UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE DO PARANÁ
CAMPUS LUIZ MENEGHEL
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

ADRIANO LÚCIO ALBONETI

COMPATIBILIDADE ENTRE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS UTILIZADOS NA CULTURA DA MANDIOCA E AGENTES ENTOMOPATOGÊNICOS

BANDEIRANTES, PR, BRASIL

2016

ADRIANO LÚCIO ALBONETI

COMPATIBILIDADE ENTRE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS UTILIZADOS NA CULTURA DA MANDIOCA E AGENTES ENTOMOPATOGÊNICOS

Dissertação apresentada ao Programa de Mestrado em Agronomia, da Universidade Estadual do Norte do Paraná, *Campus* Luiz Meneghel.

Prof. Dr. Orientador(a): Viviane Sandra Alves

Prof. Dr. Coorientador(a): Laila Herta Mihsfeldt

BANDEIRANTES, PR, BRASIL

2016

Ficha catalográfica elaborada pelo autor, através do Programa de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da UENP

Alboneti, Adriano Lúcio
A339 c COMPATIBILIDADE ENTRE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS UTILIZADOS NA CULTURA DA MANDIOCA E AGENTES ENTOMOPATOGÊNICOS / Adriano Lúcio Alboneti; orientador Viviane Sandra Alves; co-orientador Laila Herta Mihsfeldt. - Bandeirantes, 2016.
69 p.

Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual do Norte do Paraná, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, 2016.

1. Metarhizium anisopliae. 2. Heterorhabditis sp.. 3. Manihot esculenta. 4. Controle microbiano. 5. Fitossanitários. I. Sandra Alves, Viviane, orient. II. Herta Mihsfeldt, Laila , co-orient. III. Título.

CDD – 579.5: 631.8

ADRIANO LÚCIO ALBONETI

COMPATIBILIDADE ENTRE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS UTILIZADOS NA CULTURA DA MANDIOCA E AGENTES ENTOMOPATOGÊNICOS

Dissertação apresentada ao Programa de Mestrado em Agronomia, da Universidade Estadual do Norte do Paraná, *Campus* Luiz Meneghel.

Aprovada em: 26 / 09 / 2016

COMISSÃO EXAMINADORA

Dr. Rudiney Ringenberger	(EMBRAPA SOJA - Londrina)
Profª. Drª. Viviane Sandra Alves	(UENP – Cornélio Procópio)
Prof. Dr. João Pereira Torres	(UENP – Bandeirantes)
Prof. Dr. Marcelo Zart	(Rio Grande do Sul – Cachoeirinha)
Prof. Dr. Leopoldo Sussumu Matsumoto	(UENP – Bandeirantes)

_____

Profª. Drª. Viviane Sandra Alves

Orientadora Universidade Estadual do
Norte do Paraná
Campus Cornélio Procópio

À minha esposa, Joyce Carla, à minha filha Hilary Eduarda e ao meu filho, Eduardo Henrique, por acreditarem que a minha ausência muitas vezes fez-se necessária e apoiarem na busca dos meus objetivos.

DEDICO

À minha mãe, Dirce Manzato Alboneti, ao meu pai, Claudio Alboneti e aos meus avós Adelio Alboneti, Maria Madalena Moya Alboneti (*In memoriam*), Avelino Manzato (*In memoriam*) e Maria Luiza Arioso (*In memoriam*), pelos ensinamentos de amor e respeito.

OFEREÇO

AGRADECIMENTOS

À DEUS, pela sabedoria nas decisões.

À minha orientadora, Profª. Drª. Viviane Sandra Alves, pela paciência ímpar, por sempre acreditar que tudo é possível mesmo nas adversidades, amiga e conselheira.

Aos professores e amigos, Prof. Dr. Luis Guilherme Sachs, Profª. Drª. Laila Herta Mihsfeldt, Me. Nina Maria Silva Risso, por terem mostrado os primeiros caminhos na ciência.

Ao meu amigo e companheiro de jornada, Dr. Marcelo Zart, pelos conhecimentos divididos.

Aos professores, Prof. Dr. João Pereira Torres e Prof. Dr. Leopoldo Sussumu Matsumoto, pela disponibilidade oferecida sempre que necessário.

À minha irmã Claudia, meu cunhado Fábio, meus sobrinhos Ana Claudia e Fabio Henrique, minha tia Beatriz e meus familiares, pelo incentivo e momentos de descontração.

À bisavó dos meus filhos, Oracy, por compartilhar na educação e cuidados com os mesmos.

Ao Fernando, pessoa admirável, amigo de longas jornadas.

Às amigas, Gabi e Dani, pelas árduas jornadas de trabalho em laboratório.

Às Universidades, Universidade Estadual do Norte do Paraná *Campus* Cornélio Procópio e Bandeirantes, à Universidade Estadual do Oeste do Paraná, pelo espaço e materiais disponibilizados.

A todos os professores e funcionários do curso de mestrado em Agronomia da UENP pelo convívio e aprendizado.

AGRADEÇO.

"Que Deus me permita falar como eu quisera, e ter pensamentos dignos dos dons que recebi, porque é ele mesmo quem guia a sabedoria e emenda os sábios,..... "
(Livro da Sabedoria 7:15)

ALBONETI, Adriano Lúcio. **Compatibilidade entre produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca e agentes entomopatogênicos**. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Área de Concentração: Sanidade Vegetal), Universidade Estadual do Norte do Paraná UENP, *Campus* Luiz Meneguel. Bandeirantes, 2016.

RESUMO

O presente trabalho teve como objetivo avaliar a compatibilidade de produtos fitossanitários comerciais utilizados na cultura da mandioca, sendo eles herbicidas e inseticidas/fungicidas, sobre parâmetros biológicos do fungo entomopatogênico *M. anisopliae* isolado UNIOESTE 86 e do nematoide entomopatogênico do gênero *Heterorhabditis* sp. isolado NEPET 11. Os produtos fitossanitários foram utilizados na dose recomendada rotulada (DR), na metade da dose recomendada (½DR) e o dobro da mesma (2DR) para *M. anisopliae* e DR para *Heterorhabditis* sp. Para *M. anisopliae* foram avaliados os parâmetros biológicos relativos à germinação, unidade formadora de colônia, crescimento vegetativo e produção de conídios e para *Heterorhabditis sp.* avaliou-se a viabilidade e a infectividade. Entre os fitossanitários testados, apenas o produto Gaucho® mostrou-se moderadamente tóxico nas três doses testadas para *M. anisopliae*, não havendo produto tóxico para o fungo. Em relação ao nematoide apenas o produto Curyom® interferiu na sua capacidade infectiva.

Palavras-chave: *M. anisopliae*, *Heterorhabditis* sp., *Manihot esculenta*

ALBONETI, Adriano Lucio. **Compatibility of phytosanitary products used in the crop of cassava and entomopathogenic agents**. Dissertation (Masters in Agronomy) - Graduate in Agronomy Program (Concentration zone: Plant Protection), Universidade Estadual do Norte do Parana UENP, *Campus* Luiz Meneguel. Bandeirantes, 2016.

ABSTRACT

This study aimed to assess the compatibility of commercial phytosanitary products used in the cassava crop, between they herbicides and insecticides/fungicide about biological parameters of the entomopathogenic fungus *M. anisopliae* isolated UNIOESTE 86 and nematode entomopathogenic *Heterorhabditis* sp. isolated NEPET 11. Phytosanitary products were used in labeled recommended dose (DR) at half the recommended dose (½DR) and twice of the same (2DR) for *M. anisopliae* and DR for *Heterorhabditis sp.* For *M. anisopliae* were evaluated the biological parameters related to germination, colony forming unit, vegetative growth and production of conidia. For *Heterorhabditis sp*. was evaluated the viability and infectivity. Among the tested phytosanitary products, only Gaucho® was shown to be moderately toxic in the three doses tested for *M. anisopliae*, and none was toxic for the fungus. Regarding the nematode only the product Curyom® interfered in its infective capacity.

Key words: *M. anisopliae, Heterorhabditis sp, Manihot esculenta.*

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 Nome comercial, atividade biológica, Ingrediente ativo e dose do produto comercial (p.c.) de produtos fitossanitários avaliados quanto a compatibilidade agentes entomopatogênicos (nematoide entomopatogenico *Heterohabditis* sp. e o fungo *Metarhizium anisopliae*) **.....**34

Tabela 2 Classificação do Índice Biológico de produtos fitossanitários sobre fungos entomopatogênicos **.....**39

Tabela 3 Comparação múltipla para os parâmetros biológicos de *M. anisopliae* nas três concentrações dos produtos fitossanitários **.....**40

Tabela 4 Germinação de *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86 após exposição aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca**.....**42

Tabela 5 Número de Unidades Formadoras de Colônia (UFC) de *Metarhizium anisopliae,* Isolado UNIOESTE 86 após exposição aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca**.....**43

Tabela 6 Crescimento vegetativo avaliado pelo diâmetro médio das colônias de *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86 após exposição aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca**.....**44

Tabela 7 Produção de Conídios de *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86 após exposição aos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca**.....**.46

Tabela 8 Índice Biológico (IB) e classificação dos fitossanitários quanto à compatibilidade a *M. anisopliae***.....**.47

Tabela 9 Viabilidade e infectividade (± Erro Padrão) do isolado de nematoide entomopatogênico NEPET 11 (*Heterohabditis* sp.) após exposição a dose DR aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca, usando a metodologia de NEGRISOLI et al. (2008)**.....**49

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 13

2 REVISÃO DE LITERATURA 16

2.1 A CULTURA DA MANDIOCA 16
2.1.1 MANDIOCA NA AMÉRICA LATINA E CARIBE 17
2.1.2 IMPORTÂNCIA DA MANDIOCA 18
2.1.3 PRINCIPAIS PRAGAS DA MANDIOCA 19
2.1.4 ERVAS DANINHAS NA CULTURA DA MANDIOCA 22
2.2 MANEJO INTEGRADO DE PRAGAS 23
2.3 AGENTES ENTOMOPATOGÊNICOS: FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS E NEMATOIDES ENTOMOPATOGÊNICOS NO CONTROLE BIOLÓGICO 25
2.3.1 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS 25
2.3.2 FUNGO *METHARIZIUM ANISOPLIAE* (METSCH.) SOROKIN 26
2.3.3 TRABALHOS COM FUNGOS EM PRAGAS DA MANDIOCA 27
2.4 NEMATOIDES ENTOMOPATOGÊNICOS 27
2.4.1 TRABALHOS COM NEPS 28
2.5 FITOSSANITÁRIOS NA CULTURA DA MANDIOCA 29
2.6 COMPATIBILIDADE DE PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS COM FUNGOS E NEMATOIDES ENTOMOPATOGENICOS 30

3 MATERIAL E MÉTODOS 34

3.1 LOCAL DO EXPERIMENTO 34
3.2 PRODUTOS FITOSSANITÁRIOS 34
3.3 TESTES DE COMPATIBILIDADE COM O FUNGO METARHIZIUM ANISOPLIAE 34
3.3.1 AVALIAÇÃO DOS PARÂMETROS BIOLÓGICOS 35
3.4 TESTE DE COMPATIBILIDADE COM NEMATOIDES 37
3.5 AVALIAÇÃO DA TOXICIDADE DOS FITOSSANITÁRIOS E ANÁLISE ESTATÍSTICA 38
3.5.1 FUNGO 38
3.5.2 NEMATOIDES 39

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO 40

4.1 FUNGOS ENTOMOPATOGÊNICOS 40
4.1.1 COMPARAÇÃO MULTIPLA DE MÉDIAS 40
4.1.2 GERMINAÇÃO 40
4.1.3 UNIDADE FORMADORA DE COLÔNIA (UFC) 42
4.1.4 CRESCIMENTO VEGETATIVO (CV) 43
4.1.5 PRODUÇÃO DE CONÍDIOS (PC) 45
4.1.6 ÍNDICE BIOLÓGICO 46
4.2 NEMATOIDES ENTOMOPATOGÊNICOS 48
4.2.1 TESTE DE VIABILIDADE E INFECTIVIDADE 48

5 CONCLUSÃO 51

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 52

1. INTRODUÇÃO

A mandioca (*Manihot esculenta* Crantz; Malpighiales: Euphorbiaceae) é a terceira cultura alimentar mais importante nos trópicos depois do arroz e milho, e é um alimento básico para, pelo menos, 700 milhões de pessoas na África, América Latina, Ásia e Ilhas do Pacífico (FAUQUET; TOHME, 2004) e mais de 800 milhões de pessoas no restante do mundo (LEBOT, 2009). Dados da FAO 2013 revelam que a produção mundial é de 276,7 milhões de toneladas com área em torno de 16.768.170 há, sendo a Nigéria o maior produtor mundial com 19,5% da produção, seguida da Tailândia com 10,9% e Indonésia com 8,6% da produção. O Brasil que já foi o maior produtor de mandioca encontra-se em 4° lugar com 7,7% da produção mundial (FAO, 2013).

Entre as características da cultura, destacam-se sua tolerância a solos pobres em nutrientes e à seca, e sua importância para a segurança alimentar e nutricional, ou seja, garantia de condições de acesso aos alimentos básicos, seguros e de qualidade, em quantidade suficiente, de modo permanente e sem comprometer o acesso a outras necessidades essenciais (BRASIL, 1994). Além disso, é uma importante fonte de renda nos países em desenvolvimento, onde é cultivada principalmente por pequenos agricultores (COCK, 2011; BELLOTTI et al., 2012;).

O principal produto da planta da mandioca, a raiz, é comestível, e é rica em carboidratos, mas as folhas também podem ser consumidas como fonte de proteína (GLEADOW et al., 2009). As raízes da mandioca assim como as partes aéreas (hastes principais, galhos e folhas) são usadas para alimentar o gado, e em alguns países o amido é um produto importante para as indústrias de papel, têxteis e processamento de alimentos (NASSAR; ORTIZ, 2007).

Como a grande maioria das culturas, os maiores problemas da mandioca se devem ao ataque de pragas e doenças, que comprometem o desenvolvimento das plantas e a produção agrícola. Até o momento, sabe-se que a mandioca é atacada por pelo menos 200 espécies de artrópodes pragas conhecidos por causar perdas de rendimento de raiz (BELLOTTI et al., 2012). Destacam-se como pragas de maior importância o mandarová *Erinnyis ello*, ácaro verde *Mononychellus tanajoa* e ácaro rajado *Tetranychus urticae*, percevejos-de-renda

Vatiga sp., mosca-branca *Bemisia tuberculata* e *Aleurothrixus aepim* com ocorrencia na região Centro-Sul do Brasil, brocas da haste da mandioca *Sternocoelus* spp., cochonilhas da parte aérea *Phenacoccus herreni* e *P. manihoti* e cochonilhas-da-raiz *Protortonia navesi*, *Pseudococcus mandio* e *Dysmicoccus* sp., tripes com maior ocorrência para *Frankliniella williamsi* e *Scirtothrips manihoti*, besouro congo ou *Migdolus*, além de cupins subterrâneos, *Heterotermes* sp. e *Procornitermes striatus* e formigas cortadeiras *Atta* sp. e *Acromyrmexs* sp.

Entre os métodos de controle de pragas, doenças e plantas daninhas, predominam o uso de químicos que podem ter efeitos adversos na saúde humana e ao meio ambiente, e são muitas vezes incompatíveis com o MIP (Manejo Integrado de Pragas), porque podem atrapalhar o controle por inimigos naturais (HOLGUÍN; BELLOTTI, 2004; BELLOTTI et al., 2005;).

Assim, se faz necessário o conhecimento de técnicas alternativas de controle, principalmente de pragas, para a cultura da mandioca, para que seja possível a implantação efetiva do MIP. Neste sentido, os fungos entomopatogênicos, *Beauveria bassiana* sl (Balsamo-Crivelli) Vuillemin e *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin (Ascomycota: Hypocreales), e os nematoides entomopatogênicos dos gêneros *Heterorhabditis* e *Steinernema*, têm sido testados como agentes de controle biológico em ensaios laboratoriais contra várias pragas desta cultura como *Bemisia tuberculata*, *Phenacoccus manihoti*, *Sphenophorus levis*, *Cyrtomenus bergi*, *Mononychellus tanajoa* e *Aleurotrachelus socialis*, (ALEAN et al., 2004; BARRETO et al., 2004; JARAMILLO et al., 2005; JARAMILLO; BORGEMEISTER, 2006; GIOMETTI et al., 2011; BARILLI et al., 2011; LIMA et al., 2012; AMNUAYKANJANASIN et al., 2013).

No entanto, para que o MIP se torne efetivo, é preciso conhecer as possibilidades de interação entre os vários métodos de controle utilizados na cultura, como por exemplo, a compatibilidade dos agentes biológicos com os produtos químicos utilizados na cultura da mandioca.

Estudos realizados para analisar os efeitos dos pesticidas sobre fungos entomopatogênicos, a fim de determinar a sua compatibilidade para controle de pragas (POPRAWSKI; MAJCHROWICZ 1995, NEVES et al., 2001, LOUREIRO et al., 2002) constataram que esses produtos podem afetar o cresci-

mento vegetativo, a viabilidade e a conidiogênese dos fungos entomopatogênicos, ou até alterar sua composição genética, acarretando modificações na sua virulência (ALVES et al., 1998).

No que se refere aos nematoides entomopatogênicos, também tem sido constatado que os produtos químicos podem afetar sua viabilidade e infectividade. Os juvenis infectantes (JIs) de nematoides são tolerantes a exposições a fertilizantes, herbicidas, fungicidas, inseticidas e acaricidas; porém, esta tolerância varia de acordo com a espécie de nematoide, o tempo de exposição, o princípio ativo e os veículos utilizados (GREWAL et al., 2001; KOPPENHÖFER; GREWAL, 2005). Os estudos de compatibilidade são importantes para possibilitar a conservação dos entomopatógenos no agrossistema, sendo que o uso inadequado de produtos químicos pode interferir na capacidade infectante e reprodutiva desses nematoides, influenciando negativamente a eficácia de controle.

Assim, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a compatibilidade de produtos fitossanitários comerciais utilizados na cultura da mandioca, sendo eles herbicidas e inseticidas/fungicidas já registrados ou em processo de registro para a cultura, sobre parâmetros biológicos do fungo entomopatogênico *M. anisopliae* e do nematoide entomopatogênico do gênero *Heterorhabditis* sp.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A cultura da mandioca

A mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) é uma das cerca de 100 espécies de árvores, arbustos e ervas do gênero *Manihot*, que são distribuídos do norte da Argentina até o sul dos Estados Unidos da América. Enquanto alguns estudos indicam que a mandioca tem vários centros de origem, outros sugerem que as espécies cultivadas são originadas na margem sul da Amazônia brasileira (OLSEN; HAAL, 1999; ALLEM, 2002;).

Botanicamente, a mandioca é um arbusto perene lenhoso, que cresce de 1m a 5m de altura. Acredita-se que tenha sido cultivada, principalmente para uso das raízes na produção de amido, a mais de 9000 anos, tornando-a um dos mais antigos cultivos agrícolas. Em tempos pré-colombianos, foi cultivada em muitas partes da América do Sul, América Central e nas ilhas do Caribe (FAO, 2013).

Após as conquistas espanholas e portuguesas, a mandioca foi levada do Brasil para a costa atlântica da África, e por volta 1800 ela estava sendo cultivada ao longo da costa leste da África e no sul da Ásia. A mandioca expandiu-se consideravelmente no século XX, quando emergiu como uma importante cultura alimentar em toda a África subsaariana e na Índia, Indonésia e Filipinas (FAO, 2013).

Uma vez que é sensível à geada e tem um ciclo de crescimento de quase um ano, a mandioca é cultivada quase que exclusivamente em regiões tropicais e subtropicais, alcançando milhões de pequenos agricultores em mais de 100 países, desde a Samoa Americana até a Zâmbia, sob uma variedade de nomes locais: mandioca no Brasil, yuca em Honduras, ketela pohon na Indonésia, mihogo no Quênia, akpu na Nigéria e san no Vietnã (FAO, 2013).

Graças ao alto teor de amido em suas raízes, a mandioca é uma fonte rica de dieta energética. Seu rendimento energético por hectare é frequentemente maior, e potencialmente muito mais elevada do que a dos cereais (FAO, 1997), tornando-se em muitos países da África subsaariana, a fonte mais barata de calorias disponíveis. As raízes contêm quantidades significativas de vitamina C, tiamina, riboflavina e niacina, e dependendo da variedade, também podem conter elevados níveis de glicosídeos cianogênicos, especialmente na camada externa (FAO, 1997).

Entre 1980 e 2011, a área mundial colhida de mandioca expandiu em 44 por cento, de 13,6 milhões para 19,6 milhões de hectares, que foi o maior aumento percentual entre as cinco principais culturas alimentares do mundo. Nesse mesmo período, a produção de mandioca no mundo mais do que duplicou, de 124 milhões para 252 milhões de toneladas (FAO-FAOSTAT, 2013).

2.1.1 Mandioca na América Latina e Caribe

Apenas 14 por cento da mandioca do mundo, ou cerca de 34,3 milhões de toneladas, são cultivadas na América Latina e no Caribe, onde *Manihot esculenta* foi domesticado. Entre 1980 e 2011, a área colhida cresceu menos de 1 por cento, para 2,6 milhões de ha, enquanto a produção aumentou 15 por cento. Mesmo assim, a média de crescimento anual na produção desde 2000 tem sido o dobro da taxa registrada nas duas décadas anteriores (FAO, 2013). Como em outras regiões tropicais, a mandioca nas Américas é normalmente plantada em áreas marginais com precipitação incerta, solos ácidos, baixa fertilidade do solo e terrenos inclinados (IFAD/FAO. 2004.vol 4).

Embora o consumo de mandioca como alimento tenha diminuído ao longo dos últimos 50 anos, com o movimento maciço de populações rurais para as áreas urbanas, continua sendo um importante alimento básico, especialmente na Colômbia e Nordeste do Brasil. A FAO estima que, a nível regional, cerca de metade da mandioca produzida é utilizada como alimento e como ração animal (FAO, 2012).

No Brasil, o consumo de mandioca está sendo motivado por políticas destinadas a substituir cereais importados pela farinha de mandioca produzida internamente, e para incentivo, o governo discute um projeto de lei para que se misture dez por cento de farinha de mandioca com farinha de trigo no pão, uma iniciativa que é estimada para absorver cerca de metade da produção de mandioca do país (FAO, 2012.).

Produtores de mandioca da América Latina e do Caribe normalmente não aplicam insumos, e os rendimentos ficam em uma média de 12,9 toneladas por hectare que são bem abaixo dos níveis potenciais. No entanto, tem havido uma mudança significativa, começando na década de 1990 com produção mais intensiva, especialmente no Brasil. Enquanto a maioria da mandioca cultivada no Brasil continua sendo no Nordeste seco, onde os rendimentos médios são de cerca de 11 toneladas por ha, o cultivo intensivo nos estados do sul do país

principalmente para produzir farinha de mandioca, amido nativo para consumo, papelão e indústrias têxteis, obteve-se rendimentos de até 40 toneladas (CHUZEL, 2001).

A produção brasileira de fécula de mandioca, processadas, principalmente em fábricas no estado do Paraná, foi estimada em mais de 500 mil toneladas em 2011 (Universidade de São Paulo, 2012), sendo que deste total, cerca de 70 por cento da matéria-prima é produzida por pequenos proprietários (PALMER, 2012).

A safra 2014/15 no estado do Paraná, obteve 3.917.451 toneladas de mandioca colhida e no Brasil chegou há 22.756.807 de toneladas (IBGE, 2016).

Outros países da região, como Colômbia, Paraguai e Venezuela, também estão aumentando sua capacidade de produzir fécula de mandioca. Em comparação com a Ásia, muito pouco da produção de mandioca da região entra no comércio internacional. Na verdade, o maior exportador é a Costa Rica, que exportou cerca de 92 000 toneladas de mandioca seca em 2010 (FAO, 2013).

2.1.2 Importância da mandioca

Em 2001 após quatro anos de consultas feitas pela FAO, pelo Fundo Internacional para Desenvolvimento Agrícola (FIDA) e parceiros do setor público e privado de 22 países produtores de mandioca, organizou-se a Estratégia Global de Desenvolvimento da Mandioca, onde a mandioca é reconhecida como uma estratégia com grande potencial não apenas para satisfazer as necessidades de segurança alimentar, mas também para fornecer um motor para o desenvolvimento industrial rural e uma fonte de rendimentos mais elevados para produtores, processadores e comerciantes (FAO/IFAD, 2001).

A raiz da mandioca é o terceiro alimento energético mais importante nos trópicos, após o arroz e o milho (FAO, 2009). Essa cultura ocupa cerca de 17 milhões de hectares no mundo, localizados inteiramente nos países em desenvolvimento com produção de em torno de 185 milhões de toneladas de raízes tuberosas (FAO, 2011). Como um alimento básico e de segurança alimentar, a mandioca é a sexta cultura mais importante em todo o mundo (FAO, 2009).

É a principal fonte de carboidratos de baixo custo para as populações mais carentes que vivem nas regiões tropicais, sendo consumida por mais de 600 milhões de pessoas no mundo (STEFANELLO et al., 2012).

No sul do Brasil, a mandioca gerou milhões de dólares com o processamento da cultura em industrias e fábricas gerando emprego para milhares de trabalhadores rurais (PALMER, 2012).

O plantio da mandioca ocorre em todo o território brasileiro, mas as unidades processadoras mais modernas, principalmente de amido, estão concentradas na região Sul. A produção brasileira de amido de mandioca concentra-se nos Estados da região Sudeste, Sul e Centro-Oeste (IBGE, 2012).

A mandioca além de ser utilizada por milhões de pessoas na alimentação humana e animal, serve também de matéria-prima em vários produtos e subprodutos. A farinha, é consumida principalmente no Brasil e na África, e a fécula ou amido, produzida essencialmente no Brasil e Ásia, com a Tailândia como principal produtor (VASCONCELOS; VILPOUX; PARANHOS FILHO, et al., 2013)

O Estado do Paraná é o principal produtor de fécula, com perto de 70% da produção, seguido do Mato Grosso do Sul e de São Paulo (VASCONCELOS; VILPOUX; PARANHOS FILHO, et al., 2013).

Em alguns estados do Brasil é produzida a farinha com a folha da mandioca, e é obrigatoriamente utilizada na merenda escolar, o que se configura em uma recomendação nutricional importante, pois essa farinha possui 32% de proteína além de vitamina A, ferro, cálcio, vitamina C e fósforo. Adicionando apenas uma colher de chá dessa farinha no almoço das crianças é suficiente para ajudar a combater a desnutrição infantil (SOUZA, 2007).

Segundo BENESI (2005), quando são registrados casos de fome acentuado em regiões onde a cultura predominante é o milho, a situação da fome é muito menor onde a mandioca é cultivada como principal cultura básica para alimentação.

2.1.3 Principais pragas da mandioca

A primeira linha de defesa contra pragas e doenças das culturas é um agro ecossistema equilibrado. No entanto, tratando-se de monoculturas, esse cenário é raro, pois o uso de inseticidas sintéticos, fungicidas e herbicidas agravam o ecossistema natural prejudicando o equilíbrio e favorecendo o aparecimento de pragas e doenças (FAO, 2012).

Cerca de 200 espécies de artrópodes pragas foram encontradas atacando a cultura da mandioca. Destes, alguns são específicos da cultura, enquanto outros são polífagos, ou seja, atacam também outras culturas. As maiores diversidades de insetos pragas em mandioca são encontradas na América Latina, onde

co-evoluíram com a cultura. No entanto, problemas de pragas de mandioca não são necessariamente mais graves na América Latina, pois nesta região, muitos insetos nocivos são mantidos sob controle por predadores e parasitoides, que co-evoluíram ao longo dos séculos (BELLOTTI et al., 2010, BELLOTTI et al., 2012).

Em algumas regiões do mundo como Na África sub-saariana a situação é diferente, no início de 1970, *Phenacoccus manihoti* foi acidentalmente introduzida onde não se encontrava inimigos naturais e a disseminação foi rápida em todas as áreas de cultivo de mandioca da região, a população foi mantida sob controle pela introdução de vários inimigos naturais da América do Sul, entre eles sendo o mais eficaz *Anagyrus lopez* (ROJANARIDPICHED et al., 2012).

As pragas de maior importância na cultura da mandioca são o mandarová *Erinnyis ello*, ácaro verde *Mononychellus tanajoa* e ácaro rajado *Tetranychus urticae*, percevejos de renda *Vatiga* sp., mosca branca *Bemisia tuberculata* e *Aleurothrixus aepim* com ocorrência na região Centro-Sul do Brasil, brocas da haste da mandioca *Sternocoelus* spp., cochonilhas da parte aérea *Phenacoccus herreni* e *P. manihoti* e cochonilhas da raiz *Protortonia navesi*, *Pseudococcus mandio* e *Dysmicoccus* sp., tripes com maior ocorrência para *Frankliniella williamsi* e *Scirtothrips manihoti*, besouro congo ou *Migdolus* além de cupins subterrâneos, *Heterotermes* sp. e *Procornitermes striatus* e formigas cortadeiras *Atta* sp. e *Acromyrmexs* sp. (PIETROWSKI et al., 2010).

No Brasil as pragas mais importantes da mandioca estão presentes na parte aérea das plantas, sendo destaque o mandarová *E. ello*, ácaro verde *M. tanajoa* e ácaro rajado *T. urticae* e percevejos de renda *Vatiga sp.*, entretanto, estudos recentes têm revelado a ocorrência de novas pragas da cultura que ocorrem no solo como cochonilha-das-raízes da mandioca *Protortonia navesi* (OLIVEIRA et al., 2005; OLIVEIRA; FIALHO, 2006).

Na América Latina, 11 espécies de mosca-branca, causadoras de danos, foram relatadas em mandioca, incluindo *Aleurotrachelus socialis*, *Aleurothrixus aepim e Trialeurodes variabilis* e *Bemisia tuberculata* (FAO, 2013).

A mosca-branca *Bemisia tabaci*, é vetor, disseminando o vírus do mosaico africano da mandioca (ACMV), que também é disseminado através de estacas oriundas de plantas infectadas, o qual está presente na Africa, Índia e América Latina (FAO, 2013). No Brasil o vírus é considerado praga quarentenária

A1(praga de importância econômica potencial para uma determinada área e onde ainda não está presente) (BATISTA et al., 2002).

Das cerca de 15 espécies de cochonilha que atacam plantas de mandioca, duas, *Phenacoccus herrini e P. manihot*, causam grandes danos a mandioca na América Latina, alimentam-se de várias partes da planta como hastes, pecíolos e folhas, e injetam uma toxina que causa enrugamento das folhas, retardando o crescimento da planta e algumas vezes podendo levar a morte. A perda de rendimento em plantas infestadas pode chegar até 60 por cento das raízes e 100 por cento das folhas (FAO, 2013).

No Brasil, mais especificamente nos estados de São Paulo, Paraná e Santa Catarina, tem sido registrado o ataque de cochonilha da raiz, sendo identificado para a região oeste do Paraná a presença de *Protortonia navesi*, para Santa Catarina a espécie *Pseudococcus mandio* e para as regiões noroeste do Paraná e sudoeste de São Paulo, *Dysmicoccus* sp. A espécie encontrada na região oeste do Paraná é nativa do Brasil, ocorrendo no cerrado brasileiro (PIETROWSKI et al., 2010).

O besouro congo ou *Migdolus*, embora seja citado associado à mandioca, esporadicamente observavam-se danos significativos, sendo que esse panorama vem mudando nos dois últimos anos, principalmente na região noroeste do Paraná. Não se tem informações sobre seus hábitos, biologia e danos, na cultura da mandioca. Apresenta-se informações levantadas na cultura da cana-de-açúcar (PIETROWSKI et al., 2010).

Ácaros da mandioca são pragas importantes em todas as regiões produtoras. O ácaro verde da mandioca, *Mononychellus tanajoa*, é causador dos maiores danos a mandioca na América Latina e África Subsaariana, especialmente em áreas de várzea, com estação de seca prolongada. Alimenta-se da parte inferior das folhas jovens, que se tornam branco-amareladas, deformadas e menores (FAO, 2013).

As espécies de percevejo de renda pertencentes à família Tingidae, são descritas como pragas importantes na cultura da mandioca em diversos países das Américas do Sul e Central (BELLOTTI, 2002). Essas espécies foram identificadas como pertencentes ao gênero *Vatiga*, sendo descritas cinco espécies, *V. illudens*, *V. manihotae, V. pauxilla*, *V. varianta* e *V. cassiae* (FROESCHNER, 1993).

Outra importante praga encontrada na América Latina é o mandarová da mandioca, *Erinnyis ello*, é considerado uma das pragas mais importantes desta cultura, pela ampla distribuição geográfica e alta capacidade de consumo foliar, especialmente nos últimos instares larvais (PIETROWSKI et al., 2010).

2.1.4 Ervas daninhas na cultura da mandioca

A intensidade da competição imposta pelas plantas daninhas varia com a duração do período de convivência e estádio da cultura, no entanto manter a cultura livre de quaisquer outras plantas na entrelinha ou mesmo entre plantas pode favorecer a erosão do solo, impedir ciclagem de nutrientes e dificultar o manejo de pragas e doenças, promovendo baixa sustentabilidade à atividade (SILVA et al., 2007). Períodos críticos foram relatados por alguns autores quanto a infestação por ervas daninhas, e em estudo realizado na Nigéria, Alabi et al. (2004) recomendam deixar o mandiocal livre da interferência dos 35 aos 77 dias após o plantio. Segundo MELINFONWU (1994), de modo geral, a prevenção deve ser realizada até 84 dias depois do plantio e BIFFE et al. (2010a) como sendo de 82 dias. Para isso considerar a localização, a caracterização do ambiente e o sistema de cultivo ou de produção da lavoura de mandioca.

As plantas daninhas predominantes variam para cada região e ecossistema, ainda que existem muitas delas comuns às diversas regiões mandioqueiras do Brasil (EMBRAPA, 2003).

Levantamentos realizados por diversos autores (ALCÂNTARA et al., 1982, 1983; PERESSIN et al., 1998; MOURA, 2000; AZEVÊDO et al., 2000; CARVALHO et al., 2004; JOHANNS; CONTIERO, 2006; ALBUQUERQUE et al., 2008; GUGLIERI et al., 2009; PINOTTI et al., 2010; BIFFE et al., 2010a) identificaram dezenas de espécies de plantas daninhas, de vários gêneros e famílias, infestando mandiocais. Mais de 200 espécies de plantas daninhas, representando mais de 100 gêneros pertencentes a mais de 40 famílias botânicas entre mono e dicotiledôneas foram relatadas na cultura da mandioca (GAVILANES et al., 1991; AZEVÊDO et al., 1999).

Para o controle das mesmas os produtos químicos têm sido os mais utilizados. Porém, alguns produtos sintéticos podem interferir no desenvolvimento de agentes microbianos usados na cultura.

2.2 Manejo Integrado de Pragas

KOGAN (1998) define manejo integrado de pragas (MIP) como: Manejo - traduz a ideia do uso de um conjunto de regras baseadas em princípios ecológicos, considerações econômicas e sociais para a tomada de decisão sobre o controle; Integrado - o uso harmonioso de diferentes métodos para o controle de uma determinada espécie de organismo e Pragas - significa todos os organismos conflitantes com o interesse do homem.

Para a FAO o 'Manejo Integrado de Pragas é o sistema de manejo de pragas que no contexto associa o ambiente e a dinâmica populacional da espécie, utiliza todas as técnicas apropriadas e métodos de forma tão compatível quanto possível e mantém a população da praga em níveis abaixo daqueles capazes de causar dano econômico".

Ainda, de acordo com PANIZZI e PARRA (1991) o MIP, por definição, compreende a utilização dos mais variados métodos de controle, sendo que para a implementação efetiva do MIP é necessário que se entenda e se planeje o agroecossistema em questão, que se analise a questão custo/benefício da implementação do MIP e que se conheça a tolerância da cultura aos danos das pragas.

Já para ALVES (1998) o MIP é uma estratégia de controle múltiplo de infestações que se fundamenta no controle ecológico e nos fatores de mortalidade naturais, no qual procura desenvolver táticas de controle que interfiram minimamente com esses fatores tendo o objetivo de diminuir as chances dos insetos de se adaptarem a alguma prática defensiva em especial.

Segundo SILVA (2015), o MIP é a resposta científica aos problemas gerados pelo uso inadequado de agrotóxicos na agricultura, funcionando como um sistema de decisão para uso de táticas de controle, isoladamente ou associadas harmoniosamente, numa estratégia de manejo, baseando-se em análises de custo/benefício, que levam em conta o interesse e/ou impacto nos produtores, sociedade e ambiente.

Nos programas de MIP, existe uma tendência de caracterizá-lo não apenas como uma prática que propõe um manejo racional de agrotóxicos, mas também como um conjunto de práticas que inclua, além do próprio controle biológico, a rotação de culturas e o uso de variedades resistentes (ALMEIDA, 2001).

Por sua vez, o controle biológico com entomopatógenos pode ser definido como o uso de fungos, vírus, bactérias, nematoides e protozoários no controle de pragas. Entre os fungos usados em programas de controle biológico, destacam-se *Metarhizium anisopliae, Beauveria bassiana* e *Noumuraea rileyi*, e por sua vez, entre os nematoides entomopatogênicos os dos gêneros *Heterhabditis* e *Steinernema* (EHLERS, 2001; DOLINSKI, 2006).

No Brasil, embora o uso do controle biológico não seja uma prática generalizada entre os agricultores, há avanços significativos em alguns cultivos, devido aos esforços de órgãos estaduais de pesquisa e da Embrapa – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária.

O MIP de artrópodes em mandioca inclui práticas culturais, resistência de plantas e controle biológico (BELLOTTI et al., 2005; BELLOTTI et al., 2012). As práticas culturais incluem diversificação varietais, consorciação, e o tratamento de estacas para garantir material de plantio livre de pragas (BELLOTTI et al., 2012). Por sua vez, a resistência de plantas oferece uma abordagem econômica e ambientalmente saudável, mas muitos agricultores tradicionais utilizam diversificação varietais como prática cultural, podendo implementar resistência de plantas através de múltiplas variedades de mandioca (BELLOTTI; ARIAS, 2001; BELLOTTI et al., 2012).

Alguns agentes de controle biológico estão sendo usados contra as principais pragas da cultura da mandioca, como a bactéria *Bacillus thuringiensis,* o vírus *Baculovirus erinnyis* e o parasitoide de ovos *Trichogramma* sp. no controle de *Erinnyis ello*, além de ácaros predadores *Neoseiulus californicus* e Fungo Entomopatogênico *Neozygites* este com produção ainda em laboratório (não havendo produto comercial) no controle dos ácaros *M. tanajoa* e *T. urticae*, para a Mosca-branca *A. aepim* , *B*. spp. e *Trialeurodes* spp., o fungo *Cladosporium*, *Beuaveria bassiana e Metarhizium anisopliae*, devendo os dois últimos serem testadas cepas com maior eficiência, além da importação de parasitoides exóticos (microimenópteros da família *Encyrtidae*, *Acerophagus coccois* e Aenasius *vexans* da Venezuela e *Apoanagyrus diversicornis* da Colômbia, para o controle biológico clássico de *Phenacoccus herreni* GUZZO (2015).

2.3 Agentes entomopatogênicos: Fungos Entomopatogênicos e Nematoides Entomopatogênicos no Controle Biológico

2.3.1 Fungos Entomopatogênicos

Alves et al. (1998), relatam que a primeira classificação de um fungo entomopatogenico foi feita por Réaumur em 1726, identificando um fungo do gênero *Cordyceps* atacando um lepidóptero. O relato pioneiro comprovando a ação entomopatogênica de um fungo feita em 1835 na Rússia, por Agostino Bassi, observou *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin causando a doença denomidada de “muscardine branca” em bicho da seda *Bombyx mori* (Linneaus, 1758) (Leucona, 1996), e o primeiro trabalho o qual destaca o controle de pragas com fungos entomopatogênicos foi realizado pelo russo Metchnikoff em 1878-79, utilizando *Metarhizium anisopliae* (Mestchnikoff) Sorokin para controle de larvas do besouro *Anisoplia austriaca* (Herbst, 1783).

Os fungos entomopatogênicos possuem largo espectro de ação, são capazes de colonizar diversas espécies de insetos e ácaros e de causar, com frequência, epizootias em condições naturais (ALVES et al., 2008). Esses patógenos também diferem de outros grupos por ter a capacidade de infectar todos os estádios de desenvolvimento dos hospedeiros (ALVES et al., 2008), e são responsáveis por cerca de 80% das doenças causadas em insetos (CARDOSO et al., 2003), e existem cerca de 90 gêneros e mais de 700 espécies de fungos patogênicos a invertebrados já descritos (ALVES et al., 1998; STÜRMER, 2003).

As diversas descobertas na área de controle microbiano vêm contribuindo para a utilização, cada vez maior, de fungos entomopatogênicos no controle de pragas agrícolas e urbanas, que podem ser utilizados isoladamente ou associados a outros métodos de controle, funcionando como suporte para o manejo fitossanitário de pragas (FERREIRA et al., 2005).

No Brasil, os fungos entomopatogênicos vêm sendo estudados desde 1923, quando Pestana identificou duas espécies de cigarrinhas (*Tomaspis* spp.) infectadas por *M. anisopliae*, que ele denominou de *Penicillium anisopliae*. O primeiro trabalho de controle biológico em nível de campo foi realizado por Moreira, aplicando *M. anisopliae* contra cigarrinha *Tomaspis liturata* (Le Peletier de Saint-Fargeau e Serville, 1825), sem muito sucesso (ALVES; FARIA, 2003).

O uso de fungos como agentes de controle biológico está sendo cada vez mais adotado e aceito no mundo todo para o controle de pragas agrícolas (BUTT

et al., 2001; SHAH; PELL, 2003; LACEY; KAYA, 2007; HAJEK; DELALIBERA, 2010; JARONSKI, 2010), e são responsáveis por cerca de 80% das enfermidades que ocorrem naturalmente nos insetos em agroecossistemas (BATISTA FILHO, 1989; ALVES,1998; ROBBS; BITTENCOURT, 1998).

2.3.2 Fungo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin

Esta espécie da classe Sordariomycetes pertence à família Clavicipitaceae, é amplamente distribuída na natureza e caracteriza-se por atacar um grande número de insetos, podendo ser encontrada no solo onde sobrevive por longos períodos (SUNG et al., 2007).

M. anisopliae apresenta micélio hialino e septado, conídios cilíndricos que medem de 3 a 18 µm de comprimento que se formam sobre conidióforos cilíndricos (ALVES, 1998). O crescimento e conidiogênese ótimos ocorrem em temperaturas entre 20 e 30ºC (VILACORTA, 1978), e em altas temperaturas, como 40 e 45°C, ou em temperaturas abaixo de 16ºC a germinação dos conídios é nula (ALVES; NOGUEIRA, 1984; VIEIRA, 2007).

No Brasil, este fungo vem sendo utilizado no controle biológico de percevejos das pastagens *Deois flavopicta* (PEREIRA et al., 2008), da broca da cana-de-açúcar (*Diatraea saccharalis*) (OLIVEIRA et al., 2008), e carrapatos de impacto na pecuária, como *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* (BEYS et al., 2010).

Na década de 60, foi utilizado na região Nordeste do Brasil, com o desenvolvimento de um programa de controle biológico da *Mahanarva posticata* (Stål,1855) (Hemiptera:Cercopidae) mostrando-se eficiente, economicamente viável e ecologicamente sustentável (MENDONÇA, 2005).

Entre as vantagens de uso desse entomopatógeno, deve-se destacar a possiblidade de compatibilidade com parasitoides e predadores. Em trabalho desenvolvido por GOETTEL et al. (1990) demonstrou-se a possiblidade de uso em conjunto deste com outros agentes, e trabalhos que levem em consideração esse aspecto são importantes para viabilizarem o MIP.

GREENFIELD et al. (2016), inoculando fungos entomopatogênicos *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* utilizando um método de inoculação com base em encharcando do solo ao redor de estacas de mandioca usando suspensões de conídios, resultou na colonização endofítica de raízes de mandi-

oca por ambos os entomopatógenos. Os níveis de colonização de *M. anisopliae* manteve-se constante a partir de 7-9 dias pós-inoculação (80%) a 47-49 dias pós-inoculação (80%), o que sugere *M. anisopliae* é capaz de persistir no solo, ou como um endófito de mandioca ao longo do tempo.

2.3.3 Trabalhos com fungos em pragas da mandioca

Fungos entomopatogênicos indicaram grande potencial como agentes de controle biológico para várias pragas da mandioca. Neste sentido, em trabalho realizado visando o controle de ninfas de *Bemisia tuberculata* (Bondar, 1923) (Hemiptera: Aleyrodidae) em cultivo de mandioca, observou-se que o fungo tem potencial de controle (LIMA et al., 2012) e isolados de *Metarhizium anisopliae* mostraram-se eficientes no controle de ninfas de *Bemisia tuberculata* em mandioca, apresentando alta virulência, com valores de mortalidade que oscilaram entre 90,72% e 87,86% (BARILLI et al., 2011).

Também Garcia et al. (2013), concluíram que o isolado comercial de *B. bassiana* é agente biocontrolador da broca da haste da mandioca.

Em trabalho desenvolvido por Oliveira et al. (2001), os autores observaram maior ação dos isolados *B. bassiana*, *M. anisopliae* e *Sporothrix insectorum* sobre o percevejo de renda da mandioca *V. illudens*, concluindo que *M. anisopliae* e *B. bassiana* mostram-se mais eficientes em comparação com *S. insectorum*; Dados semelhantes foram obtidos por Farias; Alves (2004) que verificaram o controle dessa espécie com os fungos *B. bassiana*, *M. anisopliae e S. insectorum*, sendo *B. bassiana* o mais promissor.

BELLON et al. (2009), trabalhando com isolados de *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* chegaram a resultados preliminares, demonstrando que alguns isolados apresentaram potencial para utilização em campo como estratégia de manejo do percevejo de renda na mandioca.

2.4 Nematoides entomopatogênicos

Há nematoides ditos entomopatogênicos, úteis e eficazes no controle de certos tipos de insetos tidos como “pragas”. Conhecidos no Brasil como NEPs (ou EPNs, em inglês) estão filiados a dois gêneros: *Heterorhabditis e Steinernema.* Em ambos os casos, associam-se a bactérias (*Photorhabdus e Xenorhabdus*, respectivamente), as quais são altamente patogênicas a certos grupos de insetos. Os nematoides carregam as bactérias e, após penetrarem no corpo do

inseto-alvo, liberam-nas na corrente hemolinfática deste; as bactérias, então, matam o inseto em 24 a 48 horas, resultando no interior do cadáver um meio que lembra uma “sopa”, rico em bactérias e em resíduos dos órgãos internos do inseto, totalmente desorganizados. É desse meio nutritivo que os nematoides se alimentam e que lhes propicia completar o ciclo de vida e multiplicar-se intensamente. No geral, após duas gerações (cerca de 7 a 10 dias), os nematoides, em um estágio juvenil especial, abandonam o corpo do inseto morto, já entrando em putrefação a esta altura, e voltam ao solo. Cada exemplar juvenil já carrega consigo uma certa quantidade da bactéria e ao encontrar outro inseto adequado, tudo vai se repetir (FORST & CLARKE, 2002).

Dentre as principais vantagens apresentadas pelos NEPs, está o fato de que apresentam maior resistência a produtos fitossanitários que outros entomopatógenos, possibilitando sua utilização em programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP); podem apresentar ação sinergística com outros agentes entomopatogênicos; apresentam boa capacidade de adaptação a novos ambientes; algumas espécies podem movimentar-se no ambiente, buscando pelo hospedeiro; podem reproduzir-se por partenogênese e são inócuos às plantas e outros animais, inclusive ao homem (FERRAZ, 1998; SHAPIRO-ILAN et al., 2006; LEWIS et al., 2006).

No solo, esses nematoides são encontrados na fase de juvenis infectivos de terceiro estágio, forma responsável pela busca e infecção do hospedeiro. Nessa fase o nematoide não se alimenta, podendo resistir por um bom tempo as ações do intemperismo (GLAZER, 2002). Esses agentes de controle carregam bactérias altamente patogênicas a insetos, em seu trato digestório, numa associação mutualística em que o nematoide, ao penetrar em um hospedeiro pelas aberturas naturais, tais como o ânus, boca e espiráculos ou pelo tegumento, e invadir seu hemocele, liberam a bactéria que causa septicemia no inseto (FERRAZ, 1998).

2.4.1 Trabalhos com NEPs

No Brasil existem trabalhos com o uso de NEPs controlando insetos-praga de diferentes culturas, principalmente os que têm uma de suas fases no solo. Alguns estudos já tem resultados avançados, como em trabalhos de SILVA (2011), sobre a cigarra-da-raiz do cafeeiro, *Quesada gigas* (Olivier, 1790) (Hemiptera: Cicadidae); LEITE et al. (2002), com cigarrinha-das-raízes em cana-de-

açúcar, *Mahanarva fimbriolata* (Stal, 1854) (Hemiptera:Cercopidae); BELLINI (2011) em broca-da-cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabricius, 1974) (Lepidoptera:Crambidae); GIOMETTI (2009) com a broca-do-rizoma-da-cana-de-açúcar, *Sphenophorus levis* (Vaurie, 1978) (Coleoptera: Curculionidae); para cochonilha-da-raiz-do-cafeeiro *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemiptera: Pseudococcidae) ALVES et al. (2009) e para a cochonilha-da-raiz-da-mandioca *Dysmicoccus* sp. GUIDE et al. (2016), indicando o alto potencial destes agentes no controle de insetos das mais variadas ordens.

Em 1983, hemípteros de *Cyrtomenus bergi* Froeschner foram detectados em plantas de mandioca no Panamá, com perdas alcançando até 70 % da safra. Esta praga ocorre na Colômbia, Panamá, Brasil, Argentina, Venezuela, Costa Rica, Honduras e Cuba, e tem uma ampla gama de hospedeiros incluindo batata, amendoim, espargos, algodão, tomate, milho, café, bananas, etc. Em bioensaios laboratoriais *Steinernema carpocapsae* causou 59 % de mortalidade em adultos 10 dias após o tratamento, enquanto a cepa Colombiana de *Heterorhabditis bacteriophora* matou 84% nos estágios imaturos da praga (AGUILAR, 2003).

2.5 Fitossanitários na cultura da mandioca

A utilização de produtos químicos para produção de alimentos é cada vez maior, seja herbicida, inseticidas, bactericidas, fungicidas entre outros. Na cultura da mandioca também se utiliza deste recurso para aumento na produção.

A busca pela regulamentação dos defensivos agrícolas para a mandioca vem de longa data – entre 15 e 20 anos – sendo que o setor produtivo conta com poucos produtos registrados para o controle de insetos, pragas e plantas daninhas (ABAM, 2010; AGROFIT, 2016). No ano de 2010, indústrias fabricantes de defensivos agrícolas assumiram o compromisso de legalizar suas formulações para o setor, sendo os produtos químicos para o controle de plantas daninhas uma das principais urgências dos produtores.

Desde 23 de fevereiro de 2010, a mandioca está incluída pela Instrução Normativa Conjunta 01 do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa), Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Ibama) e Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa) entre as culturas com suporte fitossanitário insuficiente (CSFI), conhecidas internacionalmente como minor crops, para as quais a falta ou número reduzido de agrotóxicos e afins registrados acarreta impacto socioeconômico negativo, por não atender às

demandas fitossanitárias (EMBRAPA MANDIOCA E FRUTICULTURA, 2010), mas ainda assim, o método químico é o mais utilizado para o controle de plantas daninhas (SILVA et al., 2009).

Em levantamento de herbicidas indicados pela pesquisa, mas que não possuem registro para a cultura, feito por SILVA et al. (2009), observa-se escassez de produtos que apresentem seletividade para aplicação sobre a planta da mandioca. Do mesmo modo, BIFFE et al., (2010b) ressaltam carência de herbicidas registrados para a cultura, sobretudo para aplicação em pós-emergência da mandioca.

Existem várias formas de controle de insetos praga, porém, na cultura da mandioca, esse controle tem sido muito difícil, seja pela alta capacidade de proliferação dos insetos (LORENZI, 2003), seja pela escassez de inimigos naturais. O uso de inseticidas é dispendioso, além de destruir os inimigos naturais de outras pragas (FARIAS; ALVES, 2004). Assim, o uso de produtos alternativos de baixo custo pode ser recomendado.

Com relação a doenças, a aplicação de fungicidas somente é viável para tratamento das manivas para próximo cultivo. Apesar de não serem registrados para a cultura da mandioca alguns fungicidas a base de cobre e benzimidazóis são alguns dos exemplos de produtos recomendados no tratamento de manivas para controle da antracnose e de outras doenças (FUKUDA, 2006).

Para controle de doenças, no estado do Paraná, dois produtos foram liberados com restrição de uso: Casugamicina (Bactericida, Fungicida) para controle de *Cercospora beticola* e Flutriafol (Fungicida) no controle de *Cercosporidium henningsii*, *Colletotrichum gloeosporioides*, *Oidium manihotis* e *Uromyces manihotis,* (SEAB,2016).

2.6 Compatibilidade de produtos com fungos e nematoides entomopatogênicos

As interações entre fungos/nematoides entomopatogênico e os produtos fitossanitários, devem ser consideradas nos programas de Manejo Integrado de Pragas (MIP), assim como já é realizado para insetos predadores e parasitoides. A adoção de produtos seletivos aos fungos entomopatogênicos possibilitará maior eficiência na conservação do entomopatógeno, incrementando o controle

biológico. Os estudos de seletividade/compatibilidade são, na sua grande maioria, realizados em testes in vitro pela facilidade em relação aos estudos a campo, (SILVA et al., 2005).

As interações entre os fungos entomopatogênicos e os produtos fitossanitários podem ser positivas, quando ocorre uma ação sinérgica ou aditiva entre o entomopatógeno e o produto, ou negativas, quando ocorre a inibição de um dos componentes, geralmente a do entomopatógeno. Estes produtos, principalmente os fungicidas, inibem, na sua grande maioria, a germinação dos esporos dos fungos entomopatogênicos diminuindo o potencial de inóculo. Assim, as interações, principalmente as negativas, devem ser consideradas nos programas de Manejo Integrado de Pragas, pois, quanto mais seletivo (compatível) for o produto químico mais eficiente será a conservação do entomopatógeno. Este aspecto é mais importante em agroecossistemas onde o fungo entomopatogênico é um importante fator de redução populacional de insetos, sendo considerado um inimigo natural-chave (SILVA et al., 2005).

Os estudos de compatibilidade entre produtos fitossanitários e fungos entomopatogênicos têm sido realizados desde os primeiros programas de controle com estes patógenos (HALL; DUNN, 1959; JAQUES; PATTERSON, 1962; IGNOFFO et al., 1975; ALVES; RIGITANO; CAMARGO, 1980).

Em metodologia padrão proposta por Alves, Moino e Almeida (1998), os parâmetros avaliados para compatibilidade, são diâmetro de colônias (crescimento vegetativo) e a produção de esporos (esporulação). Os autores sugerem ainda a classificação dos produtos quanto a sua toxicidade ao patógeno, baseada na fórmula:

$$T = \frac{\{20(CV) + 80(ESP)\}}{100}$$

Onde CV (crescimento vegetativo) e ESP (esporulação) são obtidos em relação à testemunha (100%). O valor T define a toxicidade dos produtos nos intervalos: 0 a 30 = muito tóxico; 31 a 45 = tóxico; 46 a 60 = moderadamente tóxico; > 60 = compatível.

A compatibilidade também pode ser baseada em um cálculo de toxicidade proposto por ALVES et. al. (2007) e ROSSI-ZALAF et al., (2008):

$$IB = \frac{47[CV] + 43[ESP] + 10[GER]}{100}$$, onde:

IB= Índice Biológico; CV= porcentagem do crescimento vegetativo da colônia após 7 dias, em relação à testemunha; ESP= porcentagem da esporulação das colônias após 7 dias, em relação à testemunha; GER= porcentagem de germinação dos conídios após 16 h. Onde os valores do IB (p=0,05) para a classificação dos produtos foram: Tóxico 0-41; Moderadamente Tóxico 42-66 e Compatível > 66.

Há trabalhos na literatura que avaliam a toxicidade dos produtos, usando o modelo de equação proposto por ALVES; MOINO JR; ALMEIDA, (1998), (CAVALCANTI et al., 2002; OLIVEIRA, NEVES; KAWAZOE, 2003; SANTOS et al.,2009; MERTZ, et al., 2010, FERREIRA, 2011), e trabalhos avaliando o Índice Biológico proposto por ALVES et al., (2007) e ROSSI-ZALAF et al., (2008), (FORMENTINI, 2009; PIRES et al., 2010; MAMPRIM, 2011; FERREIRA, 2011).

A metodologia proposta por ALVES, MOINO JR; ALMEIDA (1998) é a mais utilizada in vitro e tem sido adotada em muitos experimentos, principalmente no Brasil (BATISTA FILHO; LAMAS, 2001), porém esta metodologia, assim como a da IOBC (International Organisation for Biological Control), não considera o efeito direto dos produtos fitossanitários sobre a germinação dos esporos de fungos entomopatogênicos, considerada por muitos autores como o principal fator na compatibilidade (LORIA; GALAINI; ROBERTS, 1983; ANDERSON; ROBERTS, 1983; MALO, 1993; HIROSE et al., 2001; NEVES et al., 2001; OLIVEIRA; NEVES; KAWAZOE, 2003).

Deve-se ressaltar a importância de se avaliar a germinação, uma vez que é a partir da germinação que os fungos conseguem chegar a aberturas naturais ou membranas no corpo do inseto, penetrar e colonizar, provocando a mortalidade. Além disso, os conídios germinados tornam se mais expostos e mais vulneráveis à ação dos produtos naturais. Assim, se ocorrer inibição da germinação a eficiência de controle de insetos será comprometida, tanto em aplicações ou se o fungo estiver naturalmente presente no agroecossistema e entrar em contato com o produto (HIROSE et al., 2001; SILVA; NEVES; SANTORO, 2005). Ou seja, a recomendação do produto quanto a compatibilidade, pode ser alterada com a presença ou não da germinação no cálculo do IB.

Trabalhos que abordam a interação entre NEPs e produtos fitossanitários estão disponíveis, avaliando aspectos da viabilidade, do comportamento e/ ou da infectividade dos JIs, relativamente a um inseto padrão, como *Galleria mellonella* L., ou para determinada praga agrícola de interesse NEGRISOLI et al.,

(2008) realizaram trabalho comparando quatro dessas metodologias, a saber: KRISHNAYYA; GREWAL (2002), ROVESTI et al. (1988), HARA; KAYA (1983) e o protocolo da IOBC / WPRS (VAINIO, 1992), concluiu que o protocolo da IOBC / WPRS (VAINIO, 1992), pela simplicidade de sua realização e precisão na avaliação, foi considerada como a melhor técnica. Além disso, essa metodologia foi a que apresentou o segundo mais baixo custo total (NEGRISOLI et al., 2008). A baixa diferença da viabilidade de ambos os NEPs e a infectividade na interação tempo versus concentração do produto no protocolo da IOBC / WPRS sugerem a adoção dessa metodologia, eventualmente modificada, como padrão na realização de testes de compatibilidade de produtos fitossanitários com nematoides entomopatogênicos (NEGRISOLI et al., 2008).

Apesar de vários estudos já terem sido realizados sobre a compatibilidade de produtos e agentes entomopatogênicos, novos produtos surgem no mercado e possibilidade de registros de moléculas para determinadas culturas onde os testes de compatibilidade tornam-se necessários para o MIP.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local do experimento

O ensaio foi conduzido no Laboratório de Entomologia e Controle Microbiano da Universidade Estadual do Norte do Paraná *Campus* Cornélio Procópio.

3.2 Produtos fitossanitários

Foram testados produtos fitossanitários comerciais (Tabela1) (inseticidas e herbicidas/fungicidas) registrados e/ou em estudo para registro na cultura da mandioca, visando conhecer o efeito sobre a viabilidade dos conídios, crescimento vegetativo e a conidiogênese do fungo entomopatogênico *Metarhizium anisopliae* (Isolado UNIOESTE 86) e quanto a compatibilidade com o nematoide entomopatogenico *Heterohabditis* sp., levando-se em consideração o efeito dos produtos sobre a viabilidade e infectividade do nematoide. O produto fitossanitário Gamit® 360 CS não foi utilizado nos testes de compatibilidade para o fungo.

Tabela 1. Nome comercial, atividade biológica, Ingrediente ativo e dose do produto comercial (p.c.) de produtos fitossanitários avaliados quanto a compatibilidade com agentes entomopatogênicos (nematoide entomopatogenico *Heterohabditis* sp. e o fungo *Metarhizium anisopliae*).

Nome Comercial	Atividade Biológica	Ingrediente Ativo	Dose (p.c.)
			L ou $Kg^{-1}Ha$**
Curyom® 550 EC[1]	Inseticida	profenofós+lufenuron	0,30
Gaucho® FS	Inseticida	Imidacloprido	0,36
Actara® 250 WG	Inseticida	Tiametoxan	0,15
Standak® top	Inseticida Fungicida	piraclostrobina + tiofanatometílido + fipronil	0,36
Tiger® 100 EC	Inseticida	Piriproxifem	0,22
Nomolt® 150	Inseticida	Teflubenzurom	0,30
Cipermetrina®[1] 250 EC	Inseticida	Cipermetrina	0,05
Poquer®[1]	Herbicida	Cletodim	0,40
Fusilade® 250 EW[1]	Herbicida	fluazine-p-butílico	0,70
*Gamit®360 CS[1]	Herbicida	Clomazine	2,0
Callisto®	Herbicida	Mesotriona	0,4

*Gamit® 360 CS não foi utilizado nos testes de compatibilidade para o fungo.
**Litros (L) ou quilos (Kg) do produto comercial por hectare (Ha).
[1] Produtos Fitossanitários com registro para a cultura da mandioca.

3.3 Testes de Compatibilidade com o Fungo *Metarhizium anisopliae*

O fungo *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86, foi obtido a partir do banco de Fungos Entomopatogênicos do Laboratório de Biotecnologia da UNIOESTE, e foi mantido a -10°C. Para o crescimento do isolado foram testados dois meios: Sabouraud Destrose Agar (SDA) composto por: Neopeptona 10,00g;

Dextrose 40,00g; Agar 15,00g e Água destilada 1000,00 mL e meio (Batata Ágar Dextrose – BDA, à base de batata 200g, dextrose 20g, ágar 15g e 1000ml de água destilada e incubados por um período de 8 a 10 dias, em temperatura entre 23 °C a 30°C e umidade relativa acima de 90% em câmara de germinação do tipo BOD, para a esporulação. Houve maior crescimento no meio SDA, sendo este adotado como meio de esporulação.

Após a esporulação do fungo, foi realizada a raspagem da superfície do meio para coleta dos conídios que foram armazenados em tubo de vidro de fundo chato, fechado com o filme de policloreto de vinila (PVC) e armazenados a –10 °C não mais que 15 dias, para a realização dos experimentos (ALVES et. al., 1998).

Os ensaios de compatibilidade foram realizados em etapas devido à elevada quantidade de produtos a serem testados, ao número de repetições e quantidade de material.

3.3.1 Avaliação dos parâmetros biológicos

Foram avaliados os parâmetros biológicos relativos à Germinação dos conídios, Unidades Formadoras de Colônias, Crescimento Vegetativo e Produção de Conídios no sentido de identificar prováveis efeitos dos produtos sobre o fungo *M. anisopliae* conforme estudos desenvolvidos por (ALVES et al.,1998; SILVA; NEVES, 2005; OLIVEIRA, 2009).

As doses dos produtos foram calculadas conforme a maior recomendação para campo, com um volume de calda igual a 144 litros por hectare (ou 350 litros por alqueire). Para tanto, foram preparadas caldas de 250 mL de cada um dos produtos comercias, em três doses: ½DR = Metade da dose recomendada; DR = dose recomendada; 2DR = Dobro da dose conforme indicação do fabricante (Tabela 1).

A) Germinação: o meio de cultura (Batata Ágar Dextrose – BDA, à base de batata 200g, dextrose 20g, ágar 15g e 1000mL de água destilada), estéril contendo antibiótico estreptomicina 0,05g, foi vertido em placas de Petri, sendo 5 placas para cada tratamento. Depois de solidificado, foi inoculado no centro da placa 300 µL da suspensão do fungo contendo 1,65 $\times 10^6$ conídios/mL, utilizando-se um pipetador automático e a placa levemente agitada para espalhar a suspensão sobre o BDA sem a alça de Drigalsky. Em seguida, foi feita a pulveriza-

ção dos produtos nas diferentes concentrações através de um pulverizador acoplado a um compressor de ar, sob pressão constante de 12 libras de saída, sendo 250 µL para cada repetição.

As placas foram mantidas por 16 horas em câmara climatizada a 26ºC e 12 horas de fotofase e após este período foi feita à contagem do número de conídios germinados e não-geminados através de microscópio óptico, com um aumento de 400 vezes, focando-se diretamente quatro campos no centro de cada placa, totalizando-se quatro contagens e aproximadamente 200 conídios em média/placa. Conídios que apresentaram o tubo germinativo com o comprimento igual ou maior do que o diâmetro do tubo, foram considerados viáveis.

B) Unidades Formadoras de Colônia (UFC): crescimento das UFC foi avaliado inoculando 100 µL da suspensão dos isolados (1×10^3 conídios/mL) em BDA, sendo cinco placas de Petri por tratamento. Em seguida, o produto foi pulverizado como descrito no item A. As placas permaneceram em câmara climatizada durante cinco dias a 26ºC e 12 h de fotofase, para a contagem das colônias formadas.

C) Crescimento vegetativo: o fungo foi inoculado com uma alça de platina em 3 pontos na superfície do meio de cultura BDA, sendo preparadas cinco placas para cada tratamento. A pulverização dos produtos foi feita após 48 h a fim de evitar a remoção dos conídios. As placas foram incubadas a 26ºC e 12 h de fotofase, durante sete dias. Foram feitas duas medidas perpendiculares das colônias, visando-se obter o diâmetro médio destas.

D) Produção de conídios: após a avaliação do crescimento vegetativo, duas colônias de cada uma das placas foram recortadas e transferidas individualmente para tubos de vidro estéril, onde foram adicionados 10 mL de água destilada com Tween 80 0,01% para agitação, até o desprendimento dos conídios. Em seguida, foi feita a contagem dos conídios em câmara de Neubauer. Foi realizada uma média da contagem das duas colônias recortadas. Para cada um dos tratamentos foram preparadas cinco placas, cada uma considerada uma repetição.

Para cada tratamento, foi preparada ainda, uma testemunha, que consistiu apenas da inoculação da suspensão do fungo em meio de cultura BDA e da pulverização de água destilada sobre ele. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado.

3.4 Teste de compatibilidade com Nematoides

O nematoide *Heterorhabditis* sp. (NEPET 11), foi obtido da coleção de isolados do laboratório da instituição de pesquisa EMBRAPA TRIGO (Passo Fundo – RS), e multiplicado pelo método in vivo, de acordo com a metodologia de Molina et al., (2004), utilizando larvas de *Galleria mellonella* (L.) (Lepidoptera: Pyralidae).

O ensaio foi realizado utilizando-se os produtos fitossanitários registrados e/ou em estudos para registro na cultura da mandioca indicados conforme nome comercial, atividade biológica, ingrediente ativo e doses utilizadas na. As doses foram calculadas conforme a maior recomendação para campo, com um volume de calda igual a 144 litros por hectare (ou 350 litros por alqueire) (Tabela 1).

O isolado usado foi o NEPET 11 (*Heterohabditis sp.),* devido ser o mais promissor em estudos anteriores para a cochonilha-da-raiz-da-mandioca, utilizando-se como referência para execução a metodologia de Vainio (1992), adaptada por Negrisoli et al. (2008).

Para montagem dos ensaios, foram preparadas caldas de 250 mL de cada um dos produtos, com o dobro da dose recomendada de uso do produto comercial, conforme indicação do fabricante (AGROFIT, 2016). Em seguida, preparou-se em tubos de vidro a mistura de um mL de calda de cada produto, adicionando-se 1 mL da suspensão do nematoide em água destilada, na concentração de 2000JIs/mL. Como resultado da mistura, cada tubo permaneceu com 2 mL de NEPs em concentração de 1000 JIs/mL em suspensão de calda do produto, conforme recomendação para a cultura da mandioca ou teste para validação dos mesmos. Como testemunha foi utilizado apenas a suspensão com a mesma quantidade de JIs em 2 mL de água destilada. Tanto para o tratamento com os produtos, como para a testemunha foram preparados 5 tubos, sendo cada um considerado uma repetição. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, e os tubos foram mantidos em câmara climática a 22±1ºC e 14 h de fotofase, por 48 h, quando foi realizada a avaliação da viabilidade e infectividade.

A avaliação da viabilidade foi realizada após a agitação da suspensão e retirada de cada tubo de cinco alíquotas de 0,15 mL, transferidas individualmente para fossos de uma placa do tipo Elisa, contando-se o número de JIs vivos e

mortos até o total de 100 JIs. A observação foi realizada em microscópio estereoscópio, considerando-se indivíduos mortos aqueles que não movimentaram-se ao estímulo do toque com um estilete.

Para avaliação da infectividade, aos tubos foram adicionados 3 mL de água destilada, agitados e deixados para decantar por 30 minutos à 10ºC. Em seguida o volume de 3 mL do sobrenadante foi descartado e o procedimento repetido por três vezes para eliminação dos resíduos dos produtos. Após a terceira lavagem foram retiradas cinco alíquotas de 0,2 mL da suspensão, de cada tubo, e aplicadas individualmente em cinco placas de Petri (9 cm de diâmetro), contendo em cada placa um papel filtro e 10 lagartas vivas de *G. mellonella*. As placas foram mantidas em 26 ± 1ºC e 14 h de fotofase por cinco dias. Após este período as lagartas mortas foram quantificadas e transferidas para câmara seca, onde permaneceram por mais três dias, sendo então submetidas à dissecação em microscópio estereoscópio para observação da presença de nematoides vivos, confirmando a causa da morte.

3.5 Avaliação da toxicidade dos fitossanitários e Análise estatística

3.5.1 Fungo

Os dados obtidos dos diferentes parâmetros biológicos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Kruskal-Wallis e análise da variância, seguida de testes de comparação de médias (Tukey), por meio do programa estatístico ASSISTAT versão 7.7, 2014 (SILVA, 2014).

A compatibilidade entre os tratamentos e o fungo foi baseada pelo cálculo de toxicidade proposto por ALVES et. al. (2007) e ROSSI-ZALAF et al., (2008).

$$IB = \frac{47[CV] + 43[ESP] + 10[GER]}{100}$$ onde:

IB= Índice Biológico; CV= porcentagem do crescimento vegetativo da colônia após 7 dias, em relação à testemunha; ESP= porcentagem da esporulação das colônias após 7 dias, em relação à testemunha; GER= porcentagem de germinação dos conídios após 16 h, visto que os valores de CV, ESP e GER foram previamente corrigidos em relação às respectivas testemunhas pela formula:(média tratamento/média testemunha)*100. Não foram utilizadas casas decimais para o cálculo do IB. Os valores do IB (p=0,05) para a classificação dos produtos (Tabela 2).

Tabela 2 Classificação do Índice Biológico de produtos fitossanitários sobre fungos entomopatogênicos.

Valor de IB	Classificação do Produto
0 – 41	Tóxico
42 – 66	Moderadamente Tóxico
> 66	Compatível

3.5.2 Nematoides

Os dados de viabilidade e infectividade foram submetidos à Análise de Variância (teste F) e as médias comparadas entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05), com auxílio do programa SISVAR (FERREIRA, 2000). Os dados de viabilidade e infectividade foram transformados para valores de porcentagem de redução de viabilidade e infectividade, em relação à testemunha segundo metodologia de NEGRISOLI et al. (2008).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Fungos entomopatogênicos

4.1.1 Comparação múltipla de médias

Na comparação múltipla de médias para os parâmetros biológicos, não houve diferenças significativas entre os produtos testados para as três doses, demonstrando normalidade entre os dados (Tabela 3).

Tabela 3. Comparação múltipla para os parâmetros biológicos de *M. anisopliae* nas três concentrações dos produtos fitossanitários.

	Parâmetros Biológicos			
Concentrações	Germinação	*UFC	**CV	***PC
	%	(Unidade)	Diâmetro (mm)	Conídios (x10^6/mL)
½ DR	72.78±1,05(3881)[2] a	74.82±4.6(3633) a	15.39±0.48(3633) a	11.59±0.45(3765) a
DR	73.11±0.98(4020) a	78.17±5.1(3933) a	15.84±0.46(4032) a	12.05±0.55(3961) a
2 DR	71.56±0.92(3424) a	76.70±4.7(3758) a	15.37±0.51(3659) a	11.40±0.60(3598) a
CV %	9,62	44,53	22,20	32,36

Percentagens médias ± EP seguidas da mesma letra nas colunas não diferem entre si pelo teste de comparação múltipla de Kruskall-Wallis, a 5% de significância. [2] valores entre parênteses: soma de ranks ou postos. * UFC = unidade formadora de colônias; **CV = crescimento vegetativo; ***PC = produção de conídios.

4.1.2 Germinação

Para o teste de germinação observou-se que na dose DR (Dose Recomendada) ocorreu redução significativa para o isolado de *M. anisopliae* (UNIOESTE 86) apenas para o produto Poquer® em relação a testemunha (Tabela 4). Na dose ½DR (Metade da Dose Recomendada) não houve redução na germinação em nenhum dos produtos testados, enquanto que na dose 2DR (Dobro da Dose Recomendada) houve redução para os produtos Actara® e Gaucho® (Tabela 4).

Por outro lado, é importante descatar que entre todos os produtos avaliados, Nomolt® foi o que menos interferiu na viabilidade do fungo *M*. *anisopliae.*

Ferreira et al. (2010) testando tiametoxam (Actara®) nas doses de 80 e 100g/ha, observaram redução na germinação do fungo *Metarhizium anisopliae*, já para fipronil (Standak® 250 SC) inseticida e Standak® Top, inseticida/fungicida, em doses de 160 e 240 mL/ha, a viabilidade não foi alterada, apesar de formulações diferentes.

Também Botelho (2010) utilizando dose recomendada para fitossanitários formulados a base de fipronil (Regent®) e tiametoxam (Actara®) observou que os produtos não afetaram a viabilidade de *M. anisopliae.* Resultados semelhantes foram obtidos por Faion (2004) para Actara®.

Ainda, vários autores avaliaram a compatibilidade de *M. anisopliae* e também de *B. bassiana* com o tiamethoxan (BATISTA FILHO et al., 2001; NEVES, et al., 2001; LOUREIRO, et al., 2002) e não encontram efeito tóxico do inseticida sobre os fungos, resultado também encontrados neste trabalho para as doses DR e ½DR. No entanto, quando este produto foi avaliado com o dobro da dose, este apresentou toxicidade sobre o fungo.

Soares e Monteiro (2011), em testes com Cipermetrina usando como meia dose 500 mL para 1000 litros de água e dose recomendada de 1litro do produto para 1000 litros de água, chegaram ao resultado onde apenas a dose recomendada inibiu a viabilidade do fungo *M. ansopliae,* contrariando o presente trabalho, onde nas condições testadas a meia dose foi a que mais inibiu a germinação no teste com Cipermetrina® o mesmo acontecendo com o produto Callisto® (Tabela 4).

Azevedo et al. (2002) explica que o contato do fungo com alguns dos agrotóxicos, durante determinado período, permitiu que o microrganismo produzisse conídios viáveis mesmo no dobro da dose recomendada (2DR), sugerindo que frente a uma fonte estressora o microrganismo recuperou-se, o que poderia demonstrar a capacidade adaptativa em relação ao meio, ou seja, doses maiores de Cipermetrina® pode ter estimulado o fungo ao invés de inibi-lo.

De acordo com Pachamuthu et al. (1999), os fatores que atuam sobre a germinação não devem ser os mesmos que atuam sobre a esporulação e o crescimento, quando em contato com inseticidas. Para o controle associado, esse resultado é importante, pois, se utilizadas subdosagens, a germinação dos conídios, que é o evento necessário para que o fungo inicie a penetração no hospedeiro, não será afetada.

Tabela 4. Germinação de *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86 após exposição aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca.

Produtos	Doses do Produto		
	* ½ DR[1]	**DR[1]	***2DR[1]
	Viabilidade (%)	Viabilidade (%)	Viabilidade (%)
Testemunha	77,0±1,4 ABCa	77,0±1,4 BCa	77,0±1,4 Ca
Actara	71,2±2,8 Aba	71,0±2,7 BCa	64,4±2,2 ABa
Callisto	66,8±2,5 Aa	79,8±1,4 Cb	73,4±2,3 ABCab
Cipermetrina	65,4±5,2 Aa	72,4±1,1 BCa	70,6±0,8 ABCa
Curyom	78,0±3,7 ABCa	76,0±2,2 BCa	76,0±0,9 ABCa
Fusilade	76,0 ±0,9 ABCab	79,0±0,4 Cb	70,4±1,1 ABCa
Gaucho	75,4±2,2 ABCb	68,2±1,7 ABab	64,2±3,6 Aa
Nomolt	75,0±2,4 ABCa	75,8±2,6 BCa	80,6±2,0 Ca
Poquer	73,8±1,8 ABCb	60,6±2,00 Aa	70,8±2,8 ABCb
StandakTop	79,8±1,5 BCb	69,20±1,8 ABa	76,2±1,5 BCab
Tiger	66,2±1,1 Aa	79,0±1,3 Cb	69,0±1,1 ABCa
CV %	7,85	5,85	7,65

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha, não diferiram entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05).
[1]Doses dos produtos: *½DR = Metade da dose recomendada; **DR = dose recomendada; ***2DR = Dobro da dose recomendada.

4.1.3 Unidade Formadora de Colônia (UFC)

Na dose DR apenas o produto Fusilad® influenciou na UFC, enquanto que na ½DR e 2DR não houve influência por nenhum dos produtos (Tabela 5). Nos insetos o thiametoxan impede a ação da enzima acetilcolinesterase nas células do sistema nervoso, causando hiperexcitabilidade deste sistema e provocando a morte do inseto. Essa ação metabólica não ocorre nas células de *B*. *bassiana* e *M*. *anisopliae*, e consequentemente os fungos não foram inibidos na presença do inseticida (OMOTO, 2000).

O fato de que a dose 2DR em alguns produtos inibiu menos o fungo, pode ser explicado por Moino; Alves (1998) onde sugerem que o micro-organismo, num mecanismo de resistência fisiológica, pode metabolizar os princípios tóxicos do ingrediente ativo dos produtos, utilizando as moléculas resultantes desse processo, liberadas no meio de cultura, como nutrientes secundários, promovendo seu crescimento vegetativo e a conidiogênese. Também, afirmam que o fungo, numa atividade comparável ao que ocorre com seres vivos em geral, utilize todo seu esforço reprodutivo quando em presença de um princípio tóxico que altera seu ambiente, e prejudica o seu desenvolvimento, resultando assim, em maior crescimento vegetativo e conidiogênese.

Tabela 5. Número de Unidades Formadoras de Colônia (UFC) de *Metarhizium anisopliae,* Isolado UNIOESTE 86 após exposição aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca.

Produtos	Doses do Produto		
	½ DR	DR	2DR
	UFC	UFC	UFC
Testemunha	117,6±4,48 Ba	117,6±4,48 Aa	117,6±4,48 Aa
Curyom	117,0±3,4 Ba	126,0±4,3 Aa	107,0±5,9 Aa
Gaucho	111,8±1,8 Ba	125,2±3,5 Aa	113,4±4,6 Aa
Standak Top	125,8±2,8 ABa	127,8±4,8 Aa	114,0±1,7 Aa
CV %	8,87	9,52	10,78
Testemunha	88,8±11,4 Aa	88,8±11,4 Aa	88,8±11,4 Aa
Calisto	68,2±6,0 Aa	83,6±7,7 ABa	73,8±5,5 Aa
Cipermetrina	72,2±3,5 Aa	78,4±10,6 ABa	81,6±6,1 Aa
Poquer	84,0±13,5 Aa	125,2±7,1 Ab	101,8±10,4 Aa
Tiger	76,4±9,3 Aa	110,4±10,1 ABb	66,8±12,1 Aa
CV %	17,98	15,50	25,87
Testemunha	50,0±9,17 Aa	50,0±9,17 Aa	50,0±9,17 Aa
Actara	40,4±4,4 Aa	39,8±3,4 Aba	38,2±0,8 Aa
Fusilad	36,8±3,8 Aa	28,2±3,0 Ba	36,0±4,2 Aa
Nomolt	44,2±10,8 Aa	42,8±3,2 ABa	34,4±1,6 Aa
CV %	43,13	29,92	28,94

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha, não diferiram entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05).

4.1.4 Crescimento Vegetativo (CV)

Na dose DR os produtos Gaucho®, Tiger® e Standak®Top influenciaram significativamente no crescimento do isolado; na dose ½DR o crescimento foi inibido pela Cipermetrina® e Standak® Top e na dose 2DR os produtos Curyom®, Gaucho®, Tiger® e Standak® Top inibiram o crescimento vegetativo (Tabela 6).

Ferreira et al. (2010) trabalhando com inseticidas comerciais Standak® 250 SC formulado com fipronil e Actara® 250 WG formulado com tiametoxam, observaram que não houve inibição para o isolado. No presente trabalho o Standak® Top inibiu o crescimento do isolado contrariando os resultados de FERREIRA et al., mas cabe lembrar, que a formulação do Standak® utilizado pelos autores, é diferente, pois o produto é apenas inseticida (fipronil), e o Standak® Top aqui utilizado está rotulado como inseticida/fungicida (piraclostrobina + tiofanatometílido + fipronil). Já para o produto Actara® 250 SC os resultados corroboraram com os encontrados por Ferreira et al. (2010).

Botelho (2010), trabalhando com Actara® observou que o produto não prejudicou o crescimento de *M. anisopliae,* no mesmo trabalho utilizando o produto comercial formulado com fipronil (Regent® WG 800) com 100% da concentração recomendada, observou redução de 13% no crescimento vegetativo com relação a testemunha considerando o fungo compatível com o produto, resultado aqui encontrado como moderadamente tóxico, uma vez que o produto aqui testado é o Standak Top® cuja formulação contem além do fipronil os ingredientes ativos piraclostrobina + tiofanatometílido cuja ação é fúngica.

Faion (2004), concluiu que o produto Actara® 250 SC formulado com tiametoxam não prejudicou o crescimento vegetativo de *M. anisopliae.* Diversos autores (BATISTA FILHO et al., 2001, NEVES et al., 2001, TRAMA et al., 2001, ALMEIDA et al., 2003, GASSEN, 2006) também obtiveram resultados positivos quanto à influência no crescimento vegetativo de *M. anisopliae* para Actara®.

Tabela 6. Crescimento vegetativo avaliado pelo diâmetro médio das colônias de *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86 após exposição aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca.

Produtos	Doses do Produto		
	½ DR	DR	2DR
	Diâmetro (mm)	Diâmetro (mm)	Diâmetro (mm)
Testemunha	19,3±1,1 Ca	19,3±1,1 Ba	19,3±1,1 Ca
Callisto	15,6±0,2 BCa	16,0±0,5 ABa	16,0±1,0 BCa
Cipermetrina	12,8±0,3 Aba	14,9±0,8 ABa	15,8±0,8 BCa
Curyom	16,0±2,4 BCa	15,1±1,9 ABa	11,2±1,5 Aa
Gaucho	14,4±0,5 ABCa	12,4±1,4 Aa	12,3±0,5 ABa
Poquer	15,2±0,9 BCa	16,4±0,7 ABa	15,5±0,6 BCa
Tiger	14,3±0,8 ABCa	13,7±0,5 Aa	14,7±0,4 ABa
Standak Top	9,6±0,9 Aa	12,8±1,5 Aa	10,7±0,7 Aa
CV %	17,01	17,69	14,52
Testemunha	19,9±0,9 Aa	19,9±0,9 Aa	19,9±0,9 ABa
Actara	17,3±0,3 Aa	17,6±0,4 Aa	19.3±0,8 ABa
Fusilad	19,2±0,4 Aa	20,1±1,0 Aa	20,8±0,8 Ba
Nomolt	19,2±0,9 Aa	19,1±0,4 Aa	17,1±0,7 Aa
CV %	12,84	14,45	10,60

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha, não diferiram entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05).

Os resultados encontrados no presente trabalho para crescimento vegetativo, são congruentes com o encontrado por Moino Jr; Alves (1998) que verificaram reduções no crescimento de *B. bassiana* e *M. anisopliae* submetidos a ação de fipronil. Comparando os resultados obtidos por esses autores com os

obtidos no presente trabalho, alguns pontos devem ser ressaltados: além do efeito do ingrediente ativo (no caso, fipronil), pode haver um efeito secundário ou, em alguns casos, até mais significativo, um efeito do inerte adicionado à formulação comercial. Além do que o produto Standak® Top aqui utilizado contém como ingrediente ativo piraclostrobina + tiofanatometílido (fungicidas) + fipronil (inseticida).

4.1.5 Produção de Conídios (PC)

Na concentração DR, os produtos Callisto®, Cipermetrina®, Curyom®, Gaucho®, Poquer® e Tiger® inibiram a produção de conídios em relação a testemunha. Para ½DR os produtos Gaucho®, Poquer®, Tiger®, Standak® Top e Fusilad® inibiram a produção de conídios. E para concentração 2DR os produtos Callisto®, Curyom®, Gaucho® e Standak® Top causaram inibição na produção de conídios de *M. anisopliae* (Tabela 7).

Botelho (2010), chegou a resultados parecidos para fipronil, aqui encontrado na composição do Standak® Top (inseticida/fungicida), o qual também diminuiu a produção de conídios nas concentrações ½DR e 2DR e para Actara® 250 SC o qual não interferiu na conidiogênese, concordando com os resultados do presente trabalho para este produto.

O fipronil é um inseticida que age nas células do sistema nervoso do inseto como inibidor do complexo receptor do ácido aminobutírico, que inibe a entrada de íons Cl^- o qual hiperpolariza a célula levando-a à morte (OMOTO, 2000). Tal mecanismo pode também ter atuado sobre as células do fungo.

Ferreira (2010), usando Standak® 250 SC (inseticida) nas concentrações de 160 e 240 mL/ha e Actara® 250 WG nas concentrações de 80 e100g/ha, chegou a resultados onde as concentrações não interferiram na produção de conídios de *M. anisopliae*.

Soares e Monteiro (2011), usando Cipermetrina em 40, 55, 70, 85 e 100% da dose recomendada, observaram que em todos os tratamentos o produto diminuiu a produção de conídios, com maior queda na produção na dose de 100% da recomendada.

Tabela 7. Produção de Conídios de *Metarhizium anisopliae* isolado UNIOESTE 86 após exposição aos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca.

Produtos	Doses do Produto		
	½ DR	DR	2DR
	conídios (x10^6/mL)	conídios (x10^6/mL)	conídios (x10^6/mL)
Testemunha	19,34±2,5 Ba	19,34±2,5 Ca	19,34±2,5 Da
Callisto	13,4±1,1 ABa	11,9±0,2 ABa	11,3±0,7 BCa
Cipermetrina	13,7±1,2 ABab	9,0±0,5 Aa	15.9±0,8 CDb
Curyom	13,4±1,8 ABb	10,6±1,9 Aab	4,4±1,0 Aa
Gaucho	9,2±0,9 Aa	10,6±1,7 Aa	8,3±0,9 ABa
Poquer	8,7±0,9 Aa	8,5±1,6 Aa	14,1±1,4 BCDa
Tiger	11,0±0,6 Aa	12,1±1,0 ABa	13,3±2,4 BCDa
Standak Top	11,5±0,8 Aa	18,8±1,4 BCb	9,9±0,5 ABCa
CV %	24,67	27,53	27,62
Testemunha	16,4±3,1 Ca	16,4±3,1 Aa	16,4±3,1 Aa
Actara	12,8±0,5 BCa	14,3±1,1 Aa	15,9±1,2 Aa
Fusilad	7,6±0,8 ABa	10,7±1,2 Aa	9,0±0,6 Aa
Nomolt	14,2±1,5 BCa	13,5±1,0 Aa	11,4±1,1 Aa
CV %	33,39	34,15	35,46

Médias seguidas de mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha, não diferiram entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05).

4.1.6 Índice Biológico (IB)

De acordo com o índice biológico proposto por Alves et al. (2007) e Rossi-Zalaf et al. (2008), apenas o agroquímico Gaucho® foi classificado como moderadamente tóxico nas três doses testadas para o fungo *M. anisopliae.* Nenhum dos produtos mostrou-se tóxico para o isolado (Tabela 8), onde são utilizados os valores médios de porcentagem de esporulação, crescimento vegetativo e germinação dos conídios.

Tabela 8. Índice Biológico (IB) e classificação dos fitossanitários quanto à compatibilidade a *M. anisopliae*.

Tratamentos	Doses	IB[1]	Classificação[1]
ACTARA	½ DR	83	COMPATÍVEL
	DR	88	COMPATÍVEL
	2 DR	95	COMPATÍVEL
CALLISTO	½ DR	76	COMPATÍVEL
	DR	75	COMPATÍVEL
	2 DR	73	COMPATÍVEL
CIPERMETRINA	½ DR	70	COMPATÍVEL
	DR	65	MODERADAMENTE TÓXICO
	2 DR	83	COMPATÍVEL
CURYOM	½ DR	78	COMPATÍVEL
	DR	70	COMPATÍVEL
	2 DR	47	MODERADAMENTE TÓXICO
FUSILAD	½ DR	75	COMPATÍVEL
	DR	85	COMPATÍVEL
	2 DR	82	COMPATÍVEL
GAUCHO	½ DR	65	MODERADAMENTE TÓXICO
	DR	62	MODERADAMENTE TÓXICO
	2 DR	56	MODERADAMENTE TÓXICO
NOMOLT	½ DR	92	COMPATÍVEL
	DR	90	COMPATÍVEL
	2 DR	75	COMPATÍVEL
POQUER	½ DR	66	MODERADAMENTE TÓXICO
	DR	66	MODERADAMENTE TÓXICO
	2 DR	78	COMPATÍVEL
STANDAK TOP	½ DR	59	MODERADAMENTE TÓXICO
	DR	82	COMPATÍVEL
	2 DR	58	MODERADAMENTE TÓXICO
TIGER	½ DR	67	COMPATÍVEL
	DR	70	COMPATÍVEL
	2 DR	74	COMPATÍVEL

[1]Valores de IB, segundo (Alves et al.,2007; Rossi-Zalaf et al.,2008), entre 0 e 41= Tóxico, 42 e 66=Moderadamente Tóxico, > 66= Compatível

Estes testes em laboratório são vantajosos, pois expõem ao máximo o patógeno sob a atividade do produto, contudo é importante que essa compatibilidade também seja feita em condições de campo, para verificar a eficiência desta, mesmo que o contato entre eles seja menor. Assim, quando o tratamento é compatível *in vitro*, há fortes evidências da sua seletividade, em condições de

campo. No entanto, uma alta toxicidade *in vitro* nem sempre significa que o mesmo vai acontecer no campo (ALVES; MOINO JR; ALMEIDA, 1998).

Evidencia-se a dificuldade para discussão dos dados, uma vez que não há trabalhos com a maioria dos fitossanitários aqui testados. Nota-se que a comparação dos resultados é comprometida, devido as diferentes técnicas obtidas por alguns autores, principalmente no método de contato entre o fungo e o produto, pois normalmente os produtos são acrescentados ao meio de cultura. Segundo SILVA; NEVES; SANTORO, (2005) a técnica de pulverização do produto alternativo sobre o fungo, utilizada no presente trabalho, é a mais adequada, pois simula o que ocorre no campo, sendo possível saber os efeitos destes produtos sobre o ecossistema.

4.2. Nematoides entomopatogênicos

4.2.1.Teste de Viabilidade e Infectividade

O teste de compatibilidade entre os produtos e o isolado de NEPs foi realizado em três momentos distintos, conforme datas registradas na (Tabela 9). Foi observado que nenhum produto testado ocasionou mortalidade superior a 50% em JIs do isolado NEPET 11, sendo os maiores percentuais (%) observados nos produtos Poquer (20,2), Tiger (23,4), Gaucho (28,8) e Actara (29,2). Comparando-se as viabilidades, os produtos citados, juntamente com o inseticida Cipermetrina, foram os que diferiram das testemunhas avaliadas. Os demais produtos testados causaram mortalidades próximas aos valores observados pelas testemunhas, o que demonstra baixa suscetibilidade do organismo alvo às doses dos defensivos avaliados.

Tabela 9. Viabilidade e infectividade (± Erro Padrão) do isolado de nematoide entomopatogênico NEPET 11 (*Heterohabditis* sp.) após exposição a dose DR aos produtos fitossanitários utilizados na cultura da mandioca, usando a metodologia de Negrisoli et al., (2008).

Data aplicação	Tratamento	Viabilidade (%)*	Infectividade (%)**
28/05/2015	Testemunha	92,2 ± 0,6 a[1]	92 ± 3,7 a
	Curyom 550 EC	90,8 ± 1,2 a	8 ± 3,7 b
	Poquer	79,8 ± 3,1 b	90 ± 6,3 a
20/06/2015	Testemunha	99,4 ± 0,2 a	86 ± 5,1 a
	Fusilade 250 EW	99,2 ± 0,4 a	62 ± 8,6 a
	Cipermetrina 250 EC	97,4 ± 0,6 b	80 ± 8,9 a
	Gamit 360 CS	99,0 ± 0,3ab	74 ± 9,3 a
	Nomolt 150	99,2 ± 0,2 a	66 ± 6,8 a
	Callisto	98,0 ± 0,5 ab	90 ± 5,5 a
24/07/2015	Testemunha	92,8 ± 0,9 a	86 ± 2,4 a
	Tiger 100 EC	76,6 ± 2,5 b	76 ± 2,4 a
	Standak Top	87,2 ± 1,7 a	72 ± 4,9 a
	Actara 250 WG	70,8 ± 1,9 b	86 ± 5,1 a
	Gaucho FS	71,2 ± 2,5 b	86 ± 2,4 a

*Percentual de juvenis infectantes (JIs) mortos confirmados. **Percentual de lagartas de *G. mellonella* mortas por nematoides. [1]Médias seguidas de mesma letra minúscula na coluna, conforme data de aplicação, não diferiram entre si pelo Teste de Tukey (P≤0,05).

No teste de infectividade somente o inseticida Curyom® inibiu o potencial de infecção do isolado NEPET 11 frente ao hospedeiro utilizado (*G. mellonella*), alcançando apenas 8% de mortalidade (Tabela 9).

Alguns fitossanitários do grupo químico dos organofosforados, o qual se encontra produto Curyom®, são recomendados para fitonematoides (Agrofit, 2016). O ingrediente ativo profenofós presente no produto age principalmente na inibição da acetilcolinesterase (enzima que quebra a acetilcolina) (SANTOS, 2007), afetando a coordenação motora, com isso o nematoide não é capaz de alimentar e nem de ir à procura da fêmea para cópula (SANTOS, 2016). Motivo este, que pode ter levado a baixa infectividade para o produto Curyom®.

Os inseticidas imidacloprido e tiametoxam estão entre os mais testados quanto a compatibilidade para nematoides entomopatogênicos. O produto imidacloprido apresentou compatibilidade para os nematoides *H. bacteriophora e S. carpocapsae*, e o tiametoxam para esses mesmos nematoides, além de *Heterorhabditis megidis* (POINAR, JACKSON e KLEIN, 1987), *S. glaseri* e *Steinernema feltiae* (Filipjev, 1934) (Wouts, Mràcek, Gerdin e Bedding, 1982) (KOPPENHÖFER; KAYA,1998; KOPPENHÖFER et al., 2003; ALUMAI; GREWAL, 2004).

Andaló et al. (2004) avaliaram a compatibilidade de tiametoxam com nematoides entomopatogênicos e constataram que o produto além de não afetar a viabilidade, também não interferiu na infectividade dos nematoides quando inoculados em larvas de *G. mellonella*.

Tavares et al. (2009), no teste de compatibilidade de *H. indica* e *Steinernema* sp. com fipronil, tiametoxam e imidacloprido, confirmaram a compatibilidade desses agentes a esses inseticidas e os nematoides *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, 1976 e *Steinernema carpocapsae* (Weiser, 1955) Wouts, Mràcek, Gerdin e Bedding, 1982 também apresentaram alta tolerância ao inseticida fipronil, com apenas 17% e 11,2% de mortalidade dos juvenis infectivos após 72 horas submersos em solução contendo 2000 ppm do produto.

Negrisoli JR. (2008), testando Actara® sobre a viabilidade e infectividade ao nematoide *Heterorhabditis bacteriophora*, observou que não houve interferência do produto para as duas propriedades.

5 CONCLUSÃO

Os fitossanitários testados não apresentaram efeito tóxico sobre o fungo *M*. *anisopliae* isolado UNIOESTE 86, mostrando-se compatíveis ou moderadamente tóxicos para o fungo, sugerindo que possam ser empregados em uma possível estratégia de uso associado para o controle de pragas.

Somente o inseticida Curyom® inibiu o potencial de infecção do isolado NEPET 11 (*Heterohabditis* sp) sendo incompatível para o NEP, sendo que os demais produtos testados foram compatíveis para *Heterohabditis* sp., quanto a viabilidade e infectividade.

REFERENCIAS

ABAM, **Associação Brasileira dos produtores de amido de mandioca**. 2010. Disponível em: <http://www.abam.com.br/>. Acesso em: 10 jun. 2016.

ADARAMOLA, Z. **Nigeria: FG to export 3.3 million metric tons of cassava chips to China**. 2013. Daily Trust. Disponível em: <(http:// allafrica.com/stories/201303181254. html)> Acesso em: 03 jan. 2016.

AGROFIT. 2016. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/>. Acesso em: 04 ago. 2016.

AGUILAR, L.J.A. **Estrategias para el manejo integrado del chinche subterraneo *Cyrtomenus bergi*, Froeschner**. Instituto de Investigacion Agropecuaria de Panama. 2003. Disponível em: < www.ciat.cgiar.org/ipm/pdfs/plegable_idiap.pdf.> Acesso em: 06 abr. 2016.

ALABI, B. S. et al. Manual control of thorny mimosa (*Mimosa invisa*) in cassava (*Manihot esculenta*). **Weed Technol.**, v. 18, n. 1, p. 77-82, 2004.

ALBUQUERQUE, J. A. A. et al. Interferência de plantas daninhas sobre a produtividade da mandioca (*Manihot esculenta*). **Planta Daninha**, v. 26, n. 2, p. 279-289, 2008.

ALCÂNTARA, E. N. et al. **Determinação do período crítico de competição das plantas daninhas com a cultura da mandioca** (*Manihot esculenta* Crantz). Belo Horizonte: EPAMIG, p. 147-149, 1983.

ALCÂNTARA, E. N.; LIMA, P. C. Efeito de doses de herbicida para a cultura da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz). In: **EPAMIG. Projeto Mandioca**, relatório 76/79. 1982. Belo Horizonte: EPAMIG, p. 130-135.1982.

ALEAN, C.L.; MORALES, R.A.; HOLGUÍN, C.M.; A.C.BELLOTTI. Patogenicidad **de diferentes hongos entomopatógenos para el control de *Aleurotrachelus socialis* (Homoptera: Aleyrodidae) bajo condiciones de invernadero** Rev. Colomb. Entomol. 30, p. 29–36, 2004.

ALLEM, A.C. The origins and taxonomy of cassava. **In R.J. Hillocks, J. M. Thresh e A.C. Bellotti, eds. Cassava: Biology, production and utilization.** Wallingford, UK, CAB International. p. 1-16, 2002.

ALMEIDA, J. E. M.; BATISTA FILHO, A.; LAMAS, C.; LEITE, L. G.; TRAMA, M.; SANO, A. H. Avaliação da compatibilidade de defensivos agrícolas na conservação de microrganismos entomopatogênicos no manejo de pragas do cafeeiro. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 70, n. 1, p. 79-84, 2003.

ALMEIDA, S.G. DE, et al. "Crise Socioambiental e Conversão Ecológica da Agricultura Brasileira". Rio de Janeiro: **AS-PTA**. 2001.

ALUMAI, A. e P.S. GREWAL. Tankmix-compatibility of the entomopathogenic nematodes, *Heterorhabditis bacteriophora* and *Steinernema carpocapsae*, with selected chemical pesticides used in turfgrass. **Bioc. Scien. and Techn**. 14: 725-730, 2004.

ALVES, R.T.; FARIA, M.R. 2003. **Situação atual do uso de fungos entomopatogênicos no Brasil.** Disponível em: <htt:/ www.cenargen.embrapa.br /publica/ trabalhos/am2003 /arquivos/ 101103e.pdf -> Acesso em: 26 mai. 2014.

ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S.B. (Ed.). Controle microbiano de insetos. 2. ed., Piracicaba: **FEALQ**, cap. 11, p. 289-381, 1998 b.

ALVES, S. B.; et al. Novo índice biológico para classificação de agrotóxicos para fungos entomopatogênicos. In: X SICONBIOL, 2007, Brasília. **Anais do X Siconbiol**, Brasília, 2007.

ALVES, S. B.; RIGITANO R. L. O.; CAMARGO, J. L. G**. Avaliação da influência de alguns herbicidas utilizados em cana-de-açúcar e pastagens sobre o fungo *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin, 1883**. Ecossistema, Espirito Santo do Pinhal, v. 5, p. 21-24, 1980.

ALVES, S. B; ROSSI, LS; LOPES, RB; TAMAI, MA; PEREIRA, RM *Beauveria bassiana* fase de levedura em meio agar e sua patogenicidade contra a *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) e *Tetranychus urticae* . (Acari: Tetranychidae) **Journal of Invertebrate Pathology,** V.81, p.70-77, 2002.

ALVES, S.B.; LOPES, R.B.; VIElRA, S.A.; TAMAI, M.A. Fungos entomopatogênicos usados no controle de pragas na América Latina. ln: o (Ed). **Controle microbiano de pragas na América Latina**: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ, p.69-110. 2008.

ALVES, S.B.; NOGUEIRA, N.L. Efeito da temperatura na germinação e viabilidade do *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 9, Londrina. **Resumos...** Londrina, p. 170, 1984.

ALVES, V.S.; MOINO JUNIOR, A.; SANTA-CECILIA, L.V.C.; ROHDE, C.; SILVA, M.A.T. **Testes em condições para o controle de *Dysmicoccus texensis* (Tinsley) (Hemíptera, Pseudococcidae) em cafeeiro com nematóides entomopatogênicos do gênero *Heterorhabditis* (*Rhabditida, Heterorhabditidae*).** Revista Brasileira de Entomologia, 53: 139-143, 2009.

AMNUAYKANJANASIN, A.; JIRAKKAKUL, J.; PANYASIRI, C.; PANYARAKKIT, P.;NOUNURAI,P.;CHANTASINGH,D.;EURWILAICHITR,L.;CHEEVADHANARAK, S.;TANTICHAROEN M. **Infection and colonization of tissues of the aphid *Myzus persicae* and cassava mealybug *Phenacoccus manihoti* by the fungus *Beauveria bassiana*** BioControl, 58 (2013), pp. 379–391, 2013.

ANDALÓ, V.; MOINO JR A.; SANTA-CECÍLIA L.V.C. Compatibilidade de nematóides entomopatogênicos com produtos fitossanitários utilizados na cultura do cafeeiro. **Nematologia Brasileira**, 28: 149-158, 2004a.

ANDERSON, T. E.; ROBERTS, D. W. Compatibility of *Beauveria bassiana* Isolates with Insecticide Formulations Used in Colorado Potato Beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) control. **Journal of Economic Entomology**, Washington, v. 76, n. 6, p. 1437-1441, 1983.

AZEVÊDO, C. L. L. et al. Levantamento de plantas daninhas na cultura da mandioca, em um ecossistema semi-árido do Estado da Bahia. **Magistra**, v. 12, n. 1/2, p.41-49, 2000.

AZEVÊDO, C. L. L.; CARVALHO, J. E. B.; LOPES, L. C.; ARAÚJO, A. M. Levantamento de plantas daninhas na cultura da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz), em um ecossistema semi-árido do Estado da Bahia. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MANDIOCA, 10. Manaus. **Resumos**... Manaus: SBM, p. 51, 1999.

AZEVEDO, J.L. de et al. Melhoramento de fungos de importância na agricultura. In: MELO, I.S. de et al. (Eds). **Recursos genéticos e melhoramento – microrganismos**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, p.323-355, 2002.

BARBOSA, R. H.; KASSAB, S. O.; PEREIRA, F. F.; RAMOS, R. V.; DE SOUZA SILVA, A. Primeiro relato de *Naupactus cinerosus* Boheman, 1833 (Coleoptera: Curculionidae) para a cultura de mandioca no Brasil. **Entomotropica,** *27*(1), p. 41-44, 2012.

BARILLI, D. R.; RHEINHEIMER, A. R.; MIRANDA, A. M., MODOLON, T. A.; PIETROWSKI, V.; ALVES, L. F. A. Seleção de isolados de fungos entomopatogênicos no controle da mosca branca (*Bemisia tuberculata* Matile-Ferrero) e da cochonilha (*Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero) na cultura da mandioca. **Cadernos de Agroecologia** – ISSN 2236-7934 – Vol 6, No. 2, dez. 2011.

BARRETO, R.S.; MARQUES, E.J.; CORRÊA GONDIM JR.; M.G., VARGAS DE OLIVEIRA, J. **Selection of *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. for the control of the mite *Mononychellus tanajoa* (Bondar)** Sci. Agric. (Piracicaba, Braz.), 61, p. 659–664, 2004.

BATISTA FILHO, A. **Controle biológico e o manejo integrado de pragas.** Biológico, v.55, p. 36-39, 1989.

BATISTA FILHO, A.; ALMEIDA, J. E. M.; LAMAS, C. Effect of thiamethoxam on entomopathogenic microrganisms. **Neotropical Entomology,** Londrina, v. 30, p. 437-447, 2001.

BATISTA, M.F.; MARINHO V.L.A.; MILLER, R. (2002) Praga Quarentenária A1* Mosaico Africano da Mandioca “African Cassava *Mosaic Bigeminivirus*”. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, **Comunicado Técnico 67**, 4 p. Disponível em: <http://www.cenargen.embrapa.br>. Acessado em: 05 out. 2016.

BELLINI, L.L. **Avaliação de nematóides entomopatogênicos (*Rhabditida*: *Steinernematidae* e *Heterorhabditidae*) para o controle de *Diatraea saccharalis* Fabr. E de fitonematoides em cana-de-açúcar.** 2011. 99 f. Tese (Doutorado em produção vegetal) Campo dos Goytacazes: Universidade Estadual do Norte Fluminense, 2011.

BELLON, P.; RHEINHEIMER, A.; GAZOLA, D.; MIRANDA, A.; PIETROWSKI, V.; ALVES, L.; MONDARDO, D. Patogenicidade de isolados de *Beauveria bassiana* e *Metharizium anisopliae* Sobre o Percevejo de renda da Mandioca *Vatiga manihotae* (Hemiptera: Tingidae). **Rev. Bras. De Agroecologia**. Vol. 4 No. 2. nov. 2009.

BELLOTTI, A. C. El manejo integrado de las plagas principales en el cultivo de la yuca. In: INTERNATIONAL COURSE-WORKSHOP ON BIOLOGICAL CONTROL, 1. [Cali]. **Proceedings...** Cali: CIAT, p. 1-35, 2002.

BELLOTTI, A.; HERRERA CAMPO, B.V.; HYMAN, G. **Cassava production and pest management: present and potential threats in a changin environment,** Trop. Plant Biol., 5, p. 39–72, 2012.

BELLOTTI, A.C.; B. ARIAS, B. **Host plant resistance to whiteflies with emphasis on cassava as a case study** Crop Prot., 20, p. 813–823, 2001.

BELLOTTI, A.C.; HERRERA, C.L.; HERNANDEZ, M.P.; ARIAS, B.; GUERRERO, J.M.; MELO, E.L.Three major cassava pests in Latin America, Africa and Asia. In R.H. Howeler, ed. A new future for cassava in Asia: Its use as food, feed and fuel to benefit the poor. **Proc. 8th regional workshop, held in Vientiane**, Lao PDR. Oct. 20-24, p. 544-577, 2010.

BELLOTTI, A.C.; HERRERA, C.L.; HERNANDEZ, M.P.; ARIAS, B.; GUERRERO, J.M.; MELO, E.L. Cassava Pests in Latin America, Africa and Asia. **In R.H. Howeler, ed. The Cassava Handbook – A reference manual based on the asian regional cassava training course, held in Thailand.** Cali, Colombia, CIAT. p. 199-257, 2012.

BELLOTTI, A.C.; MELO, E.L.; ARIAS, B.; HERRERA, C.J.; HERNÁNDEZ, M. DEL P.; HOLGUÍN, C.M.; GUERRERO, J.M.; TRUJILLO, H. Biological control in the neotropics: a selective review with emphasis on cassava, **In: Hoddle, M.S. (Ed.), Proceedings of the Second International Symposium on Biological Control of Arthropods, Davos, Switzerland,** USDA Forest Service publication FHTET. v. 1, p. 206–227, 2005.

BENESI, I.R.M. **Characterization of Malawian cassava germplasm for diversity, starch extraction and its native and modified properties**. Ph.D. Thesis. Department of Plant Sciences: Plant Breeding, in the Faculty of Natural and Agricultural Sciences at the University of the Free State, South Africa, 2005.

BEYS DA S. W. O.; SANTI, L.; SCHRANK, A.; VAINSTEIN, M. H. *Metarhizium anisopliae lipolytic activity plays a pivotal role in Rhipicephalus (Boophilus)* microplus infection. **FungalBiology**, Cambrigde, v. 114, p. 10-15, 2010.

BIFFE, D. F. et al. Período de interferência de plantas daninhas em mandioca (*Manihot esculenta*) no noroeste do Paraná. **Planta Daninha**, v. 28, n. 3, p. 471-478, 2010a.

BIFFE, D.F. et al. Avaliação de herbicidas para dois cultivares de mandioca. **Planta Daninha**, v. 28, n. 4, p. 807-816, 2010b.

BOTELHO, A. A. A. **Compatibilidade de fungos entomopatogênicos com agroquímicos utilizados no manejo integrado da cultura da cana-de-açúcar**. 2010. xvi, 58 f. Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2010.

BRASIL. Primeira Conferência Nacional de Segurança Alimentar. Brasília**: Conselho Nacional de Segurança Alimentar**. 1994.

BUTT, T.M.; JACKSON, C.W.; MAGAN, N. (Eds.). **Fungi as Biocontrol Agents: Progress, Problems and Potential.** CABI Publishing, Wallingford, UK, p. 390, 2001.

CARDOSO, E. R. *et al*. Seletividade de fungos entomopatogênicos para larvas de primeiro ínstar de *Ceraeochrysa cincta* (Neuroptera: Chrysopidae) utilizando torre de Potter. **Arquivos do Instituto Biológico**, (Supl. 3, 16 RAIB). v.70, p.167, 2003.

CARVALHO, J. E. B. et al. **Período de controle de plantas infestantes na cultura da mandioca no Estado da Bahia**. Cruz das Almas: Embrapa (Comunicado Técnico, 109). p. 7, 2004.

CAVALCANTI, R.S. et al. Efeito dos produtos fitossanitários Fenpropatrina,Imidaclopride, Iprodione e Tiametoxam sobre o desenvolvimento do fungo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. **Arquivo Instituto Biologico**, v.69, n.3, p.17-22, 2002.

CHAMBERS, U.; BRUCK, D.J.; OLSEN, J.; WALTON, V.M. Control of overwintering filbertworm (Lepidoptera: Tortricidade) larvae with *Steinernema carpocapsae.* **J. Econom. Enthomol**. **103**, p. 416-422, 2010.

CHUZEL, G. **The cassava processing industry in Brazil: Traditional techniques, technological developments, innovations and new markets**. Afr. J. Food Nutritional Secur., 1(1): p.46-59., 2001.

CLAYDON, N.; GROVE, J. Insecticidal secondary metabolitic products from the entomogenous Verticilliun lecanii. **Journal of Invertebrate Pathology**, Iowav. 40, p.413-418, 1982.

COCK, J.H. **Cassava: a basic energy source in the tropics.** R.H. Howeler (Ed.), The Cassava Handbook. A Reference Manual based on the Asian Regional Cassava Training Course, held in Thailand Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia, p. 23–38, 2011.

DALL'AGNOL, A.; MOSCARDI, F. 2007. **Os benefícios do manejo de pragas.** Disponível em:< https://www.alice.cnptia.embrapa.br>. Acesso em: 04 abr. 2016.

DEMBILIO, O., LLÁCER, E., MARTINEZ DE ALTUBE MDEL, M. AND JACAS, J.A. **Field efficacy of imidacloprid and *Steinernema carpocapsae* in a chitosan formulation against the red palm weevil *Rhyncophorus ferrugineus* (Coleoptera: Curculionidae) in *Phoenix canariensis***. Pest Management Science. 66, p. 365-370, 2010.

DÍAZ, M. P.; MACIAS A.F.; NAVARRO, S. R; DE LA TORRE, M. Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. **Interciencia**, Caracas, v.31, n. 12, 2006.

DOLINSKI, C.; DEL VALLE, E.; STUART, R.J. **Virulence of entomopathogenic nematodes to larvae of the guava weevil, *Conotrachelus psiddi* (Coleoptera: Curculionidae), in laboratory and greenhouse experiments**. Biological Control. 36, p. 422-427, 2006.

EHLERS, R. U. **Mass production of entomopathogenic nematodes for plant protection.** Applied Microbiology Biotechnology, Oxford, v. 56, p. 623-633, 2001.

EL-SHARKAWY,M.A.; DE TAFUR, S.M.; CADAVID, L.F.: Photosynthesis of cassava and its relation to crop productivity. – **Photosynthetica** 28: p. 431-438,1993a.

EMBRAPA. **EMBRAPA MANDIOCA E FRUTICULTURA SISTEMAS DE PRODUÇÃO**. 2003. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Mandioca/mandioca_cerrados/pragas.htm#topo>. Acesso em: 30 jan. 2016.

EMBRAPA. **EMBRAPA MANDIOCA E FRUTICULTURA SISTEMAS DE PRODUÇÃO**, 12 ISSN 1678-8796 Versão eletrônica Jan/2003. Disponível em**:** <https://www.sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br>. Acesso em 08 jan 2016.

EMBRAPA. **EMBRAPA MANDIOCA E FRUTICULTURA,** 2010. Disponível em: <http://www.embrapa.br/imprensa/noticias/2010/dezembro/2asemana/embrapa-coordena-processo-para-protocolar-registro-de-agrotoxicos-para-a-cultura-da-mandioca/ > Acesso em: 03 jun. 2016.

FAION, M. **Toxicidade de agrotóxicos utilizados no controle de *Bemisia tabaci* biótipo B, sobre fungos entomopatogênicos**. Escola Superior de Agricultura “Luis de Queiroz”, Entomologia, Piracicaba, 72p. 2004.

FAO. 2011. Disponível em: <http://www.fao.org>. Acessado em: 30 de ago. de 2016.

FAO. 2009. Food and agriculture organization of the united nations. Disponível em: <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>. 2009. Acesso em: 30 de set. 2016.

FAO, 2013. “Save and Grow”. **FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS** Rome, 2013. Disponível em:< http://www.fao.org/> Acesso em: 29 jan. 2016.

FAO. 2013. **FAOSTAT statistical database.** Disponível em**:** <(http://faostat.fao.org)>. Acesso em 29 jan. 2016.

FAO. **Food outlook. Global market analysis** – November. Rome. 2012a.

FAO. Human nutrition in the developing world. **Food and Nutrition series** No. 29. Rome. 1997.

FAO. **Report of the twentysecond session of the Committee on Agriculture, Rome,** 29 November-3 December. 2010.

FAO. **Save and Grow**. A policymaker's guide to the sustainable intensification of smallholder crop production. Rome. 2012b.

FAO/IFAD. **The Global Cassava Development Strategy and Implementation Plan.** Proceedings of the Validation Forum on the Global Cassava Development Strategy, Rome, 26-28 April 2000. Vol. 1. Rome. 2001.

FARIAS, A.R.N.; ALVES, R. T. O percevejo de renda na cultura da mandioca. Cruz das Almas: **Embrapa Mandioca e Fruticultura**. (Comunicado Técnico n.28). 2004.

FARMCONCERN INTERNATIONAL, 2012. **Cassava revolution turning the tables on food and income insecurity in Africa.** Disponível em: <http://www.farmconcern.org/>. Acesso em: 03 abr. 2016.

FAUQUET, C.M.; TOHME, J. **The global cassava partnership for genetic improvement,** Plant Mol. Biol., 56, p. v–x., 2004.

FERRAZ, L.C.C.B. Nematóides Entomopatogênicos. In: ALVES, S. B. (Ed.). Controle microbiano de insetos. **Piracicaba**: FEALQ, p.541-569, 1998.

FERREIRA, F. T. R. **Bioatividade de nanoformulações de nim e extratos de outras Meliaceae e a sua interação com agentes de controle biológico visando ao controle de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae)**. 2011. 117 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, 2011.

FERREIRA, F. T. R.; FERREIRA, A.; PRANDO, H. F.; TCACENCO, F. A., GRÜTZMACHER, A. D.; MARTINS, J. F. da S. Seletividade de agrotóxicos utilizados na cultura do arroz irrigado ao fungo *Metarhizium anisopliae*, agente de controle microbiano de *Tibraca limbativentris.* **Ciência Rural**, **Santa Maria**, v.40, n.4, p.745-751, abr, 2010.

FERREIRA, J. F. et al. Efeitos de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin sobre ovos de *Alabama argillacea* (HÜEBNER.) (Lepidoptera: Noctuidae). **Magistra**, v.17, p.119 - 123, 2005.

FORMENTINI, M. A. **Efeito *in vitro* de produtos fitossanitários alternativos sobre *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin**. 2009. 52 f. Monografia (Bacharelado em Ciências Biológicas) - Curso de Ciências Biológicas da Universidade Estadual do Oeste do Paraná - UNIOESTE, Cascavel, 2009.

FORST, S. & D. CLARKE. 2002. Bacteria-Nematode Symbiosis In: GAUGLER, R. (ed). **Entomopathogenic Nematology**. Boca Raton, Fl. CRC Press, p. 57-77.

FROESCHNER, R. C. **The neotropical lace bugs of the genus *Vatiga* (Heteroptera: Tingidae), pests of cassava: new synonymies and key to species.** Proc. Entomol. Soc. Whash. N.95, p.457- 462. 1993.

FUKUDA, C. Doenças e seu controle. In: SOUZA, L.S., FARIAS, A.R.N., MATTOS, P.L.P. et al. (Eds.). **Aspectos Socioeconômicos e agronômicos da mandioca.** Cruz das Almas: Embrapa-CNRMF, 0622-692. 2006.

GARCIA, L.C.; RAETANO, C.G.; LEITE, L.G. Tecnologia de aplicação para os nematoides entomopatôgenicos *Heterorhabditis indica* e *Steinernema sp.* (*Rhabditida: Heterorhabditidae* e *Sterinernematidae*) para controle de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) na cultura do milho. **Neotrop. Entomol**. 37, p. 305-311. 2008.

GARCIA, R.S.M.; CARVALHO, R. da S.; SANTOS, L. H. dos. Controle biológico da broca da haste da mandioca *Sternocoelus spp*. por meio do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana*. In. **Cadernos de Agroecologia** – ISSN 2236-7934 – Vol 8, No. 2, nov. 2013.

GASSEN, M.H. **Patogenicidade de fungos entomopatogênicos para o psilídeo da goiabeira *Triozoida* sp. (Hemíptera: Psyllidae) e compatibilidade de agrotóxicos utilizados na cultura da goiaba sobre estes agentes de controle biológico**. 2006,110 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP, Botucatu, SP. 2006.

GAVILANES, M. L.; BRANDÃO, M.; LACA-BUENDIA, J. P.; ARAÚJO, M. A. S.; D´ANGIERI FILHO, C. N. Levantamento de plantas daninhas em áreas de cultivo de mandioca no Estado de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Mandioca**, Cruz das Almas, v. 10, n. 1/2, p. 59-67, jun. 1991.

GIOMETTI, F.H.C**. Avaliação de nematóides entomopatogênicos para o controle de *Sphenophorus levis* Vaurie, 1978 (Coleoptera: Curculionidae).** 2009, 41 f. Dissertação (Sanidade Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio). Instituto Biológico, São Paulo, 2009.

GIOMETTI, F.H.C; LEITE, L.G.; TAVARES, F. M.; SCHMIT, F. S.; BATISTA F.A.; DELL'ACQUA, R. **Virulência de nematóides entomopatogênicos (Nematoda: Rhabditida) a *Sphenophorus levis* (Coleoptera: Curculionidae).** 2011.

GLAZER, I. Survival Biology. In: GAUGLER, R. (Ed). **Entomopathogenic Nematology**. New Jersey: Rutgers University, p. 169-187, 2002.

GLEADOW, R. M.; EVANS, J.R.; MCCAFFERY, S.; CAVAGNARO, T.R. **Growth and nutritive value of cassava (*Manihot esculenta* Cranz.) are reduced when grown in elevated CO_2.** Plant Biol., 11, p. 76–82, 2009.

GOETTEL, M.S.; POPRAWSKI, T. J.; VANDENBERG, J. D.; Li, Z.; ROBERTS, D. W. Safety to nontarget invertebrates of fungal biocontrol agents, p.209-231. In **M. LAIRD, L.A.LACEY; E.W.DAWISON**. (eds.), Safety of microbial insecticides safety to nontarget invertebrates of fungal biocontrol agents. Boca Raton, CRC Press, 259p. 1990.

GOVERNMENT OF CAMBODIA. TRADE PROMOTION DEPARTMENT. 2012. Cassava exports jump 94%. Disponível em: <(http://www.tpd.gov. kh/cambodia-product/)>. Acesso em: 09 mar. 2016.

GOVERNMENT OF NIGERIA. FEDERAL MINISTRY OF INFORMATION. 2012. **Federal Ministry of Agriculture launches substitution of maize with 10% cassava grits in poultry feed.** Disponível em.< (http://fmi.gov.ng/)>. Acesso em: 08 mar. 2016.

GREENFIELD, M.; GÓMEZ-JIMÉNEZ, M. I.; ORTIZ, V.; VEJA, F. E.; KRAMER, M.; PARSA, S. ***Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* endophytically colonize cassava roots following soil drench inoculation.** Biological Control Volume 95 April, p.40–48, 2016.

GREWAL, P.S. Formulation and application technology. In: GAUGLER, R. (ed). Entomopathogenic Nematology. **CABI, Wallingford (U.K.)**, p. 266-284, 2002.

GREWAL, P.S.; DE NARDO, E.A.B.; AGUILLERA, M.M. Entomopathogenic nematodes: potential for exploration and use in South America**. Neotropical Entomology,** v.30, n.2, p.191- 205, 2001.

GUGLIERI, A. et al. Fitossociologia de plantas espontâneas em um mandiocal implantado em pastagem cultivada em Mato Grosso do Sul, Brasil. **R. Ci. Agr.**, v. 51, n. 1, p. 127-141, 2009.

GUIDE, B. A.; SOARES, E. A.; ITIMURA, C. R. B.; ALVES, V. S. Entomopathogenic nematodes in the control of cassava root mealybug *Dysmicoccus* sp. (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Colombiana de Entomología** 42 (1): XX-XX. Enero-Junio. ISSN 0120-0488. 2016.

HAJEK, A.E. **Ecology of terrestrial fungal entomopathogens**. Ithaca: Adv. Microb. Ecol, v. 15, p. 193-249, 1997.

HAJEK, A.E.; DELALIBERA Jr, I. **Fungal pathogens as classical biological control agents against arthropods**. BioControl 55, p.147–158, 2010.

HALL, I. M.; DUNN, P. H. **The effect of certain insecticides and fungicides on fungi pathogenic to the spotted alfafa aphid**. Journal of Economic Entomology, Washington, v. 52, p. 28-29, 1959.

HARA, A.H.; H.K. KAYA. Toxicity of some selected organophosphate and carbamate pesticides to infective juveniles of the entomopatogenous nematode *Neoaplectana carpocapsae*. **Enviromental Entomology**, 112: p. 496-501, 1983.

HEGEDUS D.; KHACHATOURIANS G. The impact of biotechnology on hyphomycetous fungal insect biocontrol agents**. Biotechnol. Adv.** v. 13, p. 455-490, 1995.

HIROSE, E.; NEVES, P. M. O. J.; ZEQUI, J. A.; MARTINS, C. L. H.; PERALTA, C. H.; MOINO, A. Effect of biofertilizers and Neem Oil on the Entomopatogenic fungi *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. and *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 44, n. 4, p. 419-423, 2001.

HOLGUÍN, C.M.; BELLOTTI, A.C. Efecto de la aplicación de insecticidas químicos en el control de la mosca blanca *Aleurotrachelus socialis* (Homoptera:Aleyrodidae) en el cultivo de yuca *Manihot esculenta* Crantz. **Rev. Colomb. Entomol**. 30, p. 37–42, 2004.

HOMINICK, W.M. Biogeography. In: GAUGLER, R. (Ed.). **Entomopathogenic Nematology.** RutgersUniversity, New Jersey, p. 115-143, 2002.

IBGE. 2012. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Sistema IBGE de recuperação automática - SIDRA. 2012. Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br/>. Acesso em: 10 out. 2012.

IBGE. 2016. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola (LSPA)**. Disponível em:<http://www.sidra.ibge.gov.br/>. Acesso em: 04 abr. 2016.

IFAD/FAO. **A cassava industrial revolution in Nigeria: The potential for a new industrial crop**. The Global Cassava Development Strategy. Rome. 2004.

IFAD/FAO. **A review of cassava in Latin America and the Caribbean with country case studies on Brazil and Colombia. Proceedings of the validation forum on the Global Cassava Development Strategy**, vol. 4. Rome. 2004.

IFAD/FAO. **The world cassava economy. Facts, trends and outlook.** Rome. 2000.

IGNOFFO, C. M.; HOSTETTER; GARCIA, D. L.; PINNELL, C. R. R. **Sensivity of the entomopathogenic fungus Nomurae rileyi to chemical pesticides used on soybeans.** Environmental Entomology, Lanham, v. 4, n. 5, p. 765- 768, 1975.

JAQUES, R. P.; PATTERSON, N. A. Control of the apple sucker, Psylla mali Schmidb., by the fungus *Entomophthora sphaerosperma* (Fresenius). **Canadian Entomologist, Ottawa**, v. 94, p. 818-825, 1962.

JARAMILLO, J.; BORGEMEISTER, C. New bioassay method to assess the pathogenicity of Colombian strains of *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin and *Paecilomyces* sp. (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against the subterranean burrower bug *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae) **J. Invertebr. Pathol.** 91, p. 57–60, 2006.

JARAMILLO, J.; BORGEMEISTER, C.; EBSSA, L.; GAIGL, A.; TOBÓN, R.; ZIMMERMANN, G. Effect of combined applications of *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin (Deuteromycotina: Hyphomycetes) strain CIAT 224 and different dosages of imidacloprid on the subterranean burrower bug *Cyrtomenus bergi* Froeschner (Hemiptera: Cydnidae) **Biol. Control**, 34, p. 12–20, 2005.

JARONSKI, S.T. Ecological factors in the inundative use of fungal entomopathogens. **Bio Control** 55, p. 159–185, 2010.

JOHANNS, O.; CONTIERO R. Efeitos de diferentes períodos de controle e convivência de plantas daninhas com a cultura da mandioca. **R. Ci. Agron.**, v. 37, n. 3, p. 326-331, 2006.

KAYA, H.K. Soil ecology. In: GAUGLER, R.; H.K. KAYA (ed) Entomopathogenic Nematodes in Biological Control. **CRC, Boca Raton**, p. 93-111, 1990.

KOGAN, M. 1998. Integrated pest management: Historical perspective and contemporary developments**. Annu. Rev. Entomol.** 43:2043-70.

KOPPENHÖFER, A.M.; BROWN, I. M.; GAUGLER, R.; GREWAL, P. S.; KAYA, H. K.; KLEIN, M.G.; Synergism of entomopathogenic nematodes and imidacloprid against white grubs: greenhouse and field evaluation. **Biological Control,** 19: p. 245-251, 2000.

KOPPENHÖFER, A.M.; COWLES, R.S.; COWLES, E. A.; FUZY, E.M.; KAYA, H.K. Effect of neonicotinoid sinergists on entomopathogenic nematode fitness. **Entomol. Experim. Applic**. 106: p. 7-18. 2003.

KOPPENHÖFER, A.M.; GREWAL, P.S. Compatibility and interaction with agrochemicals and biocontrol agents. In: GREWAL, P.S.; EHLERS, R.U.; SHAPIRO, D.I. Nematodes as biocontrol agents. **CABI**: Publishing Cambridge, p.364-381, 2005.

KOPPENHÖFER, A.M.; H.K. KAYA. Synergism of imidacloprid and an entomopathogenic nematode: a novel approach to White Grub (Coleoptera: Scarabaeidae) control in turfgrass. **Journal of Economic Entomology**, 91: p. 618-623, 1998.

KRISHNAYYA, P.V.; P.S. GREWAL. Effect of neem and selected fungicides on viability and virulence of the entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae*. **Biocontrol Science and Technology**, 12: p. 259-266, 2002.

LACEY, L.A.; KAYA, H.K. (Eds.). **Field manual of techniques in invertebrate pathology: application and evaluation of pathogens for control of insects and other invertebrate pests (Second Edition)**. Springer, Dordtecht, The Netherlands, p. 868, 2007.

LANZA, L.M. **Sobrevivência de *Metarhizium anisopliae* sob ação de fatores abióticos do solo**. Jaboticabal, 2004, 50 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agropecuária), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2004.

LEITE, L.G.; MACHADO L.A.; AGUILLERA, M.M.; RODRIGU ES, R.C.D.; NEGRISOLI JR. A.S. Patogenicidade de *Steinernema* e *Heterorhabditis* (Nematoda: Rhabditida) contra ninfas da cigarrinha - das - raízes da cana - de - açúcar, *Mahanarva fimbriolata* (Hemiptera: Cercopidae). **Revista Agricola**, 78: p. 139 -148 , 2002 .

LEBOT, V. **Tropical roots and tuber crops:** Cassava, sweet potato, yams and aroids. CAB International, Oxford, UK. 2009.

LEWIS, E. E. et al. Behavioral ecology of entomopathogenic nematodes. **Biological Control**. v. 38, p. 66–79, 2006.

LIMA, M.H.D.; LOUREIRO, E. de S.; KASSAB, S. O.; SILVA, A. de S. Eficiência de fungos entomopatogênicos para o controle de ninfas de *Bemisia tuberculata* (Bondar, 1923) (Hemiptera: Aleyrodidae) em cultivo de mandioca. **Revista Raízes e Amidos Tropicais**, volume 8, p. 47-56, 2012.

LORENZI, J.O. **Mandioca**. 1ªed. Campinas, CATI, (Boletim Técnico, 245), 116p, 2003.

LORIA, R.; GALAINI, S.; ROBERTS, D. W. Survival of inoculum of the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* as influenced by fungicides. **Environmental Entomology, Lanham**, v. 12, n. 6, p. 1724-1726, 1983.

LOUREIRO, E.S. DE; MOINO JR., A.; ARNOSTI, A.; SOUZA, G.C. DE. Efeito de Produtos fitossanitários químicos utilizados em alface e Crisântemo Sobre fungos entomopatogênicos**. Neotrop. Entomol**. 31: p. 263-269, 2002.

MALO, A. R. Estudio sobre la compatibilidad del hongo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. con formulaciones comerciales de fungicidas e insecticidas. **Revista Colombiana de Entomologia**, Bogotá, v. 19, p. 151-158, 1993.

MAMPRIM, A. P. **Efeitos de defensivos agrícolas naturais e extratos vegetais sobre parâmetros biológicos de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok.** 2011. 80 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Curso de Pós-graduação em Agronomia, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, 2011.

MELIFONWU, A. A. Weeds and their control in cassava. **Afr. Crop Sci. J.**, v. 2, n. 4, p. 519-530, 1994.

MENDONÇA, A. F. **Cigarrinhas da cana-de-açúcar**: Controle biológico. Maceió: Insecta, Maceió, Brasil, 317 p. 2005.

MERTZ, N. R., et al. Efeito de produtos fitossanitários naturais sobre *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. *in vitro.* **BioAssay,** 2010.

MOINO, A.; ALVES, S. B. Efeito de imidacloprid e fipronil sobre *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metharhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. no comportamento de limpeza de *Heterotermes tenuis* (Hagen). **Anais Sociedade Entomológica do Brasil, Londrina**, v. 27, n. 4, p. 611-619, 1998.

MOLINA, J.P.A.; MOINO Jr, A.; CAVALCANTI, R.S. Produção in vivo de nematóides entomopatogênicos em diferentes insetos hospedeiros**. Arquivos do Instituto Biológico**, 71: p. 347-354, 2004.

MOURA, G. M. Interferência de plantas daninhas na cultura da mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) no Estado do Acre. **Planta Daninha**, v. 18, n. 3, p. 451-456, 2000.

NASSAR, N.M.A., ORTIZ, R. **Cassava improvement: challenges and impacts.** J. Agric. Sci., 145, p. 163–171, 2007.

GUZZO, A. N. E. 2015. **Controle das principais pragas da mandioca**. Disponível em: < http://slideplayer.com.br/slide/5595673/>. Acesso em: 19 out. 2016.

NEGRISOLI JR, A. S.; BARBOSA, C. R. C.; MOINO JR., A. Avaliação da compatibilidade de produtos fitossanitários com nematoides entomopatogênicos (*Rhabditida: Steinernematidae: Heterorhabditidae*) utilizando o protocolo da IOBC/WPRS. **Nematologia Brasileira**. v. 32, n. 2, p. 111-116, 2008.

NEGRISOLI JR., A. S. **Avaliação de técnicas para estudos de compatibilidade de produtos fitossanitários com nematoides entomopatogênicos (*Rhabditida: Heterorhabditidae, Steinernematidae*)**. 2005. 90 f. Dissertação (Mestre em Agronomia/Entomologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2005.

NEGRISOLI, A.S. JR.; BARBOSA, C.R.C.; MOINO JR., A. Comparação entre metodologias de avaliação da compatibilidade de produtos fitossanitários com nematóides entomopatogênicos (Nematoda: Rhabditida). **Nematologia Brasileira**, 32 (1): p. 65-75, 2008.

NEVES, P.M.O.J.; HIROSE E.; TCHUJO P.T.; MOINO JR. A. Compatibilidade de fungos entomopatogênicos com inseticidas neonicotinóides. **Neotrop. Entomol.** 30: p. 263-268, 2001.

OLIVEIRA, C. M.; FIALHO, J. F. *Protortonia navesi* (Hemiptera: Margarodidae): uma nova praga na cultura da mandioca no Cerrado. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 21, Recife**. Resumos**..., Recife : UFRPE, 2006.

OLIVEIRA, C. M.; FIALHO, J. F.; FONTES, J. R. A. **Bioecologia, disseminação e danos da cochonilha-das-raízes da mandioca *Protortonia navesi* Fonseca (Hemiptera: Margarodidae).** Planaltina: Embrapa Cerrados (Embrapa Cerrados. Série Documentos, 142). 29p. 2005.

OLIVEIRA, C. N. de; NEVES, P. M. O. J.; KAWAZOE, L. S. Compatibility between the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana* and insecticides used in coffee plantations. **Scientia Agricola**, v.60, p.663-667, 2003.

OLIVEIRA, C.M; VIEIRA, E.A.; FIALHO, J.F. *Phyllophaga sp*. (Coleoptera: Melolonthidae): uma nova praga de solo na cultura da mandioca no Brasil Central. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MANDIOCA, 12, Paranavaí. **Resumos**... Paranavaí: Sociedade Brasileira de Mandioca/IAPAR, 4p. 2007b.

OLIVEIRA, D.G.P.; **Proposta de um protocolo para avaliação da viabilidade de conídeos de fungos entomopatogênicos e determinação da proteção ao calor conferida a *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* pela formulação em óleo emulsionável.** 2009, 89 f. Dissertação apresentada a Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” para obtenção do título de Mestre em Ciências. Área de concentração: Entomologia. Piracicaba, 2009.

OLIVEIRA, M. A. P.; MARQUES, E. J.; WANDERLEY-TEIXEIRA, V.; BARROS, R. Efeito de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. e *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok., sobre características biológicas de *Diatraea saccharalis F*. (Lepidoptera:

Crambidae). **Acta Scientiarum Biological Sciences,** Maringá, v. 30, n. 2, p. 220-224, 2008.

OLIVEIRA, M. H. M. Metodologias empregadas para análise de resíduos de pesticidas. In: Simpósio Brasileiro sobre microbiologia do solo, 3, Londrina, **Anais**...Londrina, p.17. 1994.

OLIVEIRA, M.A.S.; ALVES, R.T.; FIALHO, J.F. & JUNQUEIRA, N.T.V. Patogenecidade de Fungos Entomógenos sobre o Percevejo-de-Renda da Mandioca no Distrito Federal**. Comunicado Técnico** - Embrapa Cerrados, Planaltina, DF. n. 45. p.1-4, 2001.

OLIVEIRA, R.C. de; ALVES, L.F.; NEVES, P.M.O.J. Suscetibilidade de *Oligonychus yothersi* (Acari: Tetranychidae) Ao fungo *Beauveria bassiana* . **Scientia Agricola** , v.59, p.187-189, 2002.

OLSEN, K.M., S.C.; HAAL, B.A. **Evidence on the origin of cassava: phylogeography of *Manihot esculenta*.** Proc. Natl. Acad. Sci.U.S.A., 96(10): p. 5586-5591, 1999.

OMOTO, C. Modo de ação de inseticidas e resistência de insetos a inseticidas. In: GUEDES, J.C.; COSTA, I.D.; CASTIGLIONI, E. (Eds.) **Bases e técnicas do manejo de insetos**. Santa Maria: Pallotti, p.31-49, 2000.

PACHAMUTHU, P.; KAMBLE, S.T.; YUEN, G.Y. **Virulence of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) strain ESC-1 to the German cockroach (Dictyoptera: Blatellidae) and it´s compatibility with insecticides.** Journal of Economic Entomology, v.92, n.2, p.340-346, 1999.

PALMER, N. 2012. GCP21: **Southern Brazil – the next pest hotspot for cassava?** CIAT News. Disponível em:<(http://www. ciatnews.cgiar.org/)>. Acesso em: 01 fev. 2016.

PANIZZI, A. R.; PARRA, J.R.P. **Ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas.** Editora Manol LTDA. São Paulo, 1991.

PEREAULT, R.J.; WHALON, M.E.; ALSTON, D.G. **Field efficacy of entomopathogenic fungi and nematodes targeting caged last-instar plum curculio (Coleoptera: Curculionidae) in Michigan cherry and apple orchards**. Environ. Entomol. 38, p.1126-1134, 2009.

PEREIRA, M. F. A.; BENEDETTI, R. A. L.; ALMEIDA, J. E. M. Eficiência de *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin no controle de *Deois flavopicta* (Stal., 1854), em pastagem de capim (*Brachiaria decombens*). **Arquivos do Instituto Biológico,** São Paulo, v. 75, n. 4, p. 465-469, 2008**.**

PERESSIN, V. A. et al. Acúmulo de matéria seca na presença e na ausência de plantas infestantes no cultivar de mandioca SRT 59 - Branca de Santa Catarina. **Bragantia**, v. 57, n. 1, p. 135-148, 1998.

PIETROWSKI, V.; RINGENBERGER, R.; RHEINHEIMER, A. R.; BELLON, P. P.; GAZOLA, D.; MIRANDA, A. M. **Insetos-praga da cultura da mandioca na região centro-sul do Brasil.** 2010. Disponível em: <http://www.atividaderural.com.br/>. Acesso em: 03 jun. 2016.

PINOTTI E. B. et al. Levantamento florístico de plantas daninhas na cultura da mandioca no município de Pompéia - SP. **R. Raízes Amidos Trop.**, v. 6, n. 1, p. 120-125, 2010.

PIRES, L. M. et al. 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.** 39(6), p.977-984, 2010*.*

POPRAWSKI, JT.; MAJCHROWICZ, I. **Efeitos de herbicidas sobre "in vitro" crescimento vegetativo e esporulação de fungos entomopatogênicos.** Colheita Prot. 14: p. 81-87, 1995.

REPUBLIC OF RWANDA. MINISTRY OF AGRICULTURE AND ANIMAL RESOURCES. **Strategies for sustainable crop intensification: Shifting focus from producing enough to producing surplus.** Kigali. 2011.

ROBBS, C.F.; BITTENCOURT, A. M. **Controle biológico de insetos.** Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento, v.6, p. 71, 1998.

ROJANARIDPICHED, C.; THONGNAK, N.; JEERAPONG, L.; WINOTAI, A. Rapid response to the accidental introduction of the mealybug, *Phenacoccus manihoti*, in Thailand. **Factsheet prepared for FAO**. 2012.

ROSSI-ZALAF, L. S.; ALVES, S. B.; LOPES, R. B.; SILVERIRA NETO, S.; TANZINI, M. R. Interação de microrganismos com outros agentes de controle de pragas e doenças, In: ALVES, S. B.; LOPES, R. B. (Ed.). **Controle microbiano de pragas na América Latina*:* avanços e desafios***.*** Piracicaba: FEALQ, p. 279-302, 2008.

ROVESTI, L.; HEINZPETER, E.W.; TAGLIENTE, F.; DESEO, K.V. Compatibility of pesticides with the Entomopathogenic Nematode *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar (Nematoda: Heterorhabditidae). **Nematologica**, 4: p.462-476, 1988.

RUIZ-VEGA, J.; AQUINO-BOLAÑOS, T. Recursos para el control integrado de gallina ciega *Phyllophaga spp*. en maiz de temporal. In: Baez Sañudo, R., Juvera-Bracamontes, J.J. (Eds.), Memorias del XXV Congresso Nacional de Control Biológico. **Sociedad mexicana de Control Biológico**, Texcoco, México, p. 211–213, 2002.

SANTOS, Á. B. da S., et al. Efeito fungitóxico do óleo de nim sobre *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* e *Metarhizium anisopliae* var. *anisopliae.***Caatinga** (Mossoró,Brasil*),* v.22, n.2, p.17-22, 2009.

SANTOS, A. L. L. **Influência de alguns fatores no crescimento, germinação e produção de conídios de *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sorokin**. 1978. 148 f. Dissertação de Mestrado em Microbiologia Agrícola Escola Superior de Agricultura Luis de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1978.

SANTOS, M.A. DOS. 2016. **Controle de Fitonematóides**. Universidade Federal de Uberlândia Instituto de Ciências Agrárias Laboratório de Nematologia. Disponível em: < http://www.amelia.prof.ufu.br/>. Acesso em: 05 abr. 2016.

SANTOS, V. M. R.; DONNICI, C. L.; COSTA, J. B. N.; CAIXEIRO, J. M. R. Compostos organofosforados pentavalentes: histórico, métodos sintéticos de preparação e aplicações como inseticidas e agentes antitumorais. **Química Nova**, São Paulo, v.30, n.1, p.159-170, 2007.

SEAB, 2016. **Secretaria da Agricultura e do Abastecimento do Paraná**. Disponível em: <http://celepar07web.pr.gov.br/>. Acesso em: 06 jun. 2016.

SHAH, P.A.; PELL, J.K. **Entomopathogenic fungi as biological control agents**. Applied Microbiology and Biotechnology 61, p. 413–423, 2003.

SHAPIRO-ILAN, D. I. et al. Application technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. **Biological control**, v. 38, p. 124- 133, 2006.

SILVA F. M. L. et al. Moléculas de herbicidas seletivos à cultura da mandioca. **Revista Trópica**, v. 3, n. 2, p. 61-72, 2009.

SILVA, A. A.; SILVA, J. F. (Eds.). **Tópicos em manejo de plantas daninhas**. Viçosa, MG: Universidade Federal de Viçosa, p. 17-62, 2007.

SILVA, F.A.S. **ASSISTAT: Versão 7.7 beta.** DEAG-CTRN-UFCG – Atualizado em 01 de abril de 2014. Disponível em <http://www.assistat.com/>. Acessado em: 20 de jan. 2016.

SILVA, M. **Manejo integrado de pragas**. Universidade Estadual do Piauí – UESPI. Uruçuí, 12 de março de 2015. Disponível em:< http://www.psvs.com.br/>. Acesso em: 04 abr. 2016.

SILVA, M.A.T. **Controle de *Quesada gigas* (Hemiptera: Cicadidae) pela aplicação de nematoides entomopatogênicos e compatibilidade com alguns produtos fitossanitários em cafeeiro.** 2011, 89 f. Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia área de concentração em Entomologia, para a obtenção do título de Doutor. Lavras, 2011.

SILVA, Z.R.; NEVES, J. O. M. P.; SANTORO, H. P.; Técnicas e parâmetros utilizados nos estudos de compatibilidade entre fungos entomopatogênicos e produtos fitossanitários. **Ciências Agrárias**, Londrina, v.26, n. 3, p.305-312, jul. /set. 2005.

SOARES, F. B.; MONTEIRO, A. C**. Compatibilidade de Metarhizium Anisopliae com Carrapaticidas Químicos.** Arq. Inst. Biol., São Paulo, v.78, n.3, p.385-391, jul. /set., 2011.

SOUZA, J. **Folha de mandioca: alternativa alimentar**. Disponível em:<http//www.seagri.ba.gov.br/noticias.asp?qact=view&exibir=clipping&notid=1523.htm> Acesso em: 10 out. 2016.

SBN. SOCIEDADE BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA. 2011. **Nematoides entomopatogênicos: aprenda sobre eles**. Disponível em: <http://nematologia.com.br/> Acesso em: 31 jul. 2016.

STEFANELLO, F. T.; BONETTI, L. P.; TRAGNAGO, J. L. Avaliação da introdução,adaptação e competitividade de cultivar de mandioca rica em betacaroteno naRegião do Alto Jacuí. In: SEMINÁRIO INSTITUCIONAL DE ENSINO, PESQUISA EEXTENSÃO, XVII. 2012. Cruz Alta. **Anais**... Cruz Alta: UNICRUZ, 2012. Disponívelem:<http://www.unicruz.edu.br/seminario/downloads/anais/ccaet/avaliacao%20da%20introducao,%20adaptacao%20e%20competitividade%20de%20cultivar%20.pdf>Acesso em: 22 set. 2016.

STÜRMER, A. T. Estabilidade de proteases produzidas pelo fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana*. **Cientifíca, Ciências Biológica**. **Saúde**, v. 5/6, p. 85 - 88, 2003.

SUNG, H.J.; HYWEL-JONES, N.L.; SUNG, J.M.; LUANGSA-ARD, J.J.; SHRESTHA, B.; SPATAFORA, J.W. Phylogenetic classification of *Cordyceps* and the *clavicipitaceous* fungi. **Studies in Mycology**, Baarn, v.57, n.1, p.5-59, may. 2007.

TAVARES, F. M. et al. Efeitos sinérgicos de combinações entre nematoides entomopatogênicos (Nemata: Rhabditida) e inseticidas químicos na mortalidade de *Sphenophorus levis* (Vaurie) (Coleoptera: Curculionidae). **BioAssay**, Piracicaba, v. 4, n. 7, p. 1-10, 2009.

TRAMA, M.; ALMEIDA, J. E. M.; BATISTA FILHO, A.; LAMAS, C. Compatibilidade dos inseticidas e fungicidas no controle de pragas do cofeeiro aos fungos ***Beauveria bassiana*****,** ***Metarhizium anisopliae*** **e** ***Verticillium lecanii***. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 68, Suppl. Resumo 36. 2001.

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO. Cassava/CEPEA: Revenue of cassava starch industry drops 20%. In: **Piracicaba, Brazil.** 2012.

VAINIO, A. **Guideline for laboratory testing of the side-effects of pesticides on entomophagous nematodes *Steinernema spp.*** IOBC / WPRS Bulletin, 15: 145-147, 1992.

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

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

VIEIRA, P.D.S.; SILVA, W.M.T.; PAIVA, L.M.; LUNA-ALVES LIMA, E.A.; CAVALCANTI, V.L.B. Estudo da caracterização morfológica, esporulação e germinação dos conídios de *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* em diferentes temperaturas. **Biológico**, São Paulo, v.69, n.1, p.17-21, jan. /jun. 2007.

VILACORTA, A. Efeito da temperatura e da nutrição sobre o desenvolvimento sobre o desenvolvimento de vários isolados de *Metarhizium anisopliae* Sorokin. In: Congresso Latinoamericano de Entomologia, 3; Congresso Brasileiro de Entomologia, 4, Bahia. **Resumos**. p.70, 1978.

VASCONCELOS, B. R.; VILPOUX, O. F.; PARANHOS FILHO, A. C.; Estimativa da área de mandioca industrial na região de Paranavaí, estado do Paraná, por meio do sensor landsat tm 5**. Boletim Goiano de Geografia**, v. 33, n. 2, p. 101-119, 2013.

WESSELS, J.G.H. Fungi in their own right. **Fungal Genet. Biol**. v. 27, p. 134-145, 1999.

ZIMMERMAN, R.J.; W.S. CRANSHAW.Compatibility of entomogenous nematodes (Rhabditida) in aqueous solutions of pesticides used in turfgrass maintenance. **Journal of Economic Entomology**, 83 (1): 97-100, 1990.