



**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
DEPARTAMENTO DE FITOPATOLOGIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOPATOLOGIA**

**AVALIAÇÃO DE *Trichoderma* spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS NO CONTROLE  
DE *Meloidogyne enterolobii* EM TOMATEIRO.**

**LAÍDE DOS SANTOS ALVES**

**Brasília - DF  
2026**

**LAÍDE DOS SANTOS ALVES**

***Avaliação de Trichoderma spp. e fungos nematófagos no controle de Meloidogyne enterolobii em tomateiro.***

Dissertação apresentada à Universidade de Brasília como parte dos requisitos parciais para obtenção do título de mestre em Fitopatologia pelo Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia.

Orientadora: Profa. Dra. Sueli Corrêa Marques de Mello

**Brasília - DF  
2026**

## FICHA CATALOGRÁFICA

## DEDICATÓRIA

*À minha família, pelo apoio incondicional, pelas palavras de incentivo e pela paciência nos momentos de ausência e dedicação a esta jornada. Aos meus professores e orientadoras, pela partilha de conhecimento, pela orientação precisa e pela inspiração contínua a seguir investigando o fascinante e desafiador mundo da fitopatologia. Aos amigos e colegas, pelos momentos de aprendizado, parceria e amizade, que tornaram a caminhada mais leve e significativa.*

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a **Deus** pela vida e pela oportunidade de ingressar no Mestrado em Fitopatologia da Universidade de Brasília (UnB).

Aos meus pais, **Odair Alves da Silva** e **Maria Elza Pereira dos Santos**, que não mediram esforços para garantirem às suas filhas uma vida digna por meio do conhecimento.

Ao meu esposo **George Riverson de Moura Araújo** pelo apoio e parceria.

À minha irmã, **Lídia dos Santos Alves**, e ao meu cunhado, **Thiago Ferreira dos Santos**, pelo incentivo e suporte ao longo de toda essa caminhada. Às minhas sobrinhas, **Cibele Alves Ferreira** e **Celine Alves Ferreira**, por tornarem meus dias mais leves, alegres e cheios de esperança.

À professora **Dra. Sueli Corrêa Marques de Mello** (orientadora) pela disponibilidade, orientação, confiança, paciência e compreensão ao longo de todo esse tempo de formação.

À professora **Dra. Regina Maria Dechechi Carneiro** por todos os ensinamentos e disponibilidade.

Aos **professores do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da UnB**, que de maneira significativa contribuíram para a minha formação profissional e construção desta dissertação.

À **FAPDF** pelo auxílio financeiro ao projeto.

À **Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) – Recursos Genéticos e Biotecnologia** pelo apoio.

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

Agradeço aos **meus colegas de mestrado** pela cumplicidade nas horas de alegrias e angústias vivenciadas ao longo desta etapa.

A todos, o meu muito obrigada!

Trabalho realizado junto ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília (UnB), sob a orientação da Profa. Dra. Sueli Corrêa Marques de Mello e com o apoio institucional da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) – Recursos Genéticos e Biotecnologia e financeiro da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

**Avaliação de *Trichoderma* spp. e fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro.**

**LAÍDE DOS SANTOS ALVES**

**DISSERTAÇÃO APROVADA EM: 22/01/2026**

Dr. ROGÉRIO BIAGGIONI LOPES  
Examinador Externo

Dr. JUVENIL ENRIQUE CARES  
Examinador Interno

Dr. THAIS RIBEIRO SANTIAGO  
Suplente

Dra. Sueli Corrêa Marques de Mello  
Orientadora (Presidente da Banca) – Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

**Brasília - DF**  
**2026**

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1:** Ciclo de vida do nematoide sedentário *Meloidogyne* spp.: o juvenil de segundo estágio (J2) passa por mais três ecdises, mudando para o juvenil de terceiro estágio (J3), depois juvenil de quarto estágio (J4) e, por fim atinge o estágio adulto. Os estádios J3 e J4 adquirem formato “salsichoide” e por serem desprovidos de estilete funcional, não se alimentam. Após a quarta ecdise, os nematoides que se tornaram fêmeas iniciam a produção de centenas de ovos, os quais são liberados em massa gelatinosa. Cada fêmea pode ovopositar de 30 (trinta) a 40 (quarenta) ovos por dia, dependendo da planta hospedeira e das condições ambientais. Em relação aos machos, ainda não existem evidências de que os mesmos também se alimentem.....23
- Figura 2:** Estruturas de *Pochonia chlamydosporia* formadas no sistema radicular de plantas inoculadas: A: cl- clamidósporos, pc- parede celular, B: cd- conídios, C: cl- clamidósporos, pc- parede celular e D: cl- clamidósporos e h- hifa (Coutinho, 2018).....33
- Figura 3:** *Purpureocillium lilacinum*: A e B conidióforos característicos; C conídios fusiformes típicos (Luangsa-ard *et al.*, 2011).....34
- Figura 4:** Tomateiros em casa de vegetação após 112 dias da inoculação com *Meloidogyne enterolobii* e os agentes de controle biológico.....39
- Figura 5:** Tomateiros em casa de vegetação após 70 dias da inoculação de *Meloidogyne enterolobii* e agentes de controle biológico.....41
- Figura 6:** Tomateiros cultivados em casa de vegetação, 30 dias após a germinação, tratados com 10 mL de suspensão por copo, à concentração de  $1 \times 10^8$  esporos/mL.....43
- Figura 7:** Efeito do tratamento químico de sementes no crescimento micelial dos fungos. A: *Pochonia chlamydosporia*, B: *Trichoderma* (CEN1513), C: *Trichoderma* (CEN287), D: *Purpureocillium lilacinum*, E: *Trichoderma* (ESALQ1306).....43
- Figura 8:** Culturas pareadas. A: *Pochonia chlamydosporia* x *Purpureocillium lilacinum*, B: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (CEN1513), C: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (CEN287), D: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (ESALQ1306) E: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (CEN287) x *Purpureocillium lilacinum*, F: *Purpureocillium lilacinum* x *Trichoderma* (CEN287), G: *Trichoderma* (CEN1513) x *Purpureocillium lilacinum*, H: *Purpureocillium lilacinum* x *Trichoderma* (ESALQ1306).....44
- Figura 9:** Raízes de tomateiro após 112 da inoculação com *Meloidogyne enterolobii*. A: testemunha inoculada com nematoide; B: raiz tratada com *Trichoderma koningiopsis* (CEN1513); C: raiz tratada com *Trichoderma afroharzianum* (CEN287); D: raiz tratada com *Pochonia chlamydosporia*.....46

**Figura 10:** Raízes de tomateiro aos 70 dias da inoculação com *Meloidogyne enterolobii*. T1: testemunha não inoculada com nematoide; T2: testemunha inoculada apenas com nematoide; T3: raiz tratada com *Pochonia chlamydosporia*; T4: raiz tratada com *Trichoderma afroharzianum* (CEN287) + *Pochonia chlamydosporia*; T5: raiz tratada com *Trichoderma koningiopsis* (CEN1513) + *Purpureocillium lilacinum*; T6: raiz tratada com produto formulado (*Pochonia chlamydosporia* + *Purpureocillium lilacinum*).....49

**Figura 11:** Parte aérea e comprimento radicular de tomateiros cultivados em casa de vegetação, (Testemunha, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*, ESALQ1306, CEN1513 e CEN287) 30 dias após a germinação, sementes tratadas com 1 mL da suspensão de inóculo, na concentração de  $1 \times 10^8 \text{ mL}^{-1}$  e os copos tratados com 10 mL de suspensão, à concentração de  $1 \times 10^8$  esporos/mL.....51

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1:</b> Linhagens de <i>Trichoderma</i> pertencentes à Coleção de Microrganismo Agentes de Controle de Pragas na Agricultura da Embrapa, mantida na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, e produtos comerciais à base de <i>Trichoderma</i> , <i>Pochonia chlamydosporia</i> e <i>Purpureocillium lilacinum</i> .....	36
<b>Tabela 2:</b> Avaliação de isolados de <i>Trichoderma</i> (CEN287, CEN1513, ESALQ1306), <i>Pochonia chlamydosporia</i> e <i>Purpureocillium lilacinum</i> (concentração $1 \times 10^8$ conídios/ml, 10 ml/vaso) no controle de <i>Meloidogyne enterolobii</i> em tomateiro, em casa de vegetação, com população inicial de 5000 ovos de nematoide por planta, avaliada quatro meses após a inoculação (agosto de 2024 a janeiro de 2025).....	47
<b>Tabela 3:</b> Avaliação de isolados de <i>Trichoderma</i> (CEN287 e CEN1513), <i>Pochonia chlamydosporia</i> e <i>Purpureocillium lilacinum</i> com duas aplicações (concentração $1 \times 10^8$ conídios/mL, 10 mL/vaso) no controle de <i>Meloidogyne enterolobii</i> em tomateiro, em casa de vegetação, com população inicial de 5000 ovos do nematoide por planta, avaliada dois meses e dez dias após a inoculação (março a junho de 2025).....	50
<b>Tabela 4:</b> Efeito de isolados de <i>Trichoderma</i> (CEN287, CEN1513 e ESALQ1306), <i>Pochonia chlamydosporia</i> e <i>Purpureocillium lilacinum</i> na promoção de crescimento do tomateiro em casa de vegetação após 30 dias da germinação.....	51

## LISTA DE SIGLAS

<b>CAPES</b>	Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior
<b>EMBRAPA</b>	Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
<b>UnB</b>	Universidade de Brasília
<b>IBGE</b>	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
<b>CEN</b>	Código de isolados da coleção da Embrapa
<b>FR</b>	Fator de reprodução
<b>IG</b>	Índice de galhas
<b>IMO</b>	Índice de massa de ovos
<b>TO</b>	Total de ovos
<b>J1/J2/J3/J4</b>	Estádios dos juvenis de <i>Meloidogyne</i> spp. (juvenil de primeiro, segundo terceiro e quarto estágio, respectivamente)
<b>ML</b>	Mililitro
<b>G</b>	Gramas
<b>kg</b>	Quilograma
<b>°C</b>	Graus Celsius
<b>SPP.</b>	Espécies (plural de espécie)
<b>PF</b>	População final
<b>PI</b>	População inicial
<b>MESH</b>	número de aberturas por polegada linear
<b>BDA</b>	Batata-dextrose- ágar
<b>BOD</b>	Demanda Biológica de Oxigênio (estufa incubadora)
<b>NaOCl</b>	Hipoclorito de Sódio
<b>Cl</b>	Clamidósporos
<b>Pc</b>	Parede celular
<b>Cd</b>	Conídios
<b>H</b>	Hifa

## RESUMO

ALVES, Laíde dos Santos. **Avaliação de *Trichoderma* spp. e fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro.** 2026. 74 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília, Brasília, DF, Brasil.

O nematoide das galhas *Meloidogyne enterolobii* é um dos fitopatógenos mais agressivos relatados em tomateiro, sendo um parasita de difícil controle, dada à baixa eficiência dos métodos de manejo convencionais. Acrescenta-se que essa espécie de *Meloidogyne* é capaz de suplantar o gene de resistência *Mi*. Diante desse cenário, o presente estudo teve como objetivo avaliar o potencial de espécies dos fungos *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* no controle populacional de *M. enterolobii* e na promoção do crescimento de tomateiros. Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação, empregando diferentes isolados dos fungos, aplicados em concentrações de  $1 \times 10^8$  conídios/ml. Foram mensurados parâmetros de crescimento vegetal (altura de plantas, massa seca da parte aérea, peso fresco de raízes) e variáveis relacionadas à reprodução do nematoide (índice de galhas, índice de massas de ovos, número de ovos por grama de raiz e fator de reprodução). Os resultados demonstraram que, embora alguns tratamentos tenham apresentado tendência de incremento no desenvolvimento das plantas em comparação à testemunha, não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre os isolados nos parâmetros avaliados. Da mesma forma, nenhum dos fungos testados promoveu controle efetivo de *M. enterolobii*, seja pela redução do fator de reprodução, parasitismo de ovos e fêmeas ou inibição da eclosão de juvenis. Ainda assim, alguns isolados mostraram potencial na promoção de crescimento, o que indica possível contribuição indireta à saúde das plantas, mesmo que sem efeito direto sobre o nematoide. Portanto, conclui-se que, nas condições experimentais avaliadas, os fungos testados (*Trichoderma* spp., *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*) atuaram de forma limitada, não promovendo diferenças estatísticas no crescimento do tomateiro nem no controle de *M. enterolobii*.

**Palavras-chaves:** Controle biológico; fitonematoides; *Solanum lycopersicum*; promoção de crescimento.

## ABSTRACT

ALVES, Laíde dos Santos. **Evaluation of *Trichoderma* spp. and nematophagous fungi in the control of *Meloidogyne enterolobii*** in tomato plants. 2026. 74 p. Dissertation (Master's in Phytopathology) – Institute of Biological Sciences, University of Brasília, Brasília, DF, Brazil.

The root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* is one of the most aggressive phytopathogens reported in tomato plants, being a difficult parasite to control due to the low efficiency of conventional management methods. It is believed that this *Meloidogyne* species is capable of overcoming the Mi resistance gene. Given this scenario, the present study aimed to evaluate the potential of the fungal species *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia*, and *Purpureocillium lilacinum* in the population control of *M. enterolobii* and in promoting the growth of tomato plants. The experiments were conducted in a grow house, employing different fungal isolates, applied at concentrations of  $1 \times 10^8$  conidia/ml. Plant growth intervals (plant height, shoot dry mass, root fresh weight) and variables related to nematode reproduction (gall index, egg mass index, number of eggs per gram of root, and reproduction factor) were measured. Similarly, none of the tested fungi effectively controlled *M. enterolobii*, whether by reducing the reproduction factor, parasitism of eggs and females, or inhibition of juvenile hatching. However, some isolates showed potential in promoting growth, indicating a possible indirect contribution to plant health, even without a direct effect on the nematode. Therefore, it is concluded that, under the experimental conditions evaluated, the tested fungi (*Trichoderma* spp., *P. chlamydosporia*, and *P. lilacinum*) acted in a limited way, not promoting statistical differences in tomato plant growth or in the control of *M. enterolobii*.

**Keywords:** Biological control; plant-parasitic nematodes; *Solanum lycopersicum*; growth promotion.

## SUMÁRIO

### LISTA DE FIGURAS

### LISTA DE TABELAS

### LISTA DE SIGLAS

### RESUMO

<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>15</b>
<b>2 OBJETIVOS.....</b>	<b>17</b>
2.1 OBJETIVO GERAL.....	17
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	18
<b>3 REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>18</b>
3.1 CULTURA DO TOMATEIRO.....	18
<b>3.1.1 Origem e distribuição geográfica.....</b>	<b>18</b>
<b>3.1.2 Taxonomia e características botânicas.....</b>	<b>19</b>
<b>3.1.3 Importância social e econômica.....</b>	<b>20</b>
3.2 O GÊNERO <i>Meloidogyne</i> .....	21
<b>3.2.1 Ciclo de vida de <i>Meloidogyne</i> spp.....</b>	<b>22</b>
<b>3.2.2 <i>Meloidogyne enterolobii</i>.....</b>	<b>23</b>
3.3 MÉTODOS DE CONTROLE DE FITONEMATOIDES.....	23
3.4 CONTROLE BIOLÓGICO DE FITONEMATOIDES.....	27
<b>3.4.1 Fungo do gênero <i>Trichoderma</i>.....</b>	<b>29</b>
<b>3.4.2 <i>Trichoderma</i> spp. como agente de controle biológico de nematoides .....</b>	<b>31</b>
<b>3.4.3 Fungos nematófagos como agente de controle biológico de nematoides.....</b>	<b>32</b>
3.4.3.1 <i>Pochonia chlamydosporia</i> .....	32
3.4.3.2 <i>Purpureocillium lilacinum</i> .....	34
<b>4 MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>34</b>
4.1 ÁREA EXPERIMENTAL.....	34
4.2 INÓCULO DE <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	35
<b>4.2.1 Obtenção do inóculo de <i>Meloidogyne enterolobii</i> e multiplicação em tomateiros.....</b>	<b>35</b>
4.3 OBTENÇÃO DE INÓCULOS FÚNGICOS.....	35
<b>4.3.1 Multiplicação de <i>Trichoderma</i> spp. <i>Pochonia chlamydosporia</i> e <i>Purpureocillium lilacinum</i>.....</b>	<b>37</b>
<b>5 ENSAIOS.....</b>	<b>37</b>
5.1 EFEITO DO TRATAMENTO DE SEMENTES COM FUNGICIDA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE <i>Trichoderma</i> spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS.....	37

5.2 COMPATIBILIDADE ENTRE OS ISOLADOS DE <i>Trichoderma</i> COM <i>Purpureocillium lilacinum</i> E <i>Pochonia chlamydosporia</i> EM CULTURAS PAREADAS.....	38
5.3 AÇÃO NEMATICIDA DE ISOLADOS DE <i>Trichoderma</i> E FUNGOS NEMATÓFAGOS EM CASA DE VEGETAÇÃO NO CONTROLE DE <i>Meloidogyne enterolobii</i> EM TOMATEIRO.....	38
<b>5.3.1 Primeiro ensaio: conduzido de agosto 2024 a janeiro de 2025.....</b>	<b>39</b>
<b>5.3.2 Segundo ensaio: março a junho de 2025.....</b>	<b>40</b>
5.4 ENSAIO DE PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM CASA DE VEGETAÇÃO.....	42
<b>6 RESULTADOS.....</b>	<b>43</b>
6.1 EFEITO DO TRATAMENTO DE SEMENTES COM FUNGICIDA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE <i>Trichoderma</i> spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS.....	43
6.2 COMPATIBILIDADE DOS ISOLADOS DE <i>Trichoderma</i> COM <i>Purpureocillium lilacinum</i> E <i>Pochonia chlamydosporia</i> EM PAREAMENTO DE CULTURAS.....	44
6.3 AÇÃO NEMATICIDA DE ISOLADOS DE <i>Trichoderma</i> E FUNGOS NEMATÓFAGOS EM CASA DE VEGETAÇÃO NO CONTROLE DE <i>Meloidogyne enterolobii</i> EM TOMATEIRO.....	45
<b>6.3.1 Primeiro ensaio: agosto de 2024 a janeiro de 2025.....</b>	<b>45</b>
<b>6.3.2 Segundo ensaio: março a junho de 2025.....</b>	<b>48</b>
6.4 ENSAIO DE PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM CASA DE VEGETAÇÃO.....	51
<b>7 DISCUSSÃO.....</b>	<b>52</b>
7.1 EFEITO DO TRATAMENTO DE SEMENTES COM FUNGICIDA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE <i>Trichoderma</i> spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS.....	52
7.2 COMPATIBILIDADE DOS ISOLADOS DE <i>Trichoderma</i> COM <i>Purpureocillium lilacinum</i> E <i>Pochonia chlamydosporia</i> EM CULTURAS PAREADAS.....	53
7.3 AÇÃO NEMATICIDA DE ISOLADOS DE <i>Trichoderma</i> E FUNGOS NEMATÓFAGOS EM CASA DE VEGETAÇÃO NO CONTROLE DE <i>Meloidogyne enterolobii</i> EM TOMATEIRO.....	55
<b>7.3.1 Primeiro ensaio: agosto de 2024 a janeiro de 2025.....</b>	<b>55</b>
<b>7.3.2 Segundo ensaio: março a junho de 2025.....</b>	<b>59</b>
7.4 ENSAIO DE PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM CASA DE VEGETAÇÃO.....	61
<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>62</b>
<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>63</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>64</b>

## 1 INTRODUÇÃO

O tomateiro (*Lycopersicon esculentum* L.) destaca-se entre as hortaliças devido ao seu elevado valor econômico e ampla aceitação no mercado global. Seus frutos são valorizados não apenas pelo significativo conteúdo nutricional — sendo fonte abundante de vitaminas e minerais essenciais, tais como fósforo, potássio, cálcio e magnésio —, mas também pela alta concentração de licopeno, um carotenoide responsável pela coloração vermelha característica. Adicionalmente, o tomate apresenta propriedades antioxidantes relevantes e contribui para o fortalecimento do sistema imunológico (CEASA/DF, 2023). Do ponto de vista socioeconômico, o cultivo do tomate assume papel de destaque, configurando-se como a segunda hortaliça mais consumida mundialmente, superado apenas pela batata (Melo, 2017).

No Brasil, a safra de tomate de 2024 registrou um rendimento médio de 72.760 kg por hectare (IBGE, 2024). Entre as regiões produtoras, o estado de Goiás destaca-se como o principal polo nacional, respondendo por uma produção de aproximadamente 1,4 milhão de toneladas no mesmo período (IBGE, 2024). A cultura do tomateiro caracteriza-se por elevados custos de produção, decorrentes da alta suscetibilidade da espécie ao ataque de diversos patógenos, situação frequentemente agravada pelas variações climáticas e pela necessidade de um manejo fitossanitário rigoroso e intensivo. Tais fatores podem comprometer substancialmente o potencial produtivo, acarretando perdas significativas e prejuízos econômicos consideráveis para os produtores (Campos *et al.*, 2021).

Entre os diferentes patógenos que afetam a cultura do tomateiro, os nematoides do gênero *Meloidogyne*, popularmente conhecidos como nematoides-das-galhas, destacam-se pelo elevado impacto econômico que acarretam na agricultura. Esses microrganismos são capazes de parasitar o sistema radicular das plantas, formando galhas que comprometem a absorção de água e nutrientes, resultando em menor desenvolvimento vegetativo, diminuição da produtividade e, podendo em casos mais severos, levar à morte das plantas. Dentre as espécies de maior importância, *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, 1983 (= *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988) tem recebido atenção especial por sua agressividade e ampla distribuição. Esse fitonematoide foi relatado pela primeira vez no Brasil por Carneiro *et al.* (2001), nos estados de Pernambuco e Bahia, onde passou a ser associado a grandes prejuízos em culturas economicamente relevantes, como a goiabeira e o tomateiro (Pinheiro *et al.*, 2014a).

As práticas de manejo atualmente empregadas para o controle de fitonematoides incluem o uso de nematicidas químicos, a rotação de culturas, a solarização do solo e a

utilização de cultivares resistentes. Entretanto, tais medidas apresentam limitações: os nematicidas, embora eficazes, têm alto custo e implicações ambientais negativas. O manejo de *M. enterolobii* é particularmente desafiador, uma vez que essa espécie possui a capacidade de suplantar mecanismos de resistência de seus hospedeiros, incluindo o gene *Mi* presente em genótipos de tomate, além de apresentar uma ampla gama de plantas suscetíveis (Kiewnick *et al.*, 2009). Essas características tornam o patógeno uma ameaça significativa para a sustentabilidade da produção agrícola, exigindo o desenvolvimento de estratégias de manejo integradas e eficazes.

Diante desse cenário, o controle biológico tem-se destacado para os diferentes tipos de fitonematoides por ser uma forma de controle segura, eficaz que pode ser definido como controle de agentes causadores de doenças de plantas, através da diminuição do inóculo por meio de outros organismos. Entre os agentes de controle biológicos mais estudados por seus efeitos antagonistas, destaca-se o fungo do gênero *Trichoderma* por exibir grande variabilidade entre os isolados em relação ao biocontrole, espectro de ação contra patógenos, propriedades fisiológicas e bioquímicas, como também, adaptabilidade ecológica e ambiental (Silva, 2000).

Segundo Silva (2007), diversos mecanismos podem estar envolvidos na interação entre microrganismos antagonistas e patógenos, podendo ser classificados como diretos ou indiretos. No caso específico de espécies de *Trichoderma*, os efeitos diretos englobam estratégias como a antibiose, caracterizada pela produção de metabólitos capazes de inibir ou eliminar o patógeno; a competição por nutrientes e espaço físico, que limitam as condições favoráveis ao desenvolvimento do organismo-alvo; o microparasitismo, no qual ocorre a penetração e degradação do patógeno; e a inativação de enzimas essenciais ao processo de infecção. Por outro lado, os mecanismos indiretos podem incluir a indução de resistência sistêmica, processo em que a planta é estimulada a ativar seus próprios mecanismos de defesa após um primeiro contato com patógenos, resultando em maior capacidade de resposta contra infecções subsequentes. Além disso, (Abirami *et. al.*, 2022) relatam efeitos adicionais associados à presença de *Trichoderma*, como o aumento da tolerância ao estresse abiótico, favorecido por um maior desenvolvimento do sistema radicular e caulinar, bem como a promoção de crescimento seguido da melhora na absorção de nutrientes.

Além de atuar como um agente eficiente de biocontrole, *Trichoderma* também estabelece interações benéficas tanto com as plantas quanto com outros microrganismos presentes no solo. Essa característica está relacionada à capacidade de determinados isolados de se colonizarem de forma estável na rizosfera, onde podem estimular o desenvolvimento radicular e favorecer o crescimento vegetal. Evidências desse potencial foram relatadas por

Souza Pedro *et al.* (2012), que observaram que 54 isolados de *Trichoderma* spp. proporcionaram aumentos expressivos na produção de matéria seca em plantas de feijão, alcançando incrementos de até 57,81%. Ainda dentro do contexto de controle biológico, além de *Trichoderma*, destacam-se fungos nematófagos como *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-ard, Houbraken, Hywel-Jones & Samson e *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & Gams, os quais são reconhecidos por parasitarem ovos e juvenis de nematoides, levando à redução da população desses patógenos no solo, mantendo assim a sustentabilidade do manejo em diferentes culturas (Carvalho, 2017).

Os estudos desenvolvidos até o momento têm se concentrado, em sua maioria, no manejo das espécies *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 e *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949. Nesse contexto, destaca-se a relevância de *M. enterolobii*, uma espécie já registrada em diferentes estados brasileiros e associada a várias culturas agrícolas. Sua importância torna-se ainda maior devido à capacidade de suplantar a resistência conferida pelo gene *Mi* em tomateiro, o que representa um grande desafio para o desenvolvimento de estratégias eficazes de controle. Dessa forma, o presente estudo teve como propósito avaliar o potencial de isolados de *Trichoderma* spp., bem como de isolados de *P. lilacinum* e *P. chlamydosporia*, no controle de *M. enterolobii* em tomateiro. Além disso, buscou-se testar a hipótese de que determinados isolados de *Trichoderma*, disponíveis na coleção do CENARGEN, possam atuar de maneira eficiente como agentes de biocontrole, contribuindo para a redução da população do patógeno e/ou promovendo o crescimento e o desenvolvimento das plantas de tomate.

## 2 OBJETIVOS

### 2.1 OBJETIVO GERAL

O objetivo geral do estudo foi avaliar diferentes isolados de *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* quanto à eficiência de controle biológico de *M. enterolobii* e promoção de crescimento em tomateiros.

## 2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar a ação nematocida de isolados de *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* no controle de *M. enterolobii* no tomateiro, em casa de vegetação.
- Avaliar a capacidade de promoção de crescimento (parte aérea e raízes) dos diferentes isolados de *Trichoderma*, em casa de vegetação, no tomateiro.
- Avaliar o efeito do tratamento de sementes com fungicida à base de dimetil carbamato (Thiran®) sobre o crescimento micelial e a capacidade de colonização de isolados de *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*, in vitro.
- Avaliar a compatibilidade entre isolados de *Trichoderma* spp. e os fungos nematófagos *Purpureocillium lilacinum* e *Pochonia chlamydosporia* em culturas pareadas, por meio da observação de interações miceliais in vitro.

## 3 REVISÃO DE LITERATURA

### 3.1 CULTURA DO TOMATEIRO

#### 3.1.1 Origem e distribuição geográfica

O tomate é originário da região oeste da América do Sul, abrangendo a costa e os altos Andes, desde o Equador central até as Ilhas Galápagos (Peralta; Spooner, 2007). Entretanto, a origem e domesticação do tomate ainda apresentam controvérsias, uma vez que existem diferentes teorias: algumas situam sua origem no Peru ou no México, enquanto outras defendem a hipótese de domesticação independente em diversos países. A domesticação do tomate não ocorreu necessariamente em sua área de origem. Estudos indicam que o fruto foi introduzido na Espanha por meio do conquistador Hernán Cortés, após a conquista de Tenochtitlan — antiga capital asteca, atualmente a cidade do México, de onde sua disseminação seguiu para a Itália, Inglaterra e, posteriormente, para os Estados Unidos em 1711. Há também relatos de que o tomate chegou ao Brasil através do Velho Mundo, e não diretamente pelos países americanos (Steckelberg; Conceição, 2025).

A capacidade do tomateiro para se adaptar a diferentes condições edafoclimáticas é o

principal fator que explica sua ampla disseminação e a expressiva produção em escala global (Filgueira, 2008). Essa plasticidade adaptativa permite que a espécie seja cultivada desde regiões tropicais até áreas temperadas, tolerando variações significativas em solo, temperatura, umidade e fotoperíodo. Tal versatilidade, associada à elevada demanda pelo fruto, impulsiona a expansão do cultivo em diversas regiões, mesmo aquelas com condições ambientais desafiadoras. Além disso, essa adaptabilidade facilita o desenvolvimento de cultivares específicas, selecionadas para maximizar o desempenho produtivo e a resistência a estresses bióticos e abióticos, consolidando o tomateiro como uma das hortaliças mais importantes na agricultura mundial.

### 3.1.2 Taxonomia e características botânicas

O tomate (*Solanum lycopersicum*) foi descrito e originalmente nomeado por Lineu em 1753 como *Solanum lycopersicum*. Posteriormente, em 1768, Philip Miller sugeriu a possibilidade de tratar a espécie como pertencente a um gênero distinto, denominando-a *Lycopersicon esculentum*. Contudo, essa classificação não obteve consenso na comunidade científica, gerando prolongados debates taxonômicos. Com o avanço das técnicas moleculares e revisões filogenéticas recentes das solanáceas, o gênero *Lycopersicon* foi reclassificado, passando a ser considerado uma seção dentro do gênero *Solanum*, conforme proposto originalmente por Lineu (Bergounoux, 2014). Em termos práticos, ambas as nomenclaturas são reconhecidas pela literatura como sinônimos válidos (Tropicos.org, 2025).

O tomateiro é uma planta herbácea caracterizada por um caule flexível e piloso, cuja arquitetura pode ser modificada por meio de práticas de poda. Trata-se de uma dicotiledônea pertencente à família Solanaceae, que abriga mais de 3.000 espécies, incluindo diversas plantas de relevante importância econômica, como a batata, a berinjela e a pimenta (Bergounoux, 2014). O sistema radicular do tomateiro é robusto, composto por uma raiz axial principal e por densos feixes de raízes secundárias e adventícias. Em geral, a raiz principal atinge cerca de 50 cm de profundidade, podendo alcançar até 1,5 m; entretanto, sob condições usuais, a maior parte do sistema radicular concentra-se nos primeiros 20 cm do perfil do solo. O crescimento da planta é do tipo simpodial, caracterizado pela alternância entre ramos vegetativos e reprodutivos (Filgueira, 2000). Cada unidade desse crescimento é composta por três folhas intercaladas entre duas inflorescências, sendo que o primeiro cacho floral surge após a emissão de 6 a 12 folhas. As folhas do tomateiro apresentam formato helicoidal, medindo entre 30 e 50

cm de comprimento por 10 a 30 cm de largura. São compostas por seis a oito folíolos laterais e um folíolo terminal. Na face abaxial dos folíolos observa-se maior densidade de estômatos, enquanto na face adaxial há presença significativa de tricomas, semelhantes aos encontrados no caule da planta (Nick; Silva; Borém, 2018). O tomateiro possui flores hermafroditas, com corola e estames de coloração amarela, de tamanho relativamente reduzido, apresentando diâmetro entre 1,5 e 2 cm. Cada flor contém aproximadamente cinco pétalas, cinco sépalas e seis anteras. Uma única planta pode produzir cerca de 20 inflorescências, cada uma com quatro a oito flores. Em geral, a floração do tomateiro inicia-se sob condições de alta luminosidade e temperaturas elevadas, tipicamente por volta dos 45 dias após a sementeira, embora este período possa variar conforme a região cultivada (Silva; Giordano, 2000).

Em relação ao hábito de crescimento, o tomateiro é, originalmente, uma planta perene com crescimento indeterminado. Contudo, com o desenvolvimento de cultivares adaptadas às diferentes necessidades dos produtores, atualmente encontram-se variedades com crescimento indeterminado - caracterizado pelo alongamento contínuo da haste principal, crescimento determinado - em que predomina o desenvolvimento das ramificações laterais - e crescimento semideterminado, no qual a planta cresce até atingir uma altura pré-estabelecida. Para a produção de tomate in natura, é imprescindível o uso de tutores que auxiliem a sustentação do peso dos frutos. Estes podem apresentar formato globular ou achatado e alcançar massa de até 500 gramas. Trata-se de um fruto climatérico, o que permite sua colheita antes da maturação completa, facilitando o transporte e armazenamento (Nick; Silva; Borém, 2018).

### **3.1.3 Importância social e econômica**

No contexto da cadeia produtiva agrícola, a cultura do tomate destaca-se na produção econômica, tanto em âmbito nacional quanto internacional (Silva *et al.*, 2018). O tomate é um alimento amplamente consumido, presente na dieta da população sob várias formas, que vão desde o consumo in natura, como acompanhamento em saladas, até produtos industrializados, como ketchup e extratos. No Brasil, trata-se de uma das hortaliças mais cultivadas, com presença expressiva em todos os estados, independentemente do porte das áreas de cultivo (CONAB, 2019). Além de sua relevância econômica, a produção de tomate possui grande importância social, destacando-se como geradora substancial de emprego, especialmente na produção destinada ao consumo in natura, que demanda intensa mão de obra agrícola. Estima-se que, de maneira geral, o setor de hortaliças seja responsável pela geração direta de mais de

2,8 milhões de empregos, com uma média aproximada de 2,4 trabalhadores por hectare cultivado (Puiatti, 2019).

De acordo com Elbadrawy; Sello (2016), o tomate é uma fonte significativa de aminoácidos essenciais, como lisina e metionina, bem como de aminoácidos não essenciais, entre os quais se destacam o ácido glutâmico, a alanina e a tirosina. Essa composição nutricional confere ao tomate um papel fundamental na promoção de uma alimentação equilibrada e preventiva, uma vez que seu consumo regular está associado à redução do risco de diversas patologias.

### 3.2 O GÊNERO *Meloidogyne*

*Meloidogyne* Göldi, 1887 comumente conhecido como nematoide-das-galhas, induz a formação de galhas no sistema radicular das plantas parasitadas. Atualmente, são descritas mais de 100 espécies pertencentes ao gênero *Meloidogyne*. Essas espécies apresentam amplo espectro de plantas hospedeiras e adaptabilidade a diversos ambientes, configurando-se como o grupo de nematoides parasitas de plantas com maior relevância econômica (Anjos, 2019).

Entre os principais sintomas provocados por *Meloidogyne* spp. nas raízes das plantas destacam-se a formação de galhas, a presença de rachaduras e a redução do volume radicular. As galhas comprometem a eficiência da translocação ascendente de água e nutrientes, ocasionando, na parte aérea, manifestações como murcha, deficiências minerais, clorose e queda prematura das folhas. Esses danos resultam, conseqüentemente, em diminuição da produtividade e da qualidade dos produtos agrícolas (Pereira; Henz, 2008).

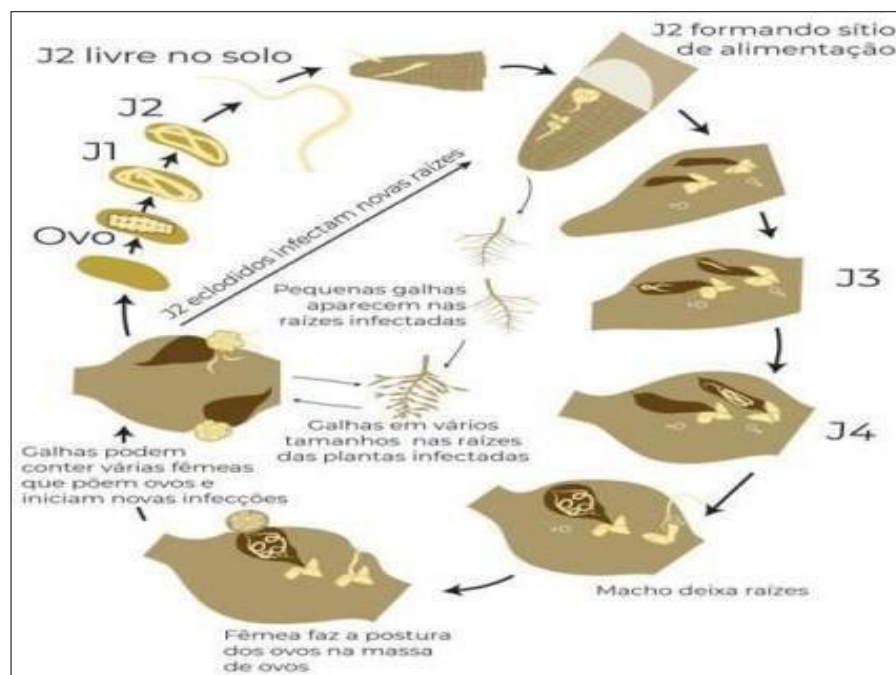
De acordo com Collange *et al.* (2011), o nematoide *Meloidogyne* é responsável pela perda anual de aproximadamente 10% da produção mundial de alimentos. A magnitude dos prejuízos pode variar em função da densidade populacional do nematoide, da suscetibilidade das culturas, das condições ambientais e das características edafológicas dos solos. No Brasil, as principais culturas de ampla extensão territorial, tais como cana-de-açúcar, soja, algodão, seringueira, café, frutíferas e hortaliças em geral, são parasitadas por espécies de *Meloidogyne*, o que ressalta a sua expressiva importância econômica no país. Ressalta-se, ainda, que, segundo o mesmo estudo, existem poucos relatos acerca da hospedabilidade desse nematoide em plantas medicinais.

### 3.2.1 Ciclo de vida de *Meloidogyne* spp.

Conforme Orion; Kritzman (1991), as fêmeas de *Meloidogyne* depositam seus ovos em massas gelatinosas, as quais conferem proteção contra a predação e contra condições ambientais adversas. Após a oviposição, inicia-se o processo de embriogênese, resultando na formação do juvenil de primeiro estágio (J1), que permanece no interior do ovo até a ocorrência da primeira ecdise. A eclosão ocorre no segundo estágio juvenil (J2), também denominado estágio infectante, fase em que o nematoide adquire capacidade de se locomover no solo, penetrar e parasitar as raízes das plantas hospedeiras.

Assim, ao localizar uma raiz hospedeira, os juvenis do segundo estágio (J2) penetram na epiderme e migram intercelularmente em direção ao cilindro vascular. Nesse local, o J2 inicia sua alimentação em células parenquimáticas adjacentes ao protoxilema e ao protofloema, selecionando até seis células que serão transformadas no sítio alimentar do nematoide, conhecido como células gigantes (Curtis *et al.*, 2009).

A formação das células gigantes envolve modificações no ciclo celular, caracterizadas pela indução de cariocinese sem citocinese, resultando na formação de múltiplos núcleos dentro da mesma célula. Conseqüentemente, o citoplasma torna-se denso e enriquecido em proteínas, o que pode provocar um aumento do volume celular em até 100 vezes em relação ao seu tamanho original. O ciclo de vida desse nematoide é apresentado na Figura 1.



Fonte: Moens *et al.*, (2009).

**Figura 1:** Ciclo de vida do nematoide sedentário *Meloidogyne* spp.: o juvenil de segundo estágio (J2) passa por mais três ecdises, mudando para o juvenil de terceiro estágio (J3), depois juvenil de quarto estágio (J4) e, por fim atinge o estágio adulto. Os estádios J3 e J4 adquirem formato “salsichoide” e por serem desprovidos de estilete funcional, não se alimentam. Após a quarta ecdise, os nematoides que se tornaram fêmeas iniciam a produção de centenas de ovos, os quais são liberados em massa gelatinosa. Cada fêmea pode ovopositar de 30 (trinta) a 40 (quarenta) ovos por dia, dependendo da planta hospedeira e das condições ambientais. Em relação aos machos, ainda não existem evidências de que os mesmos também se alimentem.

### 3.2.2 *Meloidogyne enterolobii*

*Meloidogyne enterolobii* foi descrito por Yang & Eisenback (1983) causando danos em *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morang na ilha de Hainan, China. Karssen *et al.* (2012), por sua vez, confirmaram o status taxonômico de *M. enterolobii* tendo como sinônimo *M. mayaguensis*, espécie descrita por Rammah & Hirschmann em 1988, parasitando berinjela (*Solanum melongena* L.) em Porto Rico. É uma espécie globalmente distribuída e considerada emergente, pois apresenta potencial para provocar grandes prejuízos econômicos. Sua presença já foi comprovada em países da África, Ásia, Américas do Sul, do Norte e Central, Caribe e na Europa (Sikandar *et al.*, 2023). No Brasil, foi relatada inicialmente parasitando goiabeira (*Psidium guajava* L.) em municípios dos Estados de Pernambuco e da Bahia, sendo a goiabeira a sua principal hospedeira, esse nematoide pode inviabilizar o cultivo das mesmas em áreas infestadas, causando sérios problemas ao desenvolvimento dessa cultura em áreas de ocorrência (Carneiro *et al.*, 2001). Os sintomas que podem causar são necroses e galhas no sistema radicular, além de sintomas reflexos como bronzeamento dos bordos das folhas, seguido do amarelecimento uniforme da parte aérea, culminando em desfolha generalizada e morte súbita das plantas (Moreira *et al.* 2003). *Meloidogyne enterolobii* possui uma ampla gama de hospedeiros e, devido à sua polifagia e distribuição cosmopolita, *M. enterolobii* é considerado um patógeno emergente, ou seja, de importância econômica crescente na agricultura mundial (Mesquita, 2016).

## 3.3 MÉTODOS DE CONTROLE DE FITONEMATOIDES

No cultivo do tomate, os produtores enfrentam diversos desafios, entre os quais, as doenças de solo figuram como importantes fatores limitantes, devido ao seu impacto direto sobre a produtividade e à elevada dificuldade de erradicação, especialmente no caso de

determinados patógenos. Dentre essas enfermidades, os nematoides-das-galhas destacam-se entre os principais agentes de doenças na agricultura. Esses organismos são endoparasitas sedentários que invadem o sistema radicular das plantas, estabelecendo sítios de alimentação denominados “células gigantes”, as quais comprometem de maneira significativa a absorção de água e nutrientes, ocasionando prejuízos ao desenvolvimento vegetativo e à produção de frutos (Pontes, 2022).

Nesse contexto, a adoção de estratégias integradas tem se revelado a abordagem mais eficaz para o manejo dos fitonematoides. Entre as práticas empregadas, destacam-se medidas fitossanitárias voltadas à prevenção da entrada do patógeno nas áreas, como quarentena e utilização de materiais sadios; práticas culturais, incluindo rotação de culturas, destruição de resíduos vegetais e alqueive; métodos físicos, como tratamentos térmicos e solarização do solo; controle químico, por meio do uso de nematicidas fumigantes e não fumigantes; e o controle biológico, que envolve a aplicação de fungos, bactérias e outros microrganismos antagonistas.

Segundo Pinheiro, Lopes; Henz (2009), a prevenção da entrada de patógenos no sistema de produção é fundamental, sobretudo devido à dificuldade inerente ao controle de organismos do solo, especialmente nematoides, que se reproduzem rapidamente e encontram abrigo contra a ação dos agroquímicos. A disseminação dos nematoides ocorre principalmente de forma passiva, por meio do solo, da água e de materiais propagativos contaminados. Em face do exposto, a utilização de materiais propagativos certificados e isentos de fitonematoides é imprescindível para evitar a introdução e disseminação desses patógenos nas áreas cultivadas.

A rotação de culturas consiste na alternância do cultivo de espécies vegetais não suscetíveis aos patógenos da cultura-alvo, no mesmo local e durante a mesma estação de cultivo. Nesse processo, os restos culturais da safra anterior devem ser eliminados, e a cultura subsequente não deve ser cultivada sobre esses resíduos (Reis *et al.*, 2011). Essa prática visa reduzir ou eliminar o inóculo do patógeno, por meio do cultivo de espécies pertencentes a famílias botânicas distintas, diminuindo assim sua fonte de alimento. Contudo, no caso dos nematoides, a aplicação desse método apresenta desafios consideráveis, visto que *M. incognita* e *M. javanica* possuem mais de mil espécies de plantas hospedeiras conhecidas (Pinheiro; Lopes; Henz, 2009). O controle químico constitui uma alternativa eficiente no manejo dos nematoides; entretanto, os custos econômicos e os impactos ambientais associados devem ser cuidadosamente considerados. Os nematicidas são classificados em dois grupos principais: os fumigantes e os não fumigantes. Os nematicidas são classificados em dois grupos principais: fumigantes e não fumigantes. Os fumigantes são, em geral, formulados na forma líquida e, ao entrarem em contato com o ar, liberam moléculas voláteis capazes de se difundir em camadas

mais profundas do solo. Esses compostos apresentam amplo espectro de ação e elevado potencial biocida; entretanto, estão associados a impactos ambientais significativos e a riscos de fitotoxicidade. Por sua vez, os nematicidas não fumigantes, disponíveis em formulações granuladas ou líquidas, são transportados no solo pela água disponível, aplicados em menores doses e apresentam maior seletividade, atuando preferencialmente sobre os nematoides-alvo, com menor efeito sobre organismos não alvo (Ribeiro, 2024). Entre os nematicidas fumigantes destacam-se compostos voláteis como metam-sódico, metam-potássio, dazomet e 1,3-dicloropropeno. Já os nematicidas não fumigantes incluem os organofosforados e carbamatos, bem como moléculas mais recentes, como fluopiram, fluensulfone, fluazaindolizine e cyclobutrifluram. Conforme consulta ao sistema MAPA (2025), atualmente não há produtos registrados especificamente para o controle químico de *M. enterolobii* na cultura do tomateiro. No entanto, 10 nematicidas encontram-se disponíveis, sob registro, para o manejo de nematoides na cultura do tomate: sete à base de abamectinas, um contendo fluopyram como princípio ativo, outro à base de fluensulfona e um à base de metam-sódico. Embora esses produtos sejam recomendados para o controle de espécies de *Meloidogyne* em geral, sua eficácia sobre *M. enterolobii* é variável, pelas suas características de elevada agressividade, ampla gama de hospedeiros e potencial de adaptação, aspectos que reforçam a necessidade de estudos específicos de validação e ajuste de estratégias de manejo para essa espécie emergente.

A utilização de plantas resistentes, sobretudo em sistemas de produção sustentáveis, representa uma estratégia de grande relevância no manejo de fitonematoides, por ser uma medida que não causa poluição ambiental, não gera riscos à saúde humana e, também, pela viabilidade econômica. Portanto, o emprego de cultivares de tomateiro com resistência genética constitui um componente essencial no manejo integrado desses patógenos (Pinheiro *et al.*, 2014b).

Atualmente, a resistência disponível para o tomateiro baseia-se na presença do gene dominante *Mi-1.2*, originalmente introgridido da espécie silvestre *Solanum peruvianum* ‘PI 128657’. Este gene confere resistência efetiva a diferentes populações e raças de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949. No entanto, *M. enterolobii* mantém-se como uma séria ameaça à cultura, tendo em vista a sua capacidade de superar a resistência mediada pelo gene *Mi-1.2* — característica que acende um sinal de alerta, especialmente devido à sua crescente expansão geográfica e agressividade (Boiteux *et al.*, 2019).

Ainda, de acordo com o autor citado acima, avaliações preliminares envolvendo mais de 200 acessos do banco de germoplasma de *Solanum* (seção *Lycopersicon*) para resistência a

*M. enterolobii* não revelaram resultados promissores, uma vez que todos os acessos testados apresentaram níveis variáveis de suscetibilidade, dependendo da população do nematoide e do método de inoculação empregado. Esses dados corroboram relato de Rosa *et al.* (2014), o qual mostrou a suscetibilidade generalizada a *M. enterolobii* em todos os genótipos e híbridos comerciais de tomateiro avaliados sob condições controladas. Tais relatos evidenciam a complexidade e o desafio no desenvolvimento de cultivares resistentes a essa espécie emergente de fitonematoide.

A utilização de plantas armadilhas e antagonistas na rotação de culturas configura-se como uma estratégia promissora no manejo de fitonematoides, especialmente em sistemas onde a erradicação completa desses patógenos seria inviável, levando-se em conta a impossibilidade de aplicação de todo o rol de medidas necessárias. Essas plantas, embora permitam a penetração dos juvenis infectantes, não favorecem o desenvolvimento desses organismos até a fase adulta, interrompendo assim o ciclo biológico dos nematoides no solo. Dentre as espécies armadilhas mais empregadas nesse propósito, destacam-se as crotalárias (*Crotalaria spectabilis* Roth e *C. juncea* L.), e entre as antagonistas o cravo-de-defunto (*Tagetes patula* L., *T. minuta* L. e *T. erecta* L.) e as mucunas (*Stizolobium* spp.).

Em particular, *C. juncea* e as espécies de mucunas apresentam comprovação científica quanto à eficácia no manejo de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*, atuando como hospedeiras desfavoráveis ao desenvolvimento desses fitonematoides (Pinheiro *et al.*, 2014b). Além do efeito direto sobre as populações de nematoides, essas plantas também contribuem para a melhoria da estrutura e fertilidade do solo, incrementando a matéria orgânica e favorecendo a microbiota antagonista natural, potencializando os efeitos do manejo integrado.

Rosa *et al.* (2015) verificaram que algumas plantas tradicionalmente utilizadas como antagonistas, a exemplo das ervilhacas (*Vicia sativa* L.), do feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) e do guandu-anão (*Cajanus cajan* L.), apresentaram-se como suscetíveis ao parasitismo de *M. enterolobii*. Tal comportamento compromete a eficiência desse método quando empregado isoladamente para o manejo desse fitonematoide, indicando a necessidade de abordagens integradas e criteriosa seleção de espécies armadilhas e antagonistas compatíveis com a presença desse patógeno. De acordo com Pereira e Pinheiro (2012), o manejo integrado de doenças fundamenta-se na aplicação combinada de distintas estratégias, com o propósito de manter as populações de patógenos abaixo do limiar de dano econômico, ao mesmo tempo em que se minimizam os impactos adversos ao meio ambiente. No contexto específico do manejo de fitonematoides, essa abordagem contempla a integração de práticas como o uso de plantas armadilhas e antagonistas, a incorporação de matéria orgânica ao solo, a adoção de cultivares

com resistência genética e a rotação de culturas com espécies não hospedeiras. A combinação de diferentes táticas deve ser planejada de forma criteriosa, assegurando a viabilidade técnica, a eficácia agrônômica e a sustentabilidade econômica do sistema produtivo. Complementarmente, o manejo integrado pode incluir o controle biológico, baseado na utilização de microrganismos benéficos capazes de suprimir populações de nematoides, e o controle químico, que deve ser empregado de maneira estratégica e restrita, considerando princípios de sustentabilidade, biossegurança e conservação ambiental.

Já para Soares (2006), o controle biológico de fitonematoides apresenta algumas vantagens em relação ao controle químico convencional, entre as quais se destaca o fato não causar impactos negativos ao meio ambiente, nem incorporar resíduos nos alimentos. Além disso, o controle biológico apresenta menor risco de seleção de populações de nematoides resistentes e contribui para a preservação do equilíbrio da biota edáfica. Adicionalmente, essa estratégia caracteriza-se pelo menor custo operacional e pela simplicidade de aplicação, consolidando-se como uma alternativa viável, eficiente e ambientalmente sustentável no manejo integrado desses patógenos.

### 3.4 CONTROLE BIOLÓGICO DE FITONEMATOIDES

Segundo Cook e Baker (1983), o controle biológico de doenças de plantas consiste na redução da densidade de inóculo, seja em seu estado ativo ou dormente, bem como na diminuição da atividade da doença, por meio da ação de um ou mais organismos. Esse processo pode ocorrer de maneira natural, pela manipulação do ambiente, do hospedeiro ou do próprio antagonista, ou ainda pela introdução massiva de agentes biológicos. Definições mais abrangentes, como a de Bettiol *et al.* (2019), que caracterizam o controle biológico como a supressão de um organismo por outro organismo, independentemente da forma de interação envolvida. Nesse contexto, o controle biológico, como ferramenta integrada dentro do manejo de doenças, destaca-se por ser eficiente, viável, de menor custo, de fácil aplicação e, sobretudo, por não ocasionar impactos ambientais adversos.

Ademais, os agentes de controle biológico apresentam a capacidade de se estabelecer, colonizar e se dispersar no ecossistema, características que favorecem sua eficácia no controle de fitopatógenos (Ávila *et al.*, 2005). Nesse sentido, compreender os mecanismos de ação e o comportamento desses organismos torna-se fundamental para a seleção adequada e assertiva dos agentes a serem empregados no manejo integrado de doenças.

Conforme indicado por Souza *et al.* (2015), as principais características desejáveis em um agente de controle biológico incluem a ausência de patogenicidade para plantas, seres humanos e animais, bem como a não interferência negativa sobre a biota benéfica do solo, como os nematoides de vida livre. Além disso, esses agentes devem apresentar capacidade de reduzir ou controlar elevadas populações de nematoides, habilidade para parasitar diferentes espécies de fitonematoides, elevada capacidade de dispersão no solo, facilidade de produção e viabilidade econômica. Ressalta-se, entretanto, que o atributo mais importante de um bom agente de controle biológico é a aptidão para reduzir o inóculo do fitopatógeno sem ocasionar prejuízos ao meio ambiente. Os microrganismos antagônicos podem suprimir ou interferir no crescimento e na atividade patogênica de fitopatógenos. Dentre esses, destacam-se os fungos e as bactérias, que constituem os principais grupos de agentes de controle biológico, devido ao elevado potencial para o manejo de doenças de importância econômica (Teixeira *et al.*, 2021). Conforme descrito por Ferreira *et al.* (2008), os fungos constituem o grupo de microrganismos mais amplamente estudado no contexto do controle biológico de fitonematoides. Esses organismos são classificados segundo os mecanismos de ação que empregam contra os nematoides, sendo agrupados em fungos predadores, fungos oportunistas que parasitam ovos de fêmeas sedentárias, fungos endoparasitas e aqueles capazes de sintetizar metabólitos com atividade nematocida.

O controle biológico direcionado a nematoides fundamenta-se na relação antagônica estabelecida entre os microrganismos e os nematoides, utilizando diversos mecanismos de ação, tais como antibiose (resultante da toxicidade de metabólitos secundários produzidos pelo agente de controle biológico), predação, parasitismo, produção de enzimas, indução de resistência, além da competição por espaço físico e outros recursos necessários para a sobrevivência do nematoide (Carneiro *et al.*, 2020). Dentre a grande diversidade fúngica, encontram-se os fungos nematófagos, que podem ser classificados em três grupos principais: fungos predadores, que apresentam estruturas especializadas para a captura e imobilização dos nematoides por meio da secreção de substâncias adesivas; fungos endoparasitas de juvenis, que produzem esporos pequenos capazes de permanecer dormentes até a adesão ao nematoide hospedeiro; e fungos parasitas de ovos e fêmeas, que secretam enzimas específicas para a degradação da parede dos ovos (Carneiro, 1992).

Para Sasser; Carter (1985), no grupo dos fungos nematófagos, os parasitas de ovos e fêmeas são os mais eficientes na redução populacional de nematoides. Redolfi (2014), por sua vez, enfatiza que esses fungos diferem de outros antagonistas pela incapacidade de atuarem sobre os estádios juvenis dos nematoides, ou seja, seu efeito só se torna perceptível após a

colonização eficaz da rizosfera e a posterior infecção dos ovos produzidos pela primeira geração de nematoides.

### 3.4.1 Fungo do gênero *Trichoderma*

O gênero de fungos *Trichoderma* foi descrito por Person em 1794 e corresponde à fase imperfeita de *Hypocrea*, pertencente ao Reino Fungi, filo Ascomycota, ordem Hypocreales e família Hypocreaceae (Kirk, 2012). Esses fungos apresentam conidióforos ramificados a partir de um eixo central, que geralmente se agrupam formando pústulas. Nas extremidades dos conidióforos encontram-se as células conidiogênicas do tipo fiálide, responsáveis pela formação de conídios unicelulares, de formato globoso ou elipsoidal, produzidos em grande quantidade e caracterizados pela coloração verde (Jaklitsch *et al.*, 2006). *Trichoderma* spp. são organismos cosmopolitas, saprófitos, predominantes em diversos ecossistemas, de florestais a desérticos; eles colonizam principalmente os solos, tanto naturais como cultivado, de climas temperados e tropicais, mas também são encontrados colonizando madeiras e materiais orgânicos em decomposição (Tyskiewicz *et al.*, 2022). Diversas espécies desse gênero são amplamente utilizadas como agentes de controle biológico no manejo de doenças de plantas, devido ao elevado potencial antagonico contra diferentes patógenos. Geralmente esses fungos possuem a capacidade de atuarem por diferentes mecanismos, simultaneamente, incluindo o parasitismo direto auxiliado pela ação enzimática, produção de metabólitos secundários com efeito antibiótico, competição por nutrientes e espaço, além da promoção do crescimento vegetal (Mello *et al.*, 2020).

O potencial de *Trichoderma* para o controle de nematoides está associado a seus diversos modos de ação, incluindo a produção de metabólitos voláteis com efeito inibitório e enzimas capazes de degradar a camada quitinosa que envolve os ovos dos nematoides. O fungo adere seus conídios às massas de ovos, emitindo micélio que parasita ovos e juvenis de segundo estágio (J2). Além disso, *Trichoderma* atua pela secreção de enzimas extracelulares hidrolíticas, como proteases e quitinases, que degradam estruturas essenciais dos nematoides, contribuindo para a supressão desses fitoparasitas (Sharon *et al.*, 2007).

Segundo Guzmán-Guzmán *et al.* (2023), *Trichoderma* spp. é considerado um fungo oportunista, não patogênico, que estabelece simbiose com plantas ao colonizar suas raízes, promovendo uma relação benéfica com os hospedeiros. Essas características, associadas à sua elevada capacidade de crescimento rápido, contribuem para o sucesso desse gênero como

agente de biocontrole na agricultura, além de torná-lo uma importante fonte para pesquisas e desenvolvimento de novas tecnologias. Ainda segundo Guzmán-Guzmán *et al.* (2023), a relação entre *Trichoderma* spp. e a planta hospedeira proporciona diversos benefícios. Além do aumento da biomassa e da melhoria geral da nutrição vegetal, *Trichoderma* atua na proteção contra múltiplos patógenos. Essa proteção pode ocorrer por meio da ação direta como microparasitismo e produção de metabólitos voláteis e não voláteis tóxicos ao patógeno ou pela competição por nutrientes e espaço, dificultando o estabelecimento dos patógenos. Promoção de crescimento e indução de resistência de plantas às doenças são considerados mecanismos de controle biológico indireto utilizados por esses fungos.

Um aspecto fundamental para essa atuação é a elevada competência rizosférica desse grupo de fungos, manifestada na capacidade de se estabelecer e colonizar a rizosfera (solo próximo às raízes). Essa colonização não apenas facilita a competição por nutrientes e espaço com patógenos do solo, mas também permite a liberação localizada dos metabólitos secundários e enzimas hidrolíticas, intensificando os efeitos antagônicos e promovendo uma maior indução das defesas naturais da planta. Dessa forma, a competência rizosférica de *Trichoderma* é uma característica indispensável para sua eficiência biológica, garantindo interação benéfica e contínua com o sistema radicular e assim aumentando o controle de fitopatógenos como também o desenvolvimento saudável das plantas (Harman, 2000; Almança, 2005).

Vale ainda lembrar a capacidade desses fungos para colonização endofítica dos tecidos vegetais, fato que também contribui para a promoção de crescimento e a indução de resistência das plantas a doenças, conforme registros encontrados na literatura especializada. Por exemplo, Sousa *et al.* (2018) observaram um aumento de 54% na matéria seca e um incremento de 35% tanto na parte aérea quanto nas raízes de plantas de arroz, quando avaliaram o efeito de *T. asperellum* Samuels, Lieckfeldt & Nirenberg em combinação com silício (Si). De forma semelhante, Ozdemir *et al.* (2016) ao aplicarem *T. harzianum* Rifai em plantas de alface, verificaram maior teor de clorofila nas folhas, pigmento fotossintético diretamente associado à produção de biomassa vegetal; da mesma forma, Silva *et al.* (2021) observaram a promoção de crescimento, tanto na massa fresca total como nas partes aéreas, comprimento de raiz e largura da folha expandida em plântulas de alface. Além disso, Marques *et al.* (2014) relataram aumento do vigor e da germinação em sementes tratadas com isolados de *Trichoderma* spp., reforçando o potencial desses fungos em estimular o desenvolvimento inicial das plantas. Esses estudos conduzidos por diferentes autores, evidenciam efeito positivo do fungo sobre a fisiologia e o desenvolvimento das plantas.

### 3.4.2 *Trichoderma* spp. como agente de controle biológico de nematoides

Fungos do gênero *Trichoderma*, sendo habitantes naturais do solo, possuem grande capacidade saprofítica. Diversas espécies desse gênero são amplamente utilizadas como agentes de controle biológico no manejo de doenças de plantas. *Trichoderma* destaca-se por seu elevado potencial antagônico contra diferentes patógenos, utilizando variados mecanismos de ação, incluindo parasitismo direto, produção de metabólitos secundários com efeito antibiótico, competição por nutrientes e espaço, além da promoção do crescimento vegetal (Mello *et al.*, 2020). O potencial de gênero *Trichoderma* para o controle de nematoides está associado a seus diversos modos de ação, incluindo a produção de metabólitos voláteis com efeito inibitório e enzimas capazes de degradar a camada quitinosa que envolve os ovos dos nematoides. O fungo adere seus conídios às massas de ovos, emitindo micélio que parasita ovos e juvenis de segundo estágio (J2). Segundo Haddad (2022), isolados de *Trichoderma* foram capazes de diminuir o número de ovos e a população total de *M.incognita* em plantas de cana-de-açúcar: o isolado IB 22/08 apresentou percentagens de redução de ovos e nematoides totais (ovos + J2) de 91 e 89,6%, respectivamente. Também os isolados IB 18/03 e IB 19/17 demonstraram capacidade de proteger as plantas contra os efeitos dos nematoides, além de proporcionarem aumentos significativos na massa de matéria seca das plantas. Além disso, o estudo citado evidencia que os efeitos benéficos desses fungos para as plantas resultaram em um aumento de até 91,4% de crescimento das plantas quando comparado à testemunha não inoculada. Além disso, *Trichoderma* atua pela secreção de enzimas extracelulares hidrolíticas, como proteases e quitinases, que degradam estruturas essenciais dos nematoides, contribuindo para a supressão desses fitoparasitas (Sharon *et al.*, 2007).

As espécies de *Trichoderma* têm-se destacado como agentes de biocontrole para diferentes agentes causadores de doenças nas plantas, principalmente pela eficácia demonstrada contra uma ampla gama de patógenos, em especial os habitantes do solo. Essa eficiência está associada à diversidade de seus mecanismos de ação, que incluem desde o parasitismo até a produção de metabólitos secundários, além da vantagem de serem microrganismos de fácil propagação e formulação em laboratório, o que favorece seu uso em escala comercial, tornando-os atrativos para a indústria de produtos biológicos. Outro aspecto relevante é o papel ecológico desempenhado por essas espécies, uma vez que contribuem para a degradação de poluentes, pesticidas químicos e metais tóxicos, auxiliando tanto no manejo fitossanitário quanto na sustentabilidade ambiental (Silva, 2016).

Nesse contexto, *Trichoderma longibrachiatum* tem se destacado em diferentes estudos por sua eficiência no controle de fitonematoides e pela sua atuação como promotor de crescimento vegetal. Zhang *et al.* (2015) relataram redução significativa da infecção por *Meloidogyne incognita*, associada ao incremento da altura das plantas, do comprimento de raízes e caules, além do aumento da massa fresca em pepino. Resultados semelhantes foram observados por Sokhandani *et al.* (2016), que verificaram efeito nematicida de *T. longibrachiatum* Rifai sobre *Meloidogyne javanica*, promovendo expressivos ganhos de crescimento em abobrinha. Por conseguinte, Zhang *et al.* (2014) evidenciaram seu forte efeito parasitário e letal sobre cistos de *Heterodera avenae* Wollenweber, 1924 em trigo, confirmando a versatilidade de *Trichoderma* tanto na supressão de diferentes espécies de nematoides quanto no estímulo ao desenvolvimento vegetal.

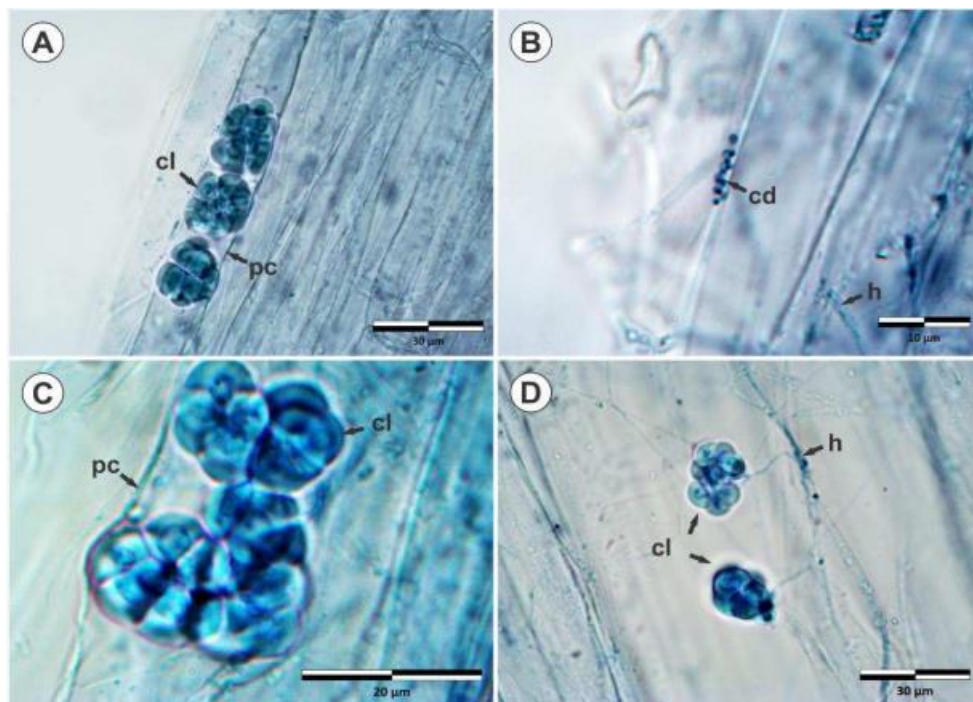
### **3.4.3 Fungos nematófagos como agente de controle biológico de nematoides**

Segundo Stirling (1991), entre os fungos nematófagos que atuam como parasitas de ovos e fêmeas de nematoides, destacam-se *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, ambos com notável capacidade de adaptação e sobrevivência no ambiente edáfico. O comportamento saprofítico eficiente desses fungos lhes permite estabelecer rapidamente no solo, nutrindo-se da matéria orgânica disponível enquanto colonizam os ovos e fêmeas de fitonematoides. Essa colonização rápida e eficaz resulta na degradação e morte dos indivíduos parasitados, promovendo uma redução considerável na população de nematoides em curto espaço de tempo. De outra parte, a presença desses fungos contribui para o equilíbrio do microbioma do solo e diminuição da pressão de patógenos do solo.

#### *3.4.3.1 Pochonia chlamydosporia*

*Pochonia chlamydosporia* é um fungo pertencente ao filo Ascomycota, classe Sordariomycetes, ordem Hypocreales e família Clavicipitaceae (Zare *et al.*, 2001). Apresenta fase anamórfica e se reproduz assexuadamente por meio de duas estruturas: conídios e clamidósporos. Os conídios são estruturas unicelulares responsáveis pela rápida disseminação do fungo, enquanto os clamidósporos são esporos multicelulares, de parede espessa e ricos em reservas nutritivas, desempenhando papel fundamental na sobrevivência do microrganismo em

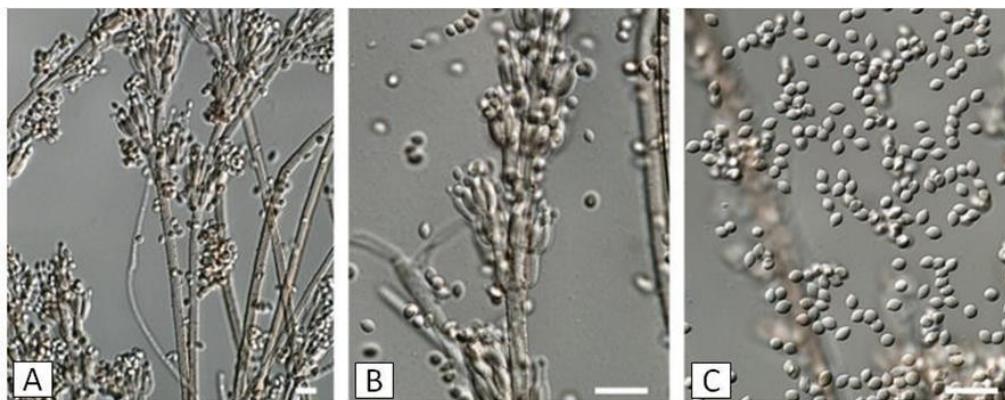
condições adversas (Silva, 2015). Este fungo atua como parasita de ovos e fêmeas de nematoides endoparasitas sedentários, o que tem motivado o aumento de pesquisas voltadas ao seu uso como agente de biocontrole. A elevada capacidade saprofítica permite o desenvolvimento e a proliferação do fungo e, desta forma, sobreviver e manter-se em nível de população significativo, mesmo na ausência do hospedeiro, garantindo ação contínua no solo e aumentando a eficiência do controle biológico dos nematoides fitopatogênicos (Viggiano, 2011). A elevada capacidade de colonizar a rizosfera de diversas espécies vegetais destaca-se entre as características mais notáveis de *P. chlamydosporia*, porque possibilita a multiplicação eficiente do inóculo no solo, fato que aumenta a eficácia dessa espécie fúngica como agente de biocontrole. Somado a isso, o fungo possui estruturas especializadas de reserva e sobrevivência, os clamidósporos (Figura 2), as quais se mantêm viáveis mesmo diante de condições adversas. Essas estruturas, além de permanecerem viáveis no ambiente por longos períodos de tempo, podem ser facilmente produzidos em laboratório e aplicados no campo, em larga escala (Kerry, 2001).



**Figura 2:** Estruturas de *Pochonia chlamydosporia* formadas no sistema radicular de plantas inoculadas: A: cl- clamidósporos, pc- parede celular, B: cd- conídios, C: cl- clamidósporos, pc- parede celular e D: cl- clamidósporos e h- hifa (Coutinho, 2018).

### 3.4.3.2 *Purpureocillium lilacinum*

O gênero *Purpureocillium*, pertencente ao filo Ascomycota (Silva, 2015), constitui a fase anamórfica anteriormente classificada no gênero *Paecilomyces*, descrito por Thom e revisado por Samson em 1974. De acordo com Luangsa-ard *et al.* (2011), houve uma reclassificação da espécie *Paecilomyces lilacinus*, que passou a ser denominada *Purpureocillium lilacinum* (Figura 3). De acordo com Jatala *et al.* (1979), o *P. lilacinum* foi inicialmente isolado a partir de ovos de *M. incognita* no Peru. Posteriormente, esse fungo foi encontrado colonizando espécies de *Meloidogyne* e *Heterodera* em diversas regiões do mundo (Dackman & Nordbring-Hertz, 1985; Stirling *et al.*, 1991). *Purpureocillium lilacinum* apresenta alta adaptabilidade em suas estratégias de sobrevivência, podendo atuar como entomopatígeno, microparasita, saprófita ou nematófago, dependendo da disponibilidade de nutrientes no ecossistema. Assim como, *P. chlamydosporia*, este microrganismo funciona como parasita facultativo de ovos de nematoides, explorando o hospedeiro quando disponível, mas mantendo a capacidade de sobrevivência independentemente da presença do nematoide (Silva, 2015).



**Figura 3:** *Purpureocillium lilacinum*: A e B conidióforos característicos; C conídios fusiformes típicos (Luangsa-ard *et al.*, 2011).

## 4 MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1 ÁREA EXPERIMENTAL

Os ensaios *in vitro* e *in vivo* foram realizados em casa de vegetação e nos laboratórios de Fitopatologia e de Nematologia, localizados na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (CENARGEN), Brasília, Distrito Federal.

## 4.2 INÓCULO DE *Meloidogyne enterolobii*

### 4.2.1 Obtenção do inóculo de *Meloidogyne enterolobii* e multiplicação em tomateiros

O inóculo de *M. enterolobii* foi obtido a partir de raízes de goiabeira provenientes de Petrolina-PE. A espécie foi confirmada pelo padrão eletroforético da enzima esterase (Carneiro; Almeida, 2001). Posteriormente, o nematoide foi multiplicado em plantas de tomateiro. As sementes de tomate ‘Santa Clara’ foram semeadas em bandejas contendo substrato Bioplant. As mudas, com 15 dias de idade, foram transplantadas individualmente para vasos de polipropileno com capacidade de 5 litros, preenchidos até a metade com uma mistura de solo (latossolo vermelho-amarelo) esterilizado e substrato Bioplant na proporção 1:1. A extração dos ovos de *M. enterolobii* foi realizada conforme a metodologia de Hussey e Barker (1973), com adaptações. O sistema radicular das plantas foi lavado, cortado em pedaços de 2 a 3 cm e triturado em liquidificador com solução de hipoclorito de sódio (NaOCl) a 0,5%, sob alta rotação, por 40 segundos. A suspensão resultante foi peneirada em conjunto de peneiras sobrepostas de malhas 20, 100 e 500 mesh. Os ovos retidos na peneira de 500 mesh foram lavados com água para remoção do hipoclorito, recolhidos em béquer, ressuspensos em água e quantificados com o auxílio de microscópio óptico, com objetiva de 4x. Realizaram-se três contagens utilizando a lâmina de Peter, contendo 1 ml da suspensão, e calibrada para conter 5000 ovos em 5 ml de suspensão.

Após 10 dias do transplante, as mudas de tomateiro foram inoculadas com 5000 ovos do nematoide. A inoculação foi realizada por meio de cinco orifícios opostos, posicionados a 3 cm do caule, onde o inóculo foi depositado, utilizando uma pipeta de 5 mL.

## 4.3 OBTENÇÃO DE INÓCULOS FÚNGICOS

Para a condução do experimento, foram utilizados três isolados de *Trichoderma* spp.: CEN287 (*Trichoderma afroharzianum* Samuels, Chaverri, A.N. Druzhinina & Kubicek), CEN1513 (*Trichoderma koningiopsis* Samuels, C. Suárez & H.C. Evans), provenientes da Coleção de Microrganismo Agentes de Controle de Pragas na Agricultura da Embrapa, mantida na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, e ESALQ1306 (*Trichoderma harzianum*), um produto comercial registrado como Trichodermil, o primeiro biofungicida à

base de *T. harzianum* registrado no Brasil. O isolado CEN287 possui registro no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) sob o nome comercial Habitat, indicado para o controle de patógenos de solo, como *Sclerotinia sclerotiorum* e espécies de *Fusarium* spp. Além dos isolados de *Trichoderma*, foram incluídos no experimento isolados monospóricos dos fungos nematófagos *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*, bem como a formulação comercial Nemat Stellus, que combina essas duas espécies. Para avaliar possíveis interações, também foram testadas diferentes combinações (“Mix”) entre os isolados de *Trichoderma* e os fungos nematófagos.

Para a obtenção dos inóculos fúngicos, utilizou-se 1g de cada formulação comercial. Cada amostra foi acondicionada em um tubo Falcon, a qual se adicionaram 30 mL de água destilada, formando a suspensão inicial. Desta forma, retirou-se 1mL, que foi diluído em 9 mL de água destilada e, sucessivamente, para obter-se uma suspensão contendo  $10^{-3}$  conídios/mL. Os isolados da Coleção (CEN287 e CEN1513) foram também processados para obtenção da suspensão de  $10^{-3}$  conídios/mL. Amostras destas suspensões foram, então, semeadas na superfície do meio Batata-Dextrose-Ágar (BDA) Merck®, em placas de Petri.

**Tabela 1:** Linhagens de *Trichoderma* pertencentes à Coleção de Microrganismo Agentes de Controle de Pragas na Agricultura da Embrapa, mantida na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, e produtos comerciais à base de *Trichoderma*, *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*.

<b>Isolados</b>	<b>Espécies</b>
CEN287	<i>Trichoderma afroharzianum</i>
CEN1513	<i>Trichoderma koningiopsis</i>
ESALQ1306	<i>Trichoderma harzianum</i>
Mix	<i>Pochonia chlamydosporia</i> <i>Purpureocillium lilacinum</i> CEN287 + <i>P.chlamydosporia</i> CEN287 + <i>P.lilacinum</i> CEN287 + <i>P.chlamydosporia</i> + <i>P.lilacinum</i> CEN1513 + <i>P.chlamydosporia</i> CEN1513 + <i>P.lilacinum</i> ESALQ1306 + <i>P.chlamydosporia</i> ESALQ1306 + <i>P.lilacinum</i> <i>P.chlamydosporia</i> + <i>P. lilacinum</i> <i>P.chlamydosporia</i> + <i>P.lilacinum</i>
Formulado	<i>P.chlamydosporia</i> + <i>P.lilacinum</i>

#### 4.3.1 Multiplicação de *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*

Os inóculos dos fungos utilizados nos experimentos in vitro e em casa de vegetação foram preparados conforme a metodologia descrita por Almeida (2020). Discos miceliais (Ø 5 mm), retirados de culturas produzidas em meio BDA e mantidas em condições adequadas de cultivo (25 °C, por sete dias), foram transferidos para frascos Erlenmeyer. Para os isolados de *Trichoderma* spp., foram utilizados frascos com capacidade de 250 mL, contendo 50 g de arroz parboilizado, nos quais foram adicionados seis discos por frasco. O substrato foi previamente umedecido a 60% do seu peso e autoclavado a 121 °C por 40 minutos. A incubação ocorreu em câmaras do tipo B.O.D. a 25 °C, com fotoperíodo de 12 horas. Após sete dias de cultivo, os conídios de *Trichoderma* spp. foram coletados em água destilada esterilizada e filtrados em gaze esterilizada. As suspensões obtidas foram homogeneizadas em vórtice por 60 segundos e ajustadas para a concentração de  $1 \times 10^8$  conídios/mL.

Os isolados de *Purpureocillium lilacinum* e *Pochonia chlamydosporia* foram multiplicados seguindo a mesma metodologia, diferindo quanto ao volume dos frascos, à quantidade de substrato, ao número de discos miceliais e ao período de incubação. Para esses fungos, foram utilizados frascos Erlenmeyer com capacidade de 1 L, contendo 150 g de arroz parboilizado, aos quais foram adicionados dez discos de micélio (Ø 5 mm) por frasco. O isolado de *P. lilacinum* foi incubado por sete dias, enquanto o isolado de *P. chlamydosporia* permaneceu em cultivo por um período de 16 dias, visando adequada esporulação antes da coleta dos conídios.

## 5 ENSAIOS

### 5.1 EFEITO DO TRATAMENTO DE SEMENTES COM FUNGICIDA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE *Trichoderma* spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS

Sementes de tomate cultivar Santa Clara foram previamente tratadas com o fungicida dimetil carbamato (Thiran<sup>®</sup>) a 0,2%, conforme procedimento recomendado pela empresa fornecedora, com o fim de avaliar se o tratamento com esse fungicida afetaria a colonização pelos fungos *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*. Nesses ensaios, utilizaram-se discos de micélio de (5 mm Ø), provenientes de colônias dos respectivos

fungos cultivadas em meio BDA, aos cinco dias de incubação, nas condições descritas anteriormente. Cada placa de Petri, contendo 20 mL de meio BDA, recebeu um disco de micélio centralizado e quatro sementes de tomate distribuídas ao redor do disco. O experimento contou com cinco repetições para cada fungo. Após seis dias de incubação, procedeu-se a avaliação visual com o objetivo de verificar se houve ou não o crescimento micelial dos fungos sobre as sementes tratadas.

## 5.2 COMPATIBILIDADE ENTRE OS ISOLADOS DE *Trichoderma* COM *Purpureocillium lilacinum* E *Pochonia chlamydosporia* EM CULTURAS PAREADAS

O ensaio foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com cinco repetições por tratamento. A avaliação da inibição do crescimento micelial dos fungos foi realizada de maneira visual, no momento em que as colônias do tratamento controle atingiram o completo recobrimento da superfície das placas de Petri. A partir dessa condição, procedeu-se à comparação visual entre os tratamentos, visando verificar se houve crescimento de uma colônia sobre a outra, bem como a interação entre os fungos durante o desenvolvimento no meio de cultura, de modo a identificar possíveis diferenças no comportamento micelial entre os tratamentos avaliados.

## 5.3 AÇÃO NEMATICIDA DE ISOLADOS DE *Trichoderma* E FUNGOS NEMATÓFAGOS EM CASA DE VEGETAÇÃO NO CONTROLE DE *Meloidogyne enterolobii* EM TOMATEIRO

A capacidade nematicida de *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* no controle de *M. enterolobii* foi avaliada em tomateiro, no período de agosto de 2024 a janeiro de 2025. As sementes de tomate ‘Santa Clara’ foram semeadas em bandejas contendo substrato Bioplant<sup>®</sup>. Após 21 dias, as mudas foram transplantadas para sacos de polipropileno com capacidade de 5 litros, preenchidos com uma mistura de solo esterilizado e substrato Maxfertil<sup>®</sup>, na proporção 1:1, e posteriormente tratados com 10 ml por vaso de suspensão de conídios dos isolados de *Trichoderma* CEN287, CEN1513, ESALQ1306 e dos fungos *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, na concentração de 10<sup>8</sup> conídios/ml. As plantas foram estaqueadas aos 30 dias de idade e, após 16 dias do transplante e tratamentos com os isolados fúngicos específicos de cada tratamento, foram realizadas as inoculações com 5000 ovos de *M. enterolobii* por planta.

### 5.3.1 Primeiro ensaio: conduzido de agosto 2024 a janeiro de 2025

Nesse primeiro ensaio, foram testados dois isolados de *Trichoderma* pertencentes à Coleção, citadas anteriormente, além de um produto comercial denominado *T. harzianum* (ESALQ1306). Também foram utilizados dois fungos nematófagos, *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, isolados a partir de produtos comerciais, e um produto formulado (*P. chlamydosporia* +*P. lilacinum*). Foram incluídos dois tratamentos testemunha: T1) sem inoculação de nematoide e sem inoculação do fungo, T2) com inoculação apenas dos nematoides. As plantas foram submetidas apenas à inoculação dos nematoides e mantidas em casa de vegetação por um período de 112 dias, totalizando 148 dias de idade ao final do experimento (Figura 4). O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente ao acaso (DIC), com 12 repetições. Ao longo de todo o período experimental, os tomateiros foram irrigados diariamente e receberam adubação conforme suas necessidades nutricionais, garantindo condições adequadas de desenvolvimento.



**Figura 4:** Tomateiros em casa de vegetação após 112 dias da inoculação com *Meloidogyne enterolobii* e os agentes de controle biológico.

Na fase final do experimento, foi avaliada a altura das plantas, utilizando uma régua graduada para medir a distância do colo até o ponto mais alto do crescimento. Em seguida, as partes aéreas das plantas foram coletadas e deixadas em estufa a 65°C por 48 horas, para determinação do peso seco. As raízes, separadas da parte aérea, foram lavadas em água corrente para remover completamente o solo aderido e avaliadas quanto ao peso fresco, índice de galhas,

índice de massa de ovos, total de ovos por sistema radicular, ovos por grama de raiz e fator de reprodução.

Para estabelecer esses parâmetros, as raízes foram coradas com Floxina B e quantificadas quanto ao índice de galhas (IG) e índice de massa de ovos (IMO). Esses valores foram determinados com base na escala de 0 a 5 proposta por Hartman e Sasser (1985), na qual: 0 = ausência; 1 = 1 a 2; 2 = 3 a 10; 3 = 11 a 30; 4 = 31 a 100 e 5 = mais de 100 galhas ou massas de ovos por planta.

A extração de ovos foi realizada conforme metodologia de Hussey e Barker (1973) modificada, por trituração em liquidificador com solução de hipoclorito de sódio (NaOCl) a 1%, em baixa rotação, por 30 segundos. O volume resultante foi depositado na câmara de Peters, e o número de ovos foi quantificado com o auxílio de microscópio óptico com objetiva 4x. O fator de reprodução (FR) foi calculado pela expressão  $FR = Pf / Pi$ , onde Pf representa a população final, correspondente ao número de ovos por planta, e Pi a população inicial, inoculada com 5000 ovos, conforme Oostenbrink (1966).

Os dados de altura das plantas, peso seco da parte aérea e peso fresco das raízes foram submetidos à análise de variância (ANOVA), e as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ), utilizando o programa Sisvar 5.6. Os valores de peso fresco das raízes foram previamente transformados pelo logaritmo  $\log(x+1)$ . Os dados referentes ao total de ovos, ovos por grama de raízes e fator de reprodução (FR) foram transformados por  $x+1$  e submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ), também com auxílio do programa Sisvar 5.6 (Ferreira, 2011).

### 5.3.2 Segundo ensaio: março a junho de 2025

Nesse segundo ensaio, foram utilizados os mesmos isolados utilizados no ensaio anterior. Estabeleceram-se os seguintes tratamentos: T3 (*P. chlamydosporia*), T4 (CEN287 + *P. chlamydosporia*), T5 (CEN1513 + *P. lilacinum*) e T6 (*P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*). Incluíram-se os tratamentos testemunha: T1) sem inoculação de nematoide e sem inoculação de fungo, T2) com inoculação apenas dos nematoides. Neste experimento, o controle biológico foi aplicado em duas etapas distintas: no momento do transplante das mudas de tomateiro, para proporcionar uma colonização inicial do agente biológico na rizosfera das plantas e aos 15 dias após a primeira, com a finalidade de reforçar e prolongar a ação do microrganismo, no intuito de potencializar o controle dos nematoides durante o desenvolvimento inicial das plantas.

As plantas permaneceram por 70 dias em casa de vegetação, totalizando 83 dias de idade

ao final do experimento conforme ilustrado na Figura 5. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com seis repetições.

Durante todo o experimento, os tomateiros foram irrigados diariamente e adubados conforme suas necessidades nutricionais. O manejo de pragas e doenças foi realizado com a aplicação de inseticidas, fungicidas e acaricidas, garantindo condições adequadas para o desenvolvimento das plantas.



**Figura 5:** Tomateiros em casa de vegetação após 70 dias da inoculação de *Meloidogyne enterolobii* e agentes de controle biológico.

Na etapa final do experimento, a altura das plantas foi mensurada com auxílio de uma régua graduada, levando em consideração a distância do colo até o ponto mais alto do crescimento. Em seguida, as partes aéreas das plantas foram acondicionadas em estufa a 65 °C por 48 horas, para determinação do peso seco. As raízes foram lavadas em água corrente para remover completamente o solo aderido. Após isso, foram avaliados o peso fresco, índice de galhas, índice de massa de ovos, total de ovos por raiz, ovos por grama de raiz e fator de reprodução.

A fim de definir esses parâmetros, as raízes foram coradas com Floxina B e quantificadas quanto ao índice de galhas (IG) e índice de massa de ovos (IMO). Esses valores foram estabelecidos com base na escala de 0 a 5 proposta por Hartman e Sasser (1985), na qual: 0 = ausência; 1 = 1 a 2; 2 = 3 a 10; 3 = 11 a 30; 4 = 31 a 100 e 5 = mais de 100 galhas ou massas de ovos por planta.

A extração de ovos foi conduzida conforme a metodologia de Hussey e Barker (1973) modificada, por trituração em liquidificador com solução de hipoclorito de sódio (NaOCl) a 1%, em baixa rotação, por 30 segundos. O volume resultante foi depositado na câmara de Peter, e o número de ovos foi quantificado em microscópio óptico com objetiva 4x. O fator de

reprodução (FR) foi calculado pela expressão  $FR = Pf / Pi$ , onde Pf representa a população final, correspondente ao número de ovos por planta, e Pi a população inicial, inoculada com 5000 ovos, conforme Oostenbrink (1966).

As variáveis de altura das plantas, peso seco da parte aérea e peso fresco das raízes foram submetidos à análise de variância (ANOVA), e as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ), utilizando o programa Sisvar 5.6. Os valores de peso fresco das raízes foram previamente transformados pelo logaritmo  $\log(x+1)$ . E os dados referentes ao total de ovos, ovos por grama de raízes e fator de reprodução (FR) foram transformados por  $x+1$  e submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias comparadas pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ), também com auxílio do programa Sisvar 5.6 (Ferreira, 2011).

#### 5.4 ENSAIO DE PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM CASA DE VEGETAÇÃO

Este ensaio teve como objetivo avaliar o efeito de diferentes agentes biológicos no desenvolvimento de plantas de tomate, utilizando os isolados de *Trichoderma* CEN287, CEN1513 e ESALQ1306, além de *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*. As sementes de tomate ‘Santa Clara’ foram inicialmente tratadas com álcool 70% por 1 minuto, imersas em solução de hipoclorito de sódio (1%) por 1 minuto e, em seguida submetidas a três lavagens consecutivas com água destilada esterilizada. As sementes foram então deixadas em câmara de fluxo laminar para secagem. Após 15 minutos de secagem, foi realizado o tratamento das sementes com 1 mL da suspensão de inóculo, na concentração de  $1 \times 10^8 \text{ mL}^{-1}$  por 0,2 g de sementes em tubos eppendorf, por 40 minutos e novamente submetidas ao processo de secagem descrito anteriormente. Foram semeadas 4 sementes por copo descartável com capacidade de 300 mL, contendo a mistura de solo + substrato descrita anteriormente, nas proporções 2:1. Adicionaram-se 10 mL de suspensão de conídios/copo, a concentração de  $1 \times 10^8$  esporos/mL, conforme ilustrado na Figura 6. Os tratamentos foram realizados em delineamento inteiramente ao acaso, com 10 repetições. Trinta dias após a germinação dessas sementes, as plantas foram avaliadas quanto à altura, peso seco de parte aérea, comprimento radicular e peso fresco de raízes. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e, as médias, comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5 % de probabilidade, utilizando o software Sisvar 5.6 (Ferreira, 2011).

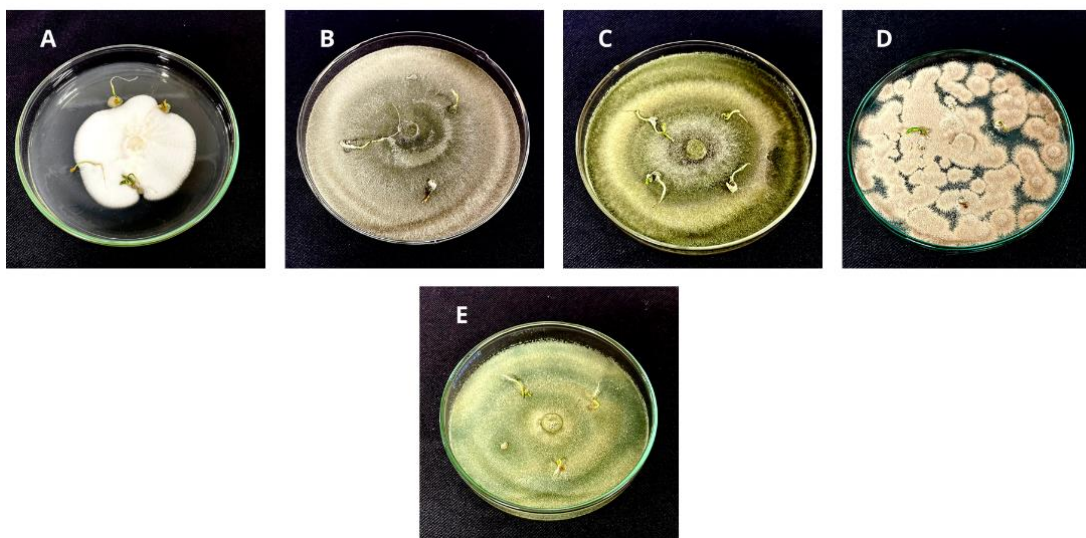


**Figura 6:** Tomateiros cultivados em casa de vegetação, 30 dias após a germinação, tratados com 10 mL de suspensão por copo, à concentração de  $1 \times 10^8$  esporos/mL.

## 6. RESULTADOS

### 6.1 EFEITO DO TRATAMENTO DE SEMENTES COM FUNGICIDA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE *Trichoderma* spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS

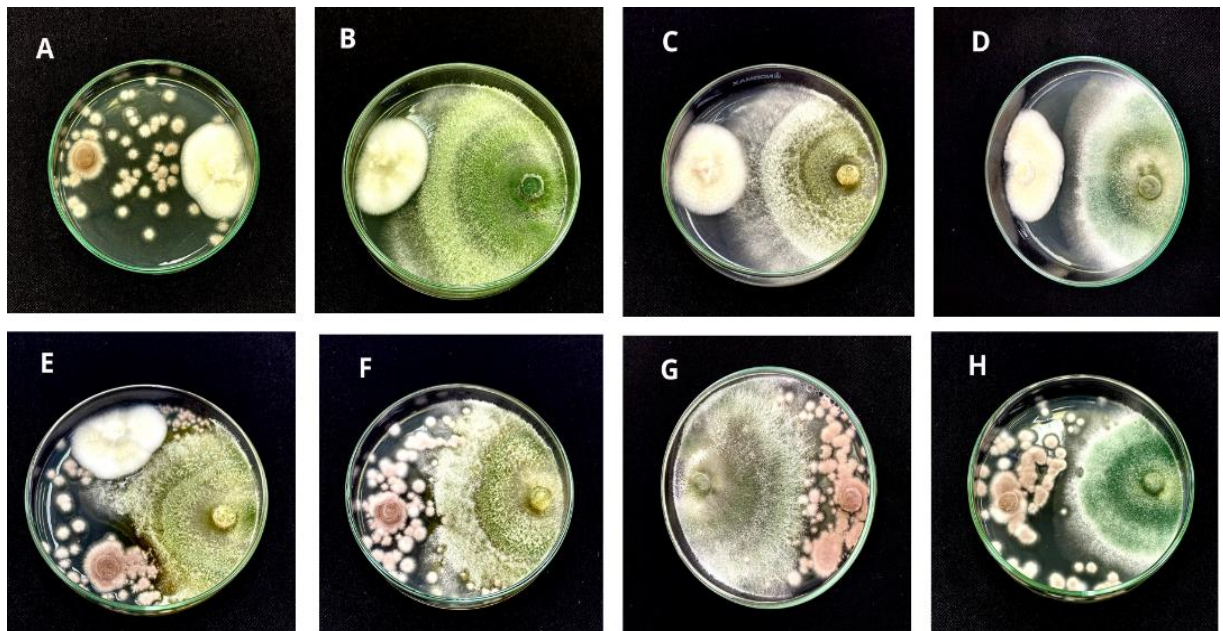
Os cinco isolados utilizados, *T. afroharzianum* CEN287, *T. koningiopsis* CEN1513, *Trichoderma harzianum* ESALQ1306 (produto comercial Trichodermil), *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, apresentaram crescimento significativo no meio BDA, mesmo sobre as sementes tratadas com o fungicida Thiran®, utilizado pela empresa de sementes, conforme ilustrado na Figura 7.



**Figura 7:** Efeito do tratamento químico de sementes no crescimento micelial dos fungos. A: *Pochonia chlamydosporia*, B: *Trichoderma* (CEN1513), C: *Trichoderma* (CEN287), D: *Purpureocillium lilacinum*, E: *Trichoderma* (ESALQ1306).

## 6.2 COMPATIBILIDADE DOS ISOLADOS DE *Trichoderma* COM *Purpureocillium lilacinum* E *Pochonia chlamydosporia* EM PAREAMENTO DE CULTURAS

No teste de pareamento de culturas conduzido com o objetivo de avaliar a competição por espaço e nutrientes, os isolados de *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum* e *Trichoderma* (CEN1513, CEN287 e ESALQ1306) apresentaram padrões de crescimento micelial distintos nas placas de Petri, sem que fosse evidenciado o crescimento de uma colônia sobre a outra. Esse comportamento indica a ausência de antagonismo direto entre os fungos avaliados, evidenciando a compatibilidade entre os isolados e seu potencial para uso conjunto ou em misturas, seja em formulações comerciais ou na calda de pulverização, conforme ilustrado na Figura 8.



**Figura 8:** Culturas pareadas. A: *Pochonia chlamydosporia* x *Purpureocillium lilacinum*, B: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (CEN1513), C: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (CEN287), D: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (ESALQ1306) E: *Pochonia chlamydosporia* x *Trichoderma* (CEN287) x *Purpureocillium lilacinum*, F: *Purpureocillium lilacinum* x *Trichoderma* (CEN287), G: *Trichoderma* (CEN1513) x *Purpureocillium lilacinum*, H: *Purpureocillium lilacinum* x *Trichoderma* (ESALQ1306).

### 6.3 AÇÃO NEMATICIDA DE ISOLADOS DE *Trichoderma* E FUNGOS NEMATÓFAGOS EM CASA DE VEGETAÇÃO NO CONTROLE DE *Meloidogyne enterolobii* EM TOMATEIRO

#### 6.3.1 Primeiro ensaio: agosto de 2024 a janeiro de 2025

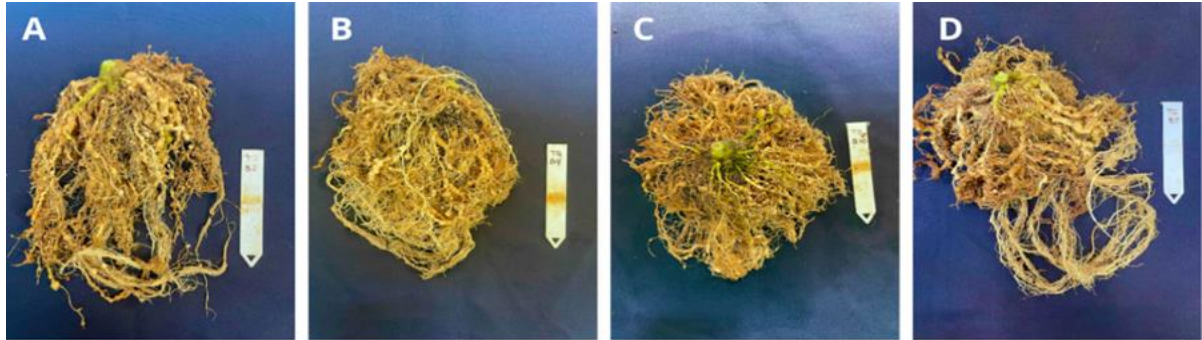
O primeiro ensaio foi conduzido em delineamento inteiramente ao acaso, com 12 repetições. Para a variável altura da parte aérea, não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre os tratamentos com *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* (Tabela 2). Na variável peso fresco de raízes, considerando a testemunha não inoculada (22,78 g), todos os tratamentos apresentaram aumento na massa radicular, exceto o tratamento com o formulado (*Pochonia chlamydosporia* + *Purpureocillium lilacinum*) (28,65 g). Observou-se ainda uma pequena redução nesse parâmetro na combinação ESALQ1306 + *P. lilacinum* (43,58 g) e no isolado *P. lilacinum* (48,57 g). Os isolados CEN287 (65,62 g), CEN1513 (79,00 g), ESALQ1306 (52,00 g) e *P. chlamydosporia* (58,91 g) promoveram um aumento significativo no peso fresco das raízes em comparação à testemunha inoculada com nematoide (51,45 g).

A maioria dos isolados testados apresentou valores do fator de reprodução (FR) inferiores ao da testemunha inoculada apenas com nematoide (FR = 209,36), com exceção de ESALQ1306 (FR = 275,66), CEN1513 (FR = 213,44), e das combinações CEN1513 + *P. chlamydosporia* (FR = 218,47) e CEN1513 + *P. lilacinum* (FR = 221,16). Apesar de todos os tratamentos apresentarem valores elevados de FR, indicando que a população de *M. enterolobii* continuou a se multiplicar. Alguns tratamentos, como ESALQ1306 + *P. lilacinum* (FR = 118,86) e CEN287 + *P. chlamydosporia* (FR = 137,80), demonstraram uma redução relativa no fator de reprodução. No entanto, nenhum dos isolados ou formulações utilizadas foi capaz de impedir de forma efetiva o desenvolvimento e a reprodução do nematoide.

Quanto ao número de ovos por grama de raiz, verificou-se que os tratamentos com o produto formulado (*Pochonia chlamydosporia* + *Purpureocillium lilacinum*), com o isolado ESALQ1306 e com a combinação CEN1513 + *P. lilacinum* apresentaram os maiores valores dessa variável, não diferindo estatisticamente da testemunha inoculada com nematoide. Esse resultado indica que, nas condições avaliadas, tais tratamentos não promoveram redução significativa da oviposição de *Meloidogyne enterolobii*, permitindo elevada reprodução do nematoide nas raízes do tomateiro. Vale salientar que nenhum dos isolados advindos de

produtos comerciais é registrado para o controle da espécie de *M. enterolobii*.

As diferenças no desenvolvimento radicular entre os tratamentos podem ser observadas visualmente na Figura 9, que ilustra o sistema radicular de plantas inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*, incluindo a testemunha inoculada e plantas tratadas com os isolados CEN1513 (*Trichoderma koningiopsis*), CEN287 (*Trichoderma afroharzianum*) e *Pochonia chlamydosporia*.



**Figura 9:** Raízes de tomateiro após 112 da inoculação com *Meloidogyne enterolobii*. A: testemunha inoculada com nematoide; B: raiz tratada com *Trichoderma koningiopsis* (CEN1513); C: raiz tratada com *Trichoderma afroharzianum* (CEN287); D: raiz tratada com *Pochonia chlamydosporia*.

**Tabela 2:** Avaliação de isolados de *Trichoderma* (CEN287, CEN1513, ESALQ1306), *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* (concentração  $1 \times 10^8$  conídios/ml, 10 ml/vaso) no controle de *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro, em casa de vegetação, com população inicial de 5000 ovos de nematoide por planta, avaliada quatro meses após a inoculação (agosto de 2024 a janeiro de 2025).

Tratamentos	Altura parte aérea (cm)	Peso fresco de raízes (g)	Peso seco parte aérea (g)	Índice de galhas	Índice de massa de ovos	Total de ovos	Ovos/ grama de raiz	FR
Testemunha não inoculada	128,24 a	22,78 a	31,18 c	0	0	*	*	*
Testemunha inoculada com nematoide	131,00 a	51,45 b	21,47 b	5	5	1046818,18 c	24160,87 c	209,36 c
ESALQ1306 + nematoide	131,16 a	52,00 b	16,54 a	5	5	1378333,33 c	26974,94 c	275,66 c
CEN1513 + nematoide	126,91 a	79,00 c	20,04 a	5	5	1067222,22 c	14759,33 b	213,44 c
CEN287 + nematoide	131,70 a	65,62 c	22,60 b	5	5	915416,66 c	15499,65 b	183,08 c
<i>P. chlamydosporia</i> + nematoide	132,95 a	58,91 c	16,87 a	5	5	940833,33 c	16841,65 b	188,16 c
<i>P. lilacinum</i> + nematoide	129,00 a	48,57 b	17,41 a	5	5	612777,77 b	12228,03 b	122,55 b
ESALQ1306+ <i>P. chlamydosporia</i> + nematoide	127,95 a	67,55 c	15,41 a	5	5	804027,77 b	12623,48 b	160,80 b
ESALQ1306 + <i>P. lilacinum</i> + nematoide	128,45 a	43,58 b	11,70 a	5	5	594305,55 b	13796,98 b	118,86 b
CEN287+ <i>P. chlamydosporia</i> + nematoide	123,00 a	62,79 c	14,95 a	5	5	689027,77 b	12806,26 b	137,80 b
CEN287+ <i>P. lilacinum</i> + nematoide	129,58 a	71,29 c	17,87 a	5	5	978194,44 c	14997,74 b	195,63 c
CEN1513 + <i>P. chlamydosporia</i> + nematoide	130,04 a	76,87 c	17,33 a	5	5	1092361,11 c	15420,22 b	218,47 c
CEN1513 + <i>P. lilacinum</i> + nematoide	130,16 a	53,08 b	17,08 a	5	5	1105833,33 c	22839,38 c	221,16 c
<i>P. chlamydosporia</i> + <i>P. lilacinum</i> + nematoide	127,54 a	54,70 b	17,45 a	5	5	801666,66 b	16476,93 b	160,33 b
CEN287 + <i>P. chlamydosporia</i> + <i>P. lilacinum</i> + nematoide	137,58 a	54,45 b	13,00 a	5	5	822500,00 b	15598,58 b	164,50 b
Formulado ( <i>P. chlamydosporia</i> + <i>P. lilacinum</i> + nematoide)	142,60 a	28,65 a	12,16 a	5	5	806166,66 b	31080,00 c	161,23 b
CV (%)	8,20	20,35	22,44			4,49	6,68	13,16

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferiram entre si pelo teste de Scott-Knott a 5%.

CV= Coeficiente de variação

(\*) Tratamento não participou do procedimento de ANOVA para a variável em questão.

### 6.3.2 Segundo ensaio: março a junho de 2025.

A análise estatística não indicou diferenças significativas entre os tratamentos testados: *P. chlamydosporia*, CEN287, CEN1513, *P. lilacinum* e o produto formulado (*P. chlamydosporia* + *P. lilacinum*) em relação à testemunha para as variáveis peso de raízes e peso seco da parte aérea (Tabela 3). Entretanto, não foram constatadas diferenças estatisticamente significativas na altura de plantas entre os tratamentos e a testemunha não inoculada, indicando que, nas condições avaliadas, os agentes biológicos não promoveram alterações expressivas no crescimento das plantas.

De modo geral, os tratamentos avaliados apresentaram comportamento semelhante em relação à variável altura de plantas, não sendo observadas diferenças estatisticamente significativas entre eles. Ainda assim, alguns tratamentos apresentaram valores médios numericamente superiores, como o produto formulado (*Pochonia chlamydosporia* + *Purpureocillium lilacinum*), que apresentou a maior média de altura (167,16 cm), seguido pelo tratamento com *P. chlamydosporia* (165,16 cm) e pela combinação CEN1513 + *P. lilacinum* (161,66 cm). Embora essas diferenças não tenham sido estatisticamente significativas, os resultados indicam que os tratamentos não comprometeram o crescimento da parte aérea das plantas nas condições avaliadas (Tabela 3). A análise do Fator de Reprodução (FR) evidenciou que apenas os tratamentos CEN287 + *P. chlamydosporia* e o produto formulado (*P. chlamydosporia* + *P. lilacinum*) apresentaram valores inferiores ao da testemunha inoculada (FR = 5,23). O tratamento CEN287 + *P. chlamydosporia* destacou-se por apresentar o menor FR dentre os avaliados (FR = 4,23), indicando maior eficiência na redução da população de *M. enterolobii*. Já o tratamento com o produto comercial (*P. chlamydosporia* + *P. lilacinum*) também demonstrou efeito positivo, com valor de FR igual a 5,08, levemente inferior ao da testemunha. Esses resultados sugerem que, embora a maioria dos tratamentos não tenha promovido redução expressiva na taxa reprodutiva do nematoíde, a combinação de CEN287 com *P. chlamydosporia* e o *P. chlamydosporia* + *P. lilacinum* apresentaram potencial promissor no manejo biológico da espécie. Entretanto, nenhum dos isolados ou formulações avaliadas foi capaz de inibir o desenvolvimento e a reprodução do nematoíde, mesmo após duas aplicações, sendo a primeira no transplantio e a segunda 15 dias depois. É importante lembrar que, entre os isolados provenientes de produtos comerciais, nenhum possui registro específico para o controle da espécie *M. enterolobii*.

O efeito dos tratamentos biológicos sobre o sistema radicular do tomateiro, bem como a intensidade da infestação por *Meloidogyne enterolobii*, pode ser visualizado na Figura 10.



**Figura 10:** Raízes de tomateiro aos 70 dias da inoculação com *Meloidogyne enterolobii*. T1: testemunha não inoculada com nematoide; T2: testemunha inoculada apenas com nematoide; T3: raiz tratada com *Pochonia chlamydosporia*; T4: raiz tratada com *Trichoderma afroharzianum* (CEN287) + *Pochonia chlamydosporia*; T5: raiz tratada com *Trichoderma koningiopsis* (CEN1513) + *Purpureocillium lilacinum*; T6: raiz tratada com produto formulado (*Pochonia chlamydosporia* + *Purpureocillium lilacinum*).

**Tabela 3:** Avaliação de isolados de *Trichoderma* (CEN287 e CEN1513), *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* com duas aplicações (concentração  $1 \times 10^8$  conídios/mL, 10 mL/vaso) no controle de *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro, em casa de vegetação, com população inicial de 5000 ovos do nematoide por planta, avaliada dois meses e dez dias após a inoculação (março a junho de 2025).

Tratamentos	Altura parte aérea (cm)	Peso fresco de raízes (g)	Peso seco parte aérea (g)	Índice de galhas	Índice de massa de ovos	Total de ovos	Ovos/ grama de raiz	FR
Testemunha não inoculada	149,50 a	76,95 a	69,11 a	0	0	*	*	*
Testemunha inoculada com nematoide	152,83 a	54,16 a	62,96 a	5	4	26166,66 b	559,40 b	5,23 b
<i>P.chlamydosporia</i> + nematoide	165,16 a	43,16 a	54,66 a	5	4	34333,33 b	825,25 b	6,86 b
CEN287 + <i>P.chlamydosporia</i> + nematoide	156,33 a	42,00 a	48,58 a	4	3	21166,66 b	520,39 b	4,23 b
CEN1513+ <i>P.lilacinum</i> + nematoide	161,66 a	60,08 a	67,45 a	5	3	30611,11 b	564,78 b	6,12 b
Formulado ( <i>P.chlamydosporia</i> + <i>P.lilacinum</i> ) + nematoide	167,16 a	47,66 a	53,18 a	4	2	25444,44 b	523,02 b	5,08 b
CV (%)	10,37	16,94	13,11	6,16	12,17	4,42	8,06	19,92

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferiram entre si pelo teste de Scott-Knott a 5%.

CV= Coeficiente de variação

(\*) Tratamento não participou do procedimento de ANOVA para a variável em questão.

#### 6.4 ENSAIO DE PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM CASA DE VEGETAÇÃO

No presente experimento, não foram verificadas diferenças estatisticamente significativas para as variáveis peso seco parte aérea, comprimento radicular, altura parte aérea e peso fresco de raízes, avaliadas aos 30 dias após a germinação, quando comparadas à testemunha não inoculada (Tabela 4). O desenvolvimento da parte aérea e do sistema radicular dos tomateiros nos diferentes tratamentos pode ser observado na Figura 11.

**Tabela 4:** Efeito de isolados de *Trichoderma* (CEN287, CEN1513 e ESALQ1306), *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* na promoção de crescimento do tomateiro em casa de vegetação após 30 dias da germinação.

Tratamentos	Altura parte aérea (cm)	Peso seco parte aérea (g)	Comprimento radicular (cm)	Peso fresco raízes (g)
Testemunha não inoculada	18,70 a	0,44 a	24,10 a	2,18 a
CEN287	14,44 a	0,24 a	17,11 a	1,03 a
CEN1513	15,77 a	0,34 a	18,77 a	1,86 a
ESALQ1306	17,37 a	0,37 a	21,25 a	2,02 a
<i>Pochonia chlamydosporia</i>	17,50 a	0,36 a	22,00 a	1,58 a
<i>Purpureocillium lilacinum</i>	17,42 a	0,30 a	20,28 a	1,80 a
CV(%)	9,28	10,62	16,73	18,58

Médias seguidas pela mesma letra não diferiram entre si pelo teste Scott-Knott a 5%.

CV= Coeficiente de variação



**Figura 11:** Parte aérea e comprimento radicular de tomateiros cultivados em casa de vegetação, (Testemunha, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*, ESALQ1306, CEN1513 e CEN287) 30 dias após a germinação, sementes tratadas com 1 mL da suspensão de inóculo,

na concentração de  $1 \times 10^8 \text{ mL}^{-1}$  e os copos tratados com 10 mL de suspensão, à concentração de  $1 \times 10^8$  esporos/mL.

## 7. DISCUSSÃO

### 7.1 EFEITO DO TRATAMENTO DE SEMENTES COM FUNGICIDA NO CRESCIMENTO MICELIAL DE *Trichoderma* spp. E FUNGOS NEMATÓFAGOS

Este experimento teve como finalidade analisar o efeito no crescimento micelial dos fungos testados, quando em contato com sementes previamente submetidas ao tratamento com o fungicida Thiram. O produto é amplamente utilizado na agricultura e apresenta formulação composta pelos grupos químicos Ditiocarbamato (Thiram) e Carboxanilida (Carboxina). O Thiram atua de forma protetora, impedindo a germinação de esporos e o desenvolvimento inicial de fungos patogênicos, enquanto a Carboxina apresenta ação sistêmica, sendo absorvida pela semente e translocada nos tecidos em formação, promovendo proteção durante as fases iniciais do crescimento da planta. O uso desse fungicida em sementes de tomate é uma prática comum e tem como objetivo principal a prevenção de doenças que ocorrem na fase inicial de estabelecimento da cultura, tais como as podridões e o tombamento de plântulas, que podem comprometer a emergência e o desenvolvimento das plantas. Dessa forma, avaliar a interação entre os isolados testados e o tratamento químico aplicado torna-se fundamental para verificar se o fungicida interfere de maneira positiva ou negativa no desenvolvimento micelial dos microrganismos de interesse, assegurando a viabilidade de seu uso integrado no manejo fitossanitário. Observou-se que todos os isolados avaliados: CEN287 (*T. afroharzianum*); CEN1513 (*T. koningiopsis*); o isolado ESALQ1306 (*T. harzianum*), além de *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, demonstraram capacidade de colonização uniformemente o meio, atingindo crescimento significativo por toda a superfície do meio BDA em placas de Petri. Essa expansão ocorreu mesmo nas áreas próximas e sobre as sementes que haviam sido previamente submetidas ao tratamento com o fungicida Thiram.

Esse resultado é relevante, pois indica que esse fungicida, que produz efeito sistêmico contra fitopatógenos, com reconhecida eficiência no controle de doenças pré e pós-emergência, como tombamentos e podridões, pode ser usado conjuntamente com os agentes de controle biológico aqui testados. Essa compatibilidade, portanto, sugere um potencial promissor para a aplicação conjunta, permitindo que o tratamento químico convencional das sementes seja

conciliado com a introdução de tais agentes biológicos, ampliando as estratégias de manejo integrado e fortalecendo a proteção da cultura desde as fases iniciais do desenvolvimento. Contrário a isso, Botelho (2022) relata que no tratamento com o fungicida Carbendazim/Tiram, determinados isolados de *Trichoderma* testados não foram capazes de se desenvolver sobre as sementes tratadas, em placas de Petri contendo BDA. Portanto, a compatibilidade com fungicidas químicos pode diferir entre isolados do gênero *Trichoderma*. Segundo Saxena e colaboradores (2014), a compatibilidade do fungicida Thiram foi relatada com *T. harzianum*, espécie diferente das testadas neste estudo. A sensibilidade de fungos a produtos químicos pode estar diretamente relacionada ao sítio de atuação do grupo químico ao qual pertence o fungicida ou até mesmo à capacidade de degradá-lo (Mutawila *et al.*, 2014; Szyrka *et al.*, 2020). No presente estudo, conduzido em condições *in vitro*, não foi constatada inibição do crescimento micelial dos isolados de *Trichoderma* spp., *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum* quando em contato com sementes previamente tratadas com Thiram.

Entretanto, vale salientar que os ensaios laboratoriais não reproduzem integralmente a complexidade do ambiente agrícola. Ademais, a compatibilidade pode variar de acordo com a cepa utilizada, com a concentração do fungicida e com as práticas adotadas pelas empresas produtoras de sementes tratadas. Por esse motivo, estudos adicionais em condições de campo são fundamentais para confirmar a eficácia dessa associação e para definir protocolos de manejo que conciliem o tratamento químico com a introdução de agentes biológicos de forma segura e eficiente no controle de nematoides.

## 7.2 COMPATIBILIDADE DOS ISOLADOS DE *Trichoderma* COM *Purpureocillium lilacinum* E *Pochonia chlamydosporia* EM CULTURAS PAREADAS

Fungos do gênero *Trichoderma* spp. são conhecidos como exímios produtores de metabólitos secundários com propriedades antibióticas, que lhes confere maior capacidade competitiva nos diferentes ecossistemas (Bartolomeu, 2022). Segundo Howell (2003), a competição constitui uma das principais características apresentadas pelos isolados de *Trichoderma* empregados como agentes de biocontrole. Esse mecanismo está relacionado à capacidade do fungo de disputar, de maneira eficiente, tanto o espaço físico quanto os nutrientes disponíveis, limitando o desenvolvimento e a sobrevivência de microrganismos fitopatogênicos. Tal habilidade competitiva garante a rápida colonização do substrato, o que confere vantagem ecológica ao *Trichoderma* e contribui de forma decisiva para o êxito de sua

aplicação no manejo de doenças de plantas. Dessa forma, é de suma importância a realização de testes de laboratório a fim de detectar essa vantagem do *Trichoderma* em relação aos fitopatógenos que se deseja controlar, e, também, para se certificar de que seu comportamento não irá inibir o desenvolvimento de outros agentes de controle. Vale ressaltar que a associação de agentes de biocontrole é uma técnica que vem despertando interesse e os testes in vitro trazem informações relevantes sobre possíveis interações, antagonistas ou compatíveis. Tais resultados são fundamentais para compreender o potencial de uso combinado desses microrganismos em estratégias de biocontrole, além de contribuir para a seleção de isolados mais promissores em condições de cultivo associado. No presente experimento de cultivo pareado, observou-se que os isolados de *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum* e *Trichoderma* spp. apresentaram padrões de crescimento micelial distintos, sem que houvesse crescimento de uma colônia sobre a outra. Esse comportamento evidencia a ausência de antagonismo direto entre os isolados testados, indicando compatibilidade entre os fungos avaliados. Em um estudo desenvolvido por Souza (2014), isolados de *Trichoderma* colocados em posição oposta ao patógeno *Guignardia citricarpa*, cresceram sobre esse patógeno, tomando toda a placa, cinco dias após a inoculação. Kupper *et al.* (2011) relataram que dois isolados de *Trichoderma*, ACB14 e ACB40, reduziram o crescimento micelial de *Guignardia citricarpa* entre 50% e 57%, respectivamente, em relação ao controle, após seis dias de incubação. Esses estudos corroboram estudos que apontam para as principais características desejáveis em um agente de controle biológico, entre as quais se destaca o crescimento rápido, que possibilita ao microrganismo colonizar o substrato de maneira eficiente e ocupar nichos antes da instalação do patógeno. Além disso, essa característica está frequentemente associada à maior capacidade competitiva por nutrientes e espaço, favorecendo a exclusão de fitopatógenos e aumentando as chances de sucesso no manejo integrado de doenças.

No presente estudo, o teste de pareamento de culturas foi conduzido com a finalidade de avaliar a compatibilidade entre os isolados e verificar seu potencial de uso combinado no controle de *M. enterolobii*. Os resultados evidenciaram ausência de antagonismo de *Trichoderma* spp. contra *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, condição esperada por não serem estes fungos fitopatogênicos, mas sim de organismos com reconhecida atividade nematófaga. Essa compatibilidade é de grande relevância, pois reforça a viabilidade da associação desses microrganismos em estratégias de manejo integrado, possibilitando o aproveitamento de seus diferentes mecanismos de ação para a supressão de populações do nematoide e contribuindo para maior eficiência no controle biológico. Muthulakshmi *et al.* (2012) combinaram os isolados de *P. chlamydosporia* e *T. viride* e encontrou maiores reduções no número de cistos e

ovos de *Globodera* spp. Também Arieira *et al.* (2018), avaliando a aplicação de *P. lilacinum* + *T. harzianum* + Bioativador, encontrou maiores porcentagens de redução de espécimes de *Pratylenchus brachyurus*.

Assim, os resultados obtidos neste estudo indicam que a ausência de antagonismo entre *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* configura um cenário favorável para a utilização conjunta desses microrganismos no manejo de *Meloidogyne enterolobii*. Essa constatação é corroborada por Alves (2016), que, em ensaios de pareamento em placas de Petri, observou que *Trichoderma* spp. e *P. chlamydosporia* não interferiram mutuamente em seu crescimento. Embora *Trichoderma* seja reconhecido pela produção de metabólitos com potencial efeito tóxico sobre outros fungos (Ferreira *et al.*, 2008), no presente estudo não foi observada a formação de halos de inibição, tampouco o crescimento de uma colônia sobre a outra, o que indica ausência de predominância competitiva entre os isolados avaliados. Esses resultados reforçam a compatibilidade entre os fungos e sugerem a viabilidade de sua aplicação conjunta como agentes de controle biológico. De forma semelhante, Luiz (2021), ao conduzir experimentos em casa de vegetação, observou compatibilidade entre *T. afroharzianum* e *P. chlamydosporia*, ressaltando que a ação nematicida não foi comprometida pelo uso conjunto, mantendo-se comparável àquela obtida quando os isolados foram aplicados separadamente. Contudo, não houve ação aditiva dos fungos em conjunto. A ausência de antagonismo entre esses microrganismos evidencia o potencial de uso combinado, o que pode resultar em maior eficiência na redução das populações de nematoides por meio da soma de diferentes mecanismos de ação. No entanto, para consolidar essa abordagem, são necessários estudos complementares em condições de campo e em diferentes sistemas de cultivo, a fim de validar a performance dessas associações em cenários mais complexos e próximos da realidade agrícola.

### 7.3 AÇÃO NEMATICIDA DE ISOLADOS DE *Trichoderma* E FUNGOS NEMATÓFAGOS EM CASA DE VEGETAÇÃO NO CONTROLE DE *Meloidogyne enterolobii* EM TOMATEIRO

#### 7.3.1 Primeiro ensaio: agosto de 2024 a janeiro de 2025

A formulação de inoculantes de baixo custo à base de microrganismos benéficos representa uma estratégia promissora para a redução dos impactos ambientais associados ao uso excessivo de agrotóxicos. Além de contribuir para práticas agrícolas mais sustentáveis, essa

alternativa favorece o incremento da produtividade das culturas, ao mesmo tempo em que possibilita a oferta de produtos diferenciados e mais competitivos no mercado. Para o agricultor, o emprego desses inoculantes também implica na redução dos custos de produção, tornando o sistema de cultivo economicamente mais viável (Pomella; Ribeiro, 2009). Tendo em vista, esse estudo contribui para o entendimento de alguns isolados de *Trichoderma* spp. e dos isolados *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum* na promoção de crescimento do tomate ‘Santa Clara’, e o potencial como agentes de controle biológico de *M. enterolobii* no tomateiro.

No presente estudo, os tratamentos com fungos *Trichoderma* spp., *Purpureocillium lilacinum* e *Pochonia chlamydosporia*, aplicados isoladamente ou em combinação, não apresentaram diferenças estatisticamente significativas para a variável altura da parte aérea das plantas em relação à testemunha não inoculada. Esses resultados indicam que, nas condições avaliadas, a aplicação dos fungos não resultou em acréscimo no crescimento da parte aérea do tomateiro. De forma semelhante, Almeida (2020) observou que o uso de isolados de *Trichoderma* spp. em tomateiro não promoveu aumento significativo na altura da parte aérea e no peso seco das plantas, embora tenha sido registrada uma leve melhora na tolerância ao patógeno *M. enterolobii*. Ademais, Affokpon *et al.* (2011) relataram que, em determinadas situações, a aplicação de isolados de *Trichoderma*, pode resultar em aumento do fator de reprodução do nematoide em relação à testemunha inoculada, possivelmente devido a interações fisiológicas desfavoráveis entre a planta hospedeira e o agente de controle. Considerando a observação de Kupper *et al.* (2013), segundo a qual a eficácia de microrganismos antagonistas demonstrada em condições controladas, como laboratório ou casa de vegetação, nem sempre se traduz em desempenho satisfatório em campo, tais resultados ainda são úteis por indicarem o potencial de uso desses agentes biológicos em ambientes naturais. Assim, embora os tratamentos com ESALQ1306 (FR = 275,66), CEN1513 (FR = 213,44) e a combinação CEN1513 + *P. chlamydosporia* tenham apresentado fatores de reprodução elevados, esses valores não inviabilizam o emprego dos mesmos em programas de controle biológico. A ausência de interações antagônicas evidentes entre os isolados e a similaridade no desempenho em relação aos demais tratamentos sugerem que tais combinações ainda podem apresentar resultados promissores, especialmente quando integradas a outras práticas no contexto do manejo integrado de nematoides.

Na avaliação do número de ovos por grama de raiz, observou-se que o produto formulado à base de *Pochonia chlamydosporia* + *Purpureocillium lilacinum*, o isolado ESALQ1306 e a associação CEN1513 + *P. lilacinum* concentraram os valores mais elevados dessa variável, apresentando comportamento semelhante ao da testemunha inoculada com o

nematoide. Esses resultados indicam que, nas condições avaliadas, tais tratamentos não foram capazes de promover redução consistente da oviposição, permitindo elevada reprodução do patógeno. Em contrapartida, os demais tratamentos avaliados apresentaram uma tendência de redução no número de ovos por grama de raiz, ainda que baixa, sugerindo efeito limitado, porém indicativo de alguma interferência no ciclo reprodutivo do nematoide. Esse comportamento é coerente com resultados previamente descritos na literatura, nos quais fungos nematófagos, como *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum*, demonstraram maior eficiência quando aplicados em condições de baixa pressão inicial de infestação. Conforme relatado por Silva *et al.* (2017) a redução do número de ovos pode alcançar 34% e 44% quando o nível inicial de infestação é reduzido (500 ovos por planta); entretanto, em situações de infestação moderada (5000 ovos por planta), as cepas avaliadas não apresentaram eficácia significativa.

Dessa forma, os resultados obtidos no presente estudo sugerem que a atuação de fungos parasitas de ovos pode se tornar mais perceptível ao longo das gerações subsequentes do nematoide, sendo possivelmente influenciada pelo nível inicial de infestação no solo.

Vale ressaltar que, embora o presente estudo com *M. enterolobii* não tenha evidenciado resultados satisfatórios para a promoção do crescimento das raízes nem para o controle eficiente desse nematoide, existem relatos na literatura que apontam resultados contrários. Alves (2016), por exemplo, avaliou a ação de *Trichoderma* sp. sobre *M. javanica* em tomate e constatou que as combinações entre Pc-10 (*Pochonia* sp.) e *T. asperellum*, assim como entre Pc-10 e *T. harzianum*, reduziram o número de ovos em cerca de 62% e 55%, respectivamente, em comparação com a testemunha inoculada apenas com nematoides. Mogollón-Ortiz (2021) analisou os isolados *T. erinaceum* Bisset, C.P Kubicek & Szakacs 610F e *Trichoderma* sp. 22F, os quais reduziram a porcentagem de juvenis de *M. javanica* que penetraram nas raízes de tomate. A penetração dos juvenis nas raízes previamente tratadas foi de 39% e 41%, respectivamente, para *T. erinaceum* 610F e *Trichoderma* sp. 22F, em comparação com o controle, no qual 73% dos nematoides conseguiram penetrar as raízes. Esses resultados podem explicar a menor formação de galhas e ovos observada nos tomateiros tratados com *Trichoderma* sp. É importante destacar que, no presente estudo, não foi possível contemplar toda a diversidade de agentes de biocontrole disponíveis. No presente estudo, a interação com *M. enterolobii* não resultou em respostas significativas; entretanto, diferentes estudos relatam efeitos positivos do uso de isolados de *Trichoderma* spp., os quais podem promover o crescimento da parte aérea e do sistema radicular, além de contribuir, de forma simultânea, para a redução populacional de nematoides (Fan *et al.*, 2020; Contreras-Cornejo *et al.*, 2025)

Dentre os agentes de controle biológico, *Trichoderma* tem sido um dos gêneros mais estudados visando a melhoria de diversas culturas, principalmente, pela sua habilidade de colonizar raízes, formando associação benéfica com as plantas e ainda por suprir as necessidades nutricionais das plantas por meio da solubilização de fosfato e de outros macronutrientes (Bononi, 2020). Além disso, esses fungos têm a capacidade de produzir sideróforos, moléculas quelantes que apresentam elevada afinidade pelo ferro presente no solo. Esse mecanismo é particularmente importante em ambientes onde a disponibilidade de ferro é limitada, pois favorece tanto os microrganismos quanto as plantas na sua captação, garantindo o suprimento de um nutriente essencial a diversos processos fisiológicos, como respiração celular e síntese de clorofila (Pecoraro *et al.*, 2022). A produção de sideróforos também está associada a um papel indireto no biocontrole, já que a competição pelo ferro pode restringir o crescimento de fitopatógenos, uma vez que estes passam a ter menos acesso ao micronutriente, reduzindo sua capacidade de colonização. Outro aspecto relevante é que tais compostos podem auxiliar na solubilização de fósforo, especialmente quando este se encontra indisponível na forma de fosfato de ferro (FePO<sub>4</sub>), contribuindo para aumentar a absorção de fósforo pelas plantas e, conseqüentemente, promover maior crescimento e produtividade (Sanó *et al.*, 2022).

Conforme Galeano e colaboradores (2025), a inoculação dos isolados de *Trichoderma* spp. (*T. viride*, *T. longibrachiatum* e *T. reesei* Simmons) associada à aplicação de metade da dose recomendada de fertilizante fosfatado resultou em incremento expressivo no crescimento da cultura da soja. Assim como, *Trichoderma asperellum* mostrou-se eficaz em ambientes salino-alcálicos, promovendo a redução do pH do solo, o incremento da atividade de enzimas antioxidantes e do conteúdo de nutrientes, contribuindo, assim, para a manutenção da homeostase metabólica em mudas de milho (FU *et al.*, 2020). Para Estévez-Geffriaud *et al.*, (2020) a inoculação de *Trichoderma asperellum* favoreceu o desenvolvimento do milho mesmo em condições adversas de estresse hídrico, evidenciando o potencial desse fungo como agente promotor de crescimento vegetal mesmo em ambientes com baixa disponibilidade de água.

O aumento do peso fresco das raízes observado em alguns tratamentos, como CEN1513 (79,00 g), CEN287 (65,62 g), CEN1513 + *Pochonia chlamydosporia* (76,87 g) e CEN287 + *Purpureocillium lilacinum* (71,29 g), não deve ser interpretado como efeito de promoção de crescimento, mas sim como uma resposta da planta à indução de galhas causada pela infecção por *Meloidogyne enterolobii*. Esse processo provoca alterações fisiológicas e anatômicas nas raízes e na parte aérea da planta (Fonseca *et al.*, 2003). Dessa forma, as plantas tendem a responder à infecção com o aumento da formação de raízes laterais, visando melhorar a absorção de água e nutrientes. Contudo, esse incremento radicular resulta em maior área de

colonização para os nematoides, favorecendo a formação de galhas, o aumento do peso fresco das raízes e, conseqüentemente, o crescimento populacional do patógeno (Carneiro; Gomes, 1993).

### 7.3.2 Segundo ensaio: março a junho de 2025

Visando atender a procura cada vez maior de produtos e alimentos livres de resíduos deixados pelas aplicações de agrotóxicos, o controle biológico de doenças de plantas tornou-se uma alternativa de suma importância, visto que o Brasil e outros países que possuem a agricultura como base de sua economia necessitam do aumento de produção e oferta de alimentos mais saudáveis (Machado *et al.*, 2012). Dessa forma, o presente estudo teve como objetivo analisar os efeitos dos isolados de *Trichoderma* spp, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum* sobre as plantas de tomate no controle de *M. enterolobii*. A fase inicial de desenvolvimento vegetal caracteriza-se por uma intensa demanda de crescimento foliar e caulinar, indispensável para o estabelecimento eficiente da maquinaria responsável pela fotossíntese (Taiz; Zeiger, 2006). Considerando a relevância dessa etapa, o presente experimento foi conduzido com duas aplicações dos isolados, na concentração de  $1 \times 10^8$  conídios/ml, sendo a primeira realizada no momento do transplântio, com o objetivo de favorecer a adaptação inicial das mudas, e a segunda 15 dias depois, visando reforçar o estabelecimento dos microrganismos na rizosfera e potencializar sua ação sobre o crescimento vegetal e no enfrentamento dos nematoides, conforme também executado por Schmoller (2021) e Yilmaz *et al.* (2025).

No estudo conduzido por Schmoller (2021), foram realizadas duas aplicações dos agentes de biocontrole, dentre eles, isolados de *Trichoderma* spp. no início do estágio vegetativo em V2 e em seguida V4 da soja. Yilmaz *et al.* (2025) por sua vez, avaliaram a eficácia de diferentes biopesticidas no manejo do nematoide das galhas, *M. javanica*, em plantas de tomate. Os autores destacaram que a aplicação dos produtos em duas etapas mostrou-se mais eficiente no controle de J2, sendo a primeira aplicação realizada no momento do transplântio e a segunda 14 dias após. Essa estratégia resultou em uma redução significativa da população do nematoide, atingindo 57,36% em comparação com as plantas do tratamento testemunha, que receberam apenas o inóculo de nematoides. Os resultados demonstram que o uso do biocontrole proporcionou efeitos significativos.

No presente estudo, a análise dos resultados revelou que, entre os tratamentos avaliados, apenas o conjunto CEN287 + *P. chlamydosporia* e o produto comercial (*P. chlamydosporia* + *P. lilacinum*) conseguiram reduzir os valores do fator de reprodução (FR) em relação à testemunha inoculada, que apresentou FR de 5,23. O tratamento CEN287 + *P. chlamydosporia* destacou-se significativamente, alcançando o menor FR observado (4,23), o que se mostra promissor na supressão da população de *M. enterolobii*. Por sua vez, o tratamento com o produto comercial (*P. chlamydosporia* + *P. lilacinum*) também apresentou desempenho razoável, registrando FR de 5,08, valor inferior ao da testemunha, indicando também uma possível capacidade de limitar a reprodução do nematoide, embora de forma menos intensa. Esses resultados sugerem que mesmo que não exista uma diferença estatística expressiva, os agentes de controle proporcionaram resultados interessantes.

A promoção do crescimento vegetal constitui uma das importantes contribuições das espécies do gênero *Trichoderma*, favorecendo tanto o desenvolvimento das plantas quanto o aumento dos rendimentos das culturas. Devido à grande versatilidade desse fungo, vários estudos têm investigado seu potencial na promoção de crescimento em diferentes espécies cultivadas (Bridžiuvenė *et al.*, 2022). No presente estudo, não houve diferença estatística entre os isolados com respeito à altura de plantas. Entretanto todos os isolados utilizados promoveram um acréscimo na altura dos tomateiros se comparado à testemunha, destacando-se o produto comercial (*P. chlamydosporia* + *P. lilacinum*) (167,16 cm) seguido de *P. chlamydospora* (165,16 cm) e CEN1513+ *P. lilanicium* (161,66 cm). De forma semelhante, Oliveira (2017) verificou que *T. harzianum* ESALQ 1306 promoveu aumento significativo na altura da parte aérea de plantas de trigo quando comparado à testemunha. Em contrapartida, no estudo conduzido por Ethur *et al.* (2008) com a cultura do tomateiro, a utilização de *Trichoderma* não resultou em incremento no crescimento das plantas, uma vez que não foram verificadas diferenças estatísticas entre os tratamentos avaliados.

Já no estudo realizado por Wiethan (2018), a aplicação de produtos formulados à base de *Trichoderma* spp. em doses elevadas resultou em menor comprimento da parte aérea das plantas de alface em comparação à testemunha. Esses resultados apontam que as respostas proporcionadas por esse microrganismo, quando associado a diferentes espécies vegetais, podem variar amplamente em função da dose aplicada, da interação com a planta hospedeira, das condições ambientais e até mesmo da linhagem de *Trichoderma* utilizada. Dessa forma, ainda que vários estudos indiquem efeitos positivos do uso de *Trichoderma* spp. na promoção de crescimento vegetal, como observado por Sánchez Miranda (2022), que relatou incrementos significativos no desenvolvimento de mudas de tomateiro, também são descritos resultados

neutros ou até negativos, indicando que a resposta das plantas pode variar conforme o isolado, as condições ambientais e o sistema de cultivo, o que reforça a necessidade de avaliações criteriosas para cada situação específica (Nieto-Jacobo *et al.*, 2017). Assim, torna-se evidente que o uso de *Trichoderma* como promotor de crescimento vegetal deve ser analisado de maneira contextualizada, considerando não apenas a cultura de interesse, mas também a compatibilidade entre isolado, manejo adotado e condições ambientais, de modo a potencializar seus benefícios e evitar efeitos indesejáveis.

#### 7.4 ENSAIO DE PROMOÇÃO DE CRESCIMENTO EM CASA DE VEGETAÇÃO

Sabe-se que vários microrganismos são capazes de promover o crescimento vegetal, em particular tem-se os fungos do gênero *Trichoderma*, os quais se destacam tanto no mercado como na área de pesquisa, por oferecer muitos benefícios (Ribeiro, 2025). De acordo com a literatura, fungos do gênero *Trichoderma* produzem auxinas, como o ácido indol-3-acético, os quais auxiliam de forma direta o desenvolvimento vegetal, proporcionando o crescimento e melhoria na arquitetura das raízes (Sanó *et al.*, 2022). O experimento desenvolvido em casa de vegetação no presente estudo não revelou diferença estatística significativa entre os isolados em relação a testemunha. Os isolados 2B2 e 2B22 de *T. harzianum* mostraram-se eficientes como promotores de crescimento de mudas de cambará *Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera (Machado *et al.*, 2015). Outros testes realizados por Tomazzi *et al.* (2021) geraram resultados positivos utilizando isolados de *Trichoderma* no incremento de produtividade do milho ocasionado pelo aumento do volume do sistema radicular da planta. De maneira semelhante, Haddad (2022) ao avaliar outros isolados de *Trichoderma* e verificou que, em relação à variável altura de plantas, houve promoção de crescimento, sugerindo que esses microrganismos são bons promotores de crescimento em cana-de-açúcar, porém não se observou acréscimos significativos nas variáveis peso seco de raízes e número de folhas. Segundo Monfort *et al.* (2005) o fungo *P. chlamydosporia* promoveu crescimento em mudas de alface, o que pode explicar os valores relevantes em altura de plantas (17,50 cm) e comprimento radicular (22,00 cm). Os resultados obtidos neste estudo mostram que os isolados avaliados não promoveram aumentos nas variáveis analisadas, incluindo altura de plantas, peso seco parte aérea, peso fresco das raízes e comprimento radicular. Apesar da ausência de efeitos significativos sobre esses parâmetros de crescimento, é importante destacar que o universo de isolados de interesse ainda é bastante amplo, e muitos outros isolados podem ser testados. Isso sugere que pesquisas

futuras, envolvendo uma maior diversidade de isolados poderão revelar respostas mais positivas, possibilitando a identificação espécies com maior potencial de promoção do crescimento vegetal e aplicabilidade prática no manejo agrícola.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

Nos últimos anos, observa-se uma crescente preocupação com os impactos ambientais decorrentes de diversas atividades humanas, em especial quanto ao uso de agrotóxicos na agricultura. Nesse contexto, o controle biológico tem ganhado destaque nas pesquisas como uma alternativa promissora ao controle químico convencional, podendo atuar tanto de forma substitutiva quanto complementar, contribuindo para práticas agrícolas mais sustentáveis. O presente estudo possibilitou avaliar diferentes isolados de *Trichoderma* e fungos nematófagos no manejo de *M. enterolobii* na cultura do tomateiro, ressaltando os possíveis potenciais como também suas limitações no uso, em casa de vegetação. Dessa forma, nos experimentos conduzidos não foram verificadas variações consistentes entre os tratamentos avaliados nos diferentes parâmetros analisados, nem evidências de redução da população de nematoides associada aos isolados de *Trichoderma*, *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* nas condições estudadas. Apesar das limitações observadas, este estudo ressalta a relevância do controle biológico como componente essencial em programas de manejo integrado de nematoides. O uso de fungos antagonistas, como *Trichoderma*, pode contribuir em diferentes aspectos, seja promovendo o crescimento das plantas, seja auxiliando na redução do uso excessivo de agroquímicos, como os nematicidas. Entretanto, os resultados apresentados evidenciam a necessidade de ampliar as pesquisas, contemplando uma maior diversidade de isolados, diferentes condições de cultivo e a avaliação de combinações entre isolados fúngicos e outras práticas agrícolas, visando desenvolver estratégias mais eficazes e sustentáveis para o manejo desses patógenos. É importante ressaltar a elevada complexidade no manejo de *M. enterolobii*, espécie que se destaca entre os nematoides de galhas, por apresentar capacidade de suplantar a resistência genética conferida pelo gene *Mi* em tomateiros. Essa particularidade compromete uma das principais estratégias de controle utilizadas no melhoramento genético da cultura, comprometendo cultivares que, em geral, apresentam bom desempenho frente a outras espécies do gênero *Meloidogyne*. Diante disso, compreende-se que o controle de *M. enterolobii* exige uma abordagem de manejo integrado, combinando estratégias biológicas, químicas e genéticas, a fim de aumentar a eficiência e alcançar resultados mais consistentes. Em suma, os resultados apresentados neste estudo, colaboram para o avanço do conhecimento científico

sobre o manejo de *M. enterolobii* no tomateiro, destacando tanto as potencialidades quanto os entraves do uso de agentes biológicos. Esse estudo reforça a necessidade de continuidade de esforços voltados ao desenvolvimento de tecnologias sustentáveis e viáveis para o controle desse patógeno de elevada importância agrícola.

## CONCLUSÕES

Diferentemente de outras espécies do gênero, *M. enterolobii* não é afetado pela resistência conferida pelo gene *Mi*, o que o torna particularmente distinto e de manejo mais complexo quando comparado aos demais nematoides formadores de galhas. Embora os isolados de *Trichoderma* avaliados sejam reconhecidos pelo potencial de promover o crescimento vegetal, nas condições em que o experimento foi conduzido em casa de vegetação não foram constatadas variações relevantes entre os tratamentos aplicados. Além disso, nenhum dos isolados testados demonstrou eficácia no controle da população de *M. enterolobii*, mesmo quando aplicadas uma ou duas vezes ao longo dos ensaios em casa de vegetação.

Em condições *in vitro*, o tratamento de sementes com o fungicida à base de dimetil carbamato (Thiran®) não comprometeu o crescimento micelial nem a capacidade de colonização dos isolados de *Trichoderma* spp., *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum*, evidenciando a compatibilidade desses agentes biológicos com sementes previamente tratadas.

De forma complementar, o teste de pareamento de culturas indicou ausência de antagonismo direto entre os isolados avaliados, os quais apresentaram padrões de crescimento micelial distintos, reforçando a compatibilidade entre os microrganismos e o potencial uso conjunto em misturas ou formulações combinadas.

## REFERÊNCIAS

- ABIRAMI, S.; GAYATHRI, S. S.; USHA, C. (2022). Trichoderma as biostimulant – a plausible approach to alleviate abiotic stress for intensive production practices. **New and Future Developments in Microbial Biotechnology and Bioengineering**, 57–84.
- AFFOKPON, A.; COYNE, D. L.; HTAY, C. C.; AGBÈDÈ, R. D.; LAWOUN, L. & COOSEMANS, J. (2011). Biocontrol potential of native *Trichoderma* isolates against root-knot nematodes in West African vegetable production systems. **Soil Biology & Biochemistry**, 43, 600–608.
- ALMANÇA, M.A.K. (2005). **Trichoderma sp. no controle de doenças e na promoção do crescimento de plantas de arroz**. (Dissertação de mestrado). Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia. Porto Alegre.
- ALMEIDA, S. F. (2020). **Avaliação de linhagens de *Trichoderma* na promoção de crescimento de raízes de tomateiro e no controle de *Meloidogyne enterolobii***. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Brasília.
- ALVES, P. S. (2016). **Compatibilidade entre *Pochonia chlamydosporia* e *Trichoderma* spp. no controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro**. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) — Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Viçosa.
- ANJOS, R. L. (2019). **Reação de Espécies Vegetais de Uso Medicinal aos Nematoides *Meloidogyne enterolobii* e *Meloidogyne paranaensis***. Dissertação (Mestrado), Universidade de Brasília, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Brasília.
- ARIEIRA, C. et al. (2018). Biological control of *Pratylenchus brachyurus* in soya bean crops. **Journal of Phytopathology**, 166(10), 722- 728.
- ÁVILA, Z. R.; CARVALHO, S. S.; BRAÚNA, L. M.; GOMES, D. M. P. A.; SILVA, M. C. F. & MELLO, S. C. M. (2005). **Seleção de isolados de *Trichoderma* spp. antagonísticos a *Sclerotium rolfii* e *Sclerotinia sclerotiorum***. Boletim Técnico de Desenvolvimento e Pesquisa 177. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos.
- BARTOLOMEU, A. (2022). **Análise dos metabólitos secundários de isolados de *trichoderma* em células CALU-3 e em *Pseudomonas aeruginosa***. Dissertação (Mestrado em Ciências Aplicadas a Produtos para Saúde) - Universidade Estadual de Goiás, Programa de Pós-Graduação em Ciências Aplicadas a Produtos para Saúde. Anápolis.
- BERGOUNGNOUX, V. (2014). The history of tomato: From domestication to biopharming. **Biotechnology Advances**, 32(1), 170–189.
- BETTIOL, W; PINTO, Z.V; SILVA, J.C; FORNER, C; FARIA, M.R; PACÍFICO, M.G; COSTA, L.S.A. (2019). Produtos comerciais à base de *Trichoderma* In: MEYER, M.C; MAZARO, S.M; SILVA, J.C. **Trichoderma: uso na agricultura**. 1 ed. Brasília: Embrapa.
- BOITEUX, L. S.; PINHEIRO, J. B.; FONSECA, M. E. de NORONHA. (2019). Manejo de nematoides do gênero *Meloidogyne* no cultivo do tomateiro via resistência genética: Avanços,

obstáculos e perspectivas. *In: XXXVI CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA*, 2019, Caldas Novas. **Anais**. Caldas Novas: Centro Nacional de Pesquisa de Hortaliças, Embrapa Hortaliças.

BONONI, L. (2020). **Bioprospecção de *Trichoderma* spp. envolvidas na solubilização de fosfato e no controle biológico de *Sclerotinia sclerotiorum* em soja. 2020**. Tese (Doutorado em Ciências – Microbiologia Agrícola) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo. Piracicaba.

BOTELHO, A. S. (2022). **Compatibilidade de *Trichoderma* spp. com agrotóxicos e inibição de patógenos do solo por cepas comerciais e não comerciais**. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília, Programa de Pós-graduação em Fitopatologia. Brasília.

BRIDZIUVIENĖ, D.; RAUDONIENĖ, V.; SVEDIENĖ, J.; PASKEVIXIUS, A.; BAUZIENĖ, I.; VAITONIS, G.; SLEPETIENĖ, A.; SLEPETYS, J.; KACERGIUS, A. (2022). Impact of soil chemical properties on the growth promotion ability of *Trichoderma ghanense*, *T. tomentosum* and their complex on rye in different land-use systems. **Journal of Fungi**, 8 (1).

CAMPOS, M. D.; FÉLIX, M. R.; PATANITA, M.; MATERATSKI, P.; VARANDA, C. (2021). High-throughput sequencing unravels tomato-pathogen interactions towards sustainable plant breeding. **Horticulture Research**, 8: 171.

CARNEIRO, R. M. D.G; ALMEIDA, M.R.A. (2001) Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. **Nematologia Brasileira**, 25, 35-44.

CARNEIRO, R. M. D. G. (2020). Controle de nematoides fitoparasitas. *In: FONTES, E. M. G.; VALADARES-INGLIS, M. C. Controle biológico de pragas da agricultura*. Editoras Técnicas, Embrapa, Brasília.

CARNEIRO, R. M. D. G.; MONTEIRO, T. S. A.; ECKSTEIN, B.; FREITAS, L. G. (2020). Controle de nematoides fitoparasitas. *In: Controle biológico de pragas da agricultura*. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 371–413.

CARNEIRO, R. M. D. G.; MOREIRA, W. A.; ALMEIDA, M. R. A.; GOMES, A. C. M. M. (2001). Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil. **Nematologia Brasileira**, 25 (2): 223–228.

CARNEIRO, R. M. D. G; GOMES, C. B. (1993). Metodologia e teste de patogenicidade de *Paecilomyces lilacinus* e *P. fumosoroseus* em ovos de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, 7: 66-75.

CARNEIRO, R.M.D.G. (1992) Princípios e tendências do controle biológico de nematoides com fungos nematófagos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, 27, 113-121.

CARNEIRO, R.M.D.G. (1986) **Estude des Possibilities Dutilisation du Champignon Nematophage *Paecilomyces lilacinus* (Thom.) Samson, 1974, Comme Agent de Lutte Biologique contre *Meloidogyne arenaria* (Neal, 1889), Chitwood, 1949**. Tese (Doutorado) -

Cours do Pos Graduation in Parasitologie, Academie de Montpellier. Universite des Sciences et Techniques du Languedoc, France.

CARVALHO, P. H. (2017). **Controle biológico e alternativo de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em tomateiro**. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia). Universidade de Brasília, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Brasília.

CENTRAIS DE ABASTECIMENTO DO DISTRITO FEDERAL – CEASA-DF. (2023). **Guia de frutas e hortaliças: tomate (*Solanum lycopersicum* L.)** Brasília. Documento técnico. Disponível em: <https://ceasa.df.gov.br/documents/10537781/10607354/Guia-de-frutas-e-hortaliças-tomate-revisado-ascom.pdf> Acesso em: 10 out. 2025.

COLLANGE, B.; NAVARRETE, M.; PEYRE, G.; MATEILLE, T. & TCHAMITCHIAN, M. (2011). Root-knot nematode (*Meloidogyne*) management in vegetable crop production: The challenge of an agronomic system analysis. **Crop Protection**, 30: 1251-1262.

CONAB. (2019). **Companhia Nacional de Abastecimento**. Compêndio de Estudos Conab / Companhia Nacional de Abastecimento - v. 211.

CONTRERAS-CORNEJO, H. A.; JARAMILLO-LÓPEZ, P. F.; REAL-SANTILLÁN, R. O.; LARSEN, J. (2025) Promotion of tomato growth and suppression of plant parasitic nematodes by *Trichoderma atroviride*: alterations in root metabolomics and soil C/N ratio. **Rhizosphere**, 34, 101106.

COOK, R. J. & BAKER, K. F. (1983). The nature and practice of biological control of plant pathogens. **The American Phytopathological Society**. Minnesota - U.S.A.

COORDENAÇÃO DE APERFEIÇOAMENTO DE PESSOAL DE NÍVEL SUPERIOR – CAPES. (2023). **Catálogo de teses e dissertações (2023)**. Disponível em: <<https://catalogodeteses.capes.gov.br/catalogo-teses/#!/>> Acesso em: 18 jul 2023.

COUTINHO, R. R. (2018). **Uso do fungo *Pochonia chlamydosporia* no controle de *Meloidogyne javanica* em soja: interação com bactérias fixadoras de nitrogênio e efeito do pH do solo**. Tese (Doutorado em Fitopatologia) — Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Viçosa.

CURTIS, R.H.C.; FOREST, R.A. & PERRY, R.N. (2009). Hatch and host location. In: Perry, R.N.; Moens, N.; & Starr, J.L. (eds). **Root-knot Nematodes**. CAB International, Wallingford, UK. 139-162.

DACKMAN, C. & NORDBRING-HERTZ, B. (1985). Fungal parasites of the cereal cyst nematode *Heterodera avenae* in southern Sweden. **J. Nematol.** 17:50-55.

ELBADRAWY, E.; SELLO, A. (2016). Evaluation of nutritional value and antioxidant activity of tomato peel extracts. **Arabian Journal of Chemistry**, 9, S1010-S1018.

ESTÉVEZ-GEFFRIAUD, V. et al. (2020). Application of *Trichoderma asperellum* T34 on maize (*Zea mays*) seeds protects against drought stress. **Plants**, 252 (1), 8.

ETHUR, L. Z.; et.al. (2008). *Trichoderma harzianum* no desenvolvimento e na proteção de mudas contra fusariose do tomateiro. **Revista Ciência e Natura**, 30 (2), 57-69.

- FAN, H., YAO, M., WANG, H. *et al.* (2020). Isolation and effect of *Trichoderma citrinoviride* Snef1910 for the biological control of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. *BMC Microbiol*, 20, 299.
- FERREIRA, D.F. (2011). Sisvar: a computer statistical analysis system. *Ciência e Agrotecnologia*, 35: 1039-1042.
- FERREIRA, P.A., FERRAZ, S., LOPES, E.A., FREITAS, L.G. (2008). Parasitismo de ovos de *Meloidogyne exigua* por fungos nematófagos e estudo da compatibilidade entre os isolados fúngicos. *Rev. Trópica-Ciências Agrárias e Biológicas*, 2, 15.
- FILGUEIRA, F.A.R. (2000). **Novo Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças** – Viçosa, UFV.
- FILGUEIRA, F. A. R. (2008). **Novo Manual de Olericultura. Agrotecnologia Moderna na Produção e Comercialização de Hortaliças**. 3rd ed. rev. ampl. Editora UFV. Viçosa – Minas Gerais.
- FONSECA, H. S.; FERRAZ, L. C. C. B. & MACHADO. (2003). Caracterização do vacúolo de células gigantes induzidas por espécies de *Meloidogyne* com raízes de seringueira RRIM 600. *Nematologia Brasileira*, 27:193-198.
- FU, J.; XIAO, Y.; LIU, Z.; ZHANG, Y.; WANG, Y.; YANG, K. (2020). *Trichoderma asperellum* improves soil microenvironment in different growth stages and yield of maize in saline-alkaline soil of the Songnen Plain. *Plant, Soil and Environment*, 66 (12), 639-647.
- GALEANO, R. et al. (2009). Phosphorus-solubilizing *Trichoderma* strains: mechanisms to promote soybean growth and support sustainable agroecosystems. *In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. (Eds.). Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas*. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 239-244.
- GUZMÁN-GUZMÁN, P.; KUMAR, A.; DE LOS SANTOS – VILLALOBOS, S.; PARRA-COTA, F.I.; OROZCO-MOSQUEDA, M.d.C.; FADIJI, A.E.; HYDER, S.; BABALOLA, O.O.; SANTOYO, G. (2023). *Trichoderma* Species: Our Best Fungal Allies in the Biocontrol of Plant Diseases - A Review. *Plants*, 12, 432.
- HADDAD, P. E. (2022). **Seleção de isolados de *Trichoderma* spp. para o controle biológico de *Meloidogyne* spp. em cana-de-açúcar e tomateiro**. Tese (Doutorado em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio) – Instituto Biológico, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo.
- HARMAN, G.E. (2000). Myths and dogmas of biocontrol. Changes in perceptions derived from research on *Trichoderma harzianum* T-22. *Plant Disease*, 84, 4: 376–393.
- HARTMAN, K. M.; SASSER, J. N. (1985). Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal-pattern morphology. *In: BARKER, K. R.; CARTER, C. C.; SASSER, J. N. (eds.). An advanced treatise on Meloidogyne*. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 525–543.

HUSSEY, R. S; BARKER, K. R. (1973). Comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. **Plant Disease Reporter**, 57: 1025-1028.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE. (2024). **Tomate**. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/tomate/br> Acesso em: 01 jul. 2025.

JAKLITSCH, W.M, SAMUELS, G.J, DODD, S.L, LU, B.S, DRUZHININA, I.S. (2006). *Hypocrea rufa/Trichoderma viride*: a reassessment, and description of five closely related species with and without warted conidia. **Studies in Mycology**, 56, 135-177.

JATALA, P.; KALTENBACH, R. & BOCANGEL, M. (1979). Biological control of *Meloidogyne incognita* and *Globodera pallida* on potatoes. Resumo. **J. Nematol**, 11:303.

KARSEN, G.; LIAO, J.; KAN, Z.; VAN HEESE, E.Y. & DEN NIJS, L.J. (2012). On the species status of the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis*. Rammah & Hirschmann, 1988. **ZooKeys**, 181: 67-77.

KERRY, B.R. (2001). Exploitation of nematophagous fungal *Verticillium chlamydosporium* Goddard for the biological control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). In: BUTT, T.M.; JACKSON, C.; MAGAN, N. (Ed.). **Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential**. Wallingford: CAB International, 155-167.

KIEWNICK, S.; DESSIMOZ, M. & FRANCK, L. (2009). Effects of the *Mi-1* and the *N* root-knot nematode-resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. **Journal of Nematology**, 41:134–139.

KIRK P. (2012). **Index Fungorum**. CABI Bioscience, CBS and Landcare Research. Disponível em: <http://www.indexfungorum.org/Names/Names.asp?strGenus=Trichoderma>, Acesso em: 03 de abril de 2025.

KUPPER, K.C.; CERVANTES, A.L.L.; KLEIN, M.N.; SILVA, A. C. da. (2013). Avaliação de microrganismos antagônicos, *Saccharomyces cerevisiae* e *Bacillus subtilis* para o controle de *Penicillium digitatum*. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 47(3):425-436.

KUPPER, K. C. *et al.* (2017). Control of *Guignardia citricarpa* by *Bacillus subtilis* and *Trichoderma* spp. **Rev. Bras. Frutic.**, Jaboticabal, 33 (4).

LUANGSA-ARD J, HOUBRAKEN J, VAN DOORN T, HONG S. B, BORMAN AM, HYWEL-JONES NL, SAMSON RA. (2011). *Purpureocillium*, a new genus for the medically important *Paecilomyces lilacinus*. **FEMS Microbiol Lett**, 321(2):141-9.

LUIZ, P. H. D. (2021). ***Trichoderma afroharzianum* para o controle do nematoide das galhas e sua compatibilidade com defensivos químicos**. Viçosa, MG.

MACHADO, D. F. M.; TAVARES, A. P.; LOPES, S. J. & SILVA, C. F. S. (2015). *Trichoderma* spp. na emergência e crescimento de mudas de cambará. (*Gochmatia polymorpha* (Less.) **Revista Árvore**, 39: 167-176.

MACHADO, D. F.M.; PARZIANELLO, F. R.; SILVA, A. C.F.; ANTONIOLLI, Z. I. (2012). *Trichoderma no Brasil: o fungo e o bioagente*. **Revista de Ciências Agrárias**, 35 (1), 274-288.

MARQUES, E.; SANTOS, D. B.; SILVA, J. B. T.; MARTINS, I.; MELLO, S. C. M. (2014). Avaliação do tratamento biológico com isolados de *Trichoderma* spp. na germinabilidade de sementes de feijão. **Cadernos de Agroecologia**, 9 (3).

MBG. **Tropicos: botanical information system**. (2025). Disponível em: <https://www.tropicos.org>. Acesso em: 08 de ago. 2025.

MELLO, S. C. M.; ECKSTEIN, B.; MARQUES, E.; CARVALHO, D. D. C. (2020). **Controle de doenças de plantas**. In: **Controle biológico de pragas da agricultura**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 291–327.

MELO, P. C. T. (2017). Desenvolvimento tecnológico para o cultivo do tomateiro de mesa em condições agroecológicas tropicais e subtropicais. Tese (Doutorado em Produção Vegetal), Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba.

MESQUITA, F.L. (2016). **Manejo de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira com produtos biológicos e manipueira**. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília. Brasília.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. (2025). **Agrofit – Consulta Aberta**. Disponível em: [https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit\\_cons/principal\\_agrofit\\_cons](https://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons) Acesso em: 20 out. 2025.

MOENS, M.; PERRY, R.N. & STARR, J.L. (2009). *Meloidogyne species* – a diverse group of novel and important plant parasites. In: Perry, R.N., Moens, M. & Starr, J.L. **Root-knot Nematodes**. CAB International, Wallingford, UK, 1-17.

MOGOLLÓN ORTIZ, A. M. (2021). **Controle biológico de *Meloidogyne javanica* por *Trichoderma* spp. e actinobactérias edáficas**. Tese (Doutorado em Microbiologia Agrícola) – Universidade Federal de Viçosa. Viçosa.

MONFORT, E.; LOPEZ-LLORCA, L.V.; JANSSON, H.B.; SALINAS, J.; PARK, J.O.; SIVASITHAMPARAM, K. (2005). Colonisation of seminal roots of wheat and barley by egg-parasitic nematophagous fungi and their effects on *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* and development of root-rot. **Soil Biology and Biochemistry**, 37, 1229-1235.

MOREIRA, W.A.; BARBOSA, F.R; PEREIRA, A.V.S; MAGALHÃES, E.E. & CARNEIRO, R.M.D.G. (2003). Subsídios ao manejo integrado de nematoide-das-galhas em goiabeira no Submédio do Vale do São Francisco, Brasil. In: Primer Simpósio Internacional de la Gayaba. **Aguascaliente**, México, 233-243.

MUTAWILA, C., HALLEEN, F. & MOSTERT, L. (2015). Development of benzimidazole resistant *Trichoderma* strains for the integration of chemical and biocontrol methods of grapevine pruning wound protection. **BioControl**, 60, 387–399.

- MUTHULAKSHMI, M., KUMAR, S., SUBRAMANIAN, S., ANITA, B. (2012). Compatibility of *Pochonia chlamydosporia* with other biocontrol agents and carbofuran. **Journal of Biopesticides**, 5, 243.
- NICK, C.; SILVA, D.; BORÉM, A. (2018). **Tomate: do plantio à colheita**. 1 ed. Viçosa: Editora UFV, 237.
- NIETO-JACOBO, M. F.; STEYAERT, J. M.; SALAZAR-BADILLO, F. B.; NGUYEN, D. V.; ROSTÁS, M.; BRAITHWAITE, M.; DE SOUZA, J. T.; JIMÉNEZ-BREMONT, J. F.; OHKURA, M.; STEWART, A.; MENDOZA-MENDOZA, A. (2017). Environmental growth conditions of *Trichoderma* spp. affect indole acetic acid derivatives, volatile organic compounds, and plant growth promotion. **Frontiers in Plant Science**, 8.
- OLIVEIRA, J. B. (2017). **Promoção do crescimento e da produtividade de trigo pelo emprego de cepas comerciais de *Trichoderma* spp.** Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal), Universidade Estadual de Goiás, Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal. Ipameri.
- OOSTENBRINK, M. (1966). Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mendelingen Landbouwhoghe school Wageningen**, 6:1-46.
- ORION, D. & KRITZMAN, G. (1991). Antimicrobial activity of *Meloidogyne javanica* gelatinous matrix. **Revue de Nématologie**, 14:481-483.
- OZDEMIR Y, POLAT Z, OZKAN M, KOSTI RI. (2016). Effects of selected bio-fungicide and fungicide treatments on shelf life and quality characteristics of romaine lettuce (*Lactuca sativa* L.). **Journal of Food Quality**, 39: 25-53.
- PECORARO, L., WANG, X., SHAH, D., SONG, X., KUMAR, V., SHAKKOR, A., TRIPATHI, K., RAMTEKE, P. W., & RANI, R. (2022). Vias de biossíntese, mecanismos de transporte e aplicações biotecnológicas de sideróforos fúngicos. **Journal of Fungi**, 8 (1), 21.
- PERALTA, I. E.; SPOONER, D. M. (2007). History, origin and early cultivation of tomato (*Solanaceae*). In: RAZDAN, M. K.; MATTOO, A. K. *Genetic improvement of solanaceous crops: tomato*. v. 2. **Enfield**, NH: Science Publishers, 1–27.
- PEREIRA, J. B.; HENZ, G. P. (2008). **Manejo do nematoide-de-galhas (*Meloidogyne* spp.) na cultura da cenoura**. Brasília: Embrapa Hortaliças.
- PEREIRA, R. B.; PINHEIRO, J. B. (2012). **Manejo integrado de doenças em hortaliças em cultivo orgânico**. Circular Técnica 111. Embrapa. Brasília, Distrito Federal.
- PINHEIRO, Boiteux L.S; PEREIRA R.B; ALMEIDA M.R.A; CARNEIRO, R.M.D.G (2014a). Boletim Pesquisa e Desenvolvimento 102. **Identificação de espécies de *Meloidogyne* em tomateiro no Brasil**. Embrapa Hortaliças - Brasília, DF.
- PINHEIRO, J. B., LOPES, C. A.; HENZ, G. P. (2009). **Medidas gerais de controle de nematoides de Batata**. Circular Técnica, 1, 76, Brasília.
- PINHEIRO, J. B.; LOPES, C. A.; HENZ, G. P. (2009). **Medidas gerais de controle de nematóides de batata**. Brasília: Embrapa Hortaliças, (*Circular Técnica 76*).

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; SUINAGA, F. A. (2014b). **Manejo de nematoides na cultura do tomateiro**. Circular Técnica 132. Embrapa. Brasília – Distrito Federal.

KAROLINE, B. P. (2022). **Eficiência de nematicidas microbiológicos no controle de nematoides das galhas na cultura do tomate**. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Universidade Estadual de Londrina, Programa de Pós-Graduação em Agronomia. Londrina.

PUIATTI, M. (2019). A arte de cultivar hortaliças/ Mario Puiatti. Viçosa, MG: UFV, CEAD, 40, 4149.

RAMMAH, A.; HIRSCHMANN, H. (1988). *Meloidogyne mayaguensis* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**, 20(1):58–69.

REDOLFI, Â. (2014). **Avaliação da eficiência de nematicidas biológicos à base de *Pochonia chlamydosporia* (Pc-10) e *Purpureocillium lilacinum* (Pae 10) no manejo de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* na cultura do tabaco**. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Agronomia. Porto Alegre.

REIS, E.M.; CASA, R.T.; BIANCHIN, V. (2011). Controle de doenças de plantas pela rotação de culturas. **Summa Phytopathologica**, 37 (3), 85-91.

RIBEIRO, J.V.S. (2025). **Potencial de *Trichoderma* spp. na solubilização de fosfato e promoção de crescimento vegetal**. Dissertação (Mestrado em Bioquímica e Biologia Molecular) – Programa Multicêntrico de Pós-Graduação em Bioquímica e Biologia Molecular, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Campo Grande.

RIBEIRO, L.B.R. (2024). **Aplicação de fluazaindolizine no controle de *Meloidogyne enterolobii* na cultura do algodoeiro**. Dissertação (Mestrado em Produção de Plantas), Instituto Federal Goiano, Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas. Urutai.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N. & WILCKEN, S. R. S. (2014). Reação de genótipos e híbridos de tomateiro à *Meloidogyne enterolobii*. **Ciência Rural**, 7:1166-1171.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N. & WILCKEN, S. R. S. (2015). Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**, 46: 826-835.

SÁNCHEZ MIRANDA, M. D. (2022). Potential of *Trichoderma* spp. isolates as a growth promoter in tomato seedlings (*Solanum lycopersicum*). **Nexo Revista Científica**, 35 (4), 924–934.

SANÓ, L., et al. (2022). *Trichoderma longibrachiatum* as a biostimulant of micropropagated banana seedlings under acclimatization. **Plant Physiol Biochem**, 1; 190: 184-192.

SASSER, J.N; CARTER, C.C. (1985). Um Tratado Avançado sobre *Meloidogyne*. Vol. 1. **Biologia e Controle**. V. 2. Metodologia (nº 632. 6182 A244). Universidade Estadual da Carolina do Norte, Raleigh.

SAXENA D, TEWARI AK, RAI D. (2014) The in vitro Effect of Some Commonly Used Fungicides, Insecticides and Herbicides for Their Compatibility with *Trichoderma harzianum* PBT23. **World Applied Sciences Journal**, 31 (4): 444-448.

SCHMOLLER, I. (2021). **Biocontrole com *Trichoderma* e *Bacillus* à *Sclerotinia sclerotiorum* na cultura da soja**. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) – Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas. Dois Vizinhos.

SHARON, E.; CHET, I.; VITERBO, A.; BAR-EYAL, M.; NAGAN.; H.; SAMUELS, G. J & SPIEGEL, Y. (2007). Parasitism of *Trichoderma* on *Meloidogyne javanica* and role of the gelatinous matrix. **Eur J Plant Pathol**, 118:247–258.

SIKANDAR, A.; JIA, L.; WU, H.; YANG, S. (2023). *Meloidogyne enterolobii* risk to agriculture, its present status and future prospective for management. **Frontiers in Plant Science**, 13:1093657.

SILVA LR, VALADARES-INGLIS MC, PEIXOTO GHS, LUCAS BEG, MUNIZ PHPC, MAGALHÃES DM, MORAES MCB, MELLO SCM (2021). Volatile organic compounds emitted by *Trichoderma azevedoi* promote the growth of lettuce plants and delay the symptoms of white mold. **Biological Control**, 152: 1-10.

SILVA, B. S. (2016). **Controle de *Meloidogyne* spp. por *Trichoderma* spp. e promoção de crescimento em mudas de goiabeira**. Dissertação (Mestrado em Agronomia) — Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia. Programa de Pós-Graduação em Agronomia. Jequié.

SILVA, G. N. et al. (2018). Processamento do tomate (*lycopersicumexculentum*) seco com substituição do cloreto de sódio pelo cloreto de potássio: estudo da avaliação da desidratação osmótica seguida de secagem. **Revista Principia**, [s. l.], 24.

SILVA, J. B. T.; MELLO, S. C. M. (coordenadores). (2007). **Utilização de *Trichoderma* no controle de fungos fitopatogênicos**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, (Documentos / Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 0102-0110; 17.

SILVA, J.B.C.; GIORDANO, L.B. (2000). **Tomate para processamento industrial**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia - Embrapa Hortaliças, 168.

SILVA, P.R.Q. da. (2000). **Transformação de *Trichoderma harzianum* com os genes da proteína fluorescente verde e de resistência ao fungicida benomil**. Tese (Doutorado em Biologia Molecular) – Universidade de Brasília, Programa de Pós-Graduação em Biologia Molecular. Brasília.

SILVA, S. D., Carneiro, R. M. D. G., Faria, M., Souza, D. A., & Gomes, C. B. (2017). Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for suppression of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and banana. **Journal of Nematology**, 49 (1), 77–85.

SILVA, S. D.; CARNEIRO, R. M. D. G.; FARIA, M.; SOUZA, D. A.; MONNERAT, R. G.; LOPES, R. B. (2017). Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for Suppression of *Meloidogyne enterolobii* on Tomato and Banana. **Journal of Nematology**.

- SILVA, S. D. (2015). **Avaliação da patogenicidade de isolados de *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* sobre ovos de *Meloidogyne enterolobii***. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de Brasília, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Programa de Pós-Graduação em Agronomia. Brasília.
- SOARES, P. L. M. (2006). **Estudo do controle biológico de fitonematóides com fungos nematófagos**. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Jaboticabal.
- SOKHANDANI, Z.; MOOSAVI, M. R.; BASIRNIA, T. (2016). Optimum Concentrations of *Trichoderma longibrachiatum* and Cadusafos for Controlling *Meloidogyne javanica* on Zucchini Plants. **Journal of Nematology**, 48 (1), 54–63.
- SOUSA TP, SOUZA ACA, FILIPPI MCC, LANNA AC, CORTÊS MV, PINHEIRO HA, SILVA GB. (2018). **Bioagents and silicon promoting fast early upland rice growth**. **Environmental Science and Pollution Research**, 25: 3657-3668.
- SOUZA PEDRO, E. A.; HAKAKAVA, R.; LUCON. C.M.M., GUZZO, SD. (2012). Promoção do crescimento do feijoeiro e controle da antracnose por *Trichoderma* spp. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 47: 1589-1595
- SOUZA, K. P. A. (2014). **Avaliação do potencial de controle biológico de *Guignardia citricarpa* (Kiely), fitopatógeno de citros, com isolados de *Trichoderma* spp.** Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) — Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia, Universidade de Caxias do Sul. Caxias do Sul.
- SOUZA, V.; INOMOTO, M.; PASCHOLATI, S.; ROMA-ALMEIDA, R. F. (2015). Fitonematóides: controle biológico e indução de resistência. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, 242- 292.
- STECKELBERG, R. B.; CONCEIÇÃO, E. C. (2025). Do campo à indústria: Panorama sobre o tomate, benefícios do licopeno à saúde e valorização sustentável de subprodutos. **Research, Society and Development**, [s. l.].
- STIRLING, G.R. (1991). **Biological Control of Plant Parasitic Nematodes: Progress, Problems and Prospects**. CAB International. Wallingford, UK, 282.
- SZPYRKA E, POBBIELSKA M, ZWOLAK A, PIECHOWICZ B, SIEBIELEC G, SŁOWIK- 89 BOROWIEC M. (2020). Influence of a Commercial Biological Fungicide containing *Trichoderma harzianum* Rifai T-22 on Dissipation Kinetics and Degradation of Five Herbicides in Two Types of Soil. **Molecules**, 25:1391.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. (2006). **Fisiologia vegetal**. 3rd ed. Artmed. Porto Alegre.
- TEIXEIRA, H.; *et al.* Ferramentas do manejo alternativo de doenças de plantas. *In: Controle alternativo de pragas e doenças: opção ou necessidade*. Belo Horizonte: EPAMIG, 125–133.
- TOMAZZI, et al. (2021). Incremento da produtividade de milho pelo uso de *Trichoderma harzianum* TF13. **Brazilian Journal of Development**, 7 (1), 4455-4468.

TYSKIEWICZS, R.; NOWAK, A.; OZIMEK, E.; JAROSZUK-SCISEL, J. (2022). *Trichoderma*: The Current Status of Its Application in Agriculture for the Biocontrol of Fungal Phytopathogens and Stimulation of Plant Growth. **Int. J. Mol., Sci.**, 23, 2329.

VIGGIANO, J. R. (2011). ***Pochonia chlamydosporia* no controle do nematoide das galhas e na produção de alface e pepino**. Tese (Doutorado em Fitopatologia) — Universidade Federal de Viçosa, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Viçosa.

WIETHAN, M. M. S.; et.al. (2018). Initial development of lettuce in vermicompost at higher trichoderma doses. **Revista Horticultura Brasileira**, 36 (1), 77-82.

YANG, B. & EISENBACK, J.D. (1983). *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae), a root- knot nematode parasitizing pacara earpod tree in China. **Journal of Nematology**, 15:381- 391.

YILMAZ, İ.; ULAŞ, F.; IMREN, M. (2025). The effect of some biopesticides on the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 (Tylenchida: Meloidogynidae), which damages tomato plants. **Turkish Journal of Entomology**, 49 (1), 19-26.

ZARE, R.; GAMS, W. & EVANS, H. C. (2001). A revision of *Verticillium* section Prostrata. V. The genus *Pochonia*, with notes on *Rotiferophthora*. **Nova Hedwigia**, 73:51-86.

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

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