



**MANEJO BIOLÓGICO DE *Meloidogyne* spp.
NO CULTIVO DE TOMATE EM AMBIENTE
PROTEGIDO EM SOLO AUTOCLAVADO E
CONTAMINADO**

ALEX BARBOSA MAFESSONI

2018

ALEX BARBOSA MAFESSONI

**MANEJO BIOLÓGICO DE *Meloidogyne* spp. NO CULTIVO DE
TOMATE EM AMBIENTE PROTEGIDO EM SOLO
AUTOCLAVADO E CONTAMINADO**

Dissertação apresentada à Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação de mestrado em Agronomia, Área de Concentração em Fitotecnia, para a obtenção do título de “Mestre”.

Orientadora: Tiyoko Nair Hojo Rebouças

VITÓRIA DA CONQUISTA

BAHIA – BRASIL

2018

M161m

Mafessoni, Alex Barbosa.

Manejo biológico de *Meloidogyne* spp. no cultivo de tomate em ambiente protegido em solo autoclavado e contaminado. / Alex Barbosa Mafessoni, 2018.

54f.

Orientador (a): D.Sc. Tiyoko Nair Hojo Rebouças.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Área de concentração em Fitotecnia. Vitória da Conquista, 2018.

Inclui referência F. 42 - 54.

1. Cultivo de tomate. 2. Controle de *Meloidogyne* spp. 3. Solo – Autoclavado e contaminado. 4. *Solanum lycopersicum* L. I. Rebouças, Tiyoko Nair Hojo. II. Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Programa de Pós-Graduação em Agronomia. T. III.

CDD 635.642

Catálogo na fonte: Juliana Teixeira de Assunção – CRB 5/1890
UESB – Campus Vitória da Conquista – BA

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO SUDOESTE DA BAHIA – UESB
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
Área de Concentração em Fitotecnia

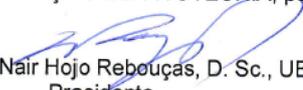
Campus de Vitória da Conquista - BA

DECLARAÇÃO DE APROVAÇÃO

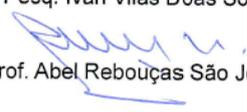
Título: “MANEJO BIOLÓGICO DE *Meloidogyne* spp. NO CULTIVO DE TOMATE EM AMBIENTE PROTEGIDO EM SOLO AUTOCLAVADO E CONTAMINADO”.

Autor: Alex Barbosa Mafessoni

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de MESTRE EM AGRONOMIA, ÁREA DE CONCENTRAÇÃO EM FITOTECNIA, pela Banca Examinadora:


Prof. Tiyoko Nair Hojo Rebouças, D. Sc., UESB
Presidente


Pesq. Ivan Vilas Bôas Souza, D.Sc., ABH


Prof. Abel Rebouças São José, D.Sc., UESB.

Data de realização: 19 de julho de 2018.

Estrada do Bem Querer, Km 4 – Caixa Postal 95 – Telefone: (77) 3425-9383 – Fax: (77) 3424-1059
– Vitória da Conquista – BA – CEP: 45031-900

*Aos meus pais, Alcione e Ivone,
minha irmã Aline,
minha vó Celina,
minha Tia Iracilda
e meus amigos Ana, Anne, Bismark, Fabiano e Roberlan.*

Dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus, por sempre me guiar nas melhores escolhas.

À Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB), pela contribuição na minha formação acadêmica.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro.

À prof. Tiyoko Nair Hojo Rebouças, pela orientação e amizade.

À coordenação, às secretárias e aos professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia.

Aos professores da banca examinadora, pelas contribuições.

À minha família, pelo apoio incondicional.

Aos amigos Ana, Anne Cangussu, Anne Juciely, Bismark, Cíntia, Danielle, Fabiano, Ivan, Jamire, Jecilene, John, Ranyellye e Roberlan, pela ajuda na realização dos trabalhos e pela amizade e incentivo.

Um agradecimento em especial ao prof. Fabiano Gama de Sousa e Marilene Gama pela importância da sua colaboração na minha formação de mestre.

A todos os integrantes do laboratório biofábrica, que, de alguma forma, contribuíram para a realização dos trabalhos.

Aos colegas da Pós-graduação.

E a todos que, em algum momento, fizeram parte da minha formação.

RESUMO

MAFESSONI, A. B. **Manejo biológico de *Meloidogyne* spp. no cultivo de tomate em ambiente protegido em solo autoclavado e contaminado.** Vitória da Conquista-BA: UESB, 2018. 54 p. (Dissertação-Mestrado em Agronomia, Área de Concentração em Fitotecnia)*

O controle de nematoides é uma prática de difícil execução, sendo o manejo biológico uma alternativa potencial, e com menor impacto ambiental. Neste sentido, objetivou-se avaliar o efeito nematicida e promotor de crescimento de *Trichoderma longibrachiatum*, *Trichoderma harzianum*, *Pochonia chlamydosporia* e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* em cultivo de tomate em ambiente protegido em solo autoclavado e contaminado. O experimento foi conduzido em ambiente protegido do laboratório biofábrica na Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Campus Vitória da Conquista. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado em esquema fatorial 5 x 2, com quatro repetições. O Primeiro fator composto pelos tratamentos: *Trichoderma longibrachiatum* (Triconemate® 2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Trichoderma harzianum* (Tricobiol® 2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Pochonia chlamydosporia* (2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* (Quartzo® 10¹¹ UFC g⁻¹) e uma testemunha. E o segundo fator composto pelos dois tipos de solo, autoclavado e contaminado. Foram avaliados número de juvenis de segundo estágio vivos no solo e na raiz, número de juvenis de segundo estágio mortos no solo, número de ovos na raiz, altura, diâmetro, Índice SPAD para clorofilas “a” “b” e total e massa seca de parte aérea e raiz de plantas de tomate híbrido Silvety. Os microrganismos de controle reduziram a população de juvenis no solo, raiz e número de ovos na raiz. Os microrganismos pesquisados não aumentaram o crescimento das plantas de tomate. O processo de autoclavagem promoveu maior crescimento das plantas. O uso de *T. longibrachiatum*, *T. harzianum*, *P. chlamydosporia* e *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduz a população de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. no solo em cultivo de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido. O uso de *T. longibrachiatum*, *T. harzianum*, *P. chlamydosporia* e *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduz a população juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. na raiz em cultivo de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido. O uso de *T. longibrachiatum*, *P. chlamydosporia* e *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduz o número de ovos de *Meloidogyne* spp. na raiz em cultivo de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido. O solo esterilizado promove maior desenvolvimento em plantas de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido.

Palavras-chave: *Bacillus licheniformis*, *Bacillus subtilis*, meloidoginose, *Pochonia chlamydosporia*, *Solanum lycopersicum* L., *Trichoderma* spp.

*Orientadora: Tiyoko Nair Hojo Rebouças, D. Sc., UESB.

ABSTRACT

MAFESSIONI, A. B. **Biological management of *Meloidogyne* spp. in the cultivation of tomato in protected environment in autoclaved and contaminated soil.** Vitória da Conquista-BA: UESB, 2018. 54 p. (Dissertation – Master's Degree in Agronomy, Phytotechny Concentration Area) *

The control of nematodes is difficult to execute, and biological management is a potential alternative, with a lower environmental impact. In this sense, the objective was to evaluate the nematicidal effect and growth promoter of *Trichoderma longibrachiatum*, *Trichoderma harzianum*, *Pochonia chlamydosporia* and *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* in tomato culture in protected environment in autoclaved and contaminated soil. The experiment was carried out in a protected environment of the biofactory laboratory at the State University of Southwest of Bahia, Campus Vitória da Conquista. The experimental design was completely randomized in a 5 x 2 factorial scheme, with four replications. The first factor consisting of the treatments: *Trichoderma longibrachiatum* (Triconemate® 2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Trichoderma harzianum* (Tricobiol® 2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Pochonia chlamydosporia* (2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* (Quartz® 1011 UFC g⁻¹) and a control. And the second factor consists of the two types of soil, autoclaved and contaminated. The number of second stage juveniles living in the soil, number of eggs in the root, height, diameter, SPAD index for chlorophylls "a" "b" and total and dry mass of aerial part and root of silvety hybrid tomato plants. The control microorganisms reduced the juvenile population in the soil, root and number of eggs in the root. The microorganisms studied did not increase the growth of tomato plants. The autoclaving process promoted greater plant growth. The use of *T. longibrachiatum*, *T. harzianum*, *P. chlamydosporia* and *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduces the population of juveniles of second stage of *Meloidogyne* spp. in the soil in silvety hybrid tomato cultivation in protected environment. The use of *T. longibrachiatum*, *T. harzianum*, *P. chlamydosporia* and *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduces the juvenile second stage population of *Meloidogyne* spp. in the root in silvety hybrid tomato cultivation under protected environment. The use of *T. longibrachiatum*, *P. chlamydosporia* and *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduces the number of eggs of *Meloidogyne* spp. in the root in silvety hybrid tomato cultivation under protected environment. The sterilized soil promotes greater development in silvety hybrid tomato plants in protected environment.

Keywords: *Bacillus licheniformis*, *Bacillus subtilis*, meloidoginose, *Pochonia chlamydosporia*, *Solanum lycopersicum* L., *Trichoderma* spp.

* Adviser: Tiyoko Nair Hojo Rebouças, D. Sc., UESB.

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** - Análise química do solo utilizado no experimento.
Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.25
- Tabela 2** - Número de juvenis de segundo estágio vivos no solo, número de juvenis de segundo estágio vivos na raiz, número de juvenis de segundo estágio mortos no solo e número de ovos na raiz em cultivo de tomate híbrido Silvety em solo autoclavado e contaminado aos 60 dias após o transplântio. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.....32
- Tabela 3** - Altura e diâmetro de caule de plantas de tomate híbrido Silvety cultivado em solo autoclavado e contaminado aos 30, 45 e 60 dias após o transplântio. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.....36
- Tabela 4** - Índice SPAD para clorofila “a”, clorofila “b” e clorofila total de plantas de tomate híbrido Silvety cultivado em solo autoclavado e contaminado aos 30, 45 e 60 dias após o transplântio. Vitória da Conquista, Bahia, 2018.37
- Tabela 5** - Massa seca da parte aérea e massa seca de raiz de plantas de tomate híbrido Silvety cultivado em solo autoclavado e contaminado aos 60 dias após o transplântio. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.....39

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Dados de temperatura máxima (°C), temperatura média (°C) e temperatura mínima (°C) durante os meses de outubro, novembro e dezembro do ano de 2017. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.24
- Figura 2** - Produção de mudas de tomate em bandejas de isopor (A), transplântio das mudas de tomate (B), arranjo do experimento (C) e plantas antes da avaliação destrutiva aos 60 dias após o transplântio (D). Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.27
- Figura 3** - Raízes de tomate com galhas (A) e nematoides observados por microscópico óptico (B). Vitória da Conquista, Bahia, 2018.29

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	11
2 REFERENCIAL TEÓRICO.....	13
2.1 A cultura do tomate	13
2.2 <i>Meloidogyne</i> spp.	15
2.3 Manejo biológico de nematoides	17
2.3.1 <i>Trichoderma</i> spp.	18
2.3.2 <i>Pochonia chlamydosporia</i>	20
2.3.3 <i>Bacillus</i> spp.	22
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	24
3.1 Caracterização da área de estudo	24
3.2 Delineamento experimental.....	25
3.3 Instalação e condução do experimento	25
3.4 Avaliação de promoção de crescimento de plantas.....	28
3.5 Avaliação de nematoides.....	28
3.5.1 <i>Extração de nematoides em solo</i>	28
3.5.2 <i>Extração de nematoides em raiz</i>	29
3.6 Estatística.....	29
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
4.1 Controle de <i>Meloidogyne</i> spp.....	31
4.2 Promoção do crescimento.....	35
5 CONCLUSÕES.....	41
REFERÊNCIAS.....	42

1 INTRODUÇÃO

O tomate (*Solanum lycopersicum* L.) é uma hortaliça cultivada, com ampla distribuição nas regiões brasileiras. O tomateiro possui diversos problemas fitossanitários, relacionados a pragas e doenças de plantas (AQUINO e outros, 2011). Entre as principais pragas, encontram-se os fitonematoides, que causam grandes perdas nas culturas em todo o mundo.

O gênero *Meloidogyne*, causadores de galhas, tem se tornado um fator limitante à produção mundial de alimentos. Os danos causados por qualquer espécie de nematoide dependem da densidade populacional desses fitoparasitas em relação à massa de raízes e à tolerância das plantas a altas populações. Estima-se que, mundialmente, as perdas causadas por esses patógenos sejam superiores a 150 bilhões de dólares ao ano (ABAD e outros, 2009).

O estresse provocado pelo parasitismo dos nematoides pode influenciar direta ou indiretamente no rendimento e na sobrevivência do tomateiro; diretamente, pela hipertrofia e hiperplasia das células do sistema radicular da planta, o que limita a absorção de água e nutrientes, e indiretamente, por meio dos processos fisiológicos que dependem de água e nutrientes, como no caso da fotossíntese.

O controle de nematoides em áreas de cultivo é uma prática de difícil execução, e sua erradicação, praticamente impossível (CORTE e outros, 2014). Algumas medidas podem ser utilizadas de forma isolada ou combinadas, tais como cultivo de plantas antagonistas, controle químico, adubação verde, cultivares resistentes, rotação de culturas, pousio e controle biológico.

Atualmente, a demanda por produtos saudáveis e sistemas de produção com o mínimo de impacto ambiental tem ganhado cada vez mais

ênfase. Pesquisas com o intuito de diminuir ou substituir o uso dos produtos químicos no controle de pragas e doenças têm sido cada vez mais realizadas.

O manejo biológico de nematoides vem sendo estudado em diversas espécies de plantas cultivadas. Fungos de solos das espécies de *Trichoderma* spp., *Pochonia* spp. e bactérias da espécie *Bacillus* spp. vêm sendo estudados quanto ao seu potencial de controle de fitonematoides. Além das propriedades nematicidas, tem-se observado o efeito de promoção do crescimento de plantas por esses microrganismos. Assim, são necessárias pesquisas a fim de elucidar a ação nematicida e promotora de crescimento de plantas.

Nesse sentido, objetivou-se avaliar o efeito nematicida e promotor de crescimento de *Trichoderma longibrachiatum*, *Trichoderma harzianum*, *Pochonia chlamydosporia* e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* em cultivo de tomate em ambiente protegido em solo autoclavado e contaminado.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 A cultura do tomate

O tomateiro tem como centro de origem a região andina, desde o Equador, passando pela Colômbia, Peru, Bolívia até o Norte do Chile (ALVARENGA, 2013). A produção nacional em 2017 foi de 4.373.047 t, e o rendimento médio de 67,6 t/ha⁻¹ (IBGE, 2018), com predominância de cultivos de tomate para mesa e aumento para a finalidade de processamento industrial. O estado da Bahia assume grande importância na produção nacional de tomate; encontra-se na quinta posição no ranking de produção (AGRIANUAL, 2014).

As plantas de tomate são perenes, de porte arbustivo, cultivadas como cultura anual. A estrutura básica do fruto do tomate é composta pelo pericarpo e pela polpa, que é constituída pela placenta e pelo tecido locular. Os lóculos são envolvidos pelo pericarpo e incluem as sementes, envoltas por membranas gelatinosas. O exocarpo ou pele, o mesocarpo e uma estrutura unicelular que divide os lóculos formam o pericarpo (VAN DE POEL e outros, 2014).

O fruto de tomate tem importância mundial; é reconhecido por suas propriedades nutricionais e largamente consumido tanto *in natura* quanto processado na forma de suco, concentrados e polpas, molhos prontos, tomates pelados enlatados, ketchup e sopas (KOH; CHAROENPRASERT; MITCHELL, 2011; MOTAMEDZADEGAN; TABARESTANI, 2011; MIRONDO; BARRINGER, 2015).

O hábito de crescimento do tomateiro pode ser determinado ou indeterminado (PIOTTO; PERES, 2012). As plantas rasteiras de hábito de crescimento determinado têm sua produção destinada à indústria, enquanto variedades indeterminadas são destinadas ao consumo *in natura* (SILVA; VALE, 2007). Plantas com hábito determinado cessam o desenvolvimento após a florescência, sem necessidade do estaqueamento (NAIKA e outros,

2006). Cultivares com hábito indeterminado podem atingir até 2,5 m de altura e apresentar grande quantidade de folhas, que se sobrepõem aos frutos (CARVALHO, 2017).

O tomateiro apresenta necessidades variáveis em cada fase do ciclo; é favorecido pelo clima ameno, seco e pela alta luminosidade, sendo que a temperatura, radiação solar e umidade do ar interferem significativamente nos processos de fotossíntese, crescimento, florescimento e frutificação (SCHMIDT e outros, 2017). A cultura requer uma faixa ótima de temperatura em cada fase fenológica, ou seja, germinação de 16 a 29 °C, período vegetativo de 20 a 24 °C; floração de 18 a 24 °C; pegamento de frutos de 13 a 18 °C noturna e de 19 a 25 °C diurna e maturação dos frutos de 20 a 24 °C (FILGUEIRA, 2008).

A duração de cada fase do desenvolvimento depende principalmente do genótipo, sanidade, nutrição e condições meteorológicas. Dessa forma, a duração do ciclo, desde o transplante de mudas até a colheita, varia de 95 a 125 dias (MAROUELLI; SILVA; SILVA, 2012). O ponto de colheita do fruto é influenciado pela proximidade da propriedade ao local de comercialização (SOUZA, 2016). O estágio de maturação do tomate destinado para mesa é determinado pelo mercado consumidor.

Segundo Araújo e outros (2017), os frutos de tomateiro têm assumido status de alimento funcional, devido aos altos teores de vitamina A, além de conterem substâncias antioxidantes como licopeno, β -caroteno, ácido ascórbico e compostos fenólicos. O licopeno é uma substância considerada eficiente na prevenção do câncer de próstata e no fortalecimento do sistema imunológico (BRITO JUNIOR, 2012; REIFSCHNEIDER e outros 2014).

2.2 *Meloidogyne* spp.

O gênero *Meloidogyne* pertence à família Meloidogynidae, conhecido como nematoide das galhas (FERRAZ; MONTEIRO, 2011). As espécies *Meloidogyne incognita* (KOFOID; WHITE, 1919) Chitwood, *Meloidogyne javanica* (TREUB, 1885) Chitwood e *Meloidogyne arenaria* (NEAL, 1889) Chitwood são parasitas de grande importância para a agricultura. Possuem elevada distribuição geográfica e são altamente polípagos, parasitando diversas culturas de importância econômica (LORDELLO, 1992).

Pinheiro e outros (2014), em levantamento em áreas de produção comercial de tomate no Brasil, indicaram prevalência de *M. javanica* (50% das amostras coletadas), seguido de *M. incognita* (28,5 %), *M. ethiopica* (14,2%), *M. enterolobii* (7,14%) e *M. morocciensis* (3,57%).

Fatores ambientais podem influenciar drasticamente no ciclo biológico desses nematoides, tais como temperatura, umidade e planta hospedeira. Temperaturas acima de 40 °C ou abaixo de 5 °C reduzem as atividades vitais dos nematoides (BRASS e outros, 2008). De acordo com Pinheiro, Pereira e Suinaga (2014), o ciclo biológico do *Meloidogyne* completa-se em média entre 21 e 45 dias, dependendo das condições climáticas e da espécie de nematoide envolvida, com possibilidade de se completar até em 70 dias no inverno.

O ciclo de vida do *Meloidogyne* inicia-se com a deposição de ovos pela fêmea; estes ficam envoltos por uma massa gelatinosa que, geralmente, é depositada na superfície das raízes ou, algumas vezes, dentro dessas (CORREIRA e outros, 2017). O desenvolvimento embrionário resulta no juvenil de primeiro estágio (J₁), que passa por uma ecdise ainda no ovo e resulta, em seguida, no juvenil de segundo estágio (J₂).

Os J₂ eclodem dos ovos através de força mecânica exercida pelo estilete e pela ação enzimática de quitinases, produzidas por glândulas esofagianas e liberadas pelo estilete (ABAD e outros, 2009). Ao eclodirem,

os juvenis J_2 são guiados em direção às raízes, graças aos exsudatos radiculares que são liberados pela planta hospedeira, na qual penetram através da região meristemática (CARVALHO, 2017). Esses vermes depositam por meio de um estilete vários produtos salivares nas células vegetais para induzi-las à formação de células gigantes (galhas) (MOENS; PERRY; STARR, 2009), das quais serão retirados os nutrientes necessários para o seu desenvolvimento.

Após o estabelecimento no sítio de alimentação, os nematoides passam pelas seguintes ecdises: segunda ($J_2 > J_3$), terceira ($J_3 > J_4$) e quarta ($J_4 > \text{fêmea jovem}$) para as fêmeas (HUNT; HANDOO, 2009). Para os machos, o J_4 passa por uma metamorfose na qual o corpo alonga-se, assumindo o macho uma forma vermiforme.

As fêmeas jovens iniciam a fase sedentária do nematoide, a qual durará até o final do seu ciclo de vida, o que resultará no amadurecimento da fêmea, formação e liberação de ovos. Já os machos adultos não se alimentam, saem da raiz e se movem livremente no solo, onde permanecem até a morte (GOMES, 2014).

Os sintomas típicos da doença causada por esses patógenos é a formação de galhas ou engrossamentos nas raízes, em decorrência da hipertrofia e hiperplasia das células do parênquima vascular da raiz (MORILLO; SILVA, 2015); estas células modificadas funcionam como um dreno de nutrientes da planta (FERREIRA; FERRAZ; FREITAS, 2012; FREITAS e outros, 2012). Na parte aérea, como reflexo dos danos causados no sistema radicular, as plantas apresentam tamanho reduzido, sintomas de deficiência nutricional, murcha nas horas mais quentes do dia, definhamento em plantas perenes e podem chegar à morte (FERREIRA; FERRAZ; FREITAS, 2012; FREITAS e outros, 2012; MARINO e outros, 2012).

No Brasil, segundo Ferraz (2013), as perdas decorrentes do ataque de nematoides variam, segundo estimativas, de 5 a 35% em média para os diferentes tipos de culturas; por isso, é impossível cultivar economicamente certas plantas em áreas infestadas sem que sejam implementadas rigorosas e

sistemáticas medidas de controle. Segundo Araújo e Marchesi (2009), o gênero *Meloidogyne* tem causado elevadas perdas na cultura do tomateiro. Em regiões tropicais, estima-se que as perdas decorrentes do parasitismo por nematoides em tomateiro atinjam 30% da produção (NAIKA e outros, 2006). Por essa razão, torna-se uma praga de grande importância para a cultura, devido à qual são necessárias medidas de controle de forma a minimizar as perdas decorrentes do ataque desses fitopatógenos.

2.3 Manejo biológico de nematoides

O manejo de nematoides é uma prática agronômica complexa; por se tratar de pequenos vermes microscópicos, a percepção das perdas pelo produtor é bastante lenta, e, com isso, facilita-se ainda mais sua dispersão e incremento populacional (TORRES e outros, 2009).

O controle de nematoides é considerado uma prática onerosa, e a erradicação desses fitonematoides em áreas infestadas, praticamente impossível. Nesse sentido, as medidas de controle adotadas visam apenas à redução na população dos nematoides (FERRAZ; DIAS; FREITAS, 2001), de forma que possa haver convivência com esses microrganismos sem que haja perdas econômicas significativas.

O controle biológico é uma das principais ferramentas para a diminuição do uso de agrotóxicos na agricultura (BETTIOL; MAFIA; CASTRO, 2014). Nesse âmbito, o controle biológico torna-se uma opção sustentável frente ao combate convencional dos nematoides (ARAUJO; MARCHESI, 2009; FERRAZ e outros, 2010, FERNANDES e outros, 2014).

Entre os agentes de biocontrole de nematoides de plantas, os fungos e as bactérias são os organismos que apresentam o maior número de características desejáveis (FREITAS e outros, 2009; ALVES; FREITAS, 2014; STIRLING, 2014; ALVES; SOUZA, 2015). Segundo Baños e outros (2011), a ação de agentes biológicos reduz gradativamente a população de

Meloidogyne spp., o que os torna uma excelente alternativa para o controle desses patógenos.

Fungos nematófagos são agentes com capacidade de capturar, parasitar ou paralisar nematoides em qualquer estágio de seu ciclo de vida. De acordo com Alves e Freitas (2014), os fungos são divididos em grupos com diferentes modos de ação, quais sejam ectoparasitas ou predadores, endoparasitas, parasitas de ovos e fêmeas e produtores de metabólitos tóxicos. Dentre eles, *Trichoderma* spp. e *Pochonia chlamydosporia* mostraram-se eficientes na redução de fitonematoides (HERNÁNDEZ; DÍAZ, 2008; BORGES e outros, 2013).

Dentre as bactérias, os principais gêneros bacterianos associados ao biocontrole de nematoides são *Pseudomonas* spp. e *Bacillus* spp. (VAZ e outros, 2011). Estirpes selecionadas de *B. subtilis* foram relatadas como antagonistas de espécies de *Meloidogyne* e podem ser utilizadas no manejo desse patógeno em culturas de importância econômica (LINFORD; YAP; OLIVEIRA, 1938).

2.3.1 *Trichoderma* spp

Espécies do gênero *Trichoderma* encontram-se entre os agentes de biocontrole de doenças mais estudados no mundo, pois não são patogênicos; estão presentes em praticamente todos os tipos de solos, quando há matéria orgânica; são facilmente isolados, cultivados e multiplicados e colonizam com eficiência o sistema radicular de diversas plantas (LORITO e outros, 2010; SILVA, 2011). Sua capacidade de crescer e de se adaptar a vários tipos de substratos e em condições ambientais adversas está atribuída à produção de metabólitos secundários voláteis, de baixo peso molecular e não voláteis, que são liberados durante seu estabelecimento na rizosfera (GONZÁLEZ e outros, 2012; PINZÓN ESPINOZA e outros, 2015).

O fungo *Trichoderma* spp. vem sendo testado como um agente de controle biológico contra fitonematoides (SHARON; CHET; SPIEGEL, 2009; AL-HAZMI; TARIQJAVEED, 2016). Além disso, algumas linhagens de *Trichoderma* spp. são utilizadas na promoção de crescimento vegetal e no controle de outros fitopatógenos devido à sua versatilidade de ação (MACHADO e outros, 2012).

O principal mecanismo de ação de *Trichoderma* spp. é a produção de compostos tóxicos, embora haja relatos de parasitismo de ovos de fitonematoides por esse fungo (EAPEN; BEENA; RAMANA, 2005; FERREIRA e outros, 2008). Atua também através da produção de enzimas destrutivas (SAHEBANI; HADAVI, 2008), além de atuar como indutor de resistência das plantas contra doenças (MACHADO e outros, 2012). Essas características tornam o *Trichoderma* spp. um dos fungos mais pesquisados em condições de laboratório e casa de vegetação no Brasil (HOYOS-CARVAJAL; ORDUZ; BISSETT, 2009; LOUZADA e outros, 2009).

Em se tratando da espécie *T. harzianum*, Gonçalves Junior e outros (2013) avaliaram a sua eficiência, via tratamento de sementes, no controle de *Pratylenchus brachyurus*, *Meloidogyne incognita* raça 3 e *M. javanica* na cultura do feijão e verificaram redução do número de nematoides por grama de raiz e o fator de reprodução nas três espécies. Sahebani e Hadavi (2008) estudaram o controle biológico de *M. javanica* com *T. harzianum* em tomateiro em experimentos conduzidos em laboratório e casa de vegetação e notaram que o fungo foi capaz de penetrar na massa de ovos e, com isso, promover a diminuição significativa do nível de eclosão dos nematoides.

AL-Shammari e outros (2013), trabalhando com *T. longibrachiatum*, observaram redução de 8,9% na taxa de eclosão dos ovos de *Meloidogyne* e mortalidade de 64,5% dos juvenis de segundo estágio após 72 horas de exposição dos nematoides ao filtrado do fungo. Esses mesmos autores relataram redução na severidade do ataque de *Meloidogyne*, número de galhas, número de massas de ovos e número de ovos/massa de ovos, assim como aumento no desenvolvimento das plantas de tomate tratadas com *T.*

longibrachiatum quando comparadas com a testemunha em condições de casa de vegetação.

Borges e outros (2013) concluíram que *Trichoderma* spp., aplicado ao solo, exerceu efeito significativo na redução populacional de *Meloidogyne* spp., impedindo que juvenis do nematoide penetrassem nas radículas em raízes de feijoeiro.

Segundo Khan e outros (2011), *Trichoderma* spp. é eficiente como promotor de crescimento vegetal, característica essa que está relacionada com a produção de hormônios vegetais, produção de vitaminas ou conversão de materiais em uma forma útil para a planta (PEREIRA, 2012). Essa característica tem importantes implicações econômicas, tais como diminuir o período de crescimento e, portanto, de permanência das mudas nos viveiros, aumentar a produtividade e a produção de plantas e melhorar o vigor de plantas a estresses bióticos e abióticos (HAJIEGHRARI, 2010).

2.3.2 *Pochonia chlamydosporia*

O fungo pertencente à família Clavicipitaceae apresenta comportamento multitrófico, pode atuar como saprófita, desenvolvendo-se na matéria orgânica presente no solo, como parasita, além de se estabelecer no interior do tecido radicular de plantas, como endofítico (MANZANILLA-LÓPEZ e outros, 2013).

Segundo Zinger (2015), esse fungo é facilmente cultivado “in vitro”, produz clamidósporos, que se constituem em estruturas de resistência, que é a forma mais eficaz de estabelecimento do fungo no solo (HERNÁNDEZ; DÍAZ, 2008). O fungo *P. chlamydosporia* é um dos principais organismos utilizados para o controle biológico de nematoides (FREITAS e outros, 2009; GUINÉ e outros, 2013; MANZANILLA-LÓPEZ e outros, 2013).

O antagonismo de *P. chlamydosporia* sobre *Meloidogyne* spp. é por meio do parasitismo de ovos e fêmeas de nematoides (DALLEMOLE-

GIARETTA e outros 2013; VIGGIANO; FREITAS; LOPES, 2014; EAPEN; BEENA; RAMANA, 2008; HERNÁNDEZ; DÍAZ, 2008; DALLEMOLE-GIARETTA, 2010). De acordo com Morgan Jones, White e Rodríguez-Kábana (1983), *P. chlamydosporia* atua sobre os ovos corrompendo as camadas vitelínica, de quitina e lipídios, o que leva os juvenis à morte. Além disso, a eclosão dos juvenis de segundo estágio (J₂) é afetada pela presença do fungo (STIRLING, 1991). Mukhtar e Pervaz (2003) descreveram que *P. chlamydosporia* atua sobre juvenis de *M. javanica* por meio da produção de certas enzimas e toxinas do tipo verticillim A, B e C, que ajudam a enfraquecer e dissolver a cutícula dos nematoides.

Em estudos em casa de vegetação e em campo, o fungo mostrou-se eficiente no controle do nematoide das galhas (EAPEN; BEENA; RAMANA, 2008; HERNÁNDEZ; DÍAZ, 2008). Viggiano, Freitas e Lopez (2014), ao estudarem a aplicação de *P. chlamydosporia* em sementeiras de pepino, observaram redução da infecção e multiplicação de *Meloidogyne javanica* em mais de 40%. Lopes e outros (2007), estudando o potencial de vários fungos nematófagos para o controle de *M. javanica* em tomateiro, observaram que dois isolados de *P. chlamydosporia* reduziam o número de ovos em mais de 75%.

Além da característica de nematicida, os fungos desse gênero também podem atuar como promotor de crescimento de plantas, disponibilizando nutrientes (EBADI; FATERNI; RIAHI, 2009; FREITAS e outros, 2009; MARCIÁ-VICENTE e outros, 2009). Monteiro (2014) observou aumento no conteúdo dos macronutrientes na cultura do tomate na ordem de 14,3% para nitrogênio, 24,5% para fósforo e 13,3% para potássio, quando comparados ao tratamento sem a aplicação de *P. chlamydosporia*.

2.3.3 *Bacillus* spp

As bactérias pertencente à família Bacillaceae são gram-positivas, com formato de bastonete, aeróbias, formadoras de endósporos, muito resistentes no meio ambiente (SILVA, 2015). Espécies de *Bacillus*, incluindo *B. thuringiensis*, *B. subtilis*, *B. cereus* e *B. licheniformis*, têm se destacado como importantes agentes de biocontrole de patógenos de solo (EMMERT; HANDELSMAN, 1999).

As rizobactérias, em especial, a espécie *Bacillus subtilis*, têm se tornado objeto de estudo (ARAÚJO; BRAGANTE JUNIOR; BRAGANTE, 2012), principalmente devido à sua capacidade nematicida e de promoção de crescimento de plantas cultivadas (MENA-VIOLANTE; OLALDE-PORTUGAL, 2007).

As populações de *B. subtilis* têm como habitat natural o solo, o mesmo que abriga uma complexa comunidade biológica, cuja maioria é constituída por microrganismos procariotos e eucariotos, tanto em número quanto em diversidade (LANNA FILHO; FERRO; PINHO, 2010). A espécie *B. subtilis* pode ser encontrada como rizobactéria promotora de crescimento em plantas, bactérias epifíticas e endofíticas (GUPTA e outros, 2000; ONGENA e outros, 2005).

O antagonismo direto exercido contra fitopatógenos tem o envolvimento dos conhecidos mecanismos de antibiose, como a síntese de substâncias antimicrobianas, a competição por espaço e nutrientes e a síntese de compostos voláteis (LEELASUPHAKUL; HEMMANEE; CHUENCHITT, 2008). E o mecanismo indireto é exercido pelo fenômeno de resistência sistêmica induzida (ISR) (LANNA FILHO; FERRO; PINHO, 2010). É também sugerido que o antagonismo ocorre através da alteração dos exsudados radiculares da planta (FERRAZ e outros, 2010; ARAÚJO; BRAGANTE JUNIOR; BRAGANTE, 2012). Para Sikora e Hoffmann-Hergarten (1992), essa alteração dos exsudados dificulta a localização das

raízes por parte dos nematoides, diminuindo a taxa de infecção e reprodução desses.

Estirpes selecionadas de *B. subtilis* foram relatadas como antagonistas de nematoides formadores de galhas e podem ser utilizadas no manejo de culturas econômicas, visando a reduzir os efeitos deletérios dos parasitas (LI e outros, 2005). Sharma e Gomes (1996) relataram que as endotoxinas produzidas por *B. Subtilis* no solo interferem no ciclo reprodutivo dos nematoides, principalmente na oviposição e eclosão de juvenis. Araújo e Marchesi (2009) observaram uma redução da reprodução de *M. incognita* e, conseqüentemente, um aumento da produção de massa fresca da parte aérea de plantas de tomate submetidos a tratamentos com *B. subtilis*.

Os autores Khalil e outros (2012) e Munshid, Simon e Lal (2013) relataram que *B. subtilis* suprimiu a infecção por *M. incognita*, o que diminuiu a população de nematoides e as galhas das raízes em cebolinha e tomate.

Usando microbiolização de sementes de tomate com *B. subtilis*, Fernandes e outros (2014) reportaram redução de 62,6% no número de ovos de *M. incognita* nas raízes quando comparado com a testemunha. Radwan e outros (2012) relataram uma redução de 89,2% no número de galhas em raízes de tomate tratadas com produto comercial à base de *Bacillus megaterium* (Bioarc®).

Nunes, Monteiro e Pomela (2010), utilizando produto comercial Nemix® à base de *B. subtilis* e *B. licheniformis*, tiveram ação efetiva na redução do número de ovos de *Meloidogyne incognita* em soja. O uso conjunto de *B. subtilis* e *B. licheniformis* pode apresentar sinergismo, pois gerou a maior redução da população, e reduzir a população de nematoides de galhas (ALMEIDA, 2018).

Além de sua capacidade nematicida, *B. subtilis* é conhecido como bactéria promotora do crescimento de plantas. De acordo com Lanna Filho, Ferro e Pinho (2010), isso se dá por consequência do aumento da fixação de nitrogênio, solubilização de nutrientes, síntese de fitormônios e melhoria das condições do solo.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Caracterização da área de estudo

O trabalho foi realizado em ambiente protegido do laboratório Biofábrica da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB), campus de Vitória da Conquista (14° 53''Latitude Sul e 40° 48''Longitude Oeste e 864 metros de altitude) durante o período de outubro a dezembro de 2017. De acordo com classificação de Köppen, o clima é do tipo am, Tropical Úmido, com chuvas do tipo monções, estação de seca de pequena duração com precipitação do mês mais seco inferior a 60 mm; e aw, clima quente com estação seca bem acentuada, que coincide com o inverno, com precipitação inferior a 60 mm em, pelo menos, um mês; com temperatura do mês mais frio abaixo dos 18 °C e precipitação anual média acima de 900 mm (SEI, 2013). Dados de temperatura máxima, temperatura média e temperatura mínima durante a execução do experimente estão apresentadas na Figura 1.

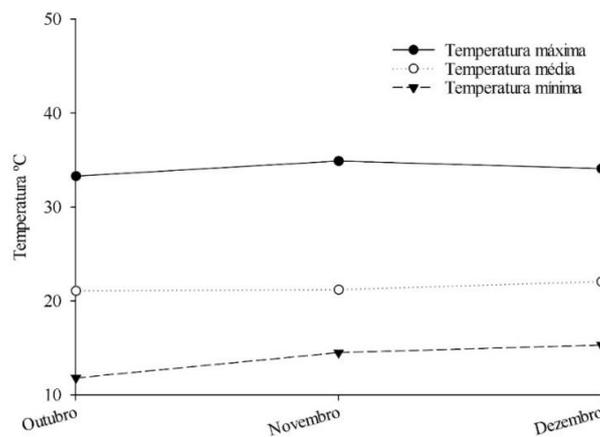


Figura 1 - Dados de temperatura máxima (°C), temperatura média (°C) e temperatura mínima (°C) durante os meses de outubro, novembro e dezembro do ano de 2017. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.
Fonte: Instituto Nacional de Meteorologia (2018).

3.2 Delineamento experimental

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado em esquema fatorial 5x2 com quatro repetições, totalizando 40 unidades experimentais. O primeiro fator foi composto pelos controles biológicos *Trichoderma longibrachiatum* (Triconemate® 2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Trichoderma harzianum* (Tricobiol® 2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Pochonia chlamydosporia* (2 x 10⁸ UFC g⁻¹), *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* (Quartzo® 10¹¹ UFC g⁻¹) e uma testemunha. E o segundo fator, composto pelos dois tipos de solo, autoclavado e contaminado.

3.3 Instalação e condução do experimento

O solo utilizado no experimento foi retirado da Fazenda Agropimenta rodovia Mucugê-Ibicoara-BA, em área de produção de tomate, na profundidade de 0-30 cm. Após a chegada do solo no laboratório, realizou-se uma extração de acordo com a metodologia de (JENKINS, 1964) para confirmar a presença de nematoides; nesse momento, também foi retirada uma amostra de solo para se fazer a análise química (Tabela 1).

Tabela 1 - Análise química do solo utilizado no experimento. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.

	pH	*P	*K ⁺	Ca ⁺²	Mg ⁺²	Al ³⁺	H ⁺	S.B	V
Profundidade	(H ₂ O)	mg/dm ⁻³			cmol _c dm ⁻³				%
0-30 cm	6,6	58	0,61	3,4	1,3	0,1	3,2	5,3	62

*Mehlich.

Em seguida, metade do solo foi autoclavado (127 °C 60 min⁻¹) em sacolas plásticas com 4 kg de capacidade. O processo de autoclavagem foi repetido por três vezes, com intervalo de 24 horas entre os ciclos; no

momento da retirada da autoclave, as sacolas foram abertas, e o solo, molhado.

As unidades experimentais foram compostas por vasos de polietileno com capacidade de 20 L, e estes, previamente desinfetados em solução de hipoclorito na concentração de 2,5% antes do enchimento. De acordo com a análise de solo (Tabela 1), não foi necessário fazer calagem, apenas se fizeram as adubações minerais. A adubação fosfatada foi realizada no momento do plantio, em cada vaso individualmente, com posterior homogeneização.

As adubações de nitrogênio e potássio foram realizadas em duas aplicações, nas doses de 150 mg/dm^{-3} . A primeira aplicação foi realizada aos 20 dias, e a segunda, aos 45 dias após o transplante. Também foram feitas aplicações semanalmente de fosfito de potássio, produto comercial FITOGARD[®], na dose 10 mL do produto comercial para 10 litros de água; a aplicação foi realizada com pulverizador costal.

As mudas de tomate híbrido Silvety foram produzidas em bandejas de isopor, utilizando-se substrato comercial, marca BIOPLANT[®], previamente autoclavado. O transplante deu-se trinta dias após a semeadura (Figura 2).



Fonte: Mafessoni (2017).

Figura 2 - Produção de mudas de tomate em bandejas de isopor (A), transplântio das mudas de tomate (B), arranjo do experimento (C) e plantas antes da avaliação destrutiva aos 60 dias após o transplântio (D). Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.

As aplicações dos tratamentos foram realizadas aos 0, 15, 30 e 45 após o transplântio das mudas. Utilizando-se 0,4 g/parcela na forma comercial de arroz colonizado para os tratamentos *T. longibrachiatum*, *T. harzianum* e *P. chlamydosporia*. E, para o tratamento com *B. subtilis* + *B. licheniformis*, foi utilizado 0,4 g/parcela na forma comercial liofilizada. Após a pesagem em balança analítica, na quantidade referente às oito parcelas de cada microrganismo, totalizando 3,2 g; os produtos foram dissolvidos em água, no volume de 8 L, e aplicado 0,5 L/vaso. Durante todo o período, o experimento foi irrigado diariamente, e realizadas aplicações preventivas de fungicidas (MONCEREM 250 SC® e COMET®), além do manejo manual de plantas daninhas, realizado sempre que necessário durante todo o período de condução do experimento.

3.4 Avaliação de promoção de crescimento de plantas

Foram avaliados altura de plantas com auxílio de régua graduada, medida a partir do solo, diâmetro de caule medido a 2 cm do solo, com auxílio de paquímetro digital; índice SPAD dos teores de clorofilas “a”, “b” e “total”, utilizando o aparelho clorofiLOG da marca FALKER®, modelo CFL1030; avaliaram-se essas variáveis aos 30, 45 e 60 dias após o transplantio das mudas.

As avaliações destrutivas foram realizadas aos 60 dias após o transplantio, quais sejam massa seca da parte aérea e massa seca de raiz, utilizando estufa de ventilação forçada na temperatura de 65 °C, até que se obtivesse massa constante; foram, então, pesadas em balança analítica de precisão.

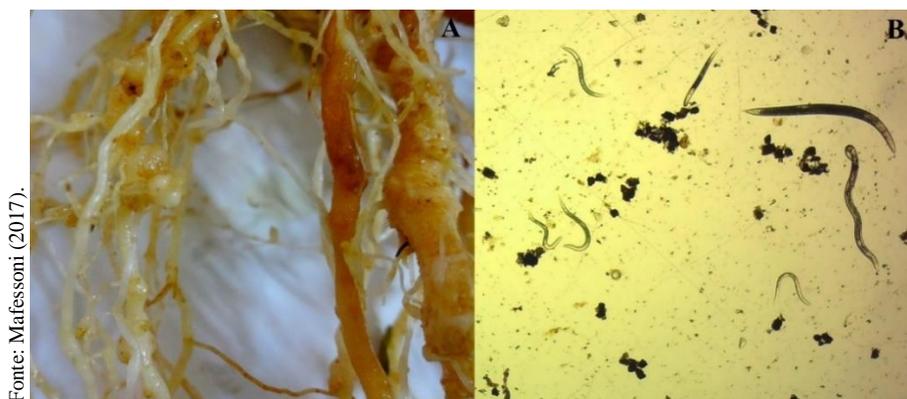
3.5 Avaliação de nematoides

3.5.1 Extração de nematoides em solo

A extração dos juvenis (J₂) de *Melidogyne* spp. foi realizada em alíquotas de 300g de solo pelo método do peneiramento (peneiras de 20 mesh, sobre 100 mesh e 500 mesh) e centrifugação em solução de sacarose (JENKINS, 1964). Os J₂ que ficaram retidos na peneira de 500 mesh foram transferidos para tubos de ensaio, e, após 24 h, descartou-se o sobrenadante, deixando aproximadamente 4 mL/tubo; em seguida, foram contabilizados em câmara de contagem, com capacidade para 1mL e, posteriormente, extrapolado para 2 mL, em microscópio óptico; essa avaliação foi realizada aos 60 dias após o transplantio das mudas.

3.5.2 Extração de nematoides em raiz

Para a extração e quantificação dos ovos e juvenis (J₂) de *Meloidogyne* spp., as raízes foram lavadas, cortadas em pedaços de, aproximadamente, 1 cm, e pesadas 10 g. Em seguida, foram trituradas em liquidificador com solução de hipoclorito de sódio 0,5% conforme a metodologia de extração de Coolen e D'Herde (1972). A solução final foi transferida para tubos de ensaios, e, após 24 h, descartou-se o sobrenadante, deixando 4 mL/tubo, posteriormente, transferidos para câmara de contagem com capacidade para 1 mL, extrapolado posteriormente para 2 mL, para quantificação do número de ovos e juvenis de segundo estágio (J₂), vivos e mortos, em microscópio óptico. Essa avaliação foi realizada aos 60 dias após o transplante das mudas (Figura 3).



Fonte: Mafessoni (2017).

Figura 3 – Raízes de tomate com galhas (A) e nematoides observados por microscópio óptico (B). Vitória da Conquista, Bahia, 2018.

3.6 Estatística

Os dados foram tabulados e testados quanto à normalidade (teste de Shapiro-Wilk), e, quando necessária, foi realizada a transformação desses dados. Utilizando o Programa ASSISTAT versão beta 7.7 (SILVA;

AZEVEDO, 2016), realizou-se a análise de variância, e, quando significativo, aplicou-se o teste de Tukey a 5% de probabilidade para efeito de comparação das médias. Para confecção do gráfico, utilizou-se o programa SigmaPLOT versão 12.0.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Controle de *Meloidogyne* spp

Houve efeito significativo para todas as variáveis, tanto em solo como em raiz (Tabela 2). Para a variável número de juvenis vivos, avaliados em solo, os tratamentos com microrganismos promoveram redução na população de juvenis de segundo estágio (J_2) quando comparados à testemunha sem aplicação de microrganismos de controle. Considerando a testemunha como 0,0% de controle, os microrganismos promoveram uma redução de J_2 vivos no solo nas seguintes porcentagens: *Pochonia chlamydosporia* (53,3%), *Trichoderma longibrachiatum* (32%), *Trichoderma harzianum* (28,7%) e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* (17,6%).

Quanto ao número de J_2 nas raízes de tomate, os microrganismos promoveram uma redução de juvenis em relação à testemunha nas seguintes porcentagens: *B. subtilis* + *B. licheniformis* (72,3%), *P. chlamydosporia* (66,9%), *T. longibrachiatum* (66%) e *T. harzianum* (32,1%).

Para o número de J_2 mortos no solo, *P. chlamydosporia* junto com *T. longibrachiatum* apresentaram maior número de mortos em relação aos demais tratamentos. Contudo, a testemunha não diferiu dos tratamentos *B. subtilis* + *B. licheniformis* e *T. harzianum*, o que impossibilitou a relação direta entre os tratamentos que apresentaram menores números de juvenis vivos e os tratamentos que apresentaram maiores números de juvenis mortos.

O número de ovos na raiz foi reduzido pelos tratamentos em relação à testemunha sem aplicação de microrganismos, nas seguintes porcentagens: *B. subtilis* + *B. licheniformis* (40%), *P. chlamydosporia* (30,3) e *T. longibrachiatum* (28%); e *T. harzianum* (5,6%) não diferiu da testemunha.

O solo autoclavado não apresentou presença de juvenis vivos ou mortos no solo e na raiz e número de ovos na raiz. Pode-se inferir que o

processo de autoclavagem foi eficaz na eliminação de juvenis e ovos e mostrou-se estéril para a presença de formas infestantes de nematoides.

Tabela 2 - Número de juvenis de segundo estágio vivos no solo, número de juvenis de segundo estágio vivos na raiz, número de juvenis de segundo estágio mortos no solo e número de ovos na raiz em cultivo de tomate híbrido Silvety em solo autoclavado e contaminado aos 60 dias após o transplante. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.

Tratamentos	Nº de juvenis vivos		Nº juvenis mortos		Nº ovos	
	¹ Solo	Raiz	¹ Solo	Raiz	Solo	Raiz
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	6,25 b	7,75 c	3,65 c		209,50 b	
<i>T. harzianum</i>	5,41 b	19,00 b	4,46 b		329,50 a	
<i>T. longibrachiatum</i>	5,16 b	9,50 c	5,39 a		251,00 b	
<i>P. chlamydosporia</i>	3,56 c	9,25 c	5,79 a		243,25 b	
Testemunha	7,59 a	28,00 a	3,98 bc		349,00 a	
Média	5,59	14,70	4,65		276,45	
CV %	20,73	26,11	14,49		22,72	

¹Dados transformados por raiz quadrada de \sqrt{x} . Letras diferentes na coluna diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os resultados encontrados neste estudo para a utilização de *B. subtilis* no controle de *Meloidogyne* spp. corroboram os resultados encontrados por Fernandes e outros (2014), que, avaliando o efeito da microbiolização de sementes de tomateiro com *B. subtilis* no controle de *M. incognita* e *M. javanica* em condições de casa de vegetação, observaram uma redução de 62,6% do número de ovos no tratamento com *B. subtilis* em relação à testemunha; Almaghrabi, Massoud e Abdelmoneim (2013) encontraram um decréscimo de 32% no número de galhas e 52% no de ovos por grama de raiz após a aplicação de *B. subtilis*. Nunes, Monteiro e Pomela (2010), utilizando produto comercial Nemix[®], à base de *B. subtilis* e *B. licheniformis*, tiveram ação efetiva na redução do número de ovos de *M. incognita* em soja.

Há relatos com grandes variações sobre a eficiência de isolados fúngicos da mesma espécie ou espécies diferentes no controle de nematoides fitopatogênicos, variações essas que puderam ser observadas no presente trabalho. O tratamento com *T. harzianum* teve efeito contra *Meloidogyne*

spp., porém sua eficiência foi inferior ao *T. longibrachiatum* e, até mesmo, ineficaz, como no caso do número de ovos, o qual não diferiu da testemunha. Para Moosavi e Zare (2015), variações profundas entre diferentes isolados ou espécies de fungos na supressão de fitonematoides podem ser consequência de diferenças na agressividade fúngica e fatores ecológicos (bióticos e abióticos).

Trichoderma sp. é antagonista que pode induzir mecanismos de defesa inatos da planta contra os fitonematoides (SHARON; CHET; SPIEGEL, 2011; CONTRERAS-CORNEJO e outros, 2014; SALDAJENO e outros, 2014). Também foi sugerido que *T. longibrachiatum* pode induzir enzimas de defesa e, provavelmente, outros compostos de defesa em plantas de tomate, o que leva à resistência sistêmica contra *M. javanica* (AL-SHAMMARI e outros, 2013).

Diferentemente do observado neste estudo para número de ovos na raiz, existem vários relatos de eficiente parasitismo de ovos de *Meloidogyne* spp., promovido por *T. harzianum*. Sahebani e Hadavi (2008) relataram redução da produção de ovos, fraqueza e mortalidade de ovos *Meloidogyne* spp. *in vitro*. Al-Hazmi e Tariqjaveed (2016) relataram redução significativa do esgotamento radicular, produção de ovos e juvenis *M. javanica* no solo em cultivo de tomateiro pela aplicação de *T. harzianum* e *T. viride*.

No entanto, para o controle de juvenis, *T. harzianum* mostrou-se eficiente. Os dados deste estudo corroboram os relatados por Arain e outros (2015), os quais relataram redução notável da infecção de *M. incognita* pela aplicação de *T. harzianum*; Sharma e Panday (2009) descreveram controle da população de *M. incognita* por *T. harzianum*; Borges e outros (2013) descreveram redução do número de juvenis de *Meloidogyne* spp. no solo em 43% após a aplicação de *T. harzianum* na dose (50 mL 1×10^4 esporos mL⁻¹) em casa de vegetação; Silva (2016) relatou que *T. harzianum* reduziu em 46,42% a população de nematoides do gênero *Meloidogyne* spp. em goiabeira. Embora *T. harzianum* tenha apresentado taxa de controle de

juvenis inferior à relatada, mostrou-se como uma alternativa viável a ser empregada no controle de *Meloidogyne* spp. em tomateiro.

De acordo com os dados apresentados neste estudo, *T. longibrachiatum* apresentou 3,3% maior controle de juvenis vivos no solo, 33,9% maior controle de juvenis vivos na raiz e 22,4% maior controle de ovos na raiz de plantas de tomate quando comparado ao tratamento de *T. harzianum*, o que torna o uso de *T. longibrachiatum* com a finalidade nematicida mais recomendável. Silva (2016), avaliando o controle de *Meloidogyne* spp. por *T. longibrachiatum* e *T. harzianum* em mudas de goiabeira, relatou uma maior eficiência na ordem de 8,4% no controle de juvenis de *Meloidogyne* spp. com *T. longibrachiatum* em relação a *T. harzianum*. A mesma autora descreveu uma redução de 54,8% no número de juvenis de *Meloidogyne* spp. por *T. longibrachiatum* em goiabeira. Al-Shammari e outros (2013) revelam que a mortalidade máxima de juvenis (64,5%) de *M. javanica* *in vitro* em tomate foi observada pelo filtrado de *T. longibrachiatum*. Al-Shammari e outros (2013) observaram uma redução de 30,8% no número de ovos/planta com aplicação *T. longibrachiatum* na concentração de 10^7 CFU/ml.

No presente trabalho ficou evidenciada a eficiência do *P. chlamydosporia* para o controle de *Meloidogyne* spp., fato que mostra elevado antagonismo para com os fitonematoides na forma de J₂ e ovos. Os resultados deste trabalho corroboram os de Coutinho e outros (2009), os quais descreveram redução do número de galhas e de ovos de *M. javanica* em plantas de tomate que receberam aplicação de *P. chlamydosporia*, isolada ou associada à farinha de semente de mamão. Dallemole-Giaretta e outros (2010b) reportaram que *P. chlamydosporia* aplicado isoladamente diminuiu em 51,1% o número de galhas e em 71,7% o número de ovos de *M. javanica*.

De acordo com Dallemole-Giaretta e outros (2008), um dos fatores que potencializam o controle do nematoide das galhas pelo uso de *P. chlamydosporia* é o tempo de exposição inicial entre o fungo e os ovos dos

nematoides antes do plantio da cultura principal. No entanto, neste experimento, não houve período prévio de contato do fungo com os ovos dos nematoides antes da implantação da cultura. Nesse sentido, esse pode ser um fator devido ao qual esse fungo apresentou menores porcentagens de controle, como no caso de Dallemole-Giaretta e outros (2010a), que relataram reduções de 80% no número de ovos de *M. javanica*.

4.2 Promoção do crescimento

Para as variáveis altura e diâmetro de plantas (Tabela 3), houve efeito isolado apenas para os tipos de solo na primeira avaliação (30 dias) e na terceira avaliação (60 dias); na segunda avaliação (45 dias), ocorreu efeito de interação entre os fatores tratamentos microbiológicos e os tipos de solo.

As plantas cultivadas em solo autoclavado apresentaram maior desenvolvimento inicial em altura e diâmetro. Tais resultados também foram relatados por Podestá e outros (2009), os quais encontraram maior crescimento inicial de plantas de tomate cultivadas em solo autoclavado em relação às plantas cultivadas em solo natural. Esses resultados podem ser justificados devido ao fato de o tratamento térmico do solo acelerar a decomposição da matéria orgânica e, com isso, causar a liberação de amônia e de produtos orgânicos (GHINI; BETIOL, 1995).

Na segunda avaliação (45 dias após o transplantio), a variável altura de plantas seguiu a mesma tendência da primeira avaliação, não apresentando diferença estatística entre os tratamentos avaliados; as plantas cultivadas em solo autoclavado foram superiores em altura, exceto para a testemunha, que não diferiu entre os dois solos.

Para a variável diâmetro de caule, os tratamentos não diferiram entre si no solo contaminado, já para as plantas cultivadas no solo autoclavado, o tratamento com *B. subtilis* + *B. licheniformis* promoveu um maior incremento (45,11%) em diâmetro em relação à testemunha, seguido do tratamento *P. chlamydosporia*, que não diferiu entre os tratamentos; e os

tratamentos *T. harzianum*, *T. longibrachiatum* não diferiram estatisticamente da testemunha. Exceto para os tratamentos *T. harzianum*, *T. longibrachiatum* e testemunha, os diâmetros de caule foram superiores nas plantas cultivadas em solo autoclavado.

Tabela 3 - Altura e diâmetro de caule de plantas de tomate híbrido Silvety cultivado em solo autoclavado e contaminado aos 30, 45 e 60 dias após o transplantio. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.

Avaliação aos 30 dias após o transplantio				
Tratamentos	Altura de plantas (cm)		Diâmetro de caule (cm)	
	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	27,00	39,25	5,97	7,94
<i>T. harzianum</i>	26,25	39,12	6,42	8,08
<i>T. longibrachiatum</i>	29,87	38,75	6,07	7,94
<i>P. chlamydosporia</i>	25,00	39,12	5,88	8,91
Testemunha	32,37	37,50	6,91	7,87
Média	28,10B	38,75A	6,25B	8,15A
CV %	16,31		18,63	
Avaliação aos 45 dias após o transplantio				
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	67,75aB	90,75aA	9,14aB	12,89aA
<i>T. harzianum</i>	67,50aB	87,00aA	9,33aA	9,55bA
<i>T. longibrachiatum</i>	72,00aB	88,75aA	9,14aA	10,16bA
<i>P. chlamydosporia</i>	66,50aB	89,50aA	8,49aB	10,72abA
Testemunha	77,00aA	79,25aA	9,80aA	8,88bA
Média	70,15	87,05	9,18	10,44
CV%	8,92		12,09	
Avaliação aos 60 dias após o transplantio				
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	124,85	140,52	12,00	13,63
<i>T. harzianum</i>	131,72	144,92	12,10	13,68
<i>T. longibrachiatum</i>	118,80	147,95	12,02	12,93
<i>P. chlamydosporia</i>	113,57	141,07	11,21	12,92
Testemunha	122,92	139,15	11,85	12,59
Média	122,37B	142,72A	11,84B	13,15A
CV%	9,95		10,44	

Solo contaminado (S. CONT) e solo autoclavado (S. AUT). Letras diferentes minúsculas na coluna e maiúsculas na linha diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Na terceira avaliação (60 dias), novamente, só foi observada diferença estatística para os tipos de solo, em que a superioridade do desenvolvimento em altura e diâmetro foi encontrada nas plantas cultivadas no solo autoclavado. Além da questão da maior mineralização da matéria orgânica no solo autoclavado, citada por Ghini e Betiol (1995), o processo

de autoclavagem eliminou os nematoides; assim, impediu-se que as plantas sofressem parasitismo como no solo contaminado. Contudo, o processo de autoclavagem também pode ter eliminado outros patógenos presentes no solo, proporcionando melhores condições para o desenvolvimento das plantas.

Na Tabela 4, estão apresentados os valores dos índices SPAD para as clorofilas em função dos tratamentos com os microrganismos e os tipos de solo, avaliadas aos 30, 45 e 60 dias após o transplântio. Das três avaliações realizadas, somente na segunda avaliação (45 dias), foi observada diferença estatística. Nessa época, os índices SPAD para clorofila “a” e clorofila total foram superiores nas plantas cultivadas em solo autoclavado.

Tabela 4 - Índice SPAD para clorofila “a”, clorofila “b” e clorofila total de plantas de tomate híbrido Silvety cultivado em solo autoclavado e contaminado aos 30, 45 e 60 dias após o transplântio. Vitória da Conquista, Bahia, 2018.

Tratamento	Avaliação aos 30 dias após o transplântio					
	Clorofila “a”		Clorofila “b”		Clorofila Total	
	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	35,12	37,27	10,43	13,62	45,56	50,90
<i>T. harzianum</i>	34,82	34,78	9,56	9,13	44,38	43,92
<i>T. longibrachiatum</i>	35,80	36,28	10,61	10,40	46,41	46,68
<i>P. chlamydosporia</i>	36,43	35,30	9,56	9,66	46,00	44,96
Testemunha	36,91	35,02	11,46	9,51	48,37	44,53
Média	35,82	35,73	10,32	10,46	46,14	46,20
CV%	4,84		25,45		8,75	
Tratamento	Avaliação aos 45 dias após o transplântio					
	Clorofila “a”		Clorofila “b”		Clorofila Total	
	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	36,55	37,75	14,72	16,51	51,27	54,26
<i>T. harzianum</i>	36,35	36,63	14,23	14,83	50,58	51,47
<i>T. longibrachiatum</i>	36,97	39,13	14,95	17,28	51,92	56,42
<i>P. chlamydosporia</i>	36,13	38,92	14,15	16,02	50,28	54,95
Testemunha	38,43	39,06	17,36	16,50	55,80	55,56
Média	36,89B	38,30A	15,08	16,23	51,97B	54,53A
CV%	5,11		13,11		7,21	
Tratamento	Avaliação aos 60 dias após o transplântio					
	Clorofila “a”		Clorofila “b”		Clorofila Total	
	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT	S. CONT	S. AUT
<i>B. subtilis</i> + <i>B. licheniformis</i>	38,77	39,28	12,17	12,46	50,95	51,75
<i>T. harzianum</i>	38,18	36,96	11,98	11,75	50,17	48,71
<i>T. longibrachiatum</i>	38,07	39,13	12,28	12,62	50,36	51,76
<i>P. chlamydosporia</i>	39,08	39,22	13,97	12,53	53,06	51,76
Testemunha	39,98	38,55	13,88	11,21	53,87	49,76
Média	38,82	38,63	12,86	12,11	51,68	50,75
CV%	4,87		13,20		6,65	

Solo contaminado (S. CONT) e solo autoclavado (S. AUT). Letras diferentes na linha diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Os maiores índices de clorofila “a” e total apresentados no solo esterilizado podem ser explicados devido ao fato de o tratamento térmico do solo acelerar a decomposição da matéria orgânica e causar a liberação de amônia e de produtos orgânicos (GHINI; BETIOL, 1995) e de o nitrogênio estar relacionado à formação das clorofilas (ALMEIDA e outros, 2011). Sabendo disso, o processo de autoclavagem pode ter acelerado o processo de liberação do nitrogênio oriundo da matéria orgânica para as plantas, o que pode ter promovido o aumento no teor de clorofila dessas plantas. Outro fator que pode ter corroborado para tal resultado está relacionado à desvantagem das plantas parasitadas por *Meloidogyne* spp. no solo contaminado. De acordo com Pinheiro, Pereira e Suinaga (2014), o parasitismo causa danos diretos no sistema radicular e, assim, diminui a absorção de água e nutrientes. Diante disso e com base na constituição das clorofilas, as plantas cultivadas em solo contaminado, ou seja, que sofreram parasitismo de *Meloidogyne* teriam um menor teor de clorofilas e, por consequência, uma menor intensidade na coloração verde das plantas. Segundo Taiz e Zeiger (2013), o conteúdo de clorofila é influenciado por distintos fatores bióticos e abióticos, o que está ligado ao potencial da atividade fotossintética dos vegetais.

Na tabela 5, estão apresentadas as variáveis massa seca da parte aérea e raiz. Para a massa seca da parte aérea não houve diferença entre os tratamentos microbiológicos e os tipos de solo. Já para a massa seca de raiz, houve efeito de interação entre tratamentos microbiológicos e os tipos de solo.

No solo contaminado, os tratamentos com *B. subtilis* + *B. licheniformis* e *T. longibrachiatum* apresentaram os maiores valores de massa seca de raiz; *T. harzianum* e a testemunha não diferiram entre os tratamentos testados, e o tratamento com *P. chlamydosporia* apresentou o menor valor de massa seca de raiz. Já para o solo autoclavado, *T. longibrachiatum* foi o único a se manter superior em incremento de massa seca de raiz em relação aos demais tratamentos no solo autoclavado; *T.*

harzianum e *P. chlamydosporia* não diferiram entre os tratamentos testados, e *B. subtilis* + *B. licheniformis* e a testemunha não diferiram entre si, apresentando os menores valores de massa seca de raiz.

Tabela 5 - Massa seca da parte aérea e massa seca de raiz de plantas de tomate híbrido Silvety cultivado em solo autoclavado e contaminado aos 60 dias após o transplântio. Vitória da Conquista, Bahia, UESB, 2018.

Tratamentos	Massa seca da parte aérea (g)		Massa seca de raiz (g)	
	Contaminado	Autoclavado	Contaminado	Autoclavado
<i>B. subtilis</i>	99,60	93,90	8,08 aA	6,12 bB
<i>T. harzianum</i>	92,99	101,35	6,68 abA	7,25 abA
<i>T. longibrachiatum</i>	86,45	100,55	7,04 aB	8,67 aA
<i>P. chlamydosporia</i>	70,60	99,28	4,75 bB	7,62 abA
Testemunha	99,19	95,05	6,26 abA	6,28 bA
Média	89,76	98,02	6,56	7,19
CV%	17,54		14,83	

Letras diferentes minúsculas na coluna e maiúsculas na linha diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

O incremento de massa seca de raiz por *T. longibrachiatum* em solo contaminado foi de 12,46%, e, no solo autoclavado, de 30,05%. O incremento na massa seca de raiz por *T. longibrachiatum* encontrado em solo contaminado é semelhante ao encontrado por Koh e outros (2018), em que as interações de *Trichoderma* spp. induziram incrementos de 11,5% em massa seca de raiz com relação ao tratamento controle sem inoculação fúngica. No entanto, o aumento da massa seca raiz foi duas vezes superior para o mesmo microrganismo inoculado em solo autoclavado, o que nos leva a inferir que competitividade com a microbiota do solo natural diminui a eficiência do *T. longibrachiatum* em promover o aumento da massa seca de raiz.

O fato de o tratamento com *B. subtilis* + *B. licheniformis* apresentar maior massa seca de raiz nas plantas cultivadas em solo contaminado e menor valor em solo autoclavado sugere a hipótese de que *B. subtilis* + *B. licheniformis* depende de interações com microrganismos nativos do solo para promover o crescimento de plantas. No entanto, faltam trabalhos com

avaliação de *B. subtilis* + *B. licheniformis* em solo natural e esterilizado sem que seja feita a inoculação de nematoides, avaliando dessa forma o efeito isolado desses microrganismos na promoção do crescimento de plantas.

Ao contrário do que foi relatado por alguns autores na literatura, no presente trabalho, nenhum dos microrganismos promoveu incremento significativo de massa seca de parte aérea. Araújo e Marchesi (2009) concluíram que *B. subtilis* (PRBS-1) aumentou a biomassa da parte aérea de plantas de tomate. Para Arain e outros (2015), a aplicação de *T. harzianum* causou aumento da parte aérea em comparação às plantas controle. Al-Shammari e outros (2013) relataram aumento dos parâmetros massa fresca e seca de plantas de tomate tratadas com *T. longibrachiatum* em relação ao controle. Já para o tratamento *P. chlamydosporia*, os resultados corroboraram os de Coutinho e outros (2009), os quais, ao estudarem o controle de *M. javanica* com *P. chlamydosporia* e farinha de sementes de mamão, não observaram influências significativas na massa da parte aérea e das raízes e altura das plantas de tomate.

Os microrganismos estudados apresentaram variações na eficiência antagônica entre os locais de ação e os estádios de desenvolvimento dos nematoides. Disso, pode-se levantar a hipótese de que esses microrganismos, de forma combinada ou aplicação em sucessão, de acordo com a particularidade de maior ação antagônica, podem promover um controle mais efetivo na população de *Meloidogyne* spp.

5 CONCLUSÕES

O uso de *T. longibrachiatum*, *T. harzianum*, *P. chlamydosporia* e *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduz a população de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. no solo, em cultivo de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido.

O uso de *T. longibrachiatum*, *T. harzianum*, *P. chlamydosporia* e *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduz a população de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. na raiz, em cultivo de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido.

O uso de *T. longibrachiatum*, *P. chlamydosporia* e *B. subtilis* + *B. licheniformis* reduz o número de ovos de *Meloidogyne* spp. na raiz, em cultivo de tomate híbrido Silvety em ambiente protegido.

O solo esterilizado promove maior desenvolvimento em plantas de tomate híbrido Silvety em cultivo em vaso.

REFERÊNCIAS

- ABAD, P.; CASTAGNONE-SERENO, P.; ENGLER, J. A & FAVERY, B. Invasion, feeding and development. In: PERRY, R.; MOENS, M. & STARR, J. L. (eds). **Root-knot Nematodes**. Cambridge, MA, USA, CABI International, p. 163-181, 2009.
- AGRIANUAL. Consultoria e comércio. **Anuário da agricultura brasileira**. São Paulo, 502 p., 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 biological sciences**, v. 23, n. 2, p. 288-292, 2016.
- ALMAGHRABI, O. A.; MASSOUD, S. I.; ABDELMONEIM, T. S. Influence of inoculation with plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) on tomato plant growth and nematode reproduction under greenhouse conditions. **Saudi journal of biological sciences**, v. 20, n. 1, p. 57-61, 2013.
- ALMEIDA, T. B. F.; PRADO R. M.; CORRÊA, M. A. R.; PUGA, A. P.; BARBOSA, J. C. Avaliação nutricional da alface cultivada em soluções nutritivas suprimidas de macronutrientes. **Revista Biotemas**, v. 24, n. 1, p.27-36, 2011.
- ALMEIDA, V. N. **Controle biológico de *Meloidogyne exigua* em seringueiras (*Hevea brasiliensis*) no Triângulo Mineiro**. Uberlândia, MG. 2018.
- AL-SHAMMARI, T. A.; BAHKALI, A. H.; ELGORBAN, A. M.; EL-KAHKY, 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**, Bophal, v. 7, n. Special edition, p. 199-207, 2013.
- ALVARENGA, M. A. R. **Tomate, produção em campo, casa de vegetação e hidroponia: Origem botânica e descrição da planta**. Lavras-MG, 2013, 455p.
- ALVES, F. R.; FREITAS, L. G. **Controle biológico de fitonematoides**. O essencial da fitopatologia, controle de doenças de plantas. Viçosa, MG: Ed. UFV, p. 235-264, 2014.

- ALVES, F. R.; SOUZA, R.M. de. Nematophagous Bacteria: Survival Biology. **Biocontrol Agents of Phytonematodes**. p. 256-275, 2015.
- AQUINO, R. F. B. A.; COSTA, R. I. F.; AQUINO, L. A.; SÁ, L. P. Dinâmica populacional de pragas em tomateiro industrial no norte de Minas Gerais. **Evolução e Conservação da Biodiversidade**, Viçosa, MG, v. 2, n. 1, p. 47-51, 2011.
- ARAIN, R. R., SYED, R. N., RAJPUT, A. Q., KHANZADA, M. A., RAJPUT, N. A.; LODHI, A. M. Comparative efficacy of *Trichoderma harzianum*, neem extract and furadan on *Meloidogyne incognita* infecting tomato plant growth. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 33, n. 1, p. 105-112, 2015.
- ARAÚJO, F. F.; BRAGANTE JUNIOR, R.; BRAGANTE, C. E. Controle genético, químico e biológico de meloidoginose na cultura da soja. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia-GO, v. 42, N. 2, P. 52-60, 2012.
- ARAÚJO, 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.
- ARAUJO, S. T.; ALMEIDA, A.; ARAÚJO, F. S.; FERREIRA, A. H. C.; PINTO, T. P. Produção e qualidade de tomates cereja fertirrigados com água residuária da piscicultura. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 12, n. 3, p. 392-396, 2017.
- BAÑOS, Y. S.; CONCEPCIÓN, A. B; LAZO, R. C.; GONZÁLEZ, I. A.; MOREJÓN, L. P. Efecto de enmiendas orgánicas y *Trichoderma* spp. en el manejo de *Meloidogyne* spp. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 5, n. 2, 2011.
- BETTIOL, W.; MAFFIA, L. A.; CASTRO, M. L. M. P. Control biológico de enfermedades de plantas en Brasil. In: BETTIOL, W.; RIVERA, M.C.; MONDINO, P.; MONTEALEGRE A.; JAIME, R.; COLMENÁREZ, Y.C. **Control biológico de enfermedades de plantas en América Latina y el Caribe**, 404 p., 2014.
- BORGES, F. G.; BATTISTUS, A. G.; MÜLLER, M. A.; MIORANZA, T. M.; KUHN, O. G., Manejo alternativo de nematoides de galha (*Meloidogyne incognita*) em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*), **Scientia Agraria Paranaensis - SAP Mal**. v.12, p. 425-433, 2013.
- BRASS, F. E. B.; VERONEZZE, N. C.; PACHECO, E.; BOSQUÊ, G. G. Aspectos biológicos do *Meloidogyne* spp. relevantes à cultura do café. **Revista científica eletrônica de Agronomia**, n. 14, 2008.

BRITO JUNIOR, F. P. **Produção de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) reutilizando substratos sob cultivo protegido no município de Iranduba-AM.** 2012, 61 p. Dissertação (Mestrado em agronomia tropical) - Universidade Federal do Amazonas.

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.

CONTRERAS-CORNEJO H. A.; MACÍAS-RODRÍGUEZ L.; LÓPEZ-BUCIO J. S.; LÓPEZ-BUCIO J. Enhanced plant immunity using *Trichoderma*. GUPTA, M.; SCHMOLL, A.; HERRERA-ESTRELLA, R. S. In: **Biotechnology and Biology of *Trichoderma***. p. 495-504, 2014.

COOLEN, W. A.; D^o HERDE, C. J. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. **Ghent State Agriculture Research Centre**, 1972.

CORREIRA, É. C. S. S.; NEVES, M. I. R. S.; SILVA, L. S.; SANTOS, D. S. NETO, F. J. D. Estratégias e desafios no manejo de nematoides formadores de galhas (*Meloidogyne* spp.) em cultivos de olerícolas: uma revisão. **Revista Mirante**, v. 10, n. 5, 2017.

CORTE, G. D.; PINTO, F. F.; STEFANELLO, M. T.; GULART, C.; RAMOS, J. P. D.; BALARDIN, R. S. Technology application technology of pesticides for control of soybean nematodes. **Ciência Rural**, v. 44, n. 9, p. 1534-1540, 2014.

COUTINHO, M. M.; FREITAS, L. G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; NEVES, W. S.; LOPES, E. A.; FERRAZ, S. Controle de *Meloidogyne javanica* com *Pochonia chlamydosporia* e farinha de sementes de mamão. **Nematologia Brasileira**, v. 33, n. 2, p. 169 - 175, 2009.

DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; CAVALLIN, I. C.; MARMENTINI, G.A.; FARIA, C. M. R.; RESENDE, J. T. V. Avaliação de um produto à base de *Pochonia chlamydosporia*, no controle de *Meloidogyne javanica* em alface e cenoura no campo. **Nematropica**, v.43, p.131-137, 2013.

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

DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; FERRAZ, S.; NEVES, W. S.; LOPES, E. A.; COUTINHO, M. M. Efeito da concentração de

clamidósporos de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 32, p. 327-332, 2008.

DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; ZOOCA, R. J. F.; CAIXETA, L. B.; LOPES, E. A.; FERRAZ, S. Controle de *Meloidogyne javanica* por meio da aplicação de palha de café colonizada por *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*. **Nematologia Brasileira**, v. 34, n. 2, p. 137 - 140, 2010b.

EAPEN, A. J.; BEENA, B.; RAMANA, K. V. Evaluation of fungal bioagents for management of root-knot nematodes in ginger and turmeric fields. **Journal of spices and aromatics Crops**, v. 17 p. 122 - 127, 2008.

EAPEN, S.J.; BEENA, B.; RAMANA, K.V. Tropical soil microflora of spice-based cropping systems as potential antagonists of root-knot nematodes. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 88, p. 218 - 225, 2005.

EBADI, M.; FATERNI, S.; RIAHI, H. Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* as a control agent of *Meloidogyne javanica* on pistachio. **Biocontrol Science and Technology**, 19: 689-700, 2009.

EMMERT, E. A. B.; HANDELSMAN, J. Biocontrol of plant disease: a (Gram-) positive perspective. **FEMS Microbiology Letters**, v. 171, n. 1, p. 1-9, 1999.

FERNANDES, R. H., VIEIRA, B. S., FUGA, C. A. G., e LOPES, E. A. *Pochonia chlamydosporia* e *Bacillus subtilis* no controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em mudas de tomateiro. **Bioscience Journal**, v. 30, n. 1, 2014.

FERRAZ, C. B. L. C. O que são os nematoides? Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2013. Disponível em: <<http://docentes.esalq.usp.br/sbn/nemata.htm>>. Acesso em: 10 fev. 2018.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 4. ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, v. 1, cap. 13, p. 277 - 305, 2011.

FERRAZ, S.; DIAS, C. R.; FREITAS, L. G. Controle de nematoides com práticas culturais. In: ZAMBOLIM, L. **Manejo integrado- fitossanidade: cultivo protegido, pivô central e plantio direto**. Viçosa: Ed. UFV, 52 p., 2001.

- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. 1 ed. Viçosa: Ed. UFV, 306 p., 2010.
- FERREIRA, P. A.; FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. Sintomas causados por fitonematoides. In: ZAMBOLIN, L.; JESUS JUNIOR, W. C.; PEREIRA, O. L. (ed). **O essencial da fitopatologia**. Viçosa: Suprema, 2012. p. 203 – 222.
- FERREIRA, P. A.; FERRAZ, S.; LOPES, E. A.; FREITAS, L. G. Parasitismo de ovos de *Meloidogyne exigua* por fungos nematófagos e estudo da compatibilidade entre 59 os isolados fúngicos. **Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 2, n.3, p.15 - 21, 2008.
- FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura**. Viçosa: Ed. UFV. 2008. 421p.
- FREITAS, L. G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; ZOOCA, R. J. F.; PODESTÁ, G. S.; FERRAZ, S. Controle biológico de nematoides: estudo de casos. In: ZAMBOLIM, L.; PIKANÇO, M. C. (ed). **Controle biológico de pragas e doenças exemplos práticos**. Viçosa: Ed. UFV, 2009. p. 41 – 82.
- FREITAS, M. A.; PEDROSA, E. M. R.; MARIANO, R. L. R.; MARANHÃO, S. R. V. L. Seleção de *Trichoderma* spp. como potenciais agentes para biocontrole de *Meloidogyne incognita* em cana-de-açúcar. **Nematropica**, v. 42, n. 1, p. 115 - 122, 2012.
- GHINI, R.; W. BETIOL. Controle físico. In: BERGAMIN, A. F.; H. KIMATI, H.; AMORIM, L. (ed). **Manual de Fitopatologia**. Princípios e Conceitos. 3. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 1995. v. 1. p. 786 – 803.
- GOMES, J. A. A. **Resistência de clones de batata-doce a nematoides (*Meloidogyne* spp.)**. 2014. 66 p. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri, Diamantina.
- GONÇALVES JÚNIOR, D. B.; ROLDI, M.; NAMUR, F. M.; MACHADO, A.C.Z. Tratamento de sementes de feijoeiro no controle de *Pratylenchus brachyurus*, *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 37, n. 3 - 4, p. 53 - 56, 2013.
- GONZÁLEZ, I.; INFANTE, D.; MARTÍNEZ, B.; ARIAS, Y.; GONZÁLEZ, N.; MIRANDA, Y.; PETEIRA, B. Induction of chitinases and glucanases in *Trichoderma* spp. strains intended for biological control. **Biotecnología aplicada**, v. 29, p. 12-16, 2012.

GUINÉ, A.; BONMATÍ, M.; SARRO, A.; STCHIEGEL, A.; VALERO, J.; ORNAT, C.; FERNÁNDEZ, C.; SORRIBAS, F. J. Natural occurrence of fungal egg parasites of root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. in organic and integrated vegetable production systems in Spain. **Biological Control**, 58: p. 407 – 416, 2013.

GUPTA, V. P.; BOCHOW, H.; DOLEJ, S.; FISCHER, I. Plant growth-promoting *Bacillus subtilis* strain as potential inducer of systemic resistance in tomato against Fusarium wilt/Ein das Pflanzenwachstum fördernder *Bacillus subtilis*-Stamm als potentieller Resistenzinduktor gegen die Fusarium-Welke an Tomaten. **Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz/Journal of Plant Diseases and Protection**, p. 145-154, 2000.

HAIJEGHRARI, B. Effects some Iranian *Trichoderma* isolates on maize seed germination and seedling vigor. **African Journal of Biotechnology**, v. 9, p. 4242 - 4347, 2010.

HERNÁNDEZ, M. A.; DÍAZ, L. H. KlamiC®: bionematicida agrícola producido a partir delhongo *Pochonia chlamydosporia* var. *Catenulata*. **Revista de Protección Vegetal**, v.23, p.131-134, 2008.

HOYOS-CARVAJAL, L.; ORDUZ, S.; BISSETT, J. Growth stimulation in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) by *Trichoderma*. **Biological Control**, v. 51, p. 409 - 416, 2009.

HUNT, D. J.; HANDOO, Z. A. Taxonomy, identification and principal species. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. Root-knot Nematodes (ed). **CABI International**, Cambridge, p. 1 - 17, 2009.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola – LSPA**. Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/estatisticas-novoportal/economicas/agricultura-e-pecuaria/9201-levantamento-sistemico-da-producao-agricola.html?edicao=19941&t=resultados>>. Acesso em: 10 de fev. 2018.

INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA (INMET). **Consulta Dados da Estação Automática: Vitória da Conquista (BA)**. Disponível em: http://www.inmet.gov.br/sonabra/pg_dspDadosCodigo_sim.php?QTQxNA=>. Acesso em: 10 fev. 2018.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, p. 692, 1964.

KHALIL, M. S.; KENAWY, A.; GOHRAB, M. A.; MOHAMMED, E. E. Impact of microbial agents on *Meloidogyne incognita* management and morphogenesis of tomato. **Journal of Biopesticides**, v. 5, n. 1, p. 28, 2012.

KHAN, S.; BAGWAN, N. B.; IQBAL, M. A.; TAMBOLI, R. R. Mass multiplication and shelf life of liquid fermented final product of *Trichoderma viride* in different formulations. **Adv. Biores.**, v. 2, p. 178 – 182, 2011.

KOH, E.; CHAROENPRASERT, S.; MITCHELL, A. E. Effects of industrial tomato paste processing on ascorbic acid, flavonoids and carotenoids and their stability over one-year storage. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, Davis, p. 23 - 28, 2011.

KOH, F. A. M.; ALEJO, J. C.; RAMÍREZ, A. R.; SUÁREZ, J. M. T.; ANGULO, M. G.; FLORES, I. R. I. Incompatibilidad interespecífica de especies de *Trichoderma* contra *Meloidogyne incognita* en *Solanum lycopersicum*. **Scientia Fungorum**, v. 47, p. 37 - 45, 2018.

LANNA FILHO, R.; FERRO, H. M.; PINHO, R. S. C. Controle biológico mediado por *Bacillus subtilis*. **Revista Trópica: Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 4, n. 2, 2010.

LEELASUPHAKUL, W.; HEMMANEE, P.; CHUENCHITT, S. Growth inhibitory properties of *Bacillus subtilis* strains and their metabolites against the green mold pathogen (*Penicillium digitatum* Sacc.) of citrus fruit. **Postharvest Biology and Technology**, v. 48, n. 1, p. 113-121, 2008.

LI, B.; XIE, G. L.; SOAD, A.; COOSEMANS, J. Suppression of *Meloidogyne javanica* by antagonistic and plant growth-promoting rhizobacteria. **Journal of Zhejiang University. Science. B**, v. 6, n. 6, p. 496, 2005.

LINFORD, M. B.; YAP, F.; OLIVEIRA, J. M. Reduction of soil populations of root- knot nematode during decomposition of organic matter. **Soil Science**, p. 127 - 141, 1938.

LOPES, E.A.; FERRAZ, S.; FERREIRA, P.A.; FREITAS, L.G.; DHINGRA, O.D.; GARDIANO, C.G. e CARVALHO, S.L. Potencial de isolados de fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, 31: 7884, 2007.

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 8. ed. São Paulo: Nobel, 315 p., 1992.

- LORITO, M.; WOO, S. L.; HARMAN, G. E.; MONTE, E. Translational research on *Trichoderma*: from omics to the field. **Annual Review of Phytopathology**, v. 48. p. 395 - 417, 2010.
- LOUZADA, G. A. S.; CARVALHO, D. D. C.; MELLO, S. C. M.; LOBO JÚNIOR, M.; MARTINS, I.; BRAÚNA L. M. Potencial antagônico de *Trichoderma* spp. originários de diferentes ecossistemas contra *Sclerotinia sclerotiorum* e *Fusarium solani*. **Biota neotropica**. V.9, p. 145 - 149, 2009.
- 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**, v. 35, n.1, p. 274 - 288, 2012.
- MANZANILLA-LÓPEZ, R. H.; ESTEVES, I.; FINETTI-SIALER, M. M.; HIRSCH, P. R.; WARD, E.; DEVONSHIRE, J.; HIDALGO-DÍAZ, L. *Pochonia chlamydosporia*: Advances and challenges to improve its performance as a biological control agent of sedentary endo-parasitic nematodes. **Journal of Nematology**, v. 45, n. 1, p. 1, 2013.
- MARCIÁ-VICENTE, J. G.; ROSSO, L. C.; CIANCIO, A.; JANSON, H. B.; LOPEZ-LLORCA, L. V. Colonization of roots by endophytic *Fusarium equiseti* and *Pochonia chlamydosporia*: Effects on plant growth and disease. **Annals of Applied Biology**, 155: 391-401, 2009.
- MARINO, R. H.; GOMES, L. A. A.; OLIVEIRA CRUZ, E. M.; SILVA, A. D. C.; BIANCHINI, F. G.; MENESES, T. N.; BLANK, A. F. Controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 com óleo essencial de *Lippia alba*. **Scientia plena**, v. 8, n. 4, p.1 - 8, 2012.
- MARQUELLI, W. A.; SILVA, H. R.; SILVA, W. L. C. Irrigação do tomateiro para processamento. Brasília: **Embrapa Hortaliças**, p.24, 2012.
- MENA-VIOLANTE, H. G.; OLALDE-PORTUGAL, V. Alteration of tomato fruit quality by root inoculation with plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): *Bacillus subtilis* BEB-13bs. **Scientia Horticulturae**, v. 113. p. 103-106. 2007.
- MIRONDO, R.; BARRINGER, S. Improvement of Flavor and Viscosity in Hot and Cold Break Tomato Juice and Sauce by Peel Removal. **Journal of Food Science**, v. 80, n. 1, p. 171 - 179, 2015.
- MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species – a diverse group of novel and important plant parasites. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (ed). **Rootknot nematodes**. Cambridge, p. 1 – 17, 2009.

MONTEIRO, T. A. **Controle biológico do nematoide das galhas, *Meloidogyne javanica*, e promoção de crescimento vegetal com os fungos *Pochonia chlamydosporia* e *Duddingtonia flagrans***. 2014. 63 p. (Tese-doutorado em fitopatologia), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

MOOSAVI M. R.; ZARE R. Factors affecting commercial success of biocontrol agents of phytonematodes. In: ASKARY, T. H.; MARTINELLI, P. R. P. *Biocontrol Agents of Phytonematodes* (eds), **CABI Publishing, Wallingford**, p. 423 – 445, 2015.

MORGAN-JONES, G.; WHITE, J.; RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Phytonematode pathology: Ultrastructural studies. I. Parasitism of *Meloidogyne arenaria* eggs by *Verticillium chlamydosporium*. **Nematropica**, v. 13, n.2, p. 245- 260, 1983.

MORILLO, S. R. C.; SILVA, G. S. Efeito antagônico de feijão-de-porco sobre *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro. **Summa Phytopathologica**, v. 41, n. 4, p. 305 - 310, 2015.

MOTAMEDZADEGAN, A.; TABARESTANI, H. Tomato Processing, Quality, and Nutrition In: SINHA, N. K. (Ed.). *Handbook of Vegetables and Vegetables Processing*. Oxford, UK: **Blackwell Publishing Ltda**, cap. 37, p. 739 – 757, 2011.

MUKHTAR T.; PERVAZ I. In vitro evaluation of ovicidal and larvicidal effects of culture filtrate of *Verticillium chlamydosporium* against *Meloidogyne javanica*. **Int J. Agricult Biol**, v. 5, p. 576 – 579, 2003.

MUNSHID, H.; SIMON, S.; LAL, A. A. Antagonistic potential of *Bacillus subtilis* and *Pseudomonas fluorescens* on *Meloidogyne incognita* of green onion (*Allium fistulosum*). **International Journal of Botany and Research (IJBR)**, v. 3, n. 3, p. 15 – 22, 2013.

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

NUNES, H. T.; MONTEIRO, A. C.; POMELA, A. W. V. Uso de agentes microbianos e químico para controle de *Meloidogyne incognita* em soja. **Acta Scientiarum Agronomy**. Maringá, v. 32, n. 3, p. 403-409, 2010.

ONGENA, M.; DUBY, F.; JOURDAN, E.; BEAUDRY, T.; JADIN, V.; DOMMES, J.; THONART, P. *Bacillus subtilis* M4 decreases plant susceptibility towards fungal pathogens by increasing host resistance associated with differential gene expression. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 67, p. 692 – 698, 2005.

PEREIRA, G. V. N. **Promoção do Crescimento de Mudanças de Maracujazeiro Inoculadas com *Trichoderma* spp.** 2012. 67 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista.

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. **Embrapa**, (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento), 2014.

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; SUINAGA, F. A. Manejo de nematoides na cultura do tomate. **Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2014.

PINZÓN ESPINOZA, L. F.; CANDELERO de LA CRUZ, J.; TUN SUÁREZ, J. M.; REYES OREGEL, V.; ALEJO, C. J. Control de *Meloidogyne incognita* en tomate (*Solanum lycopersicum* L.) con la aplicación de *Trichoderma harzianum*. **Fitosanidad**, v. 19, p. 5-11, 2015.

PIOTTO, F. A.; PERES, L. E. P. Base genética do hábito de crescimento e florescimento em tomateiro e sua importância na agricultura. **Ciência rural**, v. 42, n. 11, p. 1941 - 1946, 2012.

PODESTÁ, G. S.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; FERRAZ, S.; ZOOCA, R. J. Atividade nematófaga de *Pochonia chlamydosporia* em solo natural ou autoclavado sobre *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p. 191-193, 2009.

RADWAN, M. A.; FARRAG, S. A. A.; ABU-ELAMAYEM, M. M.; AHMED, N. S. Biological control 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.

REIFSCHNEIDER, F. J. B.; NASS, L. L.; HEINRICH, G. A.; CLÁUDIA S. C.; RIBEIRO, C. S. C.; HENZ, P. G.; EUCLIDES FILHO, K.; BOITEUX, L. S.; RITSCHER, P.; FERRAZ, R. M.; QUECINI, V. **Uma pitada de biodiversidade na mesa dos brasileiros**. 1 ed. Brasília: 2014. 156 p.

SAHEBANI, N.; HADAVI, N. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, n. 8, p. 2016 - 2020, 2008.

SALDAJENO, M. G. B.; NAZNIN, H. A.; ELSHARKAWY, M. M.; SHIMIZU, M.; HYAKUMACHI, M. Enhanced Resistance of Plants to

Disease Using *Trichoderma* spp. In: **Biotechnology and Biology of Trichoderma**, p. 477- 493, 2014.

SCHMIDT, D.; ZAMBAN, D. T.; PROCHNOW, D., CARON, B. O., DE SOUZA, V. Q., DE PAULA, G. M., & COCCO, C. Fenologia, filocrono e requerimento térmico de híbridos de tomateiro italiano em dois ciclos de cultivo. **Horticultura Brasileira**, v. 35, n. 1, 2017.

SHARMA, P.; PANDEY, R. Biological control of root-knot nematode; *Meloidogyne incognita* in the medicinal plant; *Withania somnifera* and the effect of biocontrol agents on plant growth. **African Journal of Agricultural Research**, v. 4, p. 564 – 567, 2009.

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

SHARON, E.; CHET, I.; SPIEGEL, Y. Improved attachment and parasitism of *Trichoderma* on *Meloidogyne javanica* in vitro. **European Journal of Plant Pathology**, v.123, p. 291-299, 2009.

SHARON, E.; CHET, I.; SPIEGEL, Y. *Trichoderma* as a biological control agent. In: Biological control of plant-parasitic nematodes: Building coherence between microbial ecology and molecular mechanisms. Progress in Biological Control, **The Netherlands**, p. 183-201, 2011.

SIKORA, R. A.; HOFFMANN- HERGARTEN, S. Importance of plant health- promoting rhizo- bacteria for the control of soil- borne fungal disease and plant parasitic nematodes. **Arabian Journal of Plant Protection**, v. 10, n. 1, p. 53- 48, 1992.

SILVA, A. N. **Efeito de produtos químicos e de *Trichoderma* spp. no controle de *Fusarium solani* do maracujazeiro.**, 2011. 53 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia-UESB, Vitória da Conquista – BA.

SILVA, B. S. **Controle de *Meloidogyne* spp. por *Trichoderma* spp. e promoção de crescimento em mudas de goiabeira.** 2016. 60 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia-UESB, Vitória da Conquista – BA.

SILVA, D. J. H.; VALE, F. X. R. **Tomate: tecnologia e produção.** 1 ed. Viçosa: UFV, v. 1, 355p., 2007.

SILVA, F. A. S.; AZEVEDO, C. A. V. The Assistat Software Version 7.7 and its use in the analysis of experimental data. **Afr. J. Agric. Res.**, v.11, n.39, p.3733-3740, 2016.

SILVA, J. O. **Meloidogyne incognita na cultura do tomate: levantamento e manejo com produtos biológicos**. 2015. 76 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – UFG, Goiânia, GO.

SOUZA, M. A. **Análise do desempenho de sistemas produtivos de tomate de mesa no DF e sua relação com a cadeia produtiva**. 2016, 70 f. Dissertação (Mestrado em Agronegócios) - FAV/UNB, Brasília, DF.

STIRLING, G. R. Biological control of plant parasitic nematodes: progress, problems and prospects. **Wallingford, UK: CAB International, Wallingford**, 282 p. 1991.

STIRLING, G. R. **Biological control of plant-parasitic nematodes**. 2 ed. 551 p., 2014.

SUPERINTENDÊNCIA DE ESTUDOS ECONÔMICOS E SOCIAIS DA BAHIA (SEI). **Estatística dos municípios Baianos**. v. 4, n. 20, 458p. 2013. Disponível em: http://www.sei.ba.gov.br/index.php?option=com_content&view=article&id=2441&Itemid=284. Acesso em: 10 jan. 2018.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5 ed. 2013. 954 p.

TORRES, R. G.; RIBEIRO, N. R.; BOER, C. A.; FERNANDES, O.; FIGUEIREDO, A. G.; CORBO, A. E. 2009. **Manejo integrado de nematoides em sistema de plantio direto no cerrado**. Disponível em: <<http://docplayer.com.br/13824249-Manejo-integrado-de-nematoides-em-sistema-de-plantio-direto-no-cerrado.html>>. Acesso em: 10 jan.. 2018.

VAN DE POEL, B.; VANDENZAVEL, N.; SMET, C.; NICOLAY, T.; BULENS, I.; MELLIDOU, I.; VANDONINCK, S.; HERTOOG, M. L.; DERUA, R.; SPAEPEN, S. Tissue specific analysis reveals a differential organization and regulation of both ethylene biosynthesis and during climacteric ripening of tomato. **BMC PlantBiology**, London, v. 14, n. 1, p. 11, 2014.

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**, v. 8, p. 203-212, 2011.

VIGGIANO, J. R.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A. Use of *Pochonia chlamydosporia* to control *Meloidogyne javanica* in cucumber. **Biological Control**, v. 69, p.72-77, 2014.

ZINGER, F. D. **Estratégias de manejo de *Meloidogyne incognita* raça 1 em cafeeiro conilon**. 2015. 66 p. Tese (Doutorado em Produção vegetal) - UFES, Alegre, ES: