

**FITONEMATOIDES EM ESPÉCIES FLORESTAIS: INCIDÊNCIA EM  
VIVEIROS E AVALIAÇÃO DE DANOS AO CRESCIMENTO DE  
MUDAS**

**JOSÉ OLÍVIO LOPES VIEIRA JÚNIOR**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE  
DARCY RIBEIRO**

**CAMPOS DOS GOYTACAZES - RJ  
MARÇO - 2021**

**FITONEMATOIDES EM ESPÉCIES FLORESTAIS: INCIDÊNCIA EM  
VIVEIROS E AVALIAÇÃO DE DANOS AO CRESCIMENTO DE  
MUDAS**

**JOSÉ OLÍVIO LOPES VIEIRA JÚNIOR**

“Tese apresentada ao Centro de Ciências e  
Tecnologias Agropecuárias da Universidade  
Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro,  
como parte das exigências para obtenção do  
título de Doutor em Produção Vegetal”

Orientador: Prof. Ricardo Moreira Souza

CAMPOS DOS GOYTACAZES - RJ  
MARÇO – 2021

**FICHA CATALOGRÁFICA**

UENF - Bibliotecas

Elaborada com os dados fornecidos pelo autor.

V65

Vieira Júnior, José Olívio Lopes.

Fitonematoides em espécies florestais: Incidência em viveiros e avaliação de danos ao crescimento de mudas / José Olívio Lopes Vieira Júnior. - Campos dos Goytacazes, RJ, 2021.

75 f. : il.

Inclui bibliografia.

Tese (Doutorado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, 2021.

Orientador: Ricardo Moreira de Souza.

1. Espécies arbóreas. 2. Fitoparasitos. 3. Floresta Atlântica. 4. fitossanidade. 5. nematoides. I. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. II. Título.

CDD - 630

FITONEMATOIDES EM ESPÉCIES FLORESTAIS: INCIDÊNCIA EM  
VIVEIROS E AVALIAÇÃO DE DANOS AO CRESCIMENTO DE  
MUDAS

**JOSÉ OLÍVIO LOPES VIEIRA JÚNIOR**

Tese apresentada ao Centro de Ciências e  
Tecnologias Agropecuárias da Universidade  
Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro,  
como parte das exigências para obtenção do  
título de Doutor em Produção Vegetal.

Aprovada em 19 de março de 2021

Comissão Examinadora



---

Prof. Edson Luiz Furtado (D.Sc., Fitopatologia) - UNESP



---

Prof. Haroldo Nogueira de Paiva (D.Sc., Fitotecnia) - UFV



---

Prof. Fábio Ramos Alves (D.Sc., Fitopatologia) - UFES



---

Prof. Ricardo Moreira Souza (PhD, Patologia de Plantas) - UENF

*Dedico este trabalho aos meus pais, José Olívio e Rosimar,  
por todo incentivo, amor e por sempre acreditarem em mim!*

## AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Rosimar e José Olímpio, que sempre torceram pelo meu sucesso e nunca mediram esforços para que eu alcançasse meus objetivos.

Ao meu irmão Ítalo, por ser meu melhor amigo e por todo carinho e apoio e a minha cunhada Natália pela amizade e bons momentos compartilhados.

À Renata agradeço por todo incentivo e amor. Obrigado por ser uma parceira incrível na pesquisa e na vida, minha eterna companheira!

À minha família agradeço por todo o carinho, torcida e por sempre acreditarem em meu potencial.

Aos meus amigos agradeço pelos momentos de alegria e apoio.

Agradeço à professora Irene Cardoso (UFV) pelo estímulo a iniciar pesquisas com nematoides. Agradeço também à pesquisadora e amiga Raquel Luján (Wageningen University) pelos primeiros ensinamentos em taxonomia.

Agradeço ao professor Ricardo por todos os ensinamentos sobre o mundo dos nematoides, especialmente para que eu me tornasse um taxonomista. Minha gratidão pela orientação, ensinamentos e amizade.

Aos colegas de laboratório Mariana e Alexandre, pela amizade, parceria e boas conversas. Agradeço a Heriksen Puerari por toda a ajuda, amizade e pelos ensinamentos durante sua passagem como pós-doutorando em nosso laboratório.

Meu agradecimento aos amigos Cabral e Júlio pelo auxílio nas análises dos dados.

Agradeço aos técnicos de campo, Senhor Gilberto e Chiquinho, pela ajuda nos experimentos realizados na casa de vegetação e também pela amizade neste período.

Aos membros da banca examinadora, professores Edson Furtado (Unesp), Haroldo Paiva (UFV), Fábio Ramos (UFES), Vicente Mussi (UENF) e Vicente Gomes (IFF), meu agradecimento pela disponibilidade em participar da banca de defesa e pela revisão da tese.

Agradeço à Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, ao Programa de Pós-Graduação em Produção Vegetal e ao Laboratório de Entomologia e Fitopatologia, pela oportunidade de desenvolver este trabalho. Expresso também meu agradecimento à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro, pela concessão da bolsa de estudos.

## SUMÁRIO

<b>RESUMO .....</b>	<b>vii</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>ix</b>
<b>1. INTRODUÇÃO.....</b>	<b>1</b>
<b>2. REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>3</b>
2.1. Fitonematoides.....	3
2.2. Problemas fitossanitários em viveiros florestais.....	5
2.3. Fitonematoides parasitos de espécies florestais nativas .....	6
2.4. Fitonematoides parasitos de espécies florestais exóticas.....	8
<b>3. MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>10</b>
3.1. Experimento I - Incidência de fitonematoides em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica .....	10
3.1.1. Escolha das espécies florestais e viveiros amostrados .....	10
3.1.2. Processamento das amostras e extração dos fitonematoides .....	14
3.1.3. Identificação e quantificação dos fitonematoides.....	14
3.2. Experimento II - Suscetibilidade e danos causados por fitonematoide a mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica.....	15
3.2.1. Análise dos dados.....	17
3.3. Experimento III - Suscetibilidade de espécies de eucalipto a <i>Meloidogyne</i> spp. e danos ao seu crescimento .....	17
3.3.1. Análise dos dados.....	19



<b>4. RESULTADOS .....</b>	<b>20</b>
<b>Experimento I - Incidência de fitonematoides em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica .....</b>	<b>20</b>
Experimento II - Suscetibilidade e danos em mudas de espécies nativas da Mata Atlântica .....	36
Experimento III - Suscetibilidade e danos causados por <i>Meloidogyne</i> spp. em espécies de eucalipto.....	42
<b>5. DISCUSSÃO.....</b>	<b>46</b>
Experimento I - Incidência de fitonematoides em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica .....	46
Experimento II. Suscetibilidade e danos em mudas de espécies nativas da Mata Atlântica .....	49
Experimento III. Suscetibilidade e danos causados por <i>Meloidogyne</i> spp. em espécies de eucalipto.....	50
<b>5. RESUMO E CONCLUSÕES.....</b>	<b>53</b>
<b>6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>54</b>

## RESUMO

VIEIRA JR., José Olívio Lopes, D.Sc., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro; março de 2021; Fitonematoides em espécies florestais: incidência em viveiros e avaliação de danos ao crescimento de mudas; Orientador: Ricardo Moreira Souza.

Os fitonematoides são considerados um dos principais patógenos de culturas agrícolas, entretanto, em espécies florestais são poucas as pesquisas que investigam as associações de parasitismo. Os objetivos do trabalho foram: i) investigar se há ocorrência de fitonematoides em mudas de espécies arbóreas nativas da Mata Atlântica produzidas em viveiros; ii) verificar se espécies arbóreas são hospedeiras de fitonematoides e se há ocorrência de danos ao crescimento das plantas; iii) verificar se mudas de espécies de eucalipto são hospedeiras de *Meloidogyne* spp. e se o fitonematoide provoca danos ao crescimento das plantas. Mudas de espécies nativas da Mata Atlântica foram adquiridas de viveiros localizados no Espírito Santo, Minas Gerais e Rio de Janeiro. As raízes e o substrato das mudas foram processados para verificar se havia ocorrência de fitonematoides. As espécies aroeira (*Schinus terebinthifolius*), mulungu (*Erythrina speciosa*), ingá (*Inga laurina*) e pau-d'álho (*Gallesia integrifolia*) foram selecionadas para investigar sua susceptibilidade aos principais fitonematoides encontrados. Foram avaliados os parâmetros de crescimento das mudas e o Fator de Reprodução dos fitonematoides. Para *Eucalyptus camaldulensis*, *Eucalyptus cloeziana*, *Eucalyptus dunnii*, *Eucalyptus grandis*, *Eucalyptus urophylla*

× *Eucalyptus grandis*, *Eucalyptus saligna* e *Corymbia citriodora*, populações de *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica* foram inoculadas. Foram avaliados parâmetros de crescimento das mudas e o Fator de Reprodução dos fitonematoides. Verificou-se a ocorrência de fitonematoides em 66% das mudas adquiridas. As espécies de fitonematoides com maior frequência foram *Helicotylenchus dihystera* (52%), *Pratylenchus brachyurus* (36%), *Rotylenchulus reniformis* (22%) e *Meloidogyne* spp. (19%). As espécies florestais aroeira, mulungu, ingá e pau-d'álho foram suscetíveis ao fitonematoide inoculado. As plantas de ingá e pau-d'álho inoculadas apresentaram maior queda de folhas e ingá apresentou menor diâmetro do caule. As espécies *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. dunni* e *E. grandis* foram resistentes ao parasitismo das três espécies de *Meloidogyne*. *E. camaldulensis* foi suscetível à *M. javanica*, *E. saligna* à *M. incognita* e *M. javanica* e *E. urophylla* × *E. grandis* à *M. enterolobii* e *M. javanica*. As três espécies de *Meloidogyne* causaram redução na altura das mudas de *E. cloeziana*, *E. grandis* e *E. urophylla* × *E. grandis*, e no comprimento de raiz de *E. saligna*. *M. enterolobii* causou redução do volume, massa e comprimento de raiz da espécie *E. grandis* e do volume e massa de raízes de *E. urophylla* × *E. grandis*. *M. javanica* causou redução do volume, massa e comprimento de raiz de *E. grandis* e do volume de raiz de *E. urophylla* × *E. grandis*. Conclui-se que a maioria das mudas florestais nativas estão contaminadas por fitonematoides nos viveiros. As espécies *I. laurina* e *G. integrifolia* são suscetíveis à *M. enterolobii* e a presença destes patógenos causam alterações no crescimento das plantas. Espécies de eucalipto são hospedeiras de *Meloidogyne* e em algumas espécies o crescimento é afetado negativamente pelo fitonematoide. Esta pesquisa alerta para a importância de um manejo fitossanitário adequado em viveiros de espécies florestais. A presença dos fitonematoides nas mudas pode ocasionar danos nas plantas e ser fonte de disseminação destes patógenos para áreas de cultivos agrícolas.

## ABSTRACT

VIEIRA JR., José Olívio Lopes, D.Sc.; Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro; March, 2021; Plant-parasitic nematodes in forest species: incidence in forest nurseries and evaluation of damage to vegetative development; Advisor: Ricardo Moreira Souza.

Plant-parasitic nematodes are among the main pathogens causing damage in agricultural crops. However, in forest species there is little research investigating the parasitism associations. The objectives were: i) to investigate if there is occurrence of plant-parasitic nematodes in native Atlantic Forest seedlings produced in nurseries; ii) to verify if some species are hosts of nematodes and if there is occurrence of damage to the development of plants and iii) to verify if seedlings of different species of *Eucalyptus* are hosts of *Meloidogyne* spp. and if the plant-parasitic nematodes causes damage to the development of seedlings. Native seedlings Atlantic Forest were purchased from nurseries in Espírito Santo, Minas Gerais and Rio de Janeiro. The roots and substrate of the seedlings were processed to verify for plant-parasitic nematodes. The species rose pepper (*Schinus terebinthifolia*), mulungu (*Erythrina speciosa*), inga (*Inga laurina*) and pau-d'alho (*Gallesia integrifolia*) were selected to investigate the susceptibility of these plant species to the plant-parasitic nematodes found. The vegetative development parameters and reproduction factor of the inoculated plant-parasitic nematodes were evaluated. For the species *Eucalyptus camaldulensis*, *Eucalyptus cloeziana*, *Eucalyptus dunni*, *Eucalyptus grandis*, *E. urophylla* x

*grandis*, *Eucalyptus saligna* and *Corymbia citriodora*, populations of *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita* and *M. javanica* were inoculated. Seedling development parameters and the nematodes reproduction factor were evaluated. We verified the occurrence of nematodes in 66% of the seedlings acquired. The most frequent species were *Helicotylenchus dihystera* (52%), *Pratylenchus brachyurus* (36%), *Rotylenchulus reniformis* (22%), and *Meloidogyne* ssp. (19%). The forest species *S. terebinthifolia*, *E. speciosa*, *I. laurina* and *G. integrifolia* were susceptible to the inoculated nematodes. The inoculated *I. laurina* and *G. integrifolia* plants showed greater leaf fall and inga showed smaller stem diameter. The species *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. dunni* and *E. grandis* were resistant to parasitism of the three *Meloidogyne* species. *Eucalyptus camaldulensis* was susceptible to *M. javanica*, *E. saligna* to *M. incognita* and *M. javanica*, and *E. urophylla* × *E. grandis* to *M. enterolobii* and *M. javanica*. The three *Meloidogyne* species caused reduction in the height of *E. cloeziana*, *E. grandis* and *E. urophylla* × *E. grandis* seedlings and in the root length of *E. saligna*. *Meloidogyne enterolobii* caused reduction in volume and root length of *E. grandis* species and in volume of *E. urophylla* × *E. grandis* roots. *M. javanica* caused reduction in root volume, mass, and length of *E. grandis* species and *E. urophylla* × *E. grandis* root volume. We conclude that most native forest seedlings are contaminated by plant-parasitic nematodes in nurseries. The species *I. laurina* and *G. integrifolia* are susceptible to *M. enterolobii* and the presence of these pathogens cause alterations in plant development. Different species of *Eucalyptus* are hosts of *Meloidogyne* and in some species the vegetative development is negatively affected by the nematodes. This research alerts to the importance of an adequate phytosanitary management in nurseries of native and exotic forest species. The presence of plant-parasitic nematodes in seedlings can cause damage to plant development, besides being a source of dissemination of these pathogens to areas of agricultural.

## 1. INTRODUÇÃO

O reflorestamento é a principal estratégia para recuperação de áreas agrícolas degradadas destinadas à recomposição do bioma original (Bastin et al., 2019). Um desafio para o reflorestamento é a obtenção de mudas de espécies florestais, com vigor, resistência ao transplante e que sejam isentas de patógenos (Gonçalves et al., 2000; Dias et al., 2006). Um bom estado fitossanitário das mudas favorece o crescimento da planta e evita a disseminação de patógenos para as áreas reflorestadas (Campanhola e Bettiol, 2003).

Fitonematoides são responsáveis por perdas em culturas de importância econômica em todo o mundo (Nicol et al., 2011). Os fitonematoides têm pouca mobilidade no solo e dependem de outros meios para disseminação a longa distância. Um dos principais veículos de disseminação desses patógenos são mudas contaminadas (Ferraz e Brown, 2016). Alguns autores afirmaram que viveiristas comercializam mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica (M.A.) contaminadas por fitonematoides (Antes et al., 2012; Favoreto, 2013; Silva et al., 2014), o que torna fundamental a adoção do manejo fitossanitário em viveiros (Favoreto et al., 2013).

Em comparação com outros patógenos, como fungos e bactérias, os fitonematoides têm recebido pouca atenção de cientistas e demais profissionais da área florestal. Possivelmente devido às poucas informações sobre os danos causados por este patógeno em espécies florestais (Kavitha et al., 2017). *Pratylenchus* sp. e *Meloidogyne* sp. estão entre os principais gêneros de

fitonematoides e possuem uma ampla gama de hospedeiros, há relatos dos sintomas de podridão e galhas nas raízes de espécies florestais (Oliveira et al., 1995; Oliveira et al., 2013; Ceustermans et al., 2018). Infestações por fitonematoides podem dizimar diferentes culturas (Hallmann et al., 1998; Gomes et al., 2011), o que traz um alerta para plantios florestais.

Os fitonematoides podem apresentar maior relevância na produção e crescimento de mudas florestais do que relatado na literatura até o momento. Assim, foram levantadas as seguintes hipóteses: i) mudas florestais nativas da Mata Atlântica são comercializadas contaminadas por fitonematoides; ii) fitonematoides causam danos ao crescimento das mudas após o transplântio; e iii) as principais espécies de eucalipto plantadas no Brasil são suscetíveis à *Meloidogyne* spp., e o parasitismo prejudica o crescimento das mudas.

Os objetivos deste trabalho foram i) investigar se há ocorrência de fitonematoides em raízes e substratos de mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica produzidas em viveiros; ii) verificar se espécies florestais nativas da Mata Atlântica são hospedeiras de fitonematoides e se há ocorrência de danos ao crescimento das plantas após o transplântio; e iii) verificar se mudas de espécies de eucalipto são hospedeiras de *Meloidogyne* spp. e se o parasitismo causa danos ao crescimento das mudas.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. Fitonematoides

Nematoides (filo Nematoda) são classificados de acordo com o hábito alimentar como micófagos, bacteriófagos, predadores, onívoros e parasitas de plantas (Bongers e Bongers, 1998). Os parasitas de plantas, também conhecidos como fitonematoides, estão entre os principais patógenos de cultivos agrícolas e são responsáveis por perdas nas principais culturas de importância econômica em todo o mundo (Nicol et al., 2011).

As espécies de fitonematoides de maior importância econômica pertencem aos gêneros *Meloidogyne*, *Heterodera* e *Pratylenchus* (Jones et al., 2013). Esses gêneros são cosmopolitas e polífagos. São parasitas do sistema radicular, mas podem afetar também órgãos aéreos das plantas (Luc et al., 2005). O parasitismo por esses fitonematoides pode causar alterações na morfologia e funcionamento das raízes e causar perdas expressivas na produção agrícola (Ferraz e Brown, 2016). Fitonematoides são às vezes referidos como "inimigos invisíveis dos produtores", pois nem sempre é possível identificá-los no campo (Oliveira et al., 2016). Além disto, fitonematoides podem entrar em dormência em condições adversas e sobreviver no solo durante anos (Ferraz e Brown, 2016).

O gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887, conhecido como o "nematóide das galhas", é um endoparasita sedentário. Seu parasitismo provoca hipertrofia e hiperplasia celular nas raízes e a formação de nódulos ou galhas (Perry et al.,



2009). Do ponto de vista econômico, as principais espécies de *Meloidogyne* são *M. javanica* (Treub) Chitwood e *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood. No Brasil, além dessas espécies, *M. enterolobii* Yang & Eisenback, 1983, e *M. paranaensis* (Carneiro et al., 1996), têm destaque por causar perdas significativas nas culturas de goiaba e café, respectivamente (Castro, 2011).

*Pratylenchus* Filipjev, 1936, é conhecido como o “nematoide das lesões radiculares”. Possui hábito endoparasita e é capaz de migração intracelular, o que provoca a morte dos tecidos radiculares (Ferraz e Brown, 2016). A principal espécie, *P. brachyurus* Godfrey, 1929, é considerada um dos principais patógenos das culturas de soja, algodão e milho (Machado, 2014).

Há também outras espécies de fitonematoides de grande relevância agrícola, como *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952, responsável por perdas significativas em cultivos de soja e algodão (Mitchum, 2016); *Ditylenchus dipsaci* Kuhn, 1857, conhecido como o nematoide dos bulbos e causador de doenças foliares na cultura do alho (Green, 2018); e *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940, que causa danos principalmente em cultivos de algodão e maracujá (Davis et al., 2001).

O manejo de fitonematoides em área infestada é uma prática com custos elevados (Ralmi et al., 2016). Por muitos anos, a principal forma de erradicação do patógeno foi através da aplicação de nematicidas fumigantes (Singh et al., 2019). No entanto, devido à alta toxicidade ao meio ambiente e à saúde humana, diversos nematicidas foram retirados do mercado (Oliveira et al., 2016). Atualmente, as estratégias de manejo de fitonematoides têm sido utilizadas de forma integrada, com associação de métodos culturais (como rotação de culturas), aplicação de produtos biológicos, utilização de variedades resistentes e aplicação de produtos químicos (Ferraz e Brown, 2016). Porém, nenhuma destas práticas de manejo promove a eliminação do patógeno do solo. Esses métodos buscam manter a população em nível que não provoque dano à produtividade (Tsay et al., 2004).

A melhor forma de se evitar que fitonematoides se tornem um problema é prevenir a sua introdução nas áreas de cultivo (Ferraz e Brown, 2016). A utilização de mudas e sementes certificadas é uma prática fundamental para evitar o transporte e contaminação por fitonematoides (Castro, 2011).

## 2.2. Problemas fitossanitários em viveiros florestais

Em todo o país têm sido implantados programas de restauração florestal com espécies nativas em áreas de preservação permanente (APP) e reserva legal (RL), o que elevou a demanda por mudas florestais (Silva et al., 2015). Um dos principais desafios dos agricultores é a obtenção de diversidade de espécies de mudas nativas que apresentem qualidade fitossanitária adequada (Gonçalves, 2000).

Há viveiristas que produzem mudas por estaquia em tubetes suspensos, utilizam água tratada, substratos e adubos comerciais (Gonçalves et al., 2000). No entanto, muitos viveiristas mantêm as mudas sobre o solo, realizam a irrigação com água não tratada e usam substratos não estéreis (Dias et al., 2006), o que pode favorecer a ocorrência de doenças. Dentre os problemas fitossanitários que podem ocorrer em viveiros florestais, as doenças causadas por fungos são as mais relatadas, principalmente em decorrência do excesso de umidade, espaçamento reduzido entre mudas e má qualidade da água (Dutra e Wendling, 2010; Sbravatti Júnior et al., 2013; Walker et al., 2016).

Há evidências de que produtores de mudas de espécies florestais nativas comercializam mudas contaminadas com fitonematoides (Antes et al., 2012; Favoreto et al., 2013). Por exemplo, Antes (2008) relatou a contaminação por *Meloidogyne incognita* no substrato de mudas de timbó (*Lonchocarpus muehlbergianus* Hassl.), ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa* Mart.), ipê-amarelo (*T. ahrysotricha* Mart) e urucana (*Croton urucurana* Baill.). E por *M. javanica* em porangaba (*Cordia ecalyculata* Vell.), tarumã-branco (*Cytrarexillum myruanthum* Cham.) e peroba-rosa (*Aspidosperma subincanum* Mart.). Ferraz et al. (1980) também relataram fitonematoides em mudas de ipê-amarelo (*Handroanthus chrysotrichus* Mart. ex DC) e pau-jacaré (*Piptadenia* sp. Benth).

Segundo Favoreto et al. (2013), 96% das mudas de espécies florestais obtidas em viveiros de Minas Gerais estavam contaminadas por fitonematoides, com maior incidência de *Ditylenchus* sp. Thorne, *Aphelenchoides* sp. Christie, *Helicotylenchus* sp. Cobb. e *Pratylenchus* sp. Filipjev. E com menor incidência foram relatados fitonematoides dos gêneros *Meloidogyne* sp., *Mesocriconema* Loof & de Grise e *Paratrichodorus* Colbran. Em estudo com espécies florestais utilizadas em sistemas agrosilvipastoris, foram detectados os gêneros

*Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. em substrato de mudas de ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa* Mart. ex DC), guanandi (*Calophyllum brasiliense* Cambess.), ingá (*Inga edulis* Mart.) e paineira-do-cerrado (*Eriotheca pubescens* Mart & Zucc.) (Favoreto et al., 2013). Favoreto et al. 2013 sugerem que a presença de fitonematoides nas mudas ocorre porque viveiristas não adotam práticas fitossanitárias satisfatórias e que as mudas contaminadas servem como fonte de inóculo para a disseminação de patógenos.

Até a década de 1980, a principal medida para se evitar a contaminação de mudas por fitonematoides era a aplicação de biocidas fumigantes à base de brometo de metila (Weiland et al., 2013). Devido aos efeitos negativos do brometo de metila ao ozônio presente na atmosfera, este produto foi incluído na lista do Protocolo de Montreal e foi estabelecido um cronograma para a sua eliminação (Enebak et al., 2011). Atualmente, as principais formas de prevenção contra a contaminação de mudas por fitonematoides e outros patógenos é através da desinfecção de ferramentas, controle de entrada de pessoas no interior do viveiro, utilização de substrato comercial ou solo descontaminado e análise microbiológica da água utilizada na irrigação (Martins et al., 2003; Dias et al., 2006).

Em relação à legislação que regulamenta a produção e comercialização de mudas florestais no Brasil, quando se trata dos aspectos fitossanitários as instruções normativas são pouco específicas, principalmente em relação aos fitonematoides. A Instrução Normativa N°17, de 26 de abril de 2016, atribui ao responsável técnico a responsabilidade de definir quais procedimentos devem ser tomados para evitar a contaminação de patógenos. Porém, devido à falta de informações que associem mudas florestais nativas como hospedeiras de fitonematoides, as recomendações fitossanitárias dependem de conhecimentos específicos do responsável técnico. Além disso, a fiscalização em viveiros florestais de mudas de interesse ambiental apresenta menor rigidez quando comparado com viveiros produtores de mudas de interesse econômico.

### 2.3. Fitonematoides parasitos de espécies florestais nativas

Em levantamentos de comunidades de fitonematoides em solos florestais foram encontradas elevadas densidades populacionais e diversidade de espécies nos biomas do Cerrado, Amazônia e Mata Atlântica (Mattos et al., 2008; Tomazini

et al., 2008, Antes et al., 2012). Estes organismos são nativos de ambientes florestais, o que sugere que possuem associações de parasitismo com espécies florestais (Antes et al., 2012).

Em levantamento nematológico realizado em áreas de cafeeiro consorciado com as espécies florestais capixingui (*Croton floribundus* Spreng.), jangada (*Heliocarpus popayanensis* HBK.), bracatinga-de-campo-mourão (*Mimosa flocculosa* Burkart) e bracatinga (*Mimosa scabrella* Benth) foi observada a presença de galhas radiculares abundantes causadas por *M. incognita* (Machado et al., 2015).

Tamboril (*Enterolobium contortisiliquum*) é uma espécie florestal usada com frequência em reflorestamento de áreas degradadas, principalmente por seu rápido crescimento inicial (Araújo e Paiva Sobrinho, 2011). Raízes dessa espécie florestal foram encontradas com sintomas de galhas na China. Através dos resultados das análises nematológicas foi identificado a presença de *Meloidogyne enterolobii* nas amostras (Yang e Eisenback, 1983).

Na Mata Atlântica, no estado do Rio de Janeiro, Lima et al. (2005) relataram o parasitismo de nematoides das galhas em espécies nativas. Foram identificadas as espécies *M. javanica*, *M. incognita*, *M. exigua* Goeldi, 1887, *M. arenaria* (Neal) Chitwood e *M. enterolobii* em raízes de pau-magro (*Cupania oblongifolia* Mart), açoita-cavalo (*Luehea divaricata* Mart.), sobrasil (*Colubrina glandulosa* Perkins), camboatá (*Cupania vernalis* Cambess.) e embaúba (*Cecropia pachystachya* Trécul.).

Além dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, são descritas associações entre espécies nativas e *Ditylenchus gallaeformans* Oliveira, 2013. Canela-de-velho (*Miconia albicans* S.W.) é encontrada em fragmentos florestais e muito utilizada em áreas de reflorestamento (Higuchi et al., 2011). Silva et al. (2016) identificaram que *D. gallaeformans* é potencial patógeno de parte aérea desta espécie. Estes nematoides são conhecidos por parasitarem órgãos de parte aérea e, no caso da *M. albicans*, o parasitismo induz a formação de galhas nas folhas e inflorescências e causa deformações severas.

A seringueira pertence à família Euphorbiaceae, é nativa da região amazônica e a principal espécie é *Hevea Brasiliensis* Müell. Arg. (Gomes e Albuquerque, 2000). Diante de sua relevância econômica, quando se trata de aspectos de manejo da seringueira, deve-se dar grande atenção aos problemas

causados por *Meloidogyne exigua* (Paes-Takahashi et al., 2015). Infestações deste fitonematoide foram encontradas em solos de cultivo de seringueira em diversas regiões do Brasil (Machado et al., 2014; Gontijo et al., 2017; Wilcken et al., 2015). Nestas áreas infestadas, foram observados sintomas como amarelecimento nas folhas mais novas, ressecamento dos galhos e formação de galhas no sistema radicular e como consequência queda na produção de látex (Santos et al., 1992). O uso de plantas antagonistas tem sido uma alternativa eficiente no manejo de fitonematoides em cultivos de seringueira, o consórcio com plantas como *Arachis repens*, *Brassica juncea*, *Brassica napus* e *Tagetes* sp. demonstrou efeito antagônico sobre a população do nematoide e manteve as populações abaixo do limiar de dano econômico (Gontijo, 2017).

Sintomas como galhas radiculares causados por *Meloidogyne* spp. são observados em algumas espécies florestais nativas (Machado et al., 2015). Porém, não existem informações que descrevem os danos causados por fitonematoides no crescimento e desenvolvimento destas plantas. Essa informação pode ser fundamental na escolha de espécies florestais a serem utilizadas e acelerar o processo de reflorestamento de áreas degradadas.

#### 2.4. Fitonematoides parasitos de espécies florestais exóticas

Espécies florestais de interesse econômico, como a teca (*Tectona grandis* L. f.) e pinus (*Pinus elliottii* Engel.), são descritas como hospedeiras de *Meloidogyne* spp. (Eisenback et al., 1985; Oliveira et al., 2013; Pezzoni Filho et al., 2019). Por serem suscetíveis a fitonematoides, a fase de muda necessita de cuidados fitossanitários para evitar que a planta se torne uma fonte de inóculo (Oliveira e Silva, 2013).

Em relação ao gênero *Eucalyptus*, a suscetibilidade a fitonematoides pode variar de acordo com a espécie da planta. Souza et al. (2015) observaram que *E. saligna* Sm. e *E. camaldulensis* Dehnh são susceptíveis à *P. brachyurus* e, em relação à *M. incognita*, todas as espécies testadas foram resistentes. O autor sugere realizar experimentos com períodos superiores a 100 dias para uma correta classificação da reação do hospedeiro.

Almeida et al. (2012) testaram a reação de clones de eucalipto a *M. enterolobii* e constataram que apesar de ser considerado uma espécie de

fitonematoide altamente agressiva, os clones de *E. urophylla* × *E. grandis* não multiplicaram o nematoide e foram definidos como resistentes ou imunes.

Em relação aos danos causados por fitonematoides em eucalipto, mesmo quando a espécie é considerada resistente ao fitonematoide pode ocorrer danos às plantas. *Corymbia citriodora* Hook e *E. grandis* W. Hill Maiden são resistentes à *M. javanica* e *M. arenaria*, e mesmo assim sofreram redução na altura e na massa foliar das mudas (Silva et al., 2020). Sabe-se que o estabelecimento de fitonematoides na raiz, mesmo em plantas resistentes, pode alterar a absorção de água e nutrientes e, conseqüentemente, reduzir o crescimento da planta (Oliveira et al., 2016; Silva et al., 2020).

Elevadas populações de *P. brachyurus* são comuns na rizosfera de eucalipto (Higa, 2000; Ferraz, 2006), e Bellé et al. (2018) afirmaram que esta espécie de fitonematoide possui alta capacidade de se multiplicar em raízes e causar danos ao crescimento das plantas.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. Experimento I - Incidência de fitonematoides em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica

##### 3.1.1. Escolha das espécies florestais e viveiros amostrados

Um levantamento das espécies florestais nativas mais utilizadas e comercializadas na região sudeste do Brasil foi realizado de acordo com Barbosa et al. (2015). Através de contatos com os principais viveiristas dos estados do Espírito Santo, Minas Gerais e Rio de Janeiro, 30 espécies florestais foram definidas (Tabela 1).

Em oito viveiros, mudas de espécies florestais (Tabela 1) foram adquiridas de acordo com a disponibilidade para venda. A seleção das mudas que foram adquiridas para as avaliações ocorreu de forma aleatória, sem análises prévias de possíveis sintomas causados por patógenos. Para caracterizar os viveiros, os responsáveis técnicos foram entrevistados sobre a origem da água utilizada para irrigação, composição do substrato empregado, práticas de adubação, número de espécies produzidas e total de mudas comercializadas anualmente (Tabela 2). Cinco mudas de cada espécie (n=500) foram adquiridas e amostradas as raízes e o substrato. As mudas foram mantidas em casa de vegetação da UENF por no máximo 15 dias até serem retiradas amostras para as análises nematológicas. Durante esse período foi realizada irrigação com água tratada.

Tabela 1. Espécies florestais nativas da Mata Atlântica adquiridas em oito viveiros localizados nos estados do Rio de Janeiro (RJ), Espírito Santo (ES) e Minas Gerais (MG), para avaliação quanto à infestação por fitonematoides

Famílias botânicas	Espécies botânicas	Estados e viveiros							
		RJ			ES			MG	
		1	2	3	4	5	6	7	8
Anacardiaceae	<i>Schinus terebinthifolius</i> Raddi	x	x		x		x		
Arecaceae	<i>Euterpe edulis</i> Mart.			x	x	x			x
Bignoniaceae	<i>Tabebuia cassinoides</i> Lam			x			x		
Bombacaceae	<i>Ceiba speciosa</i> A.St.-Hil. Ravenna			x		x		x	x
Boraginaceae	<i>Cordia trichotoma</i> (Vell.) Arrab						x	x	
Chrysobalanaceae	<i>Licania tomentosa</i> Benth. Cowan	x				x			x
Clusiaceae	<i>Calophyllum brasiliense</i> Cambess.			x		x		x	
Euphorbiaceae	<i>Joannesia princeps</i> Vell.	x		x	x		x		
Fabaceae	<i>Plathymeria foliosa</i> Benth.		x	x	x		x		
	<i>Anadenanthera colubrina</i> Vell.	x	x	x			x		
	<i>Centrolobium tomentosum</i> Benth.			x	x		x		
	<i>Melanoxylon brauna</i> Schott				x		x	x	
	<i>Schizolobium parahyba</i> Vell.			x		x		x	
	<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.		x	x	x	x	x		
	<i>Machaerium aculeatum</i> Raddi		x				x	x	x



	<i>Dalbergia nigra</i> Vell.			x	x		x		
	<i>Erythrina speciosa</i> Vell.		x		x		x	x	
	<i>Enterolobium contortisiliquum</i>			x				x	
	<i>Senna multijuga</i> Irwin & Barneby			x			x		
	<i>Caesalpinia ferrea</i> Lam.	x				x	x		
	<i>Mimosa caesalpiniaefolia</i> Benth.					x	x	x	x
Lauraceae	<i>Ocotea odorifera</i> Vell. Rohwer						x	x	
Lecythidaceae	<i>Lecythis pisonis</i> Cambess.		x	x			x	x	
Melastomataceae	<i>Tibouchina granulosa</i> Müll.			x		x	x	x	
Meliaceae	<i>Cedrela fissilis</i> Vell.			x	x		x		
Myrtaceae	<i>Psidium guajava</i> Linn			x	x				x
Phytolaccaceae	<i>Gallesia integrifolia</i> Harms		x		x		x		
Sapindaceae	<i>Cupania vernalis</i> Cambess.	x				x	x	x	
Rubiaceae	<i>Genipa americana</i> L.		x	x	x		x		
	<i>Calycophyllum spruceanum</i> Benth.					x			x

Tabela 2. Caracterização dos viveiros visitados nos estados do Rio de Janeiro, Espírito Santo e Minas Gerais

Viveiro	Possui RENASEM	Produção anual de mudas (em milhares)	Número de espécies florestais produzidas	Composição do substrato	Adubação empregada	Fonte da água para irrigação	Embalagem das mudas	Local de manutenção das mudas	Origem das sementes
1	Não	5	18	Casca de eucalipto, bagaço de cana e terra de barranco	Nenhuma	Poço	Garrafas pet	No chão	C*
2	Sim	100	45	Casca de pinus, areia e terra de barranco.	Superfosfato simples	Poço	Sacola plástica	No chão e bancada de concreto	C
3	Sim	150	280	Substrato comercial e terra de mata	Superfosfato simples	Poço	Sacola plástica	No chão	C, I
4	Sim	170	150	Terra de mata, areia, palha de café	NPK / Superfosfato simples	Poço	Sacola plástica	No chão	C
5	Sim	150	200	Areia, palha de café, terra de barranco e bagaço de cana	Superfosfato simples	Córrego	Sacola plástica	No chão	C
6	Sim	250	320	Areia, palha de café, terra de mata	Superfosfato simples	Córrego	Sacola plástica	No chão	C
7	Sim	200	258	Areia, terra de barranco, casca de eucalipto	NPK / Superfosfato simples	Córrego	Sacola plástica	No chão	C, I
8	Sim	350	280	Areia, terra de barranco e palha de café	NPK / Superfosfato simples	Córrego	Sacola plástica	No chão	C, I

\*C = as sementes foram coletadas em florestas da região do viveiro e I = as sementes foram adquiridas de fornecedores, pela internet.

### 3.1.2. *Processamento das amostras e extração dos fitonematoides*

As mudas foram retiradas do saco plástico ou garrafa pet, e o substrato foi separado das raízes sob água corrente. Para cada espécie florestal, foram retiradas as radículas das cinco mudas adquiridas para obter uma amostra composta de 10 g de raízes. O substrato das cinco mudas foi homogeneizado para retirada de amostra composta de 100 cm<sup>3</sup>. Portanto, das 500 mudas adquiridas foram processadas para extração de nematoides 100 amostras de raízes e 100 amostras de substrato.

Para extração dos fitonematoides das raízes foi utilizado o método de Coolen & D'Herde (1972) modificado (sem uso de caolim). A extração dos nematoides presentes no substrato foi realizada através do método de flotação e centrifugação em solução de sacarose (Jenkins, 1964). Para fixação dos nematoides, os tubos foram aquecidos em banho-maria a 52°C e receberam solução de formalina 8%. A suspensão foi transferida para a lâmina de Peters e observada em microscópio invertido L-2000I Bino<sup>®</sup> com objetivas até 40x para identificação e quantificação dos nematoides presentes.

### 3.1.3. *Identificação e quantificação dos fitonematoides*

A identificação dos fitonematoides foi conduzida em nível de gênero ou espécie através de morfologia e de variáveis morfométricas e com auxílio de chaves de identificação (Jairajpuri e Ahmad, 1992; Siddiqui, 2000; Castillo e Vovlas, 2007; Geraert, 2008; Mekete et al., 2012; Xu e Zao 2019). Foram feitas lâminas temporárias para fotomicrografias e medições em microscópio óptico Nikon modelo Eclipse 80i, acoplado a um computador com software Nis Elements<sup>®</sup> versão 3.2.2. Quando detectada a presença de *Meloidogyne* nas amostras, fêmeas foram extraídas das raízes para identificação através da técnica de eletroforese em gel de poliacrilamida (Carneiro e Almeida, 2001) e para identificação através do padrão perineal (Taylor e Netscher, 1974).

Depois de identificados, os gêneros e as espécies foram quantificados em lâminas de Peters. Duas alíquotas de 1 mL das amostras de raízes e de substrato foram observadas em microscópio óptico invertido L-2000I Bino<sup>®</sup>. Os valores

médios foram expressos como densidade de nematoides/10 g de raízes e densidade de nematoides/100 g de substrato.

### 3.2. Experimento II - Suscetibilidade e danos causados por fitonematoide a mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica

As espécies florestais aroeira (*Schinus terebinthifolius*), mulungu (*Erythrina speciosa*), ingá (*Inga laurina*) e pau-d'álho (*Gallesia integrifolia*), que apresentaram elevadas populações de fitonematoides no experimento I, foram selecionadas para investigar as associações com os nematoides encontrados. As associações investigadas foram *Pratylenchus brachyurus* com aroeira; *Helicotylenchus dihystera* com mulungu e *Meloidogyne enterolobii* com ingá e pau-d'álho.

Mudas das quatro espécies florestais, com altura média de 40 cm, foram adquiridas de viveiro comercial. Amostras do substrato e de raízes foram examinadas para certificar que estas mudas estavam isentas de fitonematoides. As mudas foram transplantadas para vasos de 40 L e mantidas em casa de vegetação, distanciadas entre si por 80 cm. Os vasos foram preenchidos com substrato composto por areia e terra de barranco (1:1) previamente desinfestado em coletor solar, modelo EMBRAPA (Ghini, 2004) por no mínimo dois dias a pleno sol. Após o transplântio, foram realizadas três adubações quinzenais com aplicação de 5 g de susperfosfato simples por planta em cada adubação. As plantas foram inoculadas com os fitonematoides 45 dias após o transplântio.

Para a inoculação das plantas com fitonematoides foram utilizadas populações de *P. brachyurus* multiplicadas em plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) e soja (*Glycine max* L. Merrill), e as populações de *H. dihystera* e *M. enterolobii* foram multiplicadas em tomateiros (*Solanum lycopersicum* L. cv. Santa Cruz Kada Gigante). Para a preparação dos inóculos, raízes de plantas infectadas foram cortadas em segmentos de cerca de 1,0 cm de comprimento e trituradas em liquidificador por 10 segundos. A suspensão foi passada em peneira de 60 mesh sobreposta a de 500 mesh. Após lavagem em água corrente, a solução retida na peneira foi transferida para um becker e posteriormente feita a calibragem da suspensão em microscópio óptico invertido, com a utilização de lâmina de Peters.

Mudas de ingá e pau d`alho receberam 500 ovos + juvenis de segundo estágio ( $J_2$ ) de *M. enterolobii*; mudas de aroeira receberam 1000 ovos e juvenis de *P. brachyurus*; e mudas de mulungu receberam 2000 ovos e juvenis de *H. dihystra*. Para a inoculação foi utilizado o método sugerido por Machado et al., (2019). Pequenos orifícios com profundidade de 4 cm foram feitos ao redor do colo das plantas. Enquanto a suspensão era agitada em agitador magnético, uma alíquota de 10 mL foi aplicada em cada planta com auxílio de pipeta.

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado com dois tratamentos (inoculação com nematoide e testemunha sem inoculação), e doze repetições. Avaliações bimestrais da altura da planta (em cm), diâmetro do caule na região do colo (em cm) e massa fresca de folhas senescentes (em g) foram realizadas durante o período de maio de 2019 a agosto de 2020, totalizando oito avaliações. Avaliações destrutivas foram realizadas 16 meses após a inoculação. Todas as folhas das plantas foram coletadas para o cálculo da massa seca. A secagem das folhas foi realizada em estufa, com temperatura de 65°C por 48h.

O cálculo do fator de reprodução do nematoide ( $FR = \text{população final/inóculo}$ ) foi obtido através das populações finais encontradas no substrato e nas raízes. As plantas foram retiradas dos vasos e as raízes foram cuidadosamente separadas do substrato sob água corrente. As radículas foram cortadas em pequenos segmentos, e obteve-se uma amostra de 100 gramas. Do substrato próximo à rizosfera obteve-se uma amostra de 300 g.

Para extração dos fitonematoides das raízes e do substrato foram empregados os mesmos procedimentos e métodos descritos no levantamento conduzido nos viveiros (tópico 3.1.4). Para extração de *M. enterolobii* das raízes de ingá e pau d`alho, as radículas foram trituradas em liquidificador com solução aquosa de água sanitária Qboa® a 8% para dissolver as massas de ovos.

Para a contagem dos fitonematoides das raízes e substrato foram coletadas, com auxílio de pipeta, alíquotas de 1 mL e transferida para lâmina de Peters para visualização em microscópio invertido. Este processo foi repetido três vezes e ao final foi calculada a média das contagens. Ao final da contagem os dados obtidos constituíram a população final ( $P_f$ ). Para a determinação do FR, foi calculada a relação  $P_f/P_i$ , onde  $P_f$  é a população final e  $P_i$  a população inicial (500 ovos e juvenis). Plantas com  $FR = 0$  foram classificadas como imunes; com  $FR < 1$

foram classificadas como resistentes, e aquelas com  $FR > 1$  foram classificadas como suscetíveis (Oostenbrink, 1966).

### 3.2.1. Análise dos dados

A normalidade dos dados foi verificada através do Teste de Shapiro Wilk ( $p < 0,05$ ). Os dados de altura, diâmetro do caule e massa fresca de folhas senescentes foram submetidos à Anova de dois fatores (Two Way Anova) para verificar se houve diferença entre os tratamentos e se ocorreu interação entre as variáveis em função do tempo. Quando houve interação tratamento  $\times$  tempo as médias foram comparadas pelo Teste t ( $p < 0,05$ ). Os dados de massa seca não apresentaram normalidade, assim, as médias foram comparadas através do teste não paramétrico de De Mann Withney (1947). Para verificar a suscetibilidade das plantas aos fitonematoides inoculados, foi calculado o fator de reprodução obtido através da extração dos fitonematoides presentes nas raízes e no substrato. As análises estatísticas e gráficos foram gerados através do software SigmaPlot 12.0.

### 3.3. Experimento III - Suscetibilidade de espécies de eucalipto a *Meloidogyne* spp. e danos ao seu crescimento

As sete espécies de eucalipto mais utilizadas no Brasil foram avaliadas: *E. urophylla*  $\times$  *E. grandis*, *E. saligna* Smith, *E. dunnii* Maiden, *E. cloeziana* F. Muell., *Corymbia citriodora* Hook., *E. grandis* Hill ex Maid. e *E. camaldulensis* Dehnh. Essas espécies foram investigadas em relação às três principais espécies de fitonematoides ocorrentes no Brasil: *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica*.

As mudas foram produzidas a partir de sementes adquiridas da empresa Caiçara Sementes®. O substrato utilizado foi preparado com mistura de areia e terra de barranco (1:1), desinfestado previamente em coletor solar, modelo EMBRAPA (Ghini, 2004) por no mínimo dois dias a pleno sol. A semeadura e o cultivo das mudas ocorreram em tubetes de 280 cm<sup>3</sup> de capacidade, dispostos em bandejas planas de 54 células. Em cada tubete foram semeadas em média sete

sementes, realizado o desbaste das plântulas e mantida uma muda por tubete. A irrigação foi feita duas vezes ao dia no período do verão e uma vez no inverno.

A obtenção dos inóculos de *Meloidogyne* spp. foi por meio de multiplicação do nematoide em tomateiro (*Solanum lycopersicum* L. cv. Santa Cruz Kada Gigante). Raízes infestadas com galhas foram trituradas em liquidificador com solução aquosa de água sanitária Qboa® a 8% para dissolver as massas de ovos (Coolen e D'Herde, 1972). A suspensão foi calibrada e inoculou-se 500 ovos e J<sub>2</sub> de *M. javanica*, *M. incognita* ou *M. enterolobii* nas mudas de eucalipto, 60 dias após a semeadura. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), constituído de dois tratamentos (plantas inoculadas com nematoide e testemunhas não inoculadas) e dez repetições.

Após 30 dias da inoculação foram realizadas avaliações de altura da planta (cm) e diâmetro do caule na região do coleto (mm), com auxílio de fita métrica e paquímetro. As avaliações foram realizadas mensalmente durante o período de junho a novembro de 2020, totalizando seis avaliações. Ao final do experimento (180 dias após a inoculação), as mudas foram retiradas dos tubetes e as raízes lavadas em água corrente para se retirar o substrato. A parte aérea foi cortada no colo da planta para separar parte aérea da raiz. As folhas foram coletadas, pesadas em balança digital e levadas para secagem em estufa com temperatura de 65C° por 48h, e novamente pesadas. Foram mensuradas as seguintes variáveis: comprimento do sistema radicular (em cm), massa fresca da raiz da planta (em cm), volume do sistema radicular (em cm<sup>3</sup>) e massa seca de folhas (em g). A medição do comprimento de raiz foi realizada com auxílio de fita métrica, a massa foi verificada em balança analítica e o volume em proveta de 500 mL.

Para se determinar a suscetibilidade das espécies de eucalipto à *Meloidogyne* sp. foi calculado o Fator de Reprodução (FR). Para isto, os nematoides foram extraídos do sistema radicular através do método de Coleen e D'Herde (1972). A solução foi transferida para lâmina de Peters para contagem de ovos e juvenis de *Meloidogyne*. Ao final da contagem os dados obtidos constituíram a população final (*Pf*). Para a determinação do FR, foi calculada a relação  $Pf/Pi$ , onde *Pf* é a população final e *Pi* a população inicial (500 ovos e juvenis). Adotou-se o critério de Oostenbrink (1966): plantas com FR= 0 foram

classificadas como imunes; com  $FR < 1$  foram classificadas como resistentes, e aquelas com  $FR > 1$  foram classificadas como suscetíveis.

### *3.3.1. Análise dos dados*

Os dados coletados foram submetidos a testes de pressuposição para verificar a normalidade das variâncias através do Teste de Shapiro Wilk ( $p < 0,05$ ). Os dados de altura e diâmetro do coleto das plantas foram submetidos à Anova de dois fatores (Two Way Anova) para verificar se houve diferença entre os tratamentos e se ocorreu interação entre as variáveis em função do tempo. Quando houve interação tratamento  $\times$  tempo as médias foram comparadas pelo Teste t ( $p < 0,05$ ). Para as variáveis volume, massa e comprimento de raiz e massa seca das folhas, foram comparadas pelo teste t ( $p < 0,05$ ). Para verificar a suscetibilidade dos fitonematoides, foi calculado o fator de reprodução obtido através da extração dos fitonematoides presentes nas raízes. As análises estatísticas e gráficos foram gerados através do software SigmaPlot 12.0.



## 4. RESULTADOS

Experimento I - Incidência de fitonematoides em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica

Fitonematoides foram encontrados em todos os viveiros e detectados em 66% das amostras analisadas. Quatorze gêneros foram encontrados nas amostras de solo e raízes: *Aphelenchoides*, *Ditylenchus*, *Dolichodorus*, *Filenchus*, *Helicotylenchus*, *Hemicycliophora*, *Meloidogyne*, *Mesocriconema*, *Pratylenchus*, *Psilenchus*, *Rotylenchulus*, *Scutellonema*, *Tylenchus* e *Xiphinema* (Tabela 3). Oito espécies foram identificadas: *Dolichodorus heterocephalus* (Figura 1), *Filenchus discrepans* (Figura 2), *Helicotylenchus dihystra* (Figura 3), *Hemicycliophora poranga* (Figura 4), *Meloidogyne enterolobii* (Figura 5 e Figura 6), *M. javanica* (Figura 6), *Pratylenchus brachyurus* (Figura 7) e *Rotylenchulus reniformis* (Figura 8). Os caracteres diagnósticos morfométricos utilizados para a identificação das espécies são apresentados na Tabela 4.

A espécie *H. dihystra* foi encontrada com maior frequência nas amostras (52%), seguida por *P. brachyurus* (36%), *Rotylenchulus reniformis* (22%), *Meloidogyne* spp. (19%), *Tylenchus* sp. (15%), *Filenchus discrepans* (12%), *Ditylenchus* sp. (11%), *Hemicycliophora poranga* (11%), *Dolichodorus heterocephalus* (4%), *Mesocriconema* sp. (4%), *Scutellonema* sp. (3%), *Xiphinema* sp. (3%) e *Psilenchus* sp. (1%).

Tabela 3. Gêneros e espécies de fitonematoides encontrados em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica adquiridas em viveiros do Rio de Janeiro (RJ), Espírito Santo (ES) e Minas Gerais (MG)

	Estados e viveiros							
	RJ			ES			MG	
	1	2	3	4	5	6	7	8
<i>Aphelenchoides</i> sp.							x	
<i>Ditylenchus</i> sp.		x		x		x		
<i>Dolichodorus heterocephalus</i>				x		x		
<i>Filenchus discrepans</i>	x	x			x			
<i>Helicotylenchus dihystra</i>	x	x	x	x	x	x	x	x
<i>Hemicycliophora poranga</i>				x	x	x		
<i>Meloidogyne</i> spp.		x			x	x	x	x
<i>Mesocriconema</i> sp.					x		x	x
<i>Pratylenchus brachyurus</i>	x	x	x	x	x	x		x
<i>Psilenchus</i> sp.					x			
<i>Rotylenchulus reniformis</i>			x		x	x	x	x
<i>Scutellonema</i> sp.					x			
<i>Tylenchus</i> sp.		x	x		x	x	x	
<i>Xiphinema</i> sp.					x			

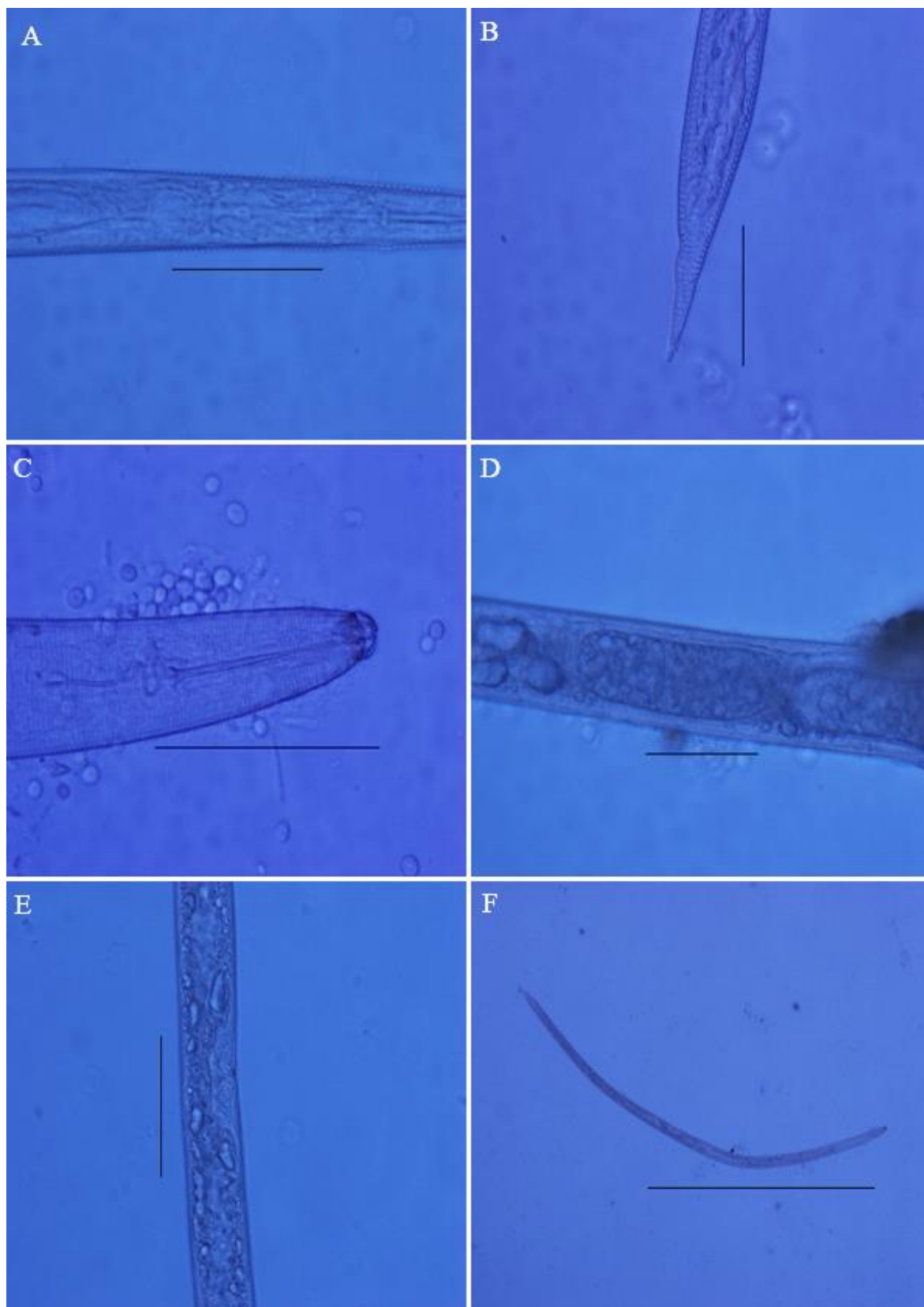


Figura 1. *Dolichodoros heterocephalus* Cobb. A: região do esôfago; B: cauda; C: região anterior do corpo; D: ovo dentro do útero; E: vulva e vagina; F: corpo inteiro da fêmea.

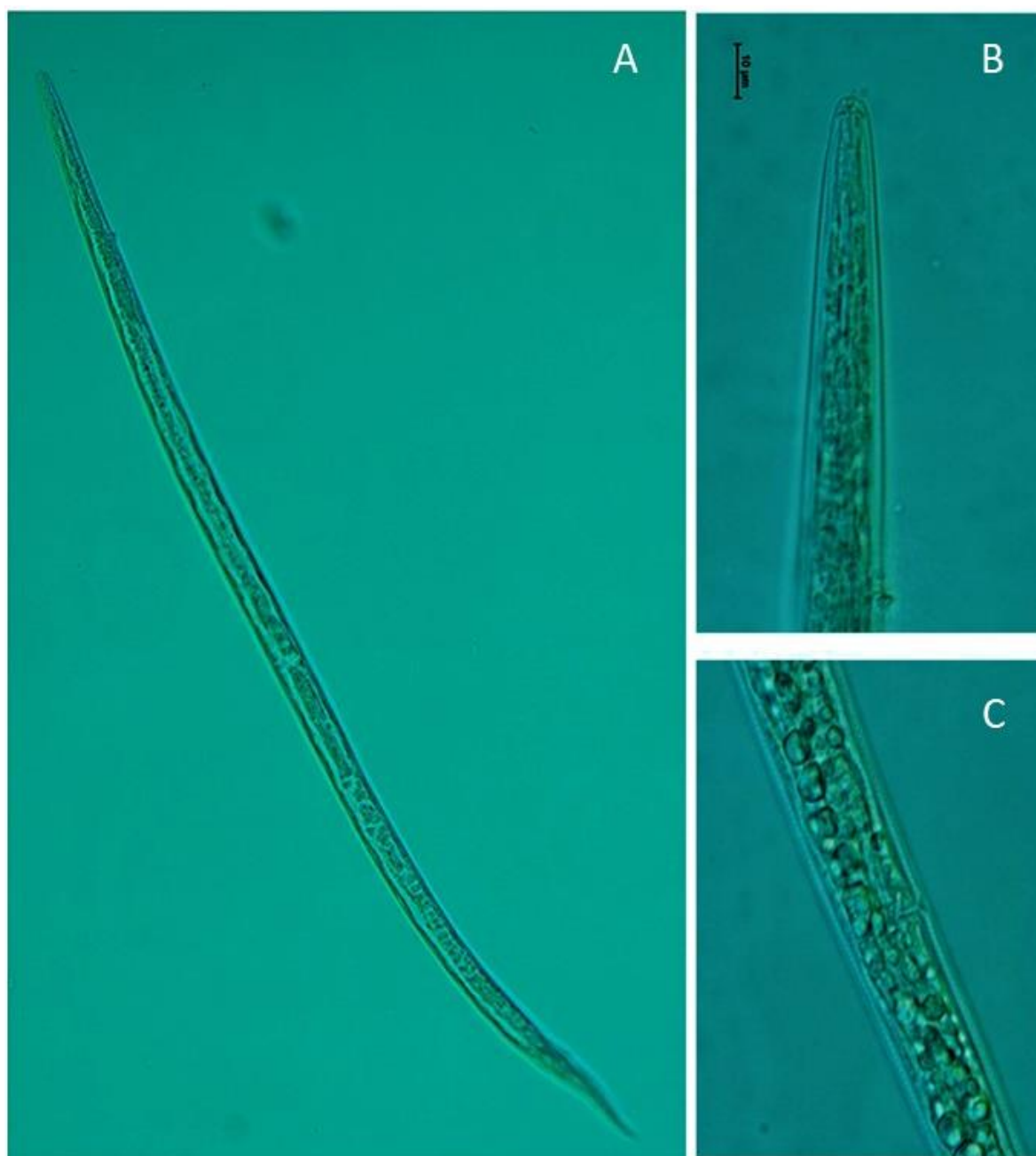


Figura 2. *Filenchus discrepans* Andrassy. A: corpo inteiro da fêmea; B: região anterior e metacorpo; C: região da vulva.

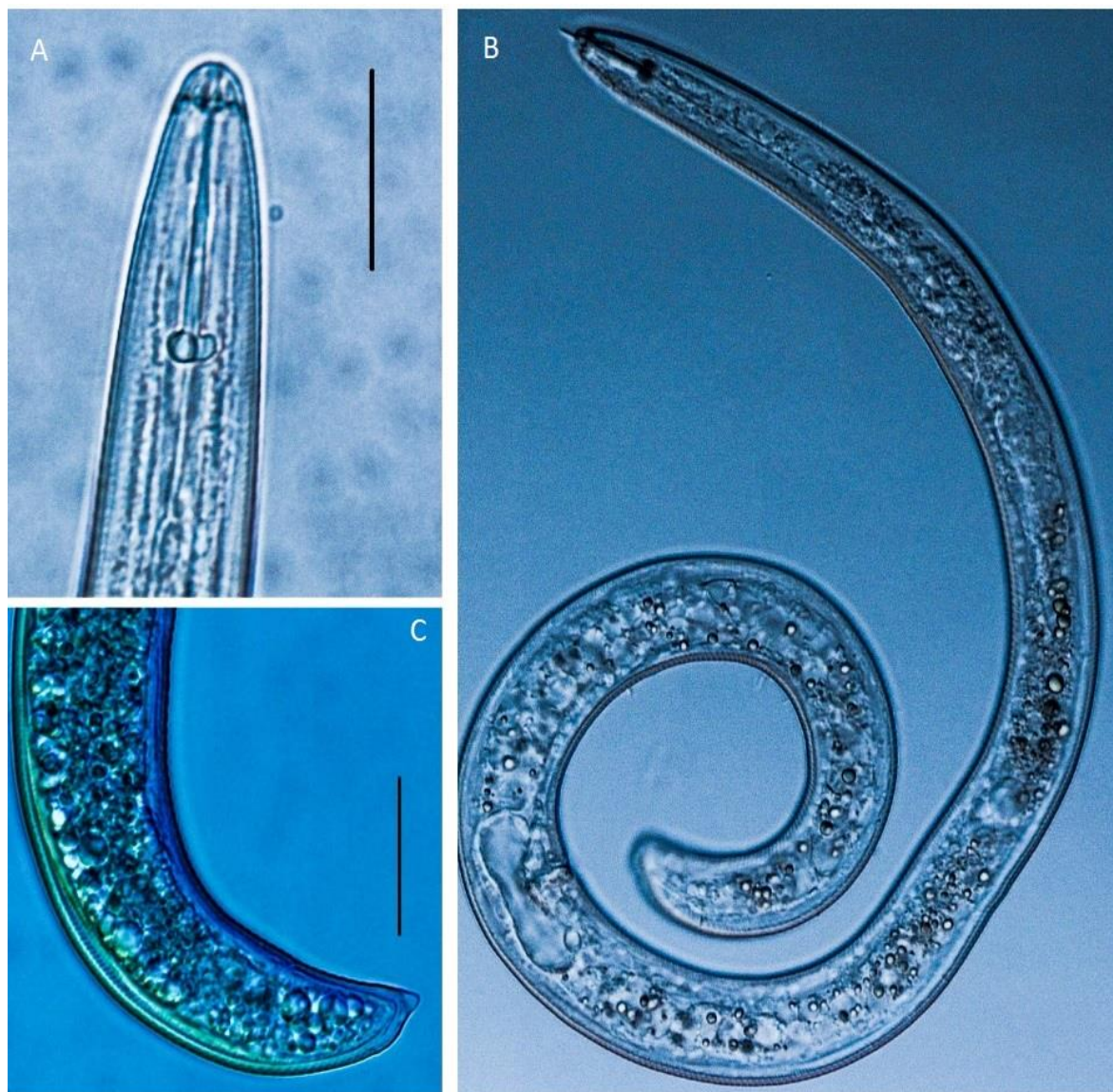


Figura 3. *Helicotylenchus dihystra* Cobb. A: região anterior do corpo; B: corpo inteiro da fêmea; C: região posterior do corpo.



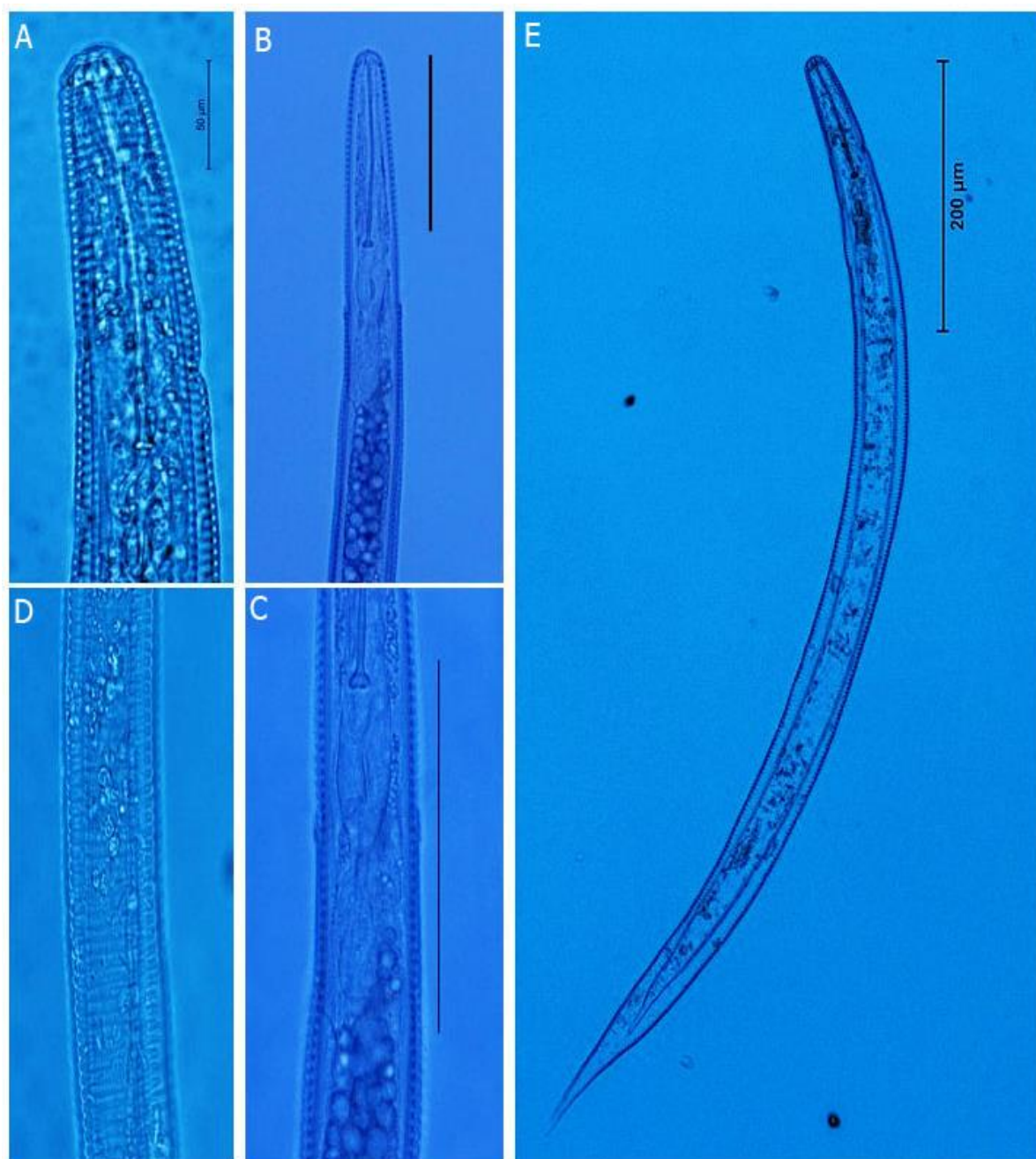


Figura 4. *Hemicycliophora poranga*. A, B e C: região anterior e esôfago; D: região mediana do corpo; E: corpo inteiro da fêmea.

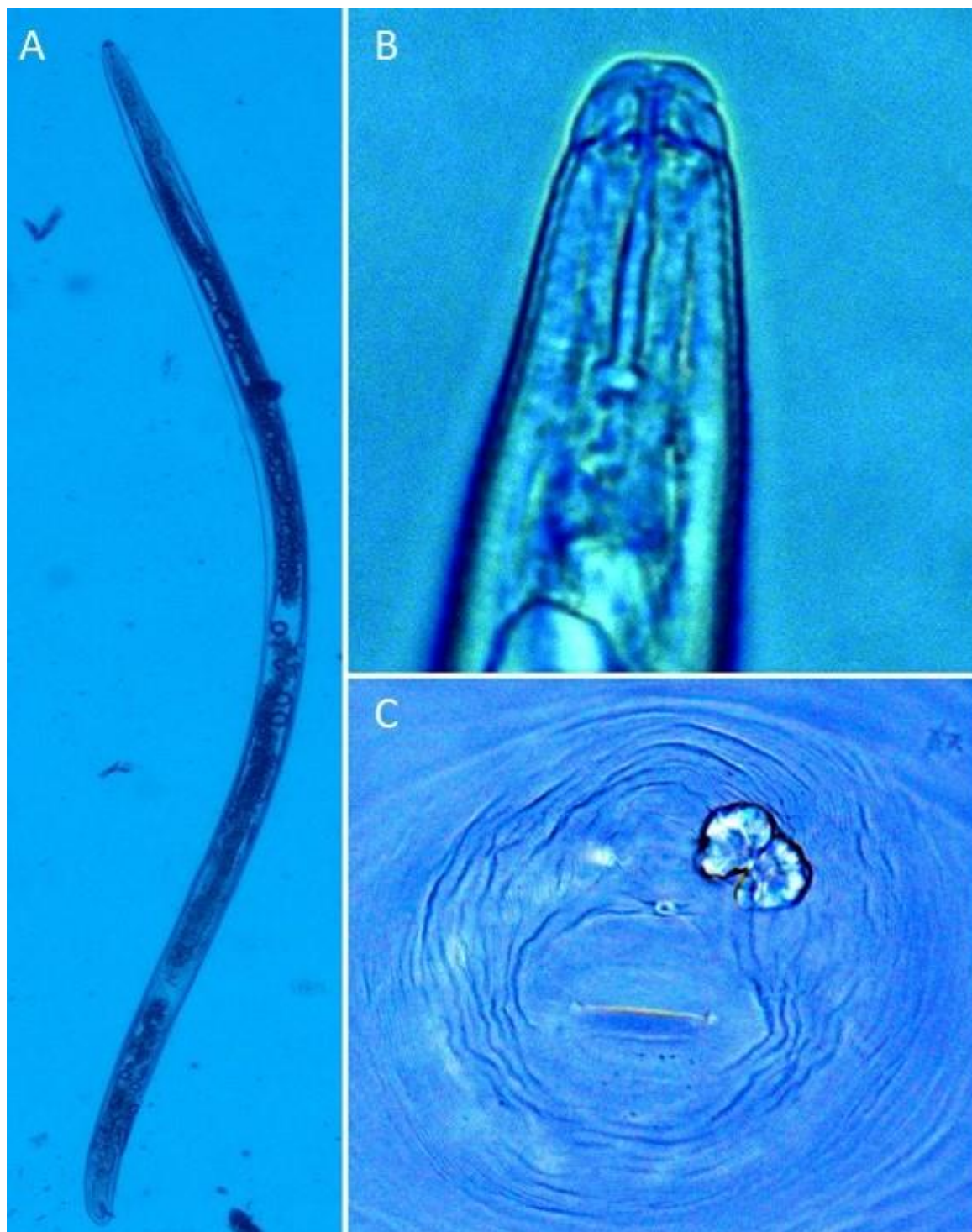


Figura 5. *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback: A. Corpo inteiro de macho; B. Região cefálica de macho; C. Corte de impressão perineal.

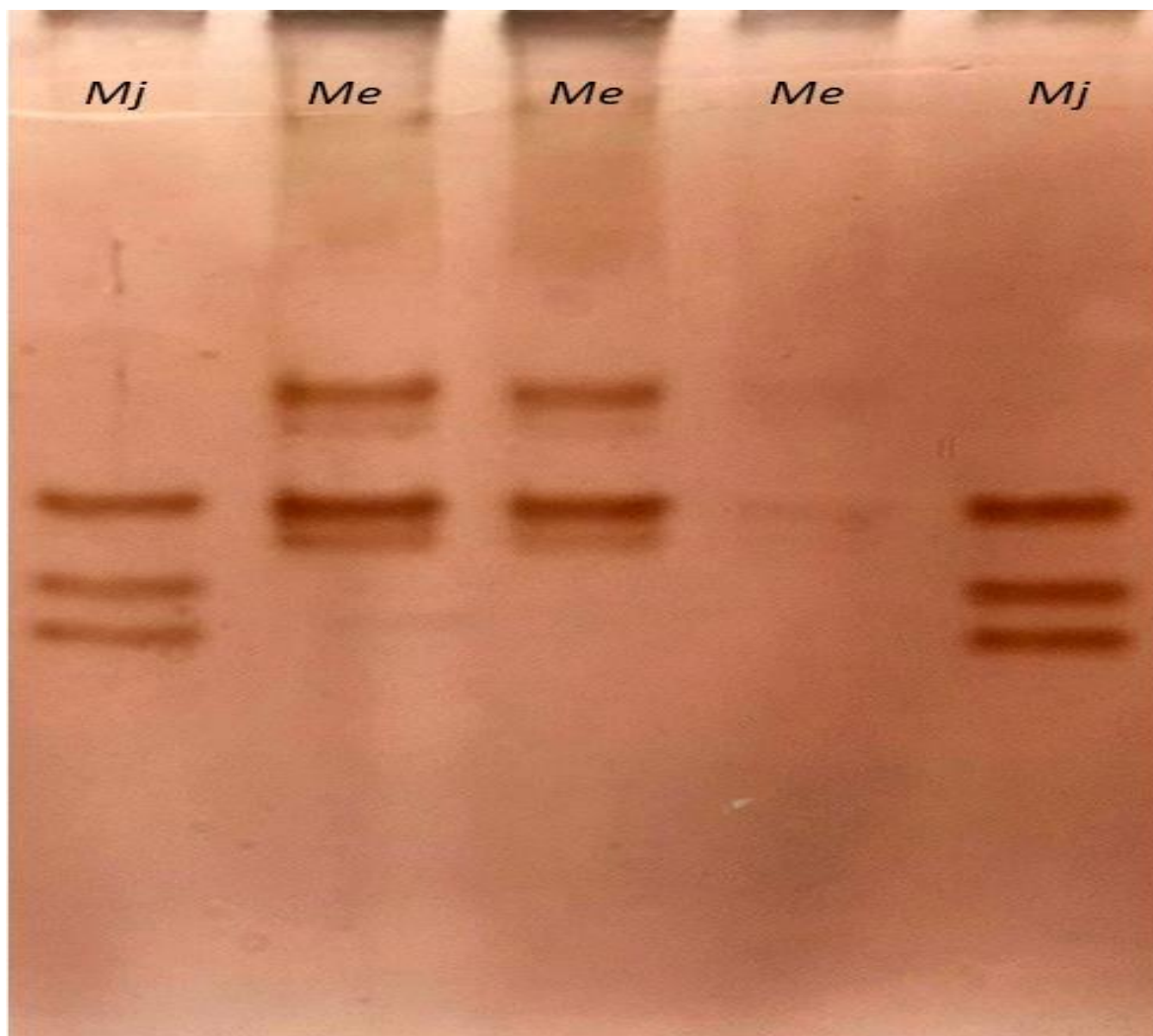


Figura 6. Perfil isoenzimático de esterase em gel de eletroforese. Mj: *Meloidogyne javanica*; Me: *Meloidogyne enterolobii*.



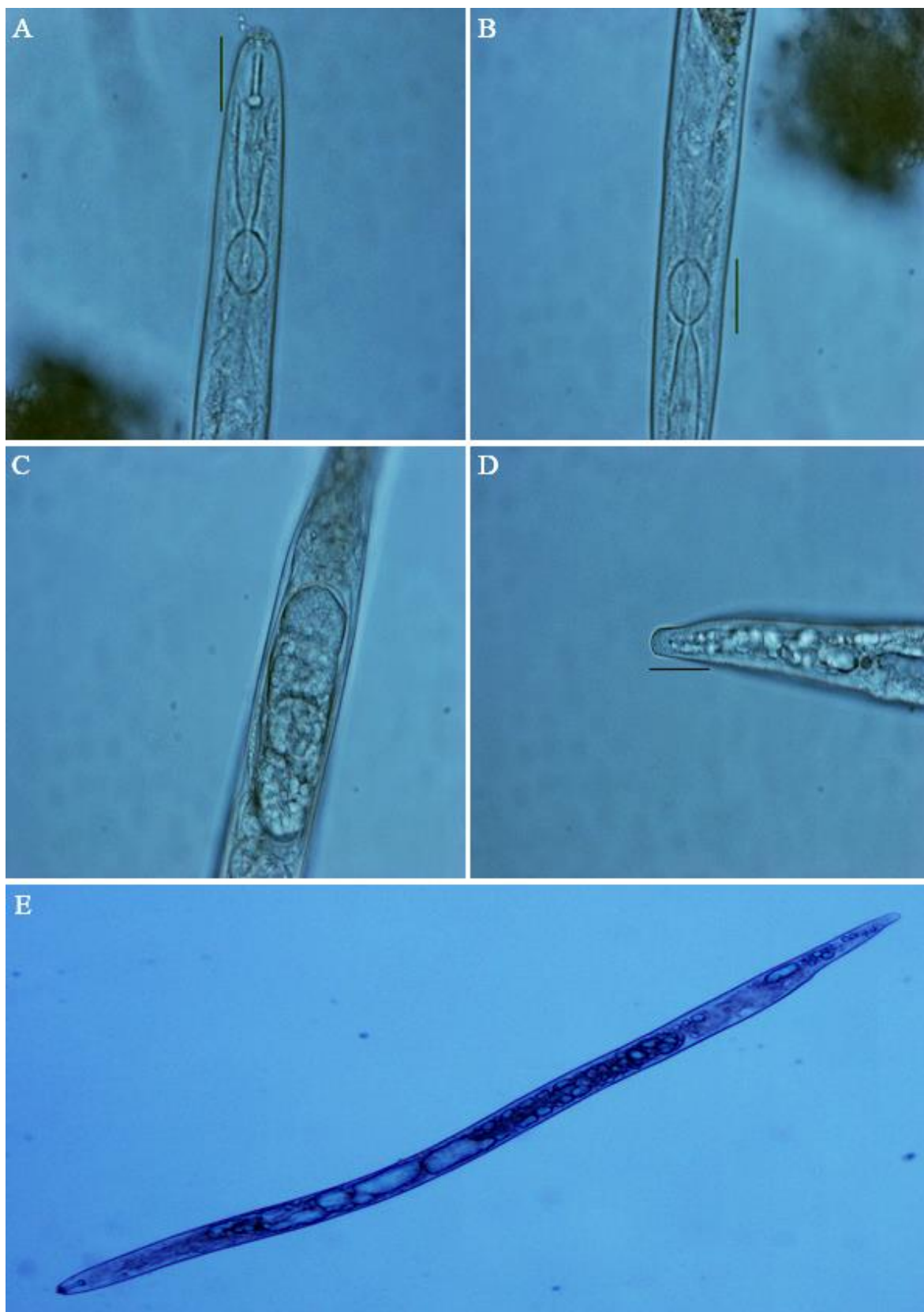


Figura 7. *Praytlenchus brachyurus* Godfrey. A: região anterior do corpo e metacorpo; B: região do esôfago; C: ovo no útero; D: extremidade truncada da cauda; E: corpo inteiro da fêmea.



Figura 8. *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira. A: região anterior do corpo; B: corpo inteiro do macho; C: região posterior do corpo.

Tabela 4. Média  $\pm$  erro padrão e valores mínimos e máximos observados de caracteres morfométricos de fitonematoides encontrados em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica adquiridas de viveiros dos estados do Rio de Janeiro, Espírito Santo e Minas Gerais

Caracteres	Espécies de fitonematoides					
	<i>Helicotylenchus dihystrera</i> (n = 12)	<i>Pratylenchus brachyurus</i> (n = 22)	<i>Filenchus discrepans</i> (n = 10)	<i>Rotylenchulus reniformis</i> (n = 10)	<i>Hemicycliophora poranga</i> (n = 10)	<i>Dolichodorus heterocephalus</i> (n = 5)
L <sup>1</sup>	745,73 $\pm$ 16,08 (547-787)	563,29 $\pm$ 2,9 (450,9-667,2)	482,66 $\pm$ 82,82 (390,83-563,9)	446,63 $\pm$ 2,63 (415,69-477,59)	1148,97 $\pm$ 16,79 (1080,86-1280,71)	2154 $\pm$ 55,38 (1946-2233)
V%	65,84 $\pm$ 1,73 (60,22-70,80)	85,03 $\pm$ 2,9 (83,5-85,51)	67,02 $\pm$ 10,52 (59,77-75,92)	71,74 $\pm$ 9,73 (69,77-73,86)	77,81 $\pm$ 13,14 (72,1-80,34)	52,61 $\pm$ 0,02 (48,31-56,15)
W	28,78 $\pm$ 2,6 (24,39-30,34)	27,44 $\pm$ 16,40 (24,35-30,25)	15,10 $\pm$ 20,20 (12,45-18,54)	15,61 $\pm$ 15,81 (14,99-16,78)	51,84 $\pm$ 2,02 (43,38-69,64)	42,66 $\pm$ 0,95 (40,14-45,51)
SI	24,5 $\pm$ 1,12 (22,45-27,56)	18,5 $\pm$ 2,5 (17,4-19,4)	7,66 $\pm$ 6,4 (7,62-8,42)	15,72 $\pm$ 16,27 (14,90-16,97)	103,31 $\pm$ 1,38 (88,74-108,45)	75,36 $\pm$ 2,59 (68,79-80,13)
a	25,12 $\pm$ 3,3 (21,23-30,6)	24,07 $\pm$ 4,09 (22,21-28,83)	32,54 $\pm$ 20,51 (24,49-44,43)	26,54 $\pm$ 15,1 (25,60-27,49)	22,16 $\pm$ 7,56 (21,08-26,08)	50,57 $\pm$ 1,49 (46,52-55,63)
b	6,75 $\pm$ 0,8 (5,6-8,2)	5,76 $\pm$ 4,77 (6,50-8,65)	-	4,81 $\pm$ 26,89 (4,33-5,01)	6,54 $\pm$ 4,19 (4,22-9,16)	11,09 $\pm$ 2,72 (10,44-12,36)
c	41,2 $\pm$ 5,2 (34,15-49,2)	21,11 $\pm$ 4,47 (18,97-24,27)	8,55 $\pm$ 14,07 (4,57-10,90)	17,35 $\pm$ 15,60 (16,23-18,09)	10,1 $\pm$ 2,09 (8,9-11,2)	40,87 $\pm$ 1,36 (37,52-44,67)
c'	2,07 $\pm$ 0,9 (0,8-2,79)	2,06 $\pm$ 13,71 (1,77-2,58)	-	-	4,2 $\pm$ 3,99 (3,9-4,5)	1,77 $\pm$ 0,15 (1,44-2,11)
TW	20,89 $\pm$ 2,16 (16,48-24,25)	31,31 $\pm$ 14,84 (27,22-30,25)	74,11 $\pm$ 23,14 (57,84-83,67)	23,97 $\pm$ 11,21 (22,45-25,89)	216,85 $\pm$ 10,13 (208,31-256,47)	30,19 $\pm$ 2,02 (24,2-36,38)

<sup>1</sup>(L) Comprimento do corpo, (V%) posição percentual da vulva em relação ao corpo, (W) Largura do corpo na região mediana, (SI) Comprimento do estilete, (a) Comprimento do corpo dividido pela maior largura do corpo, (b) Comprimento do corpo dividido pela distância do término anterior do corpo ao final do esôfago, (c) Comprimento do corpo dividido pelo comprimento da cauda, (c') Comprimento da cauda dividido pela largura do corpo ao nível do ânus, (TW) comprimento da cauda.

As amostras de substrato apresentaram maiores densidades populacionais de fitonematoides em comparação com amostras de raízes (Tabelas 5 e 6). Nas amostras de raízes, as espécies que apresentaram maiores densidades de fitonematoides foram pau-d'álho (*G. integrifolia*) (1096 espécimens de *H. dihystra*/g), sabiá (*M. caesalpiniaefolia*) (736 J<sub>2</sub> de *M. javanica*/g), aroeira (*S. terebinthifolius*) (585 espécimens de *P. brachyurus*/g) e ingá (*I. laurina* 490 J<sub>2</sub> de *M. enterolobii*/g) (Tabela 5).

Nas amostras de substrato, as maiores densidades de fitonematoides foram observadas em jacarandá-bico-de-pato (*M. aculentum*), mulungu (*E. speciosa*), goiabeira (*P. guajava*), aroeira (*S. terebinthifolius*) e angico (*A. colubrina*) com *H. dihystra* (2025, 1810, 1610, 1090 e 503 espécimens/100 cm<sup>3</sup>, respectivamente) e sabiá (*M. caesalpiniaefolia*) com *M. javanica* (1453 J<sub>2</sub>/100 cm<sup>3</sup>) (Tabela 6).

Tabela 5. Densidade de fitonematoides (em 10 g de raízes) observadas em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica adquiridas de viveiros dos estados do Rio de Janeiro, Espírito Santo e Minas Gerais

Família botânica	Espécies botânicas	Aph*	Dit	Dol	Fdi	Hdi	Hpo	Mel	Mes	Pbr	Psi	Rre	Scu	Tyl	Xip
Anacardiaceae	<i>S. terebinthifolius</i>				27	20;35;3**				19;585				2	
Arecaceae	<i>E. edulis</i>					4									
Bignoniaceae	<i>T. cassinoides</i>											3			
Bombacaceae	<i>C. speciosa</i>					43									
Boraginaceae	<i>C. trichotoma</i>					8									
Chrysobalanaceae	<i>L. tomentosa</i>					1	1			1			1		
Clusiaceae	<i>C. brasiliense</i>					1;15									
Euphorbiaceae	<i>J. princeps</i>		4			19				3;2					35
	<i>P. foliosa</i>				8	15				111					
	<i>A. colubrina</i>		5			7				4				13;8	
	<i>C. tomentosum</i>			12		6	12							2	
	<i>M. brauna</i>														
	<i>S. parahyba</i>					33;7						2			
	<i>I. laurina</i>			16	7	35;4		490		71;27;51					
Fabaceae	<i>M. aculeatum</i>			35		5		16		10;44		8			2
	<i>D. nigra</i>				15	145				32		1			
	<i>E. speciosa</i>		1			265;73									
	<i>E. contortisiliquum</i>					5		2				3			
	<i>S. multijuga</i>					10				10;51				3	
	<i>C. ferrea</i>		8		11;2	6				15;17					5
	<i>M. caesalpiniifolia</i>					9	70	736							

...Continuação...

Famílias	Espécie botânica	Aph	Dit	Dol	Fdi	Hdi	Hpo	Mel	Mes	Pbr	Psi	Rre	Scu	Tyl	Xip
Lauraceae	<i>O. odorifera</i>					4		6		7		4			
Lecythidaceae	<i>L. pisonis</i>		18	2	6	2						5			
Melastomataceae	<i>T. granulosa</i>		2			4	6	5		1;20		14			
Meliaceae	<i>C. fissilis</i>					5						31			
Myrtaceae	<i>P. guajava</i>		5			39;8;11		7	5	2;2;5		5;17			
Phytolaccaceae	<i>G. integrifolia</i>		7		11	1096;56		455		3					
Rubiaceae	<i>G. americana</i>		1		18							3			
	<i>C. spruceanum</i>					36	8	3		23					
Sapindaceae	<i>C. vernalis</i>				9	5;6				5;1		4		4	

\*Aph) *Aphelenchoides* sp., Dit) *Ditylenchus* sp., Dol) *D. heterocephalus*, Fdi) *F. discrepans*, Hdi) *H. dihystra*, Hpo) *H. poranga*, Mel) *Meloidogyne* sp., Mes) *Mesocriconema* sp., Pbr) *P. brachyurus*, Psi) *Psilenchus* sp., Rre) *R. reniformis*, Scu) *Scutellonema* sp., Tyl) *Tylenchus* sp., Xip) *Xiphinema* sp.

\*\*Valores representam a densidade observada em cada viveiro infestado.

Tabela 6. Densidade de fitonematoides (em 100 cm<sup>3</sup> de substrato) observadas em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica adquiridas de viveiros dos estados do Rio de Janeiro, Espírito Santo e Minas Gerais

Família botânica	Espécie botânica	Aph*	Dit	Dol	Fdi	Hdi	Hpo	Mel	Mes	Pbr	Psi	Rre	Scu	Tyl	Xip
Anacardiaceae	<i>S. terebinthifolius</i>				7	162;1090;57**				52;80		47		20	
Arecaceae	<i>E. edulis</i>					10;40		105		10					
Bignoniaceae	<i>T. cassinoides</i>							10		17		10		10	
Bombacaceae	<i>C. speciosa</i>					293;47		30		40					
Boraginaceae	<i>C. trichotoma</i>					90						20		14	
Chrysobalanaceae	<i>L. tomentosa</i>	20				97;40;10		30		57;10				10	
Clusiaceae	<i>C. brasiliense</i>					13;137;57						44			
Euphorbiaceae	<i>J. princeps</i>					27	48;5			53;13					
	<i>P. foliosa</i>				57	170				17					
	<i>A. colubrina</i>					53;503				5				5;20	
	<i>C. tomentosum</i>			93		32	232	143						7	
	<i>M. brauna</i>					37						43		20	
	<i>S. parahyba</i>	7				310;57						13;40		4	
	<i>I. laurina</i>				13	3;87		13		130		10			
Fabaceae	<i>M. aculeatum</i>				25	2025	47			70		240		80	
	<i>D. nigra</i>							40		80		43			
	<i>E. speciosa</i>	7				1810;2;137;130									
	<i>E. contortisiliquum</i>							67				47		4	
	<i>S. multijuga</i>			13				13		90;87		117			
	<i>C. ferrea</i>			67	82;87	37	120	10		27					23
	<i>M. caesalpinifolia</i>					357;90;90		130;1453;74		63					

## Continuação...

Famílias	Espécies botânicas	Aph	Dit	Dol	Fdi	Hdi	Hpo	Mel	Mes	Pbr	Psi	Rre	Scu	Tyl	Xip
Lauraceae	<i>O. odorifera</i>	70				273		10	40	53		170		10	
Lecythidaceae	<i>L. pisonis</i>		110		30	45			17			50		67	
Melastomataceae	<i>T. granulosa</i>					120	77	20;27		43		147;33		27	7
Meliaceae	<i>C. fissilis</i>					163									
Myrtaceae	<i>P. guajava</i>		58			1610;40	72	10		47		127			
Phytolaccaceae	<i>G. integrifolia</i>		5		10	110		100							
Rubiaceae	<i>G. americana</i>		32		37	3	32							37	
	<i>C. spruceanum</i>					10	217			87;20					7
Sapindaceae	<i>C. vernalis</i>				10	40;13;63		13		47;57	50	143			

\*Aph) *Aphelenchoides* sp., Dit) *Ditylenchus* sp., Dol) *D. heterocephalus*, Fdi) *F. discrepans*, Hdi) *H. dihystra*, Hpo) *H. poranga*, Mel) *Meloidogyne* sp., Mes) *Mesocriconema* sp., Pbr) *P. brachyurus*, Psi) *Psilenchus* sp., Rre) *R. reniformis*, Scu) *Scutellonema* sp., Tyl) *Tylenchus* sp., Xip) *Xiphinema* sp.

\*\*Valores representam a densidade observada em cada viveiro infestado.



## Experimento II - Suscetibilidade e danos em mudas de espécies nativas da Mata Atlântica

Aroeira (*S. terebinthifolius*) apresentou suscetibilidade à *P. brachyurus* (FR = 1,2). Mulungu (*E. speciosa*) foi suscetível à *H. dihystera* (FR = 3,0) e ingá (*I. laurina*) e pau-d'álho (*G. integrifolia*) foram suscetíveis à *M. enterolobii* (FR = 3,4 e 3,8, respectivamente) (Figura 9).

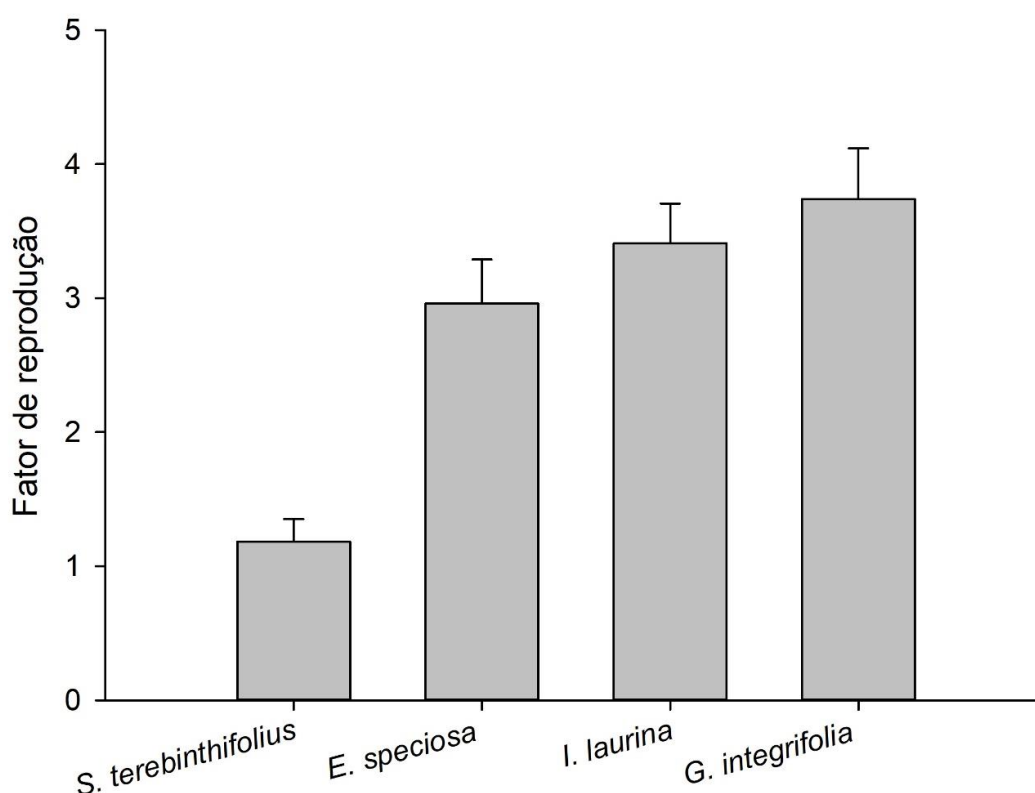


Figura 9. Fatores de reprodução de diferentes fitonematoides em espécies florestais nativas da Mata Atlântica. Valores médios de 12 plantas por espécie florestal e por fitonematoide.

*Pratylenchus brachyurus* não causou reduções nas variáveis altura da planta, diâmetro do coleto, massa de folhas senescentes e massa seca total das folhas de aroeira ( $F_{(11,7)altura} = 0,357$ ;  $p = 0,926$ ;  $F_{(11,7)diâmetro} = 1,447$ ;  $p = 0,189$ ;  $F_{(11,7)folhas\ senescentes} = 0,373$ ;  $p = 0,917$ ;  $U_{massa\ seca} = 44,00$ ,  $p = 0,112$ ; Figura 10).

*Helicotylenchus dihystera* não causou reduções nas variáveis altura da planta, diâmetro do coleto, massa de folhas senescentes e massa seca total das folhas de mulungu ( $F_{(11,7)altura} = 0,103$ ;  $p = 0,998$ ;  $F_{(11,7)diâmetro} = 0,146$ ;  $p = 0,994$ ; ( $F_{(11,7)folhas\ senescentes} = 0,386$ ;  $p = 0,818$ ;  $U_{massa\ seca} = 70,00$ ,  $p = 0,93$ ; Figura 11).

*Meloidogyne enterolobii* não afetou a altura, o diâmetro do coleto das plantas e a massa seca foliar de ingá, mas apresentou maior massa de folhas senescentes ( $F_{(11,7)}\text{altura} = 0,382$ ;  $p = 0,912$ ;  $F_{(11,7)}\text{diâmetro} = 0,289$ ;  $p = 0,958$ ;  $U_{\text{massa seca}} = 50,00$ ,  $p = 0,214$ ;  $F_{(11,7)}\text{folhas senescentes} = 0,340$ ;  $p = 0,02$ ; Figura 12).

*Meloidogyne enterolobii* não afetou ( $p > 0,05$ ) a altura e massa seca foliar de pau d'alho, mas apresentou menor diâmetro do coleto das plantas e maior massa de folhas senescentes ( $F_{(11,7)}\text{altura} = 0,217$ ;  $p = 0,981$ ;  $U_{\text{massa seca}} = 64,00$ ,  $p = 0,665$ ;  $F_{(11,7)}\text{diâmetro} = 0,3401$ ;  $p = 0,002$ ;  $F_{(11,7)}\text{folhas senescentes} = 0,309$ ;  $p = 0,006$  Figura 13).

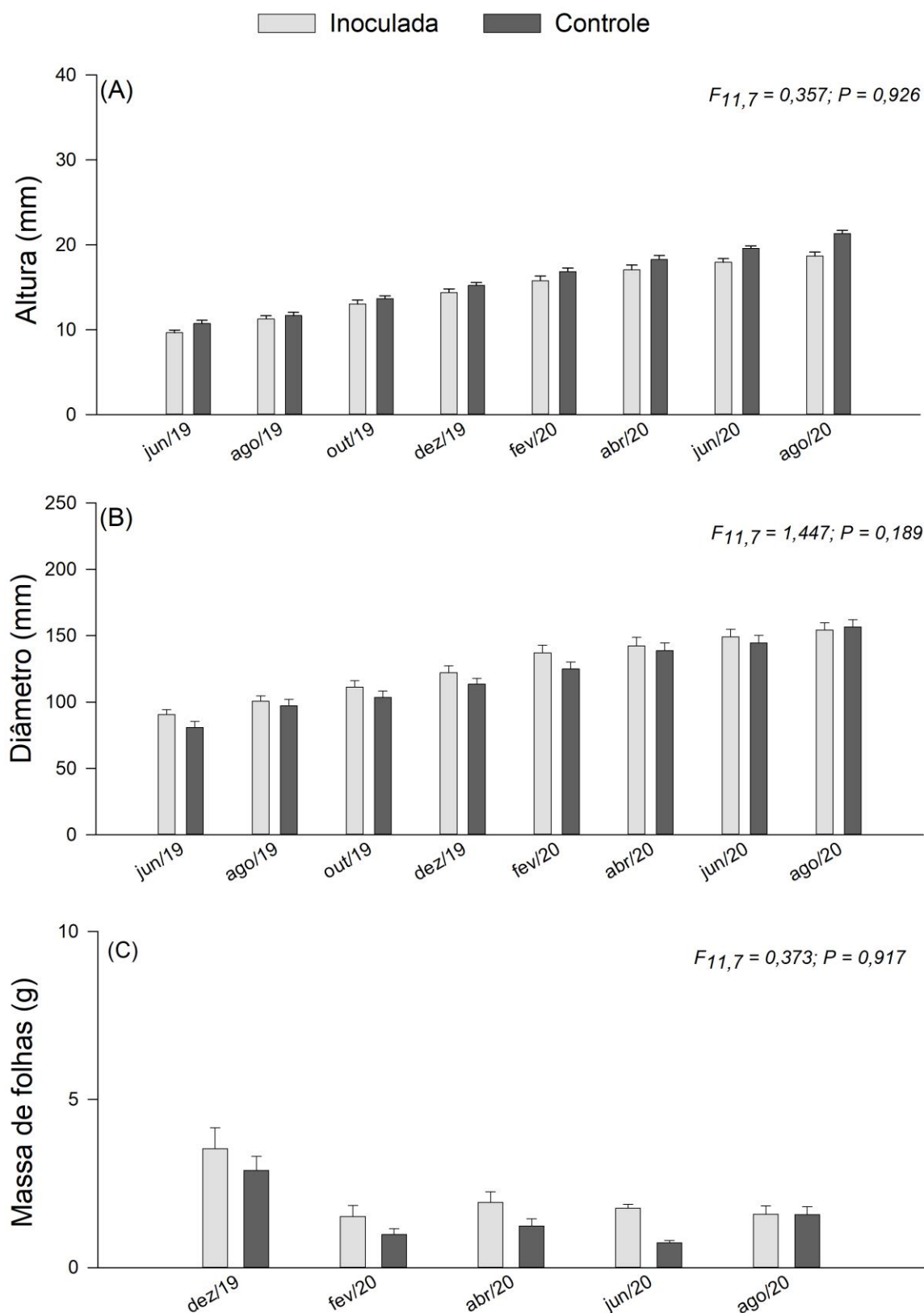


Figura 10. Variáveis de crescimento vegetativo e massa fresca de folhas senescentes em plantas de aroeira (*Schinus terebinthifolius*) inoculadas com *Pratylenchus brachyurus*: (A) altura da planta, (B) diâmetro do coleto e (C) massa das folhas senescentes, ao longo do período experimental.

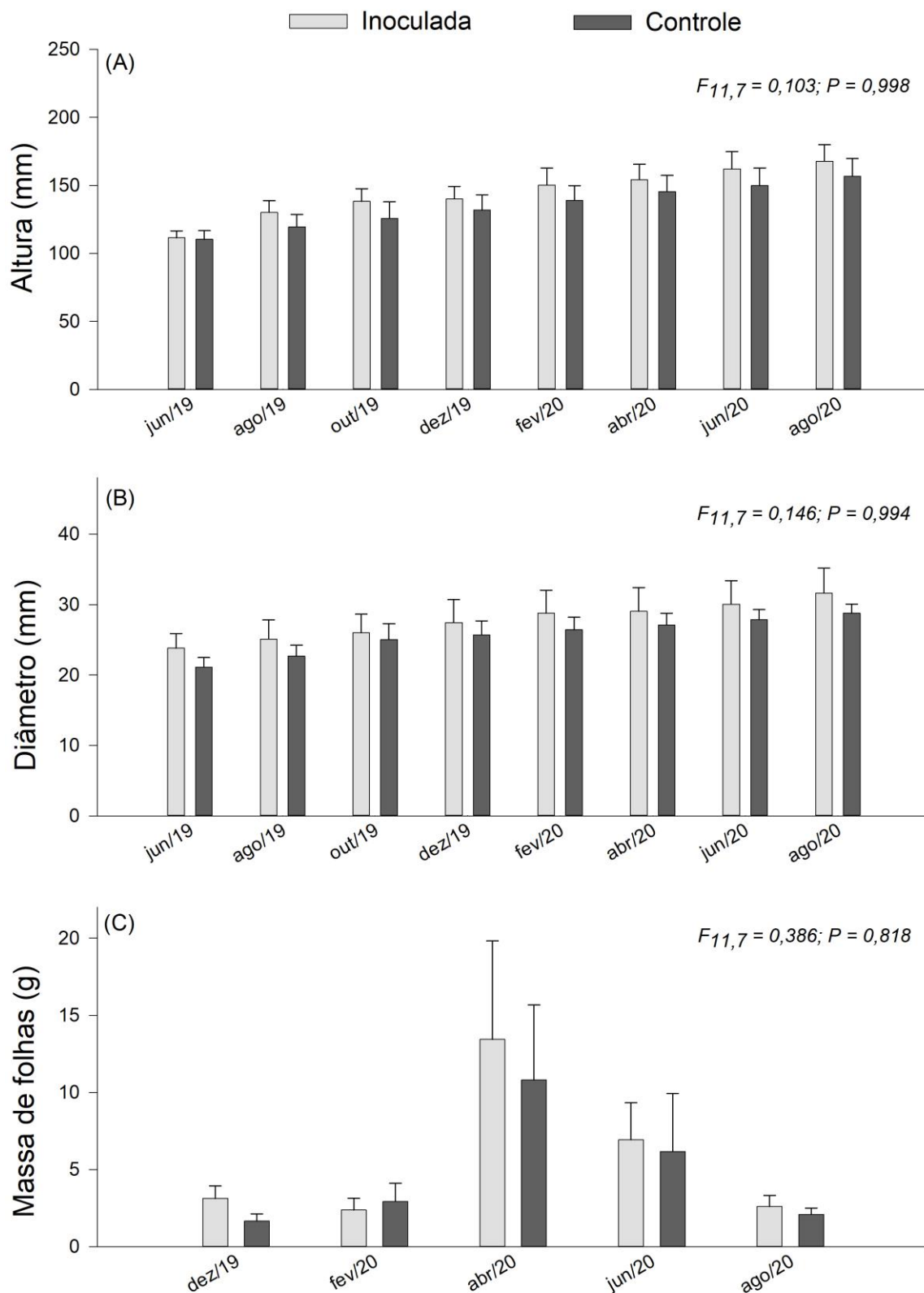


Figura 11. Variáveis de crescimento vegetativo e massa fresca de folhas senescentes em plantas de mulungu (*Erythrina speciosa*) inoculadas com *Helicotylenchus dihystra*: (A) altura da planta, (B) diâmetro do coleto e (C) massa das folhas senescentes, ao longo do período experimental.

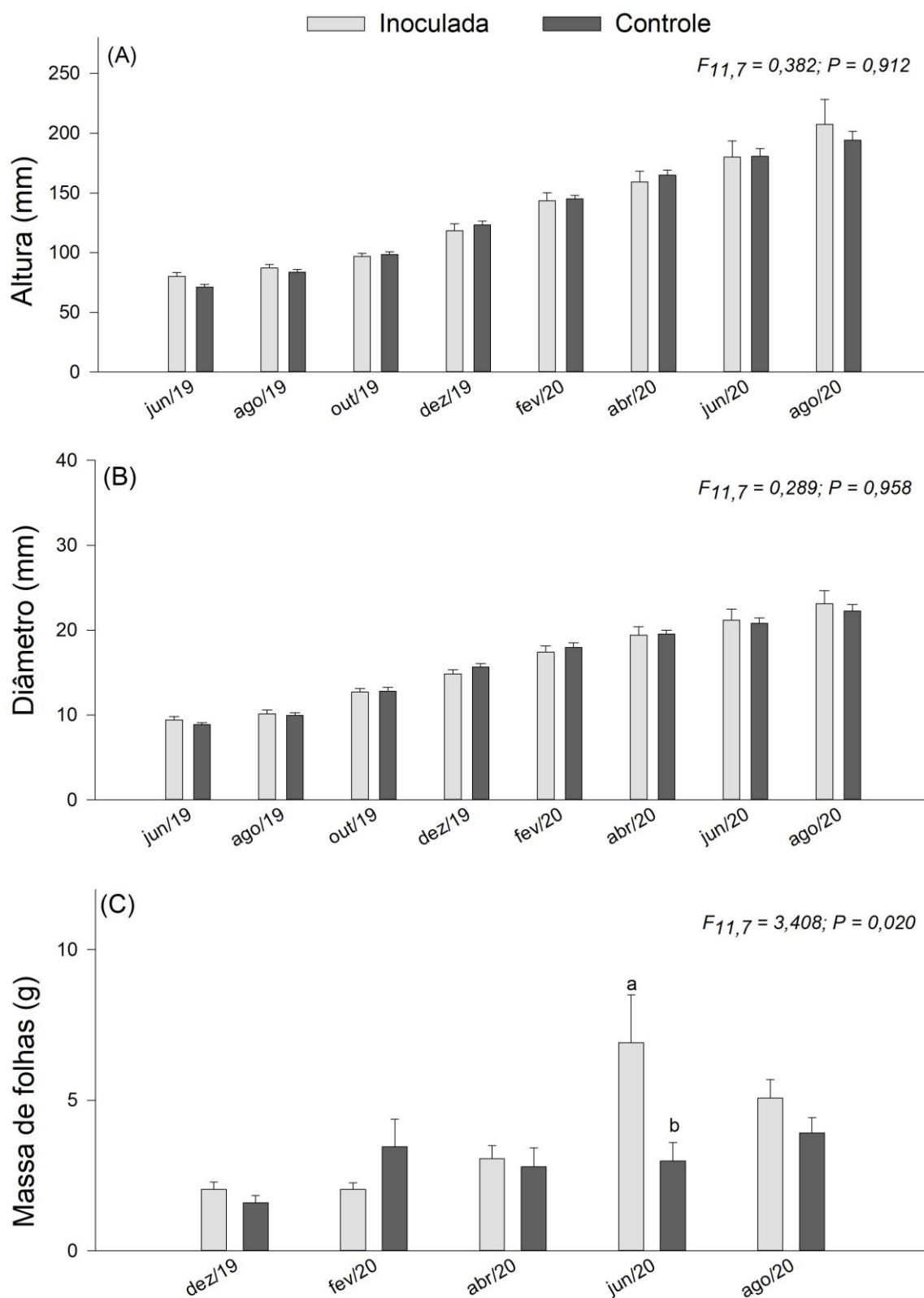


Figura 12. Variáveis de crescimento vegetativo e massa fresca de folhas senescentes em plantas de ingá (*Inga laurina*) inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*: (A) altura da planta, (B) diâmetro do coleto e (C) massa das folhas senescentes, ao longo do período experimental.

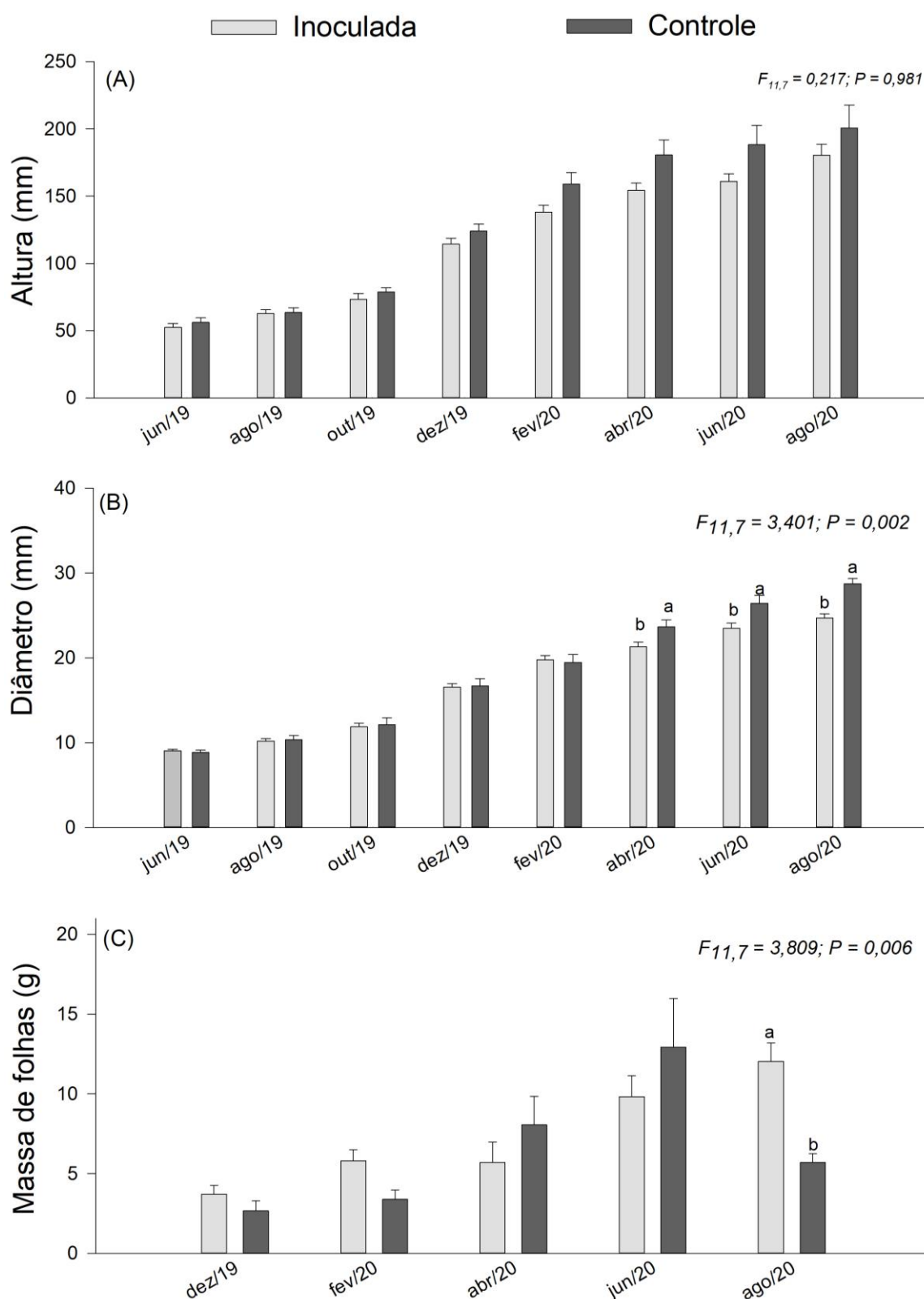


Figura 13. Variáveis de crescimento vegetativo e massa fresca de folhas senescentes em plantas de pau-d'algo (*G. integrifolia*) inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*: (A) altura da planta, (B) diâmetro do coleto e (C) massa das folhas senescentes, ao longo do período experimental.

Experimento III - Suscetibilidade e danos causados por *Meloidogyne* spp. em espécies de eucalipto

As espécies *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. dunni* e *E. grandis* foram resistentes ( $FR < 1$ ) à *M. enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica*. Na espécie *E. camaldulensis*, o fator de reprodução maior que 1 indicou suscetibilidade à *M. javanica*. O mesmo ocorreu em *E. saligna* em relação à *M. incognita* e *M. javanica*; e em *E. urophylla* x *E. grandis* em relação aos fitonematoides *M. enterolobii* e *M. javanica* (Tabela 7).

Tabela 7. Fator de reprodução e classificação de *Eucalyptus* spp. quanto à suscetibilidade/resistência a *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica*

<i>Fator de Reprodução, fitonematoides e classificação</i>			
<i>Espécies de eucalipto</i>	<i>M. enterolobii</i>	<i>M. incognita</i>	<i>M. javanica</i>
<i>E. camaldulensis</i>	0,22 (R)	0,52 (R)	1,04 (S)
<i>C. citriodora</i>	0,94 (R)	0,9 (R)	0,54 (R)
<i>E. cloeziana</i>	0,6 (R)	0,46 (R)	0,62 (R)
<i>E. dunni</i>	0,5 (R)	0,82 (R)	0,74 (R)
<i>E. grandis</i>	0,38 (R)	0,62 (R)	0,42 (R)
<i>E. saligna</i>	0,94 (R)	4,82 (S)	3,44 (S)
<i>E. urophylla</i> x <i>E. grandis</i>	1,72 (S)	0,48 (R)	2,46 (S)

(R) resistência e (S) suscetibilidade das espécies de eucalipto ao fitonematoide inoculado, conforme critério de Oostenbrink (1966).

Nas espécies *E. camaldulensis*, *C. citriodora* e *E. dunni*, *Meloidogyne* spp. não influenciou a altura e o diâmetro do coleto das mudas (Tabela 8). Em *E. cloeziana*, *E. grandis* e *E. urophylla* x *E. grandis*, as três espécies de *Meloidogyne* causaram redução ( $p < 0,05$ ) na altura das plantas (Tabela 8). *E. cloeziana* sofreu redução do diâmetro do coleto pelo parasitismo por *M. enterolobii* e *M. javanica*, e o mesmo ocorreu com *E. saligna* pelas três espécies de *Meloidogyne*. Em *E. urophylla* x *E. grandis*, as plantas parasitadas por *M. incognita* e *M. javanica* apresentaram menores médias de crescimento do que as plantas do tratamento controle (Tabela 8).

Tabela 8. Avaliações de altura e diâmetro do coleto (DC) de mudas de espécies de eucalipto inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*, *Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*

Variáveis e espécies de eucalipto								
	Altura (cm)		trat x tempo		DC (mm)		trat x tempo	
	Média	Erro	F	<i>p</i>	Média	Erro	F	<i>p</i>
<i>E. camaldulensis</i>								
<i>M. enterolobii</i>	32,90	0,72	0,4	0,85	3,08	0,1	0,37	0,87
<i>M. incognita</i>	33,02	0,79	0,65	0,67	3,1	0,12	0,3	0,92
<i>M. javanica</i>	31,07	0,57	0,51	0,76	3,2	0,11	0,59	0,71
Controle	33,87	0,88	-	-	2,84	0,1	-	-
<i>C. citriodora</i>								
<i>M. enterolobii</i>	30,98	0,53	0,59	0,71	2,74	0,07	0,46	0,81
<i>M. incognita</i>	29,03	0,42	0,34	0,89	2,73	0,09	0,27	0,93
<i>M. javanica</i>	29,23	0,69	0,03	0,99	2,60	0,08	0,31	0,91
Controle	30,73	0,53	-	-	2,84	0,08	-	-
<i>E. cloeziana</i>								
<i>M. enterolobii</i>	27,11*	0,93	20,87	<0,001	2,83*	0,08	3,85	0,003
<i>M. incognita</i>	25,85*	0,97	10,29	0,002	2,86	0,11	0,79	0,56
<i>M. javanica</i>	26,33*	0,97	8,78	0,004	2,82*	0,12	3,70	0,004
Controle	29,05	1,00	-	-	2,92	0,09	-	-
<i>E. dunni</i>								
<i>M. enterolobii</i>	34,94	0,76	0,17	0,97	3,34	0,14	0,16	0,98
<i>M. incognita</i>	35,07	0,84	0,19	0,96	3,43	0,12	0,09	0,99
<i>M. javanica</i>	37,03	0,81	0,59	0,71	3,31	0,13	0,19	0,97
Controle	37,75	0,70	-	-	3,32	0,12	-	-
<i>E. grandis</i>								
<i>M. enterolobii</i>	33,28*	0,78	3,79	0,003	3,27	0,13	0,34	0,89
<i>M. incognita</i>	33,68*	0,69	2,82	0,02	3,37	0,10	0,74	0,59
<i>M. javanica</i>	33,06*	0,78	2,82	0,02	3,34	0,11	0,56	0,73
Controle	34,32	0,92	-	-	3,27	0,12	-	-
<i>E. saligna</i>								
<i>M. enterolobii</i>	22,43	0,62	0,40	0,85	2,97*	0,11	5,89	<0,001
<i>M. incognita</i>	23,78	0,65	0,68	0,63	3,23*	0,11	5,50	<0,001
<i>M. javanica</i>	22,95	0,59	0,17	0,97	2,82*	0,1	5,79	<0,001
Controle	24,22	0,54	-	-	4,15	0,53	-	-
<i>E. urophylla</i> x <i>E. grandis</i>								
<i>M. enterolobii</i>	26,85*	0,89	2,53	0,03	3,03*	0,1	5,51	<0,001
<i>M. incognita</i>	23,75*	0,59	2,83	0,02	3,15*	0,1	6,45	<0,001
<i>M. javanica</i>	24,66*	0,58	0,44	0,82	3,66	0,27	0,43	0,82
Controle	27,67	0,84	-	-	3,82	0,42	-	-

"\*"indica que as médias submetidas à ANOVA Two Way apresenta diferença significativa ( $p < 0,005$ ) entre o tratamento e o controle.



Não foram observadas diferenças significativas nas variáveis volume, massa e comprimento de raízes e massa seca foliar analisadas entre o tratamento controle e os tratamentos com *Meloidogyne* nas espécies *E. camaldulensis*, *C. citriodora*, *E. cloeziana* e *E. dunni* (Tabela 9).

Em *E. grandis*, as mudas parasitadas por *M. enterolobii* e *M. javanica* apresentaram menor volume, massa e comprimento de raízes comparado com o tratamento controle. Nessa mesma espécie, plantas com *M. incognita* apresentaram menor comprimento de raízes. Na espécie *E. saligna*, as plantas dos três tratamentos com *Meloidogyne* apresentaram menor comprimento de raízes. Em *E. urophylla* × *E. grandis*, a plantas do tratamento com *M. enterolobii* apresentou menor volume e comprimento de raízes, em *M. incognita* as plantas apresentaram menor volume e massa de raízes e no tratamento com *M. javanica*, as plantas apresentaram volume de raízes inferior ao controle (Tabela 9).

Tabela 9. Média±erro do volume de raízes, massa de raízes, massa seca foliar e comprimento de raízes de mudas de *Eucalyptus* spp. inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*, *Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica*

Espécies de <i>Meloidogyne</i>	Variáveis e espécies de eucalipto			
	Volume de raiz (mm)	Massa de raiz (g)	Massa seca foliar (g)	Comprimento de raízes (cm)
<i>E. camaldulensis</i>				
<i>M. enterolobii</i>	4±0,25	3,01±0,44	0,76±0,10	21,2±0,78
<i>M. incognita</i>	3,9±0,37	3,33±0,24	0,89±0,11	20,2±0,84
<i>M. javanica</i>	4,8±0,55	3,72±0,31	0,87±0,11	20±0,42
Controle	4,2±0,41	3,06±0,23	0,92±0,14	21,4±0,55
<i>C. citriodora</i>				
<i>M. enterolobii</i>	4±0,33	4,23±0,15	0,81±0,07	20±0,59
<i>M. incognita</i>	3,8±0,35	2,53±0,17	0,7±0,11	20,5±0,22
<i>M. javanica</i>	3,7±0,31	4,13±0,19	0,69±0,06	20,1±0,47
Controle	4,5±0,34	4,15±0,14	0,81±0,07	20,9±0,48
<i>E. cloeziana</i>				
<i>M. enterolobii</i>	3,6±0,55	2,98±0,12	1,01±0,14	18,8±0,28
<i>M. incognita</i>	3,4±0,39	3,26±0,22	1,1±0,26	19,2±0,38
<i>M. javanica</i>	4,9±0,5	4,98±0,13	1,07±0,14	18,8±0,32
Controle	3,8±0,47	4,38±0,14	1,26±0,12	19,2±0,24
<i>E. dunni</i>				
<i>M. enterolobii</i>	3,6±0,38	2,72±0,42	1,2±0,16	18,5±0,23
<i>M. incognita</i>	3,2±0,39	3,45±0,47	0,96±0,15	20,3±0,38
<i>M. javanica</i>	3±0,51	3,07±0,49	1±0,11	18,8±0,33
Controle	4,6±0,39	4,99±0,44	1,23±0,11	19,7±0,39
<i>E. grandis</i>				
<i>M. enterolobii</i>	2,5±0,4*	2,89±0,37*	0,48±0,07	19,3±0,49*
<i>M. incognita</i>	3,4±0,43	4,96±0,64	0,83±0,09	20±0,29*
<i>M. javanica</i>	2,6±0,39*	3,08±0,45*	0,45±0,05	19,8±0,39*
Controle	4,4±0,49	5,14±0,78	0,6±0,07	21,5±0,41
<i>E. saligna</i>				
<i>M. enterolobii</i>	2,3±0,61	4,86±0,94	1,3±0,16	19±0,63*
<i>M. incognita</i>	3,9±0,76	7,87±1,23	1,37±0,13	20,8±0,45*
<i>M. javanica</i>	2,4±0,57	5,73±1,13	1,05±0,14	20,3±0,61*
Controle	3,1±0,49	6,74±1,08	1,25±0,15	22,5±0,67
<i>E. urophylla</i> × <i>E. grandis</i>				
<i>M. enterolobii</i>	1,2±0,13*	3,43±0,5	1,06±0,09	20,3±1,01*
<i>M. incognita</i>	1,3±0,15*	2,41±0,44*	1,07±0,17	20,6±0,63*
<i>M. javanica</i>	1,3±0,19*	3,16±0,46	1,32±0,15	24,2±0,53
Controle	2,01±0,20	3,74±0,39	1,19±0,16	24±0,66

\*Indicam médias dos tratamentos significativamente diferentes em relação às médias observadas no controle (sem nematoide) através do teste t ( $p < 0,05$ ).

## 5. DISCUSSÃO

Experimento I - Incidência de fitonematoides em mudas de espécies florestais nativas da Mata Atlântica

A elevada taxa de amostras contaminadas por fitonematoides (66%) indica que o manejo fitossanitário não está sendo realizado de forma adequada nos viveiros florestais. De fato, as entrevistas com os técnicos responsáveis pelos viveiros revelaram que práticas fundamentais não estão sendo adotadas, como utilização de substrato desinfestado, mudas armazenadas em bancadas suspensas e irrigação com água tratada (Vechiato e Parisi, 2012; Pinheiro et al., 2013; Soares et al., 2017).

Dos quatorze gêneros de fitonematoides encontrados nas mudas florestais, somente *Filenchus*, *Psilenchus* e *Tylenchus* não foram relatados como danosos às culturas agrícolas (Singh et al., 2015). Para os demais, há diversos relatos de danos a cultivos de importância econômica (Nicol et al., 2011; Jones et al., 2013). A elevada frequência dos gêneros *Helicotylenchus* sp., *Pratylenchus* sp. e *Meloidogyne* sp. em mudas de espécies florestais também foi relatada por Favoretto et al. (2013).

A maior parte dos gêneros de fitonematoides detectados nas mudas são ectoparasitos, ou seja, se alimentam na região superficial da raiz (Ferraz e Brown, 2016). Isso sugere que os fitonematoides têm origem do solo de mata utilizado

para preparação do substrato, pois fitonematoides ectoparasitos são mais frequentes em solos de áreas florestais (Norton, 1989; Tomazini et al., 2008).

Este levantamento detectou nematoides de grande relevância para a agricultura. *Meloidogyne javanica* possui ampla distribuição mundial, com centenas de hospedeiros conhecidos (Oliveira et al., 2016). Há de se notar que em alguns levantamentos em áreas florestais, *M. javanica* foi relatado como a espécie de maior ocorrência (Castro et al., 2003; Silva et al., 2014).

Ainda no gênero *Meloidogyne*, destaca-se o parasitismo de *M. enterolobii* em tamboril (*Enterolobium contortisiliquum*), que é uma espécie utilizada com frequência em áreas de reflorestamento (Yang e Eisenback, 1983; Araújo e Sobrino, 2011).

As associações entre ingá (*I. laurina*) com *Meloidogyne enterolobii* e sabiá (*M. caesalpiniaefolia*) com *M. javanica* já foram relatadas anteriormente (Zamora e Soto, 1976; Herrera et al., 2011; Silva et al., 2016). Nessas espécies florestais, podem ser observados sintomas típicos da meloidoginose, como a formação de galhas no sistema radicular (Silva, 2012). Apesar de ingá e sabiá serem consideradas altamente suscetíveis à *Meloidogyne* (Silva, 2012; Favoretto et al., 2013), não há informações quanto a tolerância destas espécies a estes fitonematoides.

Neste levantamento, *R. reniformis* foi encontrada em diversas amostras. Trata-se de uma espécie de fitonematoide que possui relevância no cenário agrícola (Ferreira et al., 2015). *Rotylenchulus reniformis* é a principal espécie do gênero no Brasil (Oliveira et al., 2016), sendo responsável por perdas econômicas de aproximadamente 100 milhões de dólares anualmente na cultura do algodão nos Estados Unidos (Blasingame, 2006). Alguns autores avaliaram a patogenicidade de *R. reniformis* à acácia (*Acacia* sp.) e pinhão-manso (*Jatropha curcas*), e observaram que estas espécies arbóreas são imunes ao fitonematoide (Khan, 2007; Fernandes e Asmus, 2007).

*Helicotylenchus dihystra* foi encontrada em todos os viveiros e é uma espécie comum em solos florestais (Tomazini et al., 2008). Embora esse fitonematoide seja descrito como pouco agressivo a culturas agrícolas (Jones et al., 2013), a sua capacidade de parasitar novos hospedeiros tem chamado a atenção de pesquisadores para estudos de patogenicidade (Rashid e Azad, 2013),

sendo relatado recentemente danos de *H. dihystra* na cultura da soja e abacaxi (Ferreira et al., 2015; Machado et al., 2019).

O gênero *Pratylenchus* é considerado no Brasil o segundo grupo de fitonematoides de maior relevância na agricultura (Machado, 2014). Tem como principal espécie *P. brachyurus* (Ferraz, 1999), encontrada com elevada frequência neste trabalho. Este fitonematoide é considerado como um dos principais patógenos de culturas como soja, algodão e milho (Machado, 2014).

A presença de *H. dihystra* em raízes de pau-d'álho (*G. integrifolia*) e *P. brachyurus* em aroeira (*S. terebinthifolius*) é o primeiro registro de associações de fitonematoides com estas espécies florestais, o que indica que essas plantas são hospedeiras destes fitonematoides.

*Hemicycliophora poranga* é uma espécie com poucos relatos de ocorrência em países tropicais. Alguns relatos indicam a presença de *H. poranga* em vegetações nativas da Mata Atlântica, mas em baixas densidades populacionais (Silva et al., 2008). Em áreas de cultivo, esta espécie de fitonematoide está associada ao parasitismo de árvores de pessegueiro no sul do país (Maximiniano et al., 1999).

A espécie *D. heterocephalus* encontrada neste trabalho é o primeiro relato no Brasil. Esta espécie possui maior ocorrência nos EUA, em países da Europa e Ásia, e foi descrita como causadora de danos severos em hortaliças, plantas ornamentais e gramíneas (Crow e Brammer, 2003; D'Errico et al., 1977; Fadakar et al., 2020). *D. heterocephalus* é um fitonematoide ectoparasito, capaz de causar danos na raiz e conseqüentemente reduzir o crescimento das plantas hospedeiras (Crow e Brammer, 2003). Este relato reforça a necessidade da implantação de práticas fitossanitárias na produção de mudas de espécies nativas, uma vez que espécies como *D. heterocephalus* podem ser disseminadas para áreas agrícolas e florestais e causar danos aos cultivos.

A comercialização de mudas de espécies florestais infestadas com fitonematoides pode disseminar o patógeno para áreas de cultivos e causar prejuízos para o agricultor. Além disso, ao serem transplantadas, as mudas são pouco tolerantes ao parasitismo de fitonematoides e podem ter o seu crescimento prejudicado (Cram e Fraedrich, 2012).

Para evitar a contaminação e disseminação de patógenos, medidas fitossanitárias devem ser tomadas (Martins et al., 2003; Dias et al., 2006; Zanetti,

2008). A principal forma de controle ainda é o preventivo, no qual deve-se atentar ao manejo fitossanitário na produção de mudas para que, conforme mencionado por Monteiro (1981), não sejam plantados nematoides.

## Experimento II. Suscetibilidade e danos em mudas de espécies nativas da Mata Atlântica

Este trabalho foi o primeiro a avaliar o efeito de fitonematoides no crescimento de espécies florestais nativas. As espécies florestais avaliadas apresentaram FR maior que 1, o que indica que são suscetíveis aos fitonematoides testados. Relatamos pela primeira vez a suscetibilidade de aroeira (*S. terebinthifolius*) à *P. brachyurus* e de pau-d'álho (*G. integrifolia*) à *M. enterolobii*. Em relação ao ingá (*I. laurina*), alguns autores já haviam relatado a sua suscetibilidade à *M. enterolobii* (Zamora e Soto, 1976; Herrera et al., 2011; Silva et al., 2016) e a suscetibilidade de mulungu (*E. speciosa*) à *H. dihystra* já foi relatada por Costa et al. (2003).

Ingá (*I. laurina*) e pau d'álho (*G. integrifolia*) foram suscetíveis à *M. enterolobii* e o patógeno causou danos ao crescimento das plantas. A maior senescência de folhas e o crescimento reduzido das plantas são sintomas que podem estar associados à deficiência de macronutrientes causado pelo parasitismo de *M. enterolobii* (Gomes et al., 2008). Essa espécie de fitonematoide é considerada uma das mais agressivas do gênero, mesmo em variedades de plantas que possuem o gene *mi*, que confere resistência à *M. incognita* e *M. javanica* (Brito et al., 2007).

Além de ingá ser hospedeira de *M. enterolobii* e o parasitismo pelo fitonematoide causar danos no crescimento da planta, outro aspecto importante a ser considerado é que esta espécie florestal é frequentemente utilizada em sistemas agroflorestais (Lojka et al., 2010). Desta forma, ao utilizar mudas de ingá contaminadas com *M. enterolobii* em consórcio com culturas hospedeiras, a população deste fitonematoide pode aumentar e causar danos na produtividade do cultivo agrícola (Oliveira e Carvalhaes, 2016; Hoffmester et al., 2019). Os sistemas agroflorestais possuem grande potencial de produção e geração de renda, principalmente para agricultura familiar (Idol et al., 2011). A contaminação destes agroecossistemas por fitonematoides podem causar sérios prejuízos para

o agricultor e até inviabilizar o cultivo na área. Por este motivo, é fundamental selecionar espécies de plantas resistentes e mudas isentas destes patógenos.

O FR de *P. brachyurus* em aroeira (*S. terebinthifolius*) indica que esta espécie é suscetível, entretanto, não foram observados danos ao crescimento. A ausência de danos nesta espécie florestal pode estar associada à ativação de mecanismos de defesa da planta que proporcionam tolerância ao parasitismo (Faria, 2003). Mesmo que aroeira apresente mecanismos de defesa a *P. brachyurus*, em situações de campo, este nematoide pode se multiplicar, disseminar e causar danos para cultivos agrícolas que estiverem próximos, especialmente devido ao hábito polífago deste fitonematoide (Castillo e Vovlas, 2007).

A ausência de danos em plantas de mulungu (*E. speciosa*) parasitadas com *H. dihystra* pode estar associado a menor agressividade deste fitonematoide quando comparado, por exemplo, com espécies do gênero *Meloidogyne* (Jones et al., 2013). Outro fator importante está associado ao nível populacional que foi inoculado, sendo considerado uma baixa população (Silva et al., 2014). Níveis populacionais mais elevados poderiam causar danos mais evidentes, principalmente nas espécies menos tolerantes como ingá e pau d'alho, o que reforça a necessidade de realizar análises nematológicas nas mudas utilizadas e no solo de áreas a serem reflorestadas.

Experimento III. Suscetibilidade e danos causados por *Meloidogyne* spp. em espécies de eucalipto

Alguns autores já verificaram a suscetibilidade de espécies de eucalipto à *Meloidogyne* (Ferraz, 1980; Almeida et al., 2012; Souza 2015; Silva et al., 2020) e *Pratylenchus* (Bellé et al., 2019), mas são poucas as investigações sobre a ocorrência de danos no crescimento das plantas. Este é o primeiro trabalho que teve como objetivo investigar a susceptibilidade e os danos causados pelo parasitismo por *M. enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica* a espécies de eucalipto.

O FR menor do que um (FR<1) caracteriza as espécies *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. dunni* e *E. grandis* como resistentes à *M. enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica*. Resultados similares com as mesmas espécies foram encontrados por Souza (2015) e Silva et al. (2020). Em relação à *E. saligna*, os resultados

deste trabalho indicaram que esta espécie é suscetível à *M. incognita* e *M. javanica* e *E. camaldulensis* é suscetível à *M. javanica*. Ferraz (1980) observou resultados diferentes e afirmou que estas espécies de eucalipto são altamente resistentes a estes fitonematoides.

Apesar das espécies *E. grandis* e *E. cloeziana* apresentarem resistência à *M. enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica* (FR<1), danos no sistema radicular e no crescimento foram verificados, o que indica menor tolerância ao fitonematoide. Quando a planta é resistente a *Meloidogyne*, os juvenis infectantes (J<sub>2</sub>) conseguem penetrar nas raízes da mesma forma que em espécies suscetíveis, no entanto, as reações são diferentes. Silva et al. (2020) observaram que mesmo as espécies de eucalipto resistentes apresentaram redução na altura e na massa foliar das mudas. As plantas resistentes possuem mecanismos de defesa que, quando ativados, podem reduzir ou até mesmo aumentar o seu tamanho em altura ou diâmetro do coleto (Moura, 1997; Toyoda et al., 2002). Tal fato também foi observado em clones de *E. grandis* resistentes ao fungo *Chrysosporthe austroafricana* e apresentaram crescimento reduzido em comparação com espécies suscetíveis (Mangwanda et al., 2015).

Diferente dos resultados de Almeida et al. (2012), *E. urophylla* × *E. grandis* foi suscetível à *M. enterolobii* e *M. javanica* e as plantas apresentaram menor altura, volume, comprimento e massa de raiz. Juvenis de *Meloidogyne* formam sítios de alimentação nas raízes e prejudicam a absorção de água e nutrientes pelas plantas (Oliveira et al., 2016; Silva et al., 2020), o que explica o menor crescimento em espécies suscetíveis. Além de ocasionar danos, espécies de eucalipto suscetíveis à *Meloidogyne*, apresentam redução na síntese de lignina, um dos principais componentes responsáveis pela ativação da defesa de plantas (Verônico et al., 2018). Possivelmente, estas espécies no campo ficariam mais expostas ao parasitismo de outros microrganismos patogênicos.

Apesar de espécies de *Meloidogyne* serem relatadas como os fitonematoides mais agressivos a plantas hospedeiras, em plantas de eucalipto pesquisas recentes apontam que *P. brachyurus* apresenta maior patogenicidade (Souza, 2015; Bellé et al., 2018). Ao avaliar a suscetibilidade de *C. citriodora*, *E. cloeziana*, *E. grandis* e *E. saligna* à *P. brachyurus*, Souza (2015) e Bellé et al. (2018) demonstraram que todas as espécies apresentaram elevado FR para este fitonematoide.



A tolerância de espécies de plantas à meloidoginose pode ser comprometida quando as plantas são expostas por um período de tempo maior e densidades populacionais superiores às utilizadas neste trabalho. O tempo de permanência do eucalipto em áreas de cultivo pode ultrapassar oito anos (Higa, 2000). Por se tratar de uma cultura perene, a ausência de práticas de manejo em áreas infestadas favorece a multiplicação dos fitonematoides e pode resultar em densidades populacionais muito elevadas ao final do período de cultivo (Bellé et al., 2018). Nestas circunstâncias, podem surgir sintomas como formação de galhas, amarelecimento e senescência de folhas e conseqüentemente danos mais severos no crescimento das plantas (Perry et al., 2009).

Para o controle de fitonematoides em cultivos perenes é fundamental que sejam integradas práticas de manejo como a incorporação de materiais orgânicos no solo, aliado a utilização de produtos biológicos e químicos (Oka, 2009; Safdar et al., 2012; Peiris et al., 2020). No entanto, a utilização destas práticas eleva os custos de produção e muitas vezes são inviáveis para o produtor. É importante que antes de fazer o plantio, sejam realizadas análises nematológicas no solo e nas mudas utilizadas. Estas práticas podem evitar que fitonematoides presentes nas mudas sejam disseminados e causem danos em espécies florestais e em cultivos agrícolas próximos (Monteiro et al., 1981).

## 5. RESUMO E CONCLUSÕES

Mudas de espécies florestais nativas estão contaminadas por fitonematoides e podem servir como fonte de inóculo de fitonematoides. As espécies nativas *Schinus terebithifolius*, *Erythrina speciosa*, são suscetíveis à *Pratylenchus brachyurus* e *Helicotylenchus dihystra*, porém, não apresentaram danos causados por estes fitonematoides. As espécies *Inga laurina* e *Gallesia integrifolia* são suscetíveis à *Meloidogyne enterolobii* e a presença destes patógenos causam alterações no crescimento das plantas. Em eucalipto, as espécies *Corymbia citriodora*, *Eucalyptus cloeziana*, *E. dunni* e *E. grandis* são resistentes à *Meloidogyne enterolobii*, *M. incognita* e *M. javanica*. Embora *E. grandis*, seja resistente, o sistema radicular e o crescimento das plantas são comprometidos na presença de *Meloidogyne*. As espécies *E. camaldulensis*, *E. saligna* e *E. urophylla* x *E. grandis* são suscetíveis à *Meloidogyne* e podem ter redução do crescimento na presença do patógeno. Em solos com infestação de *Meloidogyne*, estas espécies de eucalipto devem ser evitadas.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almeida, E.J., Paes, V.D.S., Barbosa, B.F., dos Santos, J.M., Soares, P.L. (2012) Reação de clones de eucalipto a *Meloidogyne enterolobii*. *Nematol. Bras.* 36:80-82.
- Antes, V.A. (2008) Parasitismo de *Meloidogyne* spp. em plantas nativas do oeste paranaense e variabilidade genética de populações de *Meloidogyne* incognita raça 3. 53p.
- Antes, V.A., Comerlato, A.P., Schuelter, A.R., Carneiro, R.M., Furlanetto, C. (2012) Native-plant hosts of *Meloidogyne* spp. from Western Paraná, Brazil. *Braz. Arch. Biol. Technol.*, 55(2), 213-219.
- Araújo, A.P.D., Paiva Sobrinho, S.D. (2011) Germinação e produção de mudas de tamboril (*Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong) em diferentes substratos. *Revista Árvore*, 35(3):581-588.
- Barbosa, L.M., Shirasuna, R.T., Lima, F.D., Ortiz, P.R.T. (2015) Lista de espécies indicadas para restauração ecológica para diversas regiões do estado de São Paulo. *Simpósio de Restauração Ecológica*, 6, São Paulo: p.303-436.
- Bastin, J.F., Finegold, Y., Garcia, C., et al. (2019) The global tree restoration potential. *Science*, 365(6448):76-79.
- Bellé, C., Groth, M.Z., Kaspary, T.E., Khun, P.R., Kulczynski, S.M. (2018) Reprodução de *Pratylenchus* spp. em espécies de eucalipto (*Eucalyptus* spp.). *Nematropica*, 48(1):45-49.

- Blasingame, D. (2005) *Cotton disease loss estimate*. Proc. Beltwide Cotton Conf., January 3–6, 2006, San Antonio, TX, Natl. Cotton Counc. Am., Memphis, TN (2006), pp. 155-157.
- Bongers, T., Bongers, M. (1998) Functional diversity of nematodes. *Appl. Soil Ecol*, 10(3):239-251.
- Brito, J.A., Stanley, J.D., Kaur, R., Cetintas, R., Di Vito, M., Thies, J. A., Dickson, D.W. (2007) Effects of the Mi-1, N and Tabasco genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes. *Journal of Nematology*, 39(4):327-332.
- Campanhola, C., Bettiol, W. (eds) (2003) *Métodos alternativos de controle fitossanitário*. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente. 279p.
- Carneiro, R.G., Almeida, A.M.R. (2001) Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25(1), 35-44.
- Castillo, P., Vovlas, N. (eds) (2007) *Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management*. Brill. 523p.
- Castro, J.D.C. (2011) Análise de risco e estabelecimento de padrões fitossanitários de nematóides associados à mudas de cafeeiro e goiabeira. *Anais: Simpósio de manejo de doenças de plantas*, Brasília, DF: SBF; Lavras: UFLA.
- Ceustermans, A., Van Hemelrijck, W., Van Campenhout, J., Bylemans, D. (2018) Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on *Pratylenchus penetrans* infestation in apple seedlings under greenhouse conditions. *Pathogens*, 7(4):76.
- Coolen, W.A., D' Herde, C.J. (eds) (1972) *A Method for the Quantitative Extraction of Nematodes from Plant Tissue*. Ghent, Bélgica: State Nematology and Entomology Research Station, 77p.
- Costa, M.J., Coelho, S.J., Campos, V.P. (2003) Nematoides em plantas ornamentais e floríferas em Lavras (MG). *Ornamental Horticulture*, 9(2).
- Cram, M.M., Fraedrich, S.W. (2012) Nematode damage and management in North American forest nurseries. *Tree Planters' Notes*, 55:27-35.
- Crow, WT, Brammer, AS (2003) Awl Nematodes, *Dolichodorus* spp. Cobb, 1914 (Nematoda: Secernentea: Tylenchida: Tylenchina: Dolichodoridae: Dolichodorinae). EDIS, 2003 (16).

- D'Errico, F.P., Lamberti, F., Fiume, F. (1977) The discovery of *Dolichodorus heterocephalus* Cobb in southern Italy. *Nematologia Mediterranea*, 5, 99–101.
- Davis, R.F., Koenning, S.R., Kemerait, R.C., Cummings, T.D., Shurley, W.D. (2003) *Rotylenchulus reniformis* management in cotton with crop rotation. *Journal of Nematology*, 35(1):58.
- Dias, E.S., Kalife, C., Menegucci, Z.R.H., Souza, P.R. (2006) *Produção de mudas de espécies florestais nativas*. Campo Grande, MS: Editora UFMS, 59p.
- Dutra, L.F., Wendling, I. (2010) *Produção de mudas de eucalipto*. Colombo, PR: Embrapa floresta, 184p.
- Enebak, S.A., Starkey, T.E., Quicke, M. (2011) Effect of methyl bromide alternatives on seedling quality, nematodes and pathogenic soil fungi at the Jesup and Glennville nurseries in Georgia: 2007 to 2008. *J Horticult Forestry*. 3:150-8.
- Fadakar, S., Afshar, F.J., Pedram, M. (2020) Occurrence of the genus *Dolichodorus* Cobb 1914 (Nematoda: Dolichodoridae) in Iran, and description of *D. rex* n. sp. *European Journal of Plant Pathology*, 158(2):443-455.
- Favoreto, L., Pereira, G.H., Jesus, A.M., Oliveira, B.R. (2013) Ocorrência e hospedabilidade de nematoides em mudas de espécies florestais utilizadas no sistema agrossilvipastoril, *Nematol. Bras.*, 37:30.
- Fernandas, R.S., Asmus, G.L. (2007) Reaction of physic nut (*Jatropha curcas* L.) to *Meloidogyne javanica* and *Rotylenchulus reniformis*. *Nematol Bras.*, 31(2):96-99.
- Ferraz, L.C.C.B. (1980) Nematoides parasitos de espécies de Eucalyptus, Pinus e outras essências florestais cultivadas no estado de São Paulo.
- Ferraz, L.C.C.B. (1999) Gênero *Pratylenchus* – os nematoides das lesões radiculares. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, 7(1).
- Ferraz, L.C.C.B. (2006) O nematoide *Pratylenchus brachyurus* e a soja sob plantio direto. *Revista Plantio Direto*, 96:23-27.
- Ferraz, L.C.C.B., Brown, D.J.F. (eds) (2016) *Nematologia de plantas: fundamentos e importância*. Manaus (AM): Sociedade Brasileira de Nematologia, 267p.
- Ferreira, T.F., Souza, R.M., dos Santos Ferreira, K. D., Idalino, W.S.S. (2015) Interaction of *Rotylenchulus reniformis* and *Meloidogyne javanica* with

- mealybug wilt of pineapple, in microplots. *European Journal of Plant Pathology*, 141(4):761-768.
- Garay, I., Folz, J., Del Piero, N. (2013) Manual de técnicas de viveiro para espécies arbóreas nativas. Sooretama (ES): Fundação Bionativas. 85p.
- Geraert, E. (2008). The Tylenchidae of the world: identification of the family Tylenchidae (Nematoda). Academia Press.
- Ghini, R. (2004) Coletor Solar para Desinfestação de Substratos para Produção de Mudas Sadias. Circular Técnica EMBRAPA. 5p.
- Gomes, J., Albuquerque, J. (2000). Características botânicas do gênero *Hevea*. Embrapa Amazônia Oriental-Capítulo em livro científico (ALICE).
- Gomes, V.M., Souza, R.M., Mussi-Dias, V., Silveira, S.F.D., Dolinski, C. (2011) *Guava decline: a complex disease involving Meloidogyne mayaguensis and Fusarium solani*. *J. Phytopathol.*, 159(1):45-50.
- Gomes, V.M., Souza, R.M.; Silva, M.M., Dolinski, C. (2008) Caracterização do estado nutricional de goiabeiras em declínio parasitadas por *Meloidogyne mayaguensis*. *Nematologia Brasileira*, Campinas, 32(2):154-160.
- Gonçalves, J.L.M., Santerelli, E.G., Neto, S.P.M., Manara, M.P. (2000) Produção de mudas de espécies nativas: substrato, nutrição, sombreamento e fertilização. In: Gonçalves, J.L.M., Benedetti, V. (eds.) *Nutrição e fertilização florestal*. Piracicaba: ESALQ/USP, p. 309-350.
- Gontijo, L. N. (2017). *Meloidogyne exigua: distribuição espacial, nível de infestação, mortalidade de seringueiras e controle com plantas antagonistas*. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Uberlândia.
- Green, C.D. (2018) Nematode pests of *Allium* species. In: Rabinowitch, H.D & Brewster J.L. *Onions and Allied Crops: Agronomy Biotic Interactions*. CRC Press. Flórida, U.S. p.155-172.
- Hallmann, J., Quadt-Hallmann, A., Rodriguez-Kabana, R., Kloepper, J.W. (1998) Interactions between *Meloidogyne incognita* and endophytic bacteria in cotton and cucumber. *Soil Biol Biochem*, 30(7):925-937.
- Herrera, I., Bryngelsson, T., Monzón, A. (2011) Occurrence of *Meloidogyne* sp. and *Pratylenchus* sp. in conventional and organic coffee systems in Nicaragua. *Nematropica*, 82-90.

- Higa, R.C.V. et al. (2000) *Plantio de eucalipto na pequena propriedade rural*. Colombo, Embrapa Florestas. 31p.
- Higuchi, P., Silva, A.C.D., Van Den Berg, E., Pifano, D.S. (2011) Associações espaciais entre indivíduos de diferentes espécies de *Miconia* spp. Ruiz & Pav. (Melastomataceae). *Revista Árvore*, 35(3):381-389.
- Hoffmester, S.D.S., Fernandes, S.S.L., Assunção, M.A., Padovan, M.P. (2019) Sistema agroflorestal biodiverso: restauração ecológica e educação ambiental. Embrapa Agropecuária Oeste-Artigo em periódico indexado (ALICE).
- Idol, T., Haggard, J., Cox, L. (2011). Ecosystem services from smallholder forestry and agroforestry in the tropics. In Integrating agriculture, conservation and ecotourism: examples from the field (pp. 209-270). Springer, Dordrecht.
- Jairajpuri, M.S., Ahmad, W. (1992) *Dorylaimida: free-living, predaceous and plant-parasitic nematodes*. Brill.
- Jenkins, W.R. (1964) A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter*, 48:692.
- Jones, J.T., Haegeman, A., Danchin, E.G., Gaur, H.S., Helder, J., Jones, M.G., Perry, R.N. (2013) Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Mol. Plant Pathol.*, 14(9):946-961.
- Kavitha, P.G., Devanand, P. S., Kumaran, K., Suresh, K.K. (2017) Distribution of plant parasitic nematodes associated with tree crop nurseries. *Intern. J. Plant Anim. Environ. Sci.*, 7(1):94-100.
- Khan, M.R. (2005) Hosts and non-hosts of reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940 – A critical review. *Environment and Ecology*, 23:124-140.
- Khan, M.R. (2012) Nematodes, an emerging threat to global forests: Assessment and management. *Plant Pathol. J.*, 11(4):99-113.
- Lima, I.M., Souza, R.M., Silva, C.P., Carneiro, R.M.D.G. (2005) *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Nematologia Brasileira*, 29(1), 31-38.
- Lojka, B., Dumas, L., Preininger, D., Polesny, Z., & Banout, J. (2010) The use and integration of *Inga edulis* in agroforestry systems in the amazon—Review article. *Agricultura Tropica et Subtropica*, 43(4), 352-359.

- Luc, M., Sikora, R.A., Bridge, J. (2005) *Plant Parasitic Nematodes in Tropical and Subtropical Agriculture*, Second Edition. CAB International, Wallingford, UK.
- Machado, A.C., Silva, A.S., Ferraz, L.C.C.B. (2019) *Métodos em nematologia agrícola*. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia.
- Machado, A.C., Vanzo, G.L., Dorigo, O.F., Santoro, P.H., Silva, S.A.D. (2015) Parasitismo de *Meloidogyne incognita* em arbóreas utilizadas no sombreamento de cafeeiros.
- Machado, A.C.Z. (2014) Current nematode threats to Brazilian agriculture. *Agric. sci. technol.*, 20(1).
- Machado, T. V.; Coelho, L.; Santos, M. A. (2014) Densidade populacional de *Meloidogyne exigua* em raízes de clones de *Hevea brasiliensis*. *Summa Phytopathologica*, Botucatu, v. 40.
- Martins, M.V.V., Silveira, S.F.D., Carvalho, A.J.C.D., Souza, E.F.D. (2003) Erradicação de escleródios de *Sclerotium rolfsii* em substratos tratados em coletores solares, em Campos dos Goytacazes-RJ. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 25(3), 421-424.
- Mattos, J.K., Andrade, E.P., Teixeira, M.A., Castro, A.P.G., Huang, S.P. (2008) Gêneros-chaves de onze diferentes comunidades de nematoides do solo na região dos cerrados do Brasil central. *Nematologia Brasileira*, 32(2), 142-149.
- Maximiniano, C., Silva, T.D.G., et al. (1999) Nematoides e *Pasteuria* spp. associados a frutíferas de clima temperado no sul do estado de Minas Gerais, Brasil. *Nematol. Bras.*, 23:1.
- Mekete, T., Dababat, A.A., Sekora, N., Akyazi, F., Abebe, E. (2012) *Identification key for agriculturally important plant-parasitic nematodes: a manual for nematology*. CIMMYT.
- Mitchum, M.G. (2016) Soybean resistance to the soybean cyst nematode *Heterodera glycines*: an update. *Phytopathology*, 106(12):1444-1450.
- Monteiro, A.R. (1981) Não se deve "plantar" nematóides. *Nematol. Bras.*, 5:13-20.
- Nicol, J.M., Turner, S.J., Coyne, D.L., Den Nijs, L., Hockland, S., Maafi, Z.T. (2011) Current nematode threats to world agriculture. In: Jones, J., Gheysen, G., Fenoll, C. (eds) *Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions*. Dordrecht: Springer, pp.21-43.



- Norton, D.C. (1989) Abiotic soil factors and plant-parasitic nematode communities. *J. Nematol.*, 21(3):299.
- Oka, Y. (2010) Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments—a review. *Applied Soil Ecology*, 44(2), 101-115.
- Oliveira, A.S.D., Silva, R.A.D. (2013) Occurrence and pathogenicity of *Meloidogyne javanica* on teak (*Tectona grandis* Linn. F.) plants. *Ciência Florestal*, 23(4):563-569.
- Oliveira, C.M.G., dos Santos, M.A., Castro, L.H.S. (2016) *Diagnose de Fitonematoides*. Campinas, SP: Millenium 1ed. 368p.
- Oliveira, C.M.G.; Goulart, A.M.C.; Monteiro, A.R.; Ferraz, L.C.C.B. (1995) Suscetibilidade e danos causados em Ipê-roxo por *Meloidogyne javanica* e *M. arenaria*. *Nematol. Bras.*, 19:89-92.
- Paes-Takahashi, V.S., Soares, P.M., Soares, E.M., Brito, P.F., Carneiro, F.A., Junior, R. F. (2015). Reação de porta-enxertos de seringueira a *Meloidogyne exigua* e a *Pratylenchus brachyurus*. *Nematropica*, 45(2):242-251.
- Perry, R. N., Moens, M., & Starr, J. L. (Eds.). (2009). *Root-knot nematodes*. CABI.
- Ralmi, N.H.A.A., Khandaker, M.M., Mat, N. (2016) Occurrence and control of root knot nematode in crops: a review. *Australian Journal of Crop Science*, 11(12), 1649.
- Rashid, A., Azad, S.A. (2013) Studies on the pathogenicity of *Helicotylenchus dihystra* on *Celosia cristata*. *Indian J. Sci. Res.*, 153-155.
- Sbravatti Júnior, J.A., Auer, C.G., Pimentel, I.C., Santos, A.F.D., Schultz, B. (2013) Seleção in vitro de fungos endofíticos para o controle biológico de *Botrytis cinerea* em *Eucalyptus benthamii*. *Revista Floresta*, 43:(1)145 – 152.
- Siddiqui, R. (2001). *Tylenchida: parasites of plants and Insects*. CAB. International. London.
- Silva, A.P.M.D., Marques, H.R., Santos, T.V.M.N.D., Teixeira, A.M.C., Luciano, M.S.F., Sambuichi, R.H.R. (2015) *Diagnóstico da produção de mudas florestais nativas no Brasil*. Brasília: Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada. 58p.
- Silva, M.C.L., Santos, C.D.G., Silva, G.S. (2016) Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. *Revista Ciência Agronômica*, 47(4):710-719.

- Silva, R.A., Rack, V.M., Vigolo, F., Santos, P.S., Castro, R.D., Kobayashi, L. (2014) Correlação entre densidade populacional de nematoides e produtividade de algodoeiro. *Bioscience Journal*, 30(3).
- Silva, R.D. (2005) Técnicas para evitar a dispersão dos nematoides no cerrado. *In: Congresso Brasileiro de Algodão*. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/1479962/tecnicas-basicas-de-manejo-podem-diminuir-a-infestacao-de-nematoides>. Acessado: 2 de fevereiro de 2021.
- Silva, R.V., Jesus, D.S., de Lima, B.V., de Miranda, B.E.C., Gondim, J.P.E. (2016) First report of *Ditylenchus gallaeformans* in *Miconia albicans* from the Brazilian Cerrado, State of Goiás. *Semina: Ciênc. Agrár.*, 37(2):729-735.
- Silva, V.A., Kulczynski, S.M., Bisognin, A.C., Kirsch, V.G., Gabriel, M., Muraro, D.S. (2020) Hospedabilidade de espécies de eucalipto a nematoides-das-galhas. *Agrotrópica* 32(1):37-42.
- Singh, A., Sharma, P., Kumari, A., Kumar, R., & Pathak, D. V. (2019) Management of root-knot nematode in different crops using microorganisms. *In Plant Biotic Interactions* (pp. 85-99). Springer, Cham.
- Singh, S., Singh, B., Singh, A.P. (2015) Nematodes: A threat to sustainability of agriculture. *Procedia Environmental Sciences*, 29:215-216.
- Souza, V.H.M.D. (2015) *Reação de hospedeiro de espécies de eucalipto a Pratylenchus brachyurus e Meloidogyne incognita* (Doctoral dissertation, Universidade de São Paulo). 58p.
- Taylor, D.P., Netscher, C. (1974) An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. *Nematologica*, 20(2), 268-269.
- Tomazini, M. D., Ferraz, L.C.C.B., Monteiro, A.R. (2008) Abundância e diversidade de nematóides em áreas contíguas de vegetação natural e submetidas a diferentes tipos de uso agrícola. *Nematologia Brasileira*, 32(3), 184-192.
- Tsay, T. T., Wu, T. S. and Lin, Y. Y. 2004. Evaluation of asteraceae plant for control of *Meloidogyne incognita*. *Journal of Nematology*, 36: 36 -41.
- Vechiato, M.H., Parisi, J.J.D. (2013) Importância da qualidade sanitária de sementes de florestais na produção de mudas. *Biológico*, 75(1):27-32.
- Walker C, Maciel CG, Milanese PM, Muniz MFB, Mezzomo R, Pollet CS (2016) Morphological, molecular and pathogenicity characterization of *Fusarium*

- acuminatum* and *Fusarium verticillioides* to *Cordia americana* seeds. *Ciência Florestal*, 26(2): 463-473.
- Weiland, J. E., Littke, W. R., Browning, J. E., Edmonds, R. L., Davis, A., Beck, B. R., & Miller, T. W. (2016) Efficacy of reduced rate fumigant alternatives and methyl bromide against soilborne pathogens and weeds in western forest nurseries. *Crop Protection*, 85, 57-64.
- Wilcken, S.R.S., Gabia, A.A., Brito, P.F., Furtado, E.L. (2015) Phytoparasite nematodes in rubber plantations of São Paulo State. *Summa Phytopathologica*, Botucatu, 41(1):54-57.
- Xu, Y.M., Zhao, Z.Q. (2019) Longidoridae and Trichodoridae (Nematoda: Dorylaimida and Triplonchida). *Fauna of New Zealand*, 79.
- Yang, B., Eisenback, J.D. (1983) *Meloidogyne enterolobii* (Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing pacara earpod tree in China. *Journal of Nematology*, 15(3), 381.
- Zanetti, R. (2008) Notas de aula de ENT 115: Pragas de viveiros florestais. Apostila Lavras, MG.