



**UESB**

**CONTROLE DE *Meloidogyne* spp. POR *Trichoderma* spp. E  
PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM MUDAS DE GOIABEIRA**

**BRUNA SANTOS SILVA**

**VITÓRIA DA CONQUISTA – BA**

**2016**

**BRUNA SANTOS SILVA**

**CONTROLE DE *Meloidogyne* spp. POR *Trichoderma* spp. E  
PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM MUDAS DE GOIABEIRA**

Dissertação apresentada à Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, para obtenção do título de “Mestre” em Agronomia, Área de Concentração em Fitotecnia.

Orientador: Prof. Abel Rebouças São José

VITÓRIA DA CONQUISTA  
BAHIA – BRASIL  
2016

S578c Silva, Bruna Santos.

Controle de *Meloidogyne* spp. por *Trichoderma* spp. e promoção de crescimento em mudas de goiabeira / Bruna Santos Silva, 2015. 52f.

Orientador (a): Abel Rebouças São José.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, área de concentração em Fitotecnia, Vitória da Conquista - BA, 2015.

Inclui referências. 45 – 51.

1. Nematóide de galhas. 2. Controle biológico – Fungos. 4. *Psidium guajava*. I. São José, Abel Rebouças. II. Universidade Sudoeste da Bahia, Pós-Graduação em Agronomia, área de Fitotecnia. III. T.

CDD: 630

*Catálogo na fonte:* Cristiane Cardoso Sousa - CRB 5/1843  
UESB – Campus Vitória da Conquista – BA

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

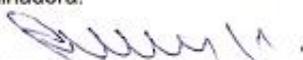
Campus de Vitória da Conquista - BA

DECLARAÇÃO DE APROVAÇÃO

Título: "CONTROLE DE *MELOIDOGYNE* SPP. POR *TRICHODERMA HARZIANUM* E *TRICHODERMA LONGIBRACHIATUM* E PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM MUDAS DE GOIABEIRA".

Autor: Bruna Santos Silva

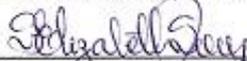
Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de MESTRE EM AGRONOMIA, ÁREA DE CONCENTRAÇÃO EM FITOTECNIA, pela Banca Examinadora:



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



Adriana Dias Cardoso, D.Sc., PNP/CAPE



Profa. Sandra Elizabeth Souza, D.Sc., UESB

Data de realização: 16 de agosto de 2016.

Estrada do Bem Querer, Km 4 – Caixa Postal 95 – Telefone: (77) 3425-9383  
– Fax: (77) 3424-1059 – Vitória da Conquista – BA – CEP: 45031-900  
e-mail: ppgagronomia@uesb.edu.br

Aos meus pais, Carlos e Cássia, e aos meus  
irmãos, Carlos, Thiago e Ismael.

Dedico

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus, por ter me capacitado.

Ao Prof. Abel Rebouças São José, pela orientação, pelo apoio e confiança na realização deste trabalho.

Aos membros da banca, pela avaliação do trabalho.

À minha família, pelo incentivo e apoio.

Ao meu noivo Tiago, pelo amor, auxílio e compreensão.

À Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, pela oportunidade de capacitação profissional.

À equipe da Biofábrica e Laboratório de Nematologia, pela amizade e auxílio neste trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento do Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudo.

## RESUMO

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

O nematoide das galhas encontra-se amplamente disseminado pelo Brasil e é responsável pela redução na produção e no valor comercial de diversos produtos agrícolas, entre eles, as frutíferas, o que leva os pomares ao declínio. Os fungos pertencentes ao gênero *Trichoderma* são conhecidos agentes de controle biológico, mas poucas pesquisas foram realizadas sobre a sua ação no manejo desse nematoide em goiabeira, uma das frutas tropicais mais populares e de maior aceitação no país. Objetivou-se com o presente trabalho avaliar os efeitos de *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma longibrachiatum* em nematoides do gênero *Meloidogyne* spp., bem como sua promoção de crescimento em mudas de goiabeira cultivar ‘Paluma’. Os estudos foram conduzidos em telado na Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, *campus* de Vitória da Conquista. Os produtos comerciais à base de *Trichoderma harzianum* (10 mL 2x10<sup>8</sup>UFC) e *Trichoderma longibrachiatum* (10 mL 2x10<sup>8</sup>UFC) foram aplicados em solo naturalmente infestado com nematoides do gênero *Meloidogyne* spp. na ausência do hospedeiro. Foram avaliados em relação à toxicidade aos nematoides comparados à testemunha, e quantificado o número de juvenis de segundo estágio (J2) do nematoide por gramas de solo. Na presença do hospedeiro (mudas de goiabeira), os mesmos tratamentos foram utilizados, sendo quantificado o número de J2 do nematoide por gramas de solo e larvas e ovos em raízes. Avaliou-se a altura de plantas, o diâmetro do caule, índice de cor verde, massa fresca e seca da parte aérea e massa fresca do sistema radicular. As duas espécies de *Trichoderma* foram eficientes no controle das larvas J2 do *Meloidogyne* spp. em solo naturalmente infestado, na presença e ausência do hospedeiro. *Trichoderma harzianum* promoveu crescimento em mudas de goiabeira com incrementos na massa fresca da parte aérea e raiz. *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma longibrachiatum* são capazes de controlar os juvenis de segundo estágio do *Meloidogyne* spp. em solo, e o *Trichoderma harzianum* promove o crescimento em mudas de goiabeira.

**Palavras chaves:** Nematoide, fungo, controle biológico, *Psidium guajava*

---

\*Orientador: Abel Rebouças São José, D.Sc. – UESB

## ABSTRACT

SILVA, B. S. **Control of *Meloidogyne* spp. By *Trichoderma harzianum* in *Trichoderma longibrachiatum* and growth promotion in guava plants.** Vitória da Conquista – BA: Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia- UESB, 2016. 60p. (Dissertation – Master’s Degree in Agronomy, Phytotechny Concentration Area)\*.

The root-knot nematode is widespread in Brazil, being responsible for the reduction in the production and commercial value of many agricultural products, including the fruit, leading to declining orchards. *Trichoderma* is a known biological control agent, but little research has been done on their action in the management of this nematode in guava. The objective of this study to evaluate the effects of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma longibrachiatum* in nematodes of the genus *Meloidogyne* spp., As well as its growth promotion in guava plants cultivar 'Paluma'. The studies were conducted in greenhouse at the State University of Southwest Bahia, Vitoria da Conquista campus. Commercial products based on *Trichoderma harzianum* (10 mL 2x10<sup>8</sup> CFU) and *Trichoderma longibrachiatum* (10 mL 2x10<sup>8</sup> CFU) were applied in soil naturally infested with nematodes of the genus *Meloidogyne* spp. in the absence of the host and assessed for toxicity to nematodes compared with the control, and quantified the number of second stage juveniles (J2) of nematode per gram of soil. In the presence of the host (guava plants), the same treatments were used, it quantified the number of J2 nematode per gram of soil, larvae and eggs in roots. plant height was evaluated, stem diameter, green color index, fresh and dry weight of shoot and fresh weight of the root system. The two species of *Trichoderma* were efficient in controlling the J2 larvae of *Meloidogyne* spp. in naturally infested soil, the presence and absence of the host. *Trichoderma harzianum* promoted growth in guava seedlings with increases in fresh weight of shoot and root. *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma longibrachiatum* are able to control the second stage juveniles of *Meloidogyne* spp. in soil and *Trichoderma harzianum* promotes growth in guava plants.

**Key words:** nematodes, fungi, biological control, *Psidium guajava*

---

\*Adviser: Abel Rebouças São José, D.Sc. – UESB

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Goiabeiras sadias em área de produção comercial, Tanhaçu – BA.....26
- Figura 2 - Goiabeiras com sintomas de meloidogynose em área de produção comercial, Tanhaçu – BA.....27
- Figura 3 - Galhas em raízes de goiabeiras com sintomas de meloidogynose em área de produção comercial, Tanhaçu – BA .....27
- Figura 4 - Mudanças inoculadas com *Trichoderma harzianum* em solo não esterilizado. Vitória da Conquista, 2016.....36
- Figura 5 - Mudanças plantadas em solo esterilizado. **A:** *Trichoderma harzianum*; **B:** *Trichoderma longibrachiatum*; **C:** Testemunha absoluta. Vitória da Conquista, 2016.....37
- Figura 6 - Juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. encontrados em raízes de mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.....40
- Figura 7 - Ovos de *Meloidogyne* spp. encontrados em raízes de mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.....40

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Números de juvenis de segundo estágio em solo na ausência do hospedeiro. Vitória da Conquista, 2016.....	33
Tabela 2 - Massa fresca da parte aérea de mudas de goiabeira (g). Vitória da Conquista, 2016.....	35
Tabela 3 - Massa fresca do sistema radicular de mudas de goiabeira (g). Vitória da Conquista, 2016.....	35
Tabela 4 - Número de ovos no sistema radicular de mudas de goiabeira (g). Vitória da Conquista, 2016.....	38
Tabela 5 - Número de juvenis de segundo estágio em solo com mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.....	39
Tabela 6 - Correlações entre as variáveis, índice de cor verde (ICV), altura de plantas (ALTPL), diâmetro do caule (DICAU) e matéria fresca da raiz (MFDR), matéria fresca da parte aérea (MFPA), matéria seca da parte aérea (MSPA), número de larvas na raiz (NLNR), número de ovos na raiz (NONR) e número de larvas no solo (NLNS) em mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.....	43

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO.....</b>	<b>13</b>
<b>2. REFERENCIAL TEÓRICO.....</b>	<b>15</b>
2.1 Gênero <i>Meloidogyne</i> .....	15
2.2 O nematoide das galhas em Goiabeira ( <i>Psidium guajava</i> L.).....	17
2.3 Estratégias de Manejo para o Controle de <i>Meloidogyne spp</i> .....	20
2.3.1 Controle Biológico.....	21
2.3.2 Uso do <i>Trichoderma spp.</i> no controle de <i>Meloidogyne spp.</i> e promoção de crescimento vegetal.....	22
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>25</b>
3.1 Localização do experimento.....	25
3.2 Experimento: Preparação.....	25
3.2.1 Etapa 1 – Identificação e quantificação de nematoides do gênero <i>Meloidogyne spp</i> .....	25
3.2.1.1 Inoculação com <i>Trichoderma</i> .....	28
3.2.1.2 Delineamento experimental.....	28
3.2.2 Etapa 2 – Mudanças de goiabeira.....	28
3.2.2.1 Inoculação com <i>Trichoderma</i> .....	29
3.2.2.2 Delineamento experimental.....	29
3.3 Avaliação das características morfofisiológicas das mudas de goiabeira.....	29
3.4 Quantificação dos nematoides na forma J2 no solo.....	30
3.5 Quantificação dos ovos e juvenis de nematoides nas raízes.....	30
3.6 Análise estatística.....	31
<b>4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>32</b>
4.1. Controle de <i>Meloidogyne spp.</i> em solo.....	32
4.2. Avaliação morfofisiológica e promoção de crescimento por <i>Trichoderma</i> em mudas de goiabeira.....	33
4.3 <i>Trichoderma</i> no controle de <i>Meloidogyne spp.</i> em solos com mudas de goiabeira.....	38

4.4 Correlações.....	41
<b>5. CONCLUSÕES.....</b>	<b>44</b>
<b>6. REFERÊNCIAS.....</b>	<b>45</b>
<b>7. APÊNDICE.....</b>	<b>52</b>

## 1. INTRODUÇÃO

Segundo Paula e outros (2011), nematoides fitoparasitos prejudicam as plantas pela sua ação nociva sobre o sistema radicular, afetando a absorção e a translocação de nutrientes, alterando a fisiologia, podendo também predispor as plantas a doenças e estresses ambientais ou atuando como transmissores de outros patógenos.

Espécies pertencentes ao gênero *Meloidogyne* têm sido associadas a prejuízos em diversas culturas. Apresentam dimorfismo sexual acentuado, no qual as fêmeas adultas apresentam corpo globoso, periforme ou em forma de saco e são sedentárias. Os machos apresentam o corpo vermiforme, são formados na raiz e podem migrar para o solo. O juvenil de segundo estágio é a forma infectante (CAMPOS, 2014).

A penetração ocorre na região meristemática da raiz, após o que o juvenil migra até a zona de maturação, onde induz a formação de células gigantes que consiste no sítio de alimentação do nematoide, então este se torna sedentário e passa por três ecdises até a fase adulta (CHIAMOLERA, 2015; TAYLOR & SASSER, 1978). Essas espécies são comumente denominadas de nematoides das galhas devido à ocorrência de protuberâncias no sistema radicular, em decorrência da hipertrofia e hiperplasia das células do parênquima vascular da raiz (MORILLO, 2014; TAYLOR & SASSER, 1978).

A goiabeira encontra-se em posição de destaque entre frutíferas nativas no Brasil devido às múltiplas formas de aproveitamento tanto para a indústria quanto para o consumo *in natura*. As regiões Nordeste e Sudeste destacam-se como as maiores produtoras, e a cultivar predominante plantada é a ‘Paluma’, que se destaca no cultivo por apresentar dupla finalidade, ou seja, atender à demanda das indústrias produtoras de doce e abastecer o mercado de frutas frescas (SILVA e outros, 2015).

Nessa cultura, *Meloidogyne enterolobii* tem sido associado à formação de galhas nas raízes, à paralisação do crescimento, ao

bronzamento na borda das folhas seguido de amarelecimento (COSTA, 2013), à deficiência nutricional e à redução da produtividade, o que leva ao declínio dos pomares (MARTINS e outros, 2013).

Essa espécie possui alta taxa de reprodução e virulência em diferentes espécies vegetais; isso exige preocupação e demanda medidas de controle que impeçam sua disseminação no país (CAVICHOLI e outros, 2014). O biocontrole atende a essas necessidades e vem crescendo em importância na agricultura, com o uso de agentes de controle biológico como o *Trichoderma* (LORENZETTI, 2012).

O benefício do uso de espécies de *Trichoderma* spp. tem sido relatado por diversos autores no controle de nematoides do gênero *Meloidogyne* spp. (AFFOKPON e outros, 2011; NASERINASAB e outros, 2010) e como promotoras de crescimento (AL-HAZMI e outros, 2016; ZHANG e outros, 2015). Dessa forma, objetivou-se avaliar a eficiência de *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma longibrachiatum* no controle de nematoides do gênero *Meloidogyne* spp., bem como sua importância na promoção de crescimento em mudas de goiabeira.

## 2. REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1. Gênero *Meloidogyne*

Fitonematoides são parasitos que se encontram amplamente disseminados nas áreas de produção agrícola do Brasil, e, apesar dos prejuízos que podem ocasionar, muitas vezes, a importância desses patógenos é negligenciada ou conferida a algum outro fator, como deficiência nutricional, tratos culturais inadequados ou déficit hídrico (DIAS-ARIEIRA e outros, 2010).

Os nematoides causadores de galhas do gênero *Meloidogyne* ocorrem em quase todas as culturas. Dentre as plantas cultivadas, encontram-se essenciais florestais, espécies frutíferas, culturas anuais e perenes, hortaliças e ornamentais (CAMPOS, 2014).

Esses nematoides estão entre os mais importantes fitopatógenos do mundo em virtude da ampla distribuição geográfica, com ocorrência em quase todos os países, pela extensa gama de plantas hospedeiras, entre as quais se inclui a maioria das espécies cultivadas, somado aos prejuízos que provocam na produção e às grandes dificuldades inerentes às práticas de controle (SILVA, 2014).

Os nematoides das galhas representam um dos principais problemas fitossanitários para diversas culturas de importância agrícola no Brasil e no mundo; ocorrem com maior frequência em países tropicais e subtropicais devido à temperatura e umidade adequada para o seu desenvolvimento (FREITAS e outros, 2012) e parasitam grande parte das plantas cultiváveis, o que representa perda anual de 12%, na maioria das culturas (CARBONI; MAZZONETTO, 2013).

A importância desses nematoides está relacionada à ampla gama de plantas hospedeiras. Além disso, plantas infectadas por *Meloidogyne* spp. tornam-se mais suscetíveis a outros fitopatógenos, ficam menos resistentes a estresses, especialmente o hídrico, e não respondem satisfatoriamente às

práticas de adubação (FISCHER e outros, 2010). Esses microrganismos podem interagir com fungos fitopatogênicos habitantes do solo em áreas cultivadas e agravar o quadro de infecção na planta. Nessas associações, os nematoides podem favorecer a entrada do patógeno principal, modificar a fisiologia do hospedeiro, tornando-o favorável a outro agente, ou ainda alterar o mecanismo de resistência a um determinado patógeno (FERRAZ; MONTEIRO, 2011). As interações entre *Meloidogyne enterolobii* e *Fusarium solani* destacam-se como um exemplo de interações sinérgicas entre patógenos de plantas, que causam a doença denominada “declínio da goiabeira” (GOMES e outros, 2014; ELLING, 2013).

Quando adultas, as fêmeas de espécies do gênero *Meloidogyne* têm corpo em forma de pera, enquanto nos machos, o corpo tem formato vermiforme. A fase infectante dos nematoides desse gênero, juvenil do segundo estágio (J2), tem reservas energéticas, pois não se alimenta até chegar ao hospedeiro e formar seu sítio de alimentação. Tais juvenis são atraídos pelas raízes das plantas devido ao fato de neles estarem presentes órgãos sensoriais que funcionam como quimiorreceptores especializados para o parasitismo (CAMPOS, 2014).

Uma das características de *Meloidogyne* spp. é a presença de estilete que varia entre 15 a 24,5 µm de comprimento na parte anterior do seu corpo e tem duas funções básicas: a injeção de enzimas e de hormônios nas raízes da planta hospedeira e a ingestão de nutrientes e água. Com o desenvolvimento desse nematoide no interior das raízes da planta, ocorrem deformações nessas raízes, que são denominadas galhas. Em decorrência disso, os nematoides desse gênero são vulgarmente conhecidos como nematoides de galhas (CARBONI; MAZZONETO, 2013).

Quando os juvenis de segunda fase entram nas raízes, movem-se por meio do ponto de crescimento da raiz, na qual ocorrem mudanças rápidas, e da região de alongamento celular e alimentam-se de algumas células. Logo após, começam a se formar as células gigantes que são alongadas e se

encontram mais ou menos paralelas ao eixo da raiz (TAYLOR & SASSER, 1978).

Além da presença de galhas nas raízes, as plantas atacadas por esses fitonematoides apresentam sintomas como a redução e a deformação do sistema radicular, a ineficiência das raízes em absorver e transportar água e nutrientes, a clorose e o menor desenvolvimento da parte aérea (COSTA, 2013). Em condições adequadas, os ciclos de vida de nematoides do gênero *Meloidogyne* são de, aproximadamente, 25 a 30 dias, o que torna possível a ocorrência de várias gerações em uma única safra (CHIAMOLERA, 2015; TAYLOR & SASSER, 1978).

*Meloidogyne enterolobii* tem sido considerado uma ameaça potencial por apresentar alta taxa de reprodução aliada a uma ampla gama de plantas hospedeiras, e isso tem causado interesse e atenção entre os pesquisadores e produtores que visam o conhecimento da capacidade reprodutiva desse parasito em nossas espécies vegetais, principalmente aquelas cultivadas comercialmente no país (GOMES e outros, 2010).

## **2.2 O nematoide das galhas em Goiabeira (*Psidium guajava* L.)**

A goiaba *Psidium guajava* L pertence à família das Myrtaceae e é originária da América Tropical, possivelmente entre o México e o Peru, onde ainda pode ser encontrada em estado silvestre. Sua capacidade de dispersão e rápida adaptação a diferentes ambientes possibilitaram a presença dessa Mirtaceae em amplas áreas tropicais e subtropicais do globo (ALMEIDA, 2012).

O Brasil apresenta imensas áreas de clima e solo favoráveis à produção comercial da goiabeira; esse aspecto é importante não apenas pelo valor nutritivo da fruta, mas também pela perspectiva que representa no incremento da produção agrícola, na ampliação da atividade industrial e no potencial de exportação (GOMES, 2011).

A goiabeira (*Psidium guajava* L.) é uma importante frutífera no Brasil, e, atualmente, ‘Paluma’ é a principal cultivar plantada, a qual foi selecionada com a finalidade de atender a indústria para elaboração de sucos, compotas e doces, mas também é consumida *in natura*, pela qualidade de seus frutos (CHIAMOLERA, 2015). Essa cultivar foi classificada por Pereira e outros (2016) como boa hospedeira e multiplicadora de *Meloidogyne enterolobii*.

Seu cultivo tem sido fortemente limitado pelo parasitismo desse nematoide das galhas. O histórico de ocorrências dessa espécie, que causa sérios danos e, comumente, perdas totais em pomares brasileiros, principalmente nos últimos vinte anos, foi sumariado por diversos autores (SILVA & OLIVEIRA, 2010; PEREIRA e outros, 2012; CARNEIRO e outros, 2001).

Esse nematoide das galhas é uma espécie polífaga, com grande capacidade de disseminação, elevada taxa de reprodução (CASTRO; SANTANA, 2010), potencial para atacar plantas resistentes a outras espécies de *Meloidogyne*, que podem danificar muito o cultivo mesmo esta em infestação inicial baixa (CAVICHOLI e outros, 2014). Nos pomares de goiabeira, infecta todos os tipos de raízes, desde as radículas superficiais até a raiz pivotante mais lignificada, localizada a mais de 50 cm de profundidade (REIS e outros, 2011).

Em geral, os sintomas não são observados no início do ataque e só são percebidos quando a doença encontra-se quase em estágio final. As plantas atacadas exibem sintomas de amarelecimento e forte bronzeamento dos bordos de folhas e ramos, seguidos de amarelecimento completo das folhas, intensa desfolha, galhas radiculares de dimensões variadas, associadas com necrose e redução no número de radículas (PINHEIRO e outros, 2014).

Em frutíferas, o atraso no diagnóstico pode agravar os problemas ocasionados pelos nematoides pelo fato de serem culturas perenes, portanto

o aumento na população tende a ser contínuo, e o manejo, limitado (DIAS-ARIEIRA e outros, 2010).

A meloidoginose da goiabeira, causada por *M. enterolobii*, é hoje considerada o principal problema fitossanitário dessa cultura em todo o país, pois sua incidência resulta em acentuada queda de produtividade e, na maioria das vezes, a morte das plantas em médio prazo (MARTINS e outros, 2013).

No Brasil, *Meloidogyne enterolobii* foi assinalada pela primeira vez em 2001 nos municípios de Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA) e causou danos severos em plantios comerciais de goiabeira (CARNEIRO e outros, 2001). Nos anos seguintes, esse nematoide foi detectado em vários estados brasileiros, tanto em goiabeiras quanto em outras culturas de interesse econômico (SILVA; KRASUSKI, 2012).

Além de atacar a goiabeira em praticamente todas as regiões produtoras do país, esse nematoide de galhas tem sido assinalado também como parasita de várias outras culturas, a exemplo de amoreira (PAES-TAKAHASHI, 2015), aceroleira (CAVICHOLI e outros, 2014), mamoeiro, romanzeira (SILVA; KRASUSKI, 2012) e tomate (MELO e outros, 2011).

Essa espécie vem causando perdas significativas na produção de goiabeiras, e, no submédio do Vale do São Francisco, por exemplo, o impacto negativo decorrente da infecção e morte de goiabeiras tem refletido diretamente na qualidade de vida dos agricultores (MARTINS e outros, 2013).

Nessa região, os danos e as perdas causados por *M. enterolobii* provocou uma redução de área plantada de 6.000 ha, no ano 2000, para 2.500 ha, em 2003, ou seja, redução de mais de 50%. Prejuízos relacionados à meloidoginose são variáveis; há constatação de perdas de até 100 % da produção (LOPES e outros, 2010). Esse nemátodo está tornando o cultivo de goiabeiras em áreas infestadas inviável, pois tem debilitado as plantas do pomar e, em consequência, tornado inviável seu cultivo após quatro anos em

campo (SILVA, 2014), o que tem sido causa de graves problemas para os produtores e para a economia da região (CHIAMOLERA, 2015).

### **2.3 Estratégias de Manejo para o Controle de *Meloidogyne* spp.**

Devido à ampla gama de hospedeiros das principais espécies desse gênero, o controle de *Meloidogyne* spp. é muito difícil, o que facilita sua sobrevivência (CAVICHOLI e outros, 2014). Após serem introduzidos em uma área, podem ter a população reduzida e mantida em níveis baixos pelo emprego de medidas adequadas de controle, mas erradicá-los totalmente é praticamente impossível e economicamente inviável (MORILLO, 2014), por isso a convivência é a melhor estratégia (SILVA, 2015).

Os estudos para controle e manejo desse nematoide têm sido feitos, em geral, com base nos métodos químico, genético e cultural. Todos esses esforços, contudo, não têm resultado em controle satisfatório do nematoide, (ALMEIDA e outros, 2011), que continua a destruir plantios comerciais de goiabeira e a se expandir para outras áreas do país (COSTA, 2013); e o potencial de disseminação dessa praga por meio de mudas contaminadas e implementos agrícolas é elevado (RIBEIRO e outros, 2014).

Para evitar sua rápida dispersão pelo país, Silva (2014) recomenda requeridos cuidados por meio da inspeção e de medidas quarentenárias que impeçam o trânsito de material vegetal infestado como também buscar a aquisição de mudas em viveiros certificados isentos do nematoide em questão.

Para o manejo desses parasitas, frequentemente, recorre-se ao controle químico, que têm seu uso cada vez mais limitado por sua alta toxicidade, risco de contaminação ambiental, alto custo, baixa disponibilidade em países em desenvolvimento ou baixa eficácia de controle depois de repetidas aplicações (SANTOS; GOMES, 2011; CAMPOS, 2014).

Uma das alternativas ao controle químico é o controle biológico, que, além de apresentar especificidade ao alvo, utiliza diferentes meios para

atingi-lo (SOUZA e outros, 2014). Produtos com bactérias e fungos como ingredientes ativos têm sido bastante difundidos e utilizados para o controle de fitonematoides de forma sustentável (SILVA, 2015).

O manejo dos nematoides em frutíferas, após o estabelecimento do pomar, torna-se muito difícil; portanto, recomenda-se efetuar o monitoramento das populações e adequar práticas culturais de forma a reduzir o estresse nutricional e hídrico, eliminar os hospedeiros alternativos e adotar práticas que reduzam a população das espécies, como adubação verde, rotação de culturas, utilização de plantas antagonistas, aplicação de matéria orgânica, controle biológico e manejo adequado do solo e da cultura (DIAS-ARIEIRA e outros, 2010; MORILLO, 2014).

### **2.3.1 Controle Biológico**

Nematicidas muitas vezes têm elevado nível de resíduos tóxicos no solo, com alta possibilidade de matar microrganismos benéficos (ZHANG e outros, 2014). O controle biológico apresenta uma série de vantagens em relação ao químico, pois não contamina, não desequilibra o meio ambiente nem deixa resíduos, além de ser de baixo custo e de fácil aplicação (SOUZA e outros, 2014).

Cada vez mais, a investigação sobre o uso de microrganismos antagonistas tem recebido maior atenção (AFFOKPON e outros, 2011). A utilização do controle biológico com o intuito de manipular o ambiente para obter um solo equilibrado pode exercer efeito de supressividade, e, quanto maior e mais variada a população microbiana, maiores as chances de sucesso (BORGES e outros, 2013).

Uma grande quantidade de organismos é capaz de repelir, inibir ou mesmo levar a morte dos fitonematoides. Mais de 200 inimigos naturais de fitonematoides têm sido reportados, dentre eles, fungos, bactérias, nematoides predadores, ácaros e outros, mas, principalmente, os fungos, que

parasitam os ovos, predam juvenis e adultos ou produzem substâncias tóxicas (CHIAMOLERA, 2015).

Os microrganismos e seus metabólitos têm atraído a maior atenção como agentes com potencial de biocontrole de nematoides. Cerca de 75% dos antagonistas identificados são fungos que habitam normalmente o solo e são inofensivos às culturas (BORGES e outros, 2013). Alguns fungos nematófagos também podem ser capazes de colonizar endofiticamente raízes de plantas e, além disso, controlar doenças causadas por fungos de solo (YANG e outros, 2012).

Os fungos produtores de metabólitos tóxicos, representados pelos gêneros *Aspergillus*, *Pleurotus*, *Penicillium*, *Trichoderma* e *Myrothecium*, demandam mais estudos sobre o efeito das possíveis substâncias tóxicas que eles produzem no controle de nematoides (SILVA, 2015; FERREIRA e outros, 2008).

### **2.3.2 Uso do *Trichoderma* spp. no controle de *Meloidogyne* spp. e promoção de crescimento vegetal**

*Trichoderma* spp. é um conhecido agente de controle biológico de fitopatógenos (BORGES e outros, 2013). Pesquisas com diferentes culturas comprovam essa capacidade e agregam informações sobre os mecanismos de ação desses bioagentes (MACHADO e outros, 2012).

Os fungos possuem várias características interessantes: são facilmente isolados do solo, plantas e madeira em processo de decomposição; crescem rapidamente; esporulam abundantemente e possuem capacidade de colonizar diversos tipos de substratos, inclusive o sistema radicular de diversas plantas. Além disso, podem parasitar fungos e nematoides (LORENZETTI, 2012), inclusive aqueles pertencentes ao gênero *Meloidogyne* spp. (YANG e outros, 2012).

As espécies de *Trichoderma* ganharam ampla aceitação comercial como agentes de biocontrole por serem eficazes contra diversos

fitopatógenos, principalmente os de solo (SOUZA e outros, 2014; BORGES e outros, 2013; MACHADO e outros, 2012). Sua eficácia está geralmente relacionada aos diversos mecanismos de ação em que podem atuar, tais como antibiose, competição, micoparasitismo e indução de resistência (SCHUSTER; SCHMOLL, 2010), pela facilidade com que são propagados e formulados em condições de laboratório e, também, pela promoção do crescimento vegetal (ZHANG e outros, 2016). Essas características tornam *Trichoderma* um dos fungos mais pesquisados em condições de laboratório e casa de vegetação no Brasil (MACHADO e outros, 2012).

Além disso, espécies de *Trichoderma* spp. desempenham um importante papel na ecologia, uma vez que participa da degradação de poluentes agrícolas, como pesticidas químicos e metais tóxicos (SARAVANAKUMAR e outros, 2016). Essa característica foi observada por Nongmaithem e outros (2016), os quais mostram que isolados desse fungo podem ser usados como agentes biossorbentes com potencial em campos agrícolas contaminados com níquel e cádmio.

Resultados promissores com o uso de *Trichoderma longibrachiatum* como potencial de biocontrole contra *Meloidogyne incognita* e promotora de crescimento foram relatados por Zhang e outros (2015); foi observada a diminuição da infecção pelo nemátodo e o aumento da altura de plantas, do comprimento das raízes, dos caules e da massa fresca em pepino. Apresentou efeito nematicida contra o *Meloidogyne javanica* e maiores incrementos em plantas de abobrinha (SOKHANDANI e outros, 2016), além de forte efeito parasitário e letal sobre cistos de *Heterodera avenae* em trigo (ZHANG e outros, 2014).

A inoculação com *Trichoderma harzianum* promoveu o controle do *Meloidogyne enterolobii* em goiabeiras reduzindo o número de nematoides no solo e sistema radicular (JINDAPUNNAPAT e outros, 2013). O controle biológico do *Meloidogyne javanica* por *Trichoderma harzianum* em tomateiro foi observado por Sahebani e outros (2008), Naserinasab e outros (2010) e Al-Hazmi e outros (2016). Esse fungo benéfico promoveu

crescimento em *Suaeda salsa* L. (LI-HUA e outros, 2016) e em plantas de melão (GALLETTTI e outros, 2015). Também apresentou eficiência contra a contaminação em milho por *Fusarium verticilium* (FERRIGO e outros, 2014) e contra *Sclerotinia sclerotium* em soja (ZHANG e outros, 2016).

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Localização do experimento

O trabalho foi realizado em telado da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB), Campus de Vitória da Conquista (14° 53' Latitude Sul e 40° 48' Longitude Oeste e 960 metros de altitude) durante o período de janeiro a julho de 2016.

Segundo a classificação de Koopen, o clima da região de abrangência do município de Vitória da Conquista 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 (Souza e outros, 2012).

#### 3.2 Experimento: Preparação

##### 3.2.1 Etapa 1 – Identificação e quantificação de nematoides do gênero *Meloidogyne* spp.

O solo utilizado no experimento foi coletado na Fazenda Bela Vista, área de produção comercial de goiabeira (Figura 1), com histórico de ocorrência de nematoides no município de Tanhaçu – BA (Figura 2), com as coordenadas geográficas de 13° 58' 40,4'' de Latitude Sul e 41° 16' 42,1'' de longitude Oeste de Greenwich. A região localiza-se em área de clima Aw (Classificação de Köppen) e se caracteriza como Tropical com estação seca. O solo do pomar infestado foi coletado com o auxílio de uma enxada, na zona das raízes das plantas que apresentavam fortes sintomas de meloidogynose, da superfície até 30 cm de profundidade. Em seguida, foi

acondiçionado em sacos plásticos e encaminhado à UESB para quantificação da população inicial de J2 e análise química do solo.

Para a quantificação da população inicial de J2 (Figura 3), o solo coletado no pomar de goiabeiras foi homogeneizado, e, em seguida, retirada uma amostra composta para avaliação no Laboratório de Nematologia da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia.

A extração do *Meloidogyne* spp. foi realizada segundo a metodologia proposta por Jenkins (1964), mediante pesagem de 300g da amostra composta, que foi colocada em um recipiente onde foi colocado aproximadamente 1L de água. A suspensão final foi vertida para tubos de ensaio para posterior observação, identificação e contagem das larvas do nematoide utilizando-se uma câmara de contagem com capacidade para 2mL, com auxílio de microscópio óptico. Essa metodologia foi repetida três vezes.



**Figura 1.** Goiabeiras sadias em área de produção comercial, Tanhaçu – BA.



**Figura 2.** Goiabeiras com sintomas de meloidogynose em área de produção comercial, Tanhaçu – BA.



**Figura 3.** Galhas em raízes de goiabeiras com sintomas de meloidogynose em área de produção comercial, Tanhaçu – BA.

### **3.2.1.1 Inoculação com *Trichoderma***

Após a quantificação de nematoides do gênero *Meloidogyne* spp., o solo foi acondicionado em sacolas de polietileno com dimensões 20x37x15 cm e, em seguida, escarificado numa profundidade de cinco centímetros, aproximadamente, para ser inoculado com *Trichoderma*. A irrigação foi realizada a cada dois dias. A avaliação ocorreu trinta dias após a inoculação.

### **3.2.1.2 Delineamento experimental**

O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados, com três tratamentos e cinco repetições. Os tratamentos foram: **1)** aplicação de *Trichoderma harzianum* (Trichobio) (10 mL  $2 \times 10^8$  UFC); **2)** aplicação de *Trichoderma longibrachiatum* (Trichonemat) (10 mL  $2 \times 10^8$  UFC); **3)** testemunha (sem aplicação de *Trichoderma*).

### **3.2.2 Etapa 2 – Mudanças de goiabeira**

As mudas de goiabeira cv. Paluma, com cerca de 20 cm de altura, obtidas por estaca enraizada em substrato inerte, foram adquiridas no Instituto Biofábrica de Cacau. O solo utilizado para este experimento foi o mesmo oriundo da Fazenda Bela Vista, área de produção comercial de goiabeira, com histórico de ocorrência de nematoides, no município de Tanhaçu – BA, do Experimento I (solo). Essas mudas foram transplantadas para sacolas de polietileno nas dimensões de 20x37x15 cm e com dois tipos de substratos: 1) substrato esterilizado a 120°C em autoclave durante uma hora por três dias seguidos; 2) substrato sem esterilização.

### 3.2.2.1 Inoculação com *Trichoderma*

A inoculação consistiu da aplicação de *Trichoderma* aos substratos com e sem esterilização nas sacolas de polietileno; posteriormente, foram revolvidos, e as mudas, transplantadas. A irrigação foi realizada diariamente por microaspersão.

### 3.2.2.2 Delineamento experimental

O delineamento experimental utilizado foi em blocos casualizados, em esquema fatorial 3x2, com seis tratamentos e sete repetições, num total de 42 parcelas com três mudas por parcela experimental. Os tratamentos foram constituídos por: **Tratamento 1** – aplicação de *Trichoderma harzianum* (Trichobio) (10 mL  $2 \times 10^8$ UFC) em substrato sem esterilização; **Tratamento 2** – aplicação de *Trichoderma longibrachiatum* (Trichonemat) (10 mL  $2 \times 10^8$ UFC) em substrato sem esterilização; **Tratamento 3** – testemunha (aplicação de água em substrato sem esterilização); **Tratamento 4** – aplicação de *Trichoderma harzianum* (Trichobio) (10 mL  $2 \times 10^8$ UFC) em substrato esterilizado; **Tratamento 5** – aplicação de *Trichoderma longibrachiatum* (Trichonemat) (10 mL  $2 \times 10^8$ UFC) em substrato esterilizado; **Tratamento 6** – testemunha absoluta (aplicação de água em substrato esterilizado).

### 3.3 Avaliação das características morfofisiológicas das mudas de goiabeira

Após 60 dias da aplicação dos tratamentos, foram avaliadas as características seguintes: a) altura de plantas (cm), medida feita desde o colo da planta até a inserção da primeira folha, completamente desenvolvida com auxílio de uma fita milimétrica; b) diâmetro do caule (mm) a dez centímetros acima do colo da planta com auxílio de paquímetro digital; c) Índice de cor

verde, do qual se realizaram três medidas em uma das folhas desenvolvidas do terceiro par a partir do ápice, obtidas com o auxílio de um aparelho (ClorofiLOG CFL 1030 do fabricante Falker); d) massa fresca da parte aérea e raiz (g por planta); e) massa seca da parte aérea, as quais foram acondicionadas em sacos de papel e secas em estufa de circulação forçada de ar a 65 °C durante 72 horas.

### **3.4 Quantificação dos nematoides na forma J2 no solo**

Para a quantificação da população final de formas infestantes J2, os solos retirados das sacolas de polietileno foram transferidos para sacolas devidamente identificadas e, em seguida, encaminhados para avaliação no Laboratório de Nematologia da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia.

A extração dos juvenis de *Meloidogyne* 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 24h, contabilizados em câmara de contagem com capacidade para 2mL em microscópio óptico.

### **3.5 Quantificação dos ovos e juvenis de nematoides nas raízes**

Para a extração e quantificação dos ovos e juvenis do *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 Coolene D'Herde (1972). A solução final foi depositada em câmara com capacidade para 2mL para contagem dos ovos e formas infestantes J2 em microscópio óptico.

### **3.6 Análise estatística**

Os dados foram testados quanto à normalidade (teste de Lilliefors) e homogeneidade (teste de Bartlett) de variâncias, e, de acordo com a necessidade, foi realizada transformação.

A análise estatística foi realizada utilizando-se o programa Assistat 7.7 beta, procedendo a análise de variância a 5% de probabilidade. As médias dos tratamentos foram comparadas pelo teste Tukey a 5% de probabilidade. O estudo das relações entre as características foi realizado por meio da correlação de Pearson.

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 Controle de *Meloidogyne* spp. em solo

Foram contabilizadas 241 formas infestantes J2/300g de solo. Houve diferença significativa entre os tratamentos avaliados. O *Trichoderma harzianum* e o *Trichoderma longibrachiatum* reduziram o número de juvenis em 46,42% e 54,80%, respectivamente, resultado que se diferiu significativamente da testemunha e apresentou a mesma eficiência no controle das formas infestantes J2 do *Meloidogyne* spp. (Tabela 1).

Em trabalho com o uso de *Trichoderma* para o controle de *Meloidogyne incognita* em feijoeiro, Borges e outros (2013) relataram a redução do número de juvenis desse nematoide no solo em 43% após a aplicação do fungo ao solo (50 mL  $1 \times 10^4$  esporos  $\text{mL}^{-1}$ ) em casa de vegetação. Resultados similares foram observados por Affokpon e outros (2011), que constataram redução de 94% de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne incognita* por isolados de *Trichoderma* (25 mL  $1 \times 10^9$  esporos) em solo cultivado com cenoura.

Sabe-se que produtos biológicos são constituídos de organismos vivos e devem sobreviver, colonizar e se multiplicar na planta ou no ambiente onde são aplicados, a fim de se obterem os resultados esperados. Considerando que a sobrevivência de *Trichoderma* no solo pode ser influenciada por fatores como temperatura, umidade, nutrientes, tipo de solo, aeração e pH (FISCHER e outros, 2010), os resultados obtidos no presente trabalho sugerem que o *Trichoderma harzianum* e o *Trichoderma longibrachiatum* foram capazes de competir e persistir no ambiente; também, demonstraram-se eficazes no controle dos juvenis do nematoide das galhas em solo.

**Tabela 1.** Número de juvenis de segundo estágio em solo na ausência do hospedeiro. Vitória da Conquista, 2016.

<b>Tratamentos</b>	<b>Nº de juvenis no solo</b>
<i>Trichoderma harzianum</i>	7,84 b
<i>Trichoderma longibrachiatum</i>	4,66 b
Testemunha	25,46 a
<b>CV (%)</b>	23,21
<b>Média Geral</b>	3,43

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

#### **4.2 Avaliação morfofisiológica e promoção de crescimento por *Trichoderma* em mudas de goiabeira**

A aplicação do *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma longibrachiatum* em solo não promoveu incrementos na altura das plantas, diâmetro do caule, massa seca da parte aérea e índices de cor verde.

Resultados semelhantes foram observados em feijoeiro por Borges e outros (2013) e em camará (MESQUITA, 2014); esses autores não constataram aumento significativo na massa seca da parte aérea com inoculação de *Trichoderma* ao solo. Trabalhando com *Brachiaria brizantha*, Lima (2014) observou que a altura de plantas não foi significativa com o uso de *Trichoderma harzianum*.

Em contrapartida, Aguiar e outros (2013), trabalhando com mudas de feijão cultivar carioca, observaram promoção de crescimento da parte aérea com uso do *Trichoderma viride* ( $1 \times 10^4$  esporos mL<sup>-1</sup>). Al-Hazmi e outros (2016) relataram incremento no crescimento das plantas de tomate após aplicação de *Trichoderma harzianum* ( $10^{10}$  esporos/g solo); e aumento da altura de plantas e do diâmetro do caule foi relatado em pepino por Zhang e outros (2015) com o uso do *Trichoderma longibrachiatum* ( $1,5 \times 10^7$  conídios mL<sup>-1</sup>).

Diferente do presente trabalho, aumento na massa seca da parte aérea foi relatado por outros autores em goiabeira (JINDAPUNNAPAT e outros, 2013) pelo fungo *Trichoderma harzianum* ( $10^6$  esporos  $\text{mL}^{-1}$ ), em plantas de pepino (SILVA e outros, 2011), cujo crescimento foi em até 100%, grão-de-bico (MACHADO e outros, 2015) e feijoeiro (PEDRO, 2012) por *Trichoderma* spp. e para a *Suaeda salsa* L. (LI-HUA e outros, 2016); nesses trabalhos, foi relatado aumento de massa seca em 67,3% promovido por *Trichoderma harzianum*.

Foi realizada a extração em raízes de mudas cultivadas em substrato esterilizado e, também, em substrato esterilizado, e constatada a ausência do patógeno em ambos. Esse fato pode explicar a superioridade dos resultados observados nessas mudas para todas as variáveis morfofisiológicas.

A análise da massa fresca da parte aérea (Tabela 2) e raiz (Tabela 3) expressaram diferença entre o tratamento constituído pela aplicação do *Trichoderma harzianum* e a testemunha. O crescimento vegetal promovido por *T. harzianum* está na sua habilidade de solubilizar muitos nutrientes importantes para a planta e de produzir hormônios ou outros fatores de crescimento (MACHADO e outros, 2015). Esse mecanismo, aliado às interações entre o *Trichoderma* e os organismos vivos presentes no solo (FISCHER e outros, 2010), garantiu incremento para a massa fresca da parte aérea por *Trichoderma harzianum* somente em solo não esterilizado (Figura 5).

Para ambas as características, houve maior acúmulo de massa fresca em solo esterilizado (Figura 6). O processo de autoclavagem, que pode ter acelerado a decomposição da matéria orgânica e causado modificações na solubilidade ou disponibilidade dos nutrientes (MACHADO e outros, 2015) associados à ausência do patógeno nesse substrato, contribuiu para esse resultado.

**Tabela 2.** Massa fresca da parte aérea de mudas de goiabeira (g). Vitória da Conquista, 2016.

Fator 1	Fator 2	
	Substrato não esterilizado	Substrato esterilizado
<i>T. harzianum</i>	24,14 aB	35,68 aA
<i>T. longibrachiatum</i>	22,84 abB	35,27 aA
Testemunha	18,91 bB	38,30 aA
CV (%)	11,60%	
<b>Média Geral</b> 29,19		

Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na coluna, e maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

**Tabela 3.** Massa fresca do sistema radicular de mudas de goiabeira (g). Vitória da Conquista, 2016.

Fator 1	Fator 2	
	Substrato não esterilizado	Substrato esterilizado
<i>T. harzianum</i>	14,97 aA	15,40 aA
<i>T. longibrachiatum</i>	8,17 bB	15,68 aA
Testemunha	7,88 bB	15,07 aA
CV (%)	17,37%	
<b>Média Geral</b> 12,86		

Médias seguidas pela mesma letra minúscula, na coluna, e maiúscula, na linha, não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

O *Trichoderma harzianum* promoveu incrementos na massa fresca da raiz em solo não esterilizado com média de 14,97, superior àquelas apresentadas pelo *Trichoderma longirachiatum* e a testemunha, e solo esterilizado (Tabela 3). Esses resultados também foram observados por Machado e outros (2015) com a aplicação desse fungo em plantas de camará, com aumento da massa fresca da raiz em ambos os solos.

O incremento na massa fresca da parte aérea com a aplicação do *Trichoderma harzianum* também foi relatado por outros autores, em *Suaeda salsa* L. com aumento de 50,5% (LI-HUA e outros, 2016) e camará (MACHADO e outros, 2015); e também na massa fresca da raiz em trabalhos com melão (GALLETTI e outros, 2015) e tomate (NASERINASAB e outros, 2010).

Freitas e outros (2012) atribuem o aumento da massa da planta ao fato de esse fungo favorecer a tolerância da planta ao estresse ambiental, proporcionar a solubilização e o sequestro de nutrientes inorgânicos perto das raízes (CARVALHO e outros, 2011) e inativação de enzimas do patógeno que alteram o desenvolvimento normal das plantas.



**Figura 4.** Mudanças inoculadas com *Trichoderma harzianum* em solo não esterilizado. Vitória da Conquista, 2016.



**Figura 5.** Mudanças plantadas em solo esterilizado. *Trichoderma harzianum* (A); *Trichoderma longibrachiatum* (B); Testemunha absoluta (C). Vitória da Conquista, 2016.

### 4.3 *Trichoderma* no controle de *Meloidogyne* spp. em solos com mudas de goiabeira

Para o número de juvenis nas raízes (Figura 7), não houve diferença estatística entre os tratamentos. O maior número de ovos nas raízes (Figura 8) com representação de 73,13% refere-se ao tratamento com o *Trichoderma harzianum* (Tabela 4); esse resultado pode ser atribuído à baixa eficácia desse fungo no parasitismo de ovos, associado à promoção de crescimento promovida na massa fresca da raiz; assim, permite-se maior área de colonização pelo nematoide das galhas.

**Tabela 4.** Número de ovos no sistema radicular de mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.

Tratamentos	Nº de ovos na raiz
<i>T. harzianum</i>	25,54 a
<i>T. longibrachiatum</i>	5,68 b
Testemunha	3,7 b
CV (%)	27,96
Média Geral	3,14

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Resultados diferentes foram obtidos por Borges e outros (2013) em feijoeiro, no qual a aplicação de *Trichoderma* ao solo resultou na redução do número de ovos e juvenis do *Meloidogyne incognita* no sistema radicular em 73,7% e 61,9% respectivamente. *Trichoderma harzianum* suprimiu a reprodução do *Meloidogyne javanica* e reduziu, dessa forma, significativamente o nível de eclosão dos ovos em raízes de tomateiro (AL-HAZMI e outros, 2016; SAHEBANI e outros, 2008).

Houve redução do número de juvenis no solo infestado por *Trichoderma harzianum* (56,9%) e *Trichoderma longibrachiatum* (47,20%)

(Tabela 5), o que representa uma diferença significativa em relação à testemunha. Dessa forma, a aplicação desses dois fungos favoreceu o controle do *Meloidogyne* spp.. Quando colocado em outro ambiente, o comportamento dos fungos de solo, como o *Trichoderma*, pode modificar-se (MACHADO e outros, 2015) e resultar na colonização eficiente do solo, como ocorreu no presente trabalho, ou uma colonização insatisfatória.

Os fatores bióticos e abióticos locais afetam diretamente a eficiência dos bioprodutos (FISCHER e outros, 2010). Com os resultados obtidos, infere-se que esses fatores atuaram de forma positiva para a habilidade na colonização do solo pelo *T. harzianum* e *T. longibrachiatum*, assim como o modo e o momento de aplicação dos agentes (FISCHER e outros, 2010).

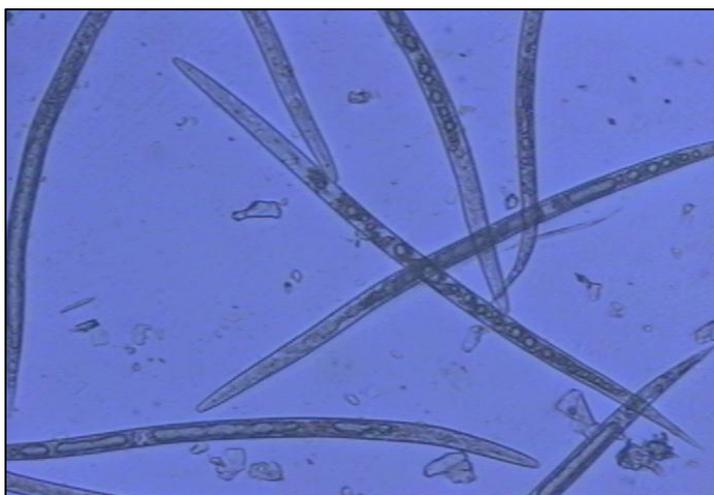
**Tabela 5.** Número de juvenis de segundo estágio em solo com mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.

<b>Tratamentos</b>	<b>Nº de ovos na raiz</b>
<i>T. harzianum</i>	23,40 b
<i>T. longibrachiatum</i>	43,77 b
Testemunha	142,94 a
<b>CV (%)</b>	20,38
<b>Média Geral</b>	7,66

Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

Esses resultados corroboram com aqueles encontrados por Jindapunnapat e outros (2013) em goiabeiras inoculadas com *Trichoderma harzianum* ( $10^7$  esporos  $\text{mL}^{-1}$ ) no sistema radicular, em que houve uma redução no número de juvenis do *Meloidogyne enterolobii*. Trabalhando com *Trichoderma harzianum*, resultados similares foram verificados em tomateiro para o *Meloidogyne javanica* com melhoramento significativo do nível de controle biológico (AL-HAZMI e outros, 2016; NASERINASAB e outros, 2010).

O *Trichoderma longibrachiatum* também tem sido eficiente no controle do nematóide das galhas, uma vez que causou menor reprodução do *Meloidogyne javanica* com o tratamento de sementes de abobrinha (SOKHANDANI e outros, 2016) e efeito parasita em juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne incognita* em pepino (ZHANG e outros, 2015).



**Figura 6.** Juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne* spp. encontrados em raízes de mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.



**Figura 7.** Ovos de *Meloidogyne* spp. encontrados em raízes de mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.

#### 4.4 Correlações

Observou-se que plantas mais altas apresentaram maior massa fresca e massa seca da parte aérea devido à forte correlação entre essas características; assim como a massa fresca da parte aérea reflete uma maior massa seca da parte aérea por efeito da correlação muito forte entre elas (Tabela 6).

Correlações moderadas negativas foram observadas entre a variável índice de cor verde e o número de larvas na raiz, o que mostra que, quanto maior o número de larvas na raiz, menor o índice de cor verde (Tabela 6). O amarelecimento das folhas é um dos sintomas típicos causados pela meloidogynose, relatado por diversos autores, tanto em goiabeira (JINDAPUNNAPAT e outros, 2013; COSTA, 2013) como em outras culturas. Para que os índices de cor verde mantenham-se altos, adubações nitrogenadas na cultura da goiabeira são essenciais, pois, segundo Silva (2013), a clorofila da folha correlaciona-se positivamente com o teor de nitrogênio na planta, e o aumento da concentração de nitrogênio promove um incremento nesses índices. Melhores resultados ainda podem ser alcançados com o uso do *Trichoderma*, pois, Segundo Galletti e outros (2015), uma das principais vantagens conferidas por esse fungo para a planta é a melhoria da eficiência no uso de nitrogênio.

A massa fresca da raiz e o número de larvas no solo apresentaram correlações moderadas negativas; isso explica que, quanto menor a massa fresca da raiz, maior o número de larvas no solo, já que, havendo uma menor área de colonização nas raízes, maior número de juvenis é encontrado no solo (Tabela 6).

As massas frescas e secas da parte aérea são inversamente proporcionais ao número de larvas na raiz e no solo e apresentam correlações moderadas entre si (Tabela 6). A menor densidade do dossel foliar das goiabeiras ocorre durante a evolução da doença, conforme o aumento de juvenis no solo e sistema radicular. Essa sintomatologia deve-se

à obstrução da estrutura vascular, que prejudica a absorção de água e favorece a infecção por outros patógenos.

Essa absorção inadequada dos elementos essenciais, responsáveis pelo funcionamento normal das plantas, reflete em baixos rendimentos da cultura (CHIAMOLERA, 2015). Portanto, é necessário que haja um equilíbrio nutricional na planta, para que um ou mais elementos ajam de forma benéfica no metabolismo de modo a torná-la menos atrativa ao ataque de insetos e microrganismos patogênicos (VILANOVA e outros, 2009).

**Tabela 6.** Correlações entre as características, índice de cor verde (ICV), altura de plantas (ALTPL), diâmetro do caule (DICAU), e massa fresca da raiz (MFDR), matéria fresca da parte aérea (MFPA), matéria seca da parte aérea (MSPA), número de larvas na raiz (NLNR), número de ovos na raiz (NONR) e número de larvas no solo (NLNS) em mudas de goiabeira. Vitória da Conquista, 2016.

Variáveis	ICV	ALTPL	DICAU	MFDR	MFPA	MSPA	NLNR	NONR	NLNS
ICV	1	0,4105**	0,3052*	0,4652**	0,6606**	0,5861**	-0,699**	-0,4548**	-0,4687**
ALTPL	-	1	0,6224**	0,6119**	0,7829**	0,8446**	-0,4103**	-0,1156 <sup>ns</sup>	-0,4164**
DICAU	-	-	1	0,589**	0,5958**	0,562**	-0,2321 <sup>ns</sup>	-0,0496 <sup>ns</sup>	-0,4994**
MFDR	-	-	-	1	0,6817**	0,6233**	-0,4129**	0,0521 <sup>ns</sup>	-0,6331**
MFPA	-	-	-	-	1	0,9223**	-0,5802**	-0,3465*	-0,6893*
MSPA	-	-	-	-	-	1	-0,5143**	-0,3074*	-0,5426**
NLNR	-	-	-	-	-	-	1	0,4516**	0,4315**
NONR	-	-	-	-	-	-	-	1	0,0308 <sup>ns</sup>
NLNS	-	-	-	-	-	-	-	-	1

\*Significativo a 5% de probabilidade; \*\*Significativo a 1% de probabilidade, ns – não significativo.

## 5. CONCLUSÕES

A aplicação de *Trichoderma harzianum* e *Trichoderma longibrachiatum* favorece o controle de formas infestantes J2 do *Meloidogyne* spp. em solo naturalmente infestado em mudas de goiabeira cultivar ‘Paluma’ e na ausência do hospedeiro.

O *Trichoderma harzianum* promove crescimento em mudas de goiabeira com incrementos na massa fresca da parte aérea e raiz.

## 6. REFERÊNCIAS

- AFFOKPON, A.; COYNE, D. L.; HTAY C. C.; AGBÈDÈ R. D. Biocontrol potential of native *Trichoderma* isolates against root-knot nematodes in West African vegetable production systems. **Soil Biology & Biochemistry**, v.43, 600-608, 2011.
- AGUIAR, A. R.; MACHADO, D. F. M.; PARANHOS, J. T.; SILVA, A. C. F. Seleção de isolados de *Trichodermaspp.* na promoção de crescimento de mudas do feijoeiro cv. carioca e controle de *Sclerotinia sclerotiorum*. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v. 34, n. 2, p. 47-58, 2013.
- 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, p. 288–292, 2016.
- ALMEIDA, A. M. **Seleção de rizobactérias e de compostos orgânicos visando o manejo do declínio da goiabeira (*Psidium guajava* L.)**. Dissertação (mestrado). Campos dos Goytacazes: UENF, p. 92, 2012.
- ALMEIDA, E. J.; ALVES, G. C. S.; SANTOS, J. M.; MARTINS, A. B. G. Assinalamentos de *Meloidogyne enterolobii* em Goiabeira e em Plantas Invasoras no Estado de São Paulo, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35, n. 1-2, p. 50-52, 2011.
- 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**, Mal. Cdo. Rondon, v.12, suplemento, dez., p. 425-433, 2013.
- CAMPOS, V. A. C. **Prospecção e estudo *in silico* de metabólitos produzidos por espécies vegetais para o controle de *Meloidogyne* spp.** Tese (doutorado). Lavras: UFLA, p.163, 2014.
- CARBONI, R. Z.; MAZZONETTO, F. Efeito do extrato aquoso de diferentes espécies vegetais no manejo de *Meloidogyne incognita* em tomateiro em ambiente protegido. **Revista Agrogeoambiental**, Porto Alegre, v. 5, n. 2, p. 61-66, 2013.
- CARNEIRO, R. M. D.; ALMEIDA, M. R. A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematóides de galhas para identificação de espécie. **Nematologia Brasileira**, Brasília, 25: 35-44. 2001.

CARVALHO, D. D. C.; MELLO, S. C. M. DE; JÚNIOR, M. L.; GERALDINE, A. M. Biocontrol of seed pathogens and growth promotion of common bean seedlings by *Trichoderma harzianum*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.46, n.8, p.822-828, ago. 2011.

CASTRO, J. M. C.; SANTANA, T. A. S. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira no estado de Alagoas. **Nematologia Brasileira**, v. 34, n. 3, p. 169-171, 2010.

CAVICHIOLO, J. C.; GARCIA, M. J. DE M.; BRIDA, A. L. DE; WILCKENS, S. R. S. Reação de aceroleira (*Malpighia marginata* D.C.) à *Meloidogyne enterolobii*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 36, n. 1, p. 156-160, Março 2014.

CHIAMOLERA, F. M. **Reação de araçazeiros a *Meloidogyne enterolobii* e enxertia da goiabeira ‘Paluma’ em porta enxertos resistentes**. Tese (doutorado). Jaboticabal: UNESP, p. 61, 2015.

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

COSTA, S. R. DA. **Divergência genética em acessos de *Psidium guajava* e avaliação da resistência de híbrido interespecífico de *Psidium* ao nematóide *Meloidogyne enterolobii***. Dissertação (mestrado). Feira de Santana: UEFS, p. 77, 2013.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; FURLANETTO, C.; SANTANA, S. DE M.; BARIZÃO, D. A. O.; RIBEIRO, R. C. F.; FORMENTINI, H. M. Fitonematoides associados a frutíferas na região noroeste do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 32, n. 4, p. 1064-1071, Dezembro 2010.

ELLING, A. A. Major Emerging Problems with Minor *Meloidogyne* Species. **Phytopathology**, v. 103, p. 1092-1102, 2013.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. AL. M.; BERGAMIN FILHO, A. (Eds.). **Manual de Fitopatologia - Princípios e Conceitos**. 4. ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2011. p. 277-305.

FERREIRA, P. A.; FERRAZ, S.; LOPES, E. A.; FREITAS, L. G. DE. Parasitismo de ovos de *Meloidogyne exigua* por fungos nematófagos e estudo da compatibilidade entre os isolados fúngicos. **Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas**, v. 2, n. 3, p. 15- 21, 2008.

FERRIGO, D.; RAIOLA, A.; RASERA, R.; CAUSIN, R. *Trichoderma harzianum* seed treatment controls *Fusarium verticillioides* colonization and fumonisin contamination in maize under field conditions. **Crop Protection**, v.65, p. 51e 56, 2014.

FISCHER, I. H. et al. Reação de maracujazeiro-amarelo ao complexo fusariose-nematoide de galha. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 32, n. 2, p. 223–227, 29 abr. 2010.

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 incógnita* em cana-de-açúcar. **Nematropica**, Bradenton, v. 42, n. 1, p. 115-122, 2012.

GALLETTI, S.; FORNASIER, F.; CIANCHETTA, S.; LAZZERI, L. Soil incorporation of brassica materials and seed treatment with *Trichoderma harzianum*: Effects on melon growth and soil microbial activity. **Industrial Crops and Products**, v. 75, p. 73–78, 2015.

GOMES, V. M.; SOUZA, R. M.; ALMEIDA, A. M.; DOLINSKI, C. Relationships between *M. enterolobii* and *F. solani*: spatial and temporal dynamics in the occurrence of guava decline. **Nematoda**. v.1, e01014, 2014.

GOMES, V. M. **Declínio da goiabeira (*Psidium guajava* L.): etiologia e caracterização da sua patogênese**. Dissertação (doutorado). Campos dos Goytacazes: UENF, p. 50, 2011.

GOMES, V. M.; SOUZA, R. M.; CORRÊA, F. M.; DOLINSKI, C. Management of *Meloidogyne mayaguensis* in Commercial Guava Orchards With Chemical Fertilization and Organic Amendments. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 1, 2010.

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

JINDAPUNNAPAT, K.; CHINNASRI, B.; KWANKUAE, S. Biological Control of Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne enterolobii*) in Guava by the Fungus *Trichoderma harzianum*. **Journal of Developments in Sustainable Agriculture**, v.8, p.110-118, 2013.

LI-HUA, C.; JIN-HAIA, Z.; XIAO-HOUA, S.; SHAN-SHANA, S.; ZHI-HENGA, Y.; XIN-YUA, M.; TING-TING, C. Effects of *Trichoderma harzianum* T83 on *Suaeda salsa* L. in coastal saline soil. **Ecological Engineering**, v. 91, p. 58–64, 2016.

LIMA, V. G. DE. **A utilização de *Trichoderma harzianum* na produtividade da *Brachiaria brizantha* cv. Marandu.** Dissertação (mestrado). São José dos Campos: UNICASTELO, p. 46, 2014.

LOPES, E. B.; BRITO, C. H. DE; BATISTA, J. DE L.; SILVA, A. B. DA. Ocorrência do nematóide *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira (*Psidium guajava*) no estado da Paraíba. **Tecnol. & Ciên. Agropec.**, João Pessoa, v.4, n.2, p.12-16, jun. 2010.

LORENZETTI, E. R. **Controle de doenças do morangueiro com óleos essenciais e *Trichoderma* spp.** 2012. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2012.

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

MACHADO, D. F. M.; PARZIANELLO, F. R.; SILVA, A. C. F. DA; ANTONIOLLI, Z. I. *Trichoderma* no Brasil: o fungo e o bioagente. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 35, n.26, p. 274-288, jan/jun 2012.

MARTINS, L. S. S.; MUSSER, R. DOS S.; SOUZA, A. DAS G.; RESENDE, L.V.; X MALUF, W. R. Parasitismo de *Meloidogyne enterolobii* em espécies de Myrtaceae. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 35, n. 2, p. 477- 484 Junho 2013.

MELO, O. D. DE; MALUF, W. R.; GONÇALVES, R. J. DE S.; NETO, A. C. G.; GOMES, L. A. A.; CARVALHO, R. DE C. Triagem de genótipos de hortaliças para resistência a *Meloidogyne enterolobii*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.46, n.8, p.829-835, ago. 2011.

MESQUITA, D. C. M. **Biocontrole de fusariose e promoção do crescimento de grão-de-bico por *Trichoderma*.** Monografia de Graduação. Brasília: FAV, p. 50, 2014.

MORILLO, S. R. C. **Efeito antagônico de *Canavalia ensiformis* sobre *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro.** Dissertação (mestrado). São Luís – MA: UEMA, p. 40, 2014.

NASERINASAB, F.; SAHEBANI, N.; ETEBARIAN, H. R. Biological control of *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum* BI and salicylic acid on Tomato. **African Journal of Food Science**, v. 5, n. 3, p. 276 - 280 April, 2011.

NONGMAITHEM, N.; ROY, A.; BHATTACHARYA, P. M. Screening of *Trichoderma* isolates for their potential of biosorption of nickel and cadmium. **Brazilian Journal of Microbiology**, v.4, n. 7, p. 305–313, 2016.

PAES-TAKAHASHII, V. DOS S.; SOARES, P. L. M.; CARNEIRO, F. A.; FERREIRA, R. J.; ALMEIDA, E. J. DE.; SANTOS, J. M. DOS. Detecção de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de amoreira (*Morus nigra* L.). **Ciência Rural**, Santa Maria, v.45, n.5, p.757-759, mai, 2015.

PAULA, L. A. DE; BIANCHI, V. J.; GOMES, C. B.; FACHINELLO, J.C. Reação de porta-enxertos de pessegueiro à *Meloidogyne incognita*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 33, n. 2, p. 680-684, Junho 2011.

PEDRO, E. A. DE S. **Trichoderma spp. na promoção de crescimento e indução de resistência à antracnose em feijoeiro**. Dissertação (mestrado). São Paulo: Instituto Biológico, p. 88, 2012.

PEREIRA, K. C.; SOARES, P. L. M.; SANTOS, J. M. dos; BATISTA, E. S. DE P.; JUNIOR, W. M. Desenvolvimento de cultivares de goiabeira inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*. **Nematropica** v.46, p.54-59, 2016.

PEREIRA, G. V. N. **Promoção do crescimento de mudas de maracujazeiro inoculadas com Trichodermas pp.** Dissertação (mestrado). Vitória da Conquista-BA: UESB, p. 67, 2012.

PINHEIRO, A. C. T.; SOUZA, L. T. O.; COIMBRA, J. L. Controle de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de goiabeira com fungos micorrízicos isolados do Cerrado baiano. **Revista Agro@ambiente On-line**, v. 8, n. 3, p. 398-403, setembro–dezembro, 2014.

REIS, H. F. dos; BACCHI, L. M. A.; VIEIRA, C. R. Y. I.; SILVA, V. S. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em pomares de goiabeira no município de Ivinhema, Estado de Mato Grosso do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 2, p. 676-679, 2011.

RIBEIRO, J. M.; CUNHA E CASTRO, J. M. da; MELO, N. F. de; FERNANDES, K. V. S.; PINTO, M. dos S. T. Efeito de extratos proteicos de amendoim sobre o desenvolvimento, a capacidade infectiva e atividade de enzimas proteolíticas de *Meloidogyne enterolobii*. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 61, n.3, p. 439-442, mai/jun, 2014.

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

SANTOS, A. V.; GOMES, C. B. Reação de Cultivares de Mamona a *Meloidogyne* spp. e Efeito dos Exsudatos Radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35, n. 1-2, p. 1-9, 2011.

SARAVANAKUMAR, K.; YU, C.; DOU, K.; WANG, M.; LI, Y.; CHEN, J. Synergistic effect of *Trichoderma*-derived antifungal metabolite and cell wall degrading enzymes on enhanced biocontrol of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum*. **Biological Control**, v. 94, p.37-46, 2016.

SCHUSTER, A.; SCHMOLL, M. Biology and biotechnology of *Trichoderma*. **Appl Microbiol Biotechnol**, v. 87, n. 3, p. 787-799, julho - 2010.

SILVA, G. S. da; KRASUSKI, A. I. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 36, n. 1-2, p. 83-86, 2012.

SILVA, J. de O. **Meloidogyne incognita na cultura do tomate: levantamento e manejo com produtos biológicos**. Dissertação (mestrado). Goiania-GO: UFG, p. 77, 2015.

SILVA, M. do C. L. da; **Identificação e caracterização de espécies de Meloidogyne em áreas agrícolas e dispersão de M. enterolobii em pomares de goiabeiras no estado do Ceará**. Tese (doutorado). Fortaleza: UFC, p. 108, 2014.

SILVA, R. V.; R.D.L. OLIVEIRA. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em goiabeiras no Estado de Minas Gerais, Brasil. **Nematologia Brasileira**, 34 (3): 172-177, 2010.

SILVA, S. D. **Método para seleção in vitro de isolados de Pochonia chlamydosporia patogênicos a ovos de Meloidogyne enterolobii**. Monografia de Graduação. Brasília-DF: FAV, p. 43, 2013.

SILVA, V. N. da; GUZZO, S. D.; LUCON, C. M. M.; HARAKAVA, R. Promoção de crescimento e indução de resistência à antracnose por *Trichoderma* spp. em pepineiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.46, n.12, p.1609-1618, dez. 2011.

SOUZA, J. R.; REBOUÇAS, T. N. H.; LUZ, J. M. Q.; AMARAL, C. L. F.; FIGUEIREDO, R. M.; SANTANA, C. M. P. Potencialidade de fungicidas biológicos no controle de requeima do tomateiro. **Horticultura Brasileira**, v. 32, p. 115-119, 2014.

SOUZA, T. P.; CASTELLANI, M. A.; LEMOS, R. N. S.; MALUF, R. P.; MOREIRA, A. A.; SILVA, B. S.; RIBEIRO, E. B. Ocorrência sazonal, predação e parasitismo de *Leucoptera coffeella* (guérin-méneville, 1842) (Lepidoptera: Lyonetiidae) em cafeeiros associados à grevileas. **Coffee Science**, Lavras, v. 9, n. 1, p. 34-50, 2014.

SOKHANDANI, Z.; MOOSAVI, M. R.; BASIRNIA, T. Optimum Concentrations of *Trichoderma longibrachiatum* and Cadusafos for Controlling *Meloidogyne javanica* on Zucchini Plants. **Journal of Nematology**, v. 48, n. 1, p. 54–63, 2016.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of root-knot nematodes**. Raleigh: NCSU Graphics. 1978. 111p.

VILANOVA, C.; JUNIOR, C. D. da S.A Teoria da Trofobiose sob a abordagem sistêmica da agricultura:eficácia de práticas em agricultura orgânica. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 4, n. 1, p. 39-50, 2009.

ZHANG, F.; GE, H.; ZHANG, F.; GUO, N.; WANG, Y.; CHEN, L.; JI, X.; LI, C. Biocontrol potential of *Trichoderma harzianum* isolate T-alo against *Sclerotinia sclerotiorum* in soybean. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 100, p. 64e74, 2016.

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

ZHANG, S.; GAN, Y.; XU, B.; XUE, Y. The parasitic and lethal effects of *Trichoderma longibrachiatum* against *Heterodera avenae*. **Biological Control**, v. 72, p. 1–8, 2014.

YANG, Z.; YU, Z.; LEI, L.; XIA, Z.; SHAO, L.; ZHANG, K.; LI, G. Nematicidal effect of volatiles produced by *Trichoderma* sp. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v.15,p. 647–650, 2012.

## APÊNDICE

**APÊNDICE A** – Análise de variância do número de larvas no solo na ausência do hospedeiro após 30 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE				
FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	4	3.58590	0.89647	1.4149 ns
Tratamentos	2	19.64962	9.82481	15.5061 **
Resíduo	8	5.06887	0.63361	
Total	14	28.30439		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
\* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE B** – Análise de variância da altura de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE				
FV	GL	SQ	QM	F
Fator1(F1)	2	416.75286	208.37643	7.5052 **
Fator2(F2)	1	955.24024	955.24024	34.4054 **
Int. F1xF2	2	90.27762	45.13881	1.6258 ns
Tratamentos	5	1462.27071	292.45414	10.5335 **
Blocos	6	127.94667	21.32444	0.7681 ns
Resíduo	30	832.92762	27.76425	
Total	41	2423.14500		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
\* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE C** – Análise de variância do diâmetro do caule de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Fator1(F1)	2	1.99442	0.99721	4.1031 *
Fator2(F2)	1	2.74126	2.74126	11.2791 **
Int. FixF2	2	0.55270	0.27635	1.1371 ns
Tratamentos	5	5.28838	1.05768	4.3519 **
Blocos	6	0.36835	0.06139	0.2526 ns
Resíduo	30	7.29117	0.24304	
Total	41	12.94790		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
 \* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
 ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE D** – Análise de variância do índice de cor verde de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Fator1(F1)	2	17.40905	8.70452	0.7062 ns
Fator2(F2)	1	1105.72024	1105.72024	89.7090 **
Int. FixF2	2	51.70333	25.85167	2.0974 ns
Tratamentos	5	1174.83262	234.96652	19.0632 **
Blocos	6	137.88810	22.98135	1.8645 ns
Resíduo	30	369.76905	12.32563	
Total	41	1682.48976		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
 \* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
 ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE E** – Análise de variância da massa fresca da parte aérea de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Fator1(F1)	2	12.34714	6.17357	0.5384 ns
Fator2(F2)	1	2193.14881	2193.14881	191.2632 **
Int. FixF2	2	129.14619	64.57310	5.6314 **
Tratamentos	5	2334.64214	466.92843	40.7206 **
Blocos	6	199.84619	33.30770	2.9047 *
Resíduo	30	343.99952	11.46665	
Total	41	2878.48786		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
 \* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
 ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE F** – Análise de variância da massa fresca das raízes de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Fator1(F1)	2	114.58714	57.29357	11.4757 **
Fator2(F2)	1	267.01929	267.01929	53.4828 **
Int. F1xF2	2	111.97000	55.98500	11.2136 **
Tratamentos	5	493.57643	98.71529	19.7722 **
Blocos	6	30.00143	5.00024	1.0015 ns
Resíduo	30	149.77857	4.99262	
Total	41	673.35643		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
 \* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
 ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE G** – Análise de variância da massa seca da parte aérea de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Fator1(F1)	2	7.12333	3.56167	1.6582 ns
Fator2(F2)	1	143.74500	143.74500	66.9248 **
Int. F1xF2	2	5.32429	2.66214	1.2394 ns
Tratamentos	5	156.19262	31.23852	14.5440 **
Blocos	6	14.57571	2.42929	1.1310 ns
Resíduo	30	64.43571	2.14786	
Total	41	235.20405		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )  
 \* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )  
 ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE H** – Análise de variância do número de larvas em raízes de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	6	50.04112	8.34019	0.6339 ns
Tratamentos	2	4.13562	2.06781	0.1572 ns
Resíduo	12	157.88934	13.15745	
Total	20	212.06608		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )

ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE I** – Análise de variância do número de larvas em solo com mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	6	19.94915	3.32486	1.3627 ns
Tratamentos	2	187.91423	93.95712	38.5089 **
Resíduo	12	29.27858	2.43988	
Total	20	237.14196		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )

ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE J** – Análise de variância do número de ovos em raízes de mudas de goiabeira após 60 dias da inoculação com *Trichoderma*.

QUADRO DE ANÁLISE

FV	GL	SQ	QM	F
Blocos	6	5.25928	0.87655	1.1368 ns
Tratamentos	2	43.81182	21.90591	28.4111 **
Resíduo	12	9.25241	0.77103	
Total	20	58.32352		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < .01$ )

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $.01 \leq p < .05$ )

ns não significativo ( $p \geq .05$ )

**APÊNDICE K** – Análise química do solo coletado no pomar de goiabeiras em Tanhaçu – BA.

Identificação	pH	mg/dm <sup>3</sup>	cmolc/dm <sup>3</sup> de solo									%			g/dm <sup>3</sup>
	(H <sub>2</sub> O)	P	K <sup>+</sup>	Ca <sup>2+</sup>	Mg <sup>2+</sup>	Al <sup>3+</sup>	H <sup>+</sup>	Na <sup>+</sup>	S.B	t	T	V	m	PST	M.O.
	8	18	0,64	8,2	1,8	0	0,6	0,07	10,7	10,7	11,3	95	0	1	23