logo após a secagem foram transferidos para câmaras climatizadas tipo BOD, onde permaneceram em condições controladas à temperatura de $25\pm 1^\circ\text{C}$, fotofase de 12 horas e umidade relativa de $60\pm 10\%$, para obtenção dos dados biológicos. As avaliações foram realizadas 3 e 6 horas após contaminação dos ovos, e posteriormente em intervalos de 12 horas, durante um período de sete dias, tempo suficiente para os ácaros chegarem a fase de deutoninfa. Os parâmetros biológicos avaliados foram: duração e mortalidade de ovos, larvas, protoninfas e deutoninfas provenientes dos ovos contaminados.

2.6 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos sobre larvas de *T. urticae*

Cada disco de folha de *C. ensiformis* de 8 cm com sua parte abaxial voltada para cima, segundo a metodologia proposta por Poletti (2008), utilizada no bioensaio com com ovos (item 2.5), foram transferidos para placas de Petri, sobrepostos a uma esponja saturada em água destilada, no interior de bandejas plásticas, sendo posteriormente infestadas com seis fêmeas adultas do ácaro rajado, que foram retiradas da criação estoque e em seguida transferidas para os discos foliares para que ocorresse a oviposição.

Semelhante ao bioensaio anterior (2.5), as placas de Petri contendo os discos foliares e os ácaros foram mantidos em câmara climatizada tipo BOD, a uma temperatura de $25 \pm 1^\circ\text{C}$, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas até as fêmeas ovipositarem (cerca de 72 horas após a transferência). Após a oviposição das fêmeas, estas foram retiradas, mantendo oito ovos por placas. Posteriormente quando os ácaros atingiram o estágio de larva (cerca de 72 horas após oviposição), foram mantidas quatro larvas por disco de foliar, as quais, foram utilizadas para o bioensaio. Assim, considerando o número de tratamentos e placas de Petri

contendo os discos com larvas, obteve-se 160 placas de Petri, equivalente a 640 larvas, em um total de 20 repetições para cada tratamento. Cada disco foi pulverizado com os tratamentos citados na Tabela 1 com pulverizador pressurizado manualmente, de acordo com subitem 2.3. Posteriormente às pulverizações, os discos contendo as larvas de *T. urticae* contaminadas foram colocadas por um período de 1 hora para a secagem, eliminando o excesso dos resíduos. Logo após a secagem foram transferidas para câmaras climatizadas tipo BOD, onde permaneceram em condições controladas à temperatura de 25 ± 1 °C, fotofase de 12 horas e umidade relativa de $60 \pm 10\%$, para obtenção dos dados biológicos. As avaliações foram realizadas 3 e 6 horas após contaminação das larvas, e posteriormente em intervalos de 12 horas, durante um período de sete dias. Os parâmetros biológicos avaliados foram: duração e mortalidade de larvas contaminadas.

2.7 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos sobre protoninfas de *T. urticae*

Para a avaliação da toxicidade dos produtos descritos na Tabela 1 sobre protoninfas de *T. urticae*, também se baseou em metodologia proposta de Poletti (2008), anteriormente descrita nos bioensaios de ovo e larva de *T. urticae* (itens 2.5 e 2.6). Discos de *C. ensiformis* com 8 cm de diâmetro foram colocados em palca de Petri sobre uma esponja umedecida com água destilada, em seguida seis fêmeas adultas do ácaro provenientes da criação estoque foram transferidas para os discos de *C. ensiformis*, com auxílio de um pincel, para que ocorresse a oviposição. Os discos contendo os ovos foram mantidos em câmara climatizada tipo BOD, a uma temperatura de 25 ± 1 °C, umidade relativa de $60 \pm 10\%$ e fotofase de 12 horas, até os organismos atingirem o estágio de protoninfa.

Em seguida, as protoninfas foram transferidas para novos discos foleares de *C. ensiformis*, sendo duas para cada disco de 8 cm, os quais estavam sobrepostos a uma esponja umedecida em placas de Petri. Assim, considerando o número de tratamentos (Tabela 1) e placas de Petri contendo os discos foleares com protoninfas, obteve-se 160 placas de Petri, equivalente a 320 protoninfas, em um total de 20 repetições para cada tratamento. Cada disco foi pulverizado com os produtos citados na Tabela 1 por meio de pulverizador pressurizado manualmente, de acordo com subitem 2.3. Posterior a pulverização, os discos contendo as protoninfas de *T. urticae* contaminadas foram mantidos por um período de 1 hora para a secagem, eliminando o excesso dos resíduos. Logo após a secagem foram transferidos para câmaras climatizadas tipo BOD, onde permaneceram em condições controladas à temperatura

de 25 ± 1 °C, fotofase de 12 horas e umidade relativa de $60 \pm 10\%$, para obtenção dos dados biológicos. As avaliações foram realizadas 3 e 6 horas após contaminação das protoninfas, e posteriormente em intervalos de 12 horas, durante um período de sete dias. Os parâmetros biológicos avaliados foram: viabilidade e mortalidade de protoninfas contaminadas.

2.8 Análise Estatística

Os experimentos foram realizados em delineamento inteiramente casualizado, os bioensaios com as fases de ovo e larva de *T. urticae* foram compostos por oito tratamentos e 20 repetições, sendo cada unidade experimental constituída de quatro organismos. Porém o experimento com a fase de protoninfa, também foi constituído por oito tratamentos e 20 repetições, no entanto, cada unidade experimental foi constituída por duas protoninfas. Todos os dados biológicos obtidos nos bioensaios foram analisados quanto à variância pelo teste F, sendo as médias comparadas entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$), utilizando o programa estatístico SAS (2015).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos aos ovos de *T. urticae*

A duração do estágio de ovo dos tratamentos apresentou uma média de 3,5 dias (Tabela 2). No entanto, alguns produtos fitossanitários interferiram no período embrionário do ácaro rajado, ocasionando maior tempo de duração do estágio de ovo, como observado para o produto químico fenpropatrina com 4,5 dias, seguido de milbemectina com 4,4 dias, ambos diferindo estatisticamente da testemunha. Resultados semelhantes para a duração desse estágio foi observado por Silva et al. (1985) e Bertollo (2007) utilizando as mesmas condições abióticas. Em contrapartida, Bertollo (2007) relatou que para as temperaturas de 15 °C, 20 °C e 30 °C a duração média do período embrionário de *T. urticae* foi respectivamente de 12,8 dias, 6,5 dias e 2,8 dias, comprovando a influência desse fator abiótico sobre a biologia do artrópode.

A abamectina e o fungo *B. bassiana* nas suas duas menores concentrações analisadas (3×10^3 e 3×10^4), não diferiram estatisticamente do tratamento controle. Por outro lado, tanto a calda sulfocálcica, quanto a maior concentração utilizada de *B. bassiana* (3×10^5), apresentaram as menores médias de duração no tempo de desenvolvimento dos ovos, com 3,0 dias e 2,6 dias, respectivamente, ambos diferindo estatisticamente em relação à testemunha que teve duração de 3,5 dias até a completa eclosão dos ovos de *T. urticae*.

Apesar das diferentes respostas na duração do tempo embrionário entre alguns tratamentos analisados, salienta-se que não ocorreu mortalidade do embrião, com 100% de viabilidade dos ovos, indicando que os produtos fitossanitários analisados não apresentam ação ovicida para *T. urticae*.

A ineficiência do abamectina para ovos *T. urticae* foi relatada por Maciel (2014), porém o autor descreveu que, apesar de abamectina ter diferido estatisticamente da testemunha (água destilada), o inseticida/acaricida permitiu uma taxa de eclosão de ovos consideravelmente alta, com 76,5%. Para outros artrópodes a inocuidade do acaricida abamectina foi também relatada, como por exemplo, Moura et al. (2009), que descreveram não haver ação desse produto para ovos *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae).

Contrariando estes resultados, estudos de toxicidade sobre artrópodes benéficos, comprovaram a ação deletéria de produtos químicos para a fase embrionária. Carvalho et al. (2002) descreveram a ação embrionária de fenpropatrina e abamectina quando aplicados sobre

ovos do predador *C. externa*, alertando sobre as diferentes respostas que essa fase de desenvolvimento pode apresentar às várias moléculas químicas utilizadas em campos de produção agrícola. Possivelmente essas particularidades nas respostas à toxicidade, estejam relacionadas com a heterogeneidade de características morfológicas e fisiológicas encontradas nos córions dos ovos, e ou, devido os diferentes modos de ação dos produtos químicos sobre os organismos dos diversos artrópodes. A baixa toxicidade dos acaricidas químicos e biológico analisados na fase de ovo de *T. urticae* provavelmente ocorreu devido as suas propriedades químicas e modo de ação tóxica, pois não foram capazes de vencer a proteção do córion, impossibilitando a ação acaricida sobre o embrião.

Tabela 2. Mortalidade acumulada (%) e duração (dias) (média \pm erro padrão) da fase de ovo, larva, protoninfa e deutoninfa de *T. urticae*, provenientes da contaminação de ovos.

Tratamento	População Inicial (Ovos)	Ovo ¹		Larva ¹		Protoninfa ¹		Deutoninfa ¹	
		M ²	D ³	M ²	D ³	M ²	D ³	M ²	D ³
Água destilada	80	0	3,5 \pm 0,1 b	0	2,2 \pm 0,1 ab	1,3	1,6 \pm 0,1 a	10,0	1,8 \pm 0,2 a
Abamectina	80	0	3,5 \pm 0,1 b	17,5	2,5 \pm 0,2 a	62,5	1,0 \pm 0,2 b	98,8	0,1 \pm 0,1 c
Fenpropatrina	80	0	4,5 \pm 0,2 a	16,3	1,9 \pm 0,2 bc	100,0	-	-	-
C. Sulfocálcica	80	0	3,0 \pm 0,2 bc	8,8	1,9 \pm 0,2 bc	8,8	1,8 \pm 0,1 a	33,8	1,5 \pm 0,5 ab
<i>B. bassiana</i> P21 CZ (3 x 10 ³)	80	0	3,3 \pm 0,1 b	11,3	1,4 \pm 0,1 d	18,8	1,7 \pm 0,2 a	21,3	1,4 \pm 0,2 ab
<i>B. bassiana</i> P21 CZ (3 x 10 ⁴)	80	0	3,2 \pm 0,4 b	1,3	2,0 \pm 0,2 bc	20,0	1,7 \pm 0,2 a	43,0	1,1 \pm 0,2 b
<i>B. bassiana</i> P21 CZ (3 x 10 ⁵)	80	0	2,6 \pm 0,4 c	0,0	1,6 \pm 0,2 cd	25,0	1,4 \pm 0,2 a	50,0	0,8 \pm 0,2 b
Milbemectina	80	0	4,4 \pm 0,2 a	20,0	1,2 \pm 0,1 d	96,3	0,2 \pm 0,1 c	100,0	-

¹Valores nas colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ao nível de significância de 0,05.

²Mortalidade acumulada (%) ao longo do desenvolvimento do ácaro.

³Duração (dias) do estágio de desenvolvimento do ácaro.

Os produtos milbemectina e abamectina, considerados de largo espectro de ação, são classificados como neurotóxicos, agem no sistema Ácido Gama Aminobutírico (GABA), um potente neurotransmissor inibitório de impulsos nervosos, atuando nas junções glutaminérgicas como ativadores do sistema GABA, nos canais de cloro (Cl⁻). Quanto à calda sulfocálcica seu mecanismo de ação como acaricida ainda não foi bem esclarecido, provavelmente atua como inibidor de respiração celular (PATTARO, 2000).

Fenpropatrina está inserido no grupo dos piretroides, que agem como moduladores dos canais de sódio, atuando na transmissão elétrica do sistema nervoso. O fungo *B. bassiana* apresenta expressão patogênica, sendo necessário um tempo maior para sua ação deletéria

(colonização) sobre a praga, além disso, não significa que conseguirá penetrar as proteções embrionárias, como a casca dos ovos dos artrópodes pragas.

Considerando os modos de ações dos produtos testados, e as especificidades de cada, não houve efeito ovicida dos mesmos para *T. urticae*, coincidindo com relatos de (ANDRADE, 2007; MORAIS, 2008).

Biologicamente, todos os produtos fitossanitários testados ocasionaram duração menor em relação à testemunha para a fase larval de ácaros provenientes dos ovos contaminados, com exceção de abamectina, que proporcionou tempo maior na média da duração, 2,5 dias, para que todos os indivíduos completassem esse estágio de desenvolvimento (Tabela 2). Fato que pode ser explicado por uma maior penetração e ou assimilação do ingrediente ativo tóxico pelas larvas do tratamento abamectina, provocando o retardamento no tempo do estágio. Os acaricidas fenpropatrina, calda sulfocálcica e a concentração intermediária de *B. bassiana* não diferiram entre si, com médias variando de 1,9 a 2,0 dias para a duração do estágio larval.

Milbemectina e a menor concentração de *B. bassiana* (3×10^3) utilizada nos testes *in vitro* para ovos, apresentaram as menores durações para o estágio de larva, com valores de 1,2 dias e 1,4 dias, respectivamente. Embora o produto milbemectina tenha sido inócuo aos ovos de *T. urticae*, afetou a duração do estágio das larvas, provocando a inviabilidade nos estágios subsequentes, provavelmente em decorrência do contato com os resíduos do produto.

A eficiência de milbemectina no controle de artrópodes pragas de importância econômica, incluindo tetraniquídeos, está relacionada ao seu modo de ação, quando os organismos entram em contato direto com o produto, como relatado anteriormente. Assim como abamectina, atua como agonista de receptores do sistema GABA, afetando a abertura dos canais de cloro, levando à paralisia e morte de ácaros ou insetos (ANDRADE, 2007, NICASTRO, 2009). Scarpellini (2002) descreveu que milbemectina na concentração de 12 g i.a./ha adicionado a 0,25% de óleo mineral apresentou melhor efeito e maior período residual no controle do ácaro rajado na cultura algodoeira. Apesar da adição do óleo mineral na pesquisa do autor citado anteriormente, o que a diferencia do experimento atual, em ambos os casos fica evidenciado que esses produtos podem apresentar ação residual, ocasionando danos às fases subsequentes àquelas que foram inicialmente contaminadas, a exemplo dos dados biológicos observados na presente pesquisa com ovos do ácaro rajado.

O estágio de protoninfa durou em média 1,2 dias, os acaricidas milbemectina e abamectina com durações de 0,2 e 1,0 dia, respectivamente, foram os únicos com diferenças significativas em relação ao controle (1,6 dias) (Tabela 2). Em decorrência da inviabilidade

de 100% das larvas, ocasionado pelo tratamento fenpropratrina, não foi possível neste bioensaio avaliar a duração dos estágios de protoninfa e deutoninfa. Possivelmente isso tenha ocorrido em virtude do seu maior potencial residual no ambiente, ou pela menor capacidade de metabolização fisiológica do composto pelos ácaros, principalmente pelas fases subsequentes à contaminada (ovo), que entraram em contato com o produto químico, possivelmente ainda presente na folha.

De acordo com alguns pesquisadores, a ação deletéria de produtos fitossanitários a artrópodes está associada a inúmeros fatores, dentre essas, a sua capacidade de transpor o tegumento dos organismos, alcançando seus órgãos vitais. A capacidade de penetração no corpo normalmente está associada a sua polaridade, assim, considerando que o piretroide fenpropratrina tende a maior polaridade, possivelmente justifique a alta mortalidade das larvas, pela maior capacidade de penetração na cutícula desses ácaros, efeitos similares aos citados por (BERG et al., 2003 citado por VILELA, 2001; BACCI 2006).

Para a duração da fase de protoninfa, a calda sulfocálcica e o fungo *B. bassiana* em suas três concentrações analisadas não diferiram estatisticamente da testemunha, com duração variando entre 1,4 a 1,8 dias (Tabela 2). No período correspondente à fase de deutoninfa, o acaricida abamectina provocou menor duração do estágio com o valor médio de 0,1 dias (Tabela 2), diferindo significativamente do controle. Possivelmente a redução na duração do período deutoninfal causada por abamectina, está relacionada ao alto índice de mortalidade acumulada (98,8%) das deutoninfas que mantiveram contato com os resíduos do acaricida presente nos discos foliares, ocorrendo à intoxicação e conseqüentemente essa taxa de mortalidade, resultando em um pequeno número de indivíduos para análise da duração nessa fase de desenvolvimento. Resultados semelhantes foram obtidos por Fuzita (2014), onde abamectina afetou drasticamente o crescimento populacional das duas espécies de ácaros intoxicados, tanto o ácaro-praga *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tetranychidae), como do predador *Agistemus brasiliensis* Matioli, (Ueckermann & Oliveira), b(Acari: Stigmaeidae).

Em virtude da total mortalidade acumulada ocasionada pelo tratamento milbemectina para deutoninfas originárias de ovos contaminados, fato também observado anteriormente ao produto fenpropratrina na fase anterior (protoninfa), a duração do período de deutoninfa não teve como ser observada, uma vez que não houve espécimes que atingiram esse estágio (Tabela 2).

Apesar dos acaricidas químicos e fungo terem permitido a eclosão das larvas (Tabela 2), ocorreu mortalidade significativa em alguns tratamentos para as protoninfas decorrente do

efeito subletal das doses dos acaricidas, diferindo estatisticamente da testemunha. O composto fenproprina foi o mais eficiente ocasionando mortalidade de 100% na fase de protoninfa (Tabela 2) seis dias após a aplicação (DAA). Os piretroides apresentam modo de ação similar ao do DDT, atuam, aparentemente, mantendo abertos os canais de sódio das membranas dos neurônios, o que pode ter provocado a morte dos ácaros ao entrarem em contato com os resíduos do produto. Essas observações estão de acordo com os relatos de Esteves Filho et al. (2008) que demonstraram a eficiência da fenproprina nas fases imaturas do ácaro rajado.

O produto milbemectina foi o segundo mais eficiente para o controle de protoninfas provenientes de ovos de *T. urticae*, na concentração (0,3 g i.a./ L de água) (Tabela 01), milbemectina provocou aumento significativo na taxa de mortalidade cinco DAA causando mortalidade de 96,3% (Tabela 2), para 1,3% no tratamento com água destilada. Dados promissores foram encontrados quando da aplicação de milbemectina em fase imatura de *T. urticae*, citados por Kim e Yoo (2002). Por outro lado, Sulzbach (2015), afirmou que milbemectina pode estar induzindo a populações de ácaros ao desenvolvimento de resistência, perdendo sua eficiência de controle.

Estudos científicos demonstraram diferentes resultados indicando que esta espécie de ácaro tem apresentado resistência ao acaricida milbemectina (SATO et al., 2004; SATO et al., 2005; SATO, et al., 2009, NICASTRO, 2009; MONTEIRO, 2015). Esses resultados divergem dos obtidos na presente pesquisa, pois apesar da fase contaminada não ter sido afetada, houve mortalidade acumulada nas fases subsequentes, provocada pela ação de milbemectina, com 100% em deutoninfa. Essa não coincidência pode estar associada à população em análise. Estudos indicam respostas diferenciadas das populações quando submetidas à ação de um produto fitossanitário, devido a fatores fisiológicos intrínsecos de cada uma dessas populações, pois são provenientes de áreas com fatores ambientais diversos, além de variadas exposições a agrotóxicos, que podem proporcionar maior ou menor tolerância a uma substância química, mesmo entre populações de mesma espécie (CROFT, 1990). A taxa de mortalidade para o ácaro rajado aumentou progressivamente para os produtos milbemectina e fenproprina, causando as maiores porcentagens a partir do 5º dia.

O piretroide fenproprina não teve efeito ovicida sobre *T. urticae*, contudo reduziu à população dos ácaros a zero no estágio de protoninfa (Tabela 2). A ação deletéria de fenproprina foi comprovada por Poletti et al. (2008), com o acaricida eliminando a população de *Phytoseiulus macropilis* (Banks, 1904) (Acari: Phytoseiidae) sete dias após a exposição ao produto.

Os acaricidas abamectina e milbemectina provocaram 100% de mortalidade acumulada até a fase de deutoninfa, quando ovos foram contaminados, com de 98,8 % e 100%, respectivamente (Tabela 2). Evidenciaram o seu potencial na redução da população de *T. urticae*. Resultados semelhantes foram encontrados por Esteves Filho (2013), com maior de mortalidade acumulada provocada por abamectina, com 89% após quatro dias da aplicação.

B. basisana não ocasionou mortalidade de ovos de *T. urticae*, coincidindo com os demais tratamentos para esse parâmetro biológico (Tabela 2). Estudos desenvolvidos com outros artrópodes comprovaram a ineficiência de *B. bassiana* sobre ovos. Estes resultados são condizentes aos de Pessoa (2005) que estudando a eficiência de *B. bassiana* usando as suspensões de $1,0 \times 10^7$ e $1,0 \times 10^8$ conídios, não observou efeito deletério das diferentes suspensões do fungo sobre a viabilidade dos ovos de *C. externa*. Sinalizando que as respostas das diferentes fases dos artrópodes sobre inseticidas biológicos devem ser analisados considerando suas singularidades, pois a procedência do isolado (fúngico), a sua concentração, a forma de aplicação no processo de contaminação, ou mesmo as condições que o ensaio está sendo conduzido, pode interferir nessa interação, patógeno e hospedeiro.

Pires et al. (2010) ao avaliarem 70 isolados do fungo entomopatogênico *B. bassiana*, verificaram que somente três causaram mortalidade de ovos de *Tuta absoluta* (Meyrick, 1917) (Lepidoptera: Gelechiidae). Por outro lado, Silva et al. (2010) constataram ação ovicida, avaliando o efeito de diferentes inóculos de *B. bassiana* sobre ovos e ninfas da mosca negra dos citros, *Aleurocanthus woglumi* (Ashby, 1903) (Hemiptera: Aleyrodidae) um potencial inseto-praga para a produção agrícola de laranja.

Poucos são os estudos de eficiência de fungos entomopatogênicos sobre ovos de *T. urticae*, porém, pesquisas com artrópodes de diferentes ordens foram realizadas, as quais servem de indicativo para a possibilidade de uso desses organismos, contribuindo como alternativa ao uso indiscriminado de produtos químicos sintéticos. Como citado anteriormente, à proteção física do córion é preponderante para minimizar a ação embriogênica de produtos fitossanitários, essa camada externa dos ovos de artrópodes apresenta normalmente textura rígida e se constitui na principal barreira de proteção do embrião contra agroquímicos (GALLO et al., 2002).

Além disso, o processo de infecção e reprodução de *B. bassiana* em *T. urticae*, segundo estudo conduzido por Neves et al. (1997), comprovou que o início da conidiogênese demorou cerca de 144 horas, o que demonstra que o tempo para o completo desenvolvimento

do processo de colonização pelo entomopatógeno pode não ser suficientemente deletério para ocasionar percentual de mortalidade significativa quando os ovos são contaminados.

As concentrações fúngicas do isolado P21CZ de *B. bassiana* apresentaram baixos índices percentuais de mortalidade de larvas de *T. urticae* proveniente da contaminação dos ovos (Tabela 2). As duas menores concentrações, P21CZ (3×10^3) e P21CZ (3×10^4), apresentaram respectivamente valores de 11,3% e 1,3%, enquanto que a maior concentração P21CZ (3×10^5), a taxa de mortalidade foi 0%. Apesar de não existirem relatos a respeito da ação de *B. bassiana* sobre larvas de *T. urticae*, estudos de Bernardi (2006) relatou a ineficácia do isolado de *B. bassiana* (CG240) sobre a mortalidade de larvas e pupas de díptero. Bem como, resultados obtidos por Moraes et al. (2010) corroboram com os do presente trabalho, que constataram que os isolados CG138 e CG228 de *B. bassiana* não foram capazes de afetar significativamente os percentuais de mortalidade nos experimentos com larvas de *Stomoxys calcitrans* L. (Diptera: Muscidae), independente das concentrações fúngicas utilizadas.

Por outro lado, e contrariando esses resultados, estudos de Prette et al. (2005) sobre larvas de carrapato hematófago submetidas a conídios de isolados de *B. bassiana*, ocasionaram acentuada redução no percentual de muda das larvas de *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae). Essas observações são similares ao registrado por Fernandes et al. (2006) em experimentos conduzidos em condições de laboratório, que obteve resultados satisfatórios para a mortalidade de larvas 99% de uma outra espécie de carrapato hematófago, *R. (Boophilus) microplus* (Canestrini, 1887) (Acari: Ixodidae), controladas com isolados de *B. bassiana* nas concentrações 10^8 , 10^7 e 10^6 .

Na literatura consultada, foi possível verificar que muitos bioensaios realizados com isolados de *B. bassiana* conduzidas com larvas referem-se, basicamente, a trabalhos com outros artrópodes, principalmente os insetos, apontando que há um número reduzido de trabalhos que descrevem a patogenicidade de isolados de *B. bassiana* para espécies de ácaros pragas de importância econômica, a exemplo do *T. urticae*.

Diferentemente do observado para os acaricidas sintéticos, as mortalidades acumuladas foram baixas para os fungos, com 21,3%; 43,0% e 50% de mortalidade, respectivamente para os isolados de *B. bassiana* P21 CZ (3×10^3); P2.1 CZ (3×10^4) e P2.1 CZ (3×10^5). Tamai (2002) verificou resultados similares de mortalidade, mesmo aplicando concentrações diferentes 5×10^8 e 1×10^9 conídios/ml de *B. bassiana*, sobre *T. urticae*, com intervalos de mortalidade no sexto dia de 34% a 48% e de 23% a 28%, respectivamente. A baixa patogenicidade de *B. bassiana* no estágio para formas pós-embrionária de *T. urticae* provenientes de ovos contaminados (Tabela 2), neste experimento pode está associada

provavelmente ao fato do tempo ter sido insuficiente para a indução da fase de conidiogênese do fungo e conseqüentemente provocar colonização das larvas e protoninfas.

Entretanto, observou-se neste bioensaio, uma relação positiva entre o aumento do tempo da exposição dos ácaros aos conídios e a maior concentração aplicada (3×10^5), ocasionando aumento na porcentagem de mortalidade acumulada para até 50% na fase dedeutoninfa (Tabela 2). O que indica que a mortalidade do ácaro-praga na mistura dos fungos em suspensão contendo Tween (0,05%), foi significativamente influenciada pelas diferentes concentrações. Esse aumento na taxa de mortalidade em decorrência da elevação da concentração aplicada está de acordo com os relatos de Tamai et al. (1999) que comprovou que o isolado 447 de *B. bassiana* mostrou-se patogênico ao ácaro *T. urticae*, apresentando aumento nos valores de mortalidade acumulada à medida que a suspensão de conídios utilizada se tornava mais concentrada.

Possivelmente a maior taxa de mortalidade ocorra quando uma maior quantidade de conídios germina, e colonizam os ácaros; além disso, o processo de colonização de *B. bassiana* possa estar relacionado ao fato da produção de toxinas, pois, esses fungos produzem diversas exotoxinas e enzimas tóxicas aos artrópodes, confirmado por estudos apresentados por (ALVES, 2002; TAMAI, 2002).

A variabilidade genética entre isolados de uma mesma espécie de fungo é amplamente relatada na literatura. Muitos dos trabalhos conduzidos para espécies de interesse entomológico, como os insetos, foram feitos com *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin e *B. bassiana*, visando à utilização em programas de controle microbiano.

Ao comparar os resultados de virulência obtidos nos diferentes trabalhos utilizando os mesmos métodos de inoculação, pode-se observar uma grande variação na faixa de mortalidade, o que poderia estar relacionado com o fato de serem diferentes os isolados utilizados, por apresentarem uma grande variação genética, encontrada naturalmente nos entomopatógenos, corroborando aos resultados publicados por Alves et al. (2003). Esta diferença de mortalidade também poderia está relacionada às variações genéticas entre as populações das pragas utilizadas, as quais, ao serem provenientes de locais distintos, expressam respostas diferentes à ação dos entomopatógenos.

Muitos estudos têm demonstrado que o fungo *B. bassiana* tem ocasionado taxas de mortalidades significativas para outras famílias de ácaros tetraniquídeos WEKESA et al., (2006) testaram *B. bassiana* nas concentrações $3,10 \times 10^6$, $1,0 \times 10^7$ e $1,0 \times 10^8$ conídios/ml) sobre *Tetranychus evansi* (Barker & Pritchard, 1979) nos EUA, e (SHI e FENG, 2004), relatou que o fungo *B. bassiana* tem sido eficaz no controle de ácaros

tetranychideos, a exemplo do *Tetranychus cinnabarinus* (Prostigmata: Tetranychidae), (Boisduval, 1987). A virulência de isolados de *B. bassiana* segundo estudos de autores foi relatada como promissor para o controle de insetos de diversas ordens, a exemplo dos lepidópteros. Silva et al. (2003), estudou a suscetibilidade de *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1797) em *B. bassiana* em laboratório; os isolados ESALQ 447 e ESALQ 634 obtiveram índices de mortalidade superiores a 58%.

Nessa mesma linha de estudo, Wenzel et al. (2006), testando a patogenicidade de *B. bassiana* obteve taxa de mortalidade superior a 50% com o isolado IBCB 66 em lagartas de *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1794). (Lepidoptera: Crambidae), na concentração letal ($1,58 \times 10^7$ conídios/mL).

Com relação ao tratamento calda sulfocálcica, observou-se que o produto também não inviabilizou os ácaros na fase embrionária e pós-embrionária, a porcentagem de mortalidade acumulada não foi satisfatória neste bioensaio correspondente a 33,8% (Tabela 2). A baixa toxicidade da calda sulfocálcica na fase de ovos em ácaros já foi relatada por (CASARIN et al. 2004), porém comprovaram sobre a espécie de ácaro *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tetranychidae), os quais apresentaram resistência ao acaricida propargite e a calda sulfocálcica, na razão de 4,6 vezes.

Entretanto, a eficiência do controle desse acaricida pode aumentar proporcionalmente com o aumento do período de exposição do ácaro ao resíduo, de acordo com os relatos de Casarin et al. (2008), quando da avaliação da toxicidade da calda sulfocálcica sobre o ácaro predador *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae) em laboratório, pois a de 600 ppm, observou a redução na taxa de crescimento instantânea do fitoseídeo em aproximadamente 50%.

Por outro lado é importante enfatizar que relatos da literatura, salientaram que o mecanismo de ação da calda sulfocálcica, ainda está sendo investigado, que o principal ingrediente ativo desse defensivo alternativo para o controle de pragas é o enxofre que atua como inibidor de respiração celular, dados que podem elucidar a razão para a baixa eficiência desse defensivo na fase de ovo de ácaros, ineficiência confirmada por Sato et al. (2002), estudando acaricidas à base de enxofre.

O potencial ovicida é uma propriedade relevante de um acaricida para a utilização em programas de manejo integrado de ácaros-praga, embora nem todas as espécies de pragas sejam controladas na fase de ovo, o efeito deletério pode ocorrer nos estágios subsequentes, reduzindo ou inviabilizando as fases larvais, protoninfas e deutoninfas, impedindo a formação

da fase adulta, diminuindo a população e conseqüentemente às injúrias nas plantas (ANDRADE, 2009; NICASTRO, 2009 ESTEVES FILHO, 2010).

3.2 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos a larvas de *T. urticae*

O estágio larval durou em média 1,5 dias (Tabela 3). Em relação ao tempo de duração do período larval, comprovou-se que o fungo *B. bassiana* em suas duas maiores concentrações e a calda sulfocálcica não diferiram estatisticamente da testemunha, com valores de 1,8; 1,8 e 1,5 dias, respectivamente. Os demais tratamentos apresentaram tempo médio na duração larval estatisticamente diferente à observada no tratamento controle, o inseticida abamectina foi o único que retardou o desenvolvimento larval, com média de 2,0 dias, os demais tratamentos testados, fenproprina, *B. bassiana* P22 CZ ($2,5 \times 10^4$) e milbemectina, reduziram o tempo médio de desenvolvimento das larvas contaminadas para 1,0; 1,4 e 1,2 dias (Tabela 3).

Como observado, fenproprina apresentou a menor duração do estágio larval com apenas 1,0 dia, possivelmente a compatibilidade de polaridade entre o inseticida e o tegumento do inseto tenha aumentado a capacidade de penetração dos resíduos do inseticida nos organismos das larvas.

Uma vez que, inviabilizou o desenvolvimento das protoninfas, fase subsequente à contaminada, indicando que as larvas possivelmente já se encontravam metabolizando os resíduos do inseticida do seu organismo, fato que pode ser observado com o aumento da porcentagem de mortalidade acumulada ao longo do bioensaio.

O tempo maior na duração larval permitido pelo produto abamectina, ocasionou maior tempo de contato das larvas aos resíduos do acaricida presente nos discos foliares, conseqüentemente por isso a alta taxa de mortalidade, 96,3% na fase de deutoninfa.

Embora tenha ocorrido mortalidade dos espécimes ao longo do experimento, é importante salientar que no estágio em que houve a contaminação, fase larval, os produtos não ocasionaram efeito direto, com 100% de viabilidade larval, caracterizando os efeitos subletais expressivo na fase posterior, deutoninfa. As durações médias do período larval de todos os tratamentos foram semelhantes aos do bioensaio com ácaros tetraniquídeos relatados por Pedro Neto et al. (2013) para *Tetranychus bastosi* (Tuttle, Baker & Sales, 1977) (Acari: Tetranychidae).

Tabela 3. Mortalidade acumulada (%) e Duração (dias) (média \pm erro padrão) da fase de larva, protoninfa e deutoninfade *T. urticae*, provenientes da contaminação de larvas.

Tratamento	População Inicial (larvas)	Larva ¹		Protoninfa ¹		Deutoninfa ¹	
		M ²	D ³	M ²	D ³	M ²	D ³
Água destilada	80	0	1,8 \pm 0,1 b	0	2,0 \pm 0,1 a	0	2,5 \pm 0,1 a
Abamectina	80	0	2,0 \pm 0,1 a	52,5	1,0 \pm 0,2 b	96,3	0,1 \pm 0,1 c
Fenpropatrina	80	0	1,0 \pm 0,1 e	48,8	0,7 \pm 0,1 bc	100,0	-
Calda Sulfocálcica	80	0	1,5 \pm 0,1 bc	7,5	1,8 \pm 0,1 a	18,8	1,6 \pm 0,2 b
<i>B. bassiana</i> P2.2 CZ (2,5 x 10 ⁴)	80	0	1,4 \pm 0,1 cd	35,0	1,1 \pm 0,2 b	36,3	0,7 \pm 0,2 c
<i>B. bassiana</i> P2.2 CZ (2,5 x 10 ⁵)	80	0	1,8 \pm 0,1 b	47,6	1,8 \pm 0,1 a	47,6	1,9 \pm 0,2 ab
<i>B. bassiana</i> P2.2 CZ(2,5 x 10 ⁶)	80	0	1,8 \pm 0,1 b	57,5	0,9 \pm 0,2 bc	63,8	0,7 \pm 0,2 c
Milbemectina	80	0	1,2 \pm 0,1 d	80,0	0,4 \pm 0,1 c	91,3	0,2 \pm 0,1 c

¹Valores nas colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ao nível de significância de 0,05.

²Mortalidade acumulada (%) ao longo do desenvolvimento do ácaro.

³Duração (dias) do estágio de desenvolvimento do ácaro.

O tempo médio da duração do estágio das protoninfas para o tratamento testemunha foi de 2,0 dias (Tabela 3), com exceção dos tratamentos *B. bassiana* (2,5x10⁴) e a calda sulfocálcica, os demais tratamentos diferiram da testemunha para esse parâmetro biológico. Resultados similares à duração do estágio pós-embriônico de populações de *T. urticae* provenientes de cultivares de *Carica papaya* L. e contaminados com isolados de *B. bassiana* foram encontrados por Moro et al. (2009).

Os demais produtos testados apresentaram médias na duração das larvas inferiores aos expressos pela testemunha, com destaque aos acaricidas milbemectina e fenpropatrina, com diminuição significativa na duração do estágio de protoninfas originárias de larvas contaminadas com valores respectivamente de, 0,4 e 0,7 dias (Tabela 3). A redução da viabilidade do estágio de formas imaturas de *T. urticae* pelo produto fenpropatrina, foi registrada por Ashley et al. (2006) que ocasionou 100% de mortalidade no 2º DDA. Trabalhos demonstrando essa redução na sobrevivência de larvas após contaminação por fenpropatrina, porém, sobre outros artrópodes, foi também constatada por Carvaho (2002), com redução na viabilidade das formas pós-embriônica de um predador *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae).

No estágio de deutoninfa, todos os tratamentos diferiram estatisticamente da testemunha (Tabela 3) com exceção do isolado de *B. bassiana* na concentração de $2,5 \times 10^6$. O menor tempo de duração foi registrado para os tratamentos abamectina e milbemectina com valores respectivamente de, 0,1 e 0,2 dias.

A fenproprina na concentração indicada foi a mais eficiente, com 100% de mortalidade das protoninfas proveniente das larvas contaminadas, impossibilitando a avaliação do estágio de deutoninfa, seguida de abamectina (96,3% de mortalidade) e milbemectina (91,3% de mortalidade). Esses resultados de mortalidade indicam os altos efeitos residuais que acaricidas sintéticos podem apresentar, principalmente no ambiente em que o ensaio foi desenvolvido, *in vitro*. Hoffmann (2010) ao testar a eficiência de abamectina sobre o ácaro vermelho *Tetranychus mexicanus* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) considerado praga também na cultura do mamoeiro, observaram que esse inseticida ocasionou efeito letal e subletal, promovendo a mortalidade de mais de 50% da população do ácaro. A elevada toxicidade de abamectina e fenproprina para o controle de ácaros também foi relatada por Sato, (2002 e 2009). Os efeitos nocivos de fenproprina sobre populações de *T. urticae* provenientes da cultura do morangueiro também foram encontrados por outros autores (POLETTI, 2007; VERONEZ, 2011).

Milbemectina já foi relatado apresentando alta eficiência no controle de populações do ácaro-rajado (SATO, 2004; ANDRADE, 2009, QUEIROZ, 2014). Por outro lado, outros relatos na literatura atentaram às resistências de populações de *T. urticae* ao inseticida milbemectina, bem como de outros ácaros fitófagos (SATO, 1994; SATO, 2009; NICASTRO, 2013). A abamectina e milbemectina agem inibindo a transmissão nervosa pela abertura dos canais de cloro, acentuando assim a ação do ácido gama-aminobutírico (GABA), um potente neurotransmissor inibitório. A diferença entre as milbemectinas e as avermectinas é um dissacarídeo substituinte do carbono 13, presente nas avermectinas e ausente nas milbemectinas (Shoop et al., 1995), o que pode explicar as diferenças de mortalidade das populações quando contaminadas por esses produtos, porém, e apesar dessas diferenças de mortalidades, ambos bloqueiam a transmissão do estímulo nervoso causando paralisia e posteriormente a morte do indivíduo. Desta forma, as diferenças nos índices de mortalidade acumulada observadas no presente bioensaio para milbemectina e abamectina (91,3% e 96,3%, respectivamente), esteja relacionada às estruturas químicas diferenciadas dos acaricidas, com diferentes tempos de degradação metabólica, como constatado também por (STARK, et al., 1997 *apud* ESTEVES FILHO, 2013).

A maior e menor concentração de *B. bassiana* apresentaram valores de mortalidade crescente para as populações de ácaros até que os mesmos atingissem o estágio de deutoninfa, exceto a segunda concentração ($2,5 \times 10^5$), que manteve o mesmo percentual de mortalidade (47,6%) do estágio de protoninfa, início da mortalidade populacional, até a fase de deutoninfa. Comparando os resultados deste bioensaio aos obtidos por Alves et al. (2002), que obteve mortalidade de *T. urticae* de 75%, para uma concentração de 1×10^8 do isolado 447 de *B. bassiana*, constata que tanto o isolado quanto às concentrações utilizadas são preponderantes para a eficiência de controle de uma praga.

Estudos da ação deletéria de *B. bassiana* sobre outras famílias de ácaros predadores proporcionou mortalidade similar às encontradas na presente pesquisa para o isolado 645, com 32,81% de mortalidade do ácaro *I. zuluagai* (Barreto et al., 2011). Essa mesma patogenicidade de *B. bassiana*, porém, sobre artrópode praga categoria taxonômica, foi confirmada em trabalho de Feijó (2004), testando diferentes concentrações, 10^6 , 10^7 e 10^8 sobre o desenvolvimento pós-embrionário de *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae), com emergências variando de 30 a 68,35%. No entanto, é importante reassaltar que na presente pesquisa, o fungo entomopatogênico na sua maior concentração ($2,5 \times 10^6$), ocasionou índice razoável de mortalidade da população do ácaro-rajado quando larvas foram contaminadas, com 63,8% até a fase de deutoninfa, sinalizando que esse material de *B. bassiana* pode ser promissor no controle desse ácaro em concentrações maiores.

Além disso, maiores concentrações de conídios aumentam a capacidade do fungo entomopatogênico de produzir enzimas promotoras de patogenicidade, como as proteases, esterases, lipases, quitinases e outras que degradam a cutícula dos ácaros e conseqüentemente ocasionam a morte do hospedeiro pela invasão e colonização de seus corpos (ALVES, 2003). Portanto o fato de algumas deutoninfas não ter apresentado esporulação fúngica, não descarta a possibilidade dos ácaros terem sido mortos pelas toxinas do fungo.

Outro fator primordial para uma maior patogenicidade do fungo, refere-se ao seu ciclo em relação ao hospedeiro para o estabelecimento da infecção, pois essa depende das condições bióticas e abióticas, podendo durar em média 96 horas. Assim, se os isolados apresentarem potencial virulento, as pragas morrem em decorrência da intoxicação causadas por micotoxinas liberada pelo entomopatógeno. Dependendo do grau de virulência diferentes isolados de uma mesma espécie podem ocasionar resultados distintos de patogenicidade, por isso a importância de se testar concentrações diferentes ou similares para o controle biológico de diferentes espécies de ácaros e insetos pragas (ALVES, 1998).

Com base nos resultados obtidos neste bioensaio, constatou-se que a ação residual da calda sulfocálcica na concentração indicada 7g/L de água não foi eficiente, com baixa porcentagem de mortalidade acumulada, com apenas 18,8% (Tabela 3). Contrariando esses resultados, Hassan et al. (1994) constataram que a calda sulfocálcica a 7% pode ser altamente tóxica para o ácaro predador *Phytoseiulus persimilis* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae). Hipótese que foi reinterada por Penteado (2004), que relatou a boa eficiência da calda sulfocálcica sobre os ácaros da leprose *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tetranychidae), e da falsa da ferrugem *Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead, 1879) (Acari: Eriophyidae), na dose de 80 L de calda/ 2.000 L de água. Por outro lado, estudos de Gonçalves (1997) informaram resultados pouco promissores no controle do *Trips tabaci* (Linderman) (Thysanoptera: Thripidae), para esse mesmo produto. Ratificando que independente do produto ser ou não biológico, o mesmo deve ser avaliado de maneira específica para cada organismo, podendo expressar eficiências divergentes.

Segundo Penteado (2000), a calda sulfocálcica, apresenta em sua composição o enxofre, que tem ação quitinolítica e parasita, demonstrando potencial inseticida principalmente sobre artrópodes sugadores, como ácaros, tripses etc., em diferentes fases de vida destes organismos. Entretanto, o mau desempenho da calda sulfocálcica no presente trabalho ainda pode estar associada à resistência da população utilizada, sendo necessário novos testes, para análises mais precisas sobre esse parâmetro, avaliando a ação sobre todas as fases do ciclo de vida dessa praga.

3.3 Avaliação da toxicidade dos produtos químicos e biológicos a protoninfas de *T. urticae*

O tempo de duração do estágio de protonifa de *T. urticae* presentes em discos de *Canavalia ensiformis* contaminados com os tratamentos (Tabela 1) foi em média 1,3 dias (Tabela 4). A exceção da calda sulfocálcica que diferiu estatisticamente da testemunha, os demais tratamentos não apresentaram diferenças estatística entre si nem em relação ao controle. A calda sulfocálcica apresentou maior duração 1,9 dias (Tabela 4). Os tratamentos abamectina e fenprotrina apresentaram o mesmo tempo de duração para esse estágio de desenvolvimento, apenas 1,0 dia. Fato também observado para as duas concentrações de *B. bassiana* (2×10^5 e 2×10^6), com 1,8 dias. Além disso, não ocorreu mortalidade de protoninfas, com 100% de viabilidade para o estágio subsequente. O tempo médio de duração deste

estágio foi praticamente o mesmo encontrado por Roggia (20007) ao avaliar a duração dos estágios de *T. urticae*, porém, em cultivares de soja.

No que se refere aos resultados de duração do estágio de deutoninfa provenientes das protoninfas contaminadas, a média de todos os tratamentos foi de 1,5 dias (Tabela 4), porém não ocorreram diferenças estatísticas significativas entre os mesmos. Entretanto, foi observado que os produtos milbemectina e fenpropratrina, embora não tenham diferido estatisticamente da testemunha, ocasionaram as menores durações, 0,9 dia e 1,1 dia, respectivamente, para o período de deutoninfa originárias de protoninfas contaminadas, fato que pode estar associado à ação neurotóxica desses acaricidas resultando nas maiores taxas de mortalidade acumulada, com respectivamente, 62,5% e 50% (Tabela 4).

Tabela 4. Duração (dias) da fase de larvas de protoninfa e deutoninfa (média \pm erro padrão) de *T. urticae*, provenientes da contaminação de protoninfa.

Tratamento	População Inicial (Protoninfas)	Protoninfa ¹		Deutoninfa ¹	
		M ²	D ³	M ²	D ³
Água destilada	40	0	1,4 \pm 0,1 b	0	1,7 \pm 0,1 a
Abamectin	40	0	1,0 \pm 0,1 b	37,5	1,9 \pm 0,1 a
Fenpropratrina	40	0	1,0 \pm 0,1 b	50,0	1,1 \pm 0,2 a
C. Sulfocálcica	40	0	1,9 \pm 0,1 a	25,0	1,7 \pm 0,2 a
<i>B. bassiana</i> P2.9 CZ (10 ³)	40	0	1,3 \pm 0,1 b	20,0	1,3 \pm 0,2 a
<i>B. bassiana</i> P2.9CZ (10 ⁴)	40	0	1,3 \pm 0,1 b	37,5	2,0 \pm 0,2 a
<i>B. bassiana</i> P2.9 CZ(10 ⁵)	40	0	1,4 \pm 0,1 b	45,0	1,4 \pm 0,2 a
Milbemectina	40	0	1,2 \pm 0,1 b	62,5	0,9 \pm 0,2 a

¹Valores nas colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ao nível de significância de 0,05.

²Mortalidade acumulada (%) ao longo do desenvolvimento do ácaro.

³Duração (dias) do estágio de desenvolvimento do ácaro.

Apesar dos acaricidas não promoveram mortalidade das protoninfas, fase contaminada (Tabela 3), na fase subsequente, deutoninfa, todos os acaricidas ocasionaram mortalidade acumulada, com 20% a 62,5%, para nenhum organismo morto para a testemunha (água destilada). A calda sulfocálcica apresentou baixa eficiência de controle, com taxa de 25% de mortalidade de deutoninfas (Tabela 4). Dados de ineficiência foram relatados por Andrade (2009) usando calda para o controle de *T. urticae* em folhas de mamoeiro, com apenas 9,3% de mortalidade dos espécimes. Contrariando os resultados dessa pesquisa, estudo desenvolvido por Venzon (2006) comprovou a eficiência da calda sulfocálcica, com ação

rápida sobre ácaro-branco em pimenta (*Capsicum frutescens*) (Solanales: Solanaceae), além de fornecer nutrientes para a planta.

Em estudo de Deleito (2008), sobre outro artrópode praga analisando a calda sulfocálcica, pupas de *Chrysomya megacephala* (Fabricius) (Diptera: Calliphoridae) apresentaram susceptibilidade ao seu efeito inseticida, com até 50,0% de mortalidade, sob condições de laboratório. Apesar da curta ação residual da calda sulfocálcica, pesquisas de sua eficiência sobre ácaros, demonstraram que esse defensivo pode reduzir em até 30% a população a partir do terceiro dia de aplicação (PATTARO, 2003). Resultados também comprovados por (PATTARO & OLIVEIRA, 2005; ANDRADE et al. 2007; OLIVEIRA et al., 2008).

Considerando que os estudos em condições de laboratório expõem os ácaros às maiores pressões dos acaricidas e promove condições ideais para a eficiência dos produtos analisados, são necessários estudos complementares para testar o potencial acaricida também em condições de semi-campo e campo para o controle de *T. urticae*, praga da cultura do mamoeiro. Além disso, o manejo na cultura do mamoeiro pode exigir aplicações mais frequentes o que conseqüentemente, podem gerar resistência da praga e fitotoxicidade nas plantas, fatos já evidenciados por Pattaro (2004), sendo desta forma, necessário, estudos criteriosos e com planejamento visando um programa de manejo integrado das pragas. Como relatado anteriormente, milbemectina ocasionou a maior taxa de mortalidade, 62,5% (Tabela 4), em menos de 48 horas de avaliação. O efeito neurotóxico desse inseticida também foi relatado em pesquisas realizadas por Andrade (2007) e Esteves Filho (2013).

Uma provável hipótese da baixa eficiência de abamectina ter apenas 37,5% de mortalidade seria a presença de uma população resistente, assim como retratado por Maciel (2014), causando apenas 47,3% de mortalidade de *T. urticae*, 72 horas após aplicação do produto. Confirmando os estudos que indicam possíveis casos de resistência do ácaro rajado ao acaricida abamectina (SATO, 2009; NICASTRO, 2010). Contrariando os dados deste experimento a eficiência do acaricida abamectina para o controle de ácaros fitófagos em diversas culturas foi comprovada (AGUIAR, 1993; PEREIRA et al., 2007; MÁRSARO JÚNIOR et al., 2012).

Fenpropratrina foi relativamente prejudicial ao ácaro rajado, com taxa de mortalidade acumulada de 50% (Tabela 4). Albuquerque (2003) testando o efeito do fenpropratrina para o controle de *T. urticae* presentes também em discos de *C. ensiformis*, constatou mortalidade de 55%, 72 horas após contaminação. Resultados indicando resistência de população de *T. urticae*

ao acaricida fenproprina foi registrado por Iwassaki (2010), com alta porcentagem de indivíduos sobreviventes em condições de laboratório, 29,47%.

A patogenicidade do isolado P29CZ de *B. bassiana* nas três concentrações (10^3 , 10^4 e 10^5) ocasionaram mortalidade acumulada de 20%, 37,5% e 45% respectivamente, com infectividade média de 34%, o que denota, segundo os dados deste experimento, uma taxa progressiva de mortalidade acumulada. Considerando que o tempo médio de infectividade do patógeno é de sete dias, dependendo das condições ambientais, os dados da presente pesquisa são promissores, apontando a necessidade novos estudos, possibilitando o uso desse patógeno como uma alternativa aos produtos sintéticos, minimizando os impactos ambientais.

Estudos desenvolvidos por Barci (2009) com isolados de *B. bassiana* (IBCB13 e IBCB143), com diferentes concentrações, 5×10^8 , 5×10^7 , demonstraram resultados similares de mortalidade do ácaro rajado, indicando o potencial patogênico de alguns isolados desse fungo.

Assim como relatado por Alves (1998) e Tamai (2002). Os fungos podem ocasionar intoxicação por micotoxinas, além disso, as condições ambientais utilizadas na elaboração dos experimentos é fator preponderante na potencialização da virulência dos isolados fúngicos, além dos fatores como a preparação das concentrações fúngicas, o modo de inoculação e a associação ou não de óleos emulsificantes.

Segundo Alves (1998), fatores como a temperatura e variações no tempo de incubação, podem interferir na patogenicidade dos isolados, esses parâmetros podem explicar as variações de mortalidade ocasionada em experimentos.

Com base nos resultados dos experimentos realizados, os acaricidas abamectina, milbemectina e fenproprina, apesar dos impactos que possam ocasionar e considerando apenas a variável mortalidade de *T. urticae*, são os que apresentaram as melhores performances. Para *B. bassiana* é importante avaliar a patogenicidade desses isolados em outras condições e concentrações, bem como da calda sulfocálcica, comprovando a possibilidade de uso nos campos de produção de mamão. Fato é que, o consorciamento dos acaricidas sintéticos, entomopatógenos e da calda sulfocálcica utilizados de forma alternada, poderão ser uma alternativa viável para o controle dessa praga, promovendo a sustentabilidade ambiental e econômica.

4 CONCLUSÕES

Considerando fomentar os programas de Manejo Integrado de Pragas para o controle do ácaro rajado na cultura do mamoeiro, os estudos dos acaricidas químicos e biológicos, permitiu com base nos resultados observados nos três experimentos constatar as seguintes suposições:

- A porcentagem de mortalidade no controle foi satisfatória, o que denota a confiabilidade nos dados dos três bioensaios;
- O acaricida fenproprina ocasionou maiores índices de mortalidade quando ovos e larvas foram contaminados com 100% até a fase de deutoninfa.
- Os acaricidas químicos fenproprina, milbemectina e abamectina provocaram os maiores índices de mortalidade acumulada nos três bioensaios.
- A calda sulfocálcica ocasionou baixos índices de mortalidade acumulada nos três bioensaios, com valores respectivos de 8,8%, 7,5%, e 25%.
- Ocorreu maior taxa de mortalidade acumulada 63,8% pelo isolado P22CZ de *B. bassiana* quando larvas de *T. urticae* foram contaminadas.
- Os isolados fúngicos P21CZ, P22CZ e P29CZ de *B. bassiana* não apresentaram o mesmo padrão de resposta quanto à patogenicidade nos bioensaios.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBOTT, C.E. The toxic gases of lime-sulfur. **Journal of Economic Entomology**, Lanham, v.38, n.5, p.618-620, 1945.
- AGUIAR, E.L.; CARVALHO, G.A.; MENEZES, E.B.; MACHADO, C.A. Eficiência do acaricida-inseticida diafentiuron no controle do ácaro-rajado *Tetranychus urticae* (Koch) em roseira. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v.22, p.577-582, 1993.
- ALBUQUERQUE, F.A.; de, OLIVEIRA, J.V. de. GODIM JUNIOR, M.G.C.; TORRES, J.B. Efeito de inseticidas e acaricidas sobre ovos e fêmeas adultas do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Revista de Ecotoxicologia e Meio Ambiente**, v.13 p.1-8, 2003.
- ALVES, L.F.A.; ALVES, S.B.; OLIVEIRA, L.G.; C. M. JONSSOM. Efeito do fungo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. (Deuteromycetes) para *Astyanax scabripinnis* (Jenyns, 1842) (Pisces: Characidae). **Arquivo do Instituto Biológico**. São Paulo, v.75, n.4, p.471-479, out./dez., 2008.
- ALVES, S.B. **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163p.
- ANDRADE, D. J.; OLIVEIRA, C. A. L. de.; ROMANI, G.N. PATTARO, F. C. Efeito da calda sulfocálcica sobre o ácaro *Tetranychus mexicanus* (McGregor, 1950) em citros. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v.82, p.161-169, 2007.
- ANDRADE, D. JÚNIOR de, OLIVEIRA, C. A. L.; de. PATTARO, F. C.; SIQUEIRA, D. S. Acaricidas utilizados na citricultura convencional e orgânica: manejo da leprose e populações de ácaros fitoseídeos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.32, p.1028-1037, 2010.
- ARAÚJO, E. L., COSTA, E. M., MOURA FILHO, E. R., NOGUEIRA, C. H. F.; SANTOS, M. R. D. Efeito de inseticidas sobre a mosca minadora (Diptera: Agromyzidae), quando aplicados durante a fase de ovo. **Agropecuária Científica no Semiárido**, v.8 n.1, p. 18-22, 2012.
- ASHLEY, J.L.; D. A.; HERBERT, E.E.; LEWIS, C.C.; BREWSTER.; R. H. Toxicity of three acaricides to *Tetranychus urticae* (Tetranychidae: Acari) and *Orius insidiosus* (Anthocoridae: Hemiptera). **J. Econ. Entomol.** v.99, n.1 p.54-59, 2006.
- BACCI, L.; PEREIRA, E.J.G.J.; FERNANDES, F. L.; PICANÇO, M.C.; CRESPO, A.L.B.; CAMPOS, M.R.; Seletividade fisiológica de inseticidas a vespas predadoras (Hymenoptera: Vespidae) de *Leucoptera coffeella* (Lepidoptera: Lyonetiidae). **BioAssay**, v.10 p.1-7. 2006.
- BARCI, L A.; WENZEL, I. M.; DE ALMEIDA J.E.; DE CAMPOS N. A H.; PRADO, A.P. Compatibility of *Beauveria bassiana* (Ascomycetes: Clavicipitaceae) with chemicals acaricides used in the control of cattle tick, **Revista Brasileira de Parasito Veterinária**. v.18, n. 1, p.63-68, 2009.

BARRETO, R. S.; MARQUES, E. J.; GONDIM JUNIOR, M. G. C. ; OLIVEIRA, J. V., FERREIRA, J. F.; SANTOS JUNIOR, H. J. G. Efeito de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. E *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. Sobre o Ácaro Predador *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae). **BioAssay**, v.6, n.2, p. 2011.

BERNARDI, E.; PINTO, D.M.; NASCIMENTO, J.S.; RIBEIRO, P.B.; SILVA, C.I. Efeito dos fungos entomopatogênicos *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* sobre o desenvolvimento de musca domestica l. (diptera: muscidae) em laboratório. **Arquivo Instituto Biológico**, São Paulo, v.73, n.1, p.127-129, 2006.

BERNARDI, D.; BOTTON, M.; CUNHA, U. da S.; NAVA, D.E.; GARCIA, M.S. **Bioecologia, monitoramento e controle do ácaro-rajado com o emprego da azadiractina e ácaros predadores na cultura do morangueiro**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2010. 8p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular técnica, 83).

BERTOLLO, E. C.. **Efeito da temperatura e do hospedeiro a biología do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)**. 2007. 160 p Tesis (Maestría) Faculdade de Agronomía e Medicina Veterinaria de Universidade de Passo, Passo Fundo- MG, 2007.

BOOM, C. E. M.; VAN DEN, B. T. A.; VAN, D. M. Differences among plant species in acceptance by the spider mite *Tetranychus urticae* Koch. **Journal of Applied Entomology**, v.127, n.3, p.177-183, 2003.

BOUNFOUR, M.; TANIGOSHI, L. K. Effect of temperature on development and demographic parameters of *Tetranychus urticae* and *Eotetranychus carpini boreali* (Acari:Tetranychidae). **Annals of the Entomological Society of America**, College Park, v. 94, n. 3, p. 400-404, 2001.

BREDA, M. O.; ARAUJO, M. J. C.; OLIVEIRA, J. V. Efeito Potencial de Inseticidas Botânicos e Abamectina sobre crescimento populacional de *Tetranychus urticae* Koch. em feijão de porco *Canavalia ensiformes* (L).. In: JEPEX- **Jornada de Ensino Pesquisa e Extensão**, Recife. JEPEX, p. 1-3, 2009.

CARVALHO, G.A.; CARVALHO, C.F.; SOUZA, B.; ULHÔA, J. L. R. Seletividade de Inseticidas a *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). **Neotropical Entomology**, v.31, n.2, p.615- 621. 2002.

CASARIN, N.F.B.; FRANCO, C.R.; ALVES, E.B.; OMOTO, C. Resistência do ácaro-da-leprose *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tenuipalpidae) à calda sulfocálcica. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 20., 2004, Gramado **Resumos**. Gramado, p. 516, 2004.

CASARIN, N.F.B.; SILVA, L.O.; ALBUQUERQUE, F.D.F.; OMOTO, C. Toxicidade de calda sulfocálcica ao ácaro predador *Iphiseiodes zuluagai* Denmark e Muma (Acari: Phytoseiidae) em citros. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 22, 2008, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia: SEB, 2008. CD-ROM.

CROFT, B. A. **Arthropod biological control agents and pesticides**. New York, Wiley-Interscience, 723 p. 1990.

DEBACH, P.; Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Editora Continental, S.A., México, 927p. 1979.

DELEITO, C. S. R. **Inseticidas alternativos no controle de moscas Sinantrópicas** – 2008. 82 p. TESE (Doutorado) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Biologia, 2008.

ESTEVES FILHO, A. B.; OLIVEIRA, J.V. de; GONDIM JÚNIOR, M.G.C. Toxicidade de acaricidas sobre diferentes estágios de vida de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro. **BioAssay**, v.3, n.6, p. 1-6, 2008.

ESTEVES FILHO, A. B. et al. Biologia comparada e comportamento de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em algodoeiro Bollgard e Isolinha não-transgênica. **Neotropical Entomology**, v.39, n.3, p.338-344, 2010.

ESTEVES FILHO, A. B. et al. Toxicidade de espiromesifeno e acaricidas naturais para *Tetranychus urticae* Koch e compatibilidade com *Phytoseiulus macropilis* (Banks). **Ciências Agrárias**, v. 34, n. 6, p. 2675-2686, 2013.

FADINI, M.A.M.; ALVARENGA, D. Pragas do morangueiro. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, 198 p, 1999.

FAOSTAT. Estatística do Fundo das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura. Disponível em: <http://faostat3.fao.org/download/Q/*E.%20A>. Acesso em: 05 abr. 2016.

FERNANDES, E. K. K. et al. Study on morphology, pathogenicity, and genetic variability of *Beauveria bassiana* isolates obtained from *Boophilus microplus* tick. **Parasitology Research**, v. 98, n. 4, p. 324-332, 2006

FERRARI, B, M. **Efeitos letais e subletais de inseticidas sobre *Tamarixia radiata* (Waterston, 1922) (Hymenoptera: Eulophidae)**. 2009. 77 p. (Tese de Doutorado). Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, 2009.

FERREIRA, C. T.; NORONHA, A. C. D. S. Desenvolvimento e reprodução de *Tetranychus palmarum* FLECHTMANN & NORONHA em folhas de dendezeiro. **Revista Symposium**, Lavras, v. 6, p. 36-41, 2008.

FLECHTMANN, C. W. **Ácaros de importância agrícola**. São Paulo: Nobel. 189p, 1985.

FRANCO, C.R.; CASARIN, N.F.B.; DOMINGUES, F.A.; OMOTO, C. Resistência de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae) a acaricidas inibidores da respiração celular em citros: resistência cruzada e custo adaptativo. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.36, n.4, p.565-576, 2007.

FUZITA, A. T. et al. Comparação da sensibilidade do ácaro-praga *Brevipalpus phoenicis* e do predador *Agistemus brasiliensis* a agroquímicos. **Coffee Science**, [S.l.], v. 9, n. 1, p. 102-109, mar. 2014. ISSN 1984-3909. Disponível em: <<http://www.coffeescience.ufla.br/index.php/Coffeescience/article/view/557>>. Acesso em: 06 jun. 2016.

GARCIA, M.O. **Utilização de fungos entomopatogênicos para o controle de *Orthezia praelonga* (Sternorrhyncha: Ortheziidae)**. 2004. 70 p. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba-PB, 2004.

GIOMETTI, F. H. C.; WENZEL, I. M., Seleção de isolados de *Beauveria bassiana* para o controle de *Diatraea saccharalis* (LEPIDOPTERA: CRAMIDAE). **Arquivo do Instituto Biológico**. v.77, n.1, p.167-169, 2010.

GONÇALVES, P. A. S. Eficácia de inseticidas sintéticos e naturais no controle de tripés em cebola. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 15, n. 1, p. 32-34, 1997.

GOUVEA, L. M.; TAKACHI M.T.J.; SOSA-GÓMEZ D.R. Biologia e exigências térmicas do ácaro vermelho *Tetranychus gigas* Pritchard & Baker EM SOJA. In: V Jornada Acadêmica da Embrapa Soja, 2010, Londrina / PR. **V Jornada acadêmica da Embrapa Soja - Resumos. Londrina: Comitê de edição da instituição**, v. 1. p. 1-149, 2010.

GUIMARÃES, A.P.; CAMASSOLA, M.; FRANCESCHINI, M.; AZZON, A.P., BARATTO, C.M.; KOGLER, V.; SILVA, M.V.; DUTRA, V.; NAKAZOTO, L.; CASTRO, L.; SANTI, L.; VAINSTEIN, M.H.; SCHRANK, A. Biotecnologia Aplicada ao Controle Biológico. **Biotecnologia Ciência e Desenvolvimento** v. 31, n.5, p.32-37, 2001.

HASSAN, S.A. F.; BIGLER, H.; BOGENSCHUETZ, E.; BOLLER, J. BRUN.; CALIS, J.N.M. Results of the sixth joint pesticide testing programme of the IOBC/WPRS-working group pesticides and beneficial organisms. **Entomophaga**, Paris, v. 39, n. 1, p. 107-119, 1994.

HOFFMANN, E.K.; VASCONCELOS, G.J.N. de.; SILVA, N.M. da.; GONDIM, M.G.C. Efeito ovicida de extrato aquoso de folha e inflorescência de *Piper peltatum* sobre *Tetranychus mexicanus* (Acari: Tetranychidae). **Anais do XXIII Congresso Brasileiro de Entomologia Agrícola**. Natal/RN. 2010.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/>>. Acesso em: 07 abr. 2016.

IWASSAKI, L.A. **Preferência hospedeira e estratégias de manejo do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), nas culturas de morango e crisântemo**. 2010. 89p. Dissertação (Mestrado) - Instituto Biológico. São Paulo, 2010.

KADY, G. A. E.; SHARABASY, H. M. E.; MAHMOUD, M. F.; BAHGAT, I. M. Toxicity of two potential bioinsecticides against moveable stages of *Tetranychus urticae* Koch. **Journal of Applied Sciences Research**, v. 3, n. 11, p. 1315-1319, 2007.

KIM, S.S.; YOO S. S.; Comparative toxicity of some acaricides to the predatory mite, *Phytoseiulus persimilis* and the twospotted spider mite, *Tetranychus urticae*. **Biocontrol**, 47: 563-573, 2002.

KOGAN, M. Integrated pest management: historical perspectives and contemporary developments. **Annual Review of Entomology**, v. 43, p. 243-270, 1998.

MACIEL, A. G. S.; **Controle alternativo de *Tetranychus urticae* com extratos de sementes de graviola, *Annona muricata* L. e com ácaro predador *Amblyseius aerialis* (Muma, 1955) (Acari: Phytoseiidae).** 2014. 73 p. Dissertação (Mestrado em Proteção de plantas) - Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, AL, 2014.

MACIEL, M. V.; LUNA-ALVES LIMA, E. A.; ALVES, N. D.; FEIJÓ, F. M.C. Ação de *Beauveria bassiana* no desenvolvimento pós embrionário de *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae) em laboratório. **Caatinga**. v. 18, p. 1-5, 2005.

MARCIC, D. Sublethal effects of tebufenpyrad on the legs and immatures of two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. **Experimental & Applied Acarology**, v. 36, n.3, p.177-185, 2005.

MARSARO JÚNIOR A. L.; SATO, M. E, de. AGUIAR, R.M.; VIEIRA, G.B, da. Silva Júnior RJ, Mineiro JLC. Efeito de acaricidas sobre *Schizotetranychus hindustanicus* (Hirst) (Acari: Tetranychidae) e ácaros predadores em citros no estado de Roraima, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 79, n.1, p.75-83, 2012.

MONTEIRO, V.B.; GONDIM JÚNIOR, M. G. C.; OLIVEIRA, J. E. de M.; SIQUEIRA, H.A. A.; SOUSA, J. M. Monitoring *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) resistance to abamectin in vineyards in the Lower Middle Sao Francisco Valley. **Crop Protection**, v. 69, p. 90-96, 2015.

MORAES, A. P. R.; BITTENCOURT, T.V. R.; PINHEIRO, E.; BITTENCOURT, A. J. Patogenicidade de *Beauveria bassiana* sobre estágios imaturos de *Stomoxys calcitrans*. **Ciência Rural**, v.40, n.8, p.1802-1807. 2010.

MORAES, G. J. de; FLECHTMANN, C. H. W. **Manual de acarologia:** acarologia básica e ácaros de plantas cultivadas no Brasil. Ribeirão Preto: Holos, 2008. 288 p.

MORAIS, P.; MORANDI, M. A. B.; PEREIRA, R. A.; COSTA, L. B., Controle biológico do ácaro rajado *Tetranychus urticae* (koch, 1936) (acari: tetranychidae) em morangueiro em cultivo protegido. Disponível em: <www.iac.sp.gov.br/areadoinstituto/pibic/anais/2008/artigos/RE0802012.pdf>. Acesso em: 05 abr. 2016.

MORO, L. B.; **Biologia e Potencial de *Tetranychus urticae* Koch, (Acari: Tetranychidae) com fungos entomopatógenos em mamoeiro.** 2009. 50 p. (Dissertação de Mestrado), Universidade Federal do Espírito Santo, 2009.

MORO, L. B., POLANCZYK, R. A., PRATISSOLI, D., CARVALHO, J. R.; FRANCO, C.R. Potencial do uso de fungos entomopatogênicos no controle de *Tetranychus urticae* Kock (Acari: Tetranychidae) em mamoeiro: efeito de cultivares sobre a patogenicidade. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.78 p. 267-272, 2011.

MOURA, A.P.; CARVALHO, A.; MOSCARDINI, V. F.; MARQUES, M. C.; SOUZA, J. R. SOUZA. Toxicidade de pesticidas recomendados na produção integrada de maçã (PIM) a populações de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). **Neotropical Entomology**, v.38, n.3, p.395-404, 2009.

NEVES, P.J.; TAMAI, M.A.; ALVES, S.B. Processo de infecção e reprodução de *Beauveria bassiana* em *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari, Tetranychidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 16. ENCONTRO NACIONAL DE FITOSSANITARISTAS, 7., Salvador, 1997. **Anais**. Salvador: SEB, 1997. p.138-139.

NICASTRO, R. L.; **Resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) ao Acaricida Milbemectin e Manejo do Ácaro-Praga em Morangueiro e Ornamentais com Utilização de Ácaros Predadores (Acari: Phytoseiidae)**. 2009. 57p. Dissertação (Mestrado), Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, São Paulo-SP, 2009.

NICASTRO, R.L. **Resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari:Tetranychidae) a acaricidas e uso de ácaros predadores (Phytoseiidae) para o manejo do ácaro praga em diversas culturas**. 2014. 84 p. Tese (Doutorado em Energia Nuclear na Agricultura e no Ambiente) - Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2014.

NICASTRO, R.L.; SATO, M.E.; ARTHUR, V.; SILVA, M.Z. da Chlorfenapyr resistance in the spider mite *Tetranychus urticae*: stability, cross-resistance and monitoring of resistance. *Phytoparasitica*, **Bet Dagan**, v. 41, p. 503-513, 2013.

NICASTRO, R.L.; SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da. Milbemectin resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): selection, stability and cross-resistance to abamectin. **Experimental and Applied Acarology**, v.50, p.231-241, 2010.

OLIVEIRA, C. A. L. de; PATTARO, F. C. Manejo da Leprose dos citros. In: **I Curso de doenças dos citros e seu manejo**, 2005, Centro APTA Sylvio Moreira. Cordeirópolis: 2005. CD-ROOM.

OMOTO, C.; ALVES, E. B.; RIBEIRO, P. C. Detection and monitoring of resistance in *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae) to dicofol. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil**, v. 29, n. 4, p. 757-764, 2000.

PATTARO, F.C. **Calda sulfocálcica no agrossistema citrícola**. 2003. 73 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia, Entomologia Agrícola) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, SP, 2003.

PATTARO, F. C.; OLIVEIRA, C. A. L. de; OLIVEIRA, M. L. de. Eficiência da calda sulfocálcica por ação residual, tópica e ovicida no controle de *Brevipalpus phoenicis* (Acari: Tenuipalpidae) sobre frutos de citros, em laboratório. In: Congresso Brasileiro de Entomologia, 20, Gramado. **Resumos...** p.168, 2004.

PAULUS, G.; MULLER, A.M.; BARCELLOS, L.A.R. Agroecologia aplicada: práticas e métodos para uma agricultura de base ecológica. **EMATER/RS**, P. 67-69; 2000.

PEDRO NETO, M.; SARMENTO, R.A.; OLIVEIRA, W.P de; PICANÇO, M.C.; ERASMO, E.A.L. Biologia e tabela de vida do ácaro-vermelho *Tetranychus bastosi* em pinhão-manso. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.48, n.4, p.353-357, 2013.

PENTEADO, S.R.. **Controle alternativo de pragas e doenças com as caldas bordalesa, sulfocálcica e Viçosa**. Buena Mendes Gráfica e Editora, Campinas. 95p. 2000.

PEREIRA, P. R. V. S.; HALFELD-VIEIRA, B. A.; NECHT, K. L.; MOURÃO JÚNIOR, M. Ocorrência, danos e controle de ácaro-branco *Polyphagotarsonemus latus* (BANKS, 1904) (Acarina: Tarsonemidae) em cultivo protegido de pimentão. **Revista acadêmica**, v.5, n.1, Boa Vista- RR, 2007.

PENTEADO, S.R. Uso da calda sulfocálcica no controle alternativo de ácaros na citricultura. PESSOA, L.G.A.; CAVALCANTI, R.S.; MOINO JÚNIOR A.; SOUZA, B. Compatibilidade entre *Beauveria bassiana* o predador *Chrysoperla externa* em laboratório. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, p.617-619, 2005.

PIRES, L. M.; MARQUES, E. J.; OLIVEIRA, J. V.; ALVES, S. B. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) e sua compatibilidade com alguns inseticidas usados na cultura do tomateiro. **Neotropical Entomology**, Londrina, v.39, n. 6, p. 977-984, 2010.

POLETTI, M. **Integração das estratégias de controle químico e biológico para a conservação e liberação dos ácaros predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) em programas de manejo do ácaro rajado *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae)**. 2007. 163p. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz/ Universidade de São Paulo, São Paulo, 2007.

POLETTI, M.; COLLETTE, L. de P.; OMOTO, C. Compatibilidade de agrotóxicos com os ácaros predadores *Neoseiulus californicus* (McGregor) e *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) **BioAssay**, Piracicaba, v. 3, n. 3, p. 14, 2008.

PRETTE, N.; MONTEIRO, A.C.; GARCIA, M.V.; SOARES, V.E. Patogenicidade de isolados de *Beauveria bassiana* para ovos, larvas e ninfas ingurgitadas de *Rhipicephalus sanguineus*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.35, p.855-861, 2005.

RAMOS, E.Q.; ALVES, S.B.; TANZINI, M.R.; LOPES, R.B. Susceptibility de *Bemisia tabaci* a *Beauveria bassiana* em condiciones de laboratório. **Manejo Integrado de Plagas**, v.56, p.65-69, 2000.

REIS, P. R.; PEDRO NETO, M.; FRANCO, R.A.; TEODORO, A.V. Controle de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) e *Oligonychus ilicis* (McGregor, 1917) (acari: Tenuipalpidae, Tetranychidae) em cafeeiro e o impacto sobre ácaros benéficos. I - abamectin e emamectin. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.28, n.2, p.269-281, 2004.

ROGGIA, S. **Ácaros tetraniquídeos (Prostigmata: Tetranychidae) associados à soja no Rio Grande do Sul: ocorrência, identificação de espécies e efeito de cultivares e de plantas daninhas**. 2007. 113p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria-RS, 2007.

SANCHES, N. F.; SANTOS, H. P. F.; OLIVEIRA, A. A. R.; LOPES, F. F.; ANDRADE, P.R., CRUZ, J. L.; SANTOS, M. J. **Comportamento De Mamoeiros dos grupos Solo e Formosa Ante A Presença Do Ácaro Rajado (*Tetranychus urticae*), da Cigarrinha Verde**

(*Solanasca bordia*) e da **Cochonilha** (*Aonidiella comperei*). ENTOMOLOGIA, Cruz das Almas – Bahia, Embrapa e Fruticultura, 2009. 4p.

SATO, M. E.; SILVA, M. da; GONÇALVEZ, L. R.; SOUZA FILHO M. F. de; A. RAGA. Toxicidade diferencial de agroquímicos a *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) em morangueiro. **Neotropical Entomology**, Curitiba, v. 31, n. 3, p. 449-456, 2002.

SATO, M. E.; SILVA, M. Z. da; SILVA, R. B. da; SOUZA FILHO, M. F. de; RAGA, A. Management of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) in strawberry fields with *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) and acaricides. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdã, v. 42, n. 2, p. 107-120, 2007.

SATO, M. E.; SILVA, M.Z. da; SILVA, R.B. da; SOUZA FILHO, M.F., RAGA, A. Monitoramento da resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) a abamectin e fenpyroximate em diversas culturas no Estado de São Paulo. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, N. 2, p. 217-223, 2009.

SATO, M.E., PASSEREOTTI, C.M.; TAKEMATSU, A.P.; SOUZA FILHO, M.F. de; POTENZA, M.R.; SIVIERI, A.P. Resistência de *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) a acaricidas em pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch) em Paranapanema e Jundiáí, SP. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.67, n.1, p.117- 123, 2000.

SATO, M.E.; MIYATA, T.; SILVA, M. da; RAGA, A.; SOUZA FILHO, M.F. de. Selections for fenpyroximate resistance and susceptibility, and inheritance, cross-resistance and stability of fenpyroximate resistance in *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Applied Entomology and Zoology**, Tokyo, v.39, p.293-302, 2004.

SATO, M.E.; SILVA, M.Z. da; RAGA, A.; SOUZA FILHO, M.F. de. Abamectin resistance in *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae): Selection, cross-resistance and stability of resistance. **Neotropical Entomology**, Vacaria, v.34, n.6, p.1-8, 2005.

SCARPELLINI, J. R. Efeito da interação do abamectin e cloreto de mepiquat no controle do acaro rajado *Tetranychus urticae* e produção de algodão em caroço em algodoeiro. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v. v.77, n.1, p. 113-121, 2002.

SCHWERTNER, C. A. **Controle do Ácaro rajado, (*Tetranychus urticae* Koch) na cultura de gérberras (*Gebera jamesonii* Adlam) em estufa**. 2012. 76 p. (Dissertação Mestrado) – Curso de Ambiente e Desenvolvimento, Centro Universitário UNIVATES, Lajeado-RS, 2012.

SHI, W.B.; FENG, M.G. Lethal effect of *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* and *Paecilomyces fumosoroseus* on the eggs of *Tetranychus cinnabarinus* (Acari: Tetranychidae) with a description of a mite egg bioassay system. **Biological Control**, Orlando, v. 30, p. 165-173, 2004.

SHOOP, W.L.; MROZIK, H.; FISHER, M. Structure and activity of avermectins and milbemycins in animal health. **Veterinary Parasitology**, v.59, p.139-156, 1995.

SILVA, L. B.; PENA, M. R.; RONCHITELES. B. Avaliação do efeito de diferentes inóculos de *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* sobre ovos e ninfas da mosca-negradoscitros, *Aleurocanthus woglumi* sobre (hemiptera: aleyrodidae) em laboratório. In: JORNADA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA PIBIC INPA CNPQ/FAPEAM, 2010, Manaus. **Anais**. Manaus. XIX CNPQ/FAPEAM, p.1-4, 2010.

SILVA, M. A.; PARRA, J. R. P.; CHIAVEGATO, L. G. Biologiacomparada de *Tetranychus urticae* em cultivares de algodoeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 7, p. 741-748,1985.

SILVA V. C. A; BARROS R; MARQUES EJ; TORRES JB. Suscetibilidade de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) aos fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Neotropical Entomology** 32: 653-658. 2003.

SILVA, E. A.; REIS, P. R.; CARVALHO, T. M. B.; ALTOÉ, B. F. *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) on *Gerbera jamesonii* Bolus and Hook (Asteraceae). **Brazilian Journal of Biology**, v.69, p. 1121-1125, 2009.

SILVA, L. B.; PENA, M. R.; RONCHITELES. B. Avaliação do efeito de diferentes inóculos de *Metarhizium anisopliae* e *Beauveria bassiana* sobre ovos e ninfas da mosca-negradoscitros, *Aleurocanthus woglumi* sobre (Hemiptera: Aleyrodidae) em laboratório. In: JORNADA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA PIBIC INPA CNPQ/FAPEAM, 2010, Manaus. **Anais**. Manaus. XIX CNPQ/FAPEAM, p.1-4, 2010.

SRINIVASAN, R.; HOY, M.A.; SINGH. R.; ROGRES, M.E.; Laboratory and Field evaluations of Silwet-77 and Kinetic alone combination with imidacloprid and abamectin for the management of the Asian citrus Psyllid, *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae) **Florida Entomologist**, v. 91, n. 1, p. 87-100, 2008.

STOCCO, R. S. M. **Resistência de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) aos acaricidas etoxazole e spiromesifen e estratégias de manejo em morangueiro e roseira 2014, 60p.** Dissertação (Mestrado). Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, São Paulo-SP, 2014.

SULZBACH, M., OTT, R., SCHAFER, G., OTT, A. P. Abundance and seasonality of two-spotted spider mite on gerbera cultivars. **Ciência Rural**, v.45, n.4, p.578-584, abr, 2015.

TAMAI, M.A.; ALVES, S.B.; NEVES, P.J. Patogenicidade de *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill. ao ácaro *Tetranychus urticae* Koch. **Scientia Agricola**, v.56, n.1, p.285-288, 1999.

TAMAI, M.A. **Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch.** Piracicaba, 1998. 86p. Dissertação (Mestrado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo-SP, 1998.

TAMAI, M.A.; LOPES, R.B.; ALVES, S.B. Manejo de pragas na floricultura. In: Reunião Itinerante de Fitossanidade do Instituto Biológico, 3. Mogi das Cruzes. **Anais**. Campinas: IB, 2000. p.77-82.

TAMAI, M.A.; ALVES, S.B.; ALMEIDA, J.E.M. de; FAION, M. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.69, n.3, p.77-84, 2002.

THOMAZONI, D.; ALVES, L.F.A.; PIRES, E.; SILVIE, P.; SANTOS, J.C. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos (*Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae*) visando o controle do bicudo-do-algodoeiro (*Anthonomus grandis*, Boheman 1843) (Coleoptera: Curculionidae). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 5., 2005, Salvador, BA. **Anais**. Salvador, 2005. v.1, p.34-34.

VALICENTE, F. H. “**Controle biológico de pragas com entomopatógenos**”, Informe Agropecuário, v. 30, n. 251, p. 48-55, jul./ago. 2009.

VASCONCELOS, G. J. N.; SILVA, F. R. da.; GONDIM, M. G. C. J.; BARROS, R.; OLIVEIRA, J. V. Efeito de diferentes temperaturas no desenvolvimento e reprodução de *Tetranychus abacae* Baker & Printchard (Acari: Tetranychidae) em bananeira *Musa* sp. cv. Prata. **Neotropical Entomology**, v. 33, n. 2, p. 149-154, 2004.

VENZON, M.; ROSADO, M.C.; PINTO, C.M.F.; DUARTE, V.S.; EUZEBIO, D. E.; PALLINI, A. Potencial de defensivos alternativos para o controle do ácaro-branco em pimenta "Malagueta". **Horticultura Brasileira**; v. 24, n. 2, p. 224-227; 2006

VERONEZ, B. **Efeito de compostos sintéticos e naturais sobre *Phytoseiulus macropilis* (Banks) (Acari: Phytoseiidae) e *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) e resistência do ácaro-praga a espiromesifeno**. 2011. 57 p. Dissertação apresentada ao Instituto Biológico, da Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, para obtenção do título de Mestre em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio. 2011.

VILELA, M.; CARVALHO, G. A.; CARVALHO, C. F.; BOAS, M. A. V.; Seletividade fisiológica de acaricidas utilizados em cafeeiro para ovos e fases subsequentes do desenvolvimento de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861). **Revista Ceres**, v.57, n.5, p. 621-628, 2010.

WEKESA, V. W. Effects of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* on mortality, fecundity and egg fertility of *Tetranychus evansi*. **Journal of Applied Entomology**, v.130, n. 3, p.155-156, 2006.

WENZEL, I.M.; GIOMETTI, F.H.C.; ALMEIDA, J.E.M. Patogenicidade do isolado IBCB 66 de *Beauveria bassiana* à broca da cana-de-açúcar *Diatraea saccharalis* em condições de laboratório. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 73, n. 2, p. 259-261, 2006.

YAMAMOTO, P.T.; PINTO, A.S.; PAIVA, P.E.B.; GRAVENA, S. **Seletividade de agrotóxicos aos inimigos naturais de pragas dos citros**. **Laranja**, Cordeirópolis, v.13, p.709-755, 1992.

ZAPPELINI, L.O.; ALMEIDA, J.E.M.; GASSEN, M.H. Compatibilidade de fungos entomopatogênicos com emulsificantes para óleo vegetal e pó molhável. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.72, supl. 1, p.1-63, 2005.