

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE MARINGÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

ISABELA HERNANDES

Controle biológico, resíduos orgânicos e bioestimulantes no controle de
Meloidogyne javanica em tomate e alface

Maringá
2018

ISABELA HERNANDES

Controle biológico, resíduos orgânicos e bioestimulantes no controle de
Meloidogyne javanica em tomate e alface

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia do Departamento de Agronomia, Centro de Ciências Agrárias da Universidade Estadual de Maringá, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia.

Área de concentração: Proteção de Plantas.

Orientador: Prof^ª. Dr^ª. Cláudia Regina Dias Arieira.

Maringá
2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
(Biblioteca Central - UEM, Maringá, PR, Brasil)

H557c Hernandez, Isabela
 Controle biológico, resíduos orgânicos e
 bioestimulantes no controle de *Meloidogyne javanica*
 em tomate e alface / Isabela Hernandez. -- Maringá,
 2018.
 85 f. : il., figs., tabs.

 Orientadora: Profa. Dra. Cláudia Regina Dias
 Arieira.
 Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual de
 Maringá, Centro de Ciências Agrárias, Departamento
 de Agronomia, Programa de Pós-Graduação em
 Agronomia, 2018.

 1. Nematóide de galha - *Meloidogyne javanica* -
 2. Tomate - Nematóide - Controle biológico. 3.
 Alface - Nematóide - Controle biológico. 4. Resíduos
 orgânicos. 5. Bioestimulantes. I. Arieira, Cláudia
 Regina, orient. II. Universidade Estadual de
 Maringá. Centro de Ciências Agrárias. Departamento
 de Agronomia. Programa de Pós-Graduação em
 Agronomia. III. Título.

CDD 23.ed. 635

Elaine Cristina Soares Lira - CRB 1202/9

ISABELA HERNANDES

**CONTROLE BIOLÓGICO, RESÍDUOS ORGÂNICOS E BIOESTIMULANTES NO
CONTROLE DE *Meloidogyne javanica* EM TOMATE E ALFACE**

Dissertação apresentada à
Universidade Estadual de
Maringá, como parte das
exigências do Programa de Pós-
Graduação em Agronomia, área
de concentração em Proteção de
Plantas, para obtenção do título de
Mestre.

Aprovada em 28 de fevereiro de 2018.

Prof^a. Dr^a, **Cláudia Regina Dias-Arieira**

Presidente

Prof^a. Dr^a. **Edilaine Maurícia Gelinski Grabicoski**

Membro

Prof. Dr. **Dhalton Shiguer Ito**

Membro

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho a Deus, por ser fortaleza em todos os momentos da minha vida.

Aos meus pais, Reynaldo Hernandez e Ester Rodrigues Hernandez, minhas irmãs Silvia Cristina Hernandez e Joseana Hernandez e aos meus sobrinhos Emanuel Hernandez Berbert e Angelo Hernandez Berbert, por todo o amor.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, pela minha vida e pela vida de todas as pessoas que estiveram comigo durante o período do Mestrado.

À minha família, por me dar todo o carinho, amor e apoio para que eu pudesse concluir esta etapa, especialmente aos meus pais Reynaldo Hernandes e Ester Rodrigues Hernandes, por serem tão maravilhosos e não medirem esforços para realizar meus sonhos; às minhas irmãs Silvia e Joseana, por todas as conversas, sempre me dando força; aos meus sobrinhos Emanuel e Angelo por serem minha alegria nos momentos difíceis. À minha família de forma geral, por nunca me deixarem esquecer que Deus é bom o tempo todo.

Ao meu namorado, Vinicius Fatobeni Salvaterra, pelo apoio e compreensão em todos os momentos, por todo carinho e incentivo.

À Prof^a Dr^a Cláudia Regina Dias Arieira, pelo incentivo à pesquisa, pelas orientações, paciência, dedicação e empenho.

À Olivia Diulen Costa Brito, por todas as risadas e choros juntas, pela ajuda e amizade durante o mestrado.

À Ana Paula Mendes Lopes e Naielen de Lara Lopes pela boa convivência, dividindo apartamento, risadas e tristezas.

A todos os colegas do laboratório que me auxiliaram para a realização deste trabalho, em especial à Ana Paula Mendes Lopes, Mayra Renata Cruz Soares e Alexandre Catto Calvi.

À Érika e ao Reinaldo, pela atenção e paciência em todos os momentos na secretaria.

A CAPES - Coordenadoria de Aperfeiçoamento Pessoal de Ensino Superior, pela concessão da bolsa.

À Universidade Estadual de Maringá pela oportunidade de iniciar o mestrado.

Controle biológico, resíduos orgânicos e bioestimulantes no controle de *Meloidogyne javanica* em tomate e alface

RESUMO

Problemas com nematoides em hortaliças são frequentes em diversas regiões do país, com danos expressivos e quedas na produtividade. Atualmente, busca-se medidas de controle efetivas e que não causem danos ao meio ambiente, produtor e consumidor. Desta forma, o objetivo do estudo foi avaliar medidas alternativas de controle de nematoides, por meio de controle biológico, associado ou não à aplicação de resíduos orgânicos na cultura do tomate e, aplicação de bioestimulantes na cultura da alface, ambos visando controle de *Meloidogyne javanica*. O estudo em tomateiro foi realizado em dois períodos e consistiu na aplicação dos produtos Nem-Out™ e CompostAid® isolados ou em associação a resíduos orgânicos (cama de frango, torta de filtro, casca de arroz e casca de café). Plântulas de tomateiro foram transplantadas em vasos contendo 1,6 L de solo e areia, 1:1, e, após três dias, foram inoculadas com 2000 nematoides. Após 40 dias, retirou-se a parte aérea e aplicou-se os resíduos orgânicos na dose de 2,8 g, equivalente a 14 kg ha⁻¹, depois de uma semana inseriu-se novas plantas de tomateiro e realizou-se a aplicação dos produtos biológicos na dose de 0,7 g diluídos em 5 mL de água. Os produtos biológicos foram reaplicados em solo aos 28 dias, na dose de 0,15 g diluídos em 5 mL de água. Os experimentos foram avaliados após 60 dias. Para alface, dois experimentos em épocas distintas foram conduzidos para avaliar os produtos Copper Crop® e Agro-Mos® no controle de *M. javanica*. Plântulas de tomateiro foram transplantadas para copos contendo 0,7 L de solo e areia e, após três dias, realizou-se a inoculação com 2000 nematoides. Após 40 dias, retirou-se a parte aérea e inseriu novas plântulas de alface cv. Vera, no mesmo dia aplicou-se os tratamentos com Copper Crop® na dose de 0,25 mL diluídos em 1 L de água e Agro-Mos® na dose de 1 mL diluídos em 1 L de água. O experimento permaneceu por 45 dias com aplicações semanais dos produtos. Outro experimento foi realizado para avaliar a atividade de fenilalanina-amoníaco-liase (FAL) e catalase em plantas tratadas com Agro-Mos®. Plântulas de alface foram transplantadas para copos de polietileno com 200 mL de solo e areia e inoculadas com 2000 nematoides. As plântulas foram tratadas com 1 mL de Agro-Mos® em 1 L de água e foram avaliadas ao 4º, 8º e 12º dia após inoculação. Por último, realizou-se teste *in vitro*, em duas épocas, para avaliar a eclosão de nematoides sob tratamento com Copper Crop® e Agro-Mos® nas doses já citadas. As avaliações ocorreram após 14 dias. Como resultados, os experimentos com produtos biológicos e resíduos orgânicos foram eficientes em controlar o nematoide, com maiores reduções com aplicação dos produtos associados à torta de filtro e

casca de café. A maioria dos tratamentos influenciou positivamente os parâmetros vegetativos. A redução do nematoide foi evidenciada pela aplicação de Agro-Mos[®] em pelo menos um experimento, diferente do Copper Crop[®] que aumentou o nematoide. A massa de raiz foi influenciada pelos tratamentos no segundo experimento, bem como a massa fresca de parte aérea. Os tratamentos não alteraram a massa seca de parte aérea. Foi observada atividade das enzimas nas raízes das plantas inoculadas e tratadas, quando comparadas às plantas não inoculadas e não tratadas a partir do 8º dia. Os produtos avaliados não apresentaram efeito na eclosão do nematoide no primeiro experimento, mas no segundo o Agro-Mos[®] não diferiu do produto abamectina, inibindo a eclosão. Portanto, conclui-se que a associação de produtos biológicos a resíduos orgânicos, bem como o bioestimulante Agro-Mos[®] foram eficientes em controlar *M. javanica* nas respectivas culturas avaliadas, podendo atribuir a ação do bioestimulante à indução de resistência e à ação nematicida.

Palavras-chave: Catalase. Controle alternativo. Fenilalanina-amoníaco-liase. Nematoide da galha. Produtos biológicos. Matéria orgânica.

Biological control, organic residues and biostimulants in the control of *Meloidogyne javanica* in tomato and lettuce

ABSTRACT

Problems with nematodes in vegetables are frequent in several regions of the country, with significant damage and declines in productivity. Currently, effective control measures are sought and do not cause damage to the environment, producer and consumer. In this way, the objective of the study for alternative measures of control of nematodes, by means of biological control, associated or not to the application of organic residues in the tomato crop, and application of biostimulants in lettuce, both aiming to control *Meloidogyne javanica*. The tomato study was carried out in two periods and consisted in the application of Nem-Out™ or CompostAid® products isolated or in association with organic residues (wood bed, filter cake, rice husk and coffee husk). Tomato seedlings were transplanted into pots containing 1.6 L of soil and sand, 1:1, and after three days were inoculated with 2000 nematodes. After 40 days, the aerial part was removed and the organic residues were applied at a dose of 2,8 g, equivalent to 14 kg ha⁻¹, after one week new tomato plants were introduced and an application of the products in the dose of 0,7 g of diluted in 5 ml of water. The biological products were reapplied in soil at 28 days, at a dose of 0,15 g of diluted in 5 ml of water. The experiments were sent after 60 days. For lettuce, two experiments at different times and managed to evaluate the Copper Crop® and Agro-Mos® products without control of *M. javanica*. Tomato seedlings were transplanted into beakers containing 0,7 L of soil and sand and, after three days, inoculation with 2000 nematodes was performed. After 40 days, remove an aerial part and insert new lettuce seedlings cv. Vera, the same day treatments were applied with 0,25 mL of Copper Crop® diluted in 1 L of water and Agro-Mos® in the dose of 1 mL diluted in 1 L of water. The experiment remained for 45 days with weekly applications of the products. Another experiment was carried out to evaluate a phenylalanine ammonia-lyase (PAL) and catalase activity in Agro-Mos® treated plants. Lettuce seedlings have been transplanted to polyethylene cups with 200 mL of soil and sand and inoculated with 2000 nematodes. As seedlings were treated with 1 mL of Agro-Mos® in 1 L of water and forces evaluated at the 4th, 8th and 12th day after inoculation. Finally, an in vitro test, in two seasons, was performed to evaluate nematode hatching under treatment with Copper Crop® and Agro-Mos® at the doses already mentioned. As a journal they took place after 14 days. As results, experiments with organic products and organic residues are efficient in nematode control, with greater reductions with the application of products associated with filter cake and coffee husks. Most of the treatments positively influenced the

declared plants. A reduction of the nematode was evidenced by the application of Agro-Mos[®] in at least one experiment, different from the Copper Crop[®] that increased the nematoid. The root mass was influenced by treatments in the second experiment, as well as a fresh mass of shoot. The treatments did not alter the aerial part dry mass. The activity of the enzymes in the roots of the inoculated and treated plants was observed when compared to the uninoculated and untreated plants from day 8. The products did not exhibit the nematode outbreak effect in the first experiment, but in the second Agro-Mos[®] did not differ from the abamectin product, inhibiting hatching. Please consider that an association of organic products to organic wastes, as well as the Agro-Mos[®] biostimulant, with effective control. *M. javanica* in the respective evaluated cultures, being able to attribute an action of the biostimulant to the induction of resistance and the nematicidal action.

Keywords: Catalase. Alternate control. Phenylalanine ammonia lyase. Gall nematode. Biological products. Organic matter.

LISTA DE TABELAS

TABELA 1. Análise química da cama de frango, casca de café, torta de filtro e casca de arroz	45
TABELA 2. Número de galhas, total de nematoides e nematoides por grama de raiz de <i>Meloidogyne javanica</i> em tomateiro tratado com Nem-Out™ e diferentes fontes de matéria orgânica	47
TABELA 3. Altura, massa fresca de raiz, massa fresca (MFPA) e massa seca (MSPA) da parte aérea de tomateiro tratado com Nem-Out™, associado ou não a resíduos orgânicos, e inoculado com <i>Meloidogyne javanica</i>	48
TABELA 4. Número de galhas, nematoide total e nematoides g ⁻¹ de raiz de <i>Meloidogyne javanica</i> em tomateiro tratado com Compost-Aid® e diferentes fontes de matéria orgânica...	49
TABELA 5. Altura, massa fresca de raiz, massa fresca (MFPA) e massa seca (MSPA) da parte aérea em plantas de tomateiro tratadas com Compost-Aid®, associado ou não a resíduos orgânicos, e inoculadas com <i>Meloidogyne javanica</i>	51
TABELA 6. Influência da aplicação de Copper Crop® e Agro-Mos® no número de galhas, total de nematoides e nematoide g ⁻¹ de raiz de <i>Meloidogyne javanica</i> em plantas de alface.....	70
TABELA 7. Influência da aplicação de Copper Crop® e Agro-Mos® na massa fresca e seca da parte aérea e massa de raiz após infecção de <i>Meloidogyne javanica</i> em plantas de alface.....	71
TABELA 8. Porcentagem de eclosão de juvenis de <i>Meloidogyne javanica</i> após quatorze dias de exposição a diferentes tratamentos	73

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
2.1 CULTURA DO TOMATE.....	3
2.2 CULTURA DA ALFACE.....	4
2.3 NEMATOIDES EM TOMATEIRO.....	5
2.4 NEMATOIDES EM ALFACE.....	6
2.5 <i>Meloidogyne</i> spp.....	6
2.6 CONTROLE DE NEMATOIDES	8
2.6.1 Controle Químico	8
2.6.2 Controle genético.....	8
2.6.3 Eliminação de Plantas Invasoras	10
2.6.4 Rotação de Culturas.....	10
2.6.5 Matéria orgânica	11
2.6.5.1 Torta de filtro.....	12
2.6.5.2 Casca de arroz.....	13
2.6.5.3 Cama de frango.....	13
2.6.5.4 Casca de café	14
2.6.6 Controle biológico	15
2.6.6.1 Controle biológico com fungos	15
2.6.6.2 Controle biológico com rizobactérias.....	17
2.7 INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS	19
3. REFERÊNCIAS	23
CAPÍTULO 1	40
RESUMO	41
1. INTRODUÇÃO	43
2. MATERIAL E MÉTODOS	45
3. RESULTADOS	48
4. DISCUSSÃO.....	54
5. CONCLUSÕES.....	58
6. REFERÊNCIAS	59
CAPÍTULO 2	65
RESUMO	66

1. INTRODUÇÃO	68
2. MATERIAL E MÉTODOS	70
2.1 Copper Crop® e Agro-Mos® no controle de <i>Meloidogyne javanica</i> em alface <i>in vivo</i>	70
2.2 Avaliação enzimática em plantas de alface tratadas com Agro-Mos®	71
2.3 Efeito de Copper Crop® e Agro-Mos® na eclosão de J2 de <i>Meloidogyne javanica</i>	72
2.4 Análise estatística dos dados	73
3. RESULTADOS	74
3.1 Copper Crop® e Agro-Mos® no controle de <i>Meloidogyne javanica</i> em alface <i>in vivo</i>	74
3.2 Avaliação enzimática de plantas de alface tratadas com Agro-Mos®	76
3.3 Efeito de Copper Crop® e Agro-Mos® na eclosão de J2 de <i>Meloidogyne javanica</i>	77
4. DISCUSSÃO	78
5. CONCLUSÕES	80
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	81
7. REFERÊNCIAS	82

1. INTRODUÇÃO GERAL

A olericultura é uma importante atividade no Brasil, responsável pela geração direta e indireta de empregos. Dados demonstram que, para cada hectare cultivado com hortaliças, são gerados até seis empregos diretos e o equivalente de empregos indiretos (HORTIBRASIL, 2013).

Além da importância no âmbito nacional, a olericultura tem importância considerável no estado do Paraná. De acordo com a Secretaria de Estado da Agricultura e do Abastecimento (SEAB, 2016), a produção de tomate e alface na safra 2015 foi de 276.213 e 128.291 toneladas, respectivamente. Esses dados levam o Paraná a contribuir com 7% da produção nacional de tomate, além de colocar o estado como importante fornecedor de alface.

Entretanto, os fitonematoides constituem fator limitante à produção de hortaliças, dos quais são relatadas perdas de 10 a 100% quando não são realizadas medidas adequadas de controle (CHARCHAR, 1999), sendo as espécies mais comuns *Meloidogyne* spp. Goeldi, *Pratylenchus* spp. Filipjev, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, *Ditylenchus dipsaci* (Kuhn) Filipjev e *Scutellonema bradys* (Steiner. Leheuw) Andrassy (PINHEIRO, 2017). Neste sentido, recomenda-se o controle integrado utilizando várias medidas, visto que práticas isoladas são menos eficientes na redução dos nematoides (DIAS-ARIEIRA, 2012).

As práticas de manejo devem visar à redução de custos e de perdas, bem como aumentos na produção e a conservação do ambiente (RITZINGER; FANCELLI, 2006). Uma das medidas mais eficientes de controle é a rotação de culturas, pois o cultivo de uma área com a mesma espécie vegetal por períodos prolongados pode acarretar no aumento de problemas fitossanitários (SILVA, 2015). Porém, em relação ao cultivo de hortaliças, a prática é dificultada pelo fato da necessidade de constante uso da área (WILCKEN et al., 2005).

Desta forma, a utilização de variedades resistentes é a medida mais recomendada por não apresentar custo elevado, eliminar gastos com produtos químicos que aumentam o custo da produção e oferecem riscos à saúde humana e animal, além de causarem poluição ao ambiente; entretanto, nem sempre são encontradas variedades resistentes com as características agrônomicas desejadas (PINHEIRO et al., 2013).

O controle biológico é uma medida eficiente e economicamente viável, cujo objetivo é reduzir populações de patógenos por meio de organismos vivos, que ocorrem na área ou são introduzidos com a finalidade de controlar determinado patógeno (VENZON et al., 2005). Dentre os organismos mais estudados, destacam-se fungos e bactérias, no qual podemos citar o

gênero de fungos *Trichoderma* (SINGH et al., 2017) e as bactérias do gênero *Bacillus* (EL-HADAD et al., 2011; VAZ et al., 2011).

A aplicação de matéria orgânica vem sendo cada vez mais estudada por apresentar resultados satisfatórios no controle de patógenos. Vários materiais orgânicos apresentam eficiência comprovada no controle de nematoides, reduzindo de forma significativa o uso de produtos químicos (RITZINGER; FANCELLI, 2006). O aproveitamento destes materiais em solos agrícolas é uma alternativa ao descarte inadequado de resíduos, que quando aplicados ao solo, geram inúmeros benefícios (PINHEIRO et al., 2010).

Como alternativa ao controle convencional de nematoides, a indução de resistência vem ganhando destaque nas pesquisas, devido aos resultados positivos obtidos por meio de diversos indutores, como o acibenzolar-S-metil (PUERARI et al., 2013; HERNANDES et al., 2017) e indutores bióticos, como bactérias (KHAN et al., 2007) e fungos (BORGES et al., 2013; ZHANG et al., 2015), entre outros elicitores. Além disso, a preocupação com o ambiente tem aumentado cada vez mais, se fazendo necessária a adoção de técnicas seguras, tanto ao solo e sua fauna, como à planta, ao aplicador do produto e ao consumidor final (LABANCA, 2002).

A indução de resistência é obtida por meio da ativação de mecanismos latentes presentes na planta, desencadeados por elicitores bióticos ou abióticos, denominados indutores de resistência (ZANARDO, 2009). Após a exposição a estes elicitores, a planta responde com a produção de compostos que formarão ou ativarão substâncias que atuarão de forma a dificultar ou impedir que o patógeno se estabeleça em seus tecidos (SILVA et al., 2015).

Considerando a hipótese de que matéria orgânica, controle biológico e indutores de resistência podem ser usados de forma conjunta para auxiliar no controle de nematoides em hortaliças, o presente trabalho teve como objetivo estudar formas alternativas de controle de *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood em tomateiro e alface por meio da associação ou não de alguns tratamentos, sendo matéria orgânica, produtos à base de microrganismo, compostos obtidos da parede celular de *Saccharomyces cerevisiae* e nutrientes.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 CULTURA DO TOMATE

Produzido em quase todo o mundo, o tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) é uma espécie cosmopolita, de grande importância no cenário nacional. O Brasil é o nono maior produtor, ficando atrás de países como a China, Estados Unidos e Índia. A produção nacional conta com 57 mil hectares cultivados com a hortaliça, nos quais são produzidos mais de 3,6 milhões de toneladas, sendo o estado de Goiás o maior produtor de tomate de mesa no país, seguido pelos estados de Minas Gerais, São Paulo, Bahia e Rio de Janeiro (RODRIGUES, 2012; IBGE, 2017).

Originário da região andina da América do Sul, o tomateiro teve sua domesticação no México e, mais tarde, foi introduzido na Europa e demais países da Ásia, África e Oriente Médio (NAIKA et al., 2006). O fruto é economicamente importante devido à versatilidade, podendo ser consumido *in natura* ou processado e comercializado em forma de inúmeros subprodutos (SANJINEZ-ARGANDOÑA et al., 2011).

O tomateiro é uma hortaliça economicamente importante no Brasil, visto que é consumido em todas as regiões do país e se trata de uma fonte de vitaminas A e C, além de licopeno e sais minerais (FILGUEIRA, 2008). No Brasil, o setor de produção e industrialização do tomate está relacionado à geração de empregos e renda, devido à elevada produção da hortaliça, sendo assim importante do ponto de vista social (SILVA; GIORDANO, 2000).

Trata-se de uma planta perene, com sistema radicular vigoroso, cujo desenvolvimento está relacionado à forma de propagação. Podem ser propagadas por sementeira direta, com maior desenvolvimento vertical (MATTEDI et al., 2007), ou por mudas transplantadas, com maior desenvolvimento lateral, formando raízes mais ramificadas (NAIKA et al., 2006). O caule é flexível e com pilosidade e pode ser classificado em ereto, semiereto ou rasteiro, característica que garante à planta suportar o peso dos frutos, embora não de forma ereta (FIORI, 2006). Nos caules, encontram-se folhas dispostas de forma helicoidal, com flores bissexuadas de coloração amarelada, agrupadas de seis a doze (NAIKA et al., 2006).

O fruto é classificado como baga, carnosa e succulenta, de formato variado, cujo peso pode atingir 500 g, sendo composto por casca, polpa, placenta e sementes. Geralmente, é colhido no início da maturação, quando a coloração começa a ser alterada do verde para o vermelho, no qual a maturação se completa no período pós-colheita, por ser o tomate um fruto climatérico (ALVARENGA et al., 2004; MATTEDI et al., 2007).

Em relação ao hábito de crescimento, o tomateiro se divide em determinado e indeterminado. O crescimento determinado caracteriza-se pelo cultivo a campo, em que não se retiram as brotações laterais da planta, e a cultura é anual. No indeterminado, faz-se o tutoramento das plantas, sendo conduzidas em hastes das quais são retiradas as brotações ao final da ramificação (SÁ, 2004).

O ciclo da cultura pode variar de quatro a sete meses, contando com o período de colheita que pode ser de um a três meses. Este período pode ser prolongado quando a planta é conduzida em casa de vegetação (FILGUEIRA, 2008).

2.2 CULTURA DA ALFACE

A alface (*Lactuca sativa* L.) está entre as hortaliças folhosas mais consumidas no Brasil e no mundo (SANTI et al., 2013; SEDIYAMA et al., 2016). É uma importante fonte de vitaminas A, B₁, B₂, C e sais minerais, além de apresentar ferro (Fe) e cálcio (Ca) e baixo teor calórico (LIMA et al., 2009; SEDIYAMA et al., 2016). A hortaliça apresenta importância social, devido ao cultivo realizado, principalmente, em pequenas áreas nas quais predominam a agricultura familiar (COSTA; SALA, 2005).

Estima-se que, no Brasil, a área plantada com alface seja de aproximadamente 35 mil hectares; a alface crespa representa mais de 50% deste montante (BLAT et al., 2011; GRUPO CULTIVAR, 2015). As diferenças entre as cultivares baseiam-se em características relacionadas à formação da cabeça, cor e qualidade das folhas e, de acordo com tais parâmetros, as cultivares são distribuídas em cinco grupos comerciais: Crespa, Americana, Lisa, Mimosa e Romana (TRANI et al., 2005; ZACHÉ, 2009).

O cultivo da hortaliça é limitado em algumas regiões, pois a planta é sensível a condições adversas de temperatura, umidade e pluviosidade (GOMES et al., 2005). Dessa forma, a produção da alface se concentra em regiões denominadas “cinturões verdes”, que são aquelas próximas aos grandes centros consumidores, facilitando a conservação e transporte e reduzindo perdas pós-colheita (SANTOS et al., 2001).

Em relação à estrutura da planta, a alface apresenta caule reduzido, no qual as folhas se ligam em forma de “roseta”. As folhas são amplas e delicadas, podendo apresentar coloração variando de verde ao roxo, de acordo com a variedade (FILGUEIRA, 2000). O sistema radicular é bastante ramificado e a raiz pivotante, podendo atingir profundidades de até 0,25 m quando transplantado e 0,60 m quando semeado (FILGUEIRA, 2003).

O clima é um fator limitante à produção da alface, visto que a planta tem origem em regiões de clima temperado. Assim, é preferível o cultivo em regiões de clima ameno, pois temperaturas elevadas, em torno de 22 °C, podem induzir o pendoamento, acelerando o ciclo e comprometendo o tamanho da cabeça e sabor das folhas (FIORINI et al., 2007; SALA et al., 2005). Além disso, nessas condições, alguns nutrientes têm absorção afetada, como o cálcio e, como resultado, as folhas ficam com as bordas necrosadas, caracterizando o “tip-burn” (BENINNI et al., 2003).

A utilização de casa de vegetação possibilita o cultivo da hortaliça durante o ano todo, pois permite a proteção contra chuvas no período da primavera e verão, promovendo a redução do ciclo da cultura e perdas por lixiviação de nutrientes, além de facilitar o controle de pragas e doenças (FILGUEIRA, 2000).

2.3 NEMATOIDES EM TOMATEIRO

A cultura do tomate é bastante exigente em tratos culturais, pois apresenta suscetibilidade a inúmeras doenças, dentre elas as nematoses. Estima-se que os fitonematoides sejam responsáveis por 12,3% das perdas em culturas olerícolas produzidas em países desenvolvidos e 14,6% nos países em desenvolvimento (ANWAR; MCKENRY, 2012).

Os sintomas causados por este patógeno, caracterizam-se por reboleiras com plantas de porte reduzido, amareladas e murchas (PINHEIRO et al., 2014b), além de apresentarem redução do desenvolvimento e deformações radiculares, elevado número de galhas e ausência de raízes finas, o que afeta a absorção de água e nutrientes (CARNEIRO et al., 2006). Quando a infecção pelo nematoide ocorre ainda na fase de plântula, pode ocasionar morte quando são levadas a campo e, as que sobreviverem, podem apresentar redução na quantidade e qualidade dos frutos formados, afetando a produtividade (VALE et al., 2013).

O gênero *Meloidogyne* Göeldi, comumente conhecido como nematoide das galhas, é o maior causador de prejuízos no tomateiro, sendo *M. incognita* (Kofoid e White) Chitwood e *M. javanica* (Treub) Chitwood os mais importantes nematoides da cultura (CHARCHAR; ARAGÃO, 2005). Ocorrem ainda danos, em menor escala, por outras espécies, como *M. enterolobii* Yang e Eisenback (sin: *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann) (CARNEIRO et al., 2006; BITENCOURT; SILVA, 2010), *M. hapla* Chitwood (GRIFFIN; WAITE, 1982; OLIVEIRA, 2007), *M. ethiopica* Whitehead (CARNEIRO et al., 2005), *M. morocciensis* Rammah & Hirschmanne, *M. arenaria* (Neal) Chitwood (PINHEIRO, 2017).

Embora menos frequente que *Meloidogyne* spp., o gênero *Pratylenchus* spp. é citado como parasita em tomateiro e outras hortaliças, e os danos se assemelham aos causados por outros patógenos de sistema radicular ou provenientes de deficiência de nutrientes (PINHEIRO, 2017). O nematoide reniforme (*Rotylenchulus reniformis*) também pode ser encontrado parasitando tomateiro, além de outras hortaliças (PINHEIRO, 2017).

2.4 NEMATOIDES EM ALFACE

Semelhante ao que foi apresentado para tomateiro, a cultura da alface tem como fator limitante à produção, os nematoides parasitas de plantas. A presença do patógeno é mais preocupante em áreas nas quais é realizado o cultivo de verão ou sob proteção de plástico, devido às altas temperaturas atingidas e à ausência de rotação de culturas (LOPES; QUEZADO-DUVAL, 1998).

No Brasil, o gênero *Meloidogyne* é o principal responsável por danos expressivos na cultura, devido aos sintomas diretos, como o engrossamento das raízes e formação de galhas, comprometendo assim a absorção de água e nutrientes (CHARCHAR; MOITA, 1996; PINHEIRO et al., 2013). Sintomas reflexos são observados na parte aérea da planta, na qual ocorre amarelecimento, redução do tamanho e peso da cabeça e formação de cabeças não compactadas e murchas (PINHEIRO et al., 2013).

A espécie *R. reniformis* também é relatada como causadora de danos em alface, visto que algumas cultivares apresentam boa hospedabilidade ao nematoide, registrando fator de reprodução (FR) superior a um (MACHADO JR. et al., 2002; PINHEIRO, 2017).

Dentre os nematoides das lesões radiculares, a espécie *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Stekhoven foi relatada parasitando alface, entretanto não foram constatados danos significativos decorrentes da presença do nematoide (PINHEIRO et al., 2010).

2.5 *Meloidogyne* spp.

Os nematoides do gênero *Meloidogyne* caracterizam-se como endoparasitas de hábito sedentário, que invadem as raízes e completam seu ciclo de vida alimentando-se a partir das células do hospedeiro (WILLIAMSON; GLEASON, 2003). A adaptabilidade a ambientes diversos faz com que sua ocorrência seja comum em várias regiões com diferentes características climáticas e, soma-se a esta característica, a ampla gama de plantas cultivadas que são hospedeiras favoráveis do nematoide. Danos causados por *Meloidogyne* spp. estão

relacionados a redução da qualidade, altos custos de produção e perda de renda (JORGE-JUNIOR, 2016).

O ciclo de vida do nematoide é de aproximadamente quatro semanas, variando de acordo com a temperatura ótima para desenvolvimento de cada espécie. Por exemplo, *M. hapla* é mais adaptado a condições de clima ameno, com temperaturas entre 15 e 25 °C, no entanto, *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria* se desenvolvem melhor em temperaturas entre 25 e 30 °C, e, para estas espécies, temperaturas acima de 40 °C e abaixo de 5 °C podem levar a morte (BRASS et al., 2008).

Basicamente, os ovos depositados no solo passam por um processo de desenvolvimento embrionário, dando origem a uma forma vermiforme, denominada juvenil de primeiro estágio (J1). Este terá a primeira ecdise no interior do ovo, formando os juvenis de segundo estágio (J2) (PINHEIRO et al., 2013b). O J2 eclode e migra em direção ao hospedeiro, penetrando as raízes, principalmente nos pêlos radiculares e na região de alongamento celular. O J2 é responsável por desencadear a formação do sítio de alimentação e, posteriormente, passa por mais três ecdises até chegar à fase adulta (GUIMARÃES, 2012).

Após a penetração, o nematoide estabelece seu sítio de alimentação, o qual caracteriza-se por um conjunto de cinco a sete células gigantes formadas pelo processo de rediferenciação de células do parênquima do cilindro vascular (WILLIAMSON; HUSSEY, 1996). O nematoide utiliza o estilete para perfurar a parede celular das células do hospedeiro, nas quais serão injetadas secreções provenientes das glândulas esofágicas, induzindo inúmeras divisões celulares e aumentando o tamanho das células. As células se transformarão em células nutridoras do nematoide e o sítio de alimentação permanece viável enquanto o nematoide se alimentar nele (OLIVEIRA, 2006).

Os sintomas causados pelo patógeno podem ser observados nas raízes, na qual ocorre a formação de galhas ou engrossamentos, decorrentes dos processos de hipertrofia e hiperplasia das células. Com a modificação, as células passam a atuar como dreno de nutrientes da planta, além da ocorrência de raízes mais curtas e sem emissão de raízes laterais, o que dificulta a absorção de água e nutrientes, refletindo em sintomas na parte aérea, incluindo porte reduzido de plantas, amarelecimento e murcha em horários mais quentes do dia. Tais sintomas acarretam em redução do valor comercial em órgãos subterrâneos comestíveis e, dependendo da densidade populacional, pode ocasionar a morte de plantas (TIHOHOD, 1993; PINHEIRO et al., 2010; FERREIRA et al., 2012; FREITAS et al., 2012).

No Brasil, o gênero de nematoides causadores de galhas já foi relatado parasitando a cultura do tomateiro em diversas regiões, como em São Paulo (CARNEIRO et al., 2006), Goiás (PINHEIRO et al., 2014a; SILVA, 2015), Minas Gerais, Distrito Federal, Pernambuco, Paraíba e Santa Catarina (PINHEIRO et al., 2014a). Em relação à alface, o nematoide foi relatado em São Paulo (CASTOLDI et al., 2010), Ceará (SILVA et al., 2016), Distrito Federal (CARNEIRO et al., 2008), entre outros estados.

2.6 CONTROLE DE NEMATOIDES

Várias são as práticas adotadas para controle de nematoides, visto que para alcançar resultados satisfatórios é preciso trabalhar tais medidas de forma associada, para que a população do patógeno atinja níveis que não mais causem prejuízos, tornando o manejo econômico e eficiente. Dentre as formas de controle, as mais utilizadas são o uso de cultivares resistentes, rotação de culturas, aplicação de matéria orgânica, controle biológico, controle químico com produtos nematicidas e cultivo de plantas antagonicas.

2.6.1 Controle Químico

Em relação ao controle de nematoides no Brasil, não há registros de produtos para a cultura da alface (SEAB, 2017; AGROFIT, 2017). Dessa forma, o uso de nematicidas químicos não é considerado uma medida adequada devida à escassez de produtos, bem como ao risco de contaminação do solo e ao comprometimento da segurança alimentar da hortaliça fornecida ao consumidor, visto que estas plantas apresentam ciclos curtos e, muitas vezes, são consumidas *in natura*, o que potencializa o risco de apresentarem resíduos e causarem contaminação (PINHEIRO, 2017).

Entretanto, o uso de produtos a base de metilcarbamato de benzofuranila, como carbofurano e carbosulfano, bem como o metam-sódico, à base de isotiocianato de metila, são registrados e podem ser aplicados à cultura do tomateiro (AGROFIT, 2017).

2.6.2 Controle genético

A utilização de cultivares resistentes e que atendam as características agronômicas da cultura é a medida mais desejável dentre os métodos de controle, pois assim é possível excluir o uso de produtos químicos, de forma a reduzir custos, poluição ambiental e os riscos à saúde (PINHEIRO, 2017).

Em tomateiro, a resistência contra nematoides é obtida pelo gene *Mi*, originário do tomateiro selvagem *Lycopersicon peruvianum* (L.) Mill e introduzido em *L. esculentum* Mill. por Smith (1944). O gene está localizado no cromossomo 6 do tomateiro selvagem e é uma importante ferramenta no controle de *Meloidogyne* spp., conferindo resistência a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, entretanto, outras espécies e raças são capazes de superar a resistência e se reproduzir nestas plantas (ORNAT et al., 2001; KIEWNICK et al., 2009).

Em plantas resistentes a penetração ocorre semelhante às plantas suscetíveis, entretanto, após a chegada do patógeno no cilindro vascular e tentativa de indução do sítio de alimentação, as plantas respondem com a Reação de Hipersensibilidade (RH), que ocasiona a morte das células ao redor do local de infecção, não permitindo que o nematoide estabeleça o sítio de alimentação (DROPKIN, 1969). Esta reação leva aproximadamente 12 horas para ocorrer, contando a partir do momento do contato do patógeno com o hospedeiro (DROPKIN, 1969; PINHEIRO, 2017).

Em pesquisa envolvendo tomateiros portadores do gene *Mi* e sua resistência a *M. javanica*, constatou-se que, após a inoculação, plantas resistentes produziram o equivalente a dez vezes mais frutos e cerca de quarenta vezes mais sementes quando comparadas às plantas suscetíveis (CORBETT et al., 2011). Entretanto, o gene tem eficiência limitada a algumas espécies de nematoide, característica que, em campo, pode ocasionar problemas com outros nematoides. Além disso, o gene é termo sensível e ocorrendo sua inativação em temperaturas acima de 28 °C, o que limita seu uso em países de clima tropical, como observada para as condições de solos brasileiros (ROBERTS et al., 1990; WILLIAMSON, 1998).

A utilização de porta-enxertos é recomendada no controle de nematoides e outros patógenos de solo, visto que não exige mudança significativa no manejo da cultura. Entretanto, a técnica é inviabilizada pelo surgimento de problemas decorrentes de diferentes espécies ou raças do patógeno (GOTO et al., 2003; CANTU et al., 2009).

Em relação à resistência em alface, são escassas as informações a cerca de cultivares resistentes, entretanto sabe-se que de modo geral, cultivares de alface lisa apresentam maior suscetibilidade a *M. incognita* e *M. javanica* do que as do tipo crespa, que são mais tolerantes (CHARCHAR; MOITA, 1996; PINHEIRO, 2017). As cultivares Salad Bowl (tipo Mimososa), Elizabeth e Elisa (Lisa) e Vera (Crespa), ao serem avaliadas quanto à suscetibilidade à *M. incognita* apresentaram maior FR (fator de reprodução) e número de galhas quando comparadas à testemunha (DIAS-ARIEIRA et al., 2012), entretanto, em estudos avaliando diferentes tipos de alface, constatou-se que as de folhas crespas apresentaram maior resistência à *M. incognita*

e *M. javanica*, com destaque para a cultivar Grand Rapids (CHARCHAR; MOITA, 1996; FIORINI et al., 2007). A cultivar Salinas 88 também foi verificada como resistente em trabalho envolvendo *M. incognita* e *M. javanica* (MALUF et al., 2003). A resistência destas cultivares é mediada pelos genes *Me* e *Me2* de Grand Rapids e Salinas 88, respectivamente (GOMES et al., 2001).

2.6.3 Eliminação de Plantas Invasoras

Devido à ampla gama de plantas hospedeiras que as espécies de nematoides apresentam, uma importante medida de controle é a retirada de plantas invasoras. Na ausência da cultura, estas plantas tornam-se importante fonte de inóculo para o próximo cultivo, visto que permitem a permanência do patógeno e o aumento da população na área (ROESE; OLIVEIRA, 2004).

Várias são as plantas daninhas hospedeiras de nematoides das galhas, dentre elas a trapoeraba (*Commelina benghalensis* L.), ançarina-branca (*Chenopodium álbum* L.), anserina-rendada (*Chenopodium carinatum* R. Br.), apaga-fogo (*Althernatera tenella* Colla), capim-arroz (*Echinochloa colonum* (L.) Link), capim-favorito (*Rhynchelytrum repens* (Willd.) C.E. Hubb.), capim pé-de-galinha (*Eleusine indica* (L.) Gaerth.), caruru-roxo (*Amaranthus hybridus* L.), castanheiro-do-brejo (*Caperonia palustres* (L.) A.St.-Hil), corda-de-viola (*Ipomoea purpurea* L. e *I. aristolochiaefolia* (H.B.K.) Dom.), falsa-serralha (*Emilia fosbergii* Nicolson e *Emilia sochifolia* D.C.), guanxuma (*Sida* spp.), juá-bravo (*Solanum sisymbriifolium* Lam.), maria-pretinha (*Solanum americanum* Mill.), melão-de-são-caetano (*Momordica charantia* L.) e mentrasto (*Ageratum conyzoides* L.) (ANTONIO; LEHMAN, 1978; MÔNACO et al., 2009; BRIGHENTI; OLIVEIRA, 2011; PINHEIRO, 2017).

Desta forma, a eliminação de tais espécies é uma atividade importante para o manejo integrado de nematoides.

2.6.4 Rotação de Culturas

A rotação de culturas está entre as mais importantes práticas no manejo de nematoides, e é recomendada principalmente quando a utilização de cultivares resistentes não pode ser realizada ou quando os níveis populacionais do nematoide se encontram muito elevados. Para escolher de forma correta a rotação, deve ser considerada a compatibilidade da região e a cultura a ser implantada, buscando viabilidade técnica e econômica (DIAS et al., 2010).

Com objetivo de suprimir pragas e patógenos por meio da interrupção do ciclo de vida, para que esta prática seja eficiente, é necessário ter conhecimento a respeito da capacidade da planta que será utilizada na rotação em hospedar tais organismos, bem como o ciclo de vida do organismo causador de danos (SILVA, 2015).

Visto que espécies de *Meloidogyne* são as principais causadoras de danos em hortaliças, o cuidado ao escolher a cultura para a rotação é de suma importância, pois o nematoide é capaz de parasitar mais de 1000 espécies de plantas (PINHEIRO, 2017). Por isso, deve haver cuidado e pesquisa no momento de escolher a cultura e, uma vez adequada à área, além de promover a redução do patógeno, a cultura da rotação pode ser usada como adubo verde (SANTANA et al., 2012a).

Para o controle dos nematoides das galhas, recomenda-se o uso de gramíneas forrageiras, como braquiárias (DIAS-ARIEIRA et al., 2003), espécies de crotalária (*Crotalaria striata* D. C., *C. paulina* Scharank e *C. spectabilis* Roth, (VALLE et al., 1996; WANG et al., 2002; SANTANA et al., 2012a; MIAMOTO et al., 2017), mucuna anã (*Mucuna deeringiana* Bort), mucuna preta (*Mucuna aterrima* (Piper et Trary) Merr.) e guandu (VALLE et al., 1996; SANTANA et al., 2012a).

2.6.5 Matéria orgânica

A incorporação de resíduos orgânicos aos solos agrícolas é uma medida capaz de reduzir o descarte inadequado de materiais oriundos de processos industriais, além de gerar benefícios ao solo e às plantas cultivadas, podendo apresentar incremento na produtividade por meio da elevação do teor de carbono e nutrientes presentes nos compostos orgânicos (ABREU JÚNIOR et al., 2005). Além disso, reduz a poluição ambiental e apresenta efeito supressor de nematoides fitoparasitas, beneficiando populações de microrganismos antagonistas (ASMUS et al., 2002). A utilização de resíduos orgânicos gera benefícios às propriedades físicas do solo, atuando como condicionador, e seu papel como fonte de nutrientes contribui para o aumento do vigor das plantas, tornando-as mais tolerantes ao ataque do nematoide (PINHEIRO, 2017).

São inúmeras as possibilidades de materiais orgânicos com eficiência no controle de nematoides, sendo estes de origem animal ou vegetal, incluindo casca de arroz queimada (AIRES, 2014), cama de frango (DIAS et al., 2000; VALE et al., 2015), casca de café (BERNARDO et al., 2011; HASSAN et al., 2010), resíduos de brássicas (NEVES et al., 2007), torta de crambe (DIAS-ARIEIRA et al., 2015), bokashi (ROLDI et al., 2013a; DIAS-ARIEIRA

et al., 2015), torta de filtro (OLIVEIRA et al., 2005), torta de mamona (ROLDI et al., 2013a) extrato de folhas de juá (CONCEIÇÃO, 2017), entre outras.

2.6.5.1 Torta de filtro

Gerada pela indústria canavieira, a torta de filtro é um resíduo do processo de purificação do caldo sufitado (SANTI et al., 2013). O subproduto pode ser utilizado na adubação do solo, gerando diversos benefícios, dentre os quais se podem citar a melhoria nas propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, bem como a disponibilidade de nutrientes para as plantas (BARROS et al., 2014). A torta de filtro promove maior aeração do solo, influenciando na infiltração e armazenamento de água, o que resulta em neutralização do impacto da chuva (SANTANA et al., 2012b). Ainda segundo Santana et al. (2012b), o resíduo apresenta altas concentrações de fósforo (P) na forma de P_2O_5 e óxido de cálcio (CaO), o que promove o acúmulo de fósforo, potássio (K) e cobre (Cu) pelas plantas, contribuindo para a solubilidade de fosfatos naturais, podendo gerar incremento na produção, devido à liberação de nutrientes por meio do resíduo (SANTI et al., 2013).

Acredita-se que a influência da torta de filtro no controle de nematoides está relacionada ao efeito antagonista exercido sobre estes parasitas, por meio da liberação de diferentes formas de nitrogênio (N) no solo, além de estimular o desenvolvimento de populações microbianas antagonistas ao patógeno, uma vez que o resíduo serve de substrato para o desenvolvimento de microrganismos, aumentando a atividade biológica no solo (SANTANA et al., 2012b).

A torta de filtro promoveu controle de *P. brachyurus* em cana-de-açúcar quando avaliada seis meses após o plantio (OLIVEIRA et al., 2005). Os autores verificaram aumento de produtividade em até 10 t ha^{-1} , decorrente da aplicação do resíduo. A eficiência da torta de filtro pôde ser constatada, ainda, em plantas de milho infestadas com *P. brachyurus*, no qual o tratamento afetou positivamente os parâmetros vegetativos e promoveu redução do nematoide em relação à testemunha (ROLDI et al., 2013b). A aplicação do resíduo gerou redução do número de galhas de *M. incognita* em até 79,6% na cultura da bananeira (YOUSSEF; EL-NAGDI, 2010). Soma-se a isto, o efeito indireto, ou seja, a nutrição das plantas cultivadas em áreas com nematoides e tratadas com este resíduo (DINARDO-MIRANDA et al., 2003; CHAVES et al., 2009).

2.6.5.2 Casca de arroz

A alta produção de arroz em algumas regiões leva a grande disponibilidade do resíduo, visto que por ano são produzidos cerca de 2,5 milhões de toneladas do resíduo no Brasil e mais de 113 milhões de toneladas no mundo (YU et al., 2009; CANAL RURAL, 2012). A versatilidade do resíduo permite a utilização do mesmo em diversos setores da indústria, como na geração de energia, fabricação de produtos eletrônicos, construção civil, produção de cerâmica, entre outros (MAYER et al., 2006; CANAL RURAL, 2012).

Na agricultura, a casca de arroz pode ser aproveitada de diversas formas, seja como corretivo da acidez, condicionador de solo ou como fonte de nutrientes, sendo uma importante fonte de silício (Si) (NOLLA et al., 2010; AIRES, 2014). Estudos apontam que o Si fornecido pelo resíduo é o responsável pela eficiência no controle de nematoides, visto que o nutriente é capaz de amenizar os sintomas causados por fatores bióticos e abióticos, auxiliando na formação de barreiras mecânicas na planta (EPSTEIN; BLOOM, 2004). O silício se acumula no tecido do hospedeiro, formando uma barreira física por meio do espessamento da parede celular, retardando a ação do patógeno nos tecidos e aumentando a resistência da planta às doenças (BARROS et al., 2010).

São escassos os trabalhos que comprovem a eficiência da casca de arroz no controle de nematoides, entretanto, em experimento utilizando casca de arroz queimada, Aires (2014) verificou que o resíduo manteve a produtividade em cenoura, além de gerar incremento da massa de raiz em área infestada com *M. javanica*.

2.6.5.3 Cama de frango

A cama de frango é um importante adubo orgânico, por ser fonte de N, P, K, Ca, Mg (magnésio) e micronutrientes, além de elevar a quantidade de matéria orgânica no solo (MELLO; VITTI, 2002; LIMA et al., 2011).

Em relação ao controle de nematoides, o efeito da cama de frango se deve ao estímulo do desenvolvimento de populações microbianas presentes no solo, capazes de infectar e controlar os fitopatógenos (RIEGEL; NOE, 2000; KOENNING et al., 2003). Na matéria orgânica podem estar presentes fungos produtores de metabólitos nocivos aos nematoides (LOVETT, 1972). Além disso, a decomposição do resíduo libera substâncias químicas que podem atuar diretamente sobre o nematoide, como demonstrado em estudo avaliando o efeito de ácido húmicos e fúlvicos na mortalidade e eclosão de *Heterodera glycines* Ichinohe (DIAS; FERRAZ, 2001).

Várias pesquisas têm apontado o potencial deste resíduo no manejo de nematoides em diferentes culturas. Em soja, a aplicação da cama de frango resultou em diminuição no número de *P. brachyurus*, gerando incremento de massa seca da raiz, massa seca da parte aérea e altura do estande de plantas à medida que se aumentava a dose do resíduo (VALE et al., 2015). A eficiência do resíduo foi comprovada para o manejo de nematoides das galhas, como *M. incognita* em tomateiro, reduzindo o número de galhas e ovos (DIAS et al., 2000). A população de *M. arenaria* foi reduzida já nos primeiros dez dias após a aplicação da cama de aviário, na cultura do tomateiro, sendo que à medida que se aumentava a dose do resíduo, menor era a incidência do nematoide. O número de ovos do nematoide, em avaliação aos 46 dias, também apresentou redução proporcional ao aumento nas doses aplicadas (KAPLAN; NOE, 1993).

A eficiência da aplicação do resíduo no controle de *Heterodera glycines* foi comprovada por meio da redução de fêmeas por sistema radicular, total de nematoides e ovos por cisto, com incremento nos valores de massa de 500 grãos após as plantas serem submetidas aos tratamentos com 4 e 8 t ha⁻¹ do resíduo (LIMA et al., 2011).

Entretanto, apesar de diversos trabalhos apresentarem resultados positivos acerca da aplicação deste resíduo, o uso desta fonte de matéria orgânica nem sempre é efetivo no controle de nematoides, como relatado em pesquisa envolvendo *Meloidogyne* spp. em tomateiro (BAPTISTA et al., 2006) e no patossistema *Meloidogyne* spp.- alface, no qual foi relatado aumento no número de galhas após tratamento com o resíduo (NAZARENO et al., 2010). O resíduo também não foi eficiente em controlar *H. glycines* em áreas de cultivo de soja, entretanto houve aumento na produção de grãos (DONALD et al., 2013).

2.6.5.4 Casca de café

Obtida por meio do processo de limpeza do café em coco, a casca de café é um resíduo com potencial para o controle de nematoides, devido à liberação de íons NH₄⁺, que mais tarde, por meio de decomposição, darão origem a uma substância com ação nematicida, chamada furfural (MALAVOLTA, 1993; PEREIRA et al., 1996; ANDRADE, 2009; BERNARDO et al., 2011). Segundo Malavolta (1993), a casca de café apresenta em sua composição elevada quantidade de K, possibilitando o uso do resíduo como fertilizante.

Trabalhos usando a casca de café no controle do nematoide do cisto da soja apresentaram resultado positivo, visto que o resíduo reduziu significativamente o número de fêmeas presentes nas raízes (TEIXEIRA et al., 1997). Na cultura da soja, o resíduo apresentou resultados positivos, reduzindo de 61 a 80% populações de *Meloidogyne* spp. (HASSAN et al.,

2010). Em trabalho realizado com adubos orgânicos, constatou-se maior redução do número de galhas e ovos por grama de raiz quando aplicada casca de café em tomateiro (BERNARDO et al., 2011). Resultados positivos foram obtidos com a aplicação do resíduo na cultura do tomateiro visando reduzir população de *M. javanica* (ZAMBOLIM et al., 1996).

Na cultura do cafeeiro, a adição de palha de café ao solo promoveu o controle de *M. exigua* Goeldi quando a proporção da mistura de palha de café:solo foi de 75% e 100%, reduzindo o número de galhas e de ovos. Ainda foi possível observar que a palha de café influenciou positivamente a massa fresca da parte aérea, sendo superior em todos os tratamentos com o resíduo quando comparados com a ausência do mesmo (TRONCONI et al., 1986).

2.6.6 Controle biológico

O controle biológico permite a manipulação do ambiente de modo a promover o equilíbrio do solo resultando no efeito supressor do patógeno. Os nematoides passam a maior parte do seu ciclo de vida no solo, onde estão expostos a organismos como fungos, bactérias, insetos, protozoários, ácaros e nematoides predadores (VAZ et al., 2011). Tais organismos são responsáveis por equilibrar as populações de nematoides presentes no solo, atuando por meio de parasitismo, competição e produção de compostos tóxicos (LOPES et al., 2007).

O controle biológico de fitonematoides pode ser obtido por vários organismos, podendo ocorrer de forma natural ou introduzido em determinada área em que se deseja o controle (VENZON et al., 2005) e, devido às inúmeras vantagens que esta prática apresenta, anualmente aumentam os estudos para o uso em larga escala.

Este método apresenta diversas vantagens em relação ao controle químico, como a redução do impacto causado ao meio ambiente, visto que não oferece risco de contaminação, seja das águas ou do solo, não causa danos à biota do solo ou qualquer desequilíbrio que possa agravar o problema, não apresenta riscos à saúde humana e não favorece o aparecimento de espécies resistentes do nematoide (CAPRONI et al., 2012; SILVA, 2015).

2.6.6.1 Controle biológico com fungos

Fungos são organismos amplamente pesquisados para o controle biológico, havendo mais de 140 espécies com potencial para infectar e parasitar nematoides (MARINO; SILVA, 2013). Os fungos podem ser divididos em parasitas de ovos, endoparasitas, predadores e produtores de metabólitos tóxicos (FERRAZ et al., 2010).

Dentre os gêneros de fungos mais pesquisados no controle de fitopatógenos, destacam-se *Trichoderma* spp., *Pochonia* sp. e *Purpureocillium*. O gênero *Trichoderma* tem ação no controle de fitopatógenos e na promoção de crescimento vegetal e, por serem organismos versáteis, podem atuar de diversas formas no controle de nematoides, como pela produção de toxinas, modificações dos exsudatos radiculares, ou pela colonização do fungo em locais característicos de penetração do nematoide (MACHADO et al., 2012a; ZHANG et al., 2015; KATH et al., 2017). A espécie *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare e Gams, por sua vez, atua no controle de ovos do patógeno por meio da penetração da hifa do fungo promovendo a dissolução enzimática das camadas de quitina e lipídeos, efeito este que favorece a permeabilidade da casca do ovo do nematoide, auxiliando a passagem de toxinas para o ambiente, visto que o fungo não permite a eclosão do J2 (MORGAN-JONES et al., 1983). A eficiência de *P. chlamydosporia* foi demonstrada em trabalho envolvendo o nematoide *M. incognita* infectando plantas de tomateiro, no qual foi possível constatar que o solo tratado com o fungo ocasionou em plantas com menor reprodução do nematoide em relação aos outros tratamentos (SILVA et al., 2017). A redução da população de *M. javanica* foi relatada após a aplicação do fungo em cultivo sucessivo de tomate e alface, ocasionando em menor quantidade de J2 no solo e raiz e massa de ovos por sistema radicular (VAN DAMME et al., 2005).

Quanto à espécie *Purpureocillium lilacinum* (Thom.) Luangsa-ard, Hywel-Jones, Houbraeken e Samson (Luangsa et al., 2011), apresenta alta eficácia no parasitismo de nematoides, seja na fase de ovo, destruindo o embrião, ou reduzindo a capacidade reprodutiva das fêmeas por meio da colonização, seguida de morte (TRANIER et al., 2014).

Os fungos do gênero *Trichoderma* apresentam eficiência no controle de nematoides, podendo atuar por meio de diversos mecanismos, como parasitismo (SZABÓ et al., 2012), indução de resistência (KATH, 2017) e promoção de crescimento de plantas (AL-HAZMI; TARIQJAVEED, 2016).

A utilização de *Trichoderma* spp. como agente de controle de fitopatógenos tem cada vez mais sido estudada, pois além de apresentarem eficiente controle, os fungos ocorrem em todo o mundo, podendo ser facilmente encontrados e isolados, além de não causarem risco à saúde humana e ao meio ambiente, e serem facilmente propagados devido à rápida taxa de crescimento e produção de conídios (HOWELL, 2003). Estes fungos produzem diversas enzimas extracelulares, como as lipases, capazes de degradar reservas energéticas e atuar nos lipídeos das membranas dos nematoides (ROCHA, 2007). As proteases e quitinases são

substâncias tóxicas aos nematoides produzidas pelo fungo, capazes de destruí-los, seja no estágio de ovo, juvenil ou adulto (SHARON et al. 2001; SUÁREZ et al., 2004).

A espécie *T. longibrachiatum* Rifai, durante seu crescimento, produz ácido acético, metabólico responsável por inibir a movimentação de juvenis de *Heterodera* spp. e *Meloidogyne* spp. e juvenis e adultos de *Xiphinema* spp. e *Pratylenchus* spp. (DJIAN et al., 1991). Pesquisas demonstraram que o fungo foi capaz de controlar população de *Heterodera* spp. na cultura do trigo, apresentando efeito inibitório e parasitário, e causando fraqueza e mortalidade em cistos (ZHANG et al., 2014). Os autores atribuíram o controle à atividade quitinolítica, capaz de degradar cistos do nematoide, por meio da degradação da quitina presente em sua estrutura. A atividade quitinolítica apresenta efeito ainda na degradação da parede de ovos, por meio da clivagem de ligações glicosídicas (SZABÓ et al., 2012). O mesmo fungo foi eficiente em controlar *M. incognita* em pepino, reduzindo o número de fêmeas nas raízes, massa de ovos, número de juvenis nas raízes, no solo e índice de galhas (ZHANG et al., 2015). Os autores atribuíram a eficiência do controle à produção da enzima protease e ao parasitismo do fungo em juvenis de segundo estágio do nematoide.

Na cultura do tomateiro, a aplicação de *T. longibrachiatum* reduziu significativamente a população de *M. javanica*, causando a morte de J2, reduzindo o número de galhas, massa de ovos e ovos por planta, além de anular as reduções dos parâmetros vegetativos ocasionadas pelo nematoide, observadas nas plantas não tratadas (AL-SHAMMARI et al., 2013). Da mesma forma, foi eficiente quando aplicado em formulação contendo *T. longibrachiatum*, *Bacillus subtilis* e *B. licheniformis*, reduzindo o fator de reprodução (FR) e a densidade populacional de *M. incognita* em tomateiro, aos 45 dias após a inoculação (SILVA et al., 2017). A formulação foi eficiente, ainda, em plantas de soja atacadas por *M. javanica* e *P. brachyurus*, reduzindo o total de nematoides e nematoides por grama de raiz (MIAMOTO et al., 2017).

2.6.6.2 Controle biológico com rizobactérias

As rizobactérias promotoras de crescimento em plantas (RPCPs, em inglês Plant Growth-Promoting Rhizobacteria (PGPR)) vêm sendo bastante estudadas como alternativa ao uso de produtos químicos no controle de nematoides fitopatogênicos, por compreenderem importante opção no manejo sustentável de nematoides (MACHADO et al., 2012b; OLIVEIRA et al., 2017).

Tratam-se de bactérias presentes na rizosfera, capazes de colonizar o tecido do hospedeiro e promover crescimento de plantas. As RPCPs apresentam efeitos benéficos ao

desenvolvimento de uma ou mais espécies vegetais (SILVEIRA; FREITAS, 2007), pois ao colonizar as raízes, as bactérias estimulam o crescimento, melhoram a germinação, o desenvolvimento de raízes e absorção de água e nutrientes, além de promoverem o controle de doenças e a fixação associativa de nitrogênio (SIDDIQUI; AKHTAR, 2009).

As RPCPs são capazes de promover RSI (Resistência Sistêmica Induzida), por meio de resistência física e mecânica interferindo no espessamento da parede celular, deposição de calose e acúmulo de compostos fenólicos. Este grupo de bactérias é capaz de alterar a capacidade fisiológica e bioquímica do hospedeiro para promover a síntese de produtos químicos de defesa contra o patógeno (SILVA, 2015). Dentre as rizobactérias mais estudadas, ênfase tem sido dada para *Pseudomonas* spp. e *Bacillus* spp., que têm eficiência comprovada no controle de inúmeras doenças, dentre elas as nematoses (NORABADI et al., 2014; CHINHEYA et al., 2016).

A ação das *Pseudomonas* spp. no controle de nematoides ocorre em razão da destruição da massa gelatinosa de ovos, diminuindo a eclosão de juvenis (TAVAKOL-NORABADI et al., 2013). Em relação ao gênero *Bacillus* spp., o controle de nematoides ocorre, principalmente, devido a alteração da rizosfera. Isto é devido à liberação de toxinas e a modificação de exsudatos radiculares que orientam os nematoides recém eclodidos a migrarem em direção às raízes, causando a desorientação dos mesmos (ARAVIND et al., 2008; MACHADO et al., 2012b). Estudos envolvendo o controle de *Meloidogyne* spp. em feijoeiro por meio de *B. subtilis* demonstraram redução na formação de galhas, bem como no desenvolvimento do patógeno (KHAN et al., 2007). Além disto, a rizobactéria é responsável por produzir endotoxinas de natureza nematicida que interferem na reprodução, ovoposição e eclosão do nematoide (ALVES et al., 2011; MACHADO et al., 2012b).

Resultados positivos foram obtidos com a utilização de *B. subtilis* no patossistema *M. incognita*-tomateiro, no qual foi possível observar redução na reprodução do nematoide (redução no número de juvenis e massa de ovos no solo) e incremento da massa fresca da parte aérea (ARAÚJO; MARCHESI, 2009). Semelhantemente, foi relatada a eficiência do uso de *Bacillus* spp. no manejo de nematoides das galhas em diferentes culturas, como bananeira (RIBEIRO et al., 2012), berinjela (ABBASI et al., 2014) e cana-de-açúcar (MORGADO et al., 2015).

Outro ponto importante é a viabilidade do uso de bactérias e fungos para o controle de nematoides quando associada à aplicação de matéria orgânica (DALLEMOLE-GIARETTA et al., 2010; BERLITZ et al., 2016; SILVA et al., 2016; CARVALHO, 2017), entretanto as

pesquisas sobre a associação entre resíduos e controle biológico no manejo de nematoides são escassas.

2.7 INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS

O termo resistência pode ser definido como a eficiência apresentada pela planta em retardar ou impedir que o patógeno se estabeleça em seus tecidos (PASCHOLATI; LEITE, 1994; STANGARLIN et al., 2011). Em alguns casos, pode ser induzida com o objetivo de controlar patógenos, de modo que, após o contato com o agente indutor, a planta responde com a ativação de uma série de mecanismos de percepção e transdução de sinais (PEREIRA, 2008).

A ativação destes mecanismos pode ser induzida por agentes bióticos (microrganismos ativos ou não) ou abióticos (em geral produtos químicos) (BONALDO et al., 2005). Quanto aos indutores bióticos, estes podem ser derivados de plantas ou microrganismos em atividade, como fungos e oomicetos, leveduras, bactérias e vírus, ou os inativos como fragmentos de parede celular, por exemplo (ZANARDO, 2009).

A levedura *Saccharomyces cerevisiae* Meyen vem sendo estudada como potencial agente de controle de doenças, tanto pelo controle direto (antibiose e competição) de microrganismos, quanto pela indução de resistência (BONALDO; PASCHOLATI, 2007; GOUVEA et al., 2009), sendo esta última devido aos componentes presentes na parede celular, em sua maioria polissacarídeos e proteínas, como β -1,3-glucanas, quitinas e manoproteínas (LIPKE; OVALLE, 1998).

A utilização de compostos da parede celular da levedura vem sendo empregada em diferentes patossistemas, e o subproduto mananoligossacarídeo fosforilado presente na parede celular apresenta eficiência no controle de nematoide como demonstrado em plantas de soja infectadas com *P. brachyurus* e *M. javanica*, no qual a aplicação de produto comercial compondo o subproduto da levedura foi capaz de reduzir o número de nematoide em pelo menos um dos experimentos (MIAMOTO et al., 2017).

Em relação aos elicitores abióticos, estes podem ser agrupados em físicos e químicos. A temperatura e as radiações ultravioleta e gama são classificadas como físicos, enquanto que acibenzolar-S-metil (ASM), ácido salicílico, ácido jasmônico, etileno, íons metálicos, nutrientes minerais e um grupo de antibióticos e fungicidas são classificados como químicos (ZAMBOLIM; VENTURA, 1993; ZANARDO, 2009).

Os nutrientes minerais exercem função importante em relação à resistência em plantas, visto que alguns são essenciais e quando em excesso ou deficiência podem limitar o

crescimento, ou mesmo estarem relacionados à severidade da doença, de forma a reduzi-la ou favorecê-la (ZAMBOLIM; VENTURA, 1993; SANTANA-GOMES et al., 2013), sendo eles N, P, K, Ca, Mg, S (enxofre), Mn (manganês), Zn (zinco), Cu (cobre), Bo (boro), Fe, Mo (molibdênio) e Cl (cloro).

Dentre os micronutrientes, o Cu, B e Mn são os mais importantes em relação à prevenção de doenças em plantas, entretanto, nem sempre é dada a significância adequada a eles no momento da elaboração do programa de nutrição (FANCELLI, 2008). O Cu é um dos micronutrientes mais importantes na prevenção de doenças, por atuar na síntese de fenóis, quinonas e fitoalexinas, bem como na via do ácido chiquímico (principal via de defesa das plantas) (FANCELLI, 2008).

Ao entrar em contato com a planta, os elicitores, emitem sinais exógenos que acarretarão em alterações no metabolismo celular, formando ou ativando mecanismos de defesa (WALTERS et al., 2007; STANGARLIN et al., 2010). Estes mecanismos são classificados em estruturais ou bioquímicos e podem estar presentes naturalmente na planta (pré-formados), como cutícula, tricomas, estômatos, fibras/vasos condutores, ou podem ser formados após o contato com o elicitador (pós-formados), como papilas, halos, lignificação, camadas de cortiça e tiloses, cuja função é formar barreiras físicas, interferindo diretamente na penetração e colonização do patógeno no tecido (PASCHOLATI; LEITE, 1994; STANGARLIN et al., 2010).

Em relação aos mecanismos bioquímicos, estes envolvem substâncias responsáveis por dificultar a permanência do patógeno no hospedeiro. Tais substâncias podem estar presentes na planta em altas concentrações, como os fenóis, alcaloides glicosídicos, lactonas insaturadas, glicosídeos fenólicos, glicosídeos cianogênicos, inibidores proteicos e fototoxinas. Estão presentes antes da infecção (pré-formadas) ou podem se tornar substâncias nocivas após o contato com o patógeno ou quando produzidos por precursor (pós-formadas), como as fitoalexinas (PASCHOLATI; LEITE, 1994; STANGARLIN et al., 2011). A partir daí se dá início a indução de resistência ou Resistência Induzida (RI), que pode ser dividida em Resistência Sistêmica Adquirida (RSA) e Resistência Sistêmica Induzida (RSI) (VALLAD; GOODMAN, 2004).

As diferenças entre os dois tipos de resistência estão no agente elicitador, que no caso de RSA é um agente patogênico, enquanto que na RSI o elicitador é um agente benéfico (BARROS et al., 2010). Além do que, a indução de RSA é salicilato-dependente, enquanto que a sinalização de RSI está associada à jasmonatos e etileno (MÉTRAUX, 2001). Estudos apontam

ainda que em RSA ocorre o acúmulo de PRPs (Proteínas Relacionadas à Patogênese), podendo ocasionar algum tipo de alteração visual na planta, como reação de hipersensibilidade, diferente de RSI, na qual não ocorre o acúmulo destas proteínas (BARROS et al., 2010).

As PRPs são definidas como um grupo de proteínas codificadas por plantas sob condições de estresses, seja ocasionado pela infecção do patógeno ou por tratamentos com produtos químicos (VAN LOON et al., 1994). Por meio de modificação no metabolismo das plantas, estas sintetizam PRPs para melhor se adaptarem às condições de estresse em que são expostas (WALTERS et al., 2007). A fenilalanina amônia-liase (FAL) está entre as mais estudadas enzimas do metabolismo secundário de plantas, atuando diretamente na lignificação da parede celular (BONALDO et al., 2005; STANGARLIN et al., 2010). Importante no metabolismo de compostos fenólicos, a FAL é responsável por transformar a L-fenilalanina, por meio da desamifiação, em ácido *trans*-cinâmico (relacionado à formação de lignina, ésteres, coumarinas e flavonoides) e amônia (STANGARLIN et al., 2010). Após o ataque do patógeno, a produção da enzima pode ser intensificada em células vizinhas (PINTO et al., 2011).

Com a infecção do patógeno, a RSA é desencadeada de forma gradual. Simultaneamente, outros processos ocorrem mais rapidamente, como o aumento das espécies reativas de oxigênio (ROS), produzindo, principalmente, ânion superóxido ($O_2^{\cdot-}$) e peróxido de hidrogênio (H_2O_2) (HU et al., 2009; NASCIMENTO; BARRIGOSSO, 2014). O H_2O_2 é uma importante ROS na defesa de plantas, atuando na transdução de sinal em plantas infectadas, bem como na composição da parede celular. Porém, quando em altas concentrações nas células vegetais, tanto H_2O_2 quanto $O_2^{\cdot-}$ podem ser tóxicos para a planta (NASCIMENTO; BARRIGOSSO, 2014).

Várias enzimas são responsáveis por manter o equilíbrio de ROS, por meio de decomposição, dentre elas a catalase (CAT), peroxidase (POX) e polifenoloxidase (PPO) (BARBOSA et al., 2014; NASCIMENTO; BARRIGOSSO, 2014), que atuam na conversão de H_2O_2 em H_2O (água) e O_2 (oxigênio) (RESENDE et al., 2003).

As duas mais importantes enzimas relacionadas à desintoxicação de H_2O_2 são a CAT e a POX. A CAT pode converter duas moléculas de H_2O_2 a H_2O e oxigênio molecular, podendo atuar nos peroxissomos, glioxissomos ou mitocôndrias; enquanto a POX pode ocorrer no citosol, mitocôndrias, peroxissomos, parede celular e cloroplastos. Também pode agir diretamente na defesa de plantas ou estar relacionada às vias de sinalização correspondentes à inúmeros processos fisiológicos, como à defesa de plantas (PINTO et al., 2011).

As PPOs são enzimas presentes em altas quantidades nos tecidos que sofreram infecção. Sua função é a degradação oxidativa de compostos fenólicos provenientes de locais próximos ao infectado pelo patógeno nos quais, posteriormente, surgirão substâncias com aspecto escurecido decorrente da polimerização oxidativa das quinonas (AGRIOS, 1997). A relação das enzimas com a resistência da planta à infecção de nematoides foi relatada ao avaliar a atividade da CAT e da PPO após a infecção por *M. incognita*. Foi observada a redução da atividade das enzimas (SOUSA et al., 2015), bem como a alteração da atividade de outras enzimas em diferentes patossistemas (KARAJEH, 2013; KATH et al., 2017).

3. REFERÊNCIAS

- ABBASI, M. W.; AHMED, N.; ZAKI, M. J.; SHUAKAT, S. S.; KHAN, D. Potential of *Bacillus* species against *Meloidogyne javanica* parasitizing eggplant (*Solanum melongena* L.) and induced biochemical changes. **Plant Soil**, Crawley, v. 375, p. 159-173, 2014.
- ABREU JÚNIOR, C. H.; BOARETTO, A. E.; MURAOKA, T.; KIEHL, J. C. Uso agrícola de resíduos orgânicos potencialmente poluentes: propriedades químicas do solo e produção vegetal. **Tópicos Especiais em Ciência do Solo**, Viçosa, v. 4, n. 1, p. 391-470, 2005.
- AGROFIT. 2017. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons> Acesso em: 17 de jul. 2017.
- AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 4 ed. New York: Academic Press, 1997, 635p.
- AIRES, R. K. **Ação da casca de arroz queimada sobre nematoide da cenoura e atributos químicos do solo**. 2014. 81 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba. 2014.
- AL-HAZMI, A. S.; TARIQJAVEED, M. Effects of different inoculum densities of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride* against *Meloidogyne javanica* on tomato. **Saudi Journal of Biolical Science**, Riade, v. 23, n. 2, p. 288-292, 2016.
- AL-SHAMMARI, T. A.; BAHKALI, A. H.; ELGORBAN, A. M.; EIKAHKY, M. T.; AL-SUM, B. A. The use of *Trichoderma longibrachiatum* and *Mortierella alpina* against root-knot nematode, *Meloidogyne javanica* on tomato. **Journal of Pure and Applied Microbiology**, v. 7, n. 1, p. 199-207, 2013.
- ALVARENGA, M. A. R. **Tomate: produção em campo, casa-de-vegetação e em hidroponia**. Lavras: UFLA. 2004. 400p.
- ALVES, G.C.S.; SANTOS, J.M.; SOARES, P. L. M.; JESUS, F. G.; ALMEIDA, E. J.; THULER, R. T. Avaliação *in vitro* do efeito de rizobactérias sobre *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus zaeae*. **Arquivos do Instituto Biolócio**, São Paulo, v. 78, n. 4, p. 557-564, 2011.
- ANDRADE, A. P. S. **Análise química e avaliação do potencial alelopático da casca do café (*Coffea arabica*)**. 2009. 110 p. Dissertação (Mestrado em Química Orgânica) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia. 2009.
- ANTONIO, H.; LEHMAN, P. S. 1978. Nota sobre a ocorrência de nematoides do gênero *Meloidogyne* em algumas ervas daninhas nos estados do Paraná e do Rio Grande do Sul. In: REUNIÃO DE NEMATOLOGIA, III, Mossoró. Anais, p. 29-32.

ANWAR SA; MCKENRY MV. 2012. Incidence and population density of plant-parasitic nematodes infecting vegetable crops and associated yield losses in Punjab, Pakistan. **Pakistan Journal of Zoology**, Lahore, v. 44, n. 2, p. 327-333, 2012.

ARAUJO, F. F.; MARCHESI, G. V. P. Uso de *Bacillus subtilis* no controle da meloidoginose e na promoção do crescimento do tomateiro. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 5, p. 1558-1561, 2009.

ARAÚJO, F. F.; SILVA, J. F. V.; ARAÚJO, A. S. F. Influência de *Bacillus subtilis* na eclosão, orientação e infecção de *Heterodera glycines* em soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 32, n. 2, p. 197-202, 2002.

ARAVIND, R.; KUMAR, A.; EAPEN, S. J. RAMANA, K. V. Endophytic bacterial flora in root and stem tissues of black pepper (*Piper nigrum* L.) genotype: isolation, identification and evaluation against *Phytophthora capsici*. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 48, n. 2, p. 58-64, 2008.

ASMUS, G. L.; INOWE, T. S.; ANDRADE, P. J. M. Efeito da cama de frangos de corte sobre a reprodução de *Meloidogyne javanica* e o crescimento de plantas de tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 26, n. 1, p. 21-25, 2002.

BAPTISTA, M. J.; SOUZA, R. B.; PEREIRA, W.; CARRIJO, O. A.; VIDAL, M. C.; CARCHAR, J. Solarização do solo e biofumigação no cultivo protegido de tomate. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 1, p. 47-52, 2006.

BARBOSA, M. R.; SILVA, M. M. A.; WILLADINO, L.; ULISSES, C.; CAMARA, T. R. Geração e desintoxicação enzimática de espécies reativas de oxigênio em plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 3, p. 453-460, 2014.

BARROS, F. C.; SAGATA, E.; FERREIRA, L. C. C.; JULIATTI, F. C. Indução de resistência em plantas contra fitopatógenos. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 26, n. 2, p. 231-239, 2010.

BARROS, P. C. S.; COSTA, A. R.; SILVA, P. C.; COSTA, R. A. Torta de filtro como biofertilizante para produção de mudas de tomate industrial em diferentes substratos. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, Pombal, v. 9, n. 1, p. 265-270, 2014.

BENINNI, E. R. Y.; TAKAHASHI, H. W.; NEVES, C. S. V. J. Manejo do cálcio em cultivo de alface hidropônico. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 4, p. 605-610, 2003.

BERLITZ, D. L.; RABINOVITCH, L.; MACHADO, V.; MATSUMURA, A. T. S.; GUIMARÃES, A. M.; SANTIN, R. de C.; CASSAL, M.; FIUZA, L. M. Evaluation of biocontrol of the *Meloidogyne javanica* with *Bacillus subtilis* and *Purpureocillium lilacinus* in greenhouse with lettuce. **International Journal of Research in Engineering, IT and Social Science**, Dubai, v. 6, n. 7, p. 38-45, 2016.

BERNARDO, J. T.; FREITAS, L. G.; YAMADA, J. K.; ALMEIDA, V. S.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FERRAZ, S. Efeito de adubos orgânicos sobre *Meloidogyne javanica* em tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35, n. 1-2, p. 1-10, 2011.

BITENCOURT, N. V.; SILVA, G. S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 3, p. 181-183, 2010.

BLAT, S. F.; SANCHEZ, S. V.; ARAÚJO, J. A. C.; BOLONHEZI, D. Desempenho de cultivares de alface crespa em dois ambientes de cultivo em sistema hidropônico. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p. 135-138, 2011.

BONALDO, S. M.; PASCHOLATI, S. F. Efeito de frações parcialmente purificadas de *Saccharomyces cerevisiae* na germinação de conídios e formação de apressórios por *Colletotrichum sublineolum* e *Colletotrichum lagenarium*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 33, n. 3, p. 233-238, 2007.

BONALDO, S. M. PASCHOLATI, S. F.; ROMEIRO, R. Indução de resistência: noções básicas e perspectivas. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; CIA, P.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2005. cap. 1, p. 11-28.

BORGES, F. G.; BATTISTUS, A. G.; MÜLLER, M. A.; MIORANZA, T. M.; KUHN, O. J. Manejo alternativo de nematoides de galha (*Meloidogyne incognita*) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*). **Scientia Agraria Paranaensis**, Marechal Cândido Rondon, v. 12, p. 425-433, 2013.

BRANDÃO, R. S. **Avaliação dos aspectos fisiológicos, bioquímicos e moleculares no feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris*) com o uso do indutor biótico *Trichoderma harzianum* contra *Sclerotinia sclerotiorum***. 2012. 74 p. Dissertação (Mestrado em Biologia Celular e Molecular) – Universidade Federal de Goiás, Goiânia. 2012.

BRASS, F. E. B.; VERONEZZE, N. C.; PACHECO, E.; BOSQUÊ, G. G. Aspectos biológicos do *Meloidogyne* spp. relevantes à cultura de café. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v. 1, n. 14, p. 1-7, 2008.

BRIGHENTI, A. M.; DE OLIVEIRA, M. F. 2011. Biologia de plantas daninhas. Embrapa Milho e Sorgo-Capítulo em livro técnico-científico.

CANAL RURAL. Resíduos Agropecuários: Versatilidade da casca de arroz permite aplicação do material em diversos negócios. 2012. Disponível em: <<http://www.canalrural.com.br/noticias/agricultura/residuos-agropecuarios-versatilidade-casca-arroz-permite-aplicacao-material-diversos-negocios-38161>>. Acesso em: 26 jun. 2017.

CANTU, R. R.; WILCKEN, S. R. S.; ROSA, J. M. O.; GOTO, R. Reação de porta-enxertos comerciais de tomateiro a *Meloidogyne mayaguensis*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, n. 3, p. 216-218, 2009.

CAPRONI, C. M.; FERREIRA, S.; GONÇALVES, E. D.; SOUZA, A. das G. Resposta às aplicações de *Trichoderma*, óleo de Nim e Vertimec no controle de nematoide na cultura do morango. **Revista Agrogeambiental**, Pouso Alegre, v. 4, n. 3, p. 1-9, 2012.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; BRAGA, R. S.; ALMEIDA, C. A.; GIORIA, R. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes à meloidoginose no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 81-86, 2006.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A. Registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead em plantas de yacon e tomate no Distrito Federal do Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 2, p. 285-287, 2005.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; MARTINS, I.; SOUZA, J. F.; PIRES, A. Q.; TIGANO, M. S. Ocorrência de *Meloidogyne* spp. e fungos nematófagos em hortaliças no Distrito Federal, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 2, p. 135-141, 2008.

CARVALHO, P. H. **Controle biológico e alternativo de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em tomateiro**. 2017, 98 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília, DF. 2017.

CASTOLDI, R.; CHARLO, H. C. O.; MELO, D. M.; BRAZ, L. T. Ocorrência de nematóides em cultivares de alface no Estado de São Paulo, durante o ano de 2009. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 2, p. 1486-1491, 2010.

CHARCHAR, J. M.; ARAGÃO, F. A. S. Reprodução de *Meloidogyne* spp. em cultivares de tomate e pepino sob estufa plástica e campo. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 2, p. 243-249, 2005.

CHARCHAR, J. M. *Meloidogyne* em hortaliças. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, 19, 1995, Rio Quente. **Programa e anais**. Brasília: SBN, 1995. p. 149-153.

CHARCHAR, J. M.; MOITA, A. W. Reação de cultivares de alface à infecção por misturas populacionais de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *M. javanica* em condições de campo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 14, n. 2, p. 185-189, 1996.

CHARCHAR, J. M. **Nematóides em hortaliças**. Brasília: Embrapa-CNPB, 1999. 12p. (Embrapa-CNPB. Circular técnica 18).

CHAVES, A.; PEDROSA, E. M. R.; GUIMARÃES, L. M. P.; MARANHÃO, S. R. V. L.; OLIVEIRA, M. K. R. S. Utilização de produtos alternativos no manejo de nematoides da cana-de-açúcar no estado de Pernambuco. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 3, p. 260-264, 2009.

CHINHEYA, C. C.; YOBO, K. S.; LAING, M. D. Biological control of the rootknot nematode, *Meloidogyne javanica* (Chitwood) using *Bacillus* isolates, on soybean. **Biological Control**, San Diego, v. 109, n. 1, p. 37-41, 2016.

CONCEIÇÃO, M. S. **Extrato de folhas de juá (*Ziziphus joazeiro* MART) no controle de *Meloidogyne javanica* na cultura da alface**. 2017. 38p. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Tecnologia do Agronegócio) – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, 2017.

CORBETT, B. P.; JIA, L.; SAYLER, R. J.; AREVALO-SOLIZ, L. M.; GOGGIN, F. The Effects of root-knot nematode infection and *Mi*-mediated nematode resistance in tomato on plant fitness. **Journal of Nematology**, College Park, v. 3, n. 2, p. 82-89, 2011.

COSTA, C. P.; SALA, F. C. A evolução da alfacultura brasileira. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 1, p. 158-159, 2005.

DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; ZOOCA, R. J. F.; PODESTÁ, G. S.; CAIXETA, L. B.; FERRAZ, S.; LOPES, E. A. Associação de *Pochonia chlamydosporia*, *Bacillus cereus* e fibra de coco no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 1, p. 18-22, 2010.

DIAS, C. R., EZEQUIEL, D. P.; SCHWAN, Q. V.; FERRAZ, S. Efeito da adubação à base de esterco de galinha poedeira sobre a população de *Meloidogyne incognita* no solo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 24, n. 1, p. 59-63, 2000.

DIAS, C. R.; FERRAZ, S. Efeito de frações biodigeridas de esterco de galinha sobre a eclosão e mortalidade de juvenis de *Heterodera glycines*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 25, n. 1, p. 99-101, 2001.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; MIZOBUTSI, E. H. Avaliação de gramíneas forrageiras para o controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* (Nematoda). **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 25, n. 2, p. 473-477, 2003.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; CUNHA, T. P. L.; CHIAMOLERA, F. M.; PUERARI, H. H.; BIELA, F.; SANTANA, S. M. Reaction of vegetables and aromatic plants to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 2, 2012.

DIAS-ARIEIRA, C. R. Folhosas sofrem ataque de nematoides. **Revista Campo & Negócios**, Uberlândia, v. 1, n. 83, p. 54-56, 2012.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; MATTEI, D.; PUERARI, H. H.; RIBEIRO, R. C. F. Use of organic amendments in the management of root-knot nematode in lettuce. **Horticultura Brasileira**, Vitória da Conquista, v. 33, n. 4, p. 488-492, 2015.

DIAS, W. P.; GARCIA, A.; SILVA, J. F. V.; CARNEIRO, G. E. S. **Nematoides em Soja: Identificação e Controle**. Londrina: Embrapa Soja, 2010. 8p. (Circular Técnica 76).

DINARDO-MIRANDA, L. L.; GIL, M. A.; COELHO, A. L.; GARCIA, V.; MENEGATTI, C. C. Efeito da torta de filtro e de nematicidas sobre as infestações de nematoides e a produtividade da cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 27, n. 1, p. 61-67, 2003.

DJIAN, C.; PIJAROWSKI, L.; PONCHET, M.; ARPIN, N.; FAVRE-BONVIN, J. Acetic acid: A selective nematicidal metabolite from culture filtrates of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson and *Trichoderma longibrachiatum* Rifai. **Nematologica**, Boston, v. 37, v. 1, p. 101-112, 1991.

DONALD, P. A.; ALLEN, P. B.; TYLER, D. D.; SISTANI, K. R.; TEWOLDE, H.; WALKER, E. R. Effect of broiler litter application to soybean crop infested with soybean cyst nematode. **Nematropica**, Bradenton, v. 43, n. 1, p. 24-34, 2013.

DROPKIN, V. H. The necrotic reaction of tomatoes and other hosts resistant to *Meloidogyne*: reversal by temperature. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 59, n. 11, p. 1632-1637, 1969.

EL-HADAD, M. E.; MUSTAFA, M. I.; SELIM, S. M.; EL-TAYEB, T. S.; MAHGOOB, A. E. A.; AZIZ, N. H. A. The nematicidal effect of some bacterial biofertilizers on *Meloidogyne incognita* in sandy soil. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 47, n. 1, p. 105-113, 2011.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. J. **Nutrição mineral de plantas: princípios e perspectivas**. Tradução do M.E.T. Nunes. Londrina: Planta, 2004. 403p.

FANCELLI, A. L. Influência da nutrição na ocorrência de doenças de plantas. In: FANCELLI, A. L.; DOURADO NETO, D. **Milho, Manejo e Adubação**. Piracicaba: USP/ESALQ/LPV, Piracicaba, p. 1-35, 2008.

FERREIRA, P. A.; FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. 2012. Sintomas causados por fitonematoides. In: ZAMBOLIN, L.; JESUS JR, W. C. & PEREIRA, O. L. (ed). O essencial da fitopatologia. Editora Suprema, Viçosa, p. 203-222.

FILGUEIRA, F. A. R. **Asteráceas - alface e outras hortaliças herbáceas. In: Novo manual de olericultura: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Viçosa: UFV, 2000. p. 289-295.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo Manual de Olericultura: Agrotecnologia Moderna na Produção e Comercialização de Hortaliças**. 3. ed. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2008. 412 p.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Viçosa: UFV, 2003.

FIORI, M. P. **Comportamento de cultivares de tomateiro quanto à utilização de escória siderúrgicas em ambiente protegido**. Marília - SP. 2006. 54 p. Dissertação (Mestrado) - Faculdade de Ciências Agrárias - Universidade de Marília, 2006.

FIORINI, C. V. A.; GOMES, L. A. A.; LIBÂNIO, R. A.; MALUF, W. R.; CAMPOS, V. P.; LICURSI, V.; MORETTO, P.; SOUZA, L. A.; FIORINI, I. V. A. Identificação de famílias F_{2:3} de alface homozigotas resistentes aos nematóides das galhas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 4, p. 509-513, 2007.

FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. 2012. **Nematoides como patógenos de plantas**. In: ZAMBOLIN, L.; JESUS JR, W. C.; PEREIRA, O. L. (ed). O essencial da fitopatologia. Editora Suprema, Viçosa, p. 89-128.

GOMES, L. A. A.; MALUF, W. R.; AZEVEDO, S. M.; FREITAS, J. A.; LICURSI, V. Reação de cultivares de alface a infecção por *Meloidogyne javanica*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 14, n. 1, p. 99, 2001.

GOMES, T. M.; BOTREL, T. A.; MODOLO, V. A.; BOTREL, T. A.; OLIVEIRA, R. F. Aplicação de CO₂ via água de irrigação na cultura da alface. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 316-319, 2005.

GOTO, R.; SANTOS, H. S.; CAÑIZARES, K. A. L. **Enxertia em hortaliças**. 1ed. Botucatu SP: Editora UNESP, 2003. 85 p.

GOUVEA, A.; KUHN, O. J.; MAZARO, S. M.; MIO, L. L. M.; DESCHAMPS, C.; BIASI, L. A.; FONSECA, V. C. Controle de doenças foliares e de flores e qualidade pós-colheita do morangueiro tratado com *Saccharomyces cerevisiae*. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 4, p. 527-533, 2009.

GRIFFIN, G. D.; WAITE, W. W. Pathological interaction of a combination of *Heterodera schachtii* and *Meloidogyne hapla* on tomato. **Journal of Nematology**, College Park, v. 14, n. 2, p. 182-187, 1982.

GRUPO CULTIVAR. **Alface é a folhosa mais consumida no Brasil**. 2015. Disponível em: <<http://www.grupocultivar.com.br/noticias/alface-e-a-folhosa-mais-consumida-no-brasil>> Acesso em: 06 jun. 2017.

GUIMARÃES, T. M. **Multiplicação do nematoide *M. javanica* em plantas invasoras e seu efeito sobre o desenvolvimento do manjeriço**. 2012. 91 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de Brasília, Brasília. 2012.

HASSAN, M. A.; CHINDO, P. S.; MARLEY, P. S.; ALEGBEJO, M. D. Management of root knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) on tomato (*Lycopersicon lycopersicum*) using organic wastes in Zaria, Nigeria, **Plant Protection Science**, New Jersey, v. 46, n. 1, p. 34-38, 2010.

HERNANDES, I.; BRITO, O. D. C.; CARDOSO, M. R.; FERREIRA, J. C. A.; PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Acibenzolar- S-methyl on *Meloidogyne javanica* control in lettuce. **Acta Agriculturae Scandinavica, Section B – Soil & Plant Science**, Copenhagen, v. 67, n. 1, p. 1-5, 2017.

HORTIBRASIL. **Diagnóstico da olericultura**. 2013. Disponível em: <<http://www.hortibrasil.org.br/2016-06-03-10-49-48/1135-diagnostico-da-olericultura.html>>. Acesso em: 03 jul. 2017.

HOWELL, C. R. Mechanisms employed by *Trichoderma* species in the biological control of plant diseases: The history and evolution of current concepts. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 87, n. 1, p. 4-10, 2003.

HU, Z.; SHEN, Y.; SHEN, F.; SU, X. Effects of feeding *Clostera anachoreta* on hydrogen peroxide accumulation and activities of peroxidase, catalase, and ascorbate peroxidase in *Populus simonii* x *P. pyramidalis* ‘Opera 8277’ leaves. **Acta Physiologiae Plantarum**, Kraków, v. 31, n. 5, p. 995-1002, 2009.

IBGE. Levantamento sistemático da produção agrícola. 2017. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1618#resultado>> Acesso em: 21 jun. 2017.

JORGE-JUNIOR, A. S. **Espécies de *Meloidogyne* em hortaliças e outras culturas provenientes de áreas periurbanas da África Subsaariana**. 2016. 93 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília. 2016.

KAPLAN, M.; NOE, J. P. Effects of Chicken-excrement Amendments on *Meloidogyne arenaria*. **Journal of Nematology**, College Park, v. 25, n. 1, p. 71-77, 1993.

KARAJEH, M. R. Efficacy of *Saccharomyces cerevisiae* on controlling the root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) infection and promoting cucumber growth and yield under laboratory and field conditions. **Archives Of Phytopathology And Plant Protection**, Abingdon, v. 46, n. 20, p. 2492-2500, 2013.

KATH, J.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; FERREIRA, J. C. A.; HOMIAK, J. A.; SILVA, C. R.; CARDOSO, C. R. Control of *Pratylenchus brachyurus* in soybean with *Trichoderma* spp. and resistance inducers. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 165, n. 1, p. 1-9, 2017.

KIEWNICK, S.; DESSIMOZ, M.; FRANCK, L. Effects of the *Mi-1* and the *N* root-knot nematode-resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. **Journal of Nematology**, College Park, v. 41, n. 2, p. 134-139, 2009.

KHAN, M. R.; KHAN, S. M.; MOHIDDIN, F. A.; ASKARY, T. H. Effect of certain phosphate-solubilizing bacteria on root-knot nematode disease of mungbean. **Developments in Plant and Soil Sciences**, Dordrecht, v. 102, n. 1, p. 341-346, 2007.

KOENNING, S. R.; EDMISTEN, K. L.; BARKER, K. R.; BOWMAN, D. T.; MORRISON, D. E. Effects of rate and time of application of poultry litter on *Hoplolaimus columbus* on cotton. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 87, n. 10, p. 1244-1249, 2003.

LABANCA, E. R. G. **Purificação parcial de elicitores presentes em *Saccharomyces cerevisiae*: atividade como indutores de resistência em pepino (*Cucumis sativus*) contra *Colletotrichum lagenarium* e da síntese de gliceolinas em soja (*Glycine max*)**. 2002. 118 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba. 2002.

LIMA, E. M.; CARVALHO, D. F.; SOUZA, A. P.; GUERRA, J. G. M.; RIBEIRO, R. L. D. Desempenho da alface em cultivo orgânico com e sem cobertura morta e diferentes lâminas d'água. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 33, n. 6, p. 1503-1510, 2009.

LIMA, F. B.; CAMPOS, H. D.; RIBEIRO, L. M.; SILVA, L. H. C. P.; RIBEIRO, G. C.; NEVES, D. L. das; DIAS-ARIEIRA, C. R. Efeito da cama de frango na redução da população do Nematóide-de-cisto da soja. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35, n. 3-4, p. 71-77, 2011.

LIPKE, P.; OVALLE, R. Cell wall architecture in yeast: New structure and new challenges. **Journal of Bacteriology**, New York, v. 180, n. 15, p. 3735-3740, 1998.

LOPES, C. A.; QUEZADO-DUVAL, A. M. Doenças da alface. **Circular Técnica Embrapa Hortaliças**, n. 4, p. 1-18, 1998.

LOPES, E. A.; FERRAZ, S.; FERREIRA, P. A.; FREITAS, L. G.; DHINGRA, O. D.; GARDIANO, C. G.; CARVALHO, S. L. Potencial de isolados de fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 78- 84, 2007.

LOVETT, J. Toxigenic fungi from poultry feed and litter. **Poultry Science**, Oxford, v. 51, n. 1, p. 309-312, 1972.

MACHADO, D. F. M.; PARZIANELLO, F. R.; SILVA, A. C. F.; ANTONIOLLI, Z. I. *Trichoderma* no Brasil: o fungo e o bioagente. **Revista de Ciências Agrárias**, Lisboa, v. 35, n. 1, p. 01-05, 2012a.

MACHADO JR., R. U.; SANTOS, M. A. dos; FIGUEIREDO, A.; SEVERINO, G. M.; SILVA, V. A.; DIAS, R. G.; TEIXEIRA, M. S. S. Reprodução de *Rotylenchulus reniformis* em cultivares de alface. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 2, p. 1-3, 2002.

MACHADO, V.; BERLITZ, D. L.; MATSUMURA, A. T. S.; SANTIN, R. D. C. M.; GUIMARÃES, A.; SILVA, M. E. D.; FIUZA, L. M. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematóides. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 16 n. 2, p. 165-182, 2012b.

MALAVOLTA, E. **Nutrição mineral e adubação do cafeeiro: colheitas econômicas máximas**. São Paulo: Agronômica Ceres, 210 p. 1993.

MALUF, L. E. J.; OKADA, A. T.; GOMES, L. A. A.; FIORINI, C. V. A.; MALUF, W. R.; LICURSI, V. Reação de cultivares de alface à infecção por *Meloidogyne incognita*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 43. 2003, Recife. Anais. Recife: UFRPE, 2003. Disponível em: <<http://www.abhorticultura.com.br/biblioteca/arquivos/download/biblioteca/olme4068c.pdf>> Acesso em: 30 set. 2017.

MARINO, R. H.; SILVA, D. G. C. Controle de nematoide de galhas por *Pleurotus ostreatus*. **Scientia Plena**, Aracaju, v. 9, n. 10, p. 100-202, 2013.

MATTEDI, A. P.; SOARES, B. O.; ALMEIDA, V. S.; GRIGOLLI, J. F. J.; SILVA, L. J. da.; SILVA, D. J. H. da. In: SILVA, D. J. H. da.; VALE, F. X. R. de. **Tomate: tecnologia de produção**. Viçosa: UFV, 2007.

MAYER, F. D.; HOFFMANN, R.; RUPPENTHAL, J. E. **Gestão energética, econômica e ambiental do resíduo casca de arroz em pequenas e medias agroindústrias de arroz**. XIII SIMPEP – Bauru, SP, Brasil, 06 a 08 de novembro de 2006.

MELLO, S. C.; VITTI, G. C. Desenvolvimento do tomateiro e modificações nas propriedades químicas do solo em função da aplicação de resíduos sob cultivo protegido. **Horticultura Brasileira**, Vitória da Conquista, v. 20, n. 2, p. 200-206, 2002.

MÉTRAUX, J. P. Systemic acquired resistance and salicylic acid: current state of knowledge. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 107, n. 1, p. 13-18, 2001.

MIAMOTO, A.; SILVA, M. T. R. E.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; PUERARI, H. H. Alternative products for *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica* management in soya bean plants. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 165, n. 10, p. 635-640, 2017.

MÔNACO, A. P. do A.; CARNEIRO, R. G.; KRANZ, W. M.; GOMES, J. C.; SCHERER, A.; SANTIAGO, D. C. Reação de espécies de plantas daninhas a *Meloidogyne incognita* raças 1 e 3, a *M. javanica* e a *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 3, p. 235-242, 2009.

- MORGADO, T. D. T.; GUERRA, J. T.; ARAUJO, F. F.; MAZZUCHELLI, R. C. Effectiveness and persistence of biological control of nematodes in sugarcane. **African Journal of Agricultural Research**, Melbourne, v. 10, n. 49, p. 4490-4495, 2015.
- MORGAN-JONES, G.; WHITE, J. F.; RODRÍGUEZ-KABANA, R. Phytonematode pathology: Ultrastructural studies. I. Parasitism of *Meloidogyne arenaria* eggs by *Verticillium chlamydosporium*. **Nematropica**, v. 13, n. 2, p. 245-260, 1983.
- NAIKA, S.; JEUDE, J. V. L.; GOFFAU, M.; HILMI, M.; DAM, B. V. 2006 A Cultura do tomate. Agrodok 17. Fundação Agromisa e CTA, Wageningen, p. 104.
- NASCIMENTO, J. B.; BARRIGOSI, J. A. F. O papel das enzimas antioxidantes na defesa das plantas contra insetos herbívoros e fitopatógenos. **Agrarian Academy**, Goiânia, v. 1, n. 1, p. 234-250, 2014.
- NAZARENO, G. G.; JUNQUEIRA, A. M. R.; PEIXOTO, J. R. Efeito da matéria orgânica na multiplicação de nematóide das galhas em alface sob cultivo protegido. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 26, n. 4, p. 579-590, 2010.
- NEVES, W. S.; FREITAS, L. G.; COUTINHO, M. M.; PARREIRA, D. F.; FERRAZ, S.; COSTA, M. D. Biofumigação do solo com espécies de brássicas para o controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 3, p.195-201, 2007.
- NOLLA, A.; VOLK, L. B. S.; MUNIZ, A. S.; SILVA, T. R. B. Correção da acidez do solo em profundidade através do uso de carbonatos, silicatos e casca de arroz em lisímetros. **Revista Cultivando Saber**, Cascavel, v. 3, n. 2, p.1-8, 2010.
- NORABADI, M. T.; SAHEBANI, N; ETEBARIAN, H. R. Biological control of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) disease by *Pseudomonas fluorescens* (Chao). **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, Abindgon, v. 47, n. 1, p. 615-621, 2014.
- OLIVEIRA C. M. G. Panorama das doenças e pragas em horticultura: doenças causadas por nematoides. **Biológico**, São Paulo, v. 69, p. 85-86, 2007.
- OLIVEIRA, D. S. **Patogenicidade de populações de *Meloidogyne incognita*, provenientes de Minas Gerais e São Paulo, ao cafeeiro**. 2006. 85 p. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. 2006.
- OLIVEIRA, F. S.; ROCHA, M. R.; REIS, A. J. S.; MACHADO, V. O. F.; SOARES, R. A. B. Efeito de produtos químicos e naturais sobre a população de nematoide *Pratylenchus brachyurus* na cultura da cana-de-açúcar. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 35, n. 3, p. 171-178, 2005.
- OLIVEIRA, G. R. F.; SILVA, M. S.; PROENÇA, S. L.; BOSSOLANI, J. W.; CAMARGO, J. A.; FRANCO, F. S.; SÁ, M. E. Influência do *Bacillus subtilis* no controle biológico de nematoides e aspectos produtivos do feijoeiro. **Brazilian Journal of Biosystems Engineering**, Campinas, v. 11, n. 1, p. 47-58, 2017.

ORNAT, C.; VERDEJO-LUCAS, S.; SORRIBAS, F. J. A population of *Meloidogyne javanica* in Spain virulent to the *Mi* resistance gene in tomato. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 85, n. 3, p. 271-276, 2001.

PASCHOLATI, S. F.; LEITE, B. Mecanismos bioquímicos de resistência à doenças. In: LUZ, W.C. (Ed.). **Revisão Anual de Patologia de Plantas**. Vol. II. Passo Fundo, p.1-52. 1994.

PEREIRA, J. C., ZAMBOLIM, L., VALE, F. X. R.; CHAVES, G. M. Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas. **Revisão Anual de patologia de Plantas**, v. 4, n. 1, p. 353-380, 1996.

PEREIRA, L. de M. **Expressão quantitativa de genes relacionados à defesa induzida em *Theobroma cacao* por BION® e Agro-mos® contra *Crinipellis pernicioso***. 2008. 65 p. Tese (Doutorado em Biotecnologia Vegetal) – Universidade Federal de Lavras, Lavras. 2008.

PINHEIRO, J. B.; AMARO, G. B.; PEREIRA, R. B. **Ocorrência e controle de nematoides em hortaliças folhosas**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2010. 10p (Circular Técnica 89).

PINHEIRO, J. B.; BOITEUX, L. S.; PEREIRA, R. B.; ALMEIDA, M. R. A.; CARNEIRO, R. M. D. G. **Identificação de espécies de *Meloidogyne* em tomateiro no Brasil**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2014a. 16p (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento 102).

PINHEIRO, J. B. **Nematoides em Hortaliças**. 1ª Ed. Brasília: Embrapa, 2017. 193p.

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; CARVALHO, A. D. F.; RODRIGUES, C. S.; SUINAGA, F. A. **Manejo de nematoides na cultura da alface**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2013a. 8p (Circular Técnica 124).

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; FERREIRA, A. D.; RODRIGUES, C. S. **Manejo de nematoides na cultura do quiabeiro**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2013b. 7p (Circular Técnica 127).

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; SUINAGA, F. A. **Manejo de nematoides na cultura do tomate**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2014b. 12p (Circular Técnica 132).

PINTO, M. S. T.; RIBEIRO, J. M.; OLIVEIRA, E. A. G. O estudo de genes e proteínas de defesa em plantas. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 9, n. 2, p. 241-248, 2011.

PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; DADAZIO, T. S.; MATTEI, D.; SILVA, T. R. B.; RIBEIRO, R. C. F. Evaluation of acibenzolar-S-methyl for the control of *Meloidogyne javanica* and effects on the development of susceptible and resistant soybean. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 38, n. 1, p. 44-48, 2013.

RESENDE, M. L. V.; SALGADO, S. M. L.; CHAVES, Z. M. Espécies ativas de oxigênio na resposta de defesa de plantas a patógenos. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 2, p. 123-130, 2003.

RIBEIRO, R. C. F.; CAMPOS, V. P.; XAVIER, A. A.; ROCHA, L. S.; SOUZA, H. B.; AGUIAR, F. M.; SOUZA, R. M.; MIZOBUTSI, E. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Rizobactérias

no controle de *Meloidogyne javanica* e mal do Panamá em bananeira. **Nematropica**, Bradenton, v. 42, n. 2, p. 218-226, 2012.

RIEGEL, C.; NOE, J. P. Chicken litter soil amendment effects on soilborne microbes and *Meloidogyne incognita* on cotton. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 84, n. 12, p. 1275-1281, 2000.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 331-338, 2006.

ROBERTS, P. A.; DALMASSO, A.; CAP, G. B.; CASTAGNONO-SERENO, P. Resistance in *Lycopersicon peruvianum* to Isolates of Mi Gene-compatible *Meloidogyne* Populations. **Journal of Nematology**, College Park, v. 22, n. 4, p. 585-589, 1990.

ROCHA, S. F. **Aspectos da coloração, ciclo de vida, parasitismo por *Pasteuria penetrans* e suas relações com a reserva energética de juvenis do segundo estágio de *Meloidogyne* spp.** 2007. 148 p. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras. 2007.

RODRIGUES, L. E. **Tomaticultura: valioso segmento do agronegócio nacional.** Associação Brasileira do Comércio de Sementes e Mudas – ABCSM, 2012. Disponível em: <<http://abcsem.com.br/releases/2420/tomaticultura-valioso-segmento-do-agronegocio-nacional>>. Acesso em: 21 de jun. 2017.

ROESE, A. D.; OLIVEIRA, R. D. de L. Capacidade reprodutiva de *Meloidogyne paranaensis* em espécies de plantas daninhas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 28, n. 2, p. 137-141, 2004.

ROLDI, M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; ABE, V. H. F.; MATTEI, D.; SEVERINO, J. J.; RODRIGUES, D. B.; FELIX, J. C. Agro industrial waste and sewage sludge can control *Pratylenchus brachyurus* in maize. **Acta Agriculturae Scandinavica Section B – Soil and Plant Science**, Copenhagen, v. 63, n. 3, p. 283-287, 2013b.

ROLDI, M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; SEVERINO, J. J.; SANTANA, S. M.; DADAZIO, T. S.; MARINI, P. M.; MATTEI, D. Use of organic amendments to control *Meloidogyne incognita* on tomatoes. **Nematropica**, Bradenton, v. 43, n. 1, p. 49-55, 2013a.

ROMEIRO, R. S. 2007 - Controle biológico de doenças de plantas – procedimentos. Viçosa, Editora UFV, 172 p.

SÁ, N. S. A. **Cultivo do tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) em ambiente protegido sob diferentes tensões de água no solo.** 2004. 82 p. Dissertação (Mestrado em Irrigação e Drenagem) – Universidade Federal de Lavras, Lavras. 2004.

SALA, F. C.; FABRI, E. G.; COSTA, C. P. da; MELO, P. C. T. de; MINAMI, K. Pendoamento de alface roxa no cultivo de verão. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 2, 2005.

SANJINEZ-ARGANDOÑA, E. J.; BRANCO, I. G.; BITTENCOURT, T. U.; MUNHOZ, C. L. Influência da geometria e da temperatura na cinética de secagem de tomate (*Lycopersicon esculentum*). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 31, n. 2, p. 308-312, 2011.

SANTANA, C. T. C.; SANTI, A.; DALLACORT, R.; SANTOS, M. L.; MENEZES, C. B. Desempenho de cultivares de alface americana em resposta a diferentes doses de torta de filtro. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 43, n. 1, 2012b.

SANTANA-GOMES, S. M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; ROLDI, M.; DADAZIO, T. S.; MARINI, P. M.; BARIZAO, D. A. O. Mineral nutrition in the control of nematodes. **African Journal of Agricultural Research**, Victoria Island, v. 8, n. 21, p. 2413-2420, 2013.

SANTANA, S. M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; BIELA, F.; CUNHA, T. P. L. CHIAMOLERA, F. M.; ROLDI, M.; ABE, V. H. F. Plantas antagonistas no manejo de *Meloidogyne incognita*, em solo arenoso de área de cultivo de olerícolas. **Nematropica**, Bradenton, v. 42, n. 2, p. 287-294, 2012a.

SANTI, A.; SCARAMUZZA, W.L.M.P.; NEUHAUS, A.; DALLACORT, R.; KRAUSE, W.; TIEPPO, R.C. Desempenho agrônomico de alface americana fertilizada com torta de filtro em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 2, p. 338-343, 2013.

SANTOS, R. H. S.; SILVA, F.; CASALI, V. W. D.; CONDE, A. R. Efeito residual da adubação com composto orgânico sobre o crescimento e produção de alface. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 36, n. 11, p. 1395-1398, 2001.

SEAB – SECRETARIA DE ESTADO DA AGRICULTURA E DO ABASTECIMENTO. **Olericultura – Análise da Conjuntura Agropecuária**. Disponível em: <http://www.agricultura.pr.gov.br/arquivos/File/deral/Prognosticos/2017/Olericultura_2015_16.pdf>. Acesso em: 14 jul. 2017.

SEDIYAMA, M. A. N.; MAGALHÃES, I. P. B.; VIDIGAL, S. M. PINTO, C. L. O.; CARDOSO, D. S. C. P.; FONSECA, M. C. M.; CARVALHO, I. P. L. Uso de fertilizantes orgânicos no cultivo de alface americana (*Lactuca sativa* L.) ‘Kaiser’. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, Viçosa, v. 6, n. 2, p. 66-74, 2016.

SHARMA, R. D.; GOMES, A. C. Effect of *Bacillus* spp. Toxins on oviposition and juvenile hatching of *Heterodera glycines*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 20, p. 53-62, 1996.

SHARON, E.; BAR-EYAL, M.; CHET, I.; HERRERA-ESTRELLA, A.; KLEIFELD, O.; SPIEGEL, Y. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. **Phytopathology**, Lawrence, v. 91, n.7, p. 687-93, 2001.

SIDDIQUI, Z. A.; IQBAL, A.; MAHMOOD, I. Effects of *Pseudomonas fluorescens* and fertilizers on the reproduction of *Meloidogyne incognita* and growth of tomato. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 16, n. 2, p. 179-185, 2001.

SIDDIQUI, Z. A.; AKHTAR, M. S. Effects of antagonistic fungi and plant growth promoting rhizobacteria on growth of tomato reproduction of root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. **Australian Plant Pathology**, Collingwood, v. 38, n. 1, p. 22-28, 2009.

SIKORA, R. A. Management of the antagonistic potential in agricultural ecosystems for the biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 30, p. 245-270, 1992.

SILVA, F. J.; RIBEIRO, R. C. F.; XAVIER, A. A.; SANTOS NETO, J. A.; SOUZA, M. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Rizobactérias associadas a materiais orgânicos no controle de nematoides das galhas em tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 1, p. 59-65, 2016.

SILVA, J. B. C.; GIORDANO, L. B. Tomate para processamento industrial. **Comunicação para transferência de tecnologia**. Brasília: Embrapa-CNPq, 2000. 169 p.

SILVA, J. O. **Meloidogyne incognita na cultura do tomate: levantamento e manejo com produtos biológicos**. 2015. 77 p. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade) – Universidade Federal de Goiás, Goiânia. 2015.

SILVA, J. O.; SANTANA, M. V.; FREIRE, L. L.; FERREIRA, B. S.; ROCHA, M. R. Biocontrol agents in the management of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 47, n. 10, p. 1-7, 2017.

SILVEIRA, A. P. D.; FREITAS, S. S. 2007. Microbiota do solo e qualidade ambiental. Campinas: Instituto Agronômico, 312 p.

SINGH, U. B.; SINGH, S.; MALVIYA, D.; CHAURASIA, R.; IMRAN, M.; RAI, J. P.; SHARMA, A. K. Harnessing biocontrol potential of *Trichoderma harzianum* for control of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Indian Phytopathology**, New Delhi, v. 70, n. 3, p. 331-335, 2017.

SMITH, P. Embryo culture of tomato species hybrid. **American Society for Horticultural Science Proceedings**, Alexandria, v. 44, p. 413-416, 1944.

SORRIBAS, F. J.; ORNAT, C.; VERDEJO-LUCAS, S.; GALEANO, M.; VALERO, J. Effectiveness and profitability of the *Mi*-resistant tomatoes to control root-knot nematodes. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 11, p. 29-38, 2005.

SOUSA, C. C. M.; PEDROSA, E. M. R.; ROLIM, M. M.; OLIVEIRA FILHO, R. A.; SOUZA, M. A. L. M.; PEREIRA FILHO, J. V. Crescimento e respostas enzimáticas do feijoeiro caupi sob estresse hídrico e nematoide de galhas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 19, n. 2, p. 113-118, 2015.

STADNIK, M.J.; BETTIOL, W. 2000 - Controle biológico de oídeos. In: MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. (Ed.) - Controle biológico. v. 3. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, p. 95–112.

STANGARLIN, J. R.; KUHN, O. J.; ASSI, L.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F. Control of plant diseases using extracts from medicinal plants and fungi. In: MÉNDEZ-VILAS, A. (Ed.). **Science Against Microbial Pathogens: Communicating Current Research And Technological Advances**, Badajoz: Formatex, p. 1033-1042, 2011.

STANGARLIN, J. R.; KUHN, O. J.; TOLEDO, M. V.; PORTZ, R. L.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; PASCHOLATI, S. F. A defesa vegetal contra fitopatógenos. **Scientia Agraria Paranaensis**, Marechal Cândido Rondon, v. 10, n. 1, p.18-46, 2010.

SUÁREZ, M. B., REY, M., CASTILLO, P., MONTE, E.; LLOBELL, A. Isolation and characterization of PRA1, a trypsinlike protease from the biocontrol agent *Trichoderma harzianum* CECT 2413 displaying nematocidal activity. **Applied Microbiology Biotechnology**, Berlin, v. 65, n. 1, p. 46-55, 2004.

SZABÓ, M.; CSEPREGI, K.; GÁLBER, M.; VIRÁNYI, F.; FAKETE, C. Control plant-parasitic nematodes with *Trichoderma* species and nematode-trapping fungi: The role of *chi18-5* and *chi18-12* genes in nematode egg-parasitism. **Biological Control**, San Diego, v. 63, n. 1, p. 121-128, 2012.

TEIXEIRA, D. A.; ZAMBOLIM, L.; LIMA, R. D.; DIAS, W. P. 1997. Época de incorporação de diferentes fontes de matéria orgânica sobre a população do nematoide do cisto da soja. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 15, Gramado. Resumos e Palestras, 62 p.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. 2. ed. Jaboticabal: Funep. 372 p, 1993.

TRANI, P.E.; TIVELLI, S.W. PURQUERIO, L.F.V. AZEVEDO FILHO, J.A. de. Hortaliças: alface (*Lactuca sativa* L.). Campinas: Instituto Agrônômico, 2005. Disponível em: <<http://www.iac.sp.gov.br/Tecnologias/Alface/Alface.htm>> Acesso em: 06 de jun. 2017.

TRANIER, M.-S.;POGNANT-GROS, J.; QUIROZ, R. D. C.; GONZÁLEZ, C. N. A.; MATTEILE, T.; ROUSSOS, S. Commercial biological control agents targeted against plant-parasitic root-knot nematodes. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Curitiba, v. 57, n. 6, p. 831-841, 2014.

TRONCONI, N. C.; FERRAZ, S.; SANTS, J. M.; REGAZZI, A. J. Avaliação do efeito da palha de café, misturada ao solo, no desenvolvimento de *Meloidogyne exigua* GOELDI, 1887, em mudas de cafeeiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 10, p. 85-102, 1986.

VALLAD, G. E.; GOODMAN, R. M. Systemic acquired resistance and induced systemic resistance in conventional agriculture. **Crop Science**, Madison, v. 44, p. 1920-1934, 2004.

VALE, D. M.; ALMEIDA, J. A.; MARÇAL, L. M.; VIEIRA, B. C.; ROSA, T. A.; PAIVA, L. C.; ARAUJO, F. G. Cama de frango no manejo de *Pratylenchus brachyurus* na cultura da soja. In: IV Congresso Estadual de Iniciação Científica do IF Goiano, Goiânia. P. 1-2. 2015.

VALE, F. X. R.; LOPES, C. A.; ALVARENGA, M. A. R. Doenças fúngicas, bacterianas e causadas por nematoides. In: ALVARENGA, M. A. R. (Ed.). Tomate: produção em campo, em casa de vegetação e em hidroponia. Lavras: UFLA, 2013. 445 p.

VALLE, L. A. C.; DIAS, W. P.; FERRAZ, S. Reação de algumas espécies vegetais, principalmente leguminosas, ao nematóide de cisto da soja, *Heterodera glycines* Ichinohe. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 20, n. 2, p. 30-40, 1996.

VAN DAMME, V.; HOEDEKIE, A., VIAENE, N. Long-term efficacy of *Pochonia chlamydosporia* for management of *Meloidogyne javanica* in glasshouse crops. **Nematology**, Boston, v. 7, n. 5, p. 727-736, 2005.

VAN LOON, L. C. PIERPOINT, W. S.; BOLLER, Th.; CONEJERO, T. Recommendation for naming plant pathogenesis-related proteins. **Plant Molecular Biology Reporter**, Dordrecht, v. 12, n. 3, p. 245-264, 1994.

VAZ, M. V.; CANEDO, E. J.; MACHADO, J. C.; VIEIRA, B. S.; LOPES, E. A. Controle Biológico de *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita* com *Bacillus subtilis*. **PERQUIRERE Revista do Núcleo Interdisciplinar de Pesquisa e Extensão**, Patos de Minas, v. 1, n. 8, p. 203-212, 2011.

VENZON, M.; ROSADO, M. C.; EUSÉBIO, D. E.; PALLINI, A. de. **Controle biológico conservativo**. In: VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. Controle alternativo de doenças e pragas. Visconde do Rio Branco: Suprema. p. 1-22. 2005.

VIDA, J. B.; ZAMBOLIM, L.; TESSMAN, D. J.; BRANDÃO FILHO, J. U. T.; VERZIGNASSI, J. R.; CAIXETA, M. P. Manejo de Doenças de Plantas em Cultivo Protegido. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 4, p. 355-372, 2004.

WALTERS, D.; NEWTON, A.; LYON, G. **Induced resistance for plant defence – a sustainable approach to crop protection**. Oxford: Blackwell, 258 p, 2007.

WANG, K.-H.; SIPES, B. S.; SCHMITT, D. P. Crotalaria as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, Bradenton, v. 32, n. 1, p.35-57, 2002.

WILCKEN, S. R. S.; GARCIA, M. J. M.; SILVA, N. Resistência de Alface do Tipo Americana a *Meloidogyne incognita* raça 2. **Nematologia Brasileira**, Botucatu, v. 29, n. 2, p. 267-271, 2005.

WILLIAMSON, V. M.; GLEASON, C. A. Plant nematode interactions. **Current Opinion in Plant Biology**, Oxford, v. 6, n. 4, p. 327-333, 2003.

WILLIAMSON, V. M.; HUSSEY, R. S. Nematode pathogenesis and resistance in plants. **The Plant Cell**, Waterbury, v. 8, p. 1735-1745, 1996.

WILLIAMSON, V. M. Root-knot nematode resistance genes in tomato and their potential for future use. **Annual Review Phytopathology**, Palo Alto, v. 36, n. 1, p. 277-293, 1998.

YOUSSEF, M. M. A.; EL-NAGDI, W. M. A. Effect of certain organic materials in controlling *Meloidogyne incognita* root-knot nematode infesting banana. **Archives Of Phytopathology And Plant Protection**, Abindgon, v. 43, n. 7, p. 660-665, 2010.

YU, J.; ZHANG, J.; HE, J.; LIU, Z.; YU, Z. Combinations of mild physical or chemical pretreatment with biological pretreatment for enzymatic hydrolysis of rice hull. **Bioresource Technology**, Essex, v. 100, n. 2, p. 903-908, 2009.

ZACHÉ, B. **Manejo de biodiversidade em cultivo orgânico de alface (*Lactuca sativa*) através do uso de cravo-de-defunto (*Tagetes erecta*) como planta atrativa**. 2009. 72 p. Dissertação (Mestrado em Entomologia Agrícola) – Universidade Federal de Lavras, Lavras. 2009.

ZAMBOLIM, L.; SANTOS, M. A.; BECKER, W. F.; CHAVES, G. M. Agro-waste soil amendments for the control of *Meloidogyne javanica* on tomato. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 2, p. 250-253, 1996.

ZAMBOLIM, L.; VENTURA, J. A. Resistência de doenças induzidas pela nutrição mineral. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 1, n. 1, p. 275-318, 1993.

ZANARDO, N. M. T. **Purificação parcial de frações de *Saccharomyces cerevisiae* indutoras de resistência contra antracnose e avaliação de agentes bióticos (*S. cerevisiae* e AgroMos®) e abiótico (Bion®) na indução de resistência contra inseto (*Tuta absoluta* x tomateiro), nematoide (*Meloidogyne incognita* x pepineiro) e organismo não-alvo (*Bradyrhizobium elkanii* x soja)**. 2009. 98 f. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade de São Paulo “Luiz de Queiroz”, Piracicaba. 2009.

ZHANG, S.; GAN, Y.; XU, B. Biocontrol potential of a native species of *Trichoderma longibrachiatum* against *Meloidogyne incognita*. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 94, p. 21-29, 2015.

ZHANG, S. W.; GAN, Y. T.; XU, B. Efficacy of *Trichoderma longibrachiatum* in the control of *Heterodera avenae*. **BioControl**, Oxford, v. 59, n. 3, p. 319-331, 2014.

CAPÍTULO 1

Matéria orgânica associada a produtos biológicos no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro

Matéria orgânica associada a produtos biológicos no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro

RESUMO

Os nematoides causadores de galhas são considerados responsáveis por perdas expressivas na produção de tomateiro, exigindo medidas integradas de controle. Desta forma, objetivou-se avaliar a associação de controle biológico a fontes de matéria orgânica na redução de *Meloidogyne javanica* em tomateiro. Para isso, dois experimentos foram conduzidos em duas épocas distintas, em casa de vegetação. Plantas de tomateiro foram transplantadas em vasos e inoculadas com 2000 ovos de *M. javanica*. As plantas foram tratadas com produtos para controle biológico Nem-Out™ ou Compost-Aid®, isolados ou em associação com resíduos orgânicos, sendo cama de frango, torta de filtro, casca de arroz e casca de café. Após sessenta dias foram avaliadas quanto aos parâmetros nematológicos e vegetativos. Com exceção de Nem-Out™+cama de frango, todos os tratamentos foram eficientes em reduzir o número de galhas, apresentando reduções de até 82% para o tratamento com Nem-Out™+torta de filtro e 98% para Compost-Aid®+torta de filtro. A aplicação de cama de frango associada a Nem-Out™ não reduziu o número de galhas e o total de nematoides, bem como o total de nematoides quando associada ao Compost-Aid®, porém foram eficientes em reduzir o número de nematoides.g⁻¹ de raiz. Este parâmetro foi reduzido em todos os tratamentos, principalmente quando associado controle biológico aos resíduos orgânicos, para os dois produtos biológicos, com redução de 96% com a aplicação de Nem-Out™+casca de café, e 97% quando tratadas com Compost-Aid®+torta de filtro. A maioria dos tratamentos influenciou positivamente os parâmetros vegetativos quando comparados à testemunha inoculada.

Palavra-chave: *Bacillus*. Manejo alternativo. Nematóide das galhas. Resíduos orgânicos. *Trichoderma*.

Organic matter associated with biological products in the control of
Meloidogyne javanica in tomato

ABSTRACT

Root knot nematodes are responsible for significant losses in tomato production, requiring integrated control measures. The aim of this study was to evaluate the association of biological control to the sources of organic matter in reduction of *Meloidogyne javanica* in tomato. For this, two experiments were conducted in two distinct seasons, under greenhouse conditions. Tomato plants were transplanted in vessels and inoculated with 2000 eggs of *M. javanica*. The plants were treated with Nem-Out™ or Compost-Aid® biological control products, isolated or in association with organic residues, chicken manure, filter cake, rice husk and coffee husk. After sixty days, the nematological and vegetative parameters were evaluated. Except of Nem-Out™+chicken manure, all treatments were efficient to reduce the number of galls, up to 82% for treatment with Nem-Out™+filter cake and 98% for Compost-Aid®+filter cake. The application of chicken manure associated with Nem-Out™ did not reduce the number of galls and total number of nematodes as well as total nematodes when associated with Compost-Aid®, but were efficient to reduce the number of root g⁻¹ nematodes. This parameter was reduced in all treatments, especially when the biological control was associated to and the organic residues, in both of two biological products, reducing 96% with application of Nem-Out™+coffee husk, and 97% when treated with Compost-Aid®+filter cake. Most of the treatments positively influenced the vegetative parameters when compared to the inoculated control.

Keywords: *Bacillus.Trichoderma*. Gall nematode. Alternative management. Organic waste.

1. INTRODUÇÃO

A tomaticultura é um importante segmento da produção de hortaliças no Brasil, entretanto os nematoides limitam o cultivo da hortaliça, comprometendo em até 30% a produção (NAIKA et al., 2006), sendo o gênero *Meloidogyne* relatado como o mais prejudicial à cultura (SOUSA et al., 2010).

Para amenizar os danos causados, buscam-se alternativas de manejo eficientes e compatíveis com o cenário atual, priorizando a conservação do ambiente e a sustentabilidade, bem como a segurança de produtores e consumidores. Desta forma, a utilização de organismos para o controle biológico de nematoides vem crescendo, por se tratar de uma medida eficaz, gerando benefícios para a cultura, sem causar impacto ao ambiente. Dentre os organismos mais utilizados, destacam-se os fungos e as bactérias, com capacidade de controle de diversas espécies de nematoides em diferentes culturas (HIGAKI; ARAUJO, 2012; KATH et al., 2017; SILVA et al., 2017).

Bactérias do gênero *Bacillus* têm sido relatadas como importantes agentes no controle de nematoides, pois podem associar-se endofiticamente com a planta, colonizando os tecidos radiculares, principalmente o rizoplane. Atuam de forma variada no manejo de nematoides, pela produção de substâncias tóxicas que comprometem o desenvolvimento do nematoide ou em sua localização. Também podem promover o crescimento e ativar mecanismos de defesa das plantas (MACHADO et al., 2012; CROW, 2014; XIANG et al., 2017).

Os fungos do gênero *Trichoderma* podem reduzir o número de nematoides por mecanismos variados de ação, como parasitismo direto, alteração da rizosfera, ação enzimática e indução de resistência de plantas (ZHANG et al., 2015; KATH et al., 2017). Assim, tanto bactérias como fungos apresentam importância no controle de nematoides, ambos com eficiência comprovada para meloidoginoses, inclusive em tomateiro (RADWAN et al., 2012; AL-HAZMI; TARIQ-JAVEED, 2016).

Além do controle biológico, a aplicação de diversos resíduos orgânicos têm apresentado bons resultados na redução de populações de nematoides. Isto ocorre por meio da liberação de substâncias tóxicas no processo de decomposição, como o furfural (BERNARDO et al., 2011; CROW; LUC, 2014). A liberação de nutrientes como o nitrogênio (N) é eficiente no controle de nematoides (HASSAN et al., 2010). O silício, presente na casca de arroz, é responsável por aumentar a rigidez da parede celular do hospedeiro, induzindo à resistência (OLIVEIRA et al., 2012). Além disto, tais resíduos podem atuar como substrato para o desenvolvimento de microrganismos no solo, promovendo aumento de populações antagonistas

aos nematoides (ABSOLUSORO et al., 2013). Da mesma forma que o controle biológico, esta prática não interfere negativamente nas questões ambientais, pelo contrário, utiliza resíduos diversos que podem ser poluidores quando não aplicado de forma correta.

A integração de diferentes práticas de manejo melhora o controle de nematoides, uma vez que atuam sobre diferentes etapas do ciclo de vida, de modo a dificultar a atividade do parasita e favorecer o desenvolvimento das plantas. Desta forma, a associação entre o controle biológico e a aplicação de fontes de matéria orgânica tem como objetivo potencializar o controle de nematoides, visto que a presença dos resíduos estimula as populações de microrganismos benéficos no solo, favorecendo o controle por competição, aumentando predadores e a produção de metabólitos secundários com efeito nematicida (DALEMOLLE-GIARETTA et al., 2010; MACHADO et al., 2012; TIMPER, 2014; SILVA et al., 2016). Portanto, o objetivo deste experimento foi avaliar o efeito de produtos comerciais à base de fungos e bactérias, associados ou não a diferentes fontes de material orgânico, provenientes de resíduos vegetais e animal, no controle de *Meloidogyne javanica* na cultura do tomateiro.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação, na Universidade Estadual de Maringá, Campus Maringá, PR, cujas coordenadas geográficas são 23° 25' 31" S latitude, 51° 56' 19" W longitude e altitude de 596 m, em delineamento inteiramente casualizado. Foram realizados dois experimentos, replicados para garantir maior confiabilidade dos resultados, com seis ou sete tratamentos (em função das testemunhas) e cinco repetições. Os experimentos foram conduzidos nos períodos de fevereiro a maio (Experimentos 1) e setembro a dezembro de 2017 (Experimentos 2), com temperatura mínima e máxima de 18 e 34 °C no primeiro período e 20 e 32,5 °C no segundo período, respectivamente.

Inicialmente, mudas de tomateiro cv. Santa Clara foram preparadas em bandejas de polietileno, contendo substrato Plantmax[®]. Após quinze dias da germinação, as plântulas foram transplantadas para vasos contendo 1,6 L de substrato composto por solo e areia, na proporção 1:1, autoclavado por 2 horas a 120 °C.

Três dias após o transplante, foi realizada a inoculação artificial com ovos e eventuais juvenis de segundo estágio de *M. javanica*. O inóculo foi obtido de população pura, mantida em tomateiro e quiabeiro, em casa de vegetação. Os nematoides foram extraídos segundo metodologia proposta por Hussey e Barker, adaptada por Boneti e Ferraz (1981). A quantificação do inóculo foi realizada em microscópio de luz, utilizando câmara de Peters e calibrada para 2000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio (J2) em 2 mL de suspensão. A inoculação foi feita por meio de dois orifícios com 2 cm de profundidade, abertos no solo, ao redor da planta. As plantas permaneceram por 40 dias nos vasos, para a multiplicação do nematoide, simulando uma condição de campo.

Após este período, descartou-se a parte aérea das plantas e, no mesmo dia, foram aplicados os resíduos orgânicos, sendo eles cama de frango, torta de filtro, casca de café e casca de arroz, na dose de 2,8 g do resíduo por parcela, correspondente a, aproximadamente, 3 t ha⁻¹. Os resíduos foram incorporados superficialmente sobre a raiz de tomateiro infestada com o auxílio de bastão de vidro. Uma amostra de cada resíduo foi enviada para análise da composição química (Tabela 1).

Tabela 1. Análise química da cama de frango, casca de café, torta de filtro e casca de arroz

Parâmetros	Unidades	Cama de	Casca de	Torta de	Casca de
		frango	café	filtro	arroz
		Resultados			
Nitrogênio (N)	g Kg ⁻¹	7,31	6,75	9,18	2,80
Fósforo (P)	g Kg ⁻¹	16,03	2,07	16,56	1,62
Potássio (K ⁺)	g Kg ⁻¹	51,36	45,03	18,17	3,14
Cálcio (Ca ²⁺)	g Kg ⁻¹	113,99	49,29	112,99	0,62
Magnésio (Mg ²⁺)	g Kg ⁻¹	11,57	10,84	11,20	0,40
Enxofre (S)	g Kg ⁻¹	1,59	0,18	2,31	0,99
Ferro (Fe)	g Kg ⁻¹	2361,89	601,88	2598,81	717,93
Manganês (Mn)	g Kg ⁻¹	1244,69	119,04	1433,17	300,00
Cobre (Cu)	g Kg ⁻¹	165,65	25,19	273,65	9,24
Zinco (Zn)	g Kg ⁻¹	423,79	32,56	321,98	13,48
Boro (B)	g Kg ⁻¹	116,57	92,60	79,56	23,77
Carbono Orgânico (C)	%	20,01	55,39	23,96	47,33
Matéria Orgânica (MO)	%	34,42	95,27	41,21	81,40
Cinzas	%	8,34	21,67	10,22	42,44
Umidade	%	20,99	9,02	70,46	7,40
pH CaCl ₂		8,86	6,84	6,48	5,30
Relação C/N		3/1	8/1	3/1	17,1

Após sete dias, uma nova plântula de tomateiro cv. Santa Clara foi transplantada para o vaso contendo as raízes infestadas. Neste momento, aplicou-se sobre a raiz do tomateiro, o produto Nem-Out™ (*Bacillus subtilis* (Ehrenberg) Cohn, *B. licheniformis* (Weigmann) Chester e *Trichoderma longibrachiatum* Rifai, contagem microbiológica total: $3,75 \times 10^8$ UFCg⁻¹; protease, silanase e celulase, cujas quantidades não foram informadas pelo fabricante (Improcrop® do Brasil Ltda). Também foi usado o Compost-Aid® (*Lactobacillus plantarum*, *Bacillus subtilis* e *Enterococcus faecium*, cada um com $1,5 \times 10^6$ UFCg⁻¹; celulase 6,0% p/p e amilase 0,6% p/p. Improcrop® do Brasil Ltda), ambos na dose de 0,7 g diluídos em 5 mL de água, equivalente a 14 kg ha⁻¹. Desta forma, os tratamentos aplicados sobre a raiz da plântula, no momento do transplante, foram: Nem-Out™; Nem-Out™+cama de frango; Nem-Out™+torta de filtro; Nem-Out™+casca de café; Nem-Out™+casca de arroz; testemunha inoculada e testemunha não inoculada (para comparação dos parâmetros vegetativos). Os

mesmos tratamentos foram aplicados para o Compost-Aid[®]. Aos vinte e oito dias após o transplante, as plantas receberam novamente o controle biológico aplicado superficialmente no solo, na dose de 0,15 g para os dois produtos, Nem-Out[™] e Compost-Aid[®], ambos diluídos em 5 mL de água.

Sessenta dias após aplicação dos tratamentos, as plantas foram retiradas e separadas em parte aérea e raiz. Para determinação dos parâmetros nematológicos, as raízes foram lavadas, depositadas sobre papel toalha para retirar o excesso de água e determinou-se a massa fresca de raiz. Avaliou-se o número de galhas, por contagem direta e, em seguida, os nematoides foram extraídos das raízes pelo método citado anteriormente, sendo os nematoides quantificados em câmara de Peters, sob microscópio de luz, obtendo-se o número total de nematoides, composto pelo número de ovos e juvenis de segundo estágio. Este índice foi dividido pela massa da raiz, obtendo-se o número de nematoides g⁻¹ de raiz. Na parte aérea foram avaliados os parâmetros altura de plantas, massa fresca e seca, sendo esta obtida pela secagem em estufa de circulação forçada de ar, a 68 °C por 72 horas.

Os dados foram submetidos à análise de variância e, quando significativos, as médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade, utilizando o programa estatístico Sisvar (FERREIRA, 2011). Para atender os pressupostos de normalidade, os dados foram transformados por $\sqrt{(x+0,5)}$.

3. RESULTADOS

No experimento Nem-OutTM-Exp. 1, os tratamentos promoveram redução no número de galhas de *M. javanica*, se comparados à testemunha, sendo Nem-OutTM+torta de filtro, Nem-OutTM+casca de café e Nem-OutTM+casca de arroz os mais eficientes (Tabela 2). As reduções foram de 83,0, 76,0 e 65,8 %, respectivamente, em relação à testemunha. No experimento Nem-OutTM-Exp. 2, com exceção de Nem-OutTM+cama de frango, todos os tratamentos apresentaram reduções, variando de 37,2 a 90,8 % para os tratamentos Nem-OutTM e Nem-OutTM+torta de filtro, respectivamente. Com exceção do tratamento com cama de frango, o número total de nematoides foi reduzido por todos os demais tratamentos no Nem-OutTM-Exp. 1, e, no Nem-OutTM-Exp. 2,. O número de nematoides g⁻¹ de raiz foi influenciado por todos os tratamentos, cujas reduções variaram de 73 a 96% para Nem-OutTM+cama de frango e Nem-OutTM+casca de café, respectivamente, quando comparados à testemunha no Nem-OutTM-Exp. 1 (Tabela 2).

Tabela 2. Número de galhas, total de nematoides e nematoides por grama de raiz de *Meloidogyne javanica* em tomateiro tratado com Nem-Out™ e diferentes fontes de matéria orgânica

Tratamentos	Galhas	Nematoide total	Nematoides g ⁻¹ de raiz
Nem-Out™-Exp. 1			
Testemunha inoculada	529 a	38762 a	15626 a
Nem-Out™	256 b	6255 b	1405 b
Nem-Out™+cama de frango	301 b	31546 a	4209 b
Nem-Out™+casca de café	127 c	2743 b	592 b
Nem-Out™+casca de arroz	181 c	7818 b	2958 b
Nem-Out™+torta de filtro	90 c	9128 b	2245 b
CV (%)	42,11	43,10	60,99
Nem-Out™-Exp. 2			
Testemunha inoculada	196 a	6055 b	10087 a
Nem-Out™	123 b	4982 c	1324 b
Nem-Out™+cama de frango	179 a	6834 a	1201 b
Nem-Out™+casca de café	23 c	1483 e	322 c
Nem-Out™+casca de arroz	25 c	2156 d	591 c
Nem-Out™+torta de filtro	18 c	1248 e	235 c
CV (%)	19,89	16,06	31,85

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade. Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação.

Todos os tratamentos promoveram aumento na altura do tomateiro no experimento Nem-Out™-Exp. 1, com maior incremento para o tratamento Nem-Out™+torta de filtro, aumentando em 64,4 % quando comparado à testemunha (Tabela 3). No Nem-Out™-Exp. 2, os tratamentos foram eficientes em aumentar este parâmetro, inclusive comparados à testemunha não inoculada. Os tratamentos promoveram incremento na massa fresca da raiz em ambos os experimentos, com aumento de até 63% no Nem-Out™-Exp. 1 e 86% no Nem-Out™-Exp. 2. A massa fresca da parte aérea foi superior à testemunha inoculada em todos os tratamentos, exceto em Nem-Out™+casca de arroz no Nem-Out™-Exp. 1. Não houve alteração da massa seca da parte aérea no primeiro experimento, e no segundo, apenas Nem-Out™ e Nem-Out™+casca de arroz não diferiram da testemunha inoculada (Tabela 3).

Tabela 3. Altura, massa fresca de raiz, massa fresca (MFPA) e massa seca (MSPA) da parte aérea de tomateiro tratado com Nem-Out™, associado ou não a resíduos orgânicos, e inoculado com *Meloidogyne javanica*

Tratamentos	Altura (cm)	Massa raiz (g)	MFPA (g)	MSPA (g)
1				
Testemunha inoculada	30,31 d	2,87 c	11,39 b	1,12 ^{ns}
Testemunha não inoculada	65,82 a	4,46 b	26,03 a	2,52
Nem-Out™	30,86 d	4,62 b	17,33 a	1,71
Nem-Out™+cama de frango	44,45 c	7,79 a	21,79 a	2,93
Nem-Out™+casca de café	36,72 c	4,86 b	21,59 a	4,23
Nem-Out™+casca de arroz	39,25 c	3,74 b	13,61 b	1,57
Nem-Out™+torta de filtro	49,83 b	4,44 b	21,66 a	2,49
CV (%)	13,68	22,02	18,23	29,85
Nem-Out™-Exp.				
2				
Testemunha inoculada	25,28 d	0,76 c	4,29 d	0,60 c
Testemunha não inoculada	52,42 b	5,02 a	15,03 b	1,29 b
Nem-Out™	42,42 c	3,97 b	10,29 c	1,01 c
Nem-Out™+cama de frango	61,42 a	5,79 a	16,92 a	1,92 a
Nem-Out™+casca de café	56,00 a	4,85 a	15,27 b	1,37 b
Nem-Out™+casca de arroz	49,42 b	3,72 b	13,13 b	1,17 c
Nem-Out™+torta de filtro	60,57 a	5,42 a	16,87 a	1,48 b
CV (%)	12,86	18,28	14,75	35,87

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade. Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação.

No experimento Compost-Aid®-Exp. 1, com exceção do tratamento Compost-Aid®+cama de frango, todos os tratamentos foram eficientes em reduzir o número de galhas, com redução de 98,5% pela aplicação de Compost-Aid®+torta de filtro, quando o tratamento foi comparado à testemunha (Tabela 4). Os resultados foram semelhantes no Compost-Aid®-Exp. 2, entretanto, o tratamento com cama de frango aumentou o número de galhas em 17%. Com exceção do tratamento Compost-Aid®+cama de frango, todos os tratamentos reduziram o total de nematoides no sistema radicular em ambos experimentos, sendo o melhor tratamento Compost-Aid®+torta de filtro, cuja redução foi de 97%. O total de nematoides aumentou em

21% com a aplicação de Compost-Aid[®]+cama de frango no Compost-Aid[®]-Exp.2. Todos os tratamentos reduziram o número de nematoides g⁻¹ de raiz, sendo o melhor tratamento Compost-Aid[®]+torta de filtro, com redução de 97% se comparados à testemunha nos dois experimentos.

Tabela 4. Número de galhas, nematoide total e nematoides g⁻¹ de raiz de *Meloidogyne javanica* em tomateiro tratado com Compost-Aid[®] e diferentes fontes de matéria orgânica

Tratamentos	Galhas	Nematoide total	Nematoides g ⁻¹ de raiz
Compost-Aid [®] -Exp. 1			
Testemunha inoculada	453 a	36464 a	97 a
Compost-Aid [®]	87 b	12804 b	36 b
Compost-Aid [®] +cama de frango	565 a	28561 a	34 b
Compost-Aid [®] +casca de café	102 b	4796 c	17 c
Compost-Aid [®] +casca de arroz	56 b	3518 c	23 c
Compost-Aid [®] +torta de filtro	7 b	1260 c	15 c
CV (%)	84,15	42,45	32,86
Compost-Aid [®] -Exp. 2			
Testemunha inoculada	149 b	11207 b	7537 a
Compost-Aid [®]	41 d	3610 d	967 c
Compost-Aid [®] +cama de frango	180 a	14363 a	4347 b
Compost-Aid [®] +casca de café	69 c	4914 c	1369 c
Compost-Aid [®] +casca de arroz	25 e	2112 e	485 c
Compost-Aid [®] +torta de filtro	4 f	271 f	49 d
CV (%)	19,48	12,50	28,79

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade. Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação.

Não houve redução para altura de plantas nos tratamentos utilizando Compost-Aid[®]+casca de arroz, Compost-Aid[®]+torta de filtro e Compost-Aid[®]+cama de frango, diferindo estatisticamente da testemunha inoculada, promovendo incremento de até 65% para este parâmetro no Compost-Aid[®]-Exp. 1. Os demais tratamentos não apresentaram diferença quando comparados à testemunha inoculada (Tabela 5). No Compost-Aid[®]-Exp. 2, apenas a aplicação de Compost-Aid[®] não diferiu da testemunha inoculada. O melhor tratamento foi Compost-Aid[®]+torta de filtro, com aumento de 62,9% comparado à testemunha inoculada, não diferindo estatisticamente da testemunha não inoculada.

No Compost-Aid[®]-Exp. 1, a massa fresca da raiz foi semelhante em todos os tratamentos, não havendo diferença quanto à testemunha inoculada ou não, com exceção do tratamento Compost-Aid[®]+cama de frango, que apresentou incremento de 198,2%, comparado à testemunha inoculada. No Compost-Aid[®]-Exp. 2, todos os tratamentos apresentaram aumento neste parâmetro, diferindo da testemunha, mas não entre si. Os tratamentos promoveram incremento na massa fresca de parte aérea, no experimento 1. No experimento 2, o Compost-Aid[®]+casca de café não diferiu da testemunha inoculada, enquanto os demais tratamentos aumentaram em até 52% comparados à testemunha com nematoide.

Tabela 5. Altura, massa fresca de raiz, massa fresca (MFPA) e massa seca (MSPA) da parte aérea em plantas de tomateiro tratadas com Compost-Aid[®], associado ou não a resíduos orgânicos, e inoculadas com *Meloidogyne javanica*

Tratamentos	Altura (cm)	Massa raiz (g)	MFPA (g)	MSPA (g)
Compost-Aid [®] -Exp. 1				
Testemunha inoculada	33,36 b	2,75 b	11,36 b	1,26 b
Testemunha não inoculada	56,01 a	3,30 b	20,91 a	2,07 b
Compost-Aid [®]	41,33 b	5,02 b	18,10 a	2,28 b
Compost-Aid [®] +cama de frango	48,32 a	8,20 a	24,29 a	3,31 a
Compost-Aid [®] +casca de café	34,35 b	4,39 b	19,14 a	2,11 b
Compost-Aid [®] +casca de arroz	48,91 a	4,00 b	19,04 a	2,08 b
Compost-Aid [®] +torta de filtro	50,93 a	3,47 b	19,36 a	2,28 b
CV (%)	18,53	38,66	23,33	28,85
Compost-Aid [®] -Exp. 2				
Testemunha inoculada	38,14 e	1,83 b	9,06 c	0,73 c
Testemunha não inoculada	65,00 a	4,59 a	17,77 a	2,45 a
Compost-Aid [®]	39,85 e	3,93 a	10,06 c	0,96 c
Compost-Aid [®] +cama de frango	54,17 c	3,84 a	14,14 b	1,63 b
Compost-Aid [®] +casca de café	44,14 d	3,68 a	10,44 c	1,02 c
Compost-Aid [®] +casca de arroz	58,17 b	4,26 a	15,60 b	1,99 b
Compost-Aid [®] +torta de filtro	62,14 a	7,87 a	17,37 a	2,31 a
CV (%)	7,02	27,61	11,88	25,45

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste Scott-Knott a 5% de probabilidade. Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação.

A massa seca da parte aérea foi superior apenas para o tratamento Compost-Aid[®]+cama de frango, com incremento de 38% em relação à testemunha inoculada, no Compost-Aid[®]-Exp. 1 (Tabela 5). No segundo experimento, com exceção do Compost-Aid[®] e Compost-Aid[®]+casca de café, todos os tratamentos foram superiores à testemunha inoculada.

4. DISCUSSÃO

O produto biológico à base de *Bacillus licheniformis*, *B. subtilis* e *Trichoderma longibrachiatum* (Nem-Out™) reduziu a multiplicação do nematoide, evidenciado, principalmente pelo menor número de galhas e nematoides g⁻¹ de raiz, corroborando com os resultados obtidos no patossistema *M. incognita*-tomateiro (SILVA et al., 2017) e *Pratylenchus brachyurus* e *M. javanica* em soja (MIAMOTO et al., 2017). A eficiência do controle de nematoides por *Trichoderma* spp. foi verificada ainda em outros patossistemas (AL-SHAMMARI et al., 2013; ZHANG et al. 2014; ZHANG et al., 2015; KATH et al., 2017). O potencial deste gênero de fungo para o controle de nematoides tem sido bastante pesquisado, principalmente pelo fato de apresentarem múltiplas formas de ação, interferindo em diferentes fases do ciclo de vida do nematoide. Dentre estes, citam-se o parasitismo, inibindo o desenvolvimento de ovos e juvenis do nematoide, sendo este efeito relacionado ao aumento da atividade de quitinases e proteases; a indução de resistência, por meio da produção de enzimas; e a produção de substâncias tóxicas, como glucanases, quitinases, proteases e lipases, capazes de degradar a parede celular do patógeno (FREITAS et al., 2012; SZABÓ et al., 2012; IZUOGU; ABIRI, 2015; KATH et al., 2017).

Além de *Trichoderma*, o Nem-Out™, bem como Compost-Aid®, que também foi eficiente em controlar o nematoide, possuem em suas formulações bactérias do gênero *Bacillus* spp., cuja ação sobre os nematoides tem sido amplamente comprovada (ASHOUB; AMARA, 2010; ALVES et al., 2011; ADAM et al., 2014; HU et al., 2017). Da mesma forma que o fungo, esta bactéria tem vários mecanismos de ação sobre nematoides, incluindo produção de toxinas, que podem ter efeito direto sobre os nematoides, afetando a reprodução, ovoposição e eclosão (ASHOUB; AMARA, 2010; ALVES et al., 2011; MACHADO et al., 2012), ou podem promover alteração da rizosfera, por modificação de exsudatos radiculares, fazendo com que os nematoides fiquem desorientados e não encontrem o sistema radicular da planta hospedeira (ARAVIND et al., 2008; MACHADO et al., 2012; HU et al., 2017). Além disto, várias espécies e isolados deste gênero de bactérias estão relacionados à indução de resistência em plantas a patógenos (WEI et al., 2014; SHARAF et al., 2016).

Além do *Bacillus*, o Compost-Aid® é composto por *Enterococcus faecium* e *Lactobacillus plantarum*, capazes de atuar como aceleradores no processo de decomposição de matéria orgânica e, apesar da limitação de pesquisas para o manejo de nematoides, há relatos da eficiência do produto no controle de fungos (BELLOTTE et al., 2009; NASCIMENTO et al., 2016).

Os produtos biológicos aplicados isoladamente foram eficientes em controlar o nematoide, entretanto, a redução do nematoide foi ainda maior quando associados aos resíduos orgânicos, especialmente casca de arroz e de café e torta de filtro, que, em geral, controlaram tanto o número total, quanto por grama de raiz. Estes resíduos podem ter colaborado por meio de ação direta sobre o nematoide, pois no processo de decomposição da casca de café, ocorre à liberação de uma substância com ação nematicida, denominada furfural. Esta é originária da liberação de íons NH_4^+ provenientes do resíduo (MALAVOLTA, 1993; PEREIRA et al., 1996; BERNARDO et al., 2011). Seu efeito tóxico já foi comprovado em algumas espécies de nematoides, como *Meloidogyne arenaria*, *Pratylenchus brachyurus*, *Heterodera glycines* e *M. incognita* (RODRÍGUEZ-KÁBANA et al., 1993; BAUSKE et al., 1994). A ação sobre fitonematoides foi conferida à destruição da cutícula por meio de ação enzimática, e também pela promoção do aumento de microrganismos antagônicos presentes no solo (BAUSKE et al., 1994).

A casca de arroz, por sua vez, apresenta alta quantidade de silício (Si), que quando absorvido pela planta, acumula-se na parede celular, aumentando sua rigidez e formando barreira mecânica. Esta estrutura é capaz de impedir ou retardar a penetração do patógeno nos tecidos do hospedeiro, promovendo maior resistência à planta (DEEPAK et al., 2008; OLIVEIRA et al., 2012). O Si pode induzir resistência em plantas, afetando a capacidade reprodutiva de nematoides, como demonstrado no estudo envolvendo plantas de café e *M. exigua*, cujo resultado foi atribuído à produção de lignina e aumento na atividade enzimática (SILVA et al., 2010). São escassos os trabalhos que demonstram o efeito da aplicação da casca de arroz *in natura* no controle de nematoides. Entretanto, há relato da redução de *M. javanica* após tratamento com o resíduo decomposto, sendo a ação conferida às alterações nas propriedades físicas e químicas do solo, como aumento da alcalinidade, condutividade elétrica e maior quantidade de metais pesados (PRAKASH; SINGH, 2014).

A atividade da torta de filtro no controle do nematoide também foi comprovada em diferentes patossistemas (YOUSSEF; EL-NAGDI, 2010; ROLDI et al., 2013). O efeito exercido sobre o nematoide tem sido conferido à liberação de diferentes formas de nitrogênio e a baixa relação C:N, visto que a quantidade de N está relacionada à disponibilidade de matéria orgânica presente no solo, responsável pelo controle do nematoide (HASSAN et al., 2010). A elevada quantidade de N presente no resíduo pode ter favorecido populações antagônicas aos nematoides, no caso os fungos e bactérias, que por sua vez, promovem o controle de nematoides

por meio da produção de enzimas e substâncias tóxicas (HOWELL, 2003; KAVITHA et al., 2007).

A cama de frango foi eficiente, especialmente, em reduzir o número de nematoides g⁻¹ de raiz, possivelmente devido à ação benéfica e estimulante sobre as populações de fungos e bactérias aplicadas ao solo via produto biológico (ABSOLUSORO et al., 2013). Além da ação sobre microrganismos, o controle pode estar relacionado à ação de substâncias tóxicas nocivas ao nematoide, liberadas durante o processo de decomposição, incluindo ácidos húmicos e fúlvicos (DIAS; FERRAZ, 2001). Além da liberação de N na forma de NH₄⁺, disponível para absorção pela planta e com ação nematicida sobre ovos e juvenis, (AKHTAR; MALIK, 2000), devido à baixa relação C:N do resíduo (Tabela 1). Soma-se a isto, a elevada quantidade de N presente no mesmo, que pode melhorar os parâmetros vegetativos, promovendo maior crescimento das plantas (RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1986; LIMA et al., 2011), efeito este observado em diferentes patossistemas (LIMA et al., 2011; ABDEL-DAYEM et al., 2012; FANKAM et al., 2014). O aumento no número de galhas e nematoide total pode ser explicado pela elevada quantidade de N, que pode ter contribuído para o maior desenvolvimento do sistema radicular das plantas sob este tratamento, resultando em elevada quantidade de raízes novas e tenras, aumentando, desta forma, a disponibilidade de sítios de infecção, conforme observado em outras pesquisas (NAZARENO et al., 2010).

Como citado, além da ação direta dos materiais orgânicos, estes podem ter atuado indiretamente, estimulando o desenvolvimento dos agentes de controle biológico aplicados neste trabalho. A adição da matéria orgânica é uma forma de manipular o ambiente e promover maior eficiência no controle biológico, aumentando a atividade de fungos e bactérias antagonistas aos nematoides (AKHTAR; MALIK, 2000). A aplicação de matéria orgânica no solo atua como fonte de nutrientes para estes antagonistas (KERRY, 1987) e a proliferação destes microrganismos pode levar ao aumento da atividade enzimática, promovendo o acúmulo de compostos com ação nematicida (RODRIGUEZ-KABANA et al., 1987). Além disso, o controle biológico, apesar de apresentar efeito nematicida, quando integrado com outros métodos de controle se torna mais eficiente, de ação rápida e duradoura (AKHTAR; MALIK, 2000).

Quanto aos parâmetros vegetativos, a aplicação de resíduos orgânicos e produtos biológicos influenciou positivamente na maior parte dos parâmetros avaliados em todos os parâmetros quando associada ao Compost-Aid[®], e quando associada ao Nem-Out[™]. Os resultados se devem, principalmente, à liberação de nutrientes por parte dos resíduos, bem como

a baixa relação C:N, liberando grande quantidade de N, responsável pelo aumento na altura de plantas e massa de raiz, observada principalmente com a aplicação de torta de filtro e cama de frango, cujas relações C:N são de 3:1 (Tabela 1). Embora os organismos aplicados apresentem efeito no crescimento de plantas, no presente trabalho o efeito não foi constatado quando aplicados isoladamente, diferente do observado em outros trabalhos utilizando *Bacillus* spp. e *Trichoderma* spp. (MOREIRA; ARAÚJO, 2013; MACHADO et al., 2015; CHAGAS et al., 2017).

5. CONCLUSÕES

A associação dos produtos biológicos à base de *Bacillus* spp. e *Trichoderma* sp. aos resíduos orgânicos é eficiente em reduzir a população de *Meloidogyne javanica* em tomateiro.

Os tratamentos com cama de frango e torta de filtro associados aos produtos biológicos são os que melhor interferem nos parâmetros vegetativos das plantas.

A associação entre produtos biológicos e resíduos orgânicos pode ser usada como medida alternativa de controle de *Meloidogyne javanica*, apresentando redução da população do nematoide, além de promover aumento nos parâmetros vegetativos do tomateiro.

6. REFERÊNCIAS

- ADAM, M.; HEUER, H.; HALLMANN, J. Bacterial antagonists of fungal pathogens also control root-knot nematodes by induced systemic resistance of tomato plants. **Plos One**, San Francisco, v. 9, n. 2, p. 1-8, 2014.
- ABDEL-DAYEM, E. A.; ERRIQUENS, F.; VERRASTRO, V.; SASANELLI, N.; MONDELLI, D.; COCOZZA, C. Nematicidal and fertilizing effects of chicken manure, fresh and composted olive mill wastes on organic melon. **Helminthologia**, Bratislava, v. 49, n. 4, p. 259-269, 2012.
- ABSOLUSORO, S. A.; ABSOLUSORO, P. F.; MATHEW, F. O.; IZUOGU, N. B. Effects of organic and inorganic manures on the growth attributes of root-knot nematode (*Meloidogyne Incognita*) infected ethopian egg plant (*Solanum aethiopicum*). **World Journal of Agricultural Research**, Newark, v. 1, n. 6, p. 104-107, 2013.
- AKHTAR, M.; MALIK, A. Roles of organic soil amendments and soil organisms in the biological control of plant-parasitic nematodes: a review. **Bioresource Technology**, Fayetteville, v. 74, n. 1, p. 35-47, 2000.
- AL-HAZMI, A. S.; TARIQ-JAVEED, M. Effects of different inoculum densities of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride* against *Meloidogyne javanica* on tomato. **Saudi Journal of Biological Sciences**, Washington, v. 23, n. 2, p. 288-292, 2016.
- AL-SHAMMARI, T. A.; BAHKALI, A. H.; ELGORBAN, A. M.; EIKAHKY, M. T.; AL-SUM, B. A. The use of *Trichoderma longibrachiatum* and *Mortierella alpina* against root-rnot nematode, *Meloidogyne javanica* on tomato. **Journal of Pure and Applied Microbiology**, Bophal, v. 7, p. 199-207, 2013.
- ALVES, G. C. S.; SANTOS, J. M.; SOARES, P. L. M.; JESUS, F. G.; ALMEIDA, E. J.; THULER, R. T. Avaliação *in vitro* do efeito de rizobactérias sobre *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus zaeae*. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 78, n. 4, p. 557-564, 2011.
- ARAVIND, R.; KUMAR, A.; EAPEN, S. J. RAMANA, K. V. Endophytic bacterial flora in root and stem tissues ok back pepper (*Piper nigrum* L.) genotype: isolation, identification and evaluation against *Phytophthora capsici*. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 48, n. 2, p. 58-64, 2008.
- ASHOUB, A. H.; AMARA, M. T. Biocontrol activity of some bacterial genera against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. **Journal of American Science**, New York, v. 6, n. 10, p. 321-328, 2010.
- BAUSKE, E. M.; RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; ESTÁUN, V.; KLOEPPER, J. W.; ROBERTSON, D. G.; WEAVER, C. F.; KING, P. S. Management of *Meloidogyne incognita* on cotton by use of botanical aromatic compounds. **Nematropica**, Auburn, v. 24, n. 2, p. 143-150, 1994.
- BELLOTTE, J. A. M.; KUPPER, K. C.; RINALDO, D.; SOUZA, A.; PEREIRA, F. D.; GOES, A. Acceleration of the decomposition of Sicilian lemon leaves as an auxiliary measure in the control of citrus black spot. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 34, n. 2, p. 71-76, 2009.

BERNARDO, J. T.; FREITAS, L. G.; YAMADA, J. K.; ALMEIDA, V. S.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FERRAZ, S. Efeito de adubos orgânicos sobre *Meloidogyne javanica* em tomateiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35, n. 1-2, p. 1-10, 2011.

BONETI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 6, n. 1, p. 553, 1981.

CHAGAS, L. F. B.; CHAGAS JUNIOR, A. F.; SOARES, L. P.; FIDELIS, R. R. *Trichoderma* na promoção do crescimento vegetal. **Revista de Agricultura Neotropical**, Cassilândia, v. 4, n. 3, p. 97-102, 2017.

CROW, W. T. Effects of a commercial formulation of *Bacillus firmus* I-1582 on golf course bermudagrass infested with *Belonolaimus longicaudatus*. **Journal of Nematology**, College Park, v. 46, n. 4, p. 331-335, 2014.

CROW, W. T.; LUC, J. E. Field efficacy of furfural as a nematicide on turf. **Journal of Nematology**, College Park, v. 46, n. 1, p. 8-11, 2014.

DALEMOLLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; COUTINHO, M. M.; NEVES, W. S.; ZOOCA, R. J. F.; FERRAZ, S. Efeito da farinha de sementes de abóbora e de *Pochonia chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 2, p. 91-97, 2010.

DEEPAK, S.; MANJUNATH, G.; MANJULA, S.; NIRANJAN-RAJ, S.; GEETHA, N. P.; SHETTY, H. S. Involvement of silicon in pearl millet resistance to downy mildew disease and its interplay with cell wall proline/hydroxyproline-rich glycoproteins. **Australasian Plant Pathology**, Perth, v. 37, n. 5, p. 498-504, 2008.

DIAS, C. R.; FERRAZ, S. Efeito de frações biodigeridas de esterco de galinha sobre a eclosão e mortalidade de juvenis de *Heterodera glycines*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 25, n. 1, p. 99-101, 2001.

FANKAM, F.; SOWLEY, E. N. K.; OPPONG, N. E. Effect of poultry manure on the growth, yield and root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) infestation of carrot (*Daucus carota* L.). **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, Abindgon, v. 48, n. 5, p. 452-428, 2014.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011.

FREITAS, M. A.; PEDROSA, E. M. R.; MARIANO, R. L. R.; MARANHÃO, S. R. V. L. Screening *Trichoderma* spp. as potential agents for biocontrol of *Meloidogyne incognita* in sugarcane. **Nematropica**, Bradenton, v. 42, n. 1, p. 115-122, 2012.

HASSAN, M. A.; CHINDO, P. S.; MARLEY, P. S.; ALEGBEJO, M. D. Management of Root Knot Nematodes (*Meloidogyne* spp.) on Tomato (*Lycopersicon lycopersicum*) Using Organic Wastes in Zaria, Nigeria. **Plant Protection Science**, New Jersey, v. 46, n. 1, p. 34-38, 2010.

HIGAKI, W. A.; ARAUJO, F. F. *Bacillus subtilis* e Abamectina no controle de nematoides e alterações fisiológicas em algodoeiro cultivado em solos naturalmente infestados. **Nematropica**, Bradenton, v. 42, n. 2, p. 295-303, 2012.

HOWELL, C. R. Field control of cotton seedling diseases with *Trichoderma virens* in combination with fungicide seed treatments. **Journal of Cotton Science**, Memphis, v. 1, n. 1, p. 15-20. 1997.

HU, H. J.; CHEN, Y. L.; WANG, Y. F.; TANG, Y. Y.; CHEN, S. L.; YAN, S. Z. Endophytic *Bacillus cereus* effectively controls *Meloidogyne incognita* on tomato plants through rapid rhizosphere occupation and repellent action. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 101, n. 3, p. 448-455, 2017.

IZUOGU, N. B.; ABIRI, T. O. Efficacy of *Trichoderma harzianum* T22 as a biocontrol agent against root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on some soybean varieties. **Croatian Journal Food Science Technology**, Osijek, v. 7, n. 2, p. 47-51, 2015.

KATH, J.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; FERREIRA, J. C. A.; HOMIAK, J. A.; SILVA, C. R.; CARDOSO, C. R. Control of *Pratylenchus brachyurus* in soybean with *Trichoderma* spp. and resistance inducers. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 165, n. 1, p. 1-9, 2017.

KAVITHA, J.; JONATHAN, E. I.; UMAMAHESWARI, R. Field application of *Pseudomonas fluorescens*, *Bacillus subtilis* and *Trichoderma viride* for the control of *Meloidogyne incognita* in sugarbeet. **Journal of Biological Control**, Bangalore, v. 21, n. 2, p. 211-215, 2007.

KERRY, B. R. Biological control. In: BROWN, R. H., KERRY, B. R. **Principles and Practice of Nematode Control in Crops**. Londres: Academic Press, 1987. p. 253-263.

LIMA, F. R.; CAMPOS, H. D.; RIBEIRO, L. M.; SILVA, L. H. C. P.; RIBEIRO, G. C.; NEVES, D. L.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Efeito da cama de frango na redução da população do nematoide-de-cisto da soja. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35, n. 1, p. 3-4, 2011.

MACHADO, D. F. M.; TAVARES, A. P.; LOPES, S. J.; SILVA, A. C. F. *Trichoderma* spp. na emergência e crescimento de mudas de cambará (*Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera). **Revista Árvore**, Viçosa, v. 39, n. 1, p. 167-176, 2015.

MACHADO, V.; BERLITZ, D. L.; MATSUMURA, A. T. S.; SANTIN, R. C. M.; GUIMARÃES, A.; SILVA, M. E.; FIUZA, L. M. Bactérias como agentes de controle biológico contra fitonematóides. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 16, n. 2, p. 165-182, 2012.

MALAVOLTA, E. **Nutrição mineral e adubação do cafeeiro: colheitas econômicas máximas**. São Paulo: Agronômica Ceres, 210 p. 1993.

McSORLEY, R. Overview of organic amendments for management of plant-parasitic nematodes, with case studies from Florida. **Journal of Nematology**, College Park, v. 43, n. 2, p. 69-81, 2011.

MIAMOTO, A.; SILVA, M. T. R. E.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; PUERARI, H. H. Alternative products for *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica* management in soya bean plants. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 165, n. 10, p. 635-640, 2017.

MOREIRA, A. L. L.; ARAÚJO, F. F. Bioprospecção de isolados de *Bacillus* spp. como potenciais promotores de crescimento de *Eucalyptus urograndis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 37, n. 5, p. 933-343, 2013.

NAIKA, S.; JEUDE, J. V. L. de; GOFFAU, M. de; HILMI, M; DAM, B. V. **A cultura do tomate: Produção, processamento e comercialização**. Wageningen: Fundação Agromisa e CTA. Agrodok, v. 17, 104p., 2006.

NASCIMENTO, S. R. C.; SILVA, F. H. A.; CRUZ, B. L. S.; DANTAS, A. M. M.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; SENHOR, R. F. Sobrevivência de estrutura de resistência de *Macrophomina phaseolina* e *Sclerotium rolfsii* em solo tratado biologicamente. **Revista Agroambiente On-line**, Boa Vista, v. 10, n. 1, p. 50-56, 2016.

NAZARENO, G. G.; JUNQUEIRA, A. M. R.; PEIXOTO, J. R. Utilização de matéria orgânica para o controle de nematoides das galhas em alface sob cultivo protegido. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 26, n. 4, p. 579-590, 2010.

OLIVEIRA, R. M.; RIBEIRO, R. C. F.; XAVIER, A. A.; PIMENTA, L.; KORNDORFER, G. H. Efeito do silicato de cálcio e magnésio sobre a reprodução de *Meloidogyne javanica* e desenvolvimento de mudas de bananeira Prata-Anã. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 34, n. 2, p. 409-415, 2012.

OUSUNLOLA, S. O.; FAWOLE, B. Evaluation of animal dungs and organomineral fertilizer for the control of *Meloidogyne incognita* on sweet potato. **International Journal of Agronomy**, New York, v. 13, n.1, p.1-5, 2015.

PEREIRA, J. C.; ZAMBOLIM, L.; VALE, F. X. R.; CHAVES, G. M. Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 4, n. 1, p. 353-380, 1996.

PINHEIRO, J. B.; FERREIRA, A. D.; PEREIRA, R. B. **Ocorrência e Manejo de Nematoides em Apiaceas**. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2012. 13p (Circular Técnica 103).

PRAKASH, J.; SINGH, K. Impact of rice husk on population density and reproduction of tomato parasited root-knot nematodes. **European Journal of Biotechnology and Bioscience**, New Delhi, v. 2, n. 6, p. 1-6, 2014.

RADWAN, M. A.; FARRAG, S. A. A.; ABU-ELAMAYEM, M. M.; AHMED, N. S. Biological control of the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* on tomato using bioproducts of microbial origin. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 56, n. 1, p. 58-62, 2012.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 331-338, 2006.

RITZINGER, C. H. S. P.; McSORLEY, R. Effect of fresh and dry organic amendments on *Meloidogyne arenaria* in greenhouse use experiments. **Nematropica**, Auburn, v. 28, n. 2, p.173-183, 1998.

RODRIGUEZ-KÁBANA, R.; KLOPPER, J. W.; WEAVER, C. F.; ROBERTSON, D. G. Control of plant parasitic nematodes with furfural – a naturally occurring fumigant. **Nematropica**, Auburn, v. 23, n. 1, p. 63-73, 1993.

RODRIGUEZ-KÁBANA, R.; MORGAN-JONES, G.; CHET, I. Biological control of nematodes: Soil amendments and microbial antagonists. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 100, n. 1, p. 237-247, 1987.

ROLDI, M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; ABE, V. H. F.; MATTEI, D.; SEVERINO, J. J.; RODRIGUES, D. B.; FELIX, J. C. Agro-industrial waste and sewage sludge can control *Pratylenchus brachyurus* in maize. **Acta Agriculturae Scandinavica Section B – Soil and Plant Science**, Copenhagen, v. 63, n. 3, p. 283-287, 2013.

SANTANA-GOMES, S. M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; ROLDI, M.; DADAZIO, T. S.; MARINI, P. M.; BARIZÃO, D. A. O. Mineral nutrition in the control of nematodes. **African Journal of Agricultural Research**, Victoria Island, v. 8, n. 21, p. 2413-2420, 2013.

SHARAF, A. E. M. A.; KAILLA, A. M.; ATTIA, M. S.; NOFAL, M. M. Induced resistance in tomato plants against root knot nematode using biotic and abiotic inducers. **International Journal of Advanced Research in Biological Sciences**, Coimbatore, v. 3, n. 1, p. 31-46, 2016.

SILVA, F. J.; RIBEIRO, R. C. F.; XAVIER, A. A.; SANTOS NETO, J. A.; SOUZA, M. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Rizobactérias associadas a materiais orgânicos no controle de nematoides das galhas em tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 1, p. 59-65, 2016.

SILVA, J. O.; SANTANA, M. V.; FREIRE, L. L.; FERREIRA, B. S.; ROCHA, M. R. Biocontrol agents in the management of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 47, n. 10, p. 1-7, 2017.

SILVA, R. V.; OLIVEIRA, R. D. L.; NASCIMENTO, K. J. T.; RODRIGUES, F. A. Biochemical responses of coffee resistance against *Meloidogyne exigua* mediated by silicon. **Plant Pathology**, Honolulu, v. 59, n. 1, p. 586-593, 2010.

SOUSA, C. da S.; SOARES, A. C. F.; COIMBRA, J. L.; GARRIDO, M. da S.; MACHADO, G. da S. fungos micorrízicos arbusculares no controle de *Meloidogyne incognita* em mudas de tomateiro. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 23, n. 1, p. 15-20, 2010.

SZABÓ, M.; CSEPREGI, K.; GÁLBER, M.; VIRÁNYI, F.; FAKETE, C. Control plant-parasitic nematodes with *Trichoderma* species and nematode-trapping fungi: The role of *chi18-5* and *chi18-12* genes in nematode egg-parasitism. **Biological Control**, San Diego, v. 63, n. 1, p. 121-128, 2012.

TIMPER, P. Conserving and enhancing biological control of nematodes. **Journal of Nematology**, College Park, v. 46, n. 2, p. 75-89, 2014.

TRONCONI, N.M.; FERRAZ, S.; SANTOS, J.M.; REGAZZI, A.J. Avaliação do efeito da palha de café, misturado ao solo, no desenvolvimento de *Meloidogyne exigua* Goeldi, 1887, em mudas de cafeeiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 10, n. 1, p. 85-102, 1986.

WEI, L.; SHAO, Y.; WAN, J.; FENG, H.; ZHU, H.; HUANG, H.; ZHOU, Y. Isolation and characterization of a rhizobacterial antagonist of root-knot nematodes. **Plos One**, San Francisco, v. 9, n. 1, p. 1-7, 2014.

XIANG, N.; LAWRENCE, K. S.; KLOEPPER, J. W.; DONALD, P. A.; McINROY, J. A. Biological control of *Meloidogyne incognita* by spore-forming plant growth-promoting rhizobacteria on cotton. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 101, n. 5, p. 774-784, 2017.

YOUSSEF, M. M. A.; EL-NAGDI, W. M. A. Effect of certain organic materials in controlling *Meloidogyne incognita* root-knot nematode infesting banana. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, Abindgon, v. 43, n. 7, p. 660-665, 2010.

ZHANG, S.; GAN, Y.; XU, B. Biocontrol potential of a native species of *Trichoderma longibrachiatum* against *Meloidogyne incognita*. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 94, p. 21-29, 2015.

ZHANG, S. W.; GAN, Y. T.; XU, B. Efficacy of *Trichoderma longibrachiatum* in the control of *Heterodera avenae*. **BioControl**, Dordrecht, v. 59, n. 3, p. 319-331, 2014.

CAPÍTULO 2

Ativadores de defesa no controle de *Meloidogyne javanica* em alface

Ativadores de defesa no controle de *Meloidogyne javanica* em alface

RESUMO

Os agentes com potencial para indução de resistência vêm ganhando espaço no controle de nematoides, visto tratar-se de um método eficiente e seguro. Assim, objetivou-se avaliar dois possíveis ativadores de defesa, Copper Crop® e Agro-Mos® no controle de *Meloidogyne javanica* em alface, e estudar a produção de enzimas relacionadas à indução de resistência. Plantas de alface cv. Vera. Foram avaliadas quanto aos parâmetros vegetativos e nematológicos após tratamentos com os produtos *in vivo*, em dois experimentos distintos. Posteriormente, analisou-se a atividade da catalase e fenilalanina-amônia-liase sob tratamento com Agro-Mos® aos quatro, oito e 12 dias após a inoculação e tratamento. Realizou-se teste de eclosão *in vitro* avaliando o efeito dos produtos sobre o nematoide. O Copper Crop® aumentou a multiplicação em ambos os experimentos, enquanto que o Agro-Mos® reduziu a multiplicação do nematoide no experimento 2 *in vivo*. A massa de raiz foi influenciada pelos tratamentos no segundo experimento, bem como a massa fresca de parte aérea. Os tratamentos não alteraram a massa seca de parte aérea. A atividade das enzimas foi observada nas raízes das plantas, quando comparadas plantas inoculadas e tratadas às plantas não inoculadas e não tratadas a partir doitavo dia após a inoculação. Os produtos avaliados não apresentaram efeito na eclosão do nematoide no primeiro experimento, mas no segundo o Agro-Mos® não diferiu do produto abamectina, inibindo a eclosão, enquanto o Copper Crop® não apresentou controle, comparado ao tratamento com água.

Palavras-chave: Indução de resistência. Nematoides. Nutrientes. *Saccharomyces cerevisiae*.

Defense activators in the control of *Meloidogyne javanica* in lettuce

ABSTRACT

Agents with potential for induction of resistance are earning space in control of nematodes, since it is an efficient and safe method. The aim of this study was to evaluate two possible defense activators, Copper Crop® and Agro-Mos® in control of *Meloidogyne javanica* in lettuce, and to study the production of enzymes related to induction of resistance. Lettuce plants cv. Vera were evaluated for vegetative and nematological parameters after treatments with the products *in vivo*, in two different experiments. Subsequently, the activity of catalase and phenylalanine-ammonia-lyase under Agro-Mos® treatment was analyzed at 4, 8 and 12 days after inoculation and treatment. An *in vitro* hatch test was performed evaluating the effect of the products on the nematode. Copper Crop® increased multiplication in both experiments, while Agro-Mos® reduced nematode multiplication in experiment 2 *in vivo*. The root mass was influenced by treatments in the second experiment, as well as shoot fresh mass. The treatments did not alter the shoot dry matter. The activity of the enzymes was observed in the roots of the plants, when compared to plants inoculated and treated to the uninoculated and untreated plants from the 8th day after inoculation. The evaluated products had no effect on nematode hatching in the first experiment, but on the second Agro-Mos® did not differ from the abamectin product, inhibiting hatching, whereas Copper Crop® showed no control, compared to water treatment.

Keywords: Resistance induction. Nematodes. Nutrients. *Saccharomyces cerevisiae*.

1. INTRODUÇÃO

De grande importância no cenário nacional e mundial, a alface (*Lactuca sativa* L.) está entre as hortaliças folhosas mais consumidas (SANTI et al., 2013; SEDIYAMA et al., 2016), com área cultivada de aproximadamente 35 mil hectares (BLAT et al., 2011). O cultivo se concentra em regiões de clima ameno, denominadas “cinturões verdes”, visto que temperaturas elevadas limitam a produção da hortaliça (GOMES et al., 2005; SALA et al., 2005). . devido às exigências climáticas do cultivo a alface é cultivada, principalmente, sob ambiente protegido, (PINHEIRO et al., 2013), o que favorece o aumento de populações de nematoides, devido à temperatura favorável e ao cultivo sucessivo (LOPES et al., 1998).

Os nematoides são considerados fator limitante à produção de alface, principalmente o gênero *Meloidogyne* spp., cujas espécies relatadas na cultura são *M. incognita* (Kofoid e White) Chitwood, *M. javanica* (Treb) Chitwood, *M. hapla* Chitwoode *M. arenaria* (Neal) Chitwood, principalmente as duas primeiras, responsáveis por perdas elevadas ou mesmo a inviabilização do cultivo (PINHEIRO et al., 2013).

A infecção pelo nematoide é caracterizada pela hipertrofia e hiperplasia dos tecidos, ocasionando a formação de galhas e o engrossamento e encurtamento de raízes, afetando a absorção de nutrientes. Isto reflete em sintomas na parte aérea, como nanismo, amarelecimento, redução no tamanho da cabeça e ocorrência de folhas mais leves e soltas (NAZARENO et al., 2010; PINHEIRO et al., 2013).

O manejo destes nematoides é complexo, visto que as cultivares de alface, em geral, são suscetíveis. Nestes casos, o patógeno se multiplica por vários ciclos, aumentando a população e comprometendo a produção (PINHEIRO et al., 2013). Como não há nematicidas registrados para a cultura da alface, recomenda-se métodos alternativos de controle, incluindo rotação de culturas, aplicação de matéria orgânica e controle biológico. Contudo, produtos à base de nutrientes podem ser opção de controle, visto que a correta administração dos nutrientes pode aumentar ou reduzir a severidade de doenças e, em alguns casos, tais produtos podem atuar na indução de resistência no hospedeiro (MANSOURABAD et al., 2016).

A indução de resistência se refere à ativação de mecanismos de defesa presentes nas plantas, cujo objetivo é impedir ou retardar a infecção por patógenos. Pode ser obtida por tratamentos com agentes bióticos ou abióticos, induzindo resistência local ou sistêmica (MÉTRAUX, 2001). Algumas pesquisas têm mostrado que a aplicação de produtos ricos em nutrientes pode reduzir a severidade das nematoses e melhorar o rendimento das plantas (PINHEIRO et al., 2009; El-SHERIF et al., 2014; COUTO et al., 2016; MIAMOTO et al.,

2017). Os nutrientes, direta ou indiretamente, estão relacionados às estratégias de defesa vegetal, pois atuam como componentes integrais, ativadores, inibidores e reguladores de síntese ou do metabolismo vegetal, podendo ser um componente adicional no manejo de nematoides (FANCELLI, 2008).

Apesar de não estar completamente elucidado o papel de alguns nutrientes na redução de populações de nematoides, sabe-se que muitos deles apresentam efeito positivo no controle, como o cobre, que está relacionado à lignificação dos tecidos, e o zinco, que atua na síntese proteica, e cuja deficiência pode interferir no crescimento da planta. Além disso, aumenta a exsudação da raiz, acelerando o processo de infecção pelo nematoide (CAKMAK; MARSCHNER, 1988; BARKER; PILBEAM, 2007; MARSCHNER, 2012). O enxofre também foi relatado apresentando controle sobre população de nematoide em pepino (RUMIANI et al., 2016). Desta forma, o presente estudo teve como objetivo avaliar o efeito dos produtos comerciais Copper Crop[®] e Agro-Mos[®], no controle de *M. javanica* em alface *in vivo* e a ação nematicida *in vitro*, bem como a ação do Agro-Mos[®] na indução de resistência.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Copper Crop[®] e Agro-Mos[®] no controle de *Meloidogyne javanica* em alface *in vivo*

O experimento foi conduzido em dois períodos distintos, em casa de vegetação, na Universidade Estadual de Maringá, Maringá-PR, coordenadas geográficas 23° 25' 31" S latitude, 51° 56' 19" W longitude e altitude de 596m, sob delineamento inteiramente casualizado, com cinco ou seis tratamentos (em função das testemunhas) e seis repetições. O experimento foi realizado de março a junho de 2017 (Experimento 1) e foi repetido de setembro a dezembro de 2017 (Experimento 2), com temperatura de mínima e máxima de 16,5 e 33,0 °C e 20,0 e 32,5 °C, respectivamente.

Inicialmente, foram obtidas mudas de tomateiro cv. Santa Clara em bandejas de polietileno, contendo substrato Plantmax[®]. Após quinze dias da germinação, as plântulas foram transplantadas para copos de polietileno contendo 0,7 L de solo e areia, na proporção 1:1, previamente peneirados e autoclavados a 120 °C por duas horas.

Três dias após o transplante, realizou-se a inoculação artificial, no qual o inóculo foi obtido de plantas de quiabeiro e tomateiro, mantidas em casa de vegetação. A extração do nematoide foi realizada de acordo com a metodologia proposta por Hussey e Barker (1973), adaptada por Boneti e Ferraz (1981). O inóculo foi calibrado para 2000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio em 2 mL de suspensão e, posteriormente, foi aplicado em dois orifícios abertos no solo ao redor da plântula, com 2 cm de profundidade. Em seguida os orifícios foram tampados com o solo e as plantas foram mantidas por 40 dias para a multiplicação do nematoide, simulando um solo naturalmente infestado.

Aos 40 dias, a parte aérea das plantas foi descartada e uma muda de alface cv. Vera com 15 dias de germinação foi transplantada em cada vaso. No mesmo dia aplicou-se, via pulverização foliar, os tratamentos com os fertilizantes foliares Copper Crop[®] (composto por 54,81 g L⁻¹ de N e 134 g L⁻¹ de Cu); e Agro-Mos[®] (composto por mananoligossacarídeos fosforilados provenientes da parede celular de *Saccharomyces cerevisiae* biocomplexados com 28,04 g L⁻¹ de S, 36,90 g L⁻¹ de Cu, 24,60 g L⁻¹ de Zn), ambos fabricados pela Improcrop do Brasil. Os tratamentos consistiram de plantas não-inoculadas e tratadas com água, com aplicação com Copper Crop[®] ou com Agro-Mos[®], para estudo de parâmetros vegetativos; plantas inoculadas e submetidas aos mesmos tratamentos, para estudo nematológico. Como testemunhas foram usadas plantas não inoculadas e tratadas com água. As doses utilizadas foram de 0,25 mL de Copper Crop[®] diluído em 1 L de água e 1 mL de Agro-Mos[®] diluído em

1 L de água. As aplicações foram realizadas semanalmente via pulverização foliar, iniciando no primeiro dia e foram repetidas a cada sete dias, até os 45 dias.

Após 45 dias, as plantas foram retiradas, separando-se raiz de parte aérea. A parte aérea foi pesada, determinando-se a massa fresca da parte aérea e, em seguida, foi levada para a estufa de circulação forçada de ar a 68 °C por 72 horas e novamente pesada para a determinação da massa seca da parte aérea.

As raízes foram cuidadosamente lavadas, colocadas sobre papel absorvente, para retirar o excesso de água e, então, pesadas, obtendo-se a massa fresca de raiz. Posteriormente, determinou-se o número de galhas, por meio de contagem direta e, em seguida, foram submetidas ao método de extração de nematoides citado anteriormente, avaliando-se o total de nematoides por sistema radicular, com o auxílio de câmara de Peters e microscópio de luz. Este foi dividido para massa fresca da raiz, obtendo-se o número de nematoides g⁻¹ de raiz.

2.2 Avaliação enzimática em plantas de alface tratadas com Agro-Mos[®]

As condições experimentais, bem como obtenção de mudas de alface, foram as mesmas citadas anteriormente, contudo, aqui as mudas foram transplantadas para copos contendo 200 mL do substrato já citado. No dia do transplante, as plântulas foram inoculadas com 2000 ovos e eventuais juvenis de *M. javanica*. No mesmo dia, realizou-se a aplicação de Agro-Mos[®] na dose de 1 mL do produto diluído em 1 L de água, via pulverização foliar. Os tratamentos consistiram de planta sem Agro-Mos[®] e sem nematoide; planta sem Agro-Mos[®] e com nematoide; planta com Agro-Mos[®] e sem nematoide; planta com Agro-Mos[®] e com nematoide, cada um com quatro repetições.

As plantas foram coletadas no 4º, 8º e 12º dia após inoculação (DAI), separando-se uma amostra de aproximadamente 1 g de raiz. As amostras coletadas foram acondicionadas em envelope de papel alumínio, pesadas e congeladas a -16 °C. Cada amostra foi macerada em nitrogênio líquido e homogeneizadas com auxílio de almofariz, com 4 mL de tampão fosfato de potássio 50 mM (pH 7,0), 0,1 mM EDTA e 1% (p/p) de poli-vinil-pirrolidona. Cada solução foi centrifugada por 30 minutos a 15.000 rpm em temperatura de 4 °C. O sobrenadante foi acondicionado em microtubo limpo e congelado a -20 °C, considerado como extrato enzimático utilizado para a determinação do conteúdo proteico e da atividade de fenilalanina-amoníaco-liase (FAL) e catalase, enquanto que o precipitado foi descartado.

A quantificação de proteínas foi determinada pelo método de Bradford (1976), por meio de uma curva padrão de albumina sérica bovina. Em tubo de ensaio, foi adicionado

extrato enzimático, diluído $\frac{1}{4}$ em tampão de extração, sendo que a cada 10 μL da amostra foram acrescentados 40 μL de tampão e 2,5 mL do reagente de Bradford sob agitação. Após cinco minutos foi feita a leitura da absorbância a 595 nm em espectrofotômetro.

Para determinar a atividade da FAL, empregou-se o método de Mori, Sakurai e Sakuta (2001), assim, 100 μL do extrato enzimático foram adicionados em tubo de ensaio e, em seguida, pipetou-se 400 μL de solução tampão TRIS-EDTA (0,5M, pH 8,0), e 500 μL de solução de fenilalanina. Os tubos de ensaio contendo as misturas foram mantidos em banho-maria a 40 °C, por 1 hora. Para preparar a prova em “branco”, água destilada foi pipetada nos tubos, substituindo a fenilalanina para cada tratamento. As análises foram realizadas em duplicata. Após terminar o período em banho-maria, os tubos foram levados para uma bandeja com água e gelo, para cessar a reação, adicionando-se 60 μL de tampão HCl em cada tubo. Para a realização das leituras, o espectrofotômetro foi calibrado para 290 nm e os resultados foram expressos em termos de UA (unidade de absorbância) por mg de proteína.

A atividade da enzima catalase foi analisada pelo método de Góth (1991) modificado por Tamánková et al. (2006), no qual uma alíquota de 100 μL do extrato de cada planta foi incubada em 500 μL de mistura de substrato preparado com 60 mM de peróxido de hidrogênio em tampão catalase, a 37 °C durante 4 min. Após este período, adicionou-se 500 μL de molibdato de amônio e a mistura foi levada a banho de gelo. Para cada amostra foi preparado um branco com a adição de molibdato de amônio à mistura de reação, não realizando o período de incubação. As leituras espectrofotométricas foram realizadas a 595 nm.

2.3 Efeito de Copper Crop[®] e Agro-Mos[®] na eclosão de J2 de *Meloidogyne javanica*

Inicialmente os ovos de *M. javanica* foram extraídos do sistema radicular de plantas de tomateiro, pela metodologia de Hussey e Barker (1973). Para o teste, 2 mL de suspensão contendo aproximadamente 200 ovos de *M. javanica* foram colocados em tubos Falcon de 15 mL. Em cada tubo foram adicionados 2 mL de Copper Crop[®] ou Agro-Mos[®] usando o nematicida Avicta 500 FS (abamectina 500 g L⁻¹), e água, como testemunhas.

Os tubos foram fechados e colocados em bandejas de polietileno durante 14 dias. Em seguida, avaliou-se o número de J2 eclodidos e de ovos remanescentes, usando câmara de Peters e microscópio de luz. O resultado foi expresso em porcentagem de eclosão. O ensaio foi realizado em duas épocas distintas.

2.4 Análise estatística dos dados

Em cada experimento, os dados obtidos foram avaliados quanto à normalidade (teste de Shapiro Wilk) e, de acordo com a necessidade, foi realizada transformação pela $\sqrt{(x+0,5)}$. Em todos os experimentos as médias foram comparadas ao teste de Tukey a 5% de probabilidade. As análises foram realizadas usando o programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2011).

3. RESULTADOS

3.1 Copper Crop[®] e Agro-Mos[®] no controle de *Meloidogyne javanica* em alface *in vivo*

O Copper Crop[®] apresentou controle inferior de *M. javanica* comparado à aplicação de Agro-Mos[®], aumentando os parâmetros nematológicos nos dois experimentos, se comparado às plantas não tratadas. No experimento 1, os parâmetros nematológicos foram estatisticamente iguais quando comparou-se o tratamento com Agro-Mos[®] à testemunha com água (Tabela 6). No segundo experimento, o número de galhas, nematoide total e nematoide g⁻¹ de raiz foram reduzidos pelo tratamento Agro-Mos[®] em 66, 55 e 70%, respectivamente, quando comparados à testemunha.

Tabela 6. Influência da aplicação de Copper Crop[®] e Agro-Mos[®] no número de galhas, total de nematoides e nematoide g⁻¹ de raiz de *Meloidogyne javanica* em plantas de alface

Experimento 1			
Tratamentos	Galhas	Nematoide total	Nematoide g ⁻¹ de raiz
CopperCrop [®]	1054 a	1680 a	208 a
Agro-Mos [®]	456 b	523 b	63 b
Testemunha	800 ab	920 b	108 b
CV (%)	20,41	18,39	21,42
Experimento 2			
CopperCrop [®]	958 a	1841 a	200 a
Agro-Mos [®]	152 c	250 c	31 c
Testemunha	448 b	563 b	105 b
CV (%)	21,71	18,93	25,09

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação.

Os tratamentos não influenciaram a massa de raiz e massa seca da parte aérea no primeiro experimento, e a massa fresca da parte aérea foi não significativa. No segundo experimento os tratamentos com Copper Crop[®] e Agro-Mos[®] influenciaram positivamente a massa de raiz e massa fresca da parte aérea, sendo a massa de raiz 67 e 37% superior nas plantas aplicadas com Copper Crop[®] e Agro-Mos[®], respectivamente. A massa fresca da parte aérea foi 35 e 39% superior nas plantas submetidas à aplicação de Copper Crop[®] e Agro-Mos[®], respectivamente (Tabela 7). A massa seca da parte aérea não foi significativa.

Tabela 7. Influência da aplicação de Copper Crop® e Agro-Mos® na massa fresca e seca da parte aérea e massa de raiz após infecção de *Meloidogyne javanica* em plantas de alface

Tratamentos	Copper Crop®	Agro-Mos®	Testemunha
Massa Raiz (g)			
Experimento 1			
Com nematoide	8,79 Aa	9,17 Aa	9,72 Aa
Sem nematoide	6,16 Ab	6,16 Ba	5,97 Ba
CV (%)	27,26		
MFPA (g) ^{ns}			
Com nematoide	32,21	30,37	31,03
Sem nematoide	32,13	35,88	36,72
CV (%)	25,10		
MSPA (g)			
Com nematoide	2,33 Aa	2,29 Ba	2,38 Ba
Sem nematoide	2,86 Aa	3,17 Aa	3,38 Aa
CV (%)	25,25		
Experimento 2			
Massa Raiz (g)			
Com nematoide	9,61 Aa	7,93 Aa	5,75 Bb
Sem nematoide	5,86 Bb	6,42 Bab	7,85 Aa
CV (%)	18,74		
MFPA (g)			
Com nematoide	22,41 Aa	23,09 Aa	16,52 Bb
Sem nematoide	22,56 Aa	19,74 Aa	21,29 Aa
CV (%)	15,23		
MSPA (g) ^{ns}			
Com nematoide	2,60	2,42	1,76
Sem nematoide	2,04	2,11	2,04
CV (%)	23,42	23,42	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna e minúscula na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação

3.2 Avaliação enzimática de plantas de alface tratadas com Agro-Mos[®]

A atividade da FAL foi maior em plantas tratadas na ausência do nematoide aos quatro DAI, estas diferiram estatisticamente das plantas não tratadas (Figura 1). Aos oito DAI, as plantas tratadas apresentaram maior atividade da FAL quando comparadas às plantas não tratadas. Entretanto, as plantas tratadas inoculadas ou não, não apresentaram diferença entre si. Aos 12 DAI, a atividade da enzima foi maior em plantas não tratadas e inoculadas, estatisticamente igual às plantas tratadas e inoculadas. A menor atividade da enzima foi observada em plantas não tratadas e não inoculadas (Figura 1).

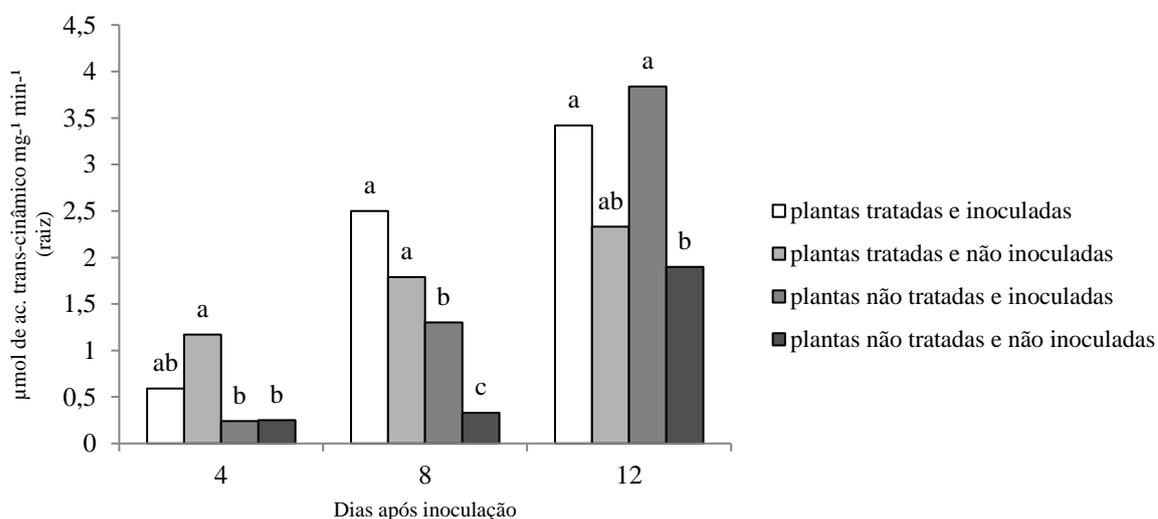


Figura 1. Atividade da fenilalanina amônia liase (FAL em $\mu\text{mol de ácido trans-cimânico por mg de proteína por minuto}$) em raízes de alface, após 4, 8 e 12 dias, submetidas à tratamento com Agro-Mos[®].

A análise das raízes aos quatro DAI não apresentou diferença estatística entre os tratamentos quando avaliadas quanto à atividade da catalase. Aos oito DAI, a maior atividade da catalase foi verificada nas plantas tratadas com Agro-Mos[®] e inoculadas com o nematoide e nas plantas com aplicação do produto e não inoculadas. Não houve diferença estatística entre si, mas sim quando comparadas às plantas não tratadas e não inoculadas. As plantas não tratadas e inoculadas não diferiram estatisticamente dos demais tratamentos (Figura 2). Aos 12 DAI, a atividade da catalase foi estatisticamente igual em todos os tratamentos.

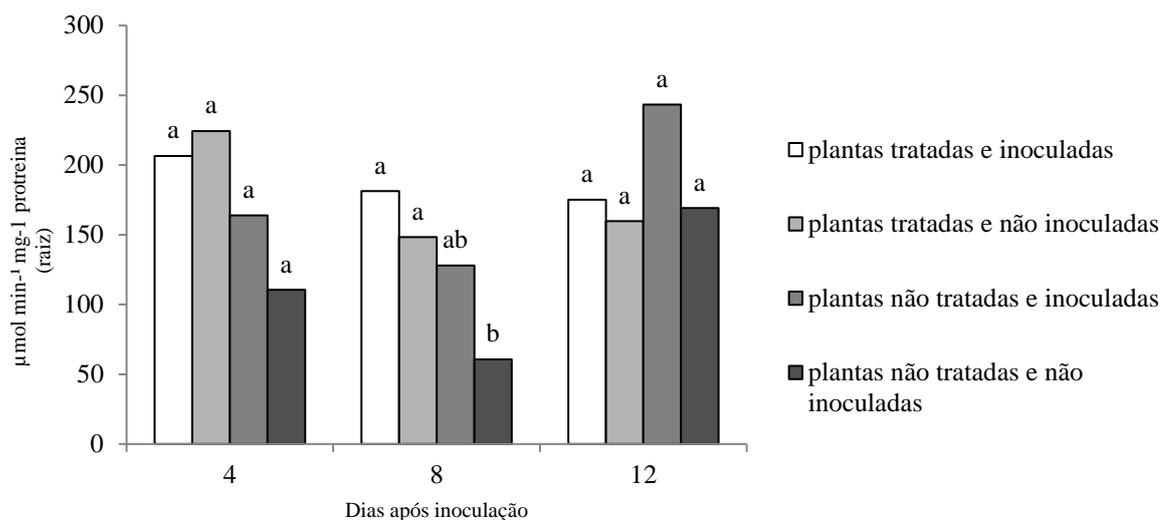


Figura 2. Atividade da catalase (μmol de peróxido de hidrogênio por mg de proteína por minuto) em raízes de alfafa, após 4, 8 e 12 dias, submetidas à tratamento com Agro-Mos[®].

3.3 Efeito de Copper Crop[®] e Agro-Mos[®] na eclosão de J2 de *Meloidogyne javanica*

A eclosão de J2 de *M. javanica* sob o tratamento com Copper Crop[®] foi estatisticamente igual ao tratamento com água nos dois experimentos. O Agro-Mos[®] inibiu em 63,8 e 61,7 % a eclosão quando comparado ao tratamento com água, no experimento 1 e 2, respectivamente (Tabela 8). A abacmetina foi o tratamento que possibilitou menor eclosão dos nematoides em ambos os experimentos, não diferindo estatisticamente do tratamento com Agro-Mos[®].

Tabela 8. Porcentagem de eclosão de juvenis de *Meloidogyne javanica* após quatorze dias de exposição a diferentes tratamentos

Tratamentos	Experimento 1	Experimento 2
Água	69 a	81 a
CopperCrop [®]	48 ab	68 a
Agro-Mos [®]	25 bc	31 b
Abamectina	5 c	27 b
CV (%)	22,94	19,43

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade Médias originais transformadas por $\sqrt{(x+0,5)}$ para análise estatística. CV = coeficiente de variação.

4. DISCUSSÃO

O Copper Crop[®] não foi eficiente em controlar o nematoide, bem como em inibir a eclosão. O mesmo apresenta em sua composição Cu, nitrogênio (N) e carbono orgânico, e uma das hipóteses para este resultado é que o N possa ter favorecido o desenvolvimento de raízes novas e tenras, propícias à infecção pelo nematoide (NAZARENO et al., 2010). Desta forma, é possível atribuir a aplicação do produto ao maior número de galhas, nematoide total e nematoide g⁻¹ de raiz, quando comparado à testemunha.

Ao contrário do que foi observado para o Copper Crop[®], o Agro-Mos[®] apresentou eficiência em controlar *M. javanica* em ambos os experimentos *in vivo*, e esta eficiência corrobora o resultado de que o produto foi efetivo no controle de *P. brachyurus* e *M. javanica* em soja (MIAMOTO et al., 2017). Dos fatores que podem estar envolvidos no controle de nematoides pelo Agro-Mos[®], cita a ação dos micronutrientes presentes, sendo Zn, Cu e S, visto que o Zn e o Cu estão relacionados à indução de resistência, uma vez que o Zn atua na integridade da membrana celular, tornando-a mais resistente (VALLEE; AULD, 1990), enquanto o Cu atua na síntese de fenóis, quinonas e fitoalexinas (FANCELLI, 2008), fornecendo íons que atuam como cofactores de diversas enzimas presentes nas células vegetais, além de estar relacionado à síntese de lignina (MARSCHNER, 2012). Além disso, o Cu pode apresentar efeito direto sobre nematoides (SONG et al., 2014; ŠALAMÚN et al., 2015). A ação do S pode ser atribuída à melhora das propriedades do solo e ao estado nutricional da planta (EL-SHEIKH et al., 2006).

Além da atividade dos nutrientes, a ação de mananoligossacarídeos fosforilados, provenientes da parede celular de *S. cerevisiae*, pode estar relacionada ao controle de nematoides. O controle foi observado em plantas de soja visando à redução de *P. brachyurus* e *M. javanica*, no qual houve redução de nematoide total e nematoide g⁻¹ de raiz em pelo menos um dos experimentos (MIAMOTO et al., 2017). Além disso, o produto foi eficiente como indutor de resistência em alguns patossistemas, como *Colletotrichum gloeosporioides* em mamoeiro (DANTAS et al., 2004), *Moniliophthora perniciosa* em cacauzeiro (COSTA et al., 2010) e *Uncinula necator* em videira (GOMES et al., 2007), aumentando a atividade de diferentes enzimas.

No presente estudo, a indução de resistência pôde ser confirmada pela maior atividade das enzimas FAL e catalase no sistema radicular das plantas tratadas com Agro-Mos[®], sendo a maior atividade aos 8 e 12 DAI para a FAL e aos 8 DAI para catalase. Estes dados demonstram indução de resistência, visto que a FAL está relacionada à biossíntese de fenilpropanois e

participa da síntese de monômeros de lignina, ácido salicílico, fitoalexinas e flavonoides (GERASIMOVA et al., 2005). A FAL produz precursores de compostos fenólicos que, em resposta à infecção pelo patógeno, se acumulam nos tecidos da planta, como a lignina, tornando a planta mais resistente (ALMEIDA et al., 2012).

A catalase é a principal via de degradação de espécies ativas de oxigênio (EAO's), formadas como uma das respostas de defesa associada à indução de resistência adquirida (MHAMDI et al., 2010). Isto porque, como resposta de defesa para gerar as EAO's a partir do oxigênio molecular (O_2), forma-se o radical ou ânion superóxido (OLMOS et al., 2003). Este radical apresenta alta toxidez e pode ser convertido a peróxido de hidrogênio (H_2O_2), e este, por sua vez, quando em altos níveis, é tóxico à planta, entretanto, em baixas concentrações é importante na transdução de sinal em plantas que sofreram infecção do patógeno (PRASAD et al., 1994). Sendo assim, a catalase atua destoxificando o peróxido de hidrogênio (LAMB; DIXON, 1997; APEL; HIRT, 2004), convertendo H_2O_2 em H_2O e O_2 (BREUSEGEM et al., 2001).

Além da indução de resistência, o Agro-Mos[®] causou efeito negativo na eclosão, apresentando ação direta sobre o nematoide, contudo, não foi encontrado nenhum relato da ação dos derivados de parede celular de *S. cerevisiae* presente no produto com ação nematicida. Desta forma, o efeito pode ser atribuído à ação de zinco e enxofre presentes no produto, visto que os nutrientes podem aumentar o período de incubação do nematoide (TEFFT; BONE, 1984; BEHM et al., 1995).

Apesar dos resultados relacionados ao desenvolvimento de parte aérea não serem concisos, o Agro-Mos[®] promoveu melhor desenvolvimento das raízes. O efeito do Agro-Mos[®] nos parâmetros vegetativos foi evidenciado quando aplicado em soja para controle de *P. brachyurus* e *M. javanica* promovendo, em pelo menos um experimento, aumento de altura, massa fresca e seca da parte aérea e massa de raiz, comparado às plantas sem tratamento (MIAMOTO et al., 2017). O maior ganho em massa fresca, seca e massa de raiz foi observado em estudo envolvendo o patossistema *M. javanica*-pepineiro após aplicação de *S. cerevisiae* ao solo (KARAJEH, 2013).

5. CONCLUSÕES

O tratamento com Agro-Mos[®] é eficiente em controlar a população de *Meloidogyne javanica* em alface, enquanto Copper Crop[®] não controla o nematoide.

Em pelo menos uma época de avaliação, a atividade enzimática é observada nas plantas de alface submetidas ao tratamento com Agro-Mos[®].

O Agro-Mos[®] apresenta ação nematicida devido à inibição da eclosão de juvenis de *Meloidogyne javanica*.

O uso de produtos com ação na indução de resistência é uma medida de controle alternativo às práticas convencionais. A utilização destes produtos é recomendada, uma vez que apresenta controle efetivo, além de ser de fácil aplicação e baixo custo. A indução de resistência é uma medida complementar no manejo de nematoides e pode ser aplicada em diversas culturas.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os tratamentos com associação de controle biológico (Nem-OutTM e CompostAid[®]) e resíduos orgânicos (cama de frango, torta de filtro, casca de arroz e casca de café) foram eficientes em controlar *Meloidogyne javanica* na cultura do tomateiro, influenciando positivamente nos parâmetros vegetativos da planta.

O Copper Crop[®] não foi eficiente em controlar *M. javanica* na cultura da alface, entretanto o Agro-Mos[®] reduziu os parâmetros nematológicos em pelo menos um experimento. O potencial do produto na indução de resistência foi confirmado pela avaliação enzimática, além de apresentar ação nematicida constatada no teste de eclosão.

As medidas de controle abordadas no presente estudo, além de eficientes, de baixo custo, ainda têm como vantagem a fácil aplicação a campo e a ausência de danos ao meio ambiente ou aos envolvidos no processo de produção, bem como ao consumidor.

7. REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, H. O.; BARBOSA, M. O.; MARQUES, A. E.; PEREIRA, T. H. A.; MAGALHÃES JÚNIOR, M. J.; TESSAROLLO, N. G.; GAMES, P. D.; BARROS, E. G.; STOLF-MOREIRA, R.; MARCELINO-GUIMARÃES, F. C.; ABDELNOOR, R. V.; PEREIRA, P. R. G.; BARACAT-PEREIRA, M. C. Enzimas marcadoras de indução de resistência diferencialmente reguladas em soja resistente e suscetível à ferrugem-asiática-da-soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47, n. 2, p. 163-172, 2012.
- APEL, K.; HIRT, H. Reactive oxygen species: metabolismo, oxidative stress, and signal transduction. **Annual Review of Plant Biotechnology**, Palo Alto, v. 55, p. 373-399, 2004.
- BARKER, A. V.; PILBEAM, D. J. **Handbook of Plant Nutrition**. London: Taylor & Francis Group. 2007. 613p.
- BEHM, J. E.; TYLKA, G. L.; NIBLACK, T. L.; WIEBOLD, W. J.; DONALD, P. A. Effects of zinc fertilization of corn on hatching of *Heterodera glycines* in Soil. **Journal of Nematology**, College Park, v. 27, n. 2, p. 164-171, 1995.
- BLAT, S. F.; SANCHEZ, S. V.; ARAÚJO, J. A. C.; BOLONHEZI, D. Desempenho de cultivares de alface crespa em dois ambientes de cultivo em sistema hidropônico. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p. 135-138, 2011.
- BONETI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 6, n. 1, p. 553, 1981.
- BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, San Diego, v. 72, p. 248-254, 1976.
- BREUSEGEM, F.V., VRANOVÁ, E., DAT, J.F.; INZÉ, D. The role of active oxygen species in plant signal transduction. **Plant Science**, Limerick, v. 161, p. 405-414, 2001.
- CAKMAK I., MARSCHNER H. Enhanced superoxide radical production in roots of zinc-deficient plants. **Journal of Experimental Botany**, Lancaster, v. 39, n. 1, p. 1449-1460, 1988.
- COSTA, J. B.; RESENDE, M. L. V.; RIBEIRO JÚNIOR, P. M.; CAMILO, F. R.; MONTEIRO, A. C. A.; PEREIRA, R. B. Indução de resistência em mudas de cacaueteiro contra *Moniliophthora perniciosa* por produto à base de mananoligossacarídeo fosforilado. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 35, n. 5, p. 285-294, 2010.
- COUTO, E. A. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; KATH, J.; HOMIAK, J. A.; PUERARI, H. H. Boron and zinc inhibit embryonic development, hatching and reproduction of *Meloidogyne incognita*. **Acta Agriculturae Scandinavica, Section B – Soil & Plant Science**, Copenhagen, v. 66, n. 1, p. 346-352, 2016.

DANTAS, S. A. F.; OLIVEIRA, S. M. A.; BEZERRA NETO, E.; COELHO, R. S. B.; SILVA, L. X. Indutores de resistência na proteção do mamão contra podridão pós-colheita. **Summa Phytopatologica**, Botucatu, v. 30, p. 314-319, 2004.

EL-SHEIKH, M. H.; EL-MOTTY, E. Z. A.; HASABO, S. A. A. Effect of two organic amendments, elemental sulphur, bionema and carbofuran soil application to control root-knot nematode on growth and productivity of Thompson Seedless Grapes. **American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences**, Dubai, v. 1, n. 3, p. 191-197, 2006.

EL-SHERIF, A. G.; GAD, S. B.; SAADOON, S. M. Effect of plant mineral nutrition on tomato plant infected with *Meloidogyne incognita* under greenhouse conditions. **Egyptian Journal of Agronematology**, Dokki, v. 13, n. 1, p. 44-53, 2014.

FANCELLI, A. L. Influência da nutrição na ocorrência de doenças de plantas. In: FANCELLI, A. L.; DOURADO NETO, D. **Milho, Manejo e Adubação**. Piracicaba: USP/ESALQ/LPV, Piracicaba, p. 1-35, 2008.

FERREIRA, D. F. Sisvar: um sistema de análise estatística de computadores. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011.

GERASIMOVA, N. G.; PRIDVOROVA, S. M.; OZERETSKOVSKAYA, O. L. Role of L-phenylalanine ammonia-lyase in the induced resistance and susceptibility of potato plants. **Applied Biochemistry and Microbiology**, Heidelberg, v. 41, n. 1, p. 103-105, 2005.

GOMES, E. C. S. PERES, J. O.; BARBOSA, J.; NASCIMENTO, E. F.; AGUIAR, I. F. Efeito de indutores de resistência na proteção de uva “Itália” e de vinho “Cabernet Sauvignon” contra oídio e o míldio no vale do São Francisco. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. S256, 2007.

GOMES, T. M.; BOTREL, T. A.; MODOLO, V. A.; BOTREL, T. A.; OLIVEIRA, R. F. Aplicação de CO₂ via água de irrigação na cultura da alface. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 316-319, 2005.

GÓTH, L. A simple method for determination of serum catalase activity and revision of reference range. **Clinica Chimica Acta**, Amsterdam, v. 196, n. 2-3, p. 143-151, 1991.

HUSSEY, R. S.; BARKER, K. R. 1973. A comparison of methods collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease Reporter**, Beltsville, v. 57, p. 1025-1028, 1973.

KARAJEH, M. R. Efficacy of *Saccharomyces cerevisiae* on controlling the root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) infection and promoting cucumber growth and yield under laboratory and field conditions. **Archives Of Phytopathology And Plant Protection**, Abingdon, v. 46, n. 20, p. 2492-2500, 2013.

LAMB, C.; DIXON, R. A. The oxidative burst in plant disease resistance. **Annual Review Plant Physiology Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 48, p. 251-275, 1997.

LOPES, C. A.; QUEZADO-DUVAL, A. M. Doenças da alface. **Circular Técnica Embrapa Hortaliças**, n. 4, p. 1-18, 1998.

MANSOURABAD, M. A.; BIDEH, A. K.; ABDOLLAHI, M. Effects of some micronutrients and macronutrients on the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, in greenhouse cucumber (*Cucumis sativus* cv. Negin). **Journal of Crop Protection**, Suweon, v. 5, n. 4, p. 507-517, 2016.

MARSCHNER, H. (2012). Mineral nutrition of higher plants. London, UK: Academic Press.

MÉTRAUX, J. P. Systemic acquired resistance and salicylic acid: current state of knowledge. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 107, n. 1, p. 13-18, 2001.

MHAMDI, A.; MAUVE, C.; GOUIA, H.; SAINDRANAN, P.; HODGES, M.; NOCTOR, G. Cytosolic NADP-dependent isocitrate dehydrogenase contributes to redox homeostasis and the regulation of pathogen responses in *Arabidopsis* leaves. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v. 33, n. 7, p. 1112-1123, 2010.

MIAMOTO, A.; SILVA, M. T. R. E.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; PUERARI, H. H. Alternative products for *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica* management in soya bean plants. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 165, n. 10, p. 635-640, 2017.

MORI, T.; SAKURAI, M.; SAKUTA, M. Effects of conditioned médium on activities of PAL, CHS, DAHP synthase (DS-Co and DS-Mn) and anthocyanin production in suspension cultures of *Fragaria ananassa*. **Plant Science**, Limerick, v. 160, n. 2, p. 355-360, 2001.

NAZARENO, G. G.; JUNQUEIRA, A. M. R.; PEIXOTO, J. R. Efeito da matéria orgânica na multiplicação de nematóide das galhas em alface sob cultivo protegido. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 26, n. 4, p. 579-590, 2010.

OLMOS, E.; MARTÍNEZ-SOLANO, J. R.; PIQUERAS, A.; HELLÍN, E. Early steps in the oxidative burst induced by cadmium in cultured tobacco cells: by-2 line. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 54, n. 381, p. 291-301, 2003.

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; FERREIRA, A. D.; RODRIGUES, C. S.; SUINAGA, F. A. **Manejo de nematoides na cultura da alface**. Brasília, 2013. 8p. (Circular Técnica 124).

PINHEIRO, J. B. POZZA, E. A.; POZZA, A. A. A.; MOREIRA, A. S.; CAMPOS, V. P. Estudo da influência do potássio e do cálcio na reprodução do nematoide do cisto da soja. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 1, p. 14-27, 2009.

PRASAD, T. K.; ANDERSON, M. D.; MARTIN, B. A.; STEWART, C. R. Evidence for chilling-induced oxidative stress in maize seedlings and a regulatory role for hydrogen peroxide. **The Plant Cell**, Waterbury, v. 6, p. 65-74, 1994.

RUMIANI, M.; KAREGAR, A.; HAMZEHZARGHANI, H.; BANIHASHEMI, Z. Effect of elemental sulfur on the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, activities in cucumber plants. **Iranian Journal of Plant Pathology**, Tehran, v. 52, n. 1, p. 85-98, 2016.

SALA, F. C.; FABRI, E. G.; COSTA, C. P. da; MELO, P. C. T. de; MINAMI, K. Pendoamento de alface roxa no cultivo de verão. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 1-4, 2005.

ŠALAMÚN, P.; BRÁZOVÁ, T.; MIKLISOVÁ, D.; HANZELOVÁ, V. Influence of selected heavy metals (As, Cd, Cr, Cu) on nematode communities in experimental soil microcosmo. **Helmintologia**, Bratislava, v. 52, n. 4, p. 341-347, 2015.

SANTI, A.; SCARAMUZZA, W.L.M.P.; NEUHAUS, A.; DALLACORT, R.; KRAUSE, W.; TIEPPO, R.C. Desempenho agronômico de alface americana fertilizada com torta de filtro em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 2, p. 338-343, 2013.

SEDIYAMA, M. A. N.; MAGALHÃES, I. P. B.; VIDIGAL, S. M. PINTO, C. L. O.; CARDOSO, D. S. C. P.; FONSECA, M. C. M.; CARVALHO, I. P. L. Uso de fertilizantes orgânicos no cultivo de alface americana (*Lactuca sativa* L.) 'Kaiser'. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, Viçosa, v. 6, n. 2, p. 66-74, 2016.

SHAUKAT, S. S.; SIDDIQUI, I. A. Zinc improves biocontrol of *Meloidogyne javanica* by the antagonistic rhizobia. **Pakistan Journal of Biological Science**, Dubai, v. 6, n. 1, p. 575-579, 2003.

SIDDIQUI, I. A.; SHAUKAT, S. S. Zinc and glycerol enhance the production of nematicidal compounds in vitro and improve the biocontrol of *Meloidogyne javanica* in tomato by fluorescent pseudomonads. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 35, p. 212-217, 2002.

SIDDIQUI, I. A.; SHAUKAT, S. S.; HAMID, M. Role of zinc in rhizobacteriamediated suppression of root-infecting fungi and root-knot nematode. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 150, n. 1, p. 569-575, 2002.

SONG, S.; GUO, Y.; ZHANG, X.; ZHANG, X.; ZHANG, J.; MA, E. Changes to cuticle surface ultrastructure and some biological functions in the nematode *Caenorhabditis elegans* exposed to excessive copper. **Archives of Environmental Contamination and Toxicology**, New York, v. 66, n. 3, 390-399, 2014.

TEFFT, P. M.; BONE, L. W. Zinc-mediated hatching of eggs of soybean cyst nematode, *Heterodera glycines*. **Journal of Chemical Ecology**, New York, v. 10, n. 2, p. 361-372, 1984.

VALLEE, B. L.; AULD, D. S. Zinc coordination, function, and structure of zinc enzymes and other proteins. **Biochemistry**, New York, v. 29, n. 1, p. 5647-5659, 1990.