

UFRRJ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA
SAÚDE
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOSSANIDADE
E BIOTECNOLOGIA APLICADA

DISSERTAÇÃO

Levantamento e Identificação de Nematoides
Fitoparasitos Associados ao Cultivo da Seringueira
em Goiânia-GO

Nathalia Roque Gomes

2024



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOSSANIDADE E
BIOTECNOLOGIA APLICADA**

**LEVANTAMENNTTO E IDENTIFICAÇÃO DE NEMATOIDES
FITOPARASITOS ASSOCIADOS AO CULTIVO DA SERINGUEIRA
EM GOIÂNIA-GO**

NATHALIA ROQUE GOMES

Sob a orientação do Professor Dr.
Paulo Sergio Torres Briosso

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada, Área de Concentração em Fitossanidade Aplicada.

Seropédica, RJ
Outubro de 2024

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Biblioteca Central / Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

G6331 Gomes, Nathalia Roque, 1989-
 Levantamento e Identificação de Nematoides
 Fitoparasitos Associados ao Cultivo da Seringueira
 em Goiania-GO / Nathalia Roque Gomes. - Rio de
 Janeiro, 2024.
 63 f.: il.

 Orientadora: Paulo Sergio Torres Briosso.
 Tese(Doutorado). -- Universidade Federal Rural do Rio
 de Janeiro, Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada,
 2024.

 1. Hevea brasiliensis. 2. Nematoides
 fitoparasitos. 3. PCR. I. Briosso, Paulo Sergio
 Torres, 1956-, orient. II Universidade Federal Rural
 do Rio de Janeiro. Fitossanidade e Biotecnologia
 Aplicada III. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOSSANIDADE E BIOTECNOLOGIA APLICADA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE**

NATHALIA ROQUE GOMES

Dissertação/Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciências (Mestre em Ciências), no Curso de Pós-Graduação em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada, área de Concentração em Fitossanidade.

DISSERTAÇÃO (TESE) APROVADA EM 29/10/2024



Prof. Dr. Paulo Sergio Torres Brioso – UFRRJ
(ORIENTADOR)



Documento assinado digitalmente
MONICA LAU DA SILVA MARQUES
Data: 30/01/2025 23:07:13-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr^a. Mônica Lau da Silva Marques – IFGoiano



Documento assinado digitalmente
FABIO SOUTO DE ALMEIDA
Data: 31/01/2025 17:03:46-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Fábio Souto de Almeida – UFRRJ

Dedico

Aos meus pais, Helena e Valter.

Todo o meu amor e gratidão!

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente à Deus e Nossa Senhora Aparecida por tudo o que tens feito em minha vida, por ter me dado força nos momentos mais difíceis da minha vida.

Agradeço a minha mãe Maria Helena, meu pai Valter, por todo suporte na vida e nos estudos, sem vocês dois eu não teria chegado até aqui. Minha avó Conceição e meus avós Amália e Gabriel, e ao meu namorado Edmar, por todo carinho e suporte. Vocês são o meu porto seguro.

Agradeço a todos que de alguma forma ajudaram para a realização deste trabalho, agradeço imensamente ao meu orientador Prof. Paulo Sergio Torres Briosso por sua paciência, orientação, ajuda, amizade e compreensão durante estes últimos anos. Seu apoio foi muito importante pra mim.

A Prof. Mônica Lau da Silva Marques e João Mário dos Santos pelo suporte, paciência, companhia e disposição durante a coletas das amostras, debaixo de chuva e de sol, o ânimo e bom humor de vocês tornaram tudo mais leve.

A minha amiga Jocarstea Brinati, por sua amizade e ajuda com a tese. Aos meus amigos Douglas Proque, Thaís da Costa e Savana Lemes pela companhia, momentos de alegria e risos e, pela ajuda com os materiais nas horas que mais precisei.

Agradeço ao João Mário, Paula, Kárita e Gabriele que mesmo sem me conhecer dispuseram de seu tempo para ajudar nas coletas, extrações, estando sempre dispostos a ajudar.

Ao Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário da UFRRJ pelo suporte.

Ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada pela oportunidade de fazer parte deste privilegiado curso.

O presente Trabalho foi realizado com o apoio da Coordenação de Apoio de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

RESUMO

GOMES, Nathalia Roque. **Levantamento e Identificação de Nematoides Fitoparasitos Associados ao Cultivo da Seringueira em Goiânia-GO**. 2024. 63p. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade e Biotecnologia Aplicada). Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ.2024.

O cultivo de seringueira em Goiânia-GO apresenta produtividade de látex em níveis acima da média nacional, sendo isso resultado do uso de clones e mudas certificadas e, tecnologia aplicada. Porém, a queda na produção, mau desenvolvimento e queda das folhas levou produtores locais a se questionarem sobre a sanidade dessas plantas. Os nematoides estão entre as pragas importantes que afetam as plantações de seringueiras, atacando o sistema radicular, dificultando o desenvolvimento das árvores e reduzindo drasticamente a produção de látex. Com isso, este trabalho teve como objetivo identificar a presença de nematoides fitoparasitos (quarentenários ou não) em sete propriedades com o cultivo de seringueira existentes no Estado de Goiás, todas com mais de oito anos de produção e com diferentes tipos de clones. As propriedades foram divididas em talhões, tendo a localização de cada ponto georeferenciada para posterior manejo. As amostras de solo e raízes foram coletadas com o auxílio de um trado a uma profundidade de 40 cm de solo sendo retiradas amostras compostas de aproximadamente 0,5 kg e 0,2 kg. O total de solo e raízes totalizaram 90 amostras compostas, onde em alguns locais, foram observados a presença de galhas nas raízes. A extração dos nematoides foi realizada através do método de *Jenkins* (1964) e do método de *Coolen & D'Herde* (1972) seguido da identificação morfológica sob microscópio estereoscópico e ótico, com o auxílio de chaves de identificação de nematoides fitoparasitos. Procedeu-se, também, a extração do DNA dos nematoides fitoparasitos seguido de teste de PCR. Os nematoides *Meloidogyne sp.* e *Pratylenchus jaehni* foram os mais presentes nas amostras coletadas da cultura da seringueira em três das sete propriedades analisadas. A ausência de nematoides em raízes e no solo em três propriedades analisadas pode ser devido a grande quantidade de matéria orgânica presente na superfície do solo, diferente das propriedades que apresentaram um menor acúmulo de matéria orgânica em sua superfície, onde foram encontrados uma maior diversidade de nematoides. Foram identificados, também, a presença de nematoides em menor quantidade como *Aphelenchoides bicaudatus*; *Rotylenchulus reniformis*, *Tylenchus sp.*, *Trophorus sp.*

Palavras-chave: *Hevea brasiliensis*, nematoides fitoparasitos, PCR.

ABSTRACT

GOMES, Nathalia Roque. Survey and identification of phytoparasitic nematodes associated with rubber tree cultivation in Goiânia-GO. 2024. 63p. Dissertation (Master's in Plant Health and Applied Biotechnology). Institute of Biological and Health Sciences, Federal Rural University of Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2024.

Rubber tree cultivation in Goiânia-GO presents latex productivity levels above the national average, which is the result of the use of certified clones and seedlings, and applied technology. However, the drop in production, poor development and leaf fall have led local producers to question the health of these plants. Nematodes are among the important pests that affect rubber tree plantations, attacking the root system, hindering the development of the trees and drastically reducing latex production. Therefore, this study aimed to identify the presence of phytoparasitic nematodes (quarantine or not) in seven properties with rubber tree production in the state of Goiás, all with more than eight years of production and with different types of clones. The properties were divided into plots, with the location of each point georeferenced for subsequent management. Soil and root samples were collected using an auger at a depth of 40 cm, with composite samples weighing approximately 0.5 kg and 0.2 kg, respectively, being collected. The total number of roots and soil samples yielded 90 composite samples, where in some places, the presence of galls on the roots was observed. The extraction of nematodes was carried out using the Jenkins method (1964) and the Coolen & D'Herde method (1972) followed by morphological identification under a stereoscopic and optical microscope, with the aid of phytoparasitic nematode identification keys. DNA extraction from phytoparasitic nematodes was also carried out followed by PCR testing. The nematodes *Meloidogyne sp.* and *Pratylenchus jaehni* were the most present in samples collected from rubber tree crops in three of the seven properties analyzed. The absence of nematodes in roots and soil in three properties analyzed may be due to the large amount of organic matter present on the soil surface, different from the properties that presented a lower accumulation of organic matter on their surface, where a greater diversity of nematodes was found. The presence of nematodes in smaller quantities was also identified, such as *Aphelenchoides bicaudatus*; *Rotylenchulus reniformis*, *Tylenchus sp.*, *Trophorus sp.*

Keywords: *Hevea brasiliensis*, phytoparasitic nematoda, PCR.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas propriedades Hermes e Eupídio. A área da propriedade Hermes possui aproximadamente 12 ha 14
- Figura 2.** Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas propriedades Hermes e Eupídio. A área da propriedade Eupídio possui aproximadamente 15 ha 14
- Figura 3.** Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas áreas da propriedade Santos. A - Área 1 contendo aproximadamente 4 ha. B – Área 2 contendo aproximadamente 8ha 15
- Figura 4.** Imagem retirada do google earth com a delimitação da propriedade Kends. Possuindo uma área de aproximadamente 1500 metros quadrados..... 16
- Figura 5.** Imagem retirada do google earth com a delimitação das três áreas da propriedade João Parreira. Possuindo uma área total de aproximadamente 97 ha. A- 30 ha na área um. B- 4 ha na área dois. C- 63 ha na área três..... 17
- Figura 6.** Imagem retirada do google earth com a delimitação das duas áreas da propriedade Waldeir. A- Área um possuindo uma área de 25 ha. B- Área dois medindo aproximadamente 2 ha..... 17
- Figura 7.** Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas áreas da propriedade Roncato. A - Área 1 contendo aproximadamente 40 ha. B - Propriedade Roncato área 2 contendo aproximadamente 10 ha..... 18
- Figura 8.** A: Presença de galhas nas raízes de seringueira ainda no campo. B: Galhas nas raízes já limpas, evidenciando lesões escuras. Presença de galhas e pequenas lesões escuras e necróticas nas raízes de seringueira coletadas na propriedade Kends e Waldeir. Fotos: Próprio autor..... 22
- Figura 9.** Presença de galhas e pequenas lesões escuras e necróticas nas raízes de seringueira coletadas na propriedade Kends e Waldeir. Fotos: Próprio autor..... 22
- Figura 10.** A- Juvenil de *Meloidodyne sp.* encontrado nas amostras analisadas, apresentando comprimento de 375,917 μm . B- Irregularidades presente no final da cauda. Fotos: Próprio autor..... 24
- Figura 11.** 1 - Nematóide *Pratylenchus jaehni* fêmea. A- Comprimento do corpo medindo 457,881 μm . B- Posição da vulva a 76%. C- Posição da última estria do corpo. D- Estilete medindo 14,16 μm . Fotos: Próprio autor 25
- Figura 12.** A- *Aphelenchoides bicaudatus* com 497,066 μm de comprimento. B- Apresentando término caudal bifurcado. Fotos: Próprio autor 26
- Figura 13:** A- *Tylenchus sp.* medindo 452,893 μm de comprimento. B- Estilete com 9,829 μm . C- Vulva a 58% do corpo. Fotos: Próprio autor 2

Figura 14: A- *Rotylenchulus reniformis* medindo 0,368 mm de comprimento. B- Posição da vulva a 67%. Fotos: Próprio autor.....28

Figura 15: A- Fêmea de *Trophorus sp.* medindo 589,077 µm de comprimento. B- Distância da vulva a 60%. C- Macho de *Trophorus sp.* medindo 535,962 µm de comprimento. Fotos: Próprio autor..... 29

Figura 16: Eletroforese em gel de agarose a 1,2% contendo brometo de etídio (10 mg/ mL) do *amplicon* da amostra (A) de DNA de *Pratylenchus jaehni* após Teste de PCR. Com *primers* D2A/ D3B. M – 1 kb DNA plus Ladder.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Lista das propriedades, tamanho da área, número de amostras, coordenadas geográficas, local, data e resultados encontrados nesta pesquisa 19

Tabela 2. Propriedades, tamanho da área, número de amostras, coordenadas geográficas, local, data e resultados encontrados nesta pesquisa 23

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVO	2
2.1 Objetivo Geral	2
2.2 Objetivos Específicos.....	3
3. REVISÃO DE LITERATURA	3
3.1 A Seringueira.....	3
3.2 Mercado da seringueira	5
3.3 Nematoides.....	6
3.3.1 Nematoides associados à cultura da seringueira	8
3.3.2 Características dos nematoides encontrados na cultura da seringueira	10
3.4 Controle dos fitonematoides	12
4. MATERIAIS E MÉTODOS	13
4.1 Descrição das propriedades	13
4.1.1 Hermes	13
4.1.2 Eupídio.....	14
4.1.3 Santos.....	15
4.1.4 Kends	15
4.1.5 João Parreira.....	16
4.1.6 Waldeir	17
4.1.7 Roncato	18
4.2 Coleta das Amostras	19
4.3 Extração dos Nematoides	20
4.4 Morte e Fixação dos Nematoides.....	20
4.5 Identificação Taxonômica	21
4.6 Caracterização Molecular.....	21
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	22
5.1 <i>Meloidogyne sp.</i>	24
5.2 <i>Pratylenchus jaehni</i>	25
5.3 <i>Aphelenchoides bicaudatus</i>	26
5.4 <i>Tylenchus sp.</i>	27
5.5 <i>Rotylenchulus sp.</i>	28
5.6 <i>Trophorus sp</i>	29
5.7 Análise Molecular.....	30
6. CONCLUSÕES.....	33
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	34

1. INTRODUÇÃO

A seringueira [*Hevea brasiliensis* (Wild. ex Adr. de Juss.) Müell. Arg.] nativa da região Amazônica, apresenta uma elevada diversidade genética e grande potencial de produção de látex para a produção de borracha natural, é considerada a espécie mais importante do gênero (GASPAROTTO et al., 2012). A borracha natural e a madeira são matérias-primas da *H. brasiliensis*, ambas são de suma importância para o mercado (BELINI et al., 2017).

Há mais de um século, entretanto, a matéria-prima da floresta perdeu para a borracha de áreas de cultivo, sobretudo na Ásia. Extrair o látex de árvores enfileiradas em monoculturas é mais fácil do que na Amazônia, onde seringueiros percorrem até 10 km por dia para alcançar árvores espaçadas pela floresta. A concorrência desigual desvalorizou a atividade de seringueiros da Amazônia, que ao longo das décadas sofreram regimes de forte exploração de mão-de-obra e de semi-escravidão por endividamento e assim muitos abandonaram os seringais (BERNARDES et al., 2000).

Nos últimos anos, entretanto, novos arranjos entre o setor privado e associações de extrativistas vêm impulsionando uma expansão da produção de borracha nativa, agora reconhecida como um produto sustentável que pode gerar renda para as populações locais e, ajudar a preservar a floresta (BERNARDES et al., 2000).

A heveicultura se concentra em países de clima tropical, e se localizam principalmente em regiões de várzeas inundáveis e solos argilosos a margem de rios (EMBRAPA, 2021). Para sua produção é necessária pouca energia e por captarem o CO₂ do meio ambiente, minimizam os problemas causados pelo efeito estufa (IAC, 2012). A borracha tem um consumo aproximado de 70% no mundo apenas na fabricação de pneus, os outros 30% são utilizados na indústria de artefatos e em produtos voltados para área da saúde. Muito tem se estudado sobre este produto, principalmente na área de infraestrutura, objetivando uma maior resistência e qualidade em estruturas da construção civil para uma maior proteção contra abalos sísmicos, comuns em alguns países (BELINI et al., 2017).

Os dados da safra 2018 do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) apontam que a produção de borracha natural no Brasil foi de 333.117 toneladas, sendo a área destinada para colheita de 153.179 hectares. Goiás foi o terceiro Estado que mais produziu látex natural em 2018, totalizando 20.796 toneladas colhidas em 7.465 ha,

sendo esta produtividade maior que a média nacional de borracha seca produzida. Já em 2022 os dados do IBGE mostraram um aumento significativo de 416.964 toneladas na produção nacional de borracha natural, com 182.006 hectares de área colhida, tendo um rendimento médio de 2.291 kg por hectare.

O Brasil é um dos maiores produtores de látex do mundo, com destaque para os Estados do Acre, Amazonas, Goiás, Pará e Bahia. A seringueira demora aproximadamente sete anos para chegar a sua fase produtiva, mesmo não estando mais tão presente na região amazônica a qual é originária (EMBRAPA, 2021).

O cultivo da seringueira no Estado de Goiás vem crescendo ao longo dos anos devido ao clima e solo favoráveis ao seu desenvolvimento e, a alta demanda de borracha na região (PEREIRA *et al.*, 2020). A produção para a extração de látex teve início em Goiás no ano de 1975. Atualmente, o Estado possui aproximadamente 18 mil hectares cultivados, em 68 municípios (PORTAL GOIÁS, 2020).

Com a expansão do cultivo da seringueira nos Estados brasileiros nos últimos anos, a ocorrência de problemas fitossanitários vem expandindo, principalmente o fitoparasitismo por nematoides, que são responsáveis por lesões nas raízes, redução no desenvolvimento da planta, principalmente da parte aérea, clorose, queda de folhas, resultando em perdas significativas na produção de látex (SANTOS, 1995).

Segundo o Ministério da Agricultura e Pecuária (MAPA), os nematoides estão entre os mais importantes problemas fitossanitários, com grande potencial de danos econômicos na agricultura brasileira (BRASIL, 2015). Mesmo na ausência de dados precisos sobre os danos causados pelos nematoides, uma perda global anual é estimada em 80 bilhões de dólares, o que permanece inferior aos danos reais (FERRAZ *et al.*, 2016).

Para maior expansão da cultura em território brasileiro, problemas fitossanitários como a presença de nematoides são um dos fatores limitantes para que isso ocorra. Nessa perspectiva, a coleta e identificação de nematoides fitoparasitos são de suma importância para que o produtor possa combatê-los e atenuar os prejuízos, visando uma maior produção, devido a crescente demanda por borracha no país.

Para o manejo de nematoides é indispensável a realização de análise do material em laboratório, coletando amostras de solo, raízes, sementes e enviando-as para um

laboratório especializado em análises nematológicas. É quase impossível realizar um diagnóstico correto apenas com a observação visual de sintomas, sendo imprescindível para o manejo de nematoides a análise realizada em laboratório (GOULART, 2010).

Para mitigar os problemas com nematoides é preciso investir em estratégias eficientes e integradas. Inicialmente, a rotação de culturas e o uso de plantas de coberturas são fundamentais para reduzir a densidade populacional desses parasitas. Outras estratégias também se fazem necessárias e importantes, como a aplicação de nematicidas (químicos e biológicos), uso de cultivares resistentes e o incremento/manutenção de matéria orgânica no sistema. Investir na prevenção, aliada à diversificação de estratégias, é a chave para a eliminação dos nematoides de forma sustentável e eficiente, preservando a rentabilidade das lavouras (ROBL *et al.*, 2012).

A seringueira apresenta um potencial significativo não apenas para a produção de látex, mas também para a produção de madeira. Com um manejo adequado e estratégias de mercado, é possível diversificar a produção e contribuir para uma agropecuária mais sustentável.

Atualmente são escassos os estudos dedicados aos nematoides na cultura da seringueira, especialmente em uma cultura que possui grande relevância no Brasil.

2. OBJETIVO

2.1 OBJETIVO GERAL

Extrair, analisar e identificar nematoides fitoparasitos (quarentenários ou não) de amostras coletadas em propriedades produtoras de seringueira em Goiânia - GO para a manutenção e manejo correto da cultura.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Detectar os nematoides associados ao cultivo da Seringueira [*Hevea brasiliensis* (Wild. ex Adr. de Juss.) Müell. Arg.];
- Identificar os nematoides associados ao cultivo da Seringueira através de método morfológico e/ou molecular;
- Fornecer estratégias de manejo.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 A SERINGUEIRA

No Brasil são encontradas dez das onze espécies de *Hevea* conhecidas, dentre elas temos a Seringueira [*Hevea brasiliensis* (Wild. ex Adr. de Juss.) Müell. Arg.]. É uma árvore de grande porte nativa da região Amazônica, podendo atingir até 30 metros de altura e 60 cm de diâmetro do tronco, pertence à família *Euphorbiaceae*, são dicotiledôneas monóicas, possui flores unissexuais e suas folhas são longamente pecioladas e compostas trifolioladas. No início da estação seca apresentam queda das folhas (senescência), sendo essa uma característica das plantas adultas (GASPAROTTO *et al.*, 1997).

A seringueira, pela natureza do seu uso, é uma cultura que apresenta, nas diferentes fases do seu ciclo, uma dependência estrita das variáveis do meio físico, especialmente do clima. Ao longo do processo de domesticação e cultivo, estudos avaliaram a relação entre as variáveis climáticas e seu comportamento. Esses estudos evoluíram à medida que houve progresso na compreensão dos diferentes ambientes em que são encontradas espécies do gênero *Hevea* (DE CAMARGO *et al.*, 2003).

A significativa expansão do cultivo da seringueira no Brasil, em zonas climáticas muito diferentes daquelas predominantes nas regiões de cultivo tradicional, exige uma revisão periódica das recomendações técnicas para o seu cultivo nas diferentes fases. Deste ponto de vista, é necessário adequar o uso de fertilizantes e corretivos às condições climáticas das diferentes regiões veraneantes do país. Isto é particularmente necessário porque contribui, por um lado, racionalizar a sua utilização, reduzindo custos de operações e, por sua vez, contribuir eficazmente para a prevenção ou na redução do estresse imposto às plantas pelas variáveis climáticas (DE CAMARGO *et al.*, 2003).

O cultivo da seringueira em monocultura tem sido predominante na América Latina, Sudeste Asiático e África. A forma de propagação mais utilizada é por enxertia, utilizando clones. Os espaçamentos geralmente variam de 7,0 a 8,0 metros entre as linhas e 2,5 a 3,0 metros entre as plantas na linha, resultando em uma densidade de plantio de 400 a 500 indivíduos por hectare. Essas distâncias generosas entre as linhas

são estratégicas para o manejo de plantas invasoras e para prevenção de incêndios. Dependendo dos recursos de produção disponíveis e das técnicas de manejo empregadas, os seringais levam de 6 a 8 anos para alcançar o desenvolvimento e a maturidade adequados, permitindo assim o início da extração comercial do látex, também conhecido como exploração ou sangria (PEREIRA, 1997; IAPAR, 2004).

Um clone é formado por um conjunto de plantas que surgem da propagação vegetativa de uma planta inicial, todas compartilhando a mesma constituição genética que assegura a homogeneidade entre elas. No entanto, podem ocorrer variações nas plantas dentro de um plantio clonal devido à utilização de porta-enxertos provenientes de sementes comuns, que possuem alta variabilidade genética. Os clones podem ser categorizados em três tipos: primários, secundários e terciários. Os clones primários derivam de árvores matrizes desconhecidas que foram multiplicadas vegetativamente e apresentam características desejáveis. Por sua vez, os clones secundários são originados a partir de cruzamentos controlados entre dois clones primários. Os clones terciários são resultados de cruzamentos nos quais pelo menos um dos progenitores é um clone secundário (GONÇALVES *et al.*, 2001).

É uma planta lactescente, ou seja, produz látex em sua casca. O látex é uma seiva leitosa produzida na casca da planta e extraída através de cortes contínuos, sendo esse processo denominado sangria, é uma matéria prima de alta qualidade, elástica, resistente e sustentável, pois não deixa resíduos no meio ambiente. É utilizada na produção de mais de 40.000 produtos, muito versátil é empregada no transporte, dispositivos médicos, indústria e material bélico. A produtividade padrão de látex é influenciada pelo tipo de clone utilizado e pela idade da árvore durante a sangria (JUNIOR, *et al.*, 2015).

No Brasil, maior parte dos cultivos estão presentes nos Estados de São Paulo, Mato Grosso, Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo e Goiás, porém ainda continuamos importando borracha natural (IBGE, 2015). Em 2011 a produção mundial de borracha foi de 10.977 toneladas, os países do sudeste asiático produzem 92% do total mundial, sendo os maiores produtores Tailândia, Indonésia e Malásia com 30,9%, 27,2% e 9,19% respectivamente. Em contrapartida, o Brasil é responsável por 1,5% da produção mundial (IBGE/SIDRA, 2013; CORRÊA *et al.*, 2018).

A seringueira é amplamente reconhecida pela produção de látex, mas também

possui um potencial significativo como fonte de madeira. O cultivo da seringueira para a produção de madeira tem ganhado atenção crescente, especialmente em sistemas agroflorestais (PEREIRA, 1997).

A madeira da seringueira é leve, de cor clara e possui boa resistência, densidade moderada, o que a torna fácil de trabalhar, sua durabilidade não é destaque quando comparada a outras madeiras tropicais, porém é de fácil acabamento sendo uma opção versátil para diversos usos. Economicamente a madeira da seringueira vem sendo utilizada no mercado imobiliário, na produção de móveis leves e com bom acabamento, na construção civil sendo utilizada em estruturas internas como forros e divisórias, na indústria de papel e celulose e na criação de itens decorativos na indústria de produtos artesanais (SANTANA *et al.*, 2001).

No manejo da seringueira para produção de madeira deve se considerar aspectos como o espaçamento entre as árvores, que deve ser adequado para maximizar a qualidade da madeira e a produção de látex, caso seja um sistema agroflorestal; O desbaste seletivo é importante para promover o crescimento saudável das árvores restantes e aumentar a qualidade da madeira; O corte deve ser planejado para garantir a sustentabilidade e a regeneração da plantação (SERVOLO, 2006).

Apesar dos benefícios, existem desafios associados ao cultivo da seringueira para madeira, que é menos valorizada no mercado em comparação a outras espécies tropicais, a prevenção de doenças e pragas deve ser monitorada de perto e com frequência para prevenir infecções que possam comprometer tanto a madeira quanto o látex (SERVOLO, 2006).

Com o aumento da demanda por borracha natural e a preocupação com o meio ambiente, há um interesse crescente em desenvolver novas tecnologias e práticas agrícolas sustentáveis para o cultivo da seringueira. Isso inclui o uso de variedades mais produtivas e resistentes a doenças, além do manejo adequado dos recursos naturais (PEREIRA, 1997).

3.2 MERCADO DA SERINGUEIRA

O mercado internacional de produtos de borracha industrial está amplamente dependente da borracha natural como matéria-prima. Assim como o petróleo e o aço, a

borracha natural é um insumo estratégico para a indústria global, sendo utilizada em uma variedade significativa de aplicações, com destaque para a indústria automotiva, que é a maior consumidora, especialmente na produção de pneus. A cadeia produtiva da borracha natural no Brasil tem enfrentado momentos difíceis, reflexo da situação mundial marcada por uma grande oferta do produto, principalmente proveniente de países asiáticos, que são responsáveis por cerca de 90% da produção global. Essa realidade tem gerado uma forte queda nos preços e, por consequência, afetado a competitividade da borracha brasileira (CONAB, 2018).

A produção de borracha no Brasil tem enfrentado desafios devido às constantes quedas nos preços da borracha natural no mercado global. Isso se deve à oferta excedente dos produtores asiáticos, que influenciam os preços do produto. Segundo dados do IBGE de 2017, a produção brasileira atingiu 170 mil toneladas. Em contrapartida, o consumo mundial de borracha em 2018 registrou um aumento de 4,3% em relação ao ano anterior, alcançando 29,3 milhões de toneladas, comparado a 28,1 milhões de toneladas em 2017. O uso de borracha natural subiu 9,0%, totalizando 14,2 milhões de toneladas em 2018. Já a borracha sintética teve um crescimento modesto de 0,02%, atingindo 15,2 milhões de toneladas. Em 2017, os dez maiores consumidores de borracha foram China, EUA, Índia, Japão, Tailândia, Malásia, Indonésia, Brasil, Alemanha e Rússia.

Infelizmente a oferta e demanda de látex no Brasil estão se afastando nas últimas décadas. Em 2020 calcula-se que o Brasil produziu aproximadamente 250 mil toneladas e teve um consumo de 500 mil toneladas, deixando um déficit de produção significativo (IAC, 2019).

Os preços da borracha continuam baixos, conforme mencionado anteriormente. Na bolsa da Malásia, os preços médios nos três primeiros meses de 2019 apresentaram uma queda de 4,3% em relação ao mesmo período do ano anterior, diminuindo de US\$ 1.471,50 para US\$ 1.407,60 por tonelada. Em todo o ano de 2018, foi no mês de dezembro que os preços atingiram o seu valor médio mais baixo, com US\$ 1.238,30 por tonelada. O mercado interno sente os efeitos dessas mudanças, onde o preço médio recebido pelos produtores permaneceu inalterado em março de 2019 comparado ao mês anterior. Em relação ao mesmo período do ano passado, esse valor também se manteve praticamente estável. A dinâmica dos preços no mercado interno, diante do contexto atual de preços contidos e com possibilidade de novas reduções, torna o setor

vulnerável. Isso gera o risco de que os produtores abandonem suas atividades, resultando na eliminação de plantações. Essa realidade provoca uma diminuição na oferta do produto, levando a uma leve instabilidade nos preços internos, mesmo durante o período de colheita intensa (CONAB, 2018).

3.3 NEMATOIDES

Nematoides são pequenos vermes microscópicos que vivem nos solos, na água doce e salgada e muitas vezes são parasitas de animais, insetos e plantas. Os nematoides que atacam as plantas (geralmente raízes e órgãos subterrâneos) são denominados nematoides fitoparasitas ou fitonematoides, que dependendo da quantidade causam danos irreversíveis às culturas, acarretando sérios prejuízos econômicos ao produtor rural (WEISCHER; BROWN, 2001).

De acordo com Barker (1998), mais de 15.000 espécies já foram descritas, o que corresponde apenas a uma fração do filo Nematoda. Aproximadamente 26% dos gêneros conhecidos vivem no solo, agrupando-se em diferentes funções como bacterívoros, fungívoros, onívoros, predadores ou fitoparasitas. A sobrevivência dos nematoides é influenciada diretamente pela umidade relativa, pela umidade do solo e por fatores ambientais. Esses organismos possuem diversas estratégias de adaptação às mudanças ambientais provocadas por elementos como o manejo de cultivos, estresses climáticos, épocas de semeadura, fisiologia das plantas e melhoramento genético (BLAKELY *et al.*, 2002).

O ciclo de vida do nematoide envolve o ovo, quatro estádios juvenis, J1, J2, J3 e J4 e o estágio adulto. Em algumas espécies, o estágio juvenil assemelha-se ao estágio adulto, podendo dificultar a identificação das fases; mas, na grande maioria do grupo, existe uma diversidade entre cada estágio (WHARTON, 1986). O ciclo de vida de alguns nematoides, oferece grande oportunidade de resistência ao estresse ambiental, como a formação de cisto que abriga a massa de ovos de algumas espécies. Outros nematoides, por ocasião do crescimento e desenvolvimento, efetuam a primeira troca de cutícula ainda dentro do ovo, mantendo a cutícula trocada aderida à nova cutícula como uma proteção, até que a segunda troca ocorra, desenvolvendo então o fenômeno da diapausa ou dormência, até que o segundo estágio ocorra. Esse é um mecanismo de sobrevivência que ocorre em estações frias e, geralmente, na ausência de hospedeiro

(RITZINGER *et al.*, 2010).

A dormência ou diapausa é um fator crucial para a preservação e a longevidade de diversas espécies em diferentes cenários climáticos. Em situações de estresse ambiental, alguns nematoides conseguem sobreviver em um estado de quiescência temporária, podendo entrar em anidrobiose ou em outros estados extremos que asseguram sua sobrevivência. Uma quantia expressiva de nematoides se apresenta em estágios inativos com o objetivo de resistir a condições extremas e desfavoráveis (McSORLEY, 2003).

A membrana semipermeável serve como barreira e, por si só, confere proteção ao nematoide. Permite a entrada seletiva de pequenas moléculas ou íons e inibe a passagem de íons maiores, como pectinas e proteínas (VIGLIERCHIO, 1991). Dessa forma, por meio dessa seletividade natural, sob estresse, o nematoide possui habilidade de prolongar seu ciclo de vida, da mesma forma que sob condições ótimas pode encurtar as fases de desenvolvimento, tendo seu ciclo mais curto, originando mais gerações por ano (RITZINGER *et al.*, 2010).

Os nematóides são parasitas obrigatórios de plantas que necessitam da presença de um hospedeiro para se reproduzirem e se multiplicarem, atingindo níveis populacionais que causam danos ao seu hospedeiro (ASMUS, 2021). Esses endoparasitas invadem os tecidos radiculares das plantas e passam a maior parte do seu ciclo de vida nas raízes, ou ectoparasitas, alimentando-se fora das raízes. Sua principal característica é a ponta labial que serve para introduzir substâncias tóxicas e absorver conteúdo celular, interferindo nos processos fisiológicos da planta, como absorção e translocação de água e nutrientes (LIMA *et al.*, 2015).

Estruturalmente, os nematoides em geral são comparáveis a um modelo formado por dois tubos, um externo, a parede do corpo, contendo o outro interno, basicamente com o sistema digestório, sendo o espaço intermediário, o pseudoceloma, preenchido por fluidos, mantidos sob pressão adequada. O sistema digestório se constitui de cavidade bucal, esôfago, intestino e ânus. No caso dos fitonematoides, de importância agrônômica, a cavidade bucal apresenta sempre um órgão típico, o estilete, sendo esse destinado à injeção de substâncias tóxicas nas células vegetais, utilizadas como alimento, e à ingestão dos nutrientes neles produzidos. Embora com pequenas variações possíveis, o estilete bucal é dividido em três partes: uma ponta cônica, uma haste cilíndrica intermediária e três nódulos basais. No esôfago, na região

intermediária, há uma estrutura arredondada ou oval (bulbo mediano) provida de aparelho valvular que promove bombeamento durante o parasitismo do nematoide sobre a planta, forçando a entrada e passagem do alimento através do estilete bucal e depois por toda a sua extensão até ser lançado no interior do intestino, onde ocorrerá parte do processo de digestão (LIRA, 2018).

A anfigimixia é a modalidade reprodutiva mais comum em nematoides, implicando em numerosos machos e fêmeas, que se acasalam e, mediante processos de fecundação e fertilização, acabam formando ovos e originando descendência. Todavia, entre os fitonematoides, inclusive em várias espécies de importância econômica, pode ocorrer partenogênese, método de reprodução em que não acontece a fertilização, sendo a prole formada apenas a partir da fêmea; a partenogênese pode ser mitótica obrigatória, como em certas espécies de nematoides-das-galhas, nematoides-das-lesões. Nos nematoides parasitas de plantas, o número de ovos por fêmea costuma variar de 50 a 150, embora possa chegar a 400 ou 500 em gêneros como *Ditylenchus*, *Meloidogyne*, *Heterodera* e *Globodera* (OLIVEIRA, 2020).

Nematoides são citados também como bioindicadores da microfauna edáfica do solo, se alimentando de outros animais, raízes de plantas e microorganismos, atuando como estimuladores da mineralização de nutrientes e no controle de outros organismos presentes na biota do solo (PARRON *et al.*, 2015). Os nematoides de vida livre podem influenciar na reciclagem de carbono, compostos nitrogenados e nutrientes minerais, melhorando a fertilidade do solo e, conseqüentemente, a produtividade. Podem ser utilizados em estudos de ecossistemas, devido à sua abundância, diversidade e resposta a distúrbios ambientais (SILVEIRA, 2021).

Os nematoides são categorizados em três categorias com base em sua mobilidade e parasitismo. Os nematoides migratórios são aqueles que se alimentam no interior do tecido radicular, os nematoides endoparasitas sedentários permanecem imóveis e passam grande parte do seu ciclo de vida dentro das raízes das plantas, enquanto os nematoides ectoparasitas se alimentam no exterior da planta. Eles alimentam-se por meio de um estilete que é inserido nas células das raízes para remover o conteúdo celular. Desta maneira impedem a absorção de água e nutrientes pelas plantas (SILVEIRA, 2021).

A extensão dos danos provocados por fitonematoides é influenciada por diversos fatores. Provavelmente o fator mais relevante é a espécie existente em uma

área específica de plantio. Outros elementos também impactam nos danos causados em plantações comerciais, tais como a densidade populacional existente, a variedade do cultivo, a temperatura, o tipo de solo, a fertilidade, as práticas de agricultura implementadas (PINHEIRO *et al.*, 2019).

3.3.1 Nematoides associados à cultura da seringueira

Normalmente, nos solos agrícolas, há uma diversidade de espécies de nematoides, alguns se alimentam de bactérias ou fungos que desempenham um papel crucial na decomposição e reciclagem de nutrientes, enquanto outros são predadores ou onívoros. Contudo, uma parte significativa da comunidade de nematoides do solo se nutre diretamente das raízes das plantas, podendo causar doenças ou não (PINHEIRO *et al.*, 2019).

Há relatos de nematoides na cultura da seringueira desde 1921, quando foi observado no Congo Belga a presença de *Meloidogyne sp.* Desde então, um grande número de nematoides foram encontrados em regiões onde a seringueira é cultivada (SILVA *et al.*, 2003). Desde então, uma quantidade significativa de nematoides identificados nas áreas de cultivo da seringueira, entre os gêneros brasileiros, destaca-se a relevância dos *Meloidogyne* e *Pratylenchus* devido à sua ampla distribuição e ao impacto econômico que causam. Plantas atacadas por esses nematoides costumam apresentar um crescimento reduzido e compromissos na parte aérea, além de clorose extensa e queda de folhas, podendo até resultar em desfolha total e a morte da árvore e de sua parte aérea. Nesse contexto, os troncos infectados por *Pratylenchus sp.* mostram sinais de desidratação e apresentam lesões enegrecidas nas raízes (GONÇALVES, 2010).

Pesquisas indicam que os nematoides *Meloidogyne exigua*, *Pratylenchus brachyurus*, *Rotylenchulus spp.* e *Paratrichodorus spp.* estão presentes na maioria dos cultivos de seringueira, embora em quantidades relativamente baixas (WILCKEN *et al.*, 2015). Dentre eles, *Meloidogyne exigua* é o que ocorre com maior frequência, causando a formação de galhas nas raízes da planta. Análises histológicas revelam a presença de nematoides adultos, fêmeas, completamente imersas no córtex radicular, com apenas a parte anterior do corpo ultrapassando o periciclo. Essa situação provoca alterações significativas nos vasos do xilema, o que diminui a eficiência das raízes na absorção de água (TIHOHOD, 2000).

No Brasil, foram detectados os nematoides: **Amazonas** - *Aphelenchus isomerus* Anderson & Hooper, 1980, *Criconemella* sp. Grisse e Loof, 1965, *Helicotylenchus dihystra* Cobb, 1893, *Helicotylenchus* sp. Steiner, 1945, *Hemicriconemoides* sp. Chitwood & Birchfield, 1957, *Hoplolaimus* sp. Daday, 1905, *Meloidogyne arenaria* Chitwood, 1949, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White), Chitwood, 1949, *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & S. Stekhoven, 1941, *Pratylenchus* sp. Filipjev, 1936, *Rotylenchus* sp. Filipjev, 1936, *Xiphinema brevicolle* Lordello & Costa, 1961, *Xiphinema* sp. Cobb, 1913, *Xiphinema vulgare* Tarjan, 1964; **Bahia** – *Aphelenchus isomerus*, *Dolichodorus minor* Loof & Sharma, 1975, *Dolichodorus* sp. Cobb, 1914, *Helicotylenchus* sp. Steiner, 1945, *Hemicycliophora* sp. Man, 1961, *Huntaphelenchoides* sp. Nickle, 1970, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White), Chitwood, 1949, *Meloidogyne* sp. Goeldi, 1887, *Paratrichodorus minor* Siddiqi, 1974, *Psilenchus hilarulus* Man, 1921, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940, *Xiphinema ifacolum*, *Xiphinema krugi* Lordello, 1955, *Xiphinema vulgare* Tarjan, 1964; **Espírito Santo** - *Aphelenchoides dactylocercus* Hooper, 1958, *Aphelenchoides helicus* Heyns, 1964, *Aphelenchoides parabicaudatus* Shavrov, 1967, *Criconemella* sp. Grisse e Loof, 1965, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White), Chitwood, 1949, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & S. Stekhoven, 1941, *Pratylenchus zae* Graham, 1951, *Tylenchus* sp. Bastian, 1865; **Mato Grosso** - *Meloidogyne exigua* Goeldi, 1887; **Pará** - *Aorolaimus christiei* Golden & Taylor, 1956, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White), Chitwood, 1949, *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949; **São Paulo** - *Helicotylenchus* sp. Steiner, 1945, *Meloidogyne arenaria* Chitwood, 1949, *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White), Chitwood, 1949, *Paratrichodorus minor* Siddiqi, 1974, *Paratrichodorus* sp. Siddiqi, 1974.

Além dos citados no parágrafo anterior, foram detectados *Pratylenchus* sp. e *P. brachyurus* nos Estados da Bahia, Espírito Santo e São Paulo. Neste último, também foi registrada a presença da espécie *P. zae*. Os nematoides pertencentes ao gênero *Meloidogyne* representam um risco para as plantas, pois podem provocar danos nas raízes, resultando em nódulos e fissuras, além de manchas escuras que indicam a presença de ovos. No Mato Grosso, foram identificados *Meloidogyne* sp. e *M. incognita* nos clones RRIM 600, enquanto *M. exigua* foi encontrado nos clones PB 235 e PB 217. Em São Paulo, foram observados *M. incognita* e *M. javanica*; no Pará, *M. javanica* e

M. arenaria; e no Paraná, *M. incognita* em híbridos Tjir 1 x Tjir 16. O nematoide *M. exigua* provoca danos progressivos nas plantas, levando ao amarelamento das folhas e ao ressecamento dos galhos, o que torna as plantas mais vulneráveis a infecções por fungos que afetam a parte aérea. Esses nematóides podem se disseminar com facilidade devido à movimentação do solo, que ocorre durante a remoção de galhos caídos, o tráfego de máquinas nas lavouras, a coleta de látex e a aplicação de produtos fitossanitários. Ademais, os trabalhadores também podem ser vetores de contaminação, transportando os nematóides em seus calçados. As mudas com raízes já podem estar infectadas se forem cultivadas em solo contaminado. Para impedir a propagação da doença, é fundamental implementar estratégias integradas, uma vez que a presença constante de plantas doentes e fontes de inóculo pode afetar toda a plantação e gerar riscos para cultivos adjacentes. Em Rondonópolis, a infecção por *M. exigua* nas plantações de seringueira foi inicialmente atribuída ao inóculo originado de lavouras de café, mas investigações de inoculação cruzada mostraram que a população de seringueira não conseguiu infectar a cultivar de café Mundo Novo, a qual é altamente suscetível. Dentre as três populações de café analisadas, apenas uma, oriunda de Minas Gerais, se mostrou capaz de infectar a seringueira, indicando a presença de raças fisiológicas e espécies específicas para cada hospedeiro (SILVA, 2014).

Estudos realizados nos viveiros da Secretaria da Agricultura do Estado de São Paulo revelaram a presença de *Pratylenchus brachyurus* e *M. exigua* em muitos municípios da região de São José do Rio Preto, o principal produtor da região. Pesquisas realizadas em São Paulo com o objetivo de avaliar o parasitismo de nematoides, principalmente do gênero *Meloidogyne*, destacam que a implantação de seringais no Estado muitas vezes se deve à necessidade de substituir cafezais cuja recuperação se tornou impossível devido à presença de nematoides (SILVA, 2014).

3.3.2 Características dos nematoides encontrados na cultura da seringueira

Meloidogyne exigua: Descrito pela primeira vez no Brasil no final do século XIX, causando declínio dos cafezais do interior fluminense. Sendo encontrado também nos Estados de São Paulo e Minas Gerais, entre outros. Já foi assinalado em cafezais de outros países sul-americanos e da América Central. A planta infectada apresenta galhas com aspecto necrosado e amarelado tanto na raiz principal quanto nas laterais, com

diâmetro de 3 a 6 mm e poucas massas de ovos externas. Observa-se um desenvolvimento radicular pobre e segmentos necrosados, além da morte descendente dos ramos da copa, matando a planta por diminuir a capacidade das raízes para absorção de água e nutrientes. Se reproduz por anfimixia ou partenogênese meiótica facultativa. É comum encontrar machos nas amostras analisadas. Seu desenvolvimento é favorecido em locais com temperaturas elevadas e solos arenosos (SOUZA, 2008).

M. incognita: Primeiro relato ocorreu na década de 1920, nos Estados Unidos (Texas). Espécie cosmopolita, possui ocorrência generalizada em toda a região tropical subtropical. No Brasil, seu primeiro relato foi na década de 1950, parasitando grande número de culturas e de plantas daninhas (TIGANO et al., 2005). Possuem galhas menores em comparação com *M. exigua*. As fêmeas de *M. incognita* apresentam forma de pêra sem protuberância posterior. Seu estilete varia de 15 a 16 µm de comprimento e os botões são arredondados. O padrão perineal é oval a arredondado, estrias geralmente onduladas e campo lateral ausente ou fracamente demarcado. Os machos têm uma cabeça não deslocada com um disco labial elevado sem lábios laterais. O estilete varia de 23 a 26 µm de comprimento e os botões são arredondados para ovais. O tamanho do corpo do segundo estágio dos juvenis varia de 350 a 450 µm de comprimento. Sua cauda tem uma ponta arredondada e varia de 43 a 65 µm de comprimento com uma região hialina de 6 a 14 µm de comprimento. Reprodução por partenogênese mitótica em condições naturais. Uma fêmea produz durante o ciclo centenas de ovos que podem chegar a mais de 2000, que são depositados em uma massa de ovos externamente às raízes na superfície das galhas, onde ficam presos e protegidos por uma mucilagem contra dessecação e outras condições adversas. O ciclo de *M. incognita* leva cerca de três a quatro semanas no verão e no inverno, este tempo pode ser estendido até sete semanas. Assim, a duração do ciclo de vida é fortemente dependente da temperatura e aumenta conforme a temperatura do solo diminui. Tem preferência por solos arenosos (SUBEDI et al., 2020).

M. javanica: Primeiro relato ocorreu no final do século 19, em cana-de-açúcar na Indonésia. Ocorre principalmente nas regiões tropicais e subtropicais. No Brasil foi assinalada pela primeira vez em 1950, parasitando um número grande de culturas e plantas daninhas. Possui reprodução por partenogênese meiótica obrigatória, seu ciclo dura de 3 a 4 semanas, sendo mais curto na faixa de 25-28°C. O formato da cabeça e a

morfologia do estilete dos machos são características úteis para sua identificação. Quando colocados em posição lateral, a distância entre o orifício da glândula esofágica dorsal e a base do estilete pode ser usada para distinguir entre espécies de *Meloidogyne*. No caso de *M. javanica*, a distância entre essas duas características é relativamente curta (2,0–3,0 μm). Além disso, *M. javanica* pode ser diagnosticado observando o padrão perineal das fêmeas. A forma da região perineal, arco dorsal, estrias dorsais, linhas laterais e fasmídeos são características úteis na identificação. Tem preferência por solos arenosos (CUNHA *et al.*, 2018).

Paratrichodorus sp.: Quando o nematoide entra em contato com raízes jovens ou pontas de raízes de plantas suscetíveis que crescem em solo infestado, ele inclina a cabeça aproximadamente em ângulo reto com a superfície da raiz e perfura a parede celular com seu estilete. Uma vez dentro da célula, o estilete libera uma substância viscosa que faz com que o citoplasma se agregue ao redor da ponta do estilete e o nematoide ingere parte dele. Todos os estágios juvenis e os adultos podem atacar as plantas e se alimentar delas. A alimentação é restrita às células epidérmicas na ponta da raiz ou perto dela, mas abrange todo o comprimento das raízes jovens e suculentas. Embora uma ponta de raiz possa ser atacada por muitos nematoides simultaneamente ou ao longo do tempo, o dano mecânico causado por *Paratrichodorus* é leve e não leva em conta as mudanças grosseiras nas raízes nem os sintomas da parte aérea da planta. As substâncias secretadas pelos nematoides fazem com que as raízes parasitadas percam a atividade meristemática na ponta da raiz, não tenham capa radicular definida ou região de alongamento e tenham uma região de mitose muito menor do que a das raízes saudáveis. Algumas espécies de *Paratrichodorus* podem transmitir dois vírus de plantas em forma de bastonete, o *Tobacco rattle virus* e *Pea early-browning virus*, de uma planta para outra (GEORGE, 2005).

Pratylenchus brachyurus: Também conhecido como nematoide das lesões radiculares, é o segundo fitopatógeno que gera mais impactos econômicos na produção agrícola, superado apenas pelo *Meloidogyne spp.* (SOUZA, 2018). Ele tem a capacidade de se multiplicar e parasitar uma quantidade numerosa de plantas hospedeiras. Por serem polípagos eles podem parasitar várias espécies de vegetais como as plantas daninhas. São endoparasitas obrigatórios que atacam os órgãos subterrâneos

como tubérculos e raízes; migram de uma planta para outra; seu corpo é filiforme, possui tamanho microscópico ocasionalmente excedendo 0,9 mm; a região labial é baixa; as fêmeas possuem a vulva localizada no terço posterior de seu corpo; são monodélficas e prodélficas características podem ser influenciadas devido a fatores ambientais como água; temperatura e umidade do solo (FERRAZ, 1999; SOUSA, 2018; MENDES, 2020;). Os principais sintomas gerados por esses invasores são a diminuição no volume do sistema radicular, caracterizado por uma coloração parda e marrom-avermelhada, necrose causada pela rápida colonização de invasores oportunistas, que são capazes de acelerar a decomposição dos tecidos, ineficiência das funções de absorção e transporte de nutrientes e água. Os sintomas observados na parte externa das plantas são decorrentes da redução do sistema radicular, principalmente folhas cloróticas, subdesenvolvimento acentuado, murchamento nos períodos mais quentes e secos do dia, bem como a diminuição da produtividade (ALMEIDA *et al.*, 2005; FERRAZ *et al.*, 2016).

Pratylenchus zaei: Devido à sua patogenicidade, distribuição e alta densidade populacional, é a espécie de nematóide mais importante nas culturas brasileiras de milho. São comuns em áreas tropicais e subtropicais e são endoparasitas que se movem entre o solo/raízes. As fêmeas são partenogenéticas, sendo raros a postura de ovos no solo ou em plantas hospedeiras; Temperatura, umidade, disponibilidade de matéria orgânica, presença de microrganismos e tamanho das partículas do solo são fatores que influenciam as populações. Os nematóides do milho causam danos ao sistema radicular das plantas infectadas, tornando as raízes mais espessas e menos eficientes na absorção de água e nutrientes da solução do solo, podendo aparecer pequenas galhas. Como resultado, as plantas parasitadas crescem lentamente, apresentam sintomas de deficiências minerais e produzem rendimentos reduzidos (BERRY *et al.*, 2008).

Rotylenchulus spp.: O gênero *Rotylenchulus* (Linford & Oliveira 1940) possui onze espécies, algumas com ampla distribuição geográfica, destacando-se *R. reniformis* pela sua relevância econômica. Estes nematoides possuem uma ampla lista hospedeiros, e é considerado o sétimo nematoide mais importante. Este nematoide possui hábitos semi-endoparasitas, portanto apenas as fêmeas imaturas parasitam o sistema radicular das plantas e formam o sítio de alimentação (SOUTO, 2020). Popularmente chamado de nematoide reniforme, possui uma ampla distribuição, sendo

encontrado em áreas tropicais e subtropicais. Ele parasita mais de 300 espécies de plantas, tanto cultivadas quanto não cultivadas. Seu ciclo de vida varia de acordo com a temperatura do solo e ciclo do hospedeiro (ROBINSON *et al.*, 1997). Existe uma correlação significativa entre a densidade populacional do nematoide e a temperatura do solo, onde solos secos e com temperaturas abaixo de 25°C geram uma baixa densidade populacional do *Rotylenchulus*. Do ponto de vista fitopatológico, essa praga pode causar uma significativa diminuição na produtividade de várias culturas, incluindo aquelas de grande importância econômica, como soja, algodão e melão, além de diversas hortaliças (ASMUS *et al.*, 2009). Seu ciclo de vida é formado por quatro estádios juvenis: J1 (formação dentro do ovo e em seguida sofre a primeira muda); J2 (eclosionaram e migraram para o solo); J3 e J4 (imaturos não comem nesse estágio) e adultos. As fêmeas adultas depositam de 50 a 120 ovos dentro de uma matriz gelatinosa que envolve o corpo do nematoide. Os machos não fitoparasitas permanecem no solo, copulam e morrem (GABIA, 2017). Para identificação de espécies do gênero *Rotylenchulus* são utilizados, principalmente, caracteres morfológicos de fêmeas adultas imaturas, entre os quais: presença ou ausência de machos na população, região labial, comprimento do estilete e, também, tamanho e forma dos nódulos do estilete. Distância dos nódulos do estilete à abertura da glândula dorsal (DGO). Comprimento do corpo, da cauda e do esôfago. Maior largura do corpo. Distância da região cefálica à vulva, expressa em porcentagem do comprimento do corpo (valor V), formato da cauda e uma região hialina em sua extremidade (LOPES; PIMENTEL; CARES, 2016).

3.4 CONTROLE DOS FITONEMATOIDES

Há diversas abordagens para o controle populacional de nematoides, incluindo a rotação de culturas, o emprego de variedades resistentes, o uso de organismos antagonistas, a aplicação de matéria orgânica, bem como estratégias de controle biológico e químico. Para que o manejo e a diminuição dos fitonematoides sejam eficazes, é fundamental a integração de diferentes técnicas e táticas (TIHOHOD, 1997; CASTILLO *et al.*, 2007). A rotação e sucessão de culturas é uma das metodologias empregadas contra nematoides, mas as opções de culturas são limitadas devido à vasta diversidade de hospedeiros que esses fitoparasitas atacam, como aveia, milho, milheto,

girassol, cana-de-açúcar, algodão, amendoim, algumas leguminosas de coberturas, entre outras culturas e muitas plantas daninhas (GOULART, 2008; SEIXAS *et al.*, 2020).

O controle biológico apresenta-se como uma alternativa promissora para o manejo de nematoides, utilizando a interação de um ou mais organismos para diminuir a densidade dessas pragas nas áreas cultivadas. Mais de 200 organismos têm sido identificados, como fungos e bactérias se destacando entre os principais agentes naturais de controle dos nematoides, principalmente os que causam lesões nas raízes (ABADE, 2020; OLIVEIRA *et al.*, 2020). Segundo pesquisas, a aplicação de produtos no tratamento de sementes resultou em uma redução significativa da densidade populacional de nematoides nas raízes. Assim, a adoção de métodos alternativos, como o controle biológico, tem ganhado relevância, oferecendo benefícios como facilidade de aplicação, ausência de riscos de contaminação para o aplicador e o meio ambiente, além de especificidade em relação ao alvo a ser controlado (SILVA, 2014).

Além de ser ineficaz devido ao uso indevido, o uso de nematicidas químicos também cria risco de contaminação para humanos, animais e meio ambiente. Segundo Pereira (2020), o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento recomenda dez nematicidas registrados e três inseticidas para o controle dos nematoides, cujos princípios ativos são abamectina, dazoto, flubenzossulfonato Trinil, terbutanil, tiodicarbe, imidaclopride com tiodicarbe, fluopirame e tiodifosfonato. De acordo com estudos de campo conduzidos por Oliveira *et al.* (2008) em áreas com alta densidade populacional de nematoides de doenças radiculares, o nematicida aldicarbe foi eficaz no controle desse nematóide e foi eficaz dentro de quatro meses após a ocorrência do nematoide. Sua aplicação foi feita no plantio de sulcos radiculares. O uso de nematicidas químicos é muito eficaz devido aos efeitos de contato e sistêmicos, além da praticidade para aplicação em tratamentos de sementes e sulcos de plantio.

O controle de nematoides em seringueiras e na maioria das plantas perenes é preventivo e recomenda-se a produção de mudas suspensas do solo em canteiros elevados e utilização de substrato livre desse parasita. As plantas gravemente infectadas devem ser erradicadas e a substituição de mudas no local evitada. Nestas áreas, a plantação de culturas resistentes aos nematoides, como a *Mucuna* preta ou anã (*Stizolobium spp.*) e a *Crotalaria spectabilis* ou a mostarda (*C. juncea*), pode ajudar a reduzir as populações de nematoides das galhas. Além de serem maus hospedeiros de

nematoides, essas plantas proporcionam melhores condições físicas e químicas ao solo e favorecem o desenvolvimento de organismos antagonistas de nematoides (SILVA, 2014).

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 DESCRIÇÃO DAS PROPRIEDADES

4.1.1 Hermes

A primeira propriedade visitada foi do Hermes, no dia 07/02/2022, localizada no município de Ceres – GO. O local possui aproximadamente 12 ha plantados com seringueira, as árvores possuem 10 anos e já apresentavam uma produção de látex satisfatória. Os espaçamentos entre as seringueiras possuíam uma grande quantidade de plantas daninhas e apresentava falta de manejo do terreno. Os clones presentes na propriedade eram RRIM 600.

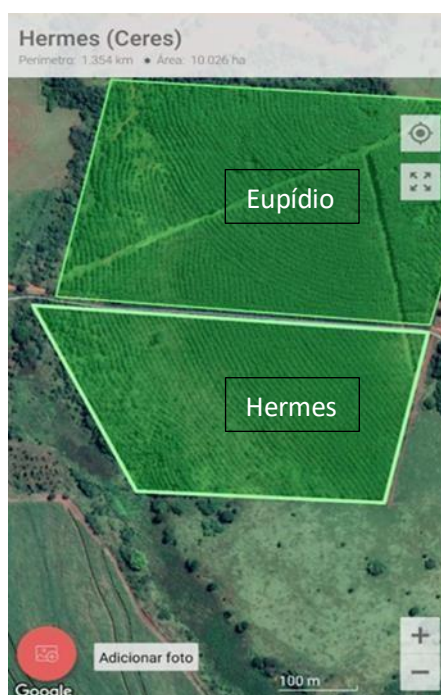


Figura 1 – Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas propriedades Hermes e Eupídio. A área da propriedade Hermes possui aproximadamente 12 ha.

4.1.2 Eupídio

A segunda propriedade visitada no dia 07/02/2022 foi do Eupídio, localizada

também no município de Ceres – GO, fica bem ao lado da primeira propriedade visitada apresentando características bem semelhantes. A área possui 15 ha e foram coletadas três amostras no total. As seringueiras presentes são do clone RRIM 600.



Figura 2 – Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas propriedades Hermes e Eupídio. A área da propriedade Eupídio possui aproximadamente 15 ha.

4.1.3 Santos

A propriedade Santos foi a terceira visitada no dia 07/02/2022, localizada no município de Carmo do Rio Verde – GO. Possui no total aproximadamente 12 ha, que foram divididos em duas áreas de coleta com idade de plantio de 15 anos e 8 anos respectivamente. A propriedade apresentava relevo plano na primeira área e suave ondulado na segunda. Os clones presentes nessa propriedade eram RRIM 600.

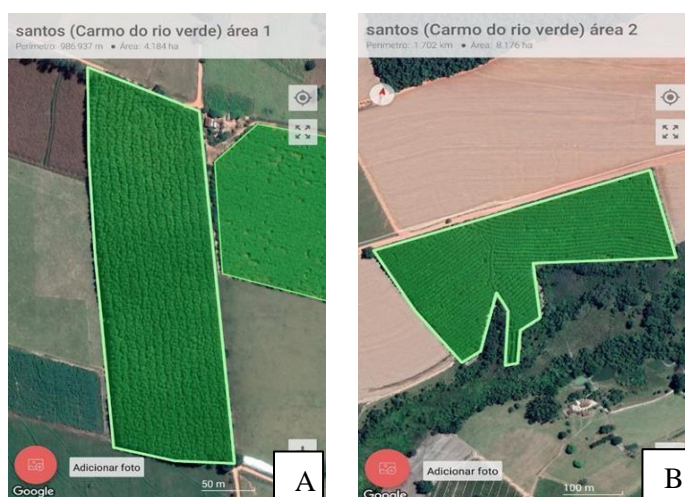


Figura 3 – Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas áreas da propriedade Santos.
A - Área 1 contendo aprox. 4 ha. B – Área 2 contendo aprox. 8 ha.

4.1.4 Kends

A propriedade Kends foi a menor área visitada, apresentado aproximadamente 1500 metros quadrados, fica localizada no município de Carmo do Rio Verde – GO, a coleta do material foi realizada no dia 07/02/2022. Não foi repassado dados como variedade dos clones, idade de plantio, cultura existente anteriormente, qualquer adubação ou análise que possa ter sido realizada no local.

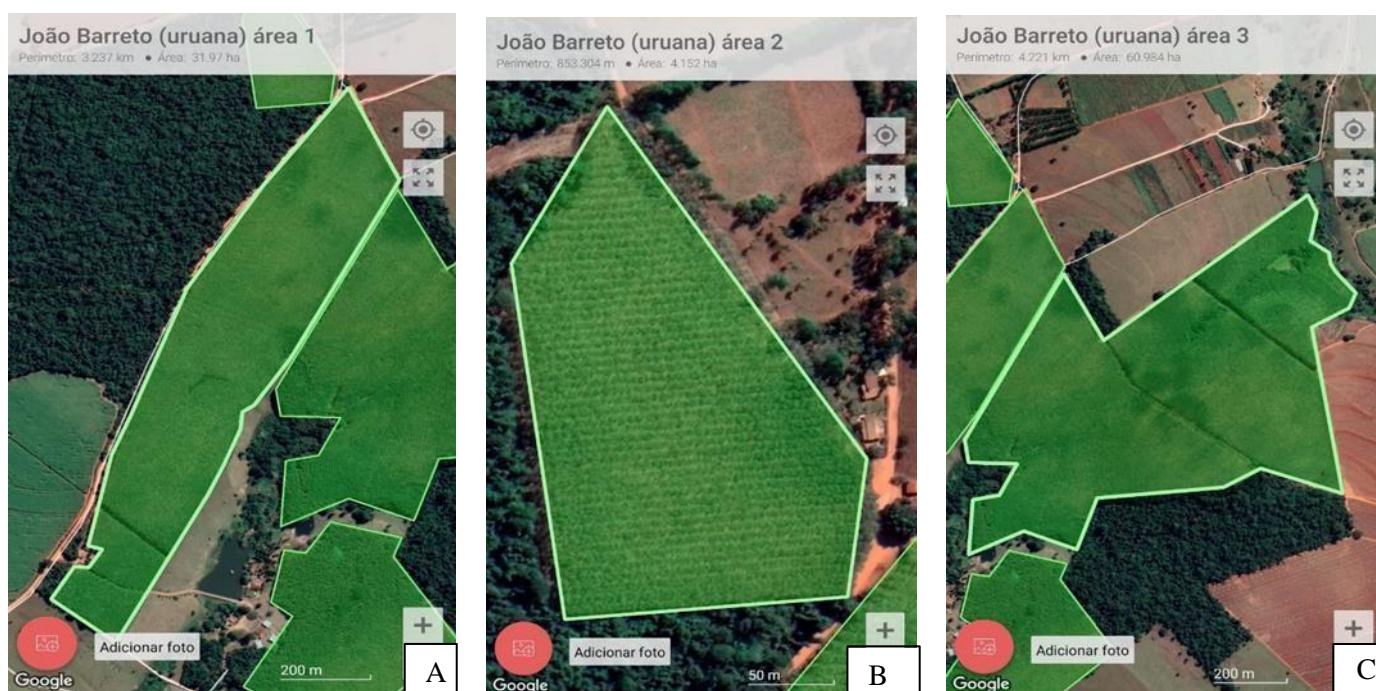


Figura 4 – Imagem retirada do google earth com a delimitação da propriedade Kends. Possuindo uma área de aproximadamente 1500 metros quadrados.

4.1.5 João Parreira

A coleta na propriedade do João Parreira ocorreu no dia 08/02/2022, nomeada Fazenda São José, localizada no município de Uruana – GO. O local apresenta aproximadamente 97 ha que foram divididos em três áreas. A primeira área possui 30 ha, possuindo plantas com idade de plantio de 12 anos, o relevo dessa área varia de plano a fortemente ondulado a partir da amostra quatro. Foi relatado que as áreas dois e três possuem problemas residuais de aplicação de herbicida. As plantas da área dois possuem 15 anos e da área três, 14 anos de plantio, possuindo relevo levemente

ondulado. Toda propriedade possui plantas da variedade RRIM 600, com exceção da área 3 amostra, 10, 11 e 12 que possui a variedade PB 217, antes do cultivo da seringueira no local havia plantação de brachiária.



Figua 5 – Imagem retirada do google earth com a delimitação das três áreas da propriedade João Parreira. Possuindo uma área total de aproximadamente 97 ha. A- 32 ha na área um. B- 4 ha na área dois. C- 61 ha na área três.

4.1.6 Waldeir

A coleta na propriedade Waldeir foi realizada no dia 09/02/2022, localizada no município de Goianésia – GO. Todas as seringueiras presentes na área são clones RRIM 600 com idade e plantio de aproximadamente 14 anos, a área total da propriedade é de 27 ha. O relevo presente nas duas áreas analisadas é levemente ondulado.



Figura 6 – Imagem retirada do google earth com a delimitação das duas áreas da propriedade Waldeir. A- Área um possuindo uma área de 25 ha. B- Área dois medindo aproximadamente 2 ha.

4.1.7 Roncato

A primeira propriedade visitada foi do Roncato, denominada Fazenda São Bento, realizada no dia 07/02/2022, localizada no município de Goianésia – GO. Antes de ser cultivado seringueira, o local era utilizado como pastagem, uma área onde eram cultivadas plantas forrageiras para alimentação de animais, especialmente bovinos. As árvores produtoras de látex possuíam aproximadamente dez anos. Eram realizadas adubações anualmente, análises físicas e químicas do solo a cada dois anos, não utilizam mão-de-obra terceirizada possuindo seus próprios funcionários, regularmente faziam o controle do diâmetro do caule das árvores para extração do látex. Na área um, onde foram coletadas as amostras, possui o relevo levemente ondulado e na área dois suavemente ondulado. Todos os clones presentes na propriedade eram RRIM 600.



Figura 7 – Imagens retiradas do google earth com a delimitação das duas áreas da propriedade Roncato. A - Área 1 contendo aproximadamente 40 ha. B - Propriedade Roncato área 2 contendo aprox. 10 ha.

4.2 COLETA DAS AMOSTRAS

Amostras de solo e raízes foram coletadas em 8 propriedades com produção de seringueira existentes no Estado de Goiás no ano de 2022.

Tabela 1. Lista das propriedades, contendo o tamanho da área, variedade dos clones, número de amostras coletadas em cada área, local e data de coleta. Fonte: Autor (2024).

Propriedade	Área	Variedade dos clones	Nº de amostras	Local	Data
Hermes	12 hectares	RRIM 600	3 amostras	Ceres-GO	07/02/2022
Eupidio	15 hectares	RRIM 600	3 amostras	Ceres-GO	07/02/2022
Santos	Área 1- 4 hectares	RRIM 600	1 amostra	Carmo do Rio	07/02/2022
	Área 2- 8 hectares		2 amostras	Verde-GO	
Kends	0,15 hectares	-	1 amostra	Carmo do Rio Verde-GO	07/02/2022
João Parreira	Área 1- 32 hectares	RRIM 600	6 amostras	Uruana-GO	08/02/2022
	Área 2- 4 hectares	PB 217	1 amostra		
	Área 3- 61 hectares		12 amostras		
Waldeir	Área 1- 25 hectares	RRIM 600	5 amostras	Goianésia-GO	09/02/2022
	Área 2- 2 hectares		1 amostra		
Roncato	Área 1- 40 hectares	RRIM 600	8 amostras	Goianésia-GO	09/02/2022
	Área 2- 10 hectares		2 amostras		

Em todas as oito propriedades foi utilizada a mesma metodologia de coleta, com o auxílio de um trado holandês, foram coletadas amostras compostas de solo e raízes próximos a base da seringueira selecionada, a uma profundidade de 0-40 cm, com peso aproximado de 0,5 kg e 0,2 kg respectivamente, os pontos de coleta foram georreferenciados com o auxílio de um GPS- Leica 900 para facilitar posterior manejo (TABELA 1). As amostras coletadas foram armazenadas em sacos plásticos para separação e identificação correta, somando 45 pontos de coleta no total, sendo 45 de amostras de solo e 45 de raízes, totalizando 90 amostras. As propriedades com maior

extensão foram divididas em áreas, onde coletou-se de modo aleatório e em caminamento em zigue-zague. Após a coleta as amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Solos do Instituto Federal Goiano, Campus Ceres-GO, para processamento e extração dos nematoides.

4.3 EXTRAÇÃO DOS NEMATOIDES

A extração dos nematoides foi realizada no IF Goiano - Campus Ceres através do método de Jenkins (1964) para bulbos e do método de Coolen & D'Herde (1972) para raízes, que são métodos utilizados normalizados. De forma manual o material coletado foi separado em solo e raízes, o solo foi destorroado e homogeneizado, para posterior retirada de alíquota de 100 cm³ para processamento. Em um becher de plástico com a capacidade de 2L, foi adicionada a alíquota de solo junto com 2 litros de água da torneira. A suspensão de solo foi passada por peneira de 60 mesh acoplada sobre outra de 500 mesh. Descartou-se o sedimento restante no fundo do balde e as impurezas retidas na peneira de 60 mesh. Os nematoides retidos na peneira de 500 mesh foram transferidos para um tubo de centrífuga até atingir o volume de 3/4 do total do tubo falcon de plástico com a capacidade de 40mL, com auxílio de uma pisseta com água da torneira. Adicionou-se 1,5 g de caulim por tubo, que foram previamente pesados em balança analítica e levados a centrífuga durante 5 minutos a 550 x g (ao redor de 1750 RPM). Após a centrifugação, descartou-se o sobrenadante de cada tubo. Foi adicionada uma solução de sacarose possuindo 454g de açúcar previamente pesados em balança analítica, completado o volume de 1L de água da torneira e levado ao liquidificador por 10 minutos, com densidade ajustada para 1,15. Em seguida, balanceou-se os tubos e centrifugando na mesma rotação anterior, por 1 minuto. Após a centrifugação, o conteúdo sobrenadante foi vertido em uma peneira de 500 mesh e lavado cuidadosamente para eliminar a solução de sacarose. Com o auxílio de jatos fortes de água da torneira dentro de uma pisseta, recolheu-se os nematoides para um tubo falcon de polipropileno devidamente identificados.

Para a extração de nemtoides das raízes, separou-se o solo das raízes, que foram devidamente lavadas em água da torneira e cortada em pedaços. Pesou-se 10 gramas de raízes em balança analítica de cada amostra, as mesmas foram lavadas e levadas ao liquidificador com água de torneira, por 1 minuto. Para a extração de ovos de espécies de nematoides adicionou-se a hipoclorito de sódio a 0,5 % na solução para trituração

das raízes no liquidificador, por um minuto. Depois de triturado verteu-se a suspensão sobre um conjunto de peneiras de 60 mesh sobreposta a outra de 500 mesh. Na peneira de 60 mesh ficaram retidas todas as impurezas, que foram descartadas. Recolheu-se a suspensão retida na peneira de 500 mesh em tubo de centrífuga até atingir o volume de 3/4 do total do tubo que foram balanceados e acomodados na centrífuga durante 5 minutos a 550 x g (ao redor de 1750 rpm). Retirou-se os tubos e descartou o sobrenadante cuidadosamente. Foi adicionada uma solução de sacarose com densidade de 1,15, completando o volume até atingir o volume 3/4 do total do tubo. Em seguida, balanceou-se os tubos da centrífuga e centrifugou-se por 1 minuto, na mesma rotação anterior. O sobrenadante foi vertido em peneira de 500 mesh, lavando-se cuidadosamente para retirar o excesso de sacarose. Com o auxílio de jatos fortes de água da torneira dentro de uma pisseta, recolheu-se os nematoides para um tubo falcon de polipropileno devidamente identificados, os quais foram devidamente vedados e encaminhados para o Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário da UFRRJ (L.O.D.F) da UFRRJ, no Rio de Janeiro.

4.4 MORTE E FIXAÇÃO DOS NEMATOIDES

A morte e fixação dos nematoides foi feita no L.O.D.F no Rio de Janeiro, através do aquecimento gradual da suspensão onde estão presentes os nematoides, colocando em banho-maria à temperatura de 65°C, sendo esta monitorada com o auxílio de um termômetro.

A fixação é feita com o fixador de formalina-glicerol (Golden, citado por Hooper, 1970, sendo utilizados 8 mL de formaldeído 40%, 2 mL de glicerol e 90 mL de água destilada. Este processo é feito com o intuito de evitar a deformação dos nematoides, ambos os processos foram realizados seguindo as recomendações da Sociedade Brasileira de Nematologia – SBN.

4.5 IDENTIFICAÇÃO TAXONÔMICA

Os nematoides fitoparasitos fixados foram identificados morfologicamente e/ou molecularmente através da observação no microscópio estereoscópico binocular (lupa) Carl Zeiss modelo STEMI 508 e ao microscópio ótico Carl Zeiss modelo AXIO - IMAGER A2, com o uso de chaves de identificação. As medições dos nematoides foram feitas utilizando o programa ZEISS ZEN 3.7. Basicamente estes indivíduos são agrupados em diferentes níveis taxonômicos com base na morfologia do aparelho bucal, do estilete e dos ovários das fêmeas (Cabral, 1996). Para alguns gêneros também é possível identificar diferenciação morfológica entre machos e fêmeas (Ferraz, 2016).

4.6 CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR

Para a extração do DNA total dos nematoides fitoparasitos coletados, foi adotado a metodologia descrita no *kit DNeasy Blood & Tissue Kit* (QIAGEN BRASIL) segundo instruções do fabricante. Todo o DNA extraído foi aliquotado e mantido a -20°C em freezer até posterior uso, a extração foi realizada no Laboratório Oficial de Diagnóstico Fitossanitário da UFRRJ.

Com o DNA extraído foi realizado o teste de PCR (*Polymerase Chain Reaction*), onde utilizaram-se os *primers* D2A (5'-ACAAGTACCGTGAGGGAA-3'), D3B (5'-TCGGAAGGAACCAGCTACTA-3'), para a detecção geral de nematoides; PP5 *forward* (5'-ACATGGTTCGACACGGTGATA-3') e PP5 *reverse* (5'-TGTTGCGCAAATCCTGTTTA-3'), para a detecção de *Pratylenchus penetrans*; PCR22 *forward* (5'- AAAGCCTGAATGCCCTGAG-3') e PCR22 *reverse* (5'-AAATTGAAAGAGGTCGGTCGT-3') para a detecção de *Pratylenchus crenatus* em conjunto com o *Kit Platinum PCR SuperMix High Fidelity* (Thermo Fisher), segundo instruções do fabricante. Para a amplificação do fragmento de DNA no termociclador PTC-200 (MJ Research) foram utilizados os ciclos: no caso do D2A – D3B: pré-desnaturação: 94°C por 2 minutos; amplificação (Desnaturação, Anelamento, Extensão): 35 ciclos de 94°C por 45 segundos, 55°C por 45 segundos, 72°C por 1 minuto; extensão final: 72°C por 10 minutos; 4°C por cinco minutos; no caso dos *primers* para *Pratylenchus spp.*: pré-desnaturação a 94°C por quatro minutos;

amplificação de 35 ciclos de 94°C por 30 segundos, anelamento a 57°C por 90 segundos e extensão a 72°C por 90 segundos; seguido de um ciclo final de extensão final de 72°C por dez minutos, 4°C por cinco minutos. Os amplicons foram visualizados por meio de eletroforese em gel de agarose a 1,2 % em tampão TAE 1x contendo brometo de etídio 10 mg/mL. Foram aplicados 18 µL do produto de PCR das amostras nas canaletas do gel e submetido à corrente elétrica de 88 volts por 25 minutos. Os *amplicons* foram visualizados em luz ultravioleta para a análise da massa molecular.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com Pinheiro *et al.* (2010), algumas espécies de nematoides formam estruturas no sistema radicular da planta, conhecidas como galhas, que consistem em protuberâncias presentes nas raízes, e ocorrem devido à hiperplasia e hipertrofia de células, sendo que é durante o estágio juvenil infectivo móvel dos nematoides que as raízes são infectadas, pois nesse período, eles migram para as raízes das plantas e penetram na ponta atrás da coifa, destruindo as células epidérmicas. Amostras coletadas nas propriedades Roncato, Kends e Waldeir apresentaram sintomas de galhas nas raízes das seringueiras (Figura 8).



Figura 8: A- Presença de galhas nas raízes de seringueira ainda no campo. B- Galhas nas raízes já limpas, evidenciando lesões escuras. Fotos: Nathalia R. Gomes.



Figura 9: Presença de galhas e pequenas lesões escuras e necróticas nas raízes de seringueira coletadas na propriedade Kends e Waldeir. Fotos: Nathalia R. Gomes.

Nas demais propriedades João Parreira, Santos, Eupídio e Hermes, as raízes coletadas não apresentaram galhas. Todos os nematoides desta pesquisa foram identificados com o uso da Chave para identificação de gêneros de fitonematoides assinalados no Brasil - L.C.C.B. Ferraz (2012).

Tabela 2: Propriedades, tamanho da área, número de amostras, coordenadas geográficas, local, data e resultados encontrados nesta pesquisa.

Propriedade	Área	Áreas	Amostras	Variedade do Clone	Município	Data da coleta	Resultado
Hermes	aprox. 10 ha	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Ceres-GO	09/02/2022	Nenhum
			Amostra 2	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 3	RRIM 600			Nenhum
Eupídio	aprox. 15 ha	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Ceres-GO	09/02/2022	Nenhum
			Amostra 2	RRIM 600			<i>Rotylenchulus reniformis</i> e <i>Tylenchus</i> sp. (Raiz)
			Amostra 3	RRIM 600			<i>Tylenchus</i> sp. (solo) e <i>Aphelenchoides bicaudatus</i> (Raiz)
Santos	aprox. 12 ha/ 2 áreas	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Carmo do Rio Verde-GO	08/02/2022	<i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
		Área 2	Amostra 1	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 2	RRIM 600			Nenhum
Kends	aprox. 4,5 ha	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Carmo do Rio Verde-GO	07/02/2022	<i>Meloidogyne</i> sp. J2 e <i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
João Parreira	aprox. 97 ha/ 3 áreas	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Uruana-GO	08/02/2022	Nenhum
			Amostra 2	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 3	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 4	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 5	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 6	RRIM 600			Nenhum
		Área 2	Amostra 1	RRIM 600			Nenhum
		Área 3	Amostra 1	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 2	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 3	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 4	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 5	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 6	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 7	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 8	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 9	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 10	PB 217			Nenhum
			Amostra 11	PB 217			Nenhum
			Amostra 12	PB 217			Nenhum
Waldeir	aprox. 27 ha/ 2 áreas	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Goianésia-GO	07/02/2022	<i>Meloidogyne</i> sp. Juvenil, <i>Trophorus</i> sp. (Solo) e <i>Tylenchus</i> sp. (Raiz)
			Amostra 2	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. Juvenil e <i>Trophorus</i> sp. (Solo)
			Amostra 3	RRIM 600			Nenhum
			Amostra 4	RRIM 600			<i>Tylenchus</i> sp. (Raiz)
			Amostra 5	RRIM 600			Nenhum
		Área 2	Amostra 1	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. Juvenil e <i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
Roncato	aprox. 51 ha	Área 1	Amostra 1	RRIM 600	Goianésia-GO	07/02/2022	<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil (Solo)
			Amostra 2	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil (Solo)
			Amostra 3	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil (Solo)
			Amostra 4	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil e <i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
			Amostra 5	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil (Solo)
			Amostra 6	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil e <i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
			Amostra 7	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil e <i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
			Amostra 8	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. juvenil (Solo) e <i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)
		Área 2	Amostra 1	RRIM 600			<i>Meloidogyne</i> sp. Juvenil (Solo e Raiz)
			Amostra 2	RRIM 600			<i>Pratylenchus jaehni</i> (Raiz)

5.1 *Meloidogyne sp.*

A espécie que apresentou uma maior quantidade de nematoides por amostra foi *Meloidogyne sp.*, tendo sido encontrado na sua forma infectante, juvenil (J2) ainda sexualmente indiferenciada, em duas propriedades, Roncato e Kends. Segundo Pinheiro *et al.* (2010), juvenis de *Meloidogyne sp.* apresentam aproximadamente comprimento médio de 400 μm e 15 μm de largura, assim como os nematoides do gênero *Meloidogyne* encontrados nesta pesquisa.

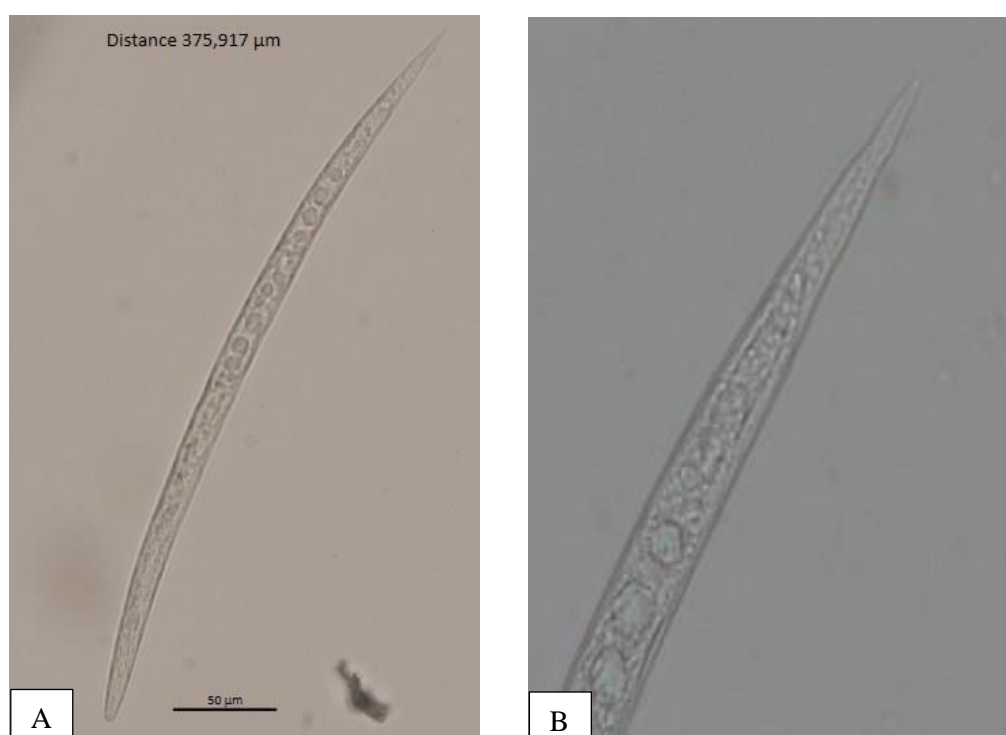


Figura 10: A- Juvenil de *Meloidogyne sp.* encontrado nas amostras analisadas, apresentando comprimento de 375,917 μm . B- Irregularidades presente no final da cauda. Fotos: Nathalia R. Gomes.

O *Meloidogyne sp.* pertencente a ordem *Tylenchida* e família *Heteroderidae*, foi coletado em amostras nas propriedades de Roncato, Kends e Waldeir, este da foto é foi um juvenil J5, medindo 375,917 μm de comprimento, estilete com 12,37 μm e destaque para a irregularidade presente no final da cauda, comum em nematoides juvenis desse gênero.

A identificação foi realizada através da chave para identificação de gêneros de fitonematoides assinalados no Brasil- L.C.C.B. Ferraz (2012).

Os nematoides do gênero *Meloidogyne* Goeldi representam o grupo mais significativo de fitonematoides com relevância econômica global. São amplamente disseminados e parasitam praticamente todas as plantas cultivadas, provocando danos

significativos. O gênero inclui mais de 95 espécies identificadas, além de mais de 5.500 espécies de plantas já listadas como hospedeiras (GHULE; SINGH; KHAN, 2014).

Segundo Ghule *et al.*, 2014 estes nematoides juvenis do segundo estágio são as formas mais infectantes. Entram nas raízes, criam locais de nutrição, geralmente ligados aos tecidos vasculares, e tornam-se sedentários. Esses nematoides, ao perfurarem as células das raízes, liberam secreções esofágicas que provocam o aumento e a proliferação de células corticais ao redor do corpo do nematoide, resultando nas galhas observadas nas raízes infectadas.

5.2 *Pratylenchus jaehni*

Pratylenchus jaehni foi detectado nas propriedades Eupídio, Roncato, Kends, João Parreira e Waldeir em quantidades bem pequenas. *Pratylenchus* pertence a ordem *Tylenchida* e família *Pratylenchidae*, é um dos nematoides frequentemente relatados em seringais, são considerados o segundo grupo de nematoides de maior importância econômica, logo após os nematoides das galhas (CASTILLO; VOLVAS, 2007).

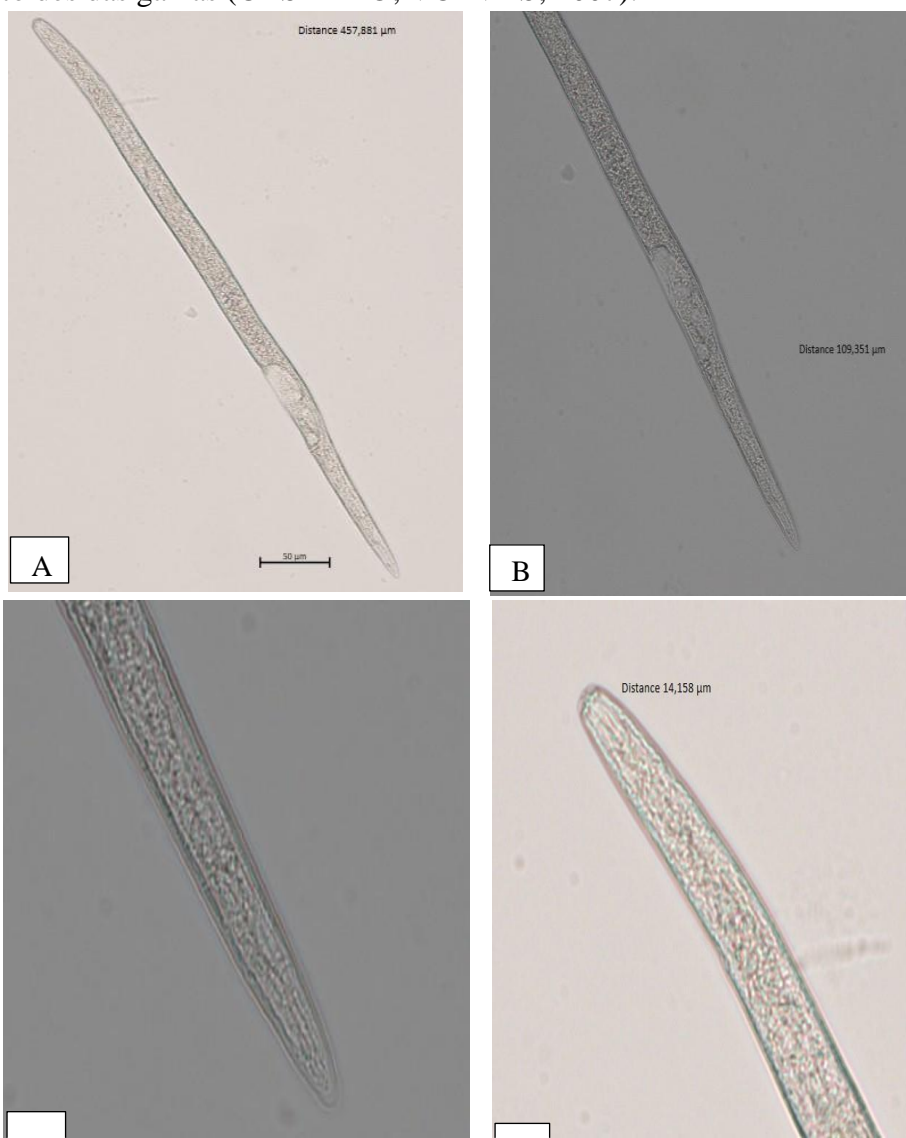


Figura 11: Nematóide *Pratylenchus jaehni* fêmea. A- Comprimento do corpo medindo 457,881 μm . B- Posição da vulva a 76%. C- Posição da última estria do corpo. D- Estilete medindo 14,16 μm .
Fotos: Nathalia R. Gomes.

As medidas realizadas nos nematoides do gênero *Pratylenchus* sp. coletados neste trabalho batem com a descrição feita por Oliveira *et al.* (2016) cita que o *Pratylenchus jaehni* possui o comprimento do corpo de 444,5- 585,0 μm , vulva posicionada a 76,8-79,9% do corpo, comprimento do estilete de 14-16 μm .

Seguindo a chave de identificação Chave ilustrada para a identificação das espécies de *Pratylenchus* mais comuns no Brasil de Gonzaga *et al.* (2012), o *Pratylenchus* encontrado possui 457,88 μm de comprimento, posição da vulva em relação ao corpo a 76%, estilete medindo 14,16 μm , e cauda hemisférica e lisa.

As espécies de *Pratylenchus* são vistas como o segundo grupo mais relevante em termos econômicos, logo atrás dos nematoides de galha *Meloidogyne* (CASTILLO; VOLVAS, 2007). Seis espécies são mais comuns no Brasil: *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & S. Stekhoven, *P. zaeae*, Allen & Jensen, *P. vulnus*, Goodey, *P. coffeae* (Zimmermann) Goodey, *P. penetrans* (Cobb) Chitwood & Oteifa, *P. Jaehni* (Inserra, Duncan, Santos, Kaplan, Vovlas 2001), são espécies que podem causar danos em várias culturas (GONZAGA; SANTOS, 2010).

5.3 *Aphelenchoides bicaudatus*

5.4

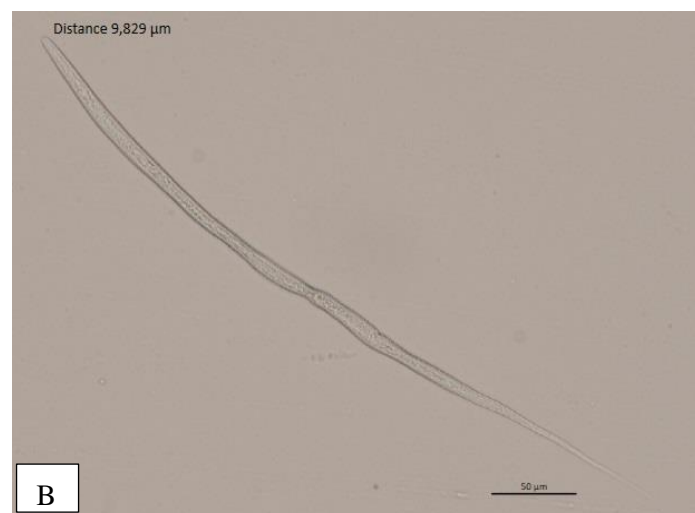
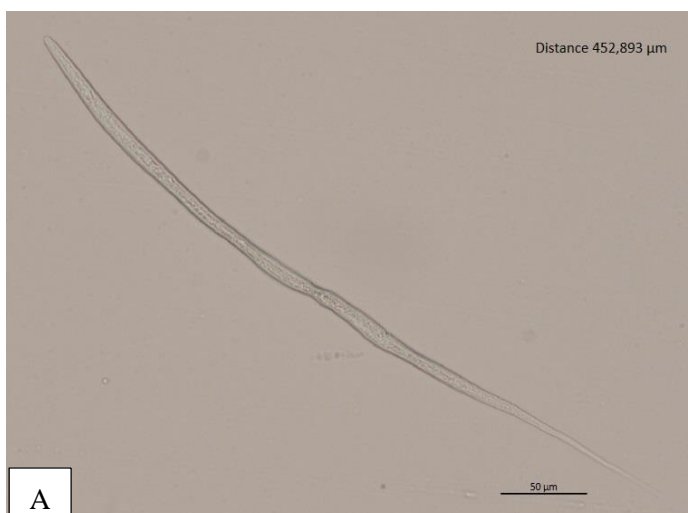
Um exemplar de *Aphelenchoides bicaudatus* Imamura (1931) foi encontrado na amostra três de solo na propriedade Eupídio, apresentando as mesmas características que Hunt (1993) o descreve, possuindo uma cauda que afina gradualmente além do ânus e termina em uma ponta bifurcada da qual a ponta ventral é aguda e sempre mais longa do que a ponta dorsal. Oliveira *et al.* (2016) afirma que nematoides dessa espécie possuem o comprimento de 380-550 μm . O espécime encontrado mede 382,88 μm de comprimento e possui o término caudal bifurcado, com um mucro curto e outro mais longo, característico desta espécie. *Aphelenchoides bicaudatus* é da ordem *Tylenchida* e família *Aphelenchoididae*.



Figura 12: A- *Aphelenchoides bicaudatus* com 497,066 μm de comprimento. B- Apresentando término caudal bifurcado. Fotos: Nathalia R. Gomes.

5.5 *Tylenchus* sp.

Tylenchus sp. Bastian (1865) foi encontrado em duas amostras de raiz coletadas na propriedade Eupídio. *Tylenchus* é um gênero de nematoide da família *Tylenchidae* e subfamília *Tylenchinae*.



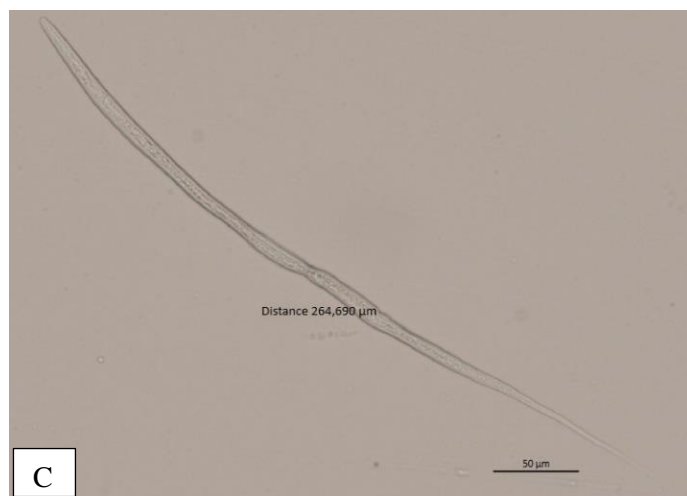


Figura 13: A- *Tylenchus sp.* medindo 452,893 µm de comprimento. B- Estilete com 9,829 µm. C- Vulva a 58% do corpo. Fotos: Nathalia R. Gomes.

O fitonematoide *Tylenchus sp.* é caracterizado por possuir uma região labial estriada, vulva situada após o centro do corpo, estilete bem desenvolvido com fortes nódulos basais e cauda filiforme. Ocorre comumente na maioria dos solos (Thorne, 1962), mesmas características presentes nos nematoides analisados.

5.6 *Rotylenchulus sp.*

Oliveira *et al.* (2010) cita que fêmeas imaturas de *Rotylenchulus reniformis* possuem o corpo arqueado assumindo o formato de ‘C’ ou espiral aberta, medindo 0,34-0,42 mm, região labial alta e arredondada, estilete bem desenvolvido, posição da vulva de 68-73%, vulva não proeminente como encontrado em apenas uma amostra de raiz coletada na propriedade Eupídio.

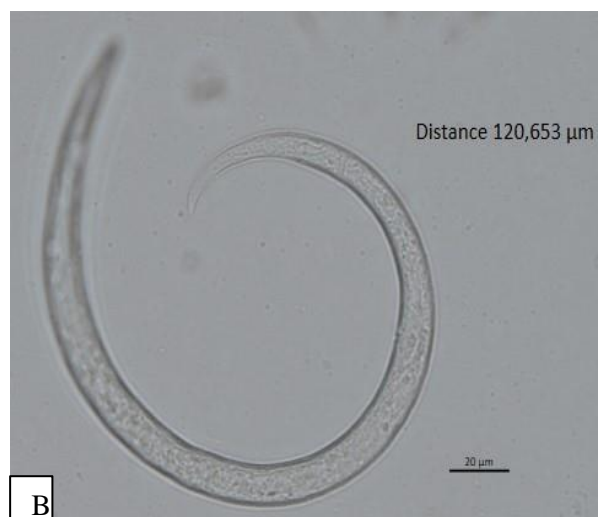


Figura 14: A- *Rotylenchulus reniformis* medindo 0,368 mm de comprimento. B- Posição da vulva a 67%. Fotos: Nathalia R. Gomes.

O *Rotylenchulus* encontrado possui 0,368 mm de comprimento e posição da vulva em relação ao término anterior do corpo a 67%, seguindo a chave de identificação de espécies de *Rotylenchulus* Jatala (1991) revisada a partir de Dagsputa *et al.* (1968) o nematoide encontrado é da espécie *R. reniformis*.

5.7 *Trophorus sp.*

Um macho e quatro fêmeas do nematoide *Trophorus sp.* foi encontrado na amostra de solo na propriedade Waldeir área um. O estudo de Loof (1956) descreve esse gênero como o único na família que não possui dois ovários, possuindo região labial cônica, esôfago tylenchoide, cauda dilatada e o macho apresenta uma bursa terminal lisa, apresentando as mesmas características que os nematoides encontrados nesta pesquisa.

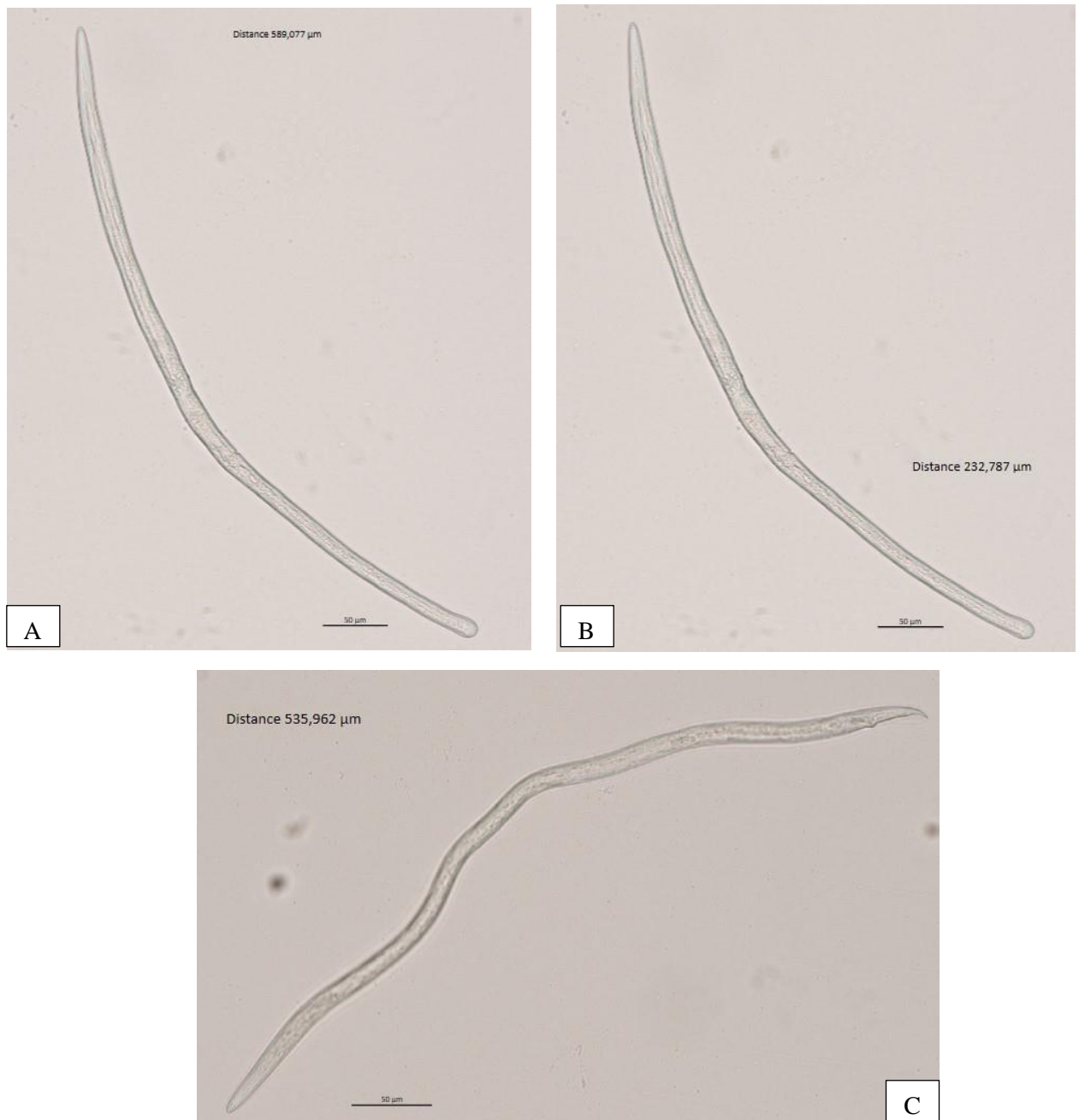


Figura 15: A- Fêmea de *Trophorus sp.* medindo 589,077 µm de comprimento. B- Distância da vulva a 60%. C- Macho de *Trophorus sp.* medindo 535,962 µm de comprimento. Fotos: Nathalia R. Gomes.

5.8 ANÁLISE MOLECULAR

Segundo Oliveira *et al.* (2009), as técnicas moleculares vêm sendo empregadas como alternativa à tradicional identificação morfológica. Os testes foram feitos no L.O.D.F. onde foram feitas as extrações de DNA dos nematoides *Pratylenchus sp.* e *Meloidogyne sp.* e o teste de PCR, utilizando os iniciadores D2A e D3B, onde foi obtido nos produtos de PCR o fragmento esperado de 800 pb. Em concordância com os dados obtidos por outros autores que encontraram fragmentos parecidos para a região ITS1 e ITS4 a partir de amostras do DNA de nematoides fitopatogênicos.

De acordo com dados obtidos neste trabalho, observou-se a presença dos nematoides *Pratylenchus jaehni* e *Meloidogyne sp.*, no solo e na rizosfera de cinco das sete propriedades com o plantio de seringueira nas amostras analisadas, todos apresentando as mesmas características morfológicas. Sendo observado também a presença de nematoides em menor quantidade como *Aphelenchoides bicaudatus*; *Tylenchus sp.*, *Rotylenchulus reniformis* fêmea jovem e um macho e três fêmeas de *Trophorus sp.*

As sete propriedades passaram por coleta e processamento das amostras sob as mesmas condições, porém duas delas (Hermes e João Parreira) não foi detectada a presença de nenhum nematoide fitoparasita e nem de vida livre, essa diferença na variação da presença de nematoides não pode ser explicada, porém Yeates (1999) descobriu que o ambiente pode oferecer uma série de obstáculos à sobrevivência e longevidade dos nematoides. Portanto, a quantidade e a variedade de nematoides podem mudar de acordo com as diversas alterações ambientais. Alterações físicas, químicas e biológicas do ecossistema, tais como irrigação, métodos de plantio, drenagem, uso de pesticidas, monoculturas ou policulturas, podem tanto levar à redução de nematoides nativos quanto levar ao rápido surgimento ou crescimento de outra espécie nativa ou introduzida a níveis extremamente altos.

Furtado (2021) relata a presença de nematoides na cultura da seringueira desde 1921, quando foi identificada a espécie *Meloidogyne sp.* no Congo Belga. Desde então, uma variedade significativa de nematoides tem sido registrada nas áreas onde a seringueira é cultivada. No Brasil, os gêneros mais relevantes são *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, devido à sua ampla distribuição e aos prejuízos econômicos que causam. As plantas afetadas por nematoides geralmente mostram um crescimento comprometido, com diminuição no desenvolvimento da

parte aérea, além de clorose generalizada que pode levar à queda das folhas, podendo chegar à desfolha total e até à morte da planta. No caso das espécies de *Pratylenchus*, observa-se o ressecamento do caule e o surgimento de lesões escuras nas raízes. *Pratylenchus sp.* e *P. brachyurus* foram registrados nos Estados da Bahia, São Paulo e Espírito Santo, onde também foi identificada a espécie *P. zaeae*. Os gêneros de nematoides *Pratylenchus sp.* e *Meloidogyne sp.* citados por Furtado (2021) foram os que o presente estudo detectou em maiores quantidades e os sintomas que causam nas plantas são os mesmos observados nas plantações visitadas, porém em pequenas proporções e em plantas isoladas.

Razak (1978) afirma que na Malásia, um dos maiores produtores de borracha do mundo, as espécies de nematoides encontradas com maior frequência e quantidade na cultura da seringueira são *Meloidogyne spp.*, *P. brachyurus* e *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira. Espécies de *Helicotylenchus* Steiner, *Macroposthonia* De Man e *Aphelenchoides* Fischer também são encontradas porém, com menor frequência. Confirmando dados encontrados nesta pesquisa, *Meloidogyne sp.* e *Pratylenchus sp.* encontrados em maior quantidade, abrangendo quatro das sete propriedades analisadas e *Aphelenchoides sp.* e *Rotylenchulus reniformis* apenas na propriedade Eupídio e em baixas quantidades.

Dos seis gêneros de nematoides encontrados nesta pesquisa, apenas três deles foi possível identificar a nível de espécie, o *Pratylenchus jaehni*, *Rotylenchulus reniformis* e *Aphelenchoides bicaudatus*, Sharma e Loof (1973) realizaram um estudo entre 1971 e 1972 sobre os nematoides relacionados à seringueira no Estado da Bahia. Durante a pesquisa, identificaram uma variedade de espécies, dentre elas *Meloidogyne sp.*, *P. Brachyurus* e *R. reniformis*, *Tylenchus sp.*, em viveiros e encontraram em plantas adultas no campo *Aphelenchoides sp.* Este trabalho é considerado um dos primeiros a ser publicado em uma revista científica relatando a relação entre nematoides e a seringueira. *Meloidogyne sp.*, *Pratylenchus sp.*, *Tylenchus sp.*, *Rotylenchulus reniformis* e *Xiphinema sp.* foram detectados em Goiânia, mostrando que a presença desses nematoides nos plantios de seringueira se estendem por vários Estados do Brasil. O que indica que esses nematoides já estão presentes na cultura da seringueira a mais de cinco décadas.

O clima no Estado de Goiás é majoritariamente tropical savânico, apresentando duas estações bem definidas, ao longo do ano as temperaturas variam de 40°C em setembro a 9°C em julho, apresentando invernos secos e verões chuvosos o que de acordo com Campos e Moura (1997), os prejuízos causados pelos nematoides do tipo *Meloidogyne* tornam-se mais intensos quando a planta que serve como hospedeira enfrenta situações de estresse, originadas por fatores abióticos, como períodos de seca e falta de nutrientes, além de condições bióticas, como

a presença de pragas e doenças.

Em um cultivo de seringueiras, a primeira referência a uma doença complicada ligada a nematoides foi registrada por Sharma *et al.* (1992) em Rondonópolis-MT. Esta pesquisa revelou a presença dos patógenos *Meloidogyne sp.* e do fungo *L. Theobromae* (Pat.) Griffon & Maubl., , que atuaram em sinergia e resultaram na morte progressiva de 23 árvores. Na mesma localidade, Santos e sua equipe (1992) identificaram que a espécie de nematoide que causava os danos era *M. exigua*.

A identificação das diferentes espécies de *Meloidogyne*, utilizando características morfológicas, bioquímicas e moleculares, representa o primeiro passo para a adoção de estratégias de manejo, como a resistência genética e a rotação de culturas, fundamentais para garantir ou aumentar a produção e evitar perdas. A identificação correta dessas espécies é complexa e, frequentemente, depende de características subjetivas. Ademais, a realização do diagnóstico é dificultada pela grande quantidade de espécies já descritas, muitas delas com identificações incertas, além da presença de espécies desconhecidas e da variabilidade entre indivíduos da mesma espécie. Outro desafio envolve a definição do conceito de espécie quando se tratam de organismos que se reproduzem predominantemente por partenogênese, os quais são vistos como híbridos entre espécies de reprodução sexual e aquelas que se reproduzem de maneira partenogenética com meiose (Triantaphyllou, 1985; Trudgill, 1991; Roberts, 1995; Hunt & Handoo, 2009). O gênero *Meloidogyne* esteve presente em grandes quantidades de amostras em três propriedades analisadas (Roncato, Kends e Waldeir), porém sua identificação a nível de espécie não foi possível pois além de ser encontrados apenas juvenis (J2 e J5) , o que impossibilita a identificação morfológica, sendo possível chegar apenas no gênero desse fitoparásita através da identificação morfológica.

A presença de *Meloidogyne sp.* em clones RRIM 600 foi detectada em três propriedades nesta pesquisa (Roncato, Kends e Waldeir), confirmando o estudo de Silveira (1992), que afirma a alta suscetibilidade desse clone aos nematoides das galhas. Já Fonseca *et al.*, (1999) em avaliação realizada com inoculação de juvenis J2 em clones PB 235, RRIM 600 e IAN 873 em plantas de seringueira, constatou que além do clone RRIM 600, os outros 2 clones foram classificados como suscetíveis ao *M. exigua*. Em outra análise Santos et al. (1992) e Fonseca et al. (1999) verificaram o clone RRIM 600 é suscetível ao *M. exigua* e resistente ao *M. javanica*. Para validar a falta de resistência do clone RRIM 600, Fonseca *et al.* (2003) inocularam 1.000 juvenis J2 de *M. exigua* nas plantas e após 10 dias foi verificada a presença de novas células gigantes.

Em 2010, um ex-colaborador do Grupo Michelin, proprietário de uma fazenda que

abrange mais de 8.000 hectares com seringueiras na localidade de Itiquira-MT, informou sobre a comercialização de uma parte da propriedade. É conhecido que a plantação de seringueiras na fazenda enfrentava uma severa infestação, com todos os talhões apresentando *M. exigua*, o que parece ter contribuído para essa circunstância (PAES *et al.*, 2013). O que nos alerta para a grande problemática da falta de análise e conhecimento dos patógenos presentes nas plantações, produtores sofrem com prejuízos enormes e falta de manejo correto do solo. Isso mostra a importância do levantamento de nematoides presentes em uma determinada localidade e aplicação de um manejo correto na área afetada.

Pereira *et al* (2001) afirma que o clone RRIM 600 é o mais cultivado nas regiões Sudeste e Centro-Oeste do Brasil, demonstrando um desempenho satisfatório e servindo como parâmetro para comparação e seleção de outros clones. Neste trabalho, todas as fazendas onde as amostras foram coletadas possuíam clones RRIM 600, apenas três amostras da fazenda João Parreira pertenciam ao clone PB 217. Confirmando a pesquisa em que Moraes *et al.*, (2022) diz que esse contexto reflete a situação global, onde o RRIM 600 se destaca; assim, ele se torna uma referência na análise dos novos clones em desenvolvimento. Porém do ponto de vista fitossanitário o plantio monoclonal de seringueira é preocupante, uma vez que a baixa variabilidade genética aumenta a susceptibilidade ao surgimento e à disseminação de pragas e doenças.

Durante o verão de 2010 e 2011, Bessi (2022) conduziu um experimento em casa de vegetação em Piracicaba-SP. O experimento teve como objetivo avaliar o status de hospedeiro de 10 plantas de cobertura tropicais comumente utilizadas no Brasil para suprimir *P. jaehni*. *Cajanus cajan*, *Canavalia ensiformis* e *Mucuna deeringiana* são culturas de cobertura comumente utilizadas como consórcio em pomares de café, mas não devem ser utilizadas em pomares infestados com *P. jaehni*, porque eles são bons hospedeiros desse nematóide. *Brachiaria ruziziensis*, *Crotalaria juncea*, *Dolichos lablab* e *Pennisetum glaucum* foram considerados hospedeiros pobres. *Helianthus annuus* cv. *Catissol* e cv. *Uruguai* e *Crotalaria spectabilis* provaram ser não-hospedeiros de *P. jaehni* e, portanto, são as plantas de cobertura recomendadas em pomares de café infestados com esse nematóide. A maioria das propriedades analisadas nesta pesquisa antes de ser uma área produtora de borracha eram utilizadas como pastagem com plantação de *brachiaria spp.* que como citado por Bassi (2022) é uma planta forrageira hospedeira desse nematóide, mesmo que sendo classificada como hospedeiras pobre foram encontrados espécimes de *P. jaheni* parasitando-as. O que justifica a incidência em quantidades baixas desse nematóide nas amostras dos seringais analisados.

De acordo com Carneiro *et al.* (2005) as várias espécies de *Meloidogyne* podem ser

distinguidas por diversos critérios, incluindo as características morfológicas da área perineal das fêmeas e da parte anterior dos machos, além do perfil de atividade isoenzimática ou pela identificação molecular por meio do DNA. Atualmente, a forma mais eficaz de caracterizar as diferentes espécies do gênero *Meloidogyne* é através do polimorfismo das esterases das fêmeas, um método que se mostrou bastante confiável. Contudo, uma vez que essa abordagem examina a expressão de um único gene e se limita a fêmeas adultas, há um crescente interesse em desenvolver técnicas moleculares que permitam a identificação do nematoide em todas as etapas do seu ciclo de vida. Esse estudo ajuda a compreender a dificuldade na identificação a nível de espécie a partir da extração de DNA dos nematoides *Meloidogyne sp. juvenis* encontrados neste levantamento.

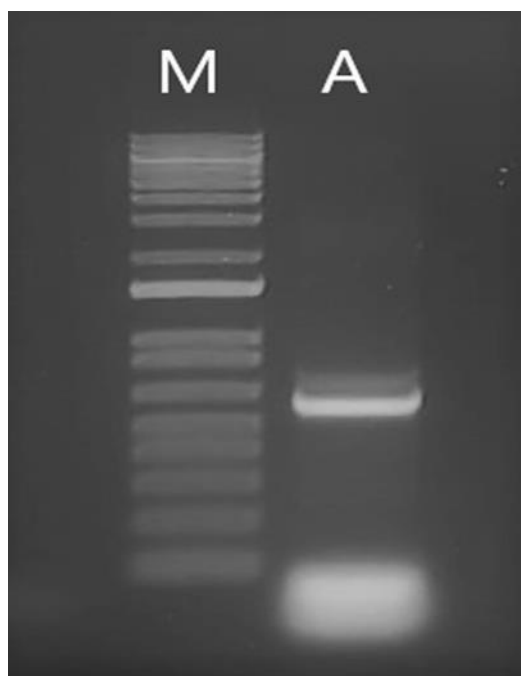


Figura 16: Eletroforese em gel de agarose a 1,2% contendo brometo de etídio (10 mg/ mL) do *amplicon* da amostra (A) de DNA de *Pratylenchus jaehni* após Teste de PCR. Com *primers* D2A/D3B. M – 1 kb DNA plus Ladder.

6. CONCLUSÕES

- De acordo com os dados obtidos neste trabalho os produtores de *Hevea* podem utilizar genótipos resistente aos nematoides encontrados, para plantio em áreas infestadas por *Meloidogyne sp.*, *Pratylenchus Jaehni*, *Rotilenchulus reniformis*, *Tylenchus sp.*
- Após sua introdução na propriedade, os agricultores frequentemente precisarão investir em recursos que, em muitos casos, são caros e não oferecem retornos satisfatórios. Como a erradicação total desses agentes não é viável, uma estratégia recomendada é prevenir sua entrada em áreas livres de infecções, comprando mudas certificadas, fazendo a limpeza do maquinário e o uso de clones de seringueiras resistentes. Ressaltando a relevância do trabalho de levantamento de nematoides nas propriedades.
- *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne exigua* já são os nematoides frequentemente mencionados em seringais, mas a detecção do *Pratylenchus jaehni* deve ser objeto de estudo devido ao seu crescimento significativo nas lavouras do País.
- O sistema de produção de mudas aparentemente é o grande responsável pela dispersão de nematoides analisados neste levantamento, pois ainda seguem uma linha tradicional e deficitária. As mudas são compradas de locais não certificados, sem tratamento prévio do solo o que contribui para a disseminação dos nematoides.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, A.M.R.; FERREIRA, L.P.; Yorinori, J.T.; SILVA, J.F.V.; HENNING, A.A.; GODOY, C.V.; COSTMILAN, L.M.; MEYER, M.C. Doenças da soja. In: Kimati, H. Manual de fitopatologia. 2005. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. p.569-588.
- ASMUS, G.L. Avaliação de reação de genótipos de soja ao nematóide reniforme *Rotylenchulus reniformis*. Embrapa Agropecuária Oeste, v. 1, p. 1-24, 2021.
- ASMUS, G.L.; ISHIMI, C.M. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis* em solo cultivado com algodoeiro. Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v.44, p.51-57, 2009.
- BERNARDES, M. S. et al. Mercado brasileiro de borracha natural. In: BERNARDES, M. S. (Ed.). Sangria da seringueira. Piracicaba: ESALQ, 2000. p. 365-388.
- BERRY, Shaun D. et al. Detecção e quantificação de nematoides das galhas (*Meloidogyne javanica*), nematoide das lesões (*Pratylenchus zae*) e nematoides da adaga (*Xiphinema elongatum*) parasitos da cana-de-açúcar por PCR em tempo real. Sondas Moleculares e Celulares, v. 22, n. 3, p. 168-176, 2008.
- BESSI R, Massayuki Inomoto M. Status do hospedeiro de culturas de cobertura para o manejo de *Pratylenchus jaehni* em café. J Nematol. 17 de novembro de 2022; 54(1):20220052. DOI: 10.2478/jofnem-2022-0052. PMID: 36457365; PMCID: PMC9676667.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Ministério da Agricultura mapeia principais pragas das lavouras brasileiras. Brasília, DF: MAPA, 2015. Disponível em: <https://imirante.com/oestadoma/noticias/2015/08/26/ministerio-da-agricultura-mapeiaprincipais-pragas-das-lavouras-brasileiras/>. Acesso em: 15 maio 2024.
- CARNEIRO, REGINA MD GOMES et al. Identificação e caracterização de espécies de *Meloidogyne* em cafeeiro nos estados de São Paulo e Minas Gerais através dos

fenótipos de esterase e SCAR-Multiplex-PCR. 2005.

CASTILLO, P. and N. Vovlas (Eds). 2007. *Pratylenchus* (Nematoda: *Pratylenchidae*): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management: Nematology monographs and perspectives. Leiden: Brill, 529p.

CONAB. Companhia Nacional de Abastecimento. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras>, acessado em 15 de maio de 2024.

CUNHA, T.G. et al. (2018). Métodos diagnósticos para identificação de espécies de nematoides das galhas do Brasil. *Ciência Rural* 48(2).

DE CAMARGO, Â. P.; MARIN, Fábio Ricardo; DE CAMARGO, Marcelo Bento Paes. Zoneamento climático da Heveicultura no Brasil. 2003.

EMBRAPA, 2019. Embrapa e a Câmara Setorial da Borracha Natural discutem como aumentar a competitividade brasileira. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Parque Estação Biológica - PqEB, s/nº, Brasília, DF. Encontrado em: <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/43729267/embrapa-e-a-camara-setorialda-borracha-natural-discutem-como-aumentar-a-competitividade-brasileira>. Acesso em: 29 abril 2024.

FERRAZ, L.C.B. Gênero *Pratylenchus* – os nematóides das lesões radiculares. Revisão Anual de Patologia de Plantas, Passo Fundo, v. 7, p. 157-195, 1999.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. Nematologia de plantas: fundamentos e importância. Norma Editora, p. 251, 2016.

FONSECA, H. S. et al. Reações de porta enxertos de seringueira (*Hevea brasiliensis*) a *Meloidogyne javanica* e *M. exigua*. *Nematologia Brasileira*, Brasília, DF, v. 23, n. 2, p. 9-14, 1999.

FURTADO, E.L. "Nematóides associados à cultura da seringueira." *Patologia Florestal- FCA/UNESP* (2021).

GABIA, A.A. Influência do manejo da cultura da soja na população de *Rotylenchulus* GEORGE N. AGRIOS, em Fitopatologia (Quinta Edição), 2005.

GHULE, T. M.; SINGH, A.; KHAN, M. R. Root Knot Nematodes: Threat to Indian Agriculture. Popular Kheti, West Bengal, v.2, p.126,-130, 2014.

GONÇALVES, E.C.P. A cultura da seringueira para o estado de São Paulo. Campinas: GONÇALVES, P. S. et al. Manual de Heveicultura para o Estado de São Paulo, Série Tecnologia APTA, Instituto Agrônômico (IAC), Campinas, 2001. 78 p.

HUNT, D. J.; HANDOO, Z. A. Taxonomy, identification and principal species. In: PERRY, R. N., MOENS, N.; STARR, J. L. (Eds). Root-knot nematodes. CABI, Cambridge, USA, 2009. p.55-97.

INSTITUTO AGRONÔMICO DO PARANÁ – IAPAR. O Cultivo da Seringueira (Hevea spp.). Secretaria de Estado da Agricultura e do Abastecimento. 2004.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE/ SISTEMA IBGE DE RECUPERAÇÃO AUTOMÁTICA – SIDRA. Quantidade Produzida (Brasil) – Lavouras Permanentes, 2011. Disponível em . Acesso em: 12 janeiro 2024.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE/ SISTEMA IBGE DE RECUPERAÇÃO AUTOMÁTICA – SIDRA. Quantidade Produzida (Brasil) – Lavouras Permanentes, 2011. Disponível em . Acesso em: 07 agosto 2023.

INTERNATIONAL RUBBER STUDY GROUP - STATISTICAL SUMMARY OF WORLD RUBBER SITUATION. Disponível em: <<http://www.rubberstudy.com/statistics-quarstat.aspx>> Acesso em: 30 de abril de 2024.

INTERNATIONAL RUBBER STUDY GROUP - STATISTICAL SUMMARY OF WORLD RUBBER SITUATION. Disponível em: <<http://www.rubberstudy.com/statistics-quarstat.aspx>> Acesso em: 18 de maio de 2024.

LIMA, F. S. de O.; SANTOS G. R. dos; NOGUEIRA, S. R.; SANTOS, P. R. R. dos; CORREA, V. R. Population dynamics of the root lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus*, in soybean fields in Tocantins State and its effect to soybean yield. *Nematropica*, v. 45, n. 2, p. 170-177, 2015.

LIRA, V.L.; COSTA, A.F.; MOURA, R.M.; MAIA, L.C. *Rotylenchulus reniformis* (Nematoda: *Tylenchida*): biologia, identificação, patogenicidade e manejo. *Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica*, v. 15, p. 91-102, 2018.

LOOF, P.A.A. 1956. *Trophurus*, um novo gênero de tylenchid (Nematoda). Verslagen en Mededelingen van de Plantenziektenkundige Dienst te Wageningen 129: 191-195 [191].

LOPES, C. M. L.; PIMENTEL, R. R.; CARES, J. E. Gênero *Rotylenchulus*. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. *Diagnose de fitonematoides*. Campinas: Millennium, 2016. p.163-180.

MENDES, S.P.S.C. Associação de métodos de controle para o manejo de fitonematoides em soja no cerrado. 2020. 68 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Instituto Federal Goiano-Campus Rio Verde, Rio Verde, 2020.

MORAIS, K. A. B.; MARTINS, SILVA, M. J.; FIALHO, J. F.; MARTINS, M. A. Efeito das condições de armazenamento nas propriedades da borracha natural. 2022. *Anais da XIV Jornada Científica – Embrapa*. São Carlos. Setembro de 2022.. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/doc/1147144/1/P-Efeito-das-condicoes-de-armazenamento-nas-propriedades-da-borracha-natural.pdf> . Acesso em: 15 maio 2024.

OLIVEIRA, G.D.M. Eficácia de nematocidas biológicos e químicos para controle de *Pratylenchus brachyurus* na cultura da batata sob condições de casa de vegetação. 2018.14 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2020.

PAES, V.S., P.L.M. Soares, F.A. Carneiro, J.M. dos Santos, P.F. de Brito and M.D. Miranda. 2013. Ocorrência de nematoides em viveiros de mudas de seringueira no Estado de São Paulo. Anais... Jaboticabal: Conbraf 446-449.

PARRON, Lucilia Maria et al. Serviços ambientais em sistemas agrícolas e florestais do Bioma Mata Atlântica. 2015.

PEREIRA, Ailton Vitor et al. Seringueira em sistemas agroflorestais. 1997.

PINHEIRO, Jadir Borges; CASTRO, R. A.; RAGASSI, Melo Carlos Francisco. Manejo de nematoides em hortaliças sob plantio direto. Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E), 2019.

Produção de Borracha. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), 2022. Encontrado em: <https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/borracha-latex-coagulado/br>. Acesso em: 07 Abril 2024.

RAZAK, A.R. 1978. Variation in plant response, gall size and form induced by *Meloidogyne* on some Malaysian crops. The Kasetsart Journal 12:43-45. *R reniformis* e seu comportamento espacial. 2017. 61 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, Botucatu, 2017.

RITZINGER, C. H. S. P., Fancelli, M., & Ritzinger, R.. (2010). Nematoides: bioindicadores de sustentabilidade e mudanças edafoclimáticas. Revista Brasileira De Fruticultura, 32(4), 1289–1296. <https://doi.org/10.1590/S0100-9452010000400045>.

ROBERTS, P. A. Conceptual and practical aspects of variability in root-knot nematodes related to host plant resistance. Annual Review of Phytopathology, v. 33, p. 199-221, 1995.

ROBINSON, A. F. et al. Espécies de *Rotylenchulus*: Identificação, distribuição, faixas de hospedeiros e resistência de plantas cultivadas. Nematropica, v. 27, n. 2, p. 127-180, 1997.

ROBINSON, A.F.; INSERRA, R.N.; CASWELL-CHEN, E.P.; VOVLAS, N.; TROCCOLI, A. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. *Nematropica*, Bradenton, v. 27, p. 127-180, 1997.

ROBL, D.; MACEDA, A; DALZOTO, P. R.; SENKIV, C.C.; PIMENTEL, I. C.; ZAWADNEAK, M. A. C. Controle de nematoides das galhas em plantas de tomate com isolados mutantes de *Paecilomyces lilacinus* **Iniciação Científica Cesumar**, Maringá, 2012. v. 14, n. 2, p.213-219.

SANTANA, M.A.E.; EIRAS, K.M.M.; PASTORE, T.C.M. Avaliação da madeira de 4 clones de *Hevea brasiliensis* por meio de sua caracterização físico-mecânica. *Brasil Florestal*, Brasília, n.70, p.61-68, jun, 2001.

SANTOS, J. M. et al. *Meloidogyne exigua*, sério patógeno da seringueira nas plantações E Michelin, em Rondonópolis, MT. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 1992 Lavras, MG. Anais. Lavras, MG : Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 1992. V. 17, p.75.

SERVOLO, FILHO, H.J. Avaliação da tração de couro vegetal de tecido de algodão impregnado com látex de cinco Cultivares de seringueira (*Hevea*spp) e vulcanizado. 2006.

SHARMA, R. D.; LOOF, P. A. A. Nematode of the cocoa region of Bahia, Brazil I – Plant – Parasitic and free – living nematodes associated with rubber (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg). *Revista Theobrama*, Itabuna, v.3, n.1, p.36-41, 1973.

SILVA, Maria do Carmo Lopes da. Identificação e caracterização de espécies de *Meloidogyne* em áreas agrícolas e dispersão de *M. enterolobii* em pomares de goiabeiras no estado do Ceará. 2014.

SILVA, R. A.; SERRANO, M. A. S.; GOMES, A. C.; BORGES, D. C.; SOUZA, A. A. S.; ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M. Ocorrência de *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne incognita* na cultura do algodoeiro no estado do Mato Grosso. *Fitopatologia Brasileira*, Brasília, v.29, n.3, p. 337, 2003.

SILVEIRA, R.S.D. Importância e manejo de nematoides em lavouras de soja no Brasil e perspectivas futuras. 2021. 62 f. Monografia (Graduação Agronomia) - Universidade de Brasília, Brasília, 2021.

SILVEIRA, S. G. P. Nematoides associados à cultura da seringueira (*Hevea spp.*). Pp. 78-82 in M. J. S. Medrado et al., eds. Formação de mudas e plantio de seringueira. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”-USP, Departamento de Agricultura, Piracicaba, SP, Brasil. 1992.

SOUSA, R.L. Nematóide das lesões radiculares (*Pratylenchus spp.*) no cerrado brasileiro com ênfase nos danos causados à cultura do arroz. Brasília- DF, p. 88, 2018.

SOUTO, T. G. Controle biológico de *Rotylenchulus reniforme* em meloeiro cv. Astúria. 2020. 43 f. Dissertação (Mestrado em ciências) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba, 2020.

SOUZA, R.M. (Ed.), 2008. Plant-parasitic nematodes of coffee. Springer, 340 p.
SUBEDI, Sudeep; THAPA, Bihani; SHRESTHA, Jiban. Root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) and its management: a review. 2020.

THORNE G., 1962. Princípios de nematologia. SoloCiência 93(1):70.

TIGANO, M. et al., 2005. Phylogeny of Tigano, M. et al., 2005. Phylogeny of *Meloidogyne spp.* based on 18S rDNA and the intergenic region of mitochondrial DNA sequences. Nematology, 7: 851-862.

TRIANANTAPHYLLOU, A. C. Cytogenetics, cititaxonomy and phylogeny of root-knot nematodes. In: CARTER, C. C.; SASSER, J. N. (Eds). An advanced treatise on *Meloidogyne*: biology and control. v. 1. North Carolina State University Graphics, Raleigh, USA. 1985. p.113–126.

TRUDGILL, D. L. Resistance to and tolerance of plant parasitic nematodes in plants. Annual Review of Phytopathology, v. 29p. 167, 1991.

YEATES, G. W. Effects of plants on nematode community structure. *Annual Review Phytopathology*, Palo Alto, v. 37, p. 127-149, 1999.