

UNIVERSIDADE DO ESTADO DA BAHIA  
Autorização Decreto nº 9237/86. DOU 18/07/96. Reconhecimento:  
Portaria 909/95, DOU 01/08-95

DEPARTAMENTO DE TECNOLOGIA E CIÊNCIAS SOCIAIS  
CAMPUS III – JUAZEIRO  
Colegiado de Engenharia Agrônômica



**MARIA FERNANDA ARAÚJO SILVA**

**AÇÃO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS SOBRE OS AGENTES  
CAUSAIS DO DECLÍNIO DA GOIABEIRA NO SEMIÁRIDO  
BRASILEIRO**

**JUAZEIRO-BA**

**2024**

**MARIA FERNANDA ARAÚJO SILVA**

Monografia apresentada a Universidade do Estado da Bahia, Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais, UNEB/DTCS campus III, colegiado de Engenharia Agrônômica como um dos pré-requisitos para a disciplina de Trabalho de conclusão de curso – TCC.

**AÇÃO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS SOBRE OS AGENTES  
CAUSAIS DO DECLÍNIO DA GOIABEIRA NO SEMIÁRIDO  
BRASILEIRO**

Orientadora: Dra. Ana Rosa Peixoto

Coorientador: Gabriela de Sá Pinto Silva

**JUAZEIRO-BA**

**2024**

MARIA FERNANDA ARAÚJO SILVA

**AÇÃO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS SOBRE OS AGENTES  
CAUSAIS DO DECLÍNIO DA GOIABEIRA NO SEMIÁRIDO  
BRASILEIRO**

Monografia apresentada à Universidade do Estado da Bahia, Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais, UNEB/DTCS Campus III, colegiado de Engenharia Agrônômica como pré-requisito para a disciplina Trabalho de Conclusão de Curso – TCC.

Aprovado em 18 / 07 / 2024

**BANCA EXAMINADORA**

Ana Rosa Peixoto  
Prof.<sup>a</sup> Dra. Ana Rosa Peixoto (Presidente/Orientadora)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais – III

Gabriela de Sá Pinto Silva  
Me. Gabriela de Sá Pinto (Coorientadora)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais - III

Jamerson da Silva e Silva  
Jamerson da Silva e Silva (primeiro examinador)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais - III

Ranayne Silva de Alcantara  
Ranayne Silva de Alcantara (segundo examinador)

Universidade do Estado da Bahia – Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais – III

**JUAZEIRO-BA  
2024**

## DEDICATÓRIA

*A Deus, por me dá forças e permitir  
chegar até aqui. Aos meus Pais,  
meus irmãos, e meu esposo que me  
apoiaram incondicionalmente.*

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por não me deixar desistir em meio as provações, foram momentos difíceis, mas, com uma grande demonstração de seu amor por mim. Obrigada por todos os momentos vividos, alegria, tristeza, amizades e realizações. “Porque dele, por meio dele, e para ele são todas as coisas. A ele, pois, a gloria eternamente. Amém!” (Romanos 11:33-36).

À minha família, meus pais, Geraldo e Luzinete, vocês são incríveis, minha base sólida, me inspiram e dão forças. Sou grata por todo amor, apoio, incentivo e, por acreditarem em mim. Aos meus irmãos, Uelinton e Suelen, obrigada pela companhia, amizade e incentivo.

À Suelen Araújo, você será para sempre a melhor irmã, amiga e companheira que a vida poderia me dá. Era pessoa que aconselhava, acolhia, admirava (até minhas loucuras) me fazia sentir especial, me apoiava e encorajava. Obrigada por tudo, e mesmo sem estar presente sinto seu amor. Te amo para sempre.

Ao meu esposo, Leonardo, pela paciência, amor e cuidado. Sua parceria e apoio foram fundamentais nessa jornada. Agradeço por acreditar e por compartilhar cada passo dessa caminhada.

À minha orientadora, Ana Rosa Peixoto, pelos ensinamentos. Sua expertise, conselhos e incentivo foram essenciais para a realização deste projeto. Obrigada pela disponibilidade em compartilhar seu conhecimento, não só durante esse trabalho, mais ao longo dos últimos dois anos.

À minha coorientadora, Gabriela, pela parceria, paciência e ensinamentos. Obrigada por me acolher em um dos momentos mais sensíveis que vivi até o momento, você é incrível.

À Ranayne, obrigada por estar disposta a me ensinar, pela paciência e ajuda, por transmitir tanto conhecimento e pela amizade. Tens um coração gigante.

Jamerson da Silva, pela paciência e sugestões durante esse período. Sou grata pela sua amizade.

As minhas amigas, Fernanda e Gessiane, por toda ajuda, pelas risadas, momentos e pela amizade. Vocês deixaram tudo mais leves e sempre termina em açaí.

As minhas avós, tios e todos familiares que me apoiaram e participaram de alguma forma.

À equipe do Laboratório de Fitopatologia, pela ajuda, por torna os trabalhos mais leve e com muitas comidas, vocês são demais.

Agradeço a Cibele, Alex, João Gabriel, Irlan, Laires e Deyvid. As risadas, as conversas, os momentos de descontração e todo apoio foram essenciais para manter minha motivação e perseverança.

À Universidade do Estado da Bahia, pela capacitação, infraestrutura e todo apoio.

## RESUMO

A goiabeira é uma cultura importante no Brasil, com ampla distribuição e possuindo produção comercial significativa. No entanto, o declínio da goiabeira é um problema fitossanitário sério, especialmente em áreas de monocultura, onde a doença pode se espalhar rapidamente. O manejo convencional, incluindo o uso de produtos químicos, tem sido insuficiente para conter a doença. Dessa forma, o objetivo desse trabalho é desenvolver um manejo eficaz no controle do declínio da goiabeira. O trabalho foi conduzido no Laboratório de Fitopatologia no Departamento de Tecnologia e Ciências e Sociais na Universidade do Estado da Bahia (DTCS/UNEB) em Juazeiro-BA. Foi avaliado a sensibilidade *in vitro* do *Fusarium sp.* aos produtos biológicos em diferentes dosagens: T2= *Bacillus velezensis* 400mL.ha<sup>-1</sup>, T3= *Bacillus velezensis* 200mL.ha<sup>-1</sup>, T4= *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma harzianum* 200 g.ha<sup>-1</sup> e T5= *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma harzianum* 500 g.ha<sup>-1</sup>. Para o cálculo do índice de crescimento micelial, foram realizadas medição diária do diâmetro das colônias formadas do *Fusarium sp.* (média das duas medidas diametricamente opostas), até que a testemunha atingisse o diâmetro da placa. A coleta e extração de nematoides (*Meloidogyne enterolobii*) foram realizadas em raízes de goiabeiras infestadas, utilizando o método de extração por flutuação em solução de sacarose. Os nematoides extraídos foram usados para testar a eficácia dos tratamentos na eclosão e mortalidade das juvenis de segundo estágio (J2). Os tratamentos utilizados para controle da eclosão *in vitro* e na mortalidade de juvenis de *Meloidogyne enterolobii* foram T2= *Bacillus velezensis* 400 mL.ha<sup>-1</sup>, T3= *Bacillus velezensis* 200 mL.ha<sup>-1</sup>, T4= *Bacillus subtilis* e *licheniformis* 200 g/60L e T5= *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* + *Purpureocillium lilacinum* 250 g/300L. Os dados foram analisados estatisticamente utilizando análise de variância e teste de Tukey (p<0,01). Os tratamentos com *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma harzianum* nas doses de 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> mostraram maior eficiência no controle *in vitro* do *Fusarium sp.* Os tratamentos com *Bacillus velezensis* (400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>) e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* + *Purpureocillium lilacinum* (250 g/300L.ha<sup>-1</sup>) apresentaram altas taxas de mortalidade do nematoide, superiores a 70%.

**Palavras-chaves:** Controle biológico; Doenças complexas; Nematicida; Fungicida.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 01 – Sintomas do declínio da goiabeira.....	15
Figura 02 – Obtenção do inóculo <i>Fusarium sp.</i> .....	18
Figura 03 – Teste de patogenicidade.....	19
Figura 04 – Descrição dos sintomas do <i>Fusarium sp.</i> em estacas de goiabeira.....	19
Figura 05 – Sintomas de <i>Fusarium sp</i> em estacas de goiabeira após a imersão em suspensão aquosa de conídios.....	20
Figura 06 – Coleta e extração do nematoide.....	22
Figura 07 - Área Abaixo da Curva do Crescimento Micelial.....	23
Figura 08 – Curva do crescimento micelial.....	24
Figura 09 - Percentual de inibição de crescimento micelial do <i>Fusarium sp.</i> .....	25
Figura 10. Controle <i>in vitro</i> de <i>Fusarium sp.</i> .....	26
Figura 11. Controle <i>in vitro</i> de <i>Fusarium sp.</i> .....	26
Figura 12. Mortalidade do <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	28
Figura 13. Efeito <i>in vitro</i> de produtos biológicos na mortalidade do <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	29
Figura 14. Efeito <i>in vitro</i> de produtos biológicos na mortalidade do <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	30

## SUMÁRIO

INTRODUÇÃO .....	10
Revisão de literatura .....	12
Aspectos gerais de <i>Psidium guajava</i> L.....	12
Fitonematoides .....	13
<i>Fusarium solani</i> .....	13
<i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	14
Declínio da goiabeira.....	15
Manejo do declínio da goiabeira .....	15
Utilização de produtos biológico .....	16
MATERIAIS E MÉTODOS.....	18
Obtenção do inóculo e teste de patogenicidade .....	18
Sensibilidade <i>in vitro</i> <i>Fusarium</i> sp. aos produtos biológicos .....	20
Coleta e extração dos nematóides .....	21
Controle <i>in vitro</i> na eclosão e na mortalidade de juvenis de <i>Meloidogyne enterolobii</i> .....	22
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	23
Sensibilidade <i>in vitro</i> <i>Fusarium</i> sp. aos produtos biológicos .....	23
Efeito <i>in vitro</i> de produtos biológicos na mortalidade do <i>Meloidogyne enterolobii</i> ...	28
CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	30
REFERÊNCIAS .....	31

## INTRODUÇÃO

A goiabeira (*Psidium guajava* L.) é uma planta pertencente à família *Myrtaceae*, originária das regiões tropicais americanas e está mundialmente distribuída. No Brasil, esta cultura é produzida por pequenos e médios produtores, estendendo-se por milhares de hectares e oferecendo boa rentabilidade (Pommer *et al.*, 2013).

A goiaba pode ser consumida *in natura* ou industrializada, sendo comum a fabricação de produtos como geleias, base para bebidas, xaropes e suco, dentre outros produtos. Possui ainda uma grande importância nutricional, sendo rica em licopeno, vitamina C e betacaroteno, além de cálcio e fibra (Francisco *et al.*, 2010). Dentre as regiões brasileiras de cultivo, destacam-se o Sudeste e o Nordeste, sendo Pernambuco o estado que detém as maiores produções com aproximadamente 565.000 toneladas produzidas no ano de 2022 gerando um valor de produção de cerca de 1 milhão de reais (IBGE, 2024).

A expansão das áreas de produção da goiabicultura no Brasil trouxe alguns problemas fitossanitários, os quais se agravaram mais nas grandes áreas onde há o predomínio da monocultura (Gomes, 2007; Pereira *et al.* 2009), dentre esses problemas, destaca-se o declínio da goiabeira.

O declínio da goiabeira é uma doença complexa, que acarreta ampla podridão radicular devido à ação de um fungo de solo, chamado *Fusarium solani*, que aproveita a “porta aberta” pelo nematóide, para acelerar o processo de definhamento e a morte das goiabeiras infectadas. É importante destacar que a infecção causada pelo nematóide *Meloidogyne enterolobii* é fundamental para que a doença ocorra (Gomes *et al.* 2011).

A doença se instalou no Brasil há alguns anos e tem sido responsável pela erradicação de inúmeros pomares. É uma condição multifacetada induzida pelo parasitismo do nematóide *Meloidogyne enterolobii* que torna a planta suscetível à grave podridão radicular provocada pelo fungo *Fusarium solani* (Gomes *et al.*, 2011).

Esta, até o momento, já foi responsável pela erradicação de mais de 5.000 ha de pomares de goiabeira em âmbito nacional, o que resultou em perda econômica aos produtores de aproximadamente US\$ 70 milhões de dólares (Gomes *et al.* 2011; Gomes *et al.*, 2012; Pommer *et al.*, 2013; IBGE, 2019).

O manejo de patógenos de solo não é tarefa fácil; o emprego de produtos químicos, por exemplo, como nematicidas e fungicidas sintéticos tem se mostrado cada vez mais desaconselhável, pois são produtos caros, muito tóxicos, e que podem contaminar solo e águas subterrâneas (Kimati *et al.*, 2005).

Várias tentativas de manejo do declínio da goiabeira têm sido pesquisadas, porém sem resultados satisfatórios, como por exemplo, a utilização de nematicidas, plantas resistentes, rizobactérias, adição de materiais orgânicos ao solo, entre outros (Burla *et al.*, 2007; Carneiro *et al.*, 2011; Almeida *et al.*; 2011; Cruz, 2013).

A rotação de culturas é uma das principais táticas de manejo de patógenos de solo, porém, na maioria das vezes, é rejeitada pelos produtores devido à necessidade de se obter lucros e, nem sempre, as plantas indicadas para rotação têm valor comercial. Vale ressaltar que, o emprego de variedades resistentes pode se tornar um problema se esse uso for contínuo, pois podem surgir populações do patógeno capazes de parasitar essas plantas. Além disso, não há variedades comerciais resistentes a todas as espécies de nematoides e fungos, como *Fusarium* spp. (Camargo e Bergamim Filho, 1995).

Devido a essas dificuldades relacionadas ao manejo de fitonematóides e fungos de solo, a busca por métodos alternativos de controle como o uso de produtos biológicos, vem se tornando cada vez mais constante. Dessa forma, o objetivo desse trabalho é desenvolver um manejo eficaz no controle do declínio da goiabeira.

## REVISÃO DE LITERATURA

### Aspectos gerais de *Psidium guajava* L.

A goiabeira (*Psidium guajava* L.) pertence à Classe Dicotyledoneae, à Ordem Myrtilflorae, à Subordem Myrtineae, à Família Myrtaceae e ao gênero *Psidium* (Rozane *et al.*, 2009), sendo amplamente distribuída em países de clima tropical, subtropical e mesmo em países de clima mais frio, sem geadas (Medina, 1991). É um arbusto de pequeno porte, que, em pomares adultos, pode atingir de três a seis metros de altura. As folhas são opostas e caem após a maturação; as flores são brancas e hermafroditas. O fruto é constituído de uma baga, carnoso, casca verde, amarelada ou roxa, com superfície irregular, de cerca de oito centímetros de diâmetro (Giacomino, 2012).

Existem mais de 400 espécies de goiaba no mundo, apesar de somente algumas dezenas serem plantadas comercialmente (Pommer; Murakami; Watlington, 2006). Destacando-se como variedades de polpa vermelha a ‘Paluma’, ‘Rica’, ‘Pedro Sato’ e entre as variedades de polpa branca a ‘Ogawa’, e ‘Kumagai’.

A goiaba é uma das mais importantes frutas do Brasil e do mundo, pois apresenta lugar de destaque entre as frutas tropicais, devido ao seu alto valor nutritivo, com elevados teores de vitamina C, A e B, e ao sabor e aroma característicos, que lhe conferem excelente qualidade organoléptica (Pereira; Martinez Junior, 1986; Pommer *et al.*, 2013).

A goiabeira apresenta excelentes condições para exploração em escala comercial, em função de seus frutos atingirem bons preços no mercado e serem muito apreciados pelas suas características tanto para o consumo de mesa como para a fabricação de produtos industrializados (Manica *et al.*, 2000; Cañizares *et al.*, 2003; Chase; Reveal, 2009; Pommer *et al.*, 2013).

O Brasil é o maior produtor mundial de goiabas vermelhas, sendo a França, o Canadá, o Reino Unido e os Países Baixos os maiores compradores. As regiões de destaque na produção comercial de goiaba são os Estados de São Paulo, Bahia, Minas Gerais, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul e Paraná (Marques *et al.*, 2012; IBGE, 2022).

A produção de goiaba no Brasil é realizada em grande parte em pequenas propriedades com dimensão de 3 a 5 ha e, na maioria das vezes, são utilizadas mão-de-obra familiar. Desta forma, a cultura da goiabeira é considerada uma ótima alternativa de fonte de renda para os produtores familiares (Gomes, 2007).

### **Fitonematoides**

A maioria dos fitonematoides pertence à fauna do solo e depende diretamente da produção primária, constituindo seu sítio de ação o sistema radicular das plantas (Coleman *et al.*, 1995).

Os fitonematoides podem causar injúrias ou alterações teciduais nas raízes, predispor a planta a outras doenças e aumentar a sensibilidade a estresses ambientais. Os sintomas diretos nas raízes concorrem, com frequência, para a manifestação de sintomas indiretos ou reflexos na parte aérea das plantas, decorrentes principalmente de dificuldades na absorção e/ou transporte de água e nutrientes disponíveis no solo (Barker, 2003).

As perdas mundiais devidas aos fitonematoides foram estimadas entre 12 e 15% do valor total da produção agrícola. No Brasil, a quantificação de perdas não é precisa devido principalmente às interações com danos provocados por pragas e outras doenças, condições climáticas adversas presença de plantas invasoras e inadequação de tratos culturais (Ritzinger & Francelli, 2006).

Em vista da importância econômica dos nematoides, devido às perdas por eles causadas, esses organismos têm sido frequentemente negligenciados nos agroecossistemas, somente assumindo “status” de patógeno quando sua população se encontra muito elevada, com prejuízos acentuados.

### ***Fusarium solani***

*Fusarium solani* foi descrito por Snyder e Hansen em 1941 como um fitopatógeno pertencente à família Tuberculariaceae (Hyphomycetes). Possui hifas extensas, felpudas e septadas que formam micélio que varia entre as cores rosa, roxo, amarelo a branco-acinzentado, variando de esparso a denso. O fungo possui ainda dois tipos de esporos assexuados, denominados de microconídios e macroconídios (Sharma, 2004; Amorim *et al.*, 2011).

Em condições desfavoráveis ao seu desenvolvimento são produzidas estruturas de resistência chamadas clamidósporos, que são constituídos por uma única célula que condensa seu citoplasma devido ao acúmulo de reservas nutritivas, formando-se nas hifas de maneira intercalar ou terminal (Michereff *et al.*, 2005).

Os sintomas típicos causados pela fusariose nas plantas podem inicialmente ser

o amarelecimento e enrolamento de folhas e ramos mais novos, seguidos de avermelhamento e queda das folhas. Os frutos produzidos nos ramos atacados têm seu desenvolvimento paralisado, sendo os sintomas mais avançados caracterizados pela murcha e desfolhamento da planta (Gupta *et al.*, 2010).

### ***Meloidogyne enterolobii***

O *M. enterolobii* é uma espécie tropical e subtropical, cuja ocorrência já foi relatada no Brasil, Cuba, Porto Rico, Senegal, África do Sul, Cuba, Malásia, Martinica, Porto Rico, Senegal, Trinidad Tobago, Venezuela e África ocidental (Cab International, 2001).

No Brasil, *M. enterolobii* foi relatado pela primeira vez nos municípios de Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA) causando danos severos em plantios comerciais de goiabeira (Carneiro *et al.*, 2001). Posteriormente, a presença do nematóide foi relatada nos estados de Pernambuco, Bahia, Rio de Janeiro, Piauí, Rio Grande do Norte, Espírito Santo, Mato Grosso do Sul, Paraná, Ceará, Maranhão e São Paulo (Torres *et al.*, 2005; Silva *et al.*, 2006; Lima *et al.*, 2008; Silva *et al.*, 2008).

*Meloidogyne enterolobii* é um parasita biotrófico obrigatório e não é capaz de completar seu ciclo de vida sem um hospedeiro vivo (Eisenback e Triantaphyllou, 1991; Agrios, 2005; Elling, 2013). As fêmeas adultas de nematoides depositam ovos em uma matriz gelatinosa protetora expelida da raiz para o solo, que mantém os ovos juntos e os protege da predação e de condições ambientais extremas. Após a embriogênese, o nematoide se desenvolve em um primeiro estágio juvenil (J1) e passa por uma primeira muda para um J2 infeccioso. A eclosão depende da temperatura e umidade do solo. Os J2s migram para o sistema radicular de um novo hospedeiro, penetram nos tecidos epidérmicos da raiz e migram para o cilindro vascular, onde estabelecem locais de alimentação. Essas células são aumentadas e multinucleadas, fornecendo nutrição aos nematoides. Os J2s mudam mais três vezes até atingirem os estágios adultos, sendo que os estágios J3 e J4 não se alimentam devido à ausência de um estilete funcional (Eisenback e Triantaphyllou, 1991; Chitwood e Perry, 2009; Moens *et al.*, 2009; Elling, 2013; Jones *et al.*, 2013; Castagnone-Sereno e Castillo, 2014; Kirkpatrick *et al.*, 2018; Overstreet *et al.*, 2019;).

O *M. enterolobii* constitui um dos fatores limitante para o cultivo da goiabeira, devido ao elevado número de ovos produzidos por fêmea (500 ovos/ciclo), ampla distribuição geográfica e gama de hospedeiro (Guimarães *et al.*, 2003).

### Declínio da goiabeira

O declínio da goiabeira é uma doença complexa causada pela associação sinérgica entre *M. enterolobii* e *Fusarium solani*, mostrando que o nematoide, devido ao parasitismo inicial, predispõe as plantas à intensa degeneração radicular subsequente pelo fungo (Gomes *et. al* 2011).

**Figura 01.** Sintomas do declínio da goiabeira. A – Goiabeira com sintomas de clorose; (B, C e D) - Sistema radicular infectado por *M. enterolobii* e *F. solani*.



Fonte: Silva, M. F. A. 2024.

Goiabeiras em declínio apresentam clorose, necrose das bordas foliares, murchamento, queda das folhas e necroses radiculares (Figura 1), deficiência nutricional, galhas e apodrecimento radiculares (Figura 1). As plantas em declínio têm seu sistema radicular apodrecido ao longo da evolução da doença, não se recuperando e morrendo dentro de alguns meses. Nesta doença, goiabeiras imunes a *F. solani* tornam-se susceptíveis a este fungo quando parasitadas por *M. enterolobii*. Além disso, os frutos atingem sua maturidade fisiológica prematuramente com tamanho reduzido e abaixo do padrão de comercialização. (Gomes, 2007; Gomes *et al.*, 2008; Amorim *et al*, 2011; Gomes *et al.*, 2012; Moreira; Henrique Neto, 2001).

### Manejo do declínio da goiabeira

Muitas tentativas de manejo do declínio da goiabeira não têm se mostrado eficientes, como utilização de nematicidas, fungos nematófagos (*Paecilomyces lilacinus* e *Pochonia chlamydosporia*), bactérias nematófagas (*Pasteuria penetrans*), rizobactérias, resistência genética, adição de materiais orgânicos ao solo, entre outras (Cruz, 2013).

Almeida *et al.* (2011), testou isolados de rizobactérias para o manejo do declínio e observou que eles não foram capazes de reduzir a densidade de J2 de *M. enterolobii* no solo.

Carneiro *et al.* (2011), avaliaram a adição dos fungos *Paecilomyces lilacinus* (Thom Samson) e *Pochonia chlamydosporia* (Zare e Gams) por um período de seis meses e relataram que, embora o número de ovos de *M. enterolobii* tenha reduzido os sintomas nas plantas não foi atenuado.

Trabalhos com o intuito de encontrar fontes de resistência à *M. enterolobii* também têm sido desenvolvidos. Burla *et al.* (2007), por exemplo, avaliaram a reação a *M. enterolobii* de vinte e seis acessos de goiabeira e um de araçá e encontraram que todos os materiais eram suscetíveis.

### **Utilização de produtos biológico**

Entende-se por controle biológico de patógenos a total ou parcial redução da população destes por outros organismos, o que ocorre rotineiramente na natureza (Agrios, 2004).

O controle biológico baseia-se na relação antagônica entre microrganismo e patógeno, podendo ser caracterizado por diferentes modos de ação, tais como: competição por espaço e nutrientes, antibiose, parasitismo e indução de resistência da planta hospedeira (Moraes, 1991; Melo & Azevedo, 1998; Papavizas, 1985).

Mais de 200 diferentes organismos são considerados inimigos naturais dos fitopatógenos. Fungos, bactérias, nematoides predadores e ácaros têm sido encontrados predando ou parasitando nematoides (Soares, 2006). Dentre esses, os fungos têm se destacado como agentes potenciais para controle biológico (Dijksterhuis *et al.*, 1994), seguidos das bactérias. Cerca de 75% dos antagonistas já identificados são fungos e outros 7% são bactérias, encontrados normalmente nos solos e inofensivos às culturas. Parasitam ovos, predam juvenis, adultos ou cistos, ou ainda produzem substâncias tóxicas aos

nematoides (Jatala, 1986; Stirling, 1991).

O controle biológico vem sendo viabilizado após décadas de pesquisa em vários países com a seleção de antagonistas e o desenvolvimento de formulações estáveis. Porém, ainda existem limitações técnicas e comerciais para que os produtos biológicos possam fazer parte do manejo integrado de nematoides em definitivo. O mercado global de produtos biológicos para o controle de pragas e doenças na agricultura representa cerca de 2% do mercado de defensivos agrícolas mundial. Foram primeiramente desenvolvidos para culturas de alto valor agregado, vegetais e cultivos protegidos, para redução dos resíduos. Atualmente, têm sido utilizados em praticamente todas as culturas agrícolas. Produtos à base de *Bacillus thuringiensis* dominam o mercado, mas outros agentes têm tido destaque, como *Beauveria*, *Metarhizium*, *Trichoderma*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus firmus*, *Pseudomonas fluorescens*, além dos nematoides entomopatogênicos. Destes, apenas alguns têm potencial de controle de nematoides parasitas de plantas (Machado *et al.* 2016).

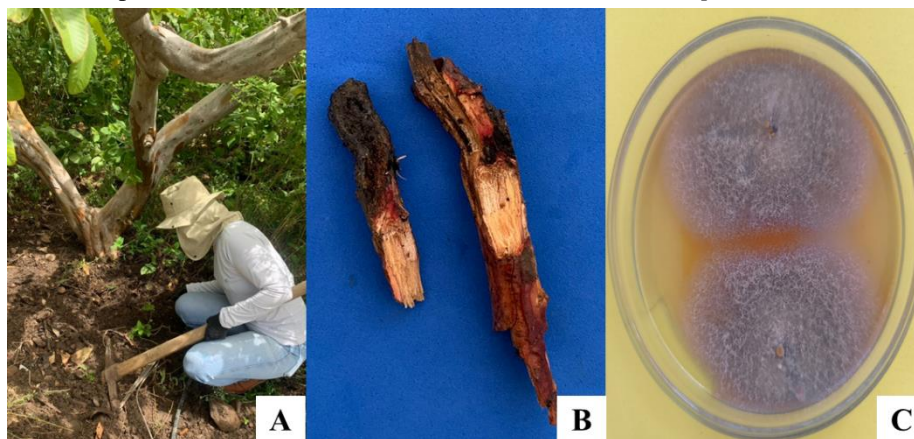
## MATERIAIS E MÉTODOS

Este trabalho foi conduzido no Laboratório de Fitopatologia no Departamento de Tecnologia e Ciências Sociais na Universidade do Estado da Bahia (DTCS/UNEB) em Juazeiro-BA (9°25'11.5" S; 40°29'08.3" W), durante os meses de março a junho de 2024.

### Obtenção do inóculo e teste de patogenicidade

O isolado de *Fusarium sp.* foi obtido de um pomar de goiabeira da cultivar 'Paluma' com sintomas de declínio da goiabeira, e os tecidos coletados do colo e da raiz da planta (Figura 02 a, b). Para o isolamento, foram utilizadas placas de Petri de 90 x 15 mm com meio de cultura BDA (batata, dextrose e ágar), preparado com 200 g de batata, 20 g de dextrose e 20 g de ágar por litro de água, com 500 mg L<sup>-1</sup> de antibiótico Tetraciclina para evitar contaminação por bactérias. As mesmas foram incubadas por 7 dias a 25 ±2 °C.

**Figura 02.** Obtenção do inóculo do *Fusarium sp.* A – Goiabeira com sintomas de declínio; B - Sistema radicular infectado por *F. solani*; C – Crescimento micelial do *Fusarium sp.*

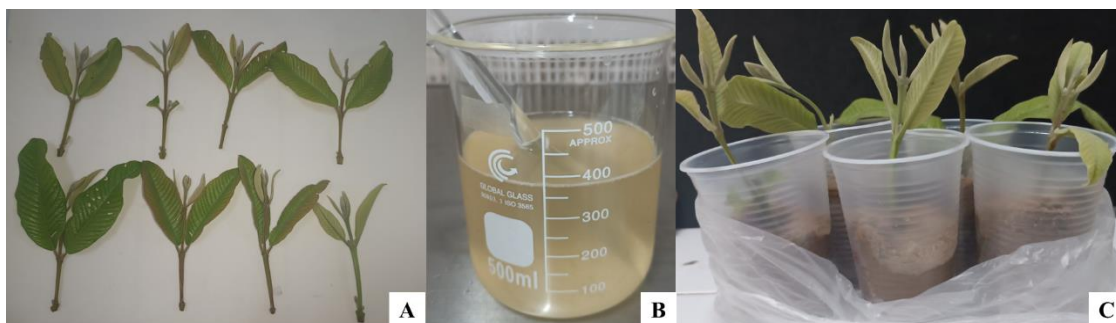


Fonte: Silva, M. F. A.

Para o teste de patogenicidade do isolado obtido, procedeu-se com a inoculação da suspensão em estacas de goiabeira (10 cm de comprimento) com um par de folhas de goiabeira cultivar 'Paluma', obtidas em uma área experimental (Figura 03 a). As estacas foram imersas separadamente por cinco segundos em uma suspensão de conídios (10<sup>6</sup>/mL) do isolado de *Fusarium sp.* (Gomes *et al.*, 2011) (Figura 03 b). Posteriormente, as estacas foram colocadas individualmente em copos plástico com solo esterilizado

como substrato (Figura 03 c), e mantidas a  $27 \pm 2$  ° C, 95% de UR e fotoperíodo de 12h. Seis estacas inoculadas por isolado e quatro imersas em água destilada estéril, como controle. Foram avaliados o aparecimento de sintomas da doença. Foram avaliados o aparecimento de sintomas da doença através da escala proposta por (Gomes *et al.*, 2011)

**Figura 03.** Teste de patogenicidade. A – Estacas de goiabeira; B – Suspensão de *Fusarium sp.*; C – Estacas em solo esterilizado.



Fonte: Silva, M. F. A.

**Figura 04.** Descrição de sintomas do *Fusarium sp.* em estacas de goiabeira.

Nota	Descrição dos sintomas
0	saudável (ausência de sintomas).
1	presença de lesões necróticas abrangendo pequena área das folhas e no pecíolo e murcha leve com queda ocasional de pelo menos uma folha.
2	lesões necróticas cobrindo grandes áreas das folhas, pecíolo, e na base da estaca que se apresenta moderadamente retorcida e murcha com queda de ambas as folhas.

Fonte: Gomes *et al.*, 2011.

As estacas imersas na solução aquosa da suspensão de micronídios e macronídios ( $10^6$ /mL) de *Fusarium sp.* apresentaram sintomas de grau dois. Já a testemunha não apresentou sintomas (Figura 05).

**Figura 05.** Sintomas de *Fusarium sp* em estacas de goiabeira após a imersas em suspensão aquosa de conídios. (A e B) – A Testemunha apresentou o grau zero, e as estacas que receberam o inoculo de macronídios e micronídios apresentaram sintomas de grau dois.



Fonte: Silva, M. F. A.

### Sensibilidade *in vitro* *Fusarium sp.* aos produtos biológicos

Para a sensibilidade *in vitro* do *Fusarium sp* adicionou-se os produtos biológicos ao meio de cultura BDA fundente, acrescido de Tween<sup>20</sup> (0,05mL) e vertidos em placa de Petri. Os produtos e concentrações testados foram T2= *Bacillus velezensis* 400mL.ha<sup>-1</sup>, T3= *Bacillus velezensis* 200mL.ha<sup>-1</sup>, T4= *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* 200 g.ha<sup>-1</sup> e T5= *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* 500 g.ha<sup>-1</sup>. Posteriormente, um disco de 5 mm das bordas da colônia do patógeno em crescimento há 8 dias foi adicionado ao centro da placa de Petri. A testemunha consistiu no disco do fungo cultivado em meio BDA sem adição de produto (Tabela 1).

**Tabela 01:** Tratamentos e o ingrediente ativo dos produtos comerciais utilizados.

TRATAMENTOS	PRODUTOS
T1	Testemunha
T2	<i>Bacillus velezensis</i> 400 ml.ha <sup>-1</sup>
T3	<i>Bacillus velezensis</i> 200 ml.ha <sup>-1</sup>
T4	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> + <i>Trichoderma hazianun</i> 200 g.ha <sup>-1</sup>
T5	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> + <i>Trichoderma hazianun</i> 500 g.ha <sup>-1</sup>

As placas foram vedadas e mantidas na temperatura média de 25°C e baixa luminosidade.

A avaliação ocorreu após 24h, através da medição diária do diâmetro das colônias formadas do *Fusarium* sp. (média das duas medidas diametricamente opostas), até que a testemunha atingisse o diâmetro da placa. Para o cálculo da taxa de inibição do crescimento micelial, utilizando a fórmula:

$$I.C.M = \frac{(\text{Crescimento da testemunha} - \text{Crescimento do tratamento})}{\text{Crescimento da testemunha}} * 100$$

### **Coleta e extração dos nematóides**

Para a extração, foram coletadas raízes de goiabeiras (*Psidium guajava* L.) infestadas com o *M. enterolobii* em uma área de produção na Fazenda JB (9,16202° S, 41,00593° O) no município de Casa Nova, Bahia. Essas raízes foram levadas para o Laboratório de Fitopatologia onde foi realizada a extração de ovos de acordo com a metodologia proposta por Coolen e D’Herde (1972), onde os nematóides são extraídos das raízes pelo método conhecido como “método do liquidificador, peneiramento e flutuação em centrifuga com solução de sacarose”, efetuando-se as seguintes etapas: I) coleta, lavagem cuidadosa, e corte das raízes infectadas em pedaços de aproximadamente 2 cm; II) transferência das raízes para um copo de liquidificador e adição de solução de hipoclorito de sódio (NaClO), na concentração de 0,5%, até cobri-las; III) trituração das raízes por 60 segundos na velocidade mínima; IV) ao final do tempo, a suspensão contendo os ovos do nematóide foram passada em peneira de malha de 20 mesh, sobre outra peneira de malha de 500 mesh; V) utilizando jatos fortes de água para retirar o excesso de NaClO, e o conteúdo da peneira de 500 mesh foi recolhido para um béquer com capacidade de 500 mL com auxílio de uma pisseta; VI) a suspensão foi transferida para tubos de centrifuga tomando-se cuidado para balanceá-los; VII) à centrifugação por 5 min a 1.800 rpm; VIII) retirou-se os tubos da centrífuga; o líquido sobrenadante foi eliminado, limpando as bordas dos tubos. Logo após essa etapa, adicionou-se a solução de sacarose (450 g de açúcar misturado em 1,0 L de água) misturada com um bastão de vidro para desfazer o “pelet”; IX) os tubos serão colocados novamente na centrífuga e submetidos a 1.800 rpm por um minuto; X) em seguida, os tubos serão retirados da

centrífuga e o sobrenadante vertido sobre uma peneira de 500 mesh, devidamente inclinada. Recolhendo a suspensão para um béquer com capacidade para 500 mL, e o excesso da sacarose será eliminado com água de torneira e, com jatos fortes de água de pisseta. Tomando-se alíquotas de 1 mL, faz-se a contagem de ovos em Câmara de Peters sob microscópio estereoscópio (Figura 06) e calibração da suspensão para o teste *in vitro*.

**Figura 06.** Coleta e extração nematoide. A – Coleta das raízes com galhas; B – Trituração das raízes; C – Suspensão com ovos passados na peneira; D – Centrifugação.



Fonte: Silva, M. F. A.

### **Controle *in vitro* na eclosão e na mortalidade de juvenis de *Meloidogyne enterolobii***

A quantia de 10 mL da solução contendo os produtos descritos na (Tabela 02), foram colocadas em placas de Petri estéreis. Em seguida, foi pipetado 1 mL de suspensão contendo 500 ovos de *Meloidogyne enterolobii* e a mistura final foi incubada por 7 dias, à 25°C, em sala climatizada. Após a incubação foi realizada a avaliação da percentagem de J2 eclodidos. Para o teste de mortalidade, foram observados os nematoides aparentemente inativos. Para que os nematoides fossem considerados inativos, estes deveriam apresentar um corpo retilíneo e imóvel ao microscópio (Machado *et al.* 2017). Para calcular a taxa de mortalidade percentual em uma área específica, utilizando a seguinte fórmula:

$$\text{Taxa de mortalidade (\%)} = \frac{N^{\circ} \text{ de mortos}}{\text{Pelo } n^{\circ} \text{ total de individuos}} * 100$$

O delineamento experimental utilizado foi o Inteiramente Casualizado (DIC) com cinco tratamentos, cinco repetições por tratamento, sendo cada repetição representada por uma placa de Petri. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias

comparadas pelo teste de Tukey, a 5% ( $p < 0,01$ ) de probabilidade no programa AGROESTAT (Barbosa & Maldonado, 2015).

**Tabela 02:** Tratamentos e o ingrediente ativo dos produtos comerciais utilizados.

TRATAMENTOS	PRODUTOS
T1	Testemunha
T2	<i>Bacillus velezensis</i> 400 ml.ha <sup>-1</sup>
T3	<i>Bacillus velezensis</i> 200 + 200 ml.ha <sup>-1</sup>
T4	<i>Bacillus subtilis</i> e <i>licheniformis</i> 200 g/60L
T5	<i>Bacillus subtilis</i> + <i>Bacillus licheniformis</i> + <i>Purpureocilium lilacinum</i> 250 g/300L

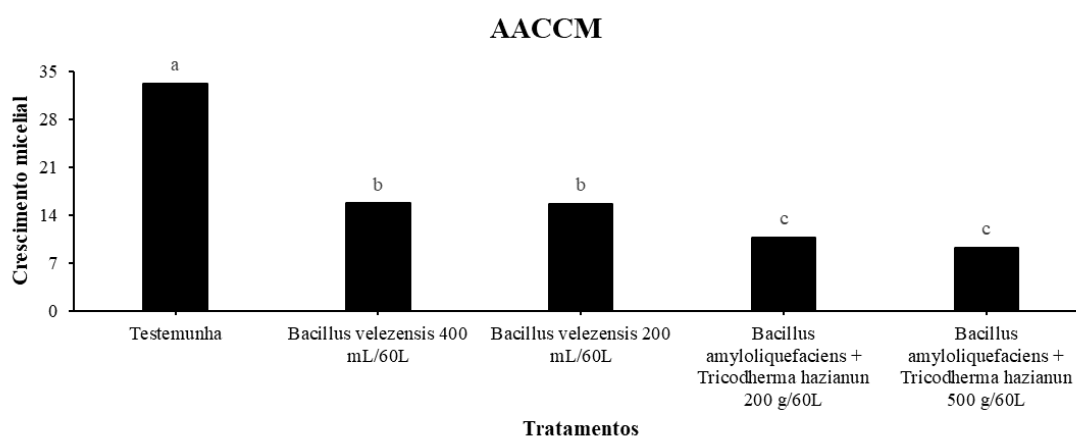
## RESULTADOS E DISCUSSÃO

### Sensibilidade *in vitro* *Fusarium* sp. aos produtos biológicos

De acordo os dados obtidos, verificou-se que os tratamentos com *Bacillus velezensis* nas doses de 400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>, apresentaram uma redução significativa na Área Abaixo da Curva do Crescimento Micelial (AACCM), indicando um efeito inibitório no crescimento micelial do *Fusarium* sp (Figura 7).

Os tratamentos, *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* nas doses 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> foram significativamente mais eficazes do que os outros tratamentos (Figura 7).

**Figura 07.** Área Abaixo da Curva do Crescimento Micelial



Fonte: Silva, M. F. A.

O AACCM é o somatório do crescimento médio diário do *Fusarium* sp., nesse

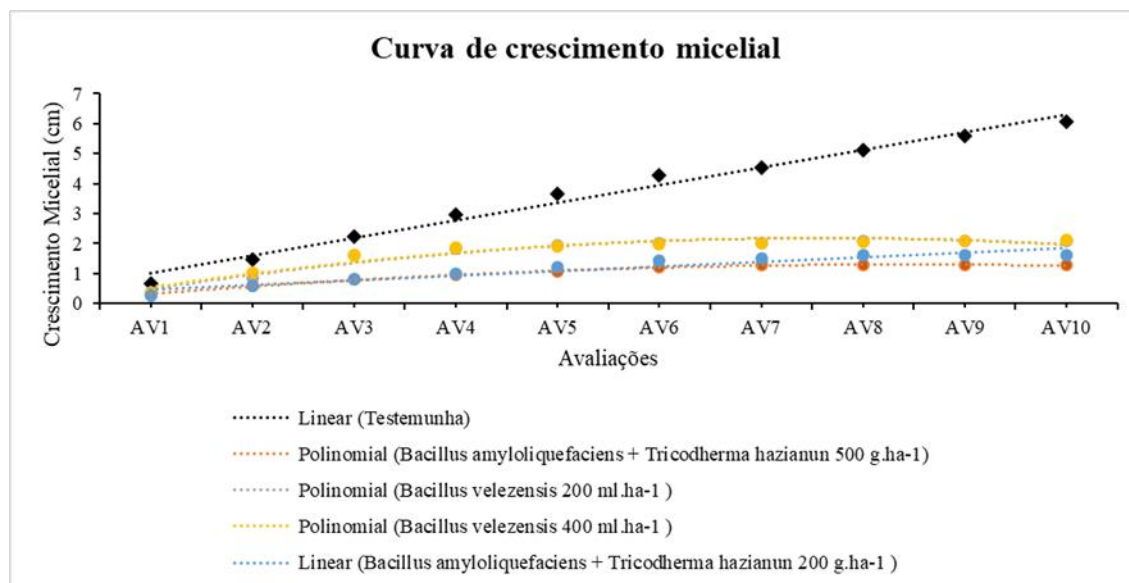
sentido, observa-se que os tratamentos com *Bacillus velezensis* 400 e 200 mL/60L ha<sup>-1</sup> expressaram um menor AACCM em comparação com a testemunha. Resultados corroboram com Montalvão (2017) com a realização das observações ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) das áreas de confronto entre patógeno e antagonista foi possível visualizar deformações de hifas do patógeno, com a conglobação, hidrólise e morte de hifas devido a atuação tóxica dos metabólitos do *Bacillus* sobre o *Fusarium oxysporum*.

Os tratamentos com *Bacillus amyloliquefaciens* + *Tricoderma harzianum* 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> apresentaram redução na AACCM em relação aos tratamentos *Bacillus velezensis* 400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>. A testemunha apresentou a maior AACCM, indicando que não houve inibição do crescimento micelial. Conforme Vinale *et al.* (2008) a redução do crescimento micelial de *Fusarium spp.* pelo fungo *T. harzianum* pode ser atribuída à competição por espaço e por nutriente presentes no meio de cultura e/ou hiperparasitismo.

A eficácia superior *Bacillus amyloliquefaciens* + *Tricoderma harzianum* 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> aos tratamentos com *Bacillus velezensis* 400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>, pode ser explicada pela combinação de mecanismos de ação distintos, como a produção de substâncias antimicrobianas por *Bacillus amyloliquefaciens* e a competição e hiperparasitismo por parte de *Trichoderma harzianum* (Vinale *et al.* 2008).

A figura 8 ilustra a curva de crescimento micelial de *Fusarium sp.* nos tratamentos ao longo de dez avaliações.

Figura 08. Curva de crescimento micelial.



Fonte: Silva, M. F. A.

Observa-se que a curva de crescimento micelial da testemunha segue uma tendência linear crescente, indicando que o micélio do fungo cresceu continuamente ao longo das avaliações, sem qualquer inibição. Entretanto para os tratamentos com *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianum* (500 g/ha-1 e 200 g/ha-1), ambas as doses apresentaram uma curva polinomial com crescimento micelial substancialmente menor em comparação à testemunha. Observa-se que a dose de 500 g/ha-1 apresentou uma inibição ligeiramente maior que a dose de 200 g/ha-1, indicando uma eficácia dose-dependente.

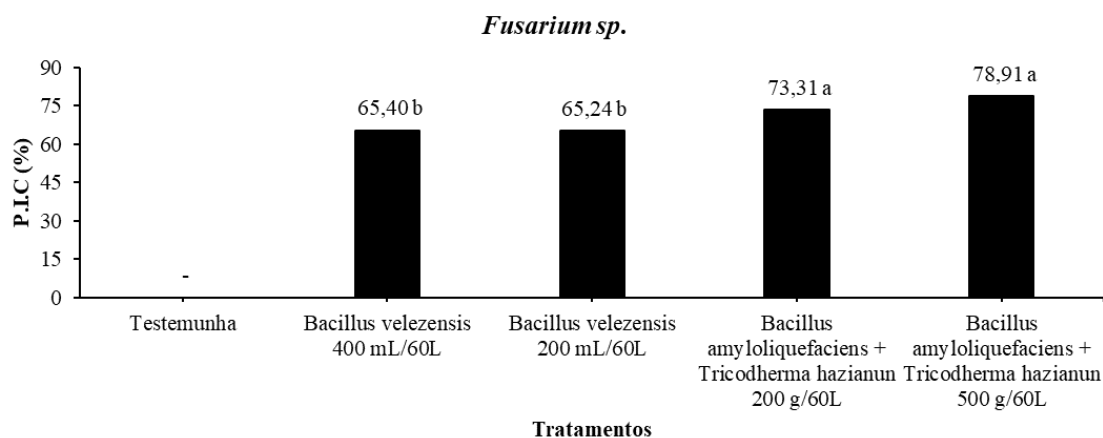
Os tratamentos com *Bacillus velezensis*, nas doses de 200 mL/ha-1 e 400 mL/ha-1 também apresentaram curvas polinomiais que indicam um crescimento micelial reduzido em comparação à testemunha. Contudo, a dose de 400 mL/ha-1 foi ligeiramente mais eficaz que a de 200 mL/ha-1, mas ambas mostraram menos eficácia em comparação ao *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianum*.

Esses resultados indicam que os tratamentos combinados de *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianum* na dose de 500 g/ha-1, mostraram a maior inibição do crescimento micelial. Isso demonstra a sinergia entre os dois microrganismos, combinando a produção de antibióticos de *Bacillus* com a competição por espaço e nutrientes de *Trichoderma*.

Para a variável de percentual de inibição do crescimento micelial do *Fusarium* sp.,

os resultados indicaram que todos os tratamentos, apresentaram efeito inibitório significativo, em relação à testemunha (Figura 09).

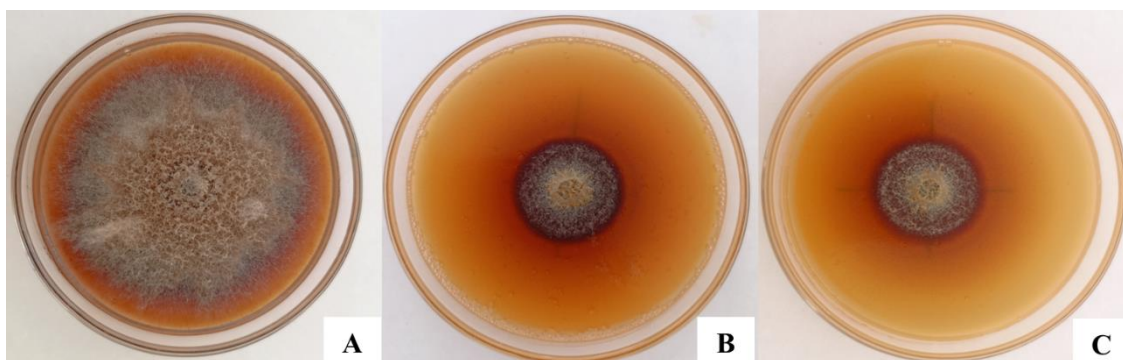
**Figura 09.** Percentual de inibição de crescimento micelial do *Fusarium sp.*



Fonte: Silva, M. F. A.

Os resultados dos tratamentos com *Bacillus velezensis* nas doses 400 e 200 mL/60L.ha<sup>1</sup> mostraram efeito inibitório significativo no crescimento micelial quando comparados à testemunha (Figura 10). Corroborando com o resultado obtido, Ferreira *et al.* (2021), ao estudar *Bacillus velezensis* AP-03 encontrou resultados na redução do crescimento micelial de *F. verticillioides* em 62,1%. Kupper, Gimenes-Fernandes e Goes (2003), afirmam que microrganismos que agem por antibiose, geralmente têm amplo espectro de ação, de forma que na inibição dos fungos a produção de substâncias tóxicas é mais efetiva do que qualquer outro mecanismo de ação envolvido.

**Figura 10** – Controle *in vitro* de *Fusarium sp.* A-Testemunha; B- T2: *Bacillus velezensis* 400 mL/60L.ha<sup>-1</sup>; C- T3: *Bacillus velezensis* 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>.

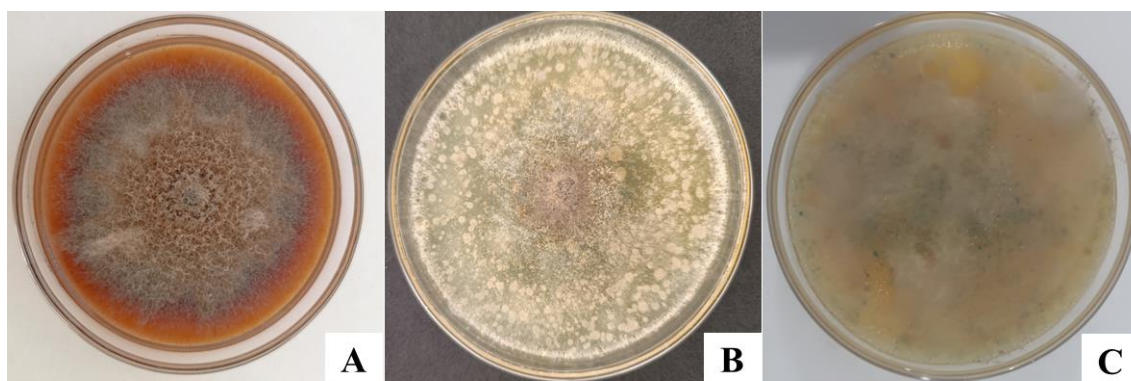


Fonte: Silva, M. F. A.

Já os tratamentos *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* nas doses

de 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> demonstraram uma inibição significativamente maior do crescimento micelial do fungo, sendo os mais eficazes entre os tratamentos avaliados. Um estudo realizado por Maciel (2014), indica que o *Trichoderma spp.* e *Bacillus subtilis* (UFV3918) apresentaram ação antagônica sobre o patógeno *F. sambucinum*, entretanto essa ação foi mais pronunciada quando se utilizou o agente *Trichoderma spp.*, que inibiu em mais de 60% o crescimento da colônia (Figura 11).

**Figura 11** – Controle *in vitro* de *Fusarium sp.* A-Testemunha; B- T4: *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>; C- T5: *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* 500 mL/60L.ha<sup>-1</sup>;



Fonte: Silva, M. F. A.

Para o antagonista *Trichoderma sp.*, Lopes *et al.* (2012) relataram 60% de inibição do crescimento micelial de *Sclerotinia sclerotiorum* pela ação de metabólitos voláteis de *T. harzianum*. Segundo Bonfim *et al.* (2010), *Trichoderma spp.* produzem enzimas que degradam as paredes celulares de outros fungos e a esse efeito se soma a ação tóxica de substâncias antifúngica produzidas pelo antagonista, reduzindo ou mesmo paralisando (efeito fungistático) o crescimento e a esporulação do patógeno.

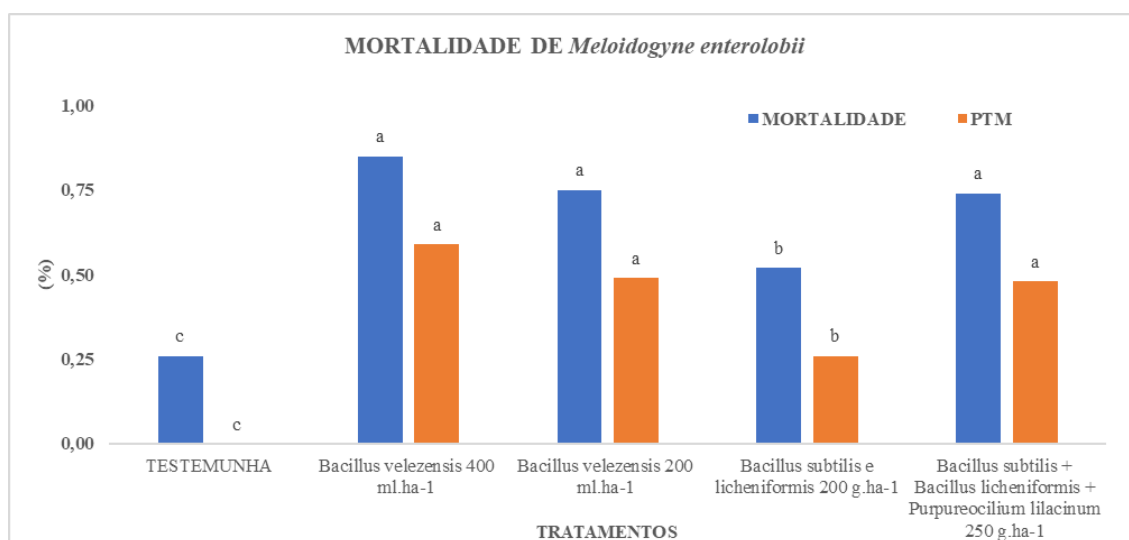
Os dados indicaram que tratamentos com *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma hazianun* 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> foram significativamente superiores aos tratamentos com *Bacillus velezensis* 400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup> em termos de inibição do crescimento micelial. Alcançaram inibições de 73,31%; 78,91%; 65,40% e 65,24%, respectivamente, quando comparados à testemunha, esses resultados podem estar associados a uma combinação de fatores. Maciel (2014), destaca que o gênero *Trichoderma* apresenta crescimento rápido, disputando área com o patógeno enquanto segundo Asaka e Shoda (1996) a eficiência na atividade *in vitro* apresentada por *B. subtilis* está associada à capacidade que essa bactéria tem em produzir antibióticos como

iturina A e surfactina, capazes de atuar na inibição do crescimento micelial de fungos. Dessa forma, a ação conjunta desses fatores possivelmente potencializa o desempenho desse tratamento.

### Efeito *in vitro* de produtos biológicos na mortalidade do *Meloidogyne enterolobii*

Os tratamentos com *Bacillus velezensis* nas doses 400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup> e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* + *Purpureocillium lilacinum* 250 g/300L.ha<sup>-1</sup>, estatisticamente não apresentaram diferença significativa entre si, apresentando melhores taxas de mortalidade quando comparadas com a testemunha e demais tratamentos. Já, o tratamento com *Bacillus subtilis* e *licheniformis* 200 g/60L.ha<sup>-1</sup> apresentou uma taxa de mortalidade intermediária em comparação aos demais tratamentos (Figura 12 e 13).

**Figura 12** – Mortalidade de *Meloidogyne enterolobii* e o Percentual da Taxa de Mortalidade.

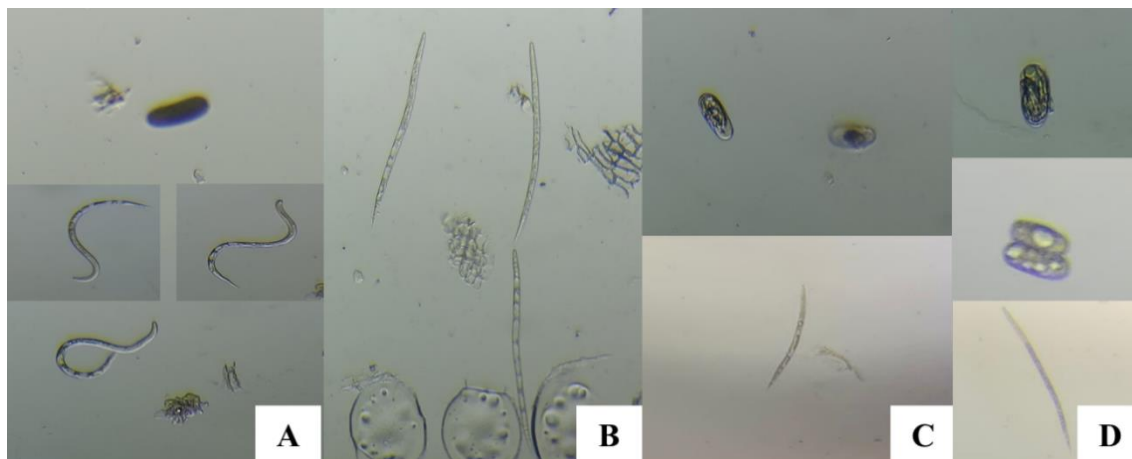


Fonte: Silva, M. F. A.

Huang *et al.* (2010) observaram que *Bacillus megaterium* YMF inibiu a eclosão de ovos de nematoides e reduziu a infecção de *M. incognita* mediante a produção de voláteis nematicidas como benzenoacetaldéido, 2-nonanona, decanal, 2-undecanona e dissulfeto de dimetila, ativos contra juvenis e ovos. Esses relatos indicam que o modo de ação de *Bacillus spp.* com atividade nematicida está provavelmente relacionado à produção de metabólitos bioativos, corroborando com resultados apresentados nesse trabalho, onde os tratamentos com *Bacillus velezensis* 400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup> e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* + *Purpureocillium lilacinum* 250 g/300L.ha<sup>-1</sup>

apresentaram uma taxa de mortalidade acima de 70%. A alta taxa de mortalidade observada nesses tratamentos indica a eficácia dessas combinações bacterianas na redução da população de nematoídeos.

**Figura 13** – Efeito *in vitro* de produtos biológicos na mortalidade do *Meloidogyne enterolobii*. A – Testemunha; B – Mortalidade do J2 no tratamento com *Bacillus velezensis* na dose de 400 mL/60L.ha<sup>-1</sup>; (C e D) - Inibição da eclosão dos ovos e mortalidade de J2 *Bacillus velezensis* na dose de 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup> *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* + *Purpureocillium lilacinum* 250 g/300L.ha<sup>-1</sup>.



Fonte: Silva, M. F. A.

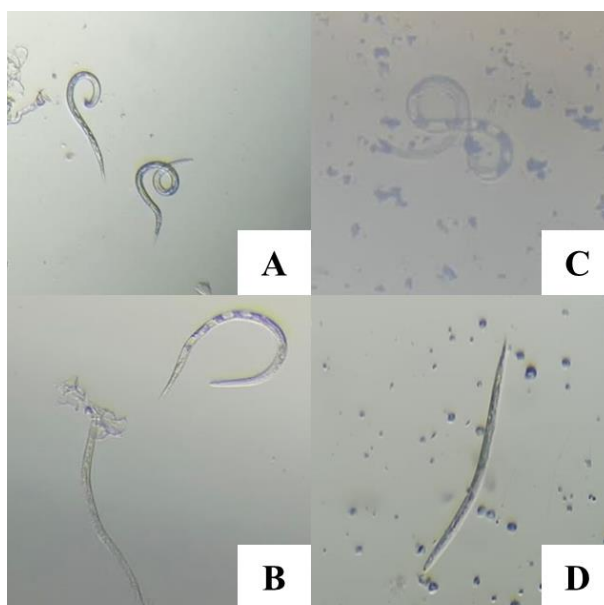
Os tratamentos reduziram a eclosão dos ovos e aumentaram a mortalidade J2 de *Meloidogyne enterolobi* (Figura 13 b,c,d). Bactérias dos gêneros *Bacillus* e *Pseudomonas* produzem proteases que degradam a cutícula do nematoídeo e podem destruir a massa gelatinosa dos ovos, diminuindo sua eclosão (Tavakol-Norabadi *et al.* 2013).

Wille (2019), observou-se que os isolados do gênero *Bacillus* (F08, F25, F71 e FB27) produziram proteases nos dois testes realizados e apresentaram elevados índices de mortalidade de J2 de *M. incognita*. Resultados semelhantes foram encontrados por Ludwig *et al.* (2013), que observaram *in vitro* a redução da eclosão de ovos imaturos e maduros de *Meloidogyne graminicola*, bem como aumento da mortalidade de J2 em 24 e 48 horas, utilizando rizobactérias e cepas de *Bacillus*.

O tratamento com *Bacillus subtilis* e *licheniformis* a 200 g/60L.ha<sup>-1</sup> resultou em uma mortalidade significativa em comparação à testemunha, embora tenha sido menos eficaz que os demais tratamentos (Figura 12 e 14). A menor eficiência desse tratamento pode ser explicada pelo fato de que as bactérias nematófagas constituem um grupo natural de microrganismos que podem atuar de diferentes maneiras antagônicas sobre os

nematóides, especialmente por parasitismo, produção de toxinas, antibióticos, enzimas, indução de resistência vegetal sistêmica e como promotores do crescimento (Tian *et al.*, 2007).

**Figura 14** – Efeito *in vitro* de produtos biológicos na mortalidade do *Meloidogyne enterolobii*. (A e B) – Testemunha; (C e D) – J2 vivo e morto no tratamento com *Bacillus subtilis* e *licheniformis* 200 g/60L.ha<sup>-1</sup>



Fonte: Silva, M. F. A.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os tratamentos com *Bacillus amyloliquefaciens* + *Trichoderma harzianum* nas doses de 200 e 500 g/60L.ha<sup>-1</sup> mostraram maior eficiência no controle *in vitro* do *Fusarium sp.*

Os tratamentos com *Bacillus velezensis* (400 e 200 mL/60L.ha<sup>-1</sup>) e *Bacillus subtilis* + *Bacillus licheniformis* + *Purpureocillium lilacinum* (250 g/300L.ha<sup>-1</sup>) apresentaram altas taxas de mortalidade do nematoide, superiores a 70%.

Dada a eficácia demonstrada dos tratamentos biológicos no controle de *Fusarium sp.* e *Meloidogyne enterolobii*, é recomendável dar continuidade a este estudo. Realizar trabalhos em campo para que possa validar a efeito desses produtos.

## REFERÊNCIAS

- Agrios, G.N. **Plant Pathology**, 5th ed., London, 2004.
- Agrios, G. N. **Plant Pathology**, Vol. 5. (San Diego, CA: Academic Press), p. 845, 2005.
- Almeida, A. M.; Gomes, V. M.; SOUZA, R. M. **Avaliação estufa e campo de rizobactérias para controlar o declínio de goiaba**. *Bragantina*, v. 70, n. 4, p. 837-842, 2011.
- Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamin Filho, A. **Manual De Fitopatologia: Princípios E Conceitos**. 4ª Ed. Agronômica Ceres, Piracicaba, P. 704, 2011.
- Barbosa, J. Maldonado, J.R. **Experimentação Agronômica & AgroEstat: Sistema para Análises Estatísticas de Ensaio Agronômicos**, 2015.
- Barker, K. R. Perspectives on plant and soil nematology. *Annual Review of Phytopathology*, v. 41, p. 1-25, 2003.
- Bonfim, M. P. et al. **Avaliação antagônica in vitro e in vivo de Trichoderma spp. A Rhizopus stolonifer em maracujazeiro amarelo**. *Summa Phytopathologica*, v.36, n.1, p.61-67, 2010.
- Burla, R. S.; Souza, R. M.; Gonçalves, JR. E.; Moreira, F. O. M. **Reação de acessos de Psidium spp. a Meloidogyne mayaguensis**. XXVII CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA. Goiânia. Resumos. *Nematologia Brasileira*, v. 31, n. 2, p. 127. 2007.
- Burla, R.S. et al. **Comparação entre níveis de inóculo, épocas de avaliação e variáveis para seleção de Psidium spp. visando à resistência a Meloidogyne enterolobii**. *Nematologia Brasileira*, v.34, p.82-90, 2010.
- CAB International. *Meloidogyne mayaguensis* in Crop protection compendium global module. 3 edition. Wallingford. UK: CAB International, 2001.
- Camargo, L. E. A.; Bergamin, FILHO. A. Controle Genético. In: Bergamin Filho. A.; Kimati. H.; Amorin. L. **Manual de Fitopatologia. Princípios e Conceitos**. v.1. 3ª ed. São Paulo. SP. Agronômica Ceres Ltda. p.729-760. 1995.
- Cañizares, A.; Laverde, D.; Puesme, R. Crecimiento y desarrollo del fruto de guayaba (*Psidium guajava* L.) em Santa Bárbara, Estado Monagas, Venezuela. *Revista Científica UDO Agrícola*, v.3, n. 1, p. 34-38, 2003.
- Carneiro, R. M. D. G.; Moreira, W. A.; Gomes, A. C. M. M. **Primeiro registro de Meloidogyne enterolobii em goiabeira no Brasil**. *Nematologia Brasileira*. v. 25, n. 2, p. 223-228. 2001.
- Carneiro, R. M. D. G.; Tigano, M. S.; Jorge, C. L; Teixeira, A. C. O.; Cordeiro, M. C. **Selection and polymorfism of Pasteuria penetrans isolates in relation to Meloidogyne**

**spp. from coffee.** Nematology. Leiden, v. 6. n. 2. p. 287-298. 2004.

Carneiro et al. **Efeito de fungos nematófagos sobre a reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em goiaba (*Psidium guajava*) plantas.** Nematologia Brasileira, v. 13. N. 6. p. 721-728. 2011.

Castagnone-Sereno, P., and Castillo, P. *Meloidogyne enterolobii* (Pacara earpod tree root-knot nematode), 2014.

Chase, M. W.; Reveal J. L. **A phylogenetic classification of the land plants to accompany APG III.** Botanical Journal of the Linnean Society, v.161, 122–127, 2009.1

Chitwood, D. J., and Perry, R. N. “Reproduction, physiology, and biochemistry,” in Root-Knot Nematodes, eds R. N. Perry, M. Moens, and J. Starr (Cambridge, MA: CAB International), 182–194. doi: 10.1079/9781845934927.0182, 2009.

Coleman D C, Crossley D Ajr, Beare M H And Hendrix P F. **Interactions of organisms at root/soil and litter/soil interfaces in terrestrial ecosystems.** Agric. Ecosyst. Environ. 24, 117–134, 1995.

Coolen, W. A.; D’Herde, C. J. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. Ghent: State Agriculture Research Centre, 77p, 1972.

Cruz, T. P. **Avaliação da atividade biológica de óleos essenciais sobre *Fusarium solani* e *Meloidogyne enterolobii* agentes causais do declínio da goiabeira.** Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) Universidade Federal do Espírito Santo, Alegre, 2013.

Dijksterhuis, J.; Veenhuis, M.; Harder, W.; Nordbring-Hertz, B. Nematophagous fungi: physiological aspects and structure-function relationships. **Advances in Microbial Physiology**, 36:111-143, 1994.

Eisenback, J. D., and Triantaphyllou, H. H. “Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species and races,” in Manual of Agriculture Nematology, ed. W. R. Nickle (New York, NY: Marcell Dekker), p. 191–274, 1991.

Elling, A. A. Major emerging problems with minor *Meloidogyne* Species. Phytopathology 103, 1092–1102. doi: 10.1094/phyto-01-13-0019-rvw, 2013.

Francisco, V. F., Baptistella, C. D., & Amaro, A. A. **A cultura da goiaba em São Paulo.** Secretaria de Agricultura e Abastecimento - Instituto de Economia Agrícola. São Paulo, 2010.

Ferreira, R. B; **Resíduos orgânicos no controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *passiflorae* em maracujazeiro amarelo.** Revista Acta Biológica Colombiana, v. 20, n.3, p. 111, 2015.

Giacomino, A. P. **Cultura da goiaba.** USP – ESALQ, Piracicaba, 2012.

Gomes, V. M. **Meloidoginose da goiabeira: estudos sobre a sua patogênese e formas de convívio com a doença a campo.** (Dissertação de Mestrado). Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Campos dos Goytacazes (RJ). 67 p. 2007.

Gomes, V. M., Souza R. M., Dolinski C. **Caracterização do estado nutricional de goiabeiras em declínio parasitadas por *Meloidogyne enterolobii*.** Nematologia Brasileira, v. 32, p. 154-160, 2008.

Gomes, Vicente Martins et al. **Guava decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*.** Journal of Phytopathology, v. 159, n. 1, p. 45-50, 2011.

Gomes. V. M. **Declínio da goiabeira (*Psidium guajava* L.): etiologia e caracterização da sua patogênese.** (Tese de Doutorado). Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Campos dos Goytacazes (RJ). p.111, 2012.

Guimarães, L.M.P.. R.M. Moura E E.M.R. Pedrosa. **Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas.** Nematologia Brasileira. v. 27, p. 139-145, 2003.

Gupta, V. K.; Misra, A. K.;Gaur, P. K.;Jain, P. K.; Guar, D.; Sharma, S. **current status of *Fusarium* wilt disease of guava (*Psidium guajava* L.) in India.** Biotechnology. v. 9, n 2, p. 176-196, 2010.

Huang, Y. et al. Characterisation of volatiles produced from *Bacillus megaterium* YFM3.25 and their nematicidal activity against *Meloidogyne incognita*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 126, n. 3, p. 417–422, 2010.

Instituto Brasileiro De Geografia E Estatística (Ibge), 2019. Disponível em <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/5457#resultado>. Acesso em 14 abr. 2024.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível < <https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/goiaba/br>> Acesso em 14 abr. 2024.

Jatala, P. Biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Re-view of Phytopathology**, 24:453-489, 1986.

Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G. J., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G. K., et al. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Mol. Plant Pathol.* 14, 946–948. doi: 10.1111/mpp.12057, 2013.

Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J.A.M.; Bergamin Filho, A.; Camargo, L.E.A **Manual de fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas.**; 4ª Ed.vol. 2, p. 479 – São Paulo: Agronômica Ceres, 2005.

Kirkpatrick, T., Lee, J., and Faske, T. The Guava Root-Knot Nematode (*Meloidogyne enterolobii*), a Potential Threat to Arkansas Sweet Potatoes and Other Crops, 2018.

Kupper, KC, Gimenes-Fernandes, N. & Goes, A. **Controle biológico de *Colletotrichum acutatum*, agente causal da queda prematura de frutos cítricos.** Fitopatologia Brasileira, 28(3), 251-257. doi: 10.1590/S0100-41582003000300005, 2003.

Lima. I. M.; Dolinski. C. M.; Souza. R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. In: Congresso Brasileiro De Nematologia. XXIV. Petrolina. Resumos. p.139. 2003.

Lopes, FAC, Steindorff, AS, Geraldine, AM, Brandão, RS, Monteiro, VN, Lobo Junior, M., Silva, RN. **Perfis bioquímicos e metabólicos de cepas de *Trichoderma* isoladas de culturas de feijão comum no Cerrado brasileiro e potencial antagonismo contra *Sclerotinia sclerotiorum*.** Fungal Biology, 116(7), 815-824. doi: 10.1016/j.funbio.2012.04.015, 2012.

Ludwig, J.; Moura, A. B.; Gomes, C. B. **Potencial da microbiolização de sementes de arroz com rizobactérias para o biocontrole do nematoide das galhas.** Tropical Plant Pathology, v. 38, p. 264-268, 2013.

Maciel, Caciara Gonzatto et al. Antagonismo de *Trichoderma* spp. e *Bacillus subtilis* (UFV3918) a *Fusarium sambucinum* em *Pinus elliottii* Engelm. **Revista árvore**, v. 38, p. 505-512, 2014.

Machado, Alexandre Paulo; DA COSTA, Mauro Júnior Natalino. Biocontrole do fitonematoide *Pratylenchus brachyurus* in vitro e na soja em casa de vegetação por *Bacillus subtilis*. **Revista Biociências**, v. 23, n. 1, p. 83-94, 2017.

Manica, I. *et al.* **Fruticultura tropical 6: goiaba.** Cinco Continentes, Porto Alegre, p. 374, 2000.

Marques, M. L. S. et al. Host suitability of different plant species to *Meloidogyne enterolobii* in the state of Rio de Janeiro. *Nematropica*, v. 42, n. 2, 2012.

Medina, J.C. Cultura. In: Castro, J.V.; Sigrist, J.M.M.; Martin, Z.J.; Kato, K.; Maia, M.L.; Garcia, A.E.B.; Fernandes, R.S.S. (Eds.) Série Frutas Tropicais n° 6: Goiaba. ITAL-Campinas. ICEA. p.1-120. 1991.

Michereff. *et al.* Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais. UFRPE, Imprensa Universitária, Recife, p. 398, 2005.

Melo, I.S.; AZEVEDO, J.L. **Ecologia Microbiana.** Embrapa-DNPMA, pp.393-419, 1998.

Moens, M., Perry, R. N., and Starr, J. L. "Meloidogyne species - a Diverse Group of Novel and Important Plant Parasites," in Root-knot Nematodes, eds R. N. Perry, M.

Moens, and J. Starr (Cambridge, MA: CAB International), 1-13. doi:

10.1079/9781845934927.0001, 2009.

Montalvão, Sandro Coelho Linhares. **Uso de *Bacillus* spp. para o controle de *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* e *Meloidogyne incognita* no algodoeiro (*Gossypium hirsutum*)**, 2017.

Moraes, G. J. Controle biológico dos ácaros fitófagos. **Informe agropecuário**, 15: 55-62, 1991.

Moreira W. A.; Henriques-Neto. D.; Barbosa. F. R.; Moura. A. O. Paula. F. R. **Desenvolvimento populacional de *Meloidogyne* spp. Em mudas de goiabeira estaqueadas e enxertadas tratadas com nematicidas**. *Nematologia Brasileira*, v. 25, n. 1, p. 125-126, 2001.

Papavizas, G.C. Trichoderma and Gliocladium: biology, ecology and potential for biocontrol. **Annual Review of Phytopathology**, 53, 1985.

Pereira, F. M.; Martinez Jr., M. **Goiabas para industrialização**. Jaboticabal: Legis Suma, p. 142, 1986.

Pommer, C. V.; Murakami, K. R. N.; Watlington, F. **Goiaba no mundo**. *O Agronomico*, Campinas, 58:22-26. 2006.

Oostenbrink, M. **Major characteristics of the relation between nematodes and plants**. 1966.

Overstreet, C., McGowley, E. C., Clark, C., Rezende, J., Smith, T., and Sistrunk, M. **Guava Root-Knot Nematode: A Potentially Serious New Pest in Louisiana**, 2019.

Pereira, F. M.; Souza, R. M.; Souza, P. M.; Dolinski, C.; Santos, G. K. **Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil**. *Nematologia Brasileira*, v. 33, p.176–181, 2009.

Pommer, C. V.; OLIVEIRA, OF de; SANTOS, C. A. F. **Goiaba: recursos genéticos e melhoramento**. Editora UFERSA, Mossoró, 2013.

Ritzinger, C.H.S.P.; Fancelli, M. **Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira**. *Revista Brasileira de Fruticultura*, Jaboticabal, v.28, n.2, p.331338, 2006.

Rozane. D. E. *et al.* **Condução arquitetura e poda da goiabeira para ‘mesa’ e/ou ‘indústria’**. In: NATALE. W. et. *A Cultura da Goiabeira do Plantio a Comercialização*. FCAV - UNESP. CAPES. CNPq. FAPESP. FUNDUNESP e SBF. Jaboticabal, p. 407-428, 2009.

Sharma, P. D. *The fungi*. Rastogi Publications. Meerut, Índia, p. 428, 2004.

Silva. G.S.; Sobrinho. C.A.; Pereira. A.L.; Santos. J.M. **Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí**. *Nematologia Brasileira*. v. 30, n. 3.

p.307-309, 2006.

Silva, Gilson Soares Da E Pereira. Aurenice Lucena. **Efeito da Incorporação de Folhas de Nim ao Solo sobre o Complexo Fusarium x Meloidogyne do Quiabeiro.** Summa Fitopatologia, v.34, n. 4, p 368-370, 2008.

Silva, A. dos S. et al. **Seleção de metodologias para inoculação da fusariose do maracujazeiro causada por Fusarium oxysporum f. sp. Passiflorae.** 2011.

Soares, PLM. **Estudo do controle biológico de fitonematóides com fungos nematófagos** (Tese de doutorado). Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, Brasil. Recuperado de <https://repositorio.unesp.br/handle/11449/102317>, 2006.

Stirling, G. R. **Biological control of plant parasitic nematodes. Progress, Problems and Prospects.** UK: CAB International, Wallingford, p. 282, 1991.

Tavakol-Norabadi, M.; Sahebani, N.; Etebarian, H.R. Biological control of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) disease by *Pseudomonas fluorescens* (ChAO). **Archive of Phytopathology and Plant Protection**, v.47, p.615–621, 2013.

Taylor, A. L.; Sasser, J. N. Biology, **identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne spp.*)**. North Carolina: North Carolina State University Graphics, 1978. 111p.

Tian, B.; Yang, J.; Zhang, K.Q. **Bacteria used in the biological control of plant-parasitic nematodes: populations, mechanisms of action, and future prospects.** FEMS Microbiology Ecology, v. 61, p. 197-213, 2007.

Tihohod, D. **Nematologia agrícola aplicada.** 2 ed. Jaboticabal:FUNEP, 473p. 2000.

Torres, G. R. de C. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 29, n. 1, p. 105-107, 2005.

Vinale, F., Sivasithamparam. K., Ghisalberti, EL, Marra, R., Woo, SL & Lorito, M. Interações Trichoderma-planta-patógeno. *Biologia e Bioquímica do Solo*, 40(1), 1-10. doi: 10.1016/j.soilbio.2007.07.002, 2008.

Wille, C. N.; Gomes, C. B. .; Mota, M. . Seleção de bactérias para controle biológico de *Meloidogyne incognita* em figueira. **Revista de la Facultad de Agronomía**, [S. l.], v. 118, n. 1, p. 51–60, 2019. DOI: 10.24215/16699513e006. Disponível em: <https://revistas.unlp.edu.ar/revagro/article/view/7605>. Acesso em: 1 jul. 2024.