

ESPÉCIES DE *Helicotylenchus* ASSOCIADOS À CULTURA DE MILHO NO SUDESTE
DO ESTADO DE GOIÁS

por

VINICIUS RODRIGUES TEODORO

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Bioenergia e Grãos do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde, como parte dos requisitos para obtenção do grau de Mestre em Bioenergia e Grãos.

Rio Verde – GO

Janeiro – 2022

ESPÉCIES DE *Helicotylenchus* ASSOCIADOS À CULTURA DE MILHO NO SUDESTE
DO ESTADO DE GOIÁS

por

VINICIUS RODRIGUES TEODORO

Comitê de Orientação:

Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos – IF Goiano – Campus Rio Verde

Profa. Dra. Maria Amelia dos Santos – UFU – Uberlândia

ESPÉCIES DE *Helicotylenchus* ASSOCIADOS À CULTURA DE MILHO NO SUDESTE
DO ESTADO DE GOIÁS

por

VINICIUS RODRIGUES TEODORO

Orientador: _____

Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos – IF Goiano
– Campus Rio Verde

Examinadores: _____

Profa. Dr.^a Maria Amelia dos Santos – UFU –
Uberlândia



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SECRETARIA DE EDUCAÇÃO PROFISSIONAL E TECNOLÓGICA
INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA GOIANO

Ata nº 6/2022 - NREPG-RV/CPG-RV/DPGPI-RV/CMPRV/IFGOIANO

PRÓ-REITORIA DE PESQUISA, PÓS-GRADUAÇÃO E INOVAÇÃO

**ATA Nº 49 (QUARENTA E NOVE)
BANCA EXAMINADORA DE DEFESA DE DISSERTAÇÃO**

Aos trinta e um dias do mês de janeiro do ano de dois mil e vinte e dois, às 13h30min (treze horas e trinta minutos), reuniram-se os componentes da banca examinadora em sessão pública realizada por videoconferência, para procederem a avaliação da defesa de Dissertação, em nível de mestrado, de autoria de **VINICIUS RODRIGUES TEODORO**, discente do Programa de Pós-Graduação em Bioenergia e Grãos do Instituto Federal Goiano - Campus Rio Verde. A sessão foi aberta pelo presidente da Banca Examinadora, Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos, que fez a apresentação formal dos membros da Banca. A palavra, a seguir, foi concedida ao autor da Dissertação que, em 40 min., procedeu à apresentação de seu trabalho. Terminada a apresentação, cada membro da banca arguiu o examinado, tendo-se adotado o sistema de diálogo sequencial. Terminada a fase de arguição, procedeu-se a avaliação da defesa. Tendo-se em vista as normas que regulamentam o Programa de Pós-Graduação em Bioenergia e Grãos, e procedida às correções recomendadas, a Dissertação foi APROVADA, considerando-se integralmente cumprido este requisito para fins de obtenção do título de **MESTRE EM BIOENERGIA E GRÃOS**, na área de concentração Agroenergia, pelo Instituto Federal Goiano - Campus Rio Verde. A conclusão do curso dar-se-á quando da entrega na secretaria do PPGBG da versão definitiva da Dissertação, com as devidas correções. Assim sendo, a defesa perderá a validade, se não cumprida essa condição, em até **60 (sessenta) dias** da sua ocorrência. A Banca Examinadora recomendou a publicação dos artigos científicos oriundos dessa Dissertação em periódicos de circulação nacional e/ou internacional, após procedida as modificações sugeridas. Cumpridas as formalidades da pauta, a presidência da mesa encerrou esta sessão de defesa de Dissertação de Mestrado, e para constar, foi lavrada a presente Ata, que, após lida e achada conforme, será assinada eletronicamente pelos membros da Banca Examinadora.

Membros da Banca Examinadora

Nome	Instituição	Situação no Programa
Leonardo de Castro Santos	IF Goiano - Campus Rio Verde	Presidente
Jacson Zuchi	IF Goiano - Campus Hidrolândia	Membro interno
Rodrigo Vieira da Silva	IF Goiano - Campus Morrinhos	Membro externo

Maria Amélia dos Santos

Universidade Federal de
Uberlândia

Membro externo

Documento assinado eletronicamente por:

- Maria Amélia dos Santos, Maria Amélia dos Santos - Professor Avaliador de Banca - Ufu (1), em 03/02/2022 15:47:07.
- Rodrigo Vieira da Silva, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLÓGICO, em 31/01/2022 18:52:21.
- Jason Zucchi, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLÓGICO, em 31/01/2022 16:38:32.
- Leonardo de Castro Santos, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLÓGICO, em 31/01/2022 16:58:38.

Este documento foi emitido pelo SUMP em 31/01/2022. Para comprovar sua autenticidade, faça a leitura do QRCode ao lado ou acesse <https://sump.ufg.br/validar-documento/> e forneça os dados abaixo:

Código Verificador: 352568

Código de Autenticação: 4dd7e55f9



INSTITUTO FEDERAL GOIANO

Campus Rio Verde

Rodovia Sul Goiana, Km 01, Zona Rural, Nona, RIO VERDE / GO, CEP 75901-970

(64) 3620-5600

Sistema desenvolvido pelo ICMC/USP
Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

T314e Teodoro, Vinícius Rodrigues
Espécies de *Helicotylenchus* associados à cultura de milho no sudeste do estado de Goiás / Vinícius Rodrigues Teodoro ; orientador Leonardo de Castro Santos. -- Rio Verde, 2024.
65 f.

Dissertação (Mestrado em Bioenergia e Grãos) --
Instituto Federal Goiano, Campus Rio Verde, 2024.

1. Nematóide espiralado. 2. *Helicotylenchus dihystera*. 3. *Zea mays*. 3. Cerrado. 4. Levantamento populacional. 5. Amostragem. I. Santos, Leonardo de Castro, orient. II. Título.

**Sistema Integrado de Bibliotecas - Instituto Federal
Goiano**

Responsável: Johnathan Pereira Alves Diniz -

Bibliotecário-Documentalista CRB-1 nº2376

SUMÁRIO

RESUMO.....	1
ABSTRACT.....	3
1. INTRODUÇÃO	5
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	7
2.1. Aspectos Econômicos da Cultura do Milho.....	7
2.2. Principais Nematoides da Cultura do Milho	9
2.2.1. <i>Helicotylenchus spp.</i>	11
3. OBJETIVOS	14
3.1. Objetivo Geral.....	14
3.2. Objetivos Específicos.....	14
4. MATERIAL E MÉTODOS	14
4.1 Amostragem.....	17
4.2. Processamento das Amostras	17
4.3. Identificação dos Fitonematoides das Espécies de <i>Helicotylenchus</i>	18
4.4. Cálculo de Frequência e Abundância.....	19
4.4.1. Frequência de ocorrência (%)	20
4.4.2. Abundância (A).....	20
4.5 Caracterização da Espécie <i>H.Dihystera</i>	20
4.5.1 Chave de identificação Mekete <i>et al.</i> 2012.	20
4.5.2 Chave de identificação SBN (2021)	39
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	40
6. CONCLUSÃO	52
7. REFERÊNCIAS.....	53

ESPÉCIES DE *Helicotylenchus* ASSOCIADOS À CULTURA DE MILHO NO SUDESTE DO
ESTADO DE GOIÁS

por

VINICIUS RODRIGUES TEODORO

(Sob Orientação do Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos – IF Goiano – Campus Rio Verde)

RESUMO

O nematoide *Helicotylenchus* sp. vem sendo bastante estudado pelo nematologistas, principalmente pelo aumento na população nas análises agrícolas. Na maioria das vezes, esse nematoide é identificado apenas o gênero, não identificando as espécies. Para cultura do milho, poucos trabalhos na literatura avaliaram a associação da cultura com nematoide espiralado. Este trabalho objetivou identificar as espécies de *Helicotylenchus* associadas à cultura do milho na região sudeste do Estado de Goiás, realizando um levantamento das principais espécies de *Helicotylenchus* presentes em áreas de cultivo de milho na região e identificar, a partir da taxonomia morfométrica, as principais espécies quando associado ao cultivo do milho. O levantamento foi realizado em sete municípios do Sudeste Goiano: Catalão, Ipameri, Cumari, Ouvidor, Campo Alegre de Goiás e Pires do Rio, coletando-se 400 amostras em 40 áreas diferentes. Realizou-se o cálculo de frequência e abundância do nematoide para cada município. Notou-se a associação de *H. dihystra* em 70% das amostras da cultura de milho nos setes municípios levantados. Nas amostras coletadas nos municípios de Campo Alegre de Goiás e Ouvidor foram observadas 100% de frequência do nematoide espiralado. Confirmou-se também o endoparasitismo do nematoide espiralado por ter sido encontrado no

interior da raiz do milho. Contudo, foram encontrados sintomas nas raízes do milho, com radicelas escurecidas e necrosadas, podendo estes sintomas estarem diretamente associado ao *H. dihystera*. Trata-se do primeiro relato da associação de *H. dihystera* à cultura do milho na região sudeste de Goiás.

PALAVRAS-CHAVE: Nematóide espiralado, *Helicotylenchus dihystera*, *Zea mays*, Cerrado, Levantamento populacional, Amostragem.

SPECIES OF *Helicotylenchus* ASSOCIATED WITH CORN CULTURE IN THE SOUTHEAST
OF THE STATE OF GOIÁS

por

VINICIUS RODRIGUES TEODORO

(Sob Orientação do Prof. Dr. Leonardo de Castro Santos – IF Goiano – Campus Rio Verde)

ABSTRACT

The nematode *Helicotylenchus* sp. has been extensively studied by nematologists, mainly due to the increase in population in agricultural analyses. Most of the time, this nematode is identified only by the genus, not identifying the species. For corn, few studies in the literature have evaluated the association of the crop with spiral nematode. This work aimed to identify the species of *Helicotylenchus* associated with corn in the Southeast region of the State of Goiás, carrying out a survey of the main species of *Helicotylenchus* present in corn growing areas in this region and thus identifying, from the morphometric taxonomy, the main species and nematode parasitism when associated with corn cultivation. The survey was carried out in seven cities in Southeast Goiás: Catalão, Ipameri, Cumari, Ouvidor, Urutaí, Campo Alegre and Pires do Rio, collecting 400 samples in 40 different areas. The nematode frequency and abundance were calculated for each city. The association of *H. dihystera* was observed in 70% of the corn crop samples in the seven cities surveyed. In the samples collected in the cities of Campo Alegre de Goiás and Ouvidor, 100% frequency of the spiral nematode was observed. The endoparasite of the spiral nematode was also confirmed because it was found inside the corn root. However, symptoms were found in the corn roots, with darkened and necrotic rootlets, and these symptoms may be directly associated with *H.*

dihystera. This is the first report of the association of *H. dihystra* to corn in the Southeast region of Goiás.

KEYWORDS: Spiral nematodes, *Helicotylenchus dihystra*, *Zea mays*, Cerrado, Population survey, Sampling.

1. INTRODUÇÃO

Segundo a Conab (2021), o Brasil é o terceiro maior produtor mundial de milho (*Zea mays*), ficando atrás apenas dos EUA e China. Na safra 2020/2021, o Brasil produziu 87 milhões de toneladas de milho, com redução de 15,1% em relação a safra 2019/20, mantendo-se como segundo maior exportador do mundo. Na região Centro-Oeste, na safra 2020/21, a produção foi de mais de 29 milhões de toneladas de milho, Goiás foi responsável por 6,1 milhões de toneladas (Conab, 2021).

Por se tratar de uma cultura muito utilizada em sucessão com a soja, há muitos estudos destinados a manejo fitossanitário, principalmente por apresentarem suscetibilidade a algumas pragas e doenças em comuns, como é o caso dos fitonematoides.

Na região do cerrado os problemas com nematoides vem aumentando, e um dos fatores principais ocorre provavelmente pelo uso indiscriminado das terras agrícolas, com monocultura de culturas suscetíveis que aumentam a população de nematoides do solo ao longo das lavouras (Machado *et al.* 2019).

O nematoide do gênero *Helicotylenchus* (Steiner, 1945), parasita de raízes vem sendo associado a diversas plantas, possuindo como hospedeiros o arroz, batata, cana-de-açúcar, amendoim, milho, sorgo, soja, banana, uva, trigo, manga, morango, feijão, tomate, algodão, café, pimenta, entre outros (Ferrari, 2016). Ainda segundo o autor citado, este nematoide é um dos mais abundantes na ordem Tylenchida, contendo por volta de 160 espécies, podendo sobreviver por vários anos no solo sem a presença da planta hospedeira. Seu ciclo de vida varia de 35 a 37 dias em temperatura de 23 a 33°C. A umidade compreendida entre 40 e 60% de cada município de campo dos solos é considerada ótima para sua atividade, contudo, mesmo em épocas secas, altas

populações de nematoides podem ser encontradas (Garbin & Costa 2015).

Relatos das interferências pelas condições climáticas em nematoides foram evidenciados por Couto Neto (2019), mostrando a correlação espacial da resistência do solo à penetração e densidade populacional de nematoides na cultura da soja, em que a compactação do solo não interferiu na população de *Helicotylenchus* spp, diferente de *R. reniformes* que reduziu a população. Segundo esse mesmo trabalho, a porosidade e a umidade estão diretamente ligadas ao deslocamento dos nematoides no solo, porém, para o nematoide espiralado não houve interferência na distribuição.

Em um levantamento de distribuição quantitativa de *Pratylenchus brachyurus*, *Helicotylenchus dihystra* e *Scutellonema brachyurus* em campos de soja no Sul do Brasil, nas safras 2014/15 e 2015/16, demonstrou que esses fitonematoides estão amplamente distribuídos nos estados do PR, SC e MS (Machado, 2019). Além disso, foram encontrados *H. dihystra* e *S. brachyurus* dentro das raízes, causando lesões, sendo considerados patógenos potenciais para as plantas de soja. Essa hipótese é confirmada em um trabalho realizado em MT, em que todas as análises coletadas de soja e milho foram encontradas altas populações de nematoides dos gêneros *Pratylenchus* e *Helicotylenchus*, concluindo que há um possível sinergismo entre os gêneros (Zavislak *et al.* 2018).

O milho é excelente hospedeiro para o *P. brachyurus*, assim como a soja, porém, para o nematoide espiralado (*Helicotylenchus*), há menor fator de multiplicação quando comparado com a soja. Zavislak *et al.* (2018), em um ensaio de cultivares de soja e híbridos de milho, para avaliação da população de *Helicotylenchus*, demonstraram que houve maior incidência populacional deste fitoparasita em raízes de soja em relação as raízes de milho. Todavia, esse mesmo trabalho evidencia que a utilização de milho em sucessão com a soja foi desfavorável nesse caso, pois multiplicou a população de fitoparasitas, principalmente *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* spp.

Os levantamentos populacionais da comunidade nematológica são importantes para identificar e determinar a distribuição desses nematoides numa dada localidade, avaliar as diferentes medidas de controle do patógeno, antes que o mesmo atinja o nível de dano econômico. Esse levantamento possibilita também o início de pesquisas sobre a ecologia e métodos de controle de nematoides (Gonçalves, 2014).

O objetivo desse trabalho foi identificar quais espécies de *Helicotylenchus* estão associados à cultura do milho na região dos Cerrados de Goiás com levantamento das principais espécies do nematoide *Helicotylenchus* presentes em 40 áreas de cultivo de milho, diferenciando as principais espécies desse gênero.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Aspectos Econômicos da Cultura do Milho

O milho (*Zea mays* L.) é uma gramínea utilizada de diferentes formas na agropecuária, possuindo papel importante na alimentação animal pelos aspectos morfofisiológicos, com endosperma do grão rico em carboidratos e proteínas, além de ser uma planta com capacidade de absorver melhor os sais minerais (Silva *et al.* 2021). Por ser uma das principais commodities no Brasil e do mundo, segundo Santos *et al.* (2020), a cultura do milho destaca-se por sua diversificada utilização, sendo uma cultura versátil e de alto valor nutricional, podendo ser utilizada tanto de forma direta quanto de forma indireta. Na forma direta é utilizada na alimentação humana em diferentes tipos de farinhas e em diversos produtos transformados, já na forma indireta é utilizada na fabricação de rações para alimentação animal (Oliveira Junior, 2021).

Uma outra forma mais recente no Brasil para utilização da cultura do milho foi para produção

de biocombustíveis. Com a instabilidade dos combustíveis fósseis e a crescente demanda por combustíveis no país e no mundo, a inclusão do etanol à base de milho na matriz de biocombustíveis nacionais, com diversidade de modelos de produção e de negócios, tornou-se excelente alternativa (Silva, 2020).

Segundo a Conab (2020), a cultura do milho já é responsável pela produção de cerca de 3,5 bilhões de litros de etanol, sendo o Mato Grosso e Goiás os dois estados que mais produzem, respectivamente. No cenário internacional o principal produtor de etanol de milho são os Estados Unidos, com produção, em 2019, quase duas vezes maior que a produção brasileira de etanol geral (etanol de milho e cana-de-açúcar), produzindo cerca de 60 bilhões de litros (Silva, 2020). Mostrando o quanto a produção de etanol de milho do Brasil está aquém, em relação a produção dos EUA.

Com a atual demanda de milho para consumo humano, produção de rações e para fabricação de etanol, houve na segunda safra de 2021 aumento de 8,8% da área de produção de milho, correspondendo a 1,2 milhões de hectares (Conab, 2021).

Em 2020/21 a produção do cereal ficou concentrada em poucos países, com destaque para os três maiores produtores de milho, como os Estados Unidos, com 358,4 milhões de toneladas produzidas, seguidos pela China, com 260,7 milhões toneladas e pelo Brasil, com 87 milhões de toneladas produzidas (Conab, 2021).

Na safra mundial de milho no ano de 2020/21, foram plantados 197,68 milhões de hectares de milho, com a produção total de 1.115.50 milhões de toneladas, de acordo com Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (Usda, 2021).

Mesmo com aumento da área plantada de milho, o cultivo dessa cultura na safrinha é uma atividade que gera muitos riscos pelas incertezas das condições climáticas, principalmente quando semeado fora do período recomendado pelo Zoneamento Agrícola de Risco Climático (Zarc). Essas

incertezas levam os produtores a buscarem informações sobre preços de comercialização do produto e do custo de produção da cultura (Embrapa, 2020).

Devido as condições climáticas, na safra 2019/20 houve redução de 15,1% produtividade em relação à safra 2020/21, contudo para a próxima safra 2021/2022 há perspectiva de aumento de produtividade de 28% em relação à safra 20/21 (Conab, 2021).

Um estudo realizado pela Embrapa sobre a viabilidade econômica da cultura do milho safrinha de 2021 no Mato Grosso do Sul, mostra que o custo de produção desta cultura foi próximo de R\$ 3.256,98 por hectare, mostrando a diferença em relação ao estado de Goiás, onde o custo de produção é 25,05% maior que no MS (Embrapa, 2020). Um dos fatores avaliados para o aumento desses preços está no tipo de solo de cada região, tendo a região Sul solos mais ricos em nutrientes e consequentemente, a região dos cerrados, solos mais ácidos e mais pobres em nutrientes. Essas características influenciam diretamente no custo de produção, visto que as quantidades de fertilizantes, mão de obra irão aumentar em relação a outras regiões (Conab, 2016).

A relevância em estudar o mercado do milho brasileiro está na importância para a economia interna. O milho é cultivado em todas as regiões brasileiras e a produção ocorre em diferentes épocas, tendo safra e safrinha, face às condições climáticas das regiões (Contini *et al.* 2019).

2.2. Principais Nematoides da Cultura do Milho

Com o aumento da produção de soja e milho no país, houve também agravamento dos problemas fitossanitários, como é o caso dos fitonematoides, com alguns gêneros em comuns para ambas as culturas. A cultura do milho é suscetível a diversos gêneros e espécies de fitonematoides, e em todas as regiões do mundo em que é cultivado sofre ataques desse patógeno, causando danos e perdas em produtividade (Silva, 2007). Na cultura do milho as espécies mais comuns são *Pratylenchus zaei*, *P. brachyurus*, *Helicotylenchus* sp. e *Meloidogyne incognita* (Embrapa, 2020),

porém já foram registradas aproximadamente 100 espécies de fitonematoides associados a cultura do milho, dos quais 60 nos Estados Unidos (Silva, 2007).

Estima-se que as perdas de produtividades mundial ocasionadas pelos nematoides, acarretem prejuízo de \$157 bilhões de dólares (Aquino, 2021). Para a cultura do milho em específico, as perdas podem variar de 5 a 10% em função da ocorrência de gêneros como *Pratylenchus* sp e *Meloidogyne* sp, contudo há relatos de perdas de até 30% ocasionada por *Pratylenchus* sp (Aquino, 2021).

Em um estudo realizado por Cunha *et al.* (2015) sobre a ocorrência de nematoides nas culturas de milho e feijão em plantio direto, observou-se que a cultura do milho não favoreceu o manejo de *P. brachyurus* e *M. incognita*, o plantio dessa cultura favoreceu a multiplicação e, conseqüentemente, o aumento da população desses nematoides. O levantamento realizado por Silva (2007) Jataí-GO, demonstra essa associação de *P. brachyurus* a cultura do milho, nas quais, de 309 amostras coletadas, em 77,3% foram encontradas o nematoide das lesões radiculares e em 47% dessas mesmas amostras foram encontradas os nematoide do gênero *Helicotylenchus*.

Para o nematoide do gênero *Meloidogyne*, o nematoide formador de galhas radiculares, observou-se suscetibilidade dos híbridos de milho, como mostra o trabalho de Carneiro (2007), que avaliou a reação de milho, sorgo e milheto a três espécies do gênero: *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. No referido trabalho obteve como resultado a suscetibilidade de 11 híbridos de milho a *M. incognita* (raça 1 e 3) e *M. javanica*, porém para o *M. paranaensis* os híbridos demonstraram-se resistentes.

O nematoide espiralado (*Helicotylenchus* spp) apresenta ampla distribuição geográfica, vive em associações com diversas plantas hospedeiras e, juntamente com outros gêneros de nematoides causam declínio no sistema radicular das plantas (Garbin & Costa, 2015).

Em um trabalho realizado sobre a caracterização das comunidades de nematoides em oito sistemas de uso da terra nos cerrados do Brasil central, constatou-se a presença desse nematoide em

áreas de mata (7,68%) e campo (38,1%). O levantamento sobre a comunidade de nematoides no Parque Nacional de Brasília (Rodrigues, 2011), confirma a presença do *Helicotylenchus* sp. em plantas nativas, principalmente após terem encontrado esse nematoide entre um dos mais abundantes no parque.

Garbin & Costa (2015), enfatizam a importância dos estudos de danos e perdas causados pelo nematoide espiralado, principalmente na cultura de milho e algodão.

2.2.1. *Helicotylenchus* spp.

O *Helicotylenchus* spp, considerado como patógeno secundário, surge como uma doença emergente no Brasil, principalmente pelo uso indiscriminado das terras agrícolas, como monocultura e cultivares suscetíveis, tornando-se um potencial patógeno para a cultura da soja (Machado *et al.* 2019). Este nematoide vem chamando atenção dos nematologistas de todo o Brasil, principalmente, pelo aumento populacional encontrado nas amostras de solos e raízes. Campos *et al.* (2019), confirmam elevada frequência em amostras de solos originárias de lavouras de soja. Em um levantamento realizado no MT, de 2008 a 2010, mostrou que em 1.611 amostras de solo, este nematoide foi encontrado em quase todas as análises realizadas (Garbin & Costa 2015).

O *Helicotylenchus* spp são geralmente encontrados em amostras de solos próximo as raízes das plantas, alimentando-se delas e inserindo o estilete e parte anterior do corpo na raiz, caracterizando-se como ectoparasita (Ferrari, 2016). Porém, algumas espécies comportam-se como endoparasitas migratórios. Em alguns casos, eles alimentam-se por períodos prolongados em locais específicos, extraíndo alimento dos tecidos mais internos das raízes sem causar danos aparentes ou perceptíveis (Guzman, 2011).

Em um trabalho realizado em 19 municípios no sul do Brasil com a cultura da soja, para identificação dos principais gêneros de nematoides associados à cultura e às áreas de cultivo,

coletaram 40 amostras de solos e raízes e identificaram em 100% das amostras a presença do nematoide *H. dihystera* (Kirsch *et al.* 2016). Em GO, foram relatadas altas densidades populacionais de *H. dihystera* em áreas de cultivos de milho e, posteriormente, observou essa espécie predominante nas áreas de café e tomate em GO e DF (Machado *et al.* 2019). Relatam o nematoide *H. dihystera* como um nematoide cosmopolita e polífago no mundo (Guzman, 2011).

Segundo Kirsch *et al.* (2016), níveis elevados de *H. dihystera* no solo podem interferir no crescimento e desenvolvimento de algumas plantas, como ervilha e trigo, prejudicando o rendimento de grãos com consequentes redução na produtividade. Silva *et al.* (2019), relatam altas produtividades de cana-de-açúcar em altas populações de *Helicotylenchus dihystera*. De acordo com Couto Neto (2019), a utilização de plantas de cobertura para o controle dos gêneros de nematoide *Helicotylenchus* e *Pratylenchus* foram bastante eficientes, principalmente quando utilizados a *Crotalaria ochroleuca* e milheto, reduzindo 100% dos indivíduos no solo. A *C. spectabilis* reduziu em 100% os indivíduos no solo dos gêneros *Pratylenchus*, *Helicotylenchus* e *Rotylenchulus*.

O nematoide espiralado está presente em todos os tipos de solo e está associado as perdas nos cultivos de milho e soja. Entretanto, não há danos quantificados referentes a este patógeno, dificultando ainda mais a mensuração do nível da perda econômico (Calgaro Junior *et al.* 2020).

O gênero *Helicotylenchus* é citado em vários trabalhos sem a identificação da espécie (Aquino 2021, Mendes 2020, Dias 2020). A maioria dos laboratórios de análises nematológicas não emitem os laudos com a especificação de espécies dos gêneros encontrados em relatos de trabalhos científicos que comprovem que o *H. dihystera* e/ou outras espécies do nematoide espiralado possam estar diretamente associadas aos danos causados no milho, são escassos na literatura. Oliveira *et al.* (2016) afirmam que para as clínicas hematológicas agrícolas, a recomendação é contentar-se apenas com a identificação do gênero, enviando os laudos sem especificar as espécies de *Helicotylenchus*.

Em um estudo de Amaro *et al.* (2015), sobre a reação de sete híbridos de milho a *H.dihystera*, verificou-se que em 35 dias após a inoculação (DAI), todos o híbridos de milho mostraram-se resistentes, porém, na avaliação de 75DAI, cinco dos híbridos mostraram-se suscetível ao *H.dihystera*. Diante desta observação os autores concluíram que existem variações de híbridos de milho para tolerância ao nematoide, é preciso escolher bem qual híbrido deve ser utilizado nas áreas infestadas com o determinado patógeno.

As altas populações de espécies de *Helicotylenchus* no solo pode ser explicada pela patogenicidade de secretar substâncias tóxicas, que podem melhorar a resistência contra predadores e diminuir os mecanismos de controle de cima para baixo. No entanto, essas substâncias e a competição por alimentos recursos também podem ser capazes de diminuir a patogenicidade de outros nematoides mais nocivos (Schorpp & Schrader 2016).

Considerando que o uso de milho em rotação ou sucessão com soja é bem difundido, e que uma das principais práticas no controle de nematoides é a utilização de cultivares/híbridos resistentes (Garbin & Costa 2015), é de fundamental importância identificar quais espécies de *Helicotylenchus* parasitam plantas de milho, diferenciar das espécies que parasitam as plantas de soja. Com isso, o resultado do presente trabalho poderá ajudar no manejo de *Helicotylenchus* para a cultura de milho, auxiliando os nematologistas, agrônomos e laboratórios de toda cadeia do agronegócio. A identificação mais precisa da espécie e reconhecimento de complexos de espécies associadas.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo Geral

Identificar as espécies de *Helicotylenchus* associadas à cultura do milho no sudeste do Estado de Goiás.

3.2. Objetivos Específicos

Realizar um levantamento das principais espécies de *Helicotylenchus* presentes em áreas de cultivo de milho na região sudeste de Goiás;

Identificar, a partir da taxonomia pela análise morfológica, as principais espécies de *Helicotylenchus* associadas ao cultivo do milho nas áreas coletadas.

4. MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi realizado a campo em propriedades rurais de sete municípios da região sudeste do Estado de Goiás: Campo Alegre de Goiás, Ipameri, Catalão, Pires do Rio, Cumari, Orizona e Ouvidor (Figura 1).

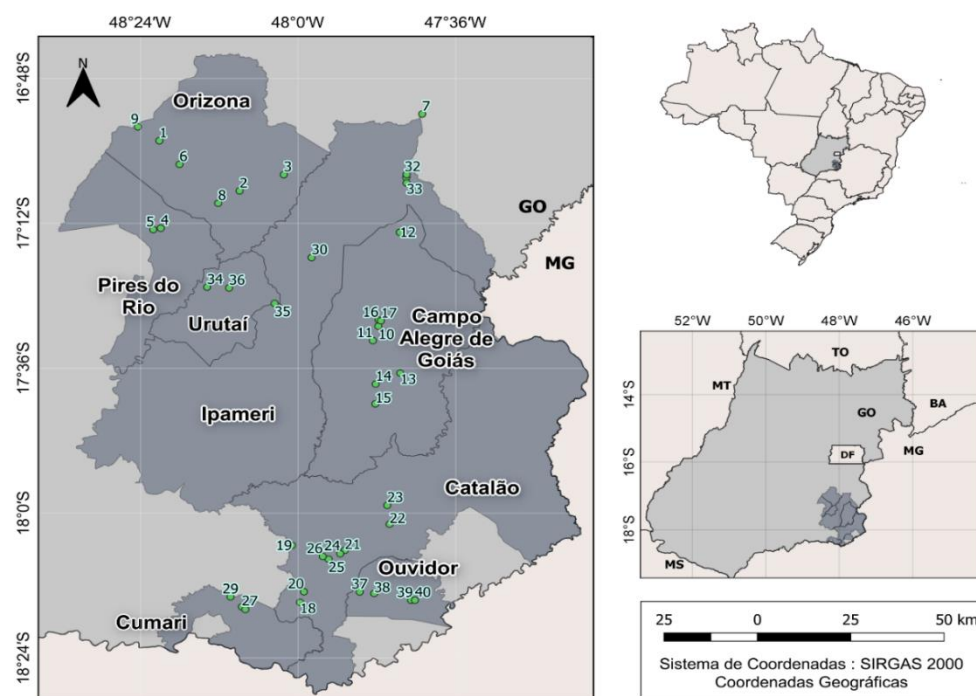


Figura 1. Mapa de identificação das amostras coletadas em sete municípios do sudeste Goiano, nos anos de 2021 e 2022.

Em todos os municípios foram selecionadas lavouras de milho para realização da coleta das amostras de solos e raízes. Foram coletadas 10 amostras simples de cada área, tendo no final um total de 400 amostras simples para estudos. Para obter uma forma padrão na coleta de amostras, coletou-se amostras em áreas com manejo de sucessão milho/milho ou rotação soja/milho.

Tabela 1. Identificação, localização e coordenadas geográficas das áreas que tiveram amostras coletadas para análise da associação de *Helicotylenchus* na cultura do milho na região sudeste de Goiás.

AMOSTRAS	MUNICÍPIOS	COORDENADAS GEOGRÁFICAS
01	Orizona	16°58'19"S/48°21'8"O
02	Orizona	17°6'38"S/48°8'55"O
03	Orizona	17°08'40"S/48°12'11"O
04	Orizona	17°12'48"S/48°20'55"O
05	Orizona	17°13'2"S/48°22'4"O
06	Orizona	17°2'14"S/48°18'4"O
07	Orizona	16°53'54"S/47°41'7"O
08	Orizona	17°08'40"S/48°12'11"O
09	Orizona	16°56'01"S/48°24'25"O
10	Campo Alegre de Goiás	17°29'2"S/47°47'47"O
11	Campo Alegre de Goiás	17°31'25"S/47°48'37"O
12	Campo Alegre de Goiás	17°13'29"S/47°44'31"O
13	Campo Alegre de Goiás	17°36'48"S/47°44'27"O
14	Campo Alegre de Goiás	17°38'37"S/47°48'12"O
15	Campo Alegre de Goiás	17°41'54"S/47°48'15"O
16	Campo Alegre de Goiás	17°28'0"S/47°47'45"O
17	Campo Alegre de Goiás	17°28'0"S/47°47'45"O
18	Catalão	18°14'46"S/47°59'43"O
19	Catalão	18°14'46"S/47°59'43"O
20	Catalão	18°13'01"S/47°59'07"O
21	Catalão	18°06'10"S/47°52'54"O
22	Catalão	18°1'50"S/47°46'5"O
23	Catalão	17°58'42"S/47°46'26"O
24	Catalão	17°58'42"S/47°46'26"O
25	Catalão	17°58'42"S/47°46'26"O
26	Catalão	17°58'42"S/47°46'26"O
27	Cumari	18°15'31"S/48°08'35"O
28	Cumari	18°15'56"S/48°8'3"O
29	Cumari	18°13'51"S/48°10'18"O
30	Ipameri	17°17'40"S/47°57'57"O
31	Ipameri	17°17'40"S/47°57'57"O
32	Ipameri	17°03'55"S/47°43'29"O
33	Ipameri	17°03'55"S/47°43'29"O
34	Pires do Rio	17°03'55"S/47°43'29"O
35	Pires do Rio	17°25'16"S/48°3'35"O
36	Pires do Rio	17°22'42"S/48°10'31"O
37	Ouvidor	17°22'42"S/48°10'31"O
38	Ouvidor	18°13'18"S/47°48'25"O
39	Ouvidor	18°14'26"S/47°42'49"O
40	Ouvidor	18°14'25"S/47°42'13"O

4.1 Amostragem

As coletas foram realizadas no período de março de 2021 a janeiro de 2022, com a planta de milho a partir do estágio V4, ou seja, com aproximadamente 30 DAP, quando o milho apresentava maior volume de radículas e com tempo suficiente para os nematoides completar seu ciclo de vida (26-35 dias) e gerar novos descendentes (Garbin & Costa 2015). Foram coletadas amostras de raízes dos materiais vegetais, com auxílio de enxada, em profundidade de 20 cm em 10 pontos diferentes, retirando todo sistema radicular das plantas. As coletas foram feitas no formato de zigue-zague e cada talhão representava uma área de aproximadamente 30ha. De acordo com a coleta as amostras eram retiradas com as coordenadas geográficas do local para georreferenciar as áreas avaliadas. Depois de coletadas 10 amostras simples de cada área, homogeneizou-se as raízes para ter uma amostra composta (Embrapa, 2009). Todas as amostras foram identificadas com nome do produtor, município, data da coleta e nome do responsável pela coleta. Os materiais vegetais foram acondicionados separadamente em caixa de isopor e em seguida encaminhada para o laboratório VL Agronegócios em Catalão-GO.

4.2. Processamento das Amostras

As raízes foram cuidadosamente lavadas para que não houvesse contaminação, cortadas e em seguida pesadas. Todo o peso da raiz foi anotado para em seguida fazer uma razão entre quantidade de nematoide por peso de raiz, de acordo com processo de extração de Coolen e D'Herde (1972). Após realizar esse processo, as raízes era então batidas no liquidificador por apenas 30 segundos, para que não houvesse a trituração do corpo do nematoide, em uma mistura de água e hipoclorito de sódio na proporção de 4:1, respectivamente. Todo material era vertido na peneira de 100 sobreposta a de 500 mash, contendo nessa última o material desejado e descartando o resíduo retido

na peneira de 100 mash. Para que não houvesse decomposição do corpo do nematoide e prejudicasse a quantificação dos mesmos, a solução retida na peneira de 500 mash era bem lavada para retirar todo hipoclorito de sódio.

Depois de todo processamento de lavagem, corte e trituração das raízes, a solução era colocada na centrífuga por 5 min (solução mais caulin) e depois por 1 min (solução mais sacarose) a 1800 rpm/s. Em seguida as suspensões obtidas eram identificadas e quantificadas com auxílio de lâmina de Peters. Os resultados das análises gerados foram separados por regiões de coleta, proporcionando uma projeção da realidade dos resultados a partir de um mapa de ocorrência do nematoide, para cada região estudada (Figura 3).

4.3. Identificação dos Fitonematoides das Espécies de *Helicotylenchus*

A identificação precisa das espécies é essencial para o reconhecimento da espécie prejudicial a planta e o estabelecimento do manejo ideal para seu controle (Daramola *et al.* 2020). A identificação foi feita a partir de lâminas temporárias com a utilização de lamínulas sobrepostas em água. Para a identificação do gênero, foi utilizada a chave de identificação de Mekete *et al.* (2012), e para das espécies de *Helicotylenchus* usou-se a chave de identificação da Sociedade Brasileira de Nematologia-SBN (2021) (Figura 2).



Figura 2. Medições das partes do nematoide *H.dihystera* com câmera acoplada ao microscópio óptico.

Fonte: Elaborado pelo próprio autor.

Foram feitas medições em microscópio ótico dotado de ocular micrométrica e em algumas ocasiões que o corpo do nematoide encontrava-se curvo, as medições foram feitas com auxílio de câmera acoplada ao microscópio.

4.4. Cálculo de Frequência e Abundância

Após a quantificação e identificação dos nematoides foram realizados os cálculos de frequência (%) e abundância de *Helicotylenchus* nas diferentes áreas coletadas. A diversidade taxonômica é definida como o número de espécie de um determinado taxon ou número de táxons na comunidade (Norton, 1978).

4.4.1. Frequência de ocorrência (%)

Calculou-se a frequência total e a frequência para cada município em que foram coletadas as amostras, através da fórmula:

$$F = \frac{n \times 100}{N}$$

Em que F = frequência, n = número de amostras em que determinado nematoide ocorreu, e N = número total de amostras coletadas.

4.4.2. Abundância (A)

Abundância é o número de indivíduos de um determinado *taxon* de nematoide em uma amostra ou a média desse número para um grupo de amostras (Mattos, 1999).

$$A\% = \frac{A \times 100}{N}$$

Em que A = número de indivíduos de um determinado *taxon* em uma amostra; N = número total de indivíduos de uma amostra.

4.5 Caracterização da Espécie *H. Dihystera*

4.5.1 Chave de identificação Mekete *et al.* 2012.

- 5. Esophagus 1 or 2 parts non plant parasite
- Esophagus 3 or 4 parts 2

6.	Stoma with stylet (Fig. 1)	3
	Stoma without stylet	Section II
7.	Lip region without setae	4
	Lip region with setae	29
8.	Esophagus 4 part, median bulb present (Fig. 2)	5
	Esophagus 3 part, median bulb absent	Neotylenchoidea
9.	Female nematode body cylindrical, mobile (Fig. 3).....	6
	Female nematode body swollen, globose or saccate	26

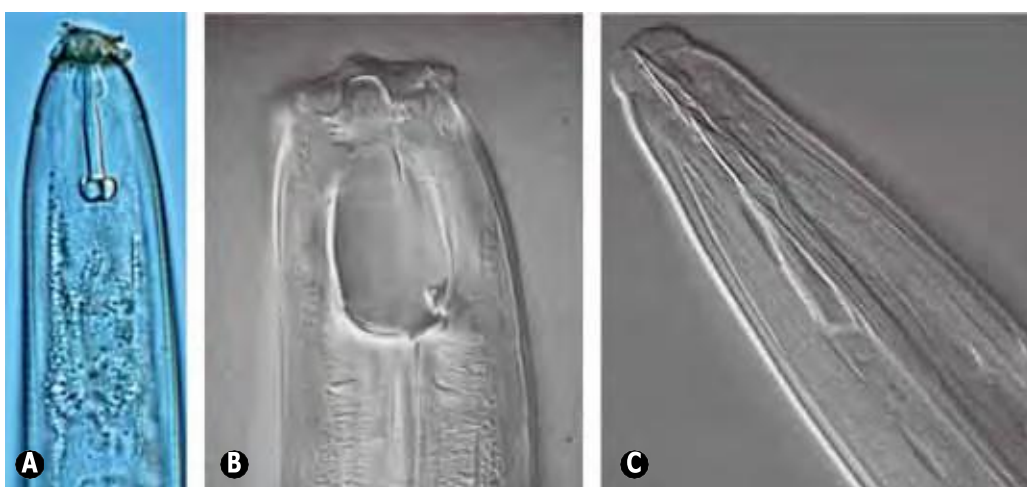


Figure 1. Stoma with stylet (A) and without (B,C).

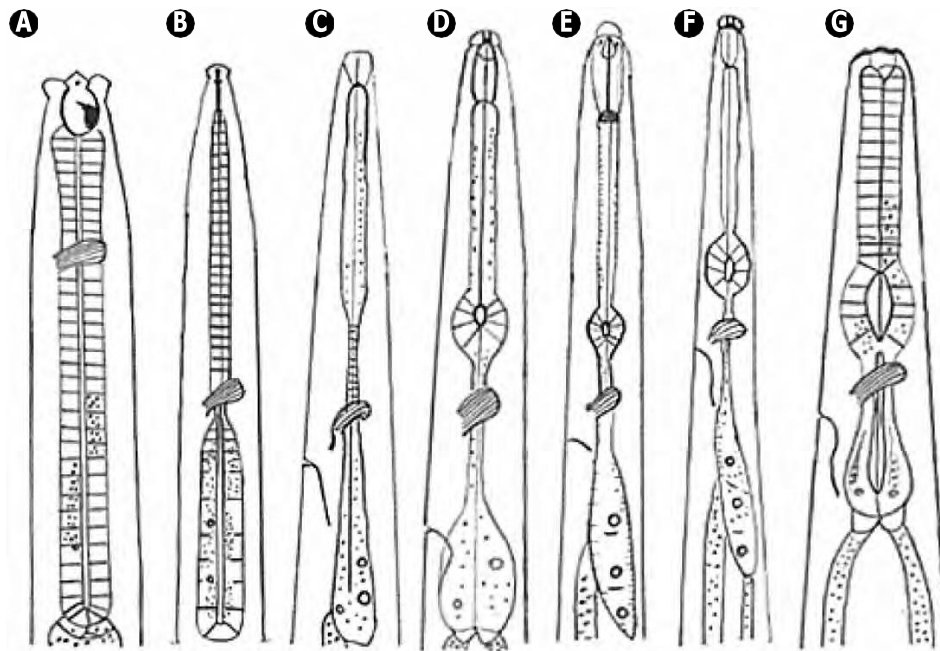


Figure 2. Different types of esophagi: one part (A), two part Dorylaimoid (B), three part (C), four part Tylenchoid (D, E, F) and four part Rhabditoid (G).

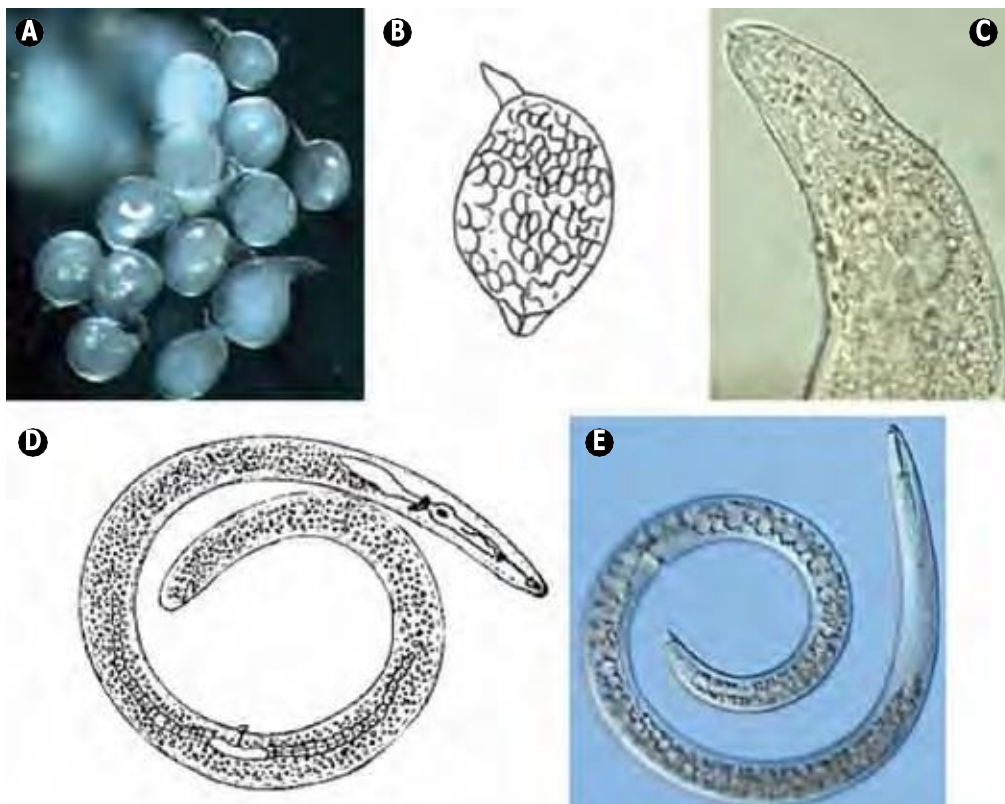


Figure 3. Female nematode body types, swollen (A, B, C) and cylindrical (D, E)

10. Vulva located near middle of the body (Fig. 4).....7
 Vulva located in posterior third of the body.....17
11. Basal bulb not overlapping intestine (Fig. 4)8
 Basal bulb overlapping intestine.....11
12. Stylet long about 3X body width at stylet base (Fig. 5)Dolichodorus
 (Rounded, striated lip region, tail rounded with spike)
 Stylet short about 2X or less body width at stylet base9
13. Tail terminus pointed (Fig. 6)..... Merlinius
 (Lateral field with six lines; female tail acute or subacute, Esophageal glands usually enclosed
 within a bulb; if not enclosed, then of about equal length, and therefore considered as not
 overlapping the intestine)
 Tail terminus not pointed.....10

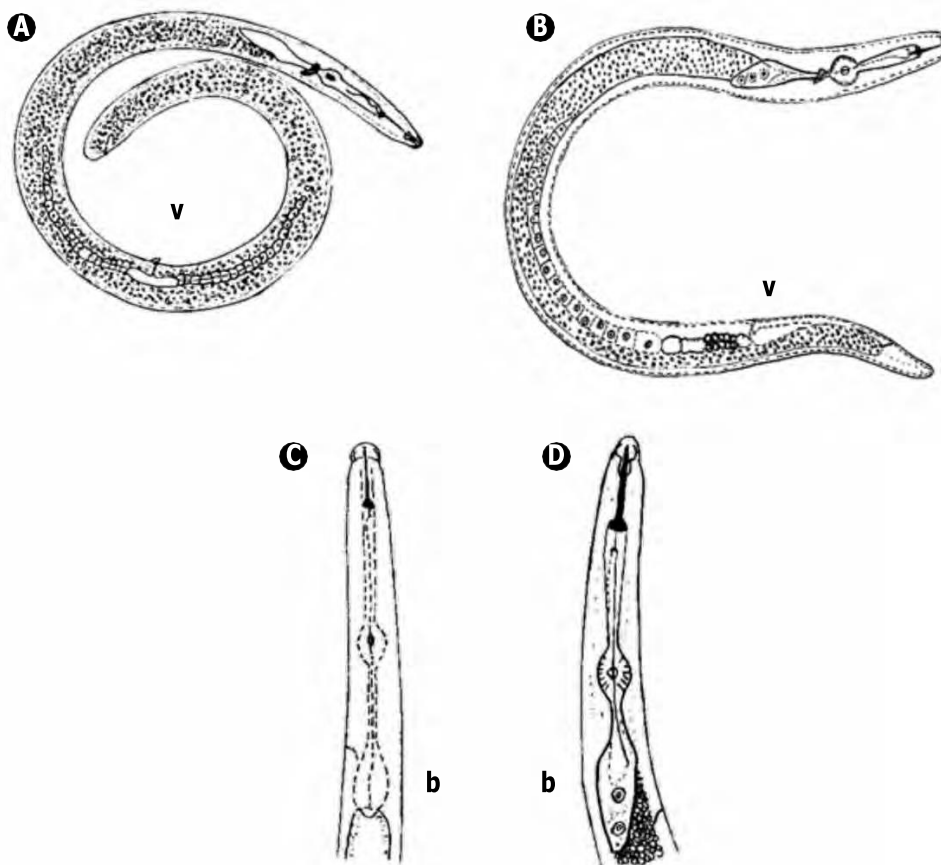


Figure 4. (A) Vulva [v] location near mid body, (B) posteriorly toward tail, (C) basal bulb [b] without overlap, and (D) intestines with overlap.

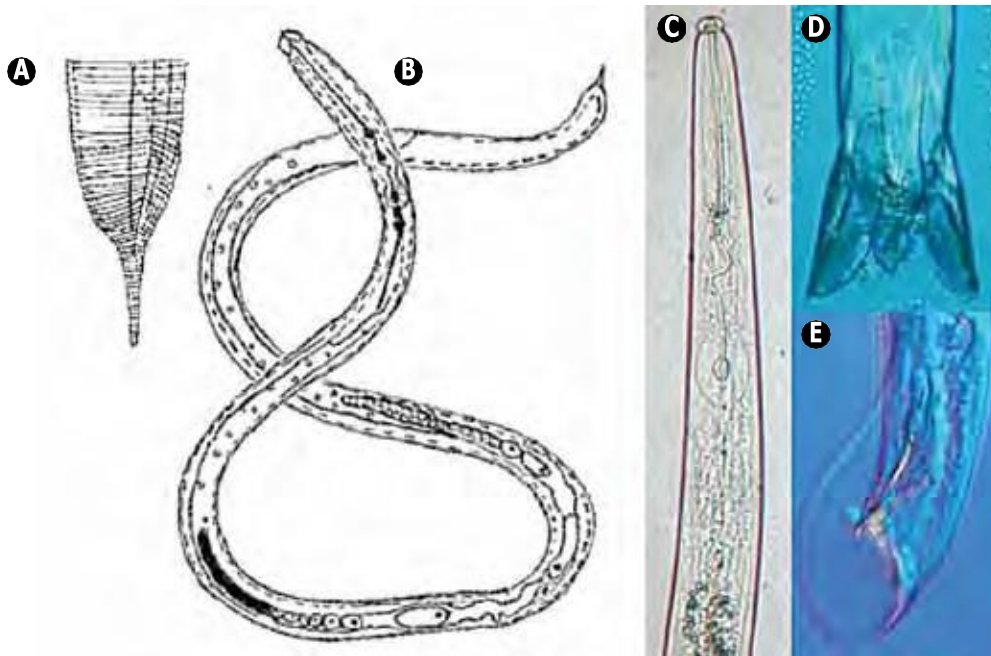


Figure 5. *Dolichodorus* female and juvenile tail shape (A), female full body (B), head region (C), male tail dorsal view (D), and male tail lateral view (E).

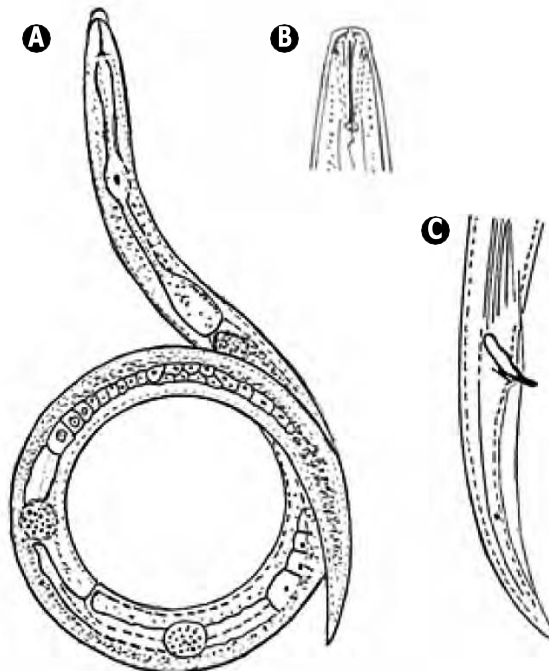


Figure 6. *Merlinius* female (A), stylet region (B), and male tail (C).

14. Tail filiform, terminus may be clavate (Fig. 7) *Psilenchus*
(Stylet without basal knobs, metacarpus prominent, cephalic sclerotization absent; filiform tail, usually with clavate or non-clavate terminus, amphids oblique slits, distinct phasmids on tail, elongate spermatheca, paired ovaries.)
Tail not filiform, terminus not clavate (Fig. 8) *Tylenchorhynchus*
(Short stylet, tail tip rounded, 2,3,4, or 5 lateral lines (usually 4), body medium sized, tail conoid to subcylindroid ($c' = 2-4$), lip region continuous to slightly offset, stylet 15-30 μm long, cone about as long as shaft, sometimes needle-like)
15. Lip region offset by constriction from body, more than $\frac{1}{2}$ higher than wide 12
Lip region not offset by constriction from body, or slightly offset; less than $\frac{1}{2}$ as high as wide 16
16. Stylet massive and short, large stylet knobs 13
Stylet thin, very long (3 or more times the body width at stylet base), small stylet knobs (Fig. 9) *Belonolaimus*
(Esophageal glands not enclosed within a bulb, mostly unequal in length, intestines overlap esophagus, body length usually greater or equal to 1.75 mm)

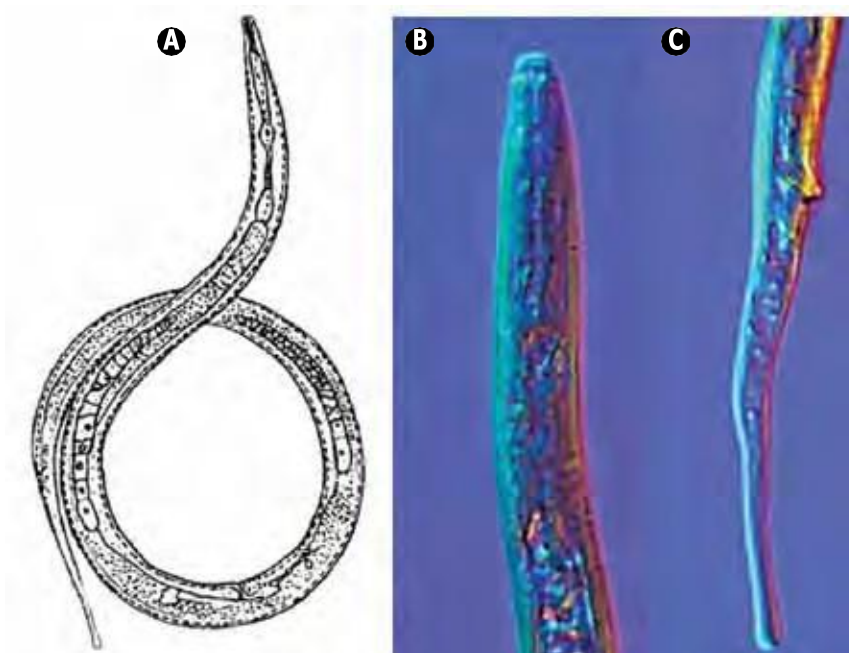


Figure 7. *Psilenchus* full body (A), head region (B), and male tail (C).

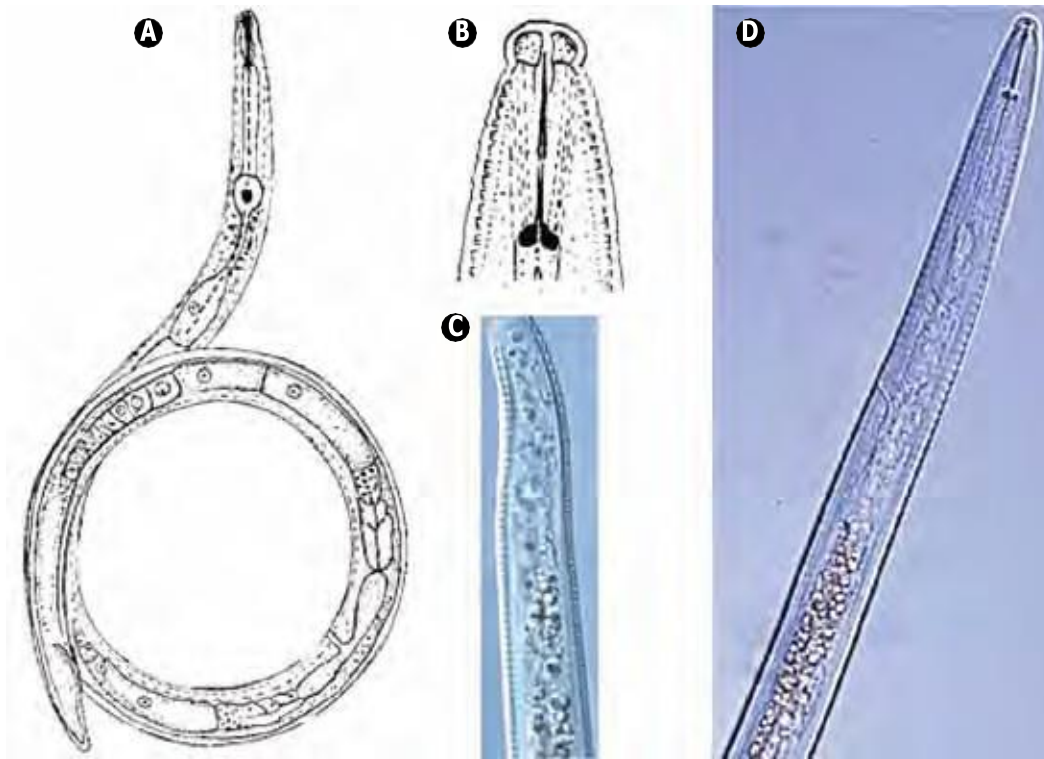


Figure 8. *Tylenchorhynchus* full body (A), short stylet (B), round tail tip (C), basal bulb not overlapping intestine (D).

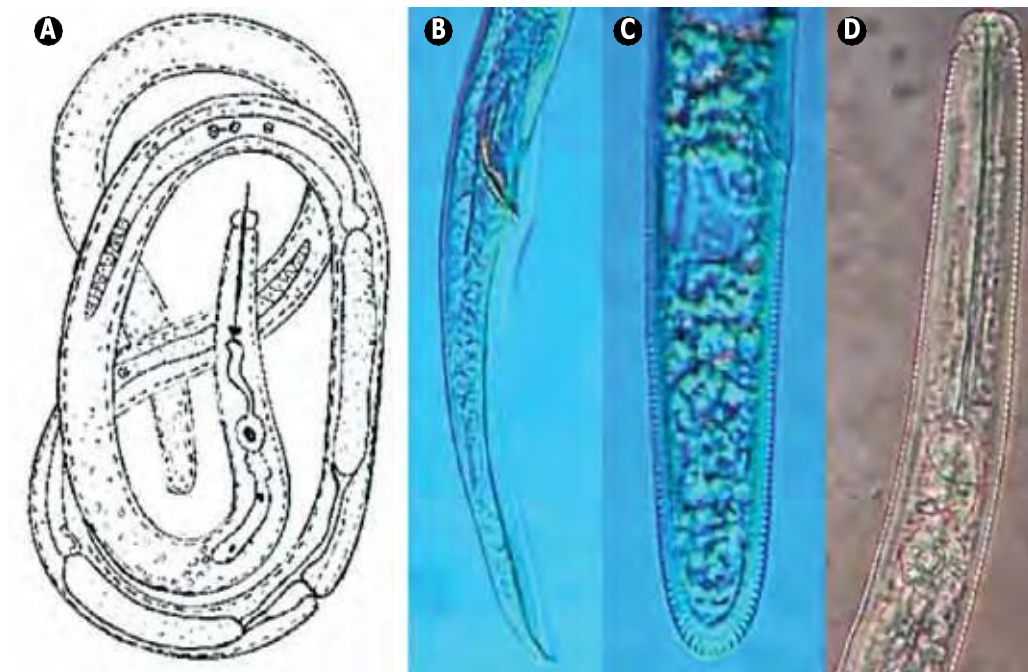


Figure 9. *Belonolaimus* full body length (A), male tail region (B), female tail region (C), and head region (D).

17. Body straight, stylet knob anteriorly projected (Fig. 10).....Hoplolaimus
(Gland bulb overlap intestine dorsal and lateral; tail short and rounded, DGO 3-10 μ m from stylet, phasmids enlarged to scutellum, erratically situated sometimes anterior to vulva level, not opposite to each other, labial framework and stylet massive, stylet knobs anchor or tulip- shaped, body straight and long, 4 or less lateral lines, generally aerolated at the level of phasmids, two genital branches)
Body C-shaped or spiral shaped, stylet knobs not anteriorly projected..... 14
18. Lip region without striation, epiptygma present (Fig. 11).....Peltamigratus
(Phasmids located anterior to anus and they are opposite each other)
Lip region with striation, epiptygma absent 15
19. Both scutella (phasmids) located from tail terminus to anal region (Fig. 12)Scutellonema
(Gland bulb overlap intestine dorsal and lateral, Tail short and rounded, DGO 4-8 μ m from stylet, Phasmids enlarged to scutellum opposite to each other, Body spiral to C- shaped, 4 lateral lines, generally aerolated at the level of phasmids, sometimes transverse striae scattered over the whole field, two genital branches)
Scutella not so located (Fig. 11)Aorolaimus

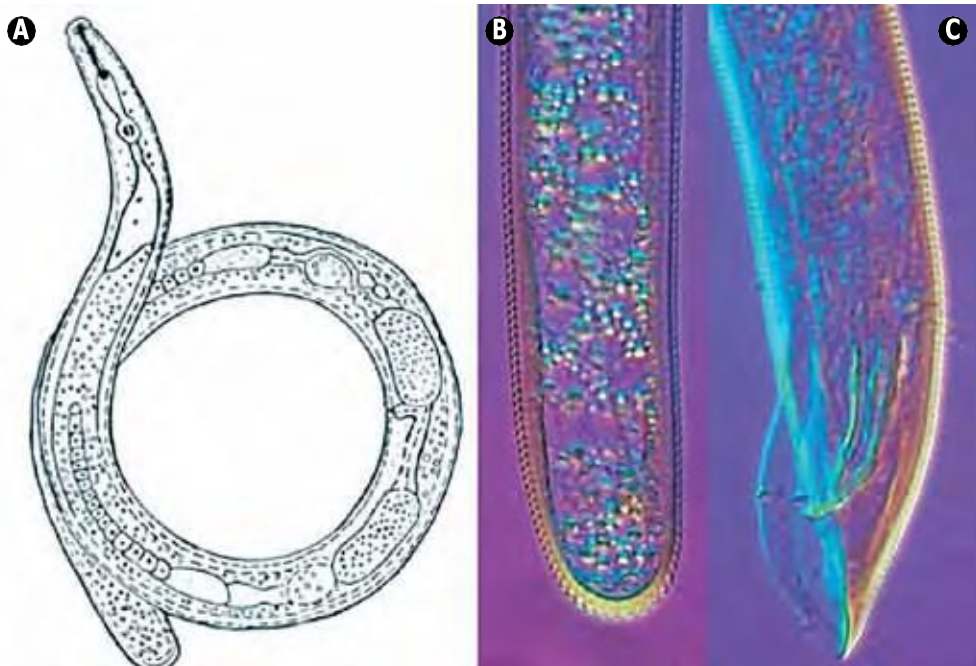


Figure 10. Hoplolaimus full body (A), female tail (B), and male tail (C).

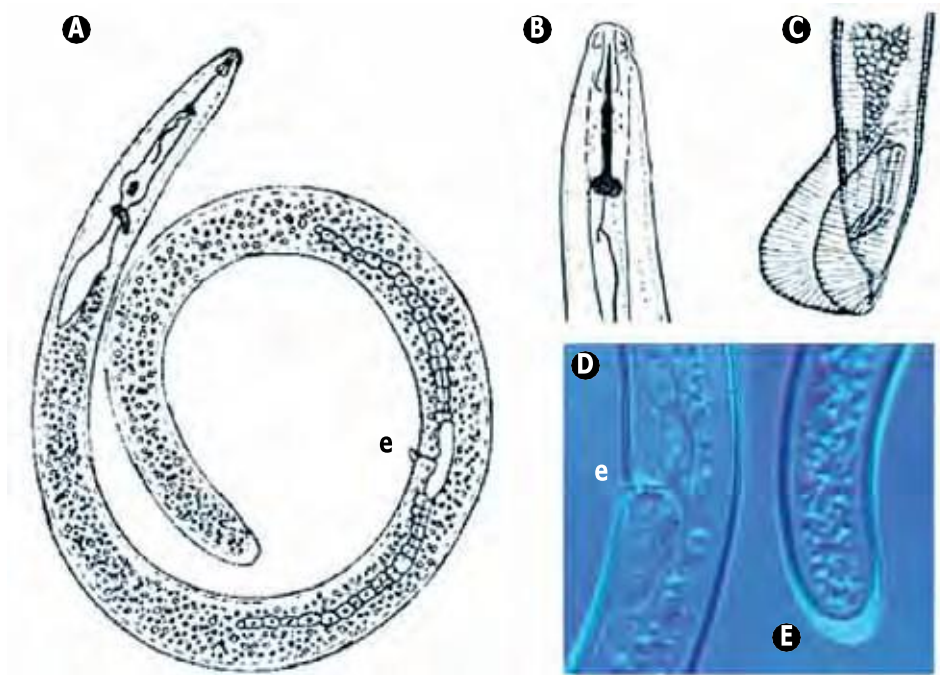


Figure 11. *Peltamigratus* female full body with epitygma [e] (A), stylet region (B), male tail (C), epitygma (D), and female tail region (E).

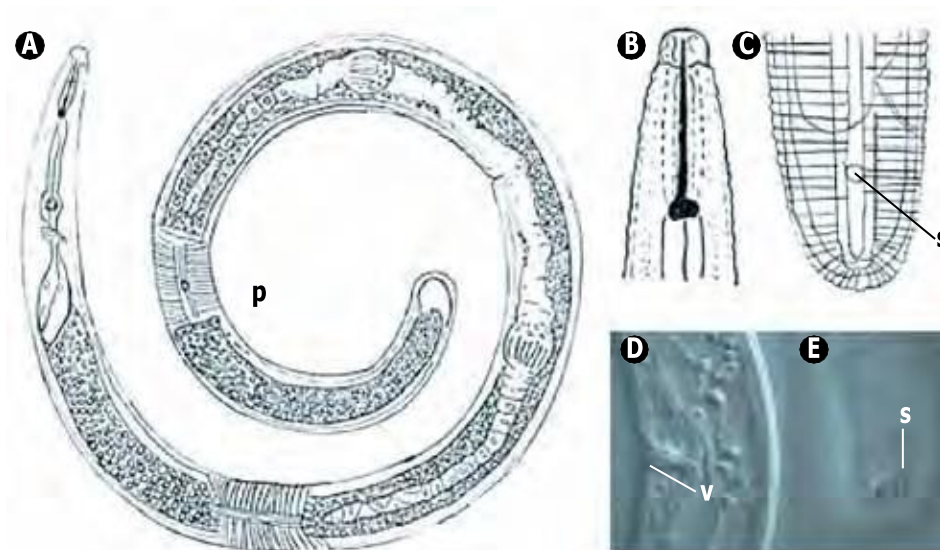


Figure 12. *Aorolaimus* female body with phasid [p] midbody (A), stylet region of *Aorolaimus* and *Scutellonema* (B), tail region of *Scutellonema* with scutellum [s] (C), vulva [v] without epitygma (D), and scutellum [s] near tail tip of *Scutellonema* (E).

20. Body short, 0.5 to 0.8 mm (Fig. 13, 14).....Radopholus
(Secondary sexual dimorphism strongly marked, female genital branches equally developed, lip region low and not offset, long tail ($c'=2-4\ \mu\text{m}$) and tail terminus rounded or almost pointed, phasmids at mid tail or slightly anterior; male characterized by high lips, rounded, not setoff, weak cephalic sclerotization, reduced stylet, basal knobs faint or absent, reduced oesophagus.)
Body long, 0.9 to 4.2 mm (Fig. 13, 14)..... Hirschmanniella
(No sexual dimorphism, flattened lip area, not offset, strong labial sclerotization, esophagus overlapping intestine ventrally, equally developed two female genital tract, tail tip mucronate, female lip region low, rounded or flattened.)
21. Cuticle prominently annulated, base of stylet in or almost in median bulb 18
Cuticle not prominently annulated, base of stylet is not in median bulb 22
22. Cuticular sheath present 19
Cuticular sheath absent..... 20

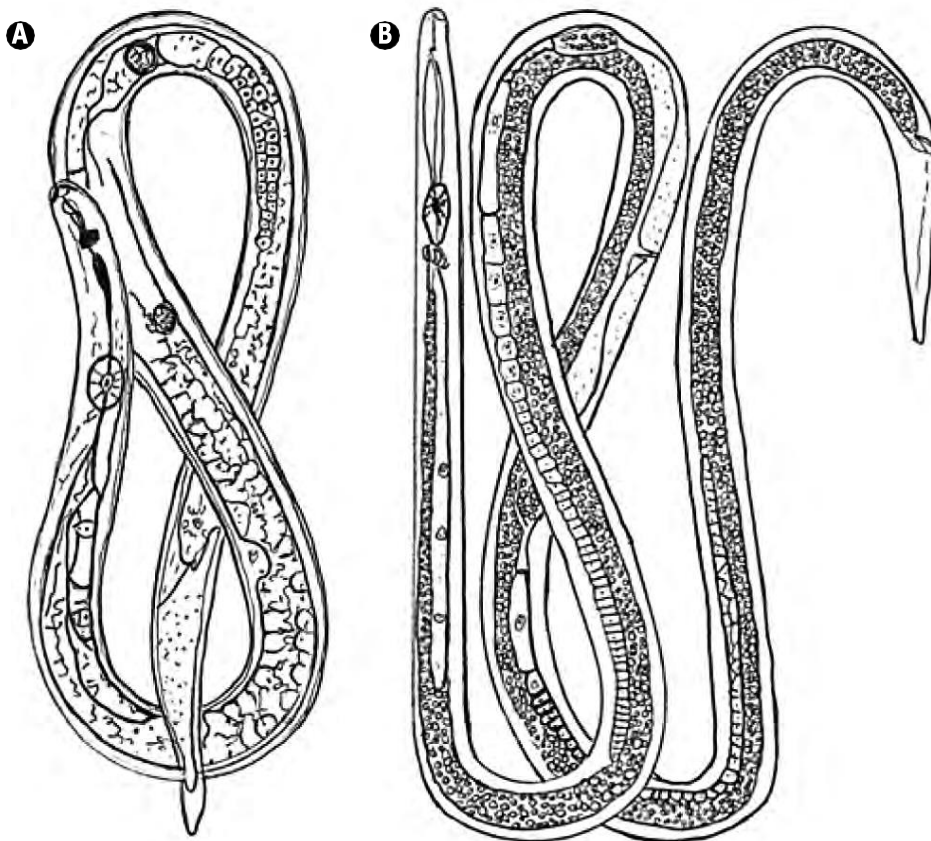


Figure 13. Female full body of Radopholus (A) and Hirschmanniella (B).

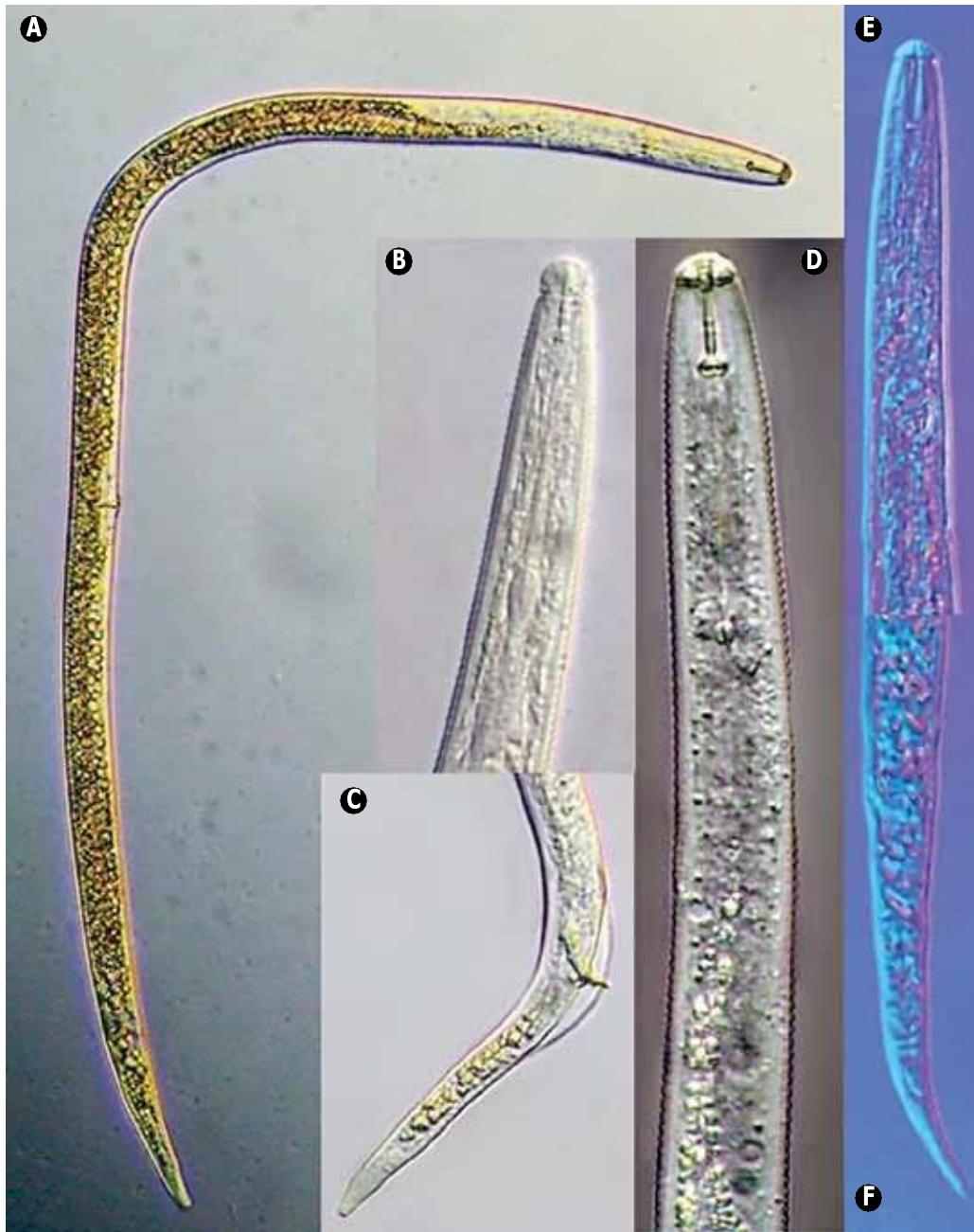


Figure 14. *Radopholus* mature female full body (A), male anterior head (B), male tail (C), female anterior end (D); *Hirshmanniella* anterior end (E) and tail region (F).

23. Stylet knobs anchor shaped, forward directed (Fig. 15).....Hemicriconemoides
(Cuticle with 2 detached layers, body at short distance at both ends, vulva posterior, tail short, conoid to rounded, labial framework heavily sclerotized, strong stylet, basal knobs forward directed)
Stylet shape rounded, sloping backward (Fig. 16) Hemicycliophora
(Cuticle with 2 detached layers, labial annuli generally not modified or separated, vulva a transverse slit over half of body diameter long.)
24. Body elongate, cylindrical, tail elongate (Fig. 17)Caloosia
(Esophagus criconemoid type; cuticle thick and coarsely annulated.)
Body stout, usually fusiform21
25. Annules with spines or scale like extension (Fig. 15) Criconema
(Annuli smooth or variously ornamented, annuli of labial region smooth, usually with one annulus wide and clearly set off from next body annulus, labial region usually with six pseudolips rounded and projecting from first annulus, vulva slit like or completely overhanging anterior lip, tail conoid-pointed to bluntly rounded, Criconema (Nothocriconema)
Annules plain without spines or scale like extensions (Fig. 15)Criconemella
(Annuli smooth or finely crenate, first annuli reduced, in some species first annulus more or less forward directed, submedian lobes generally well developed, vulva open or closed, anterior lip may be ornamented, Criconemella (Macroposthonia, Criconemoides, Mesocriconema)

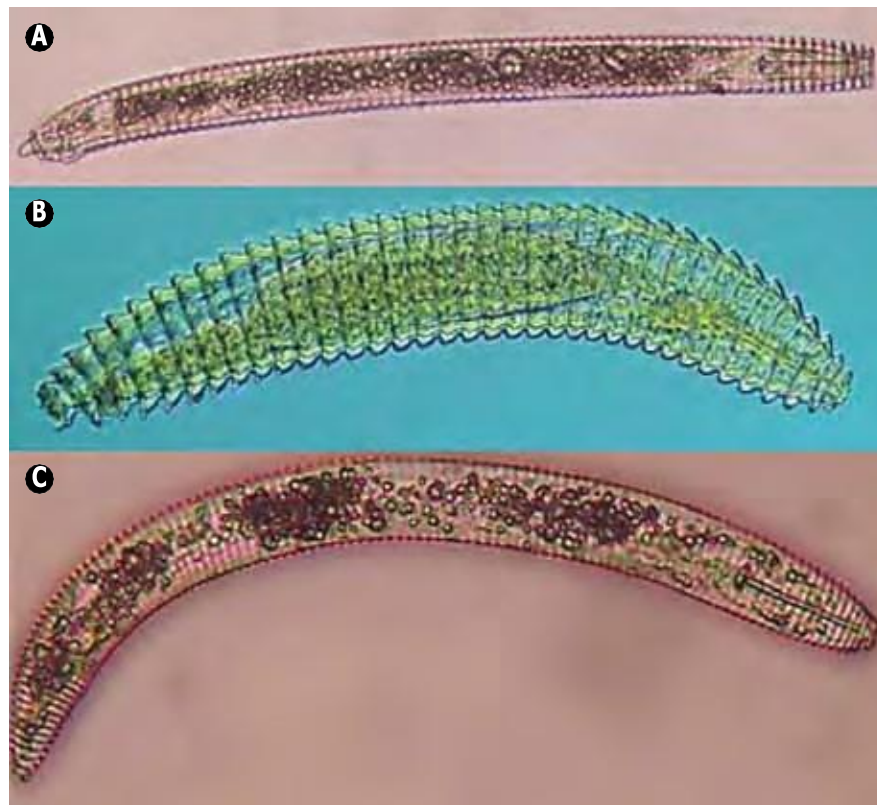


Figure 15. Entire body of Hemicriconemoides (A), Criconema (B), and Criconemella (C).

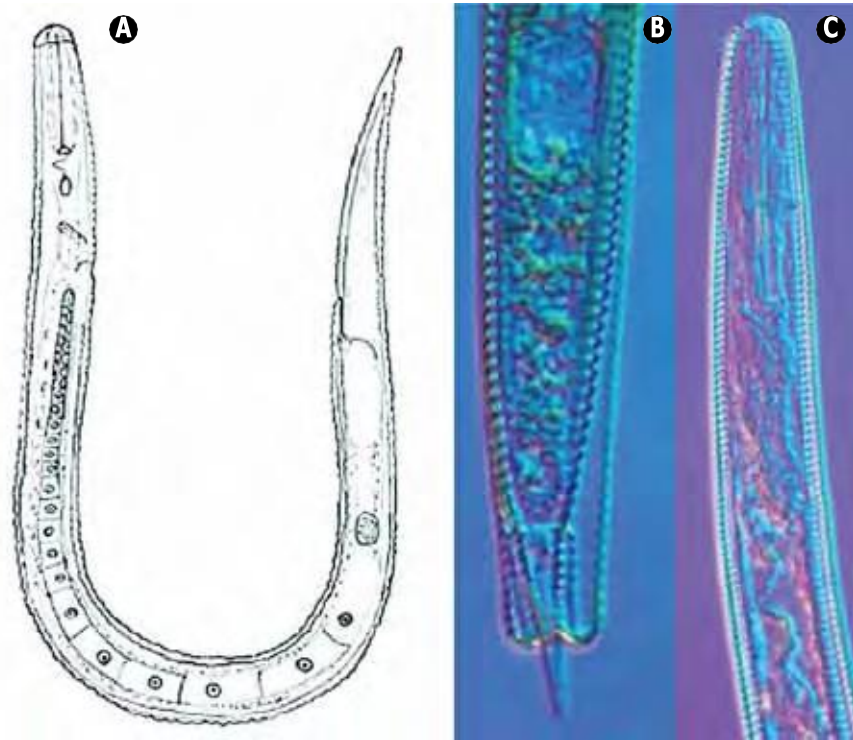


Figure 16. Hemicycliophora female full body (A), tail (B), and head (C).

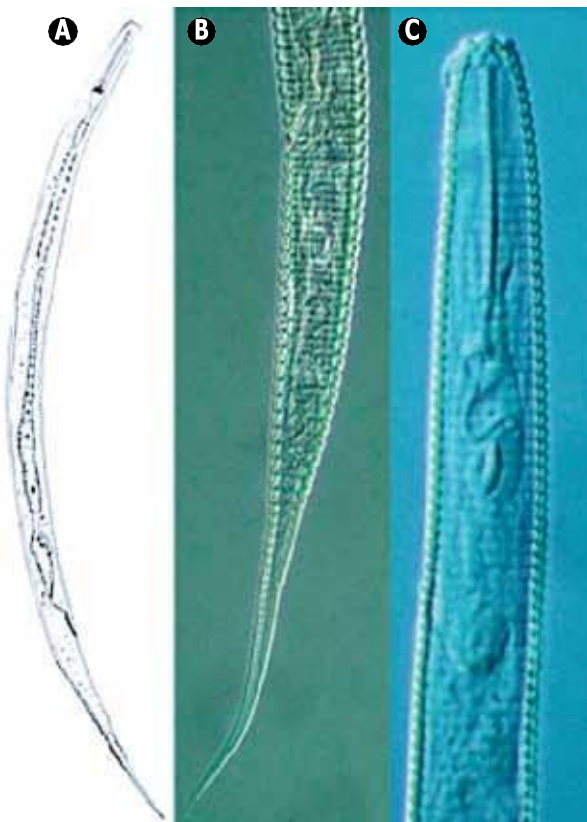


Figure 17. Caloosia female body (A), tail (B), and head (C).

26. Body after death spiral (Fig. 19) *Helicotylenchus*
 (Gland bulb overlap intestine mostly ventrally, tail short, with or without ventral projection, tail more curved dorsally, DGO often far from the stylet (6-16 μ m), pore-like small phasmid, body spiral to straight, labial region continuous to slightly offset, rounded or flattened, 4 lines in lateral fields, two genital branches, posterior one sometimes degenerate, stylet average size $\sim$ 25 μ m)
 Body death position straight or slightly curved 23
27. Esophagus not overlapping intestine (Fig. 18) *Tylenchus*
 (Stylet conus half or more than the stylet length. Lateral fields with 4 incisures, phasmids dorso-sublateral behind the vulva, cephalic region continuous, annulated, framework with light or no sclerotization, tail generally ventrally arcuate, regularly tapering to a pointed or minute rounded terminus, excretory pore usually opposite to the basal bulb, postvulval uterine sac about a body width or less long, spermatheca round to oval and offset, arcuate spicules.)
 Esophagus overlapping intestine 24
28. Median bulb, its valve and stylet well developed, lip region flattened short ventral overlap, monovarial, low flat lip (Fig. 20) *Pratylenchus*
 (Males rare, but with sexual dimorphism, body length under 0.8 mm, lip area low, flattened anteriorly, not or weakly offset, oesophageal glands overlap ventrally the intestine for a medium distance, posterior branch of female genital tract reduced to postvulval sac, female tail terminus rounded and rarely pointed.)
 Median bulb and its valve small, stylet usually small, its length almost equal to body width at stylet base 25

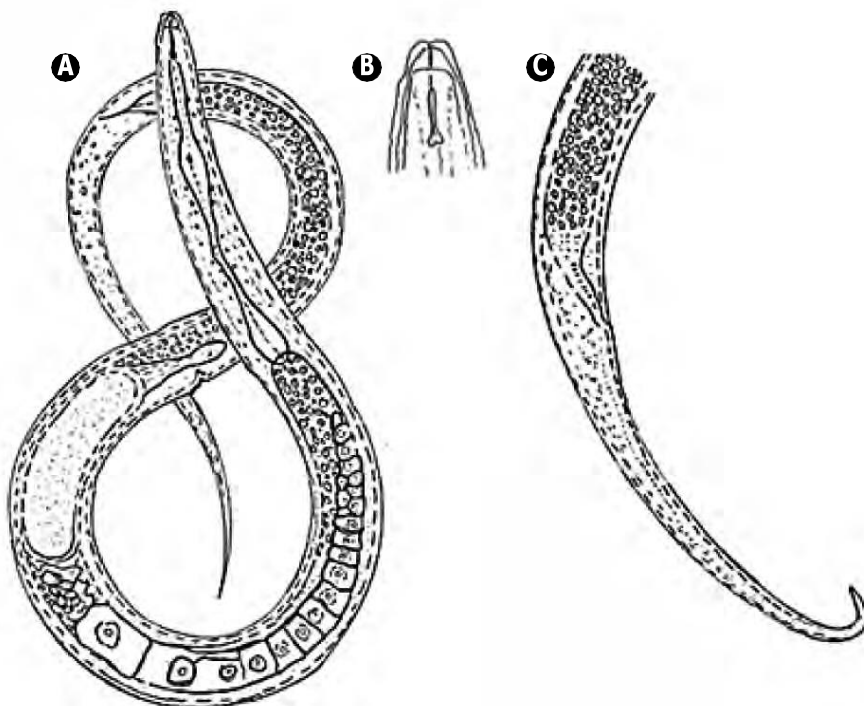


Figure 18. *Tylenchulus* full body view (A), stylet region (B), and tail (C).

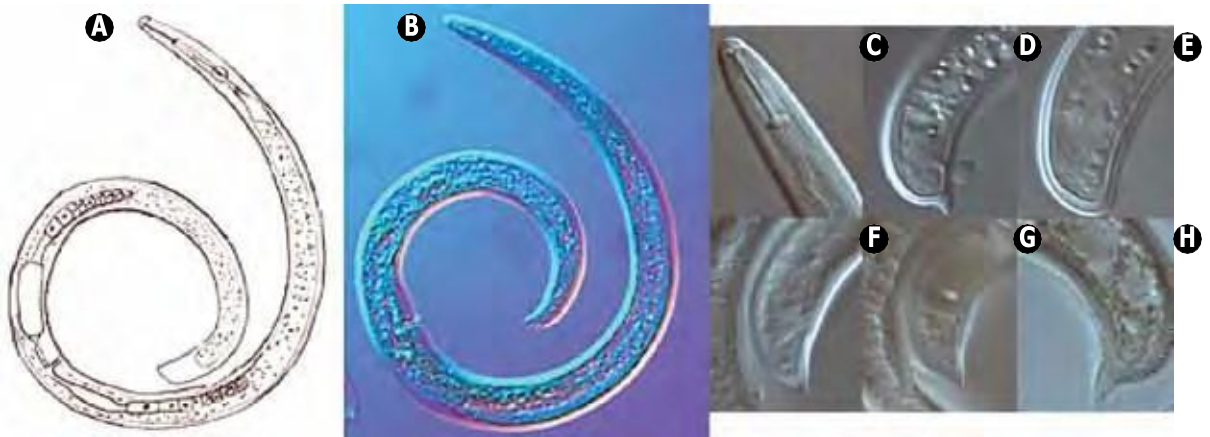


Figure 19. Full body spiral habitus of *Helicotylenchus* spp., (A, B), dorsal gland opening distance from stylet end (C), rounded tail with terminal projection (D), hemispherical annulated tail terminus (E), irregular tail projections (F, G), tail with non-annulated ventral projection (H).

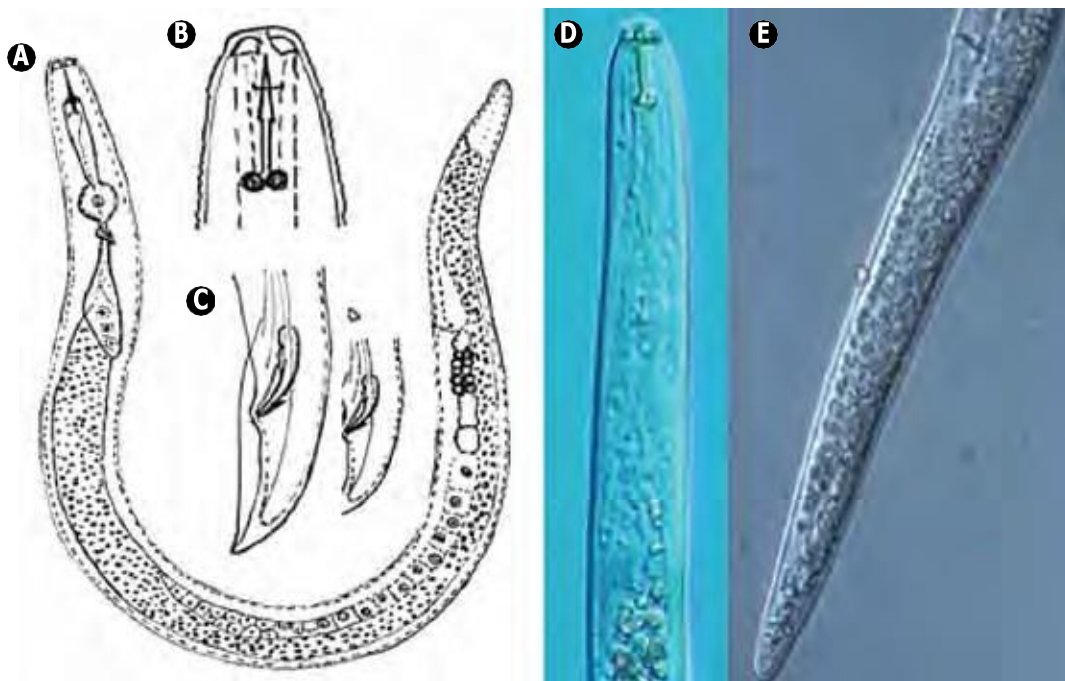


Figure 20. *Pratylenchus* entire body (A), head (B, D) and tail regions (C, E).

29. Mature female mostly obese (Fig. 21)*Anguina*
 (Procorpus separated from the median bulb by constriction, isthmus separated from the glandular bulb by a constriction, multiple rows of oocytes in the ovary, can be recovered in root galls, sometimes in leaves or flower parts, can form galls on plant roots.)
 Mature female slender (Fig. 21)*Ditylenchus*
 (Mature female not swollen or slightly swollen, Isthmus not separated from the glandular bulb by a constriction, gland bulb overlap long or short, ovary outstretched; slender forms; uterus 4 or 5 rows of cells, found in bulbs, stems, leaves, and tubers.)
30. Swollen female with pointed tail27
 Swollen female without pointed tail28
31. Mature female kidney shaped, with short pointed tail (Fig. 22) *Rotylenchulus*
 (Glandular overlap very long, mostly lateral, tail short and rounded, DGO 13-33 μm from stylet body vermiform, spiral to C-shaped, phasmids at the mid-tail, mature female: body obese, kidney shaped, thick cuticle, tail conical pointed with or without hyaline, male: vermiform, anterior end reduced, bursa difficult to see, not quite to the tail, 4 lateral lines, median bulb with strong valve, two genital branches)
- Mature female not kidney shaped, with long pointed tail (Fig. 22).....*Tylenchulus*
 (Mature female: Excretory pore near vulva, anus absent, posterior body exterior to root)

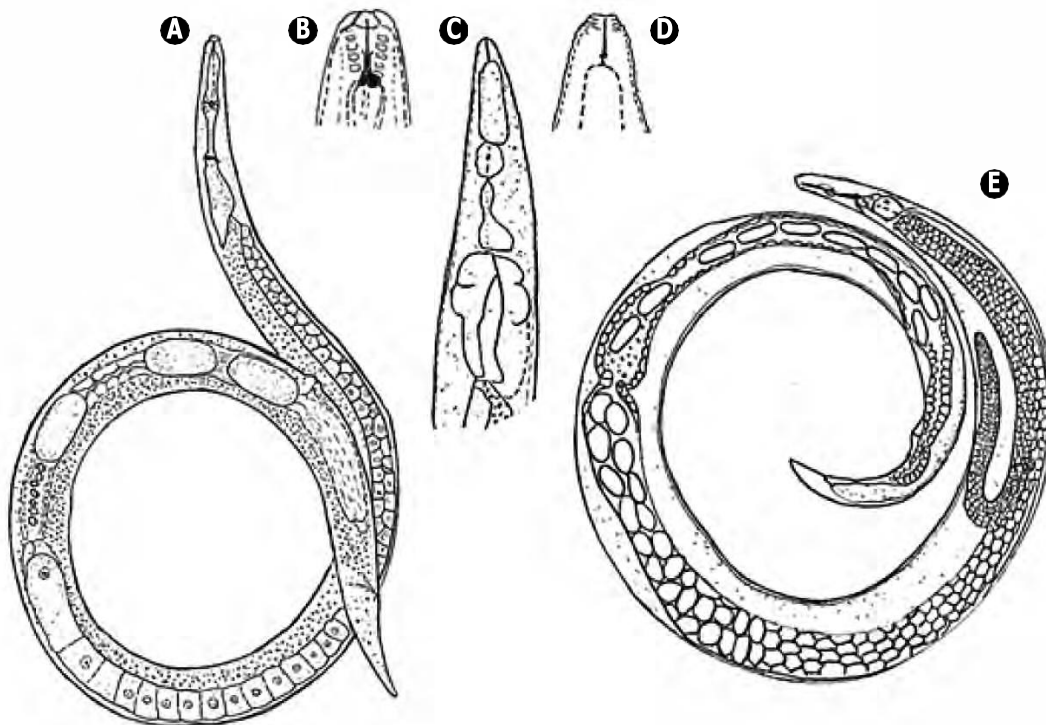


Figure 21. Entire female body of *Ditylenchus* (A), *Ditylenchus* stylet region (B), esophageal region of *Anguina* (C), *Anguina* stylet region (D), and *Anguina* female full body (E).

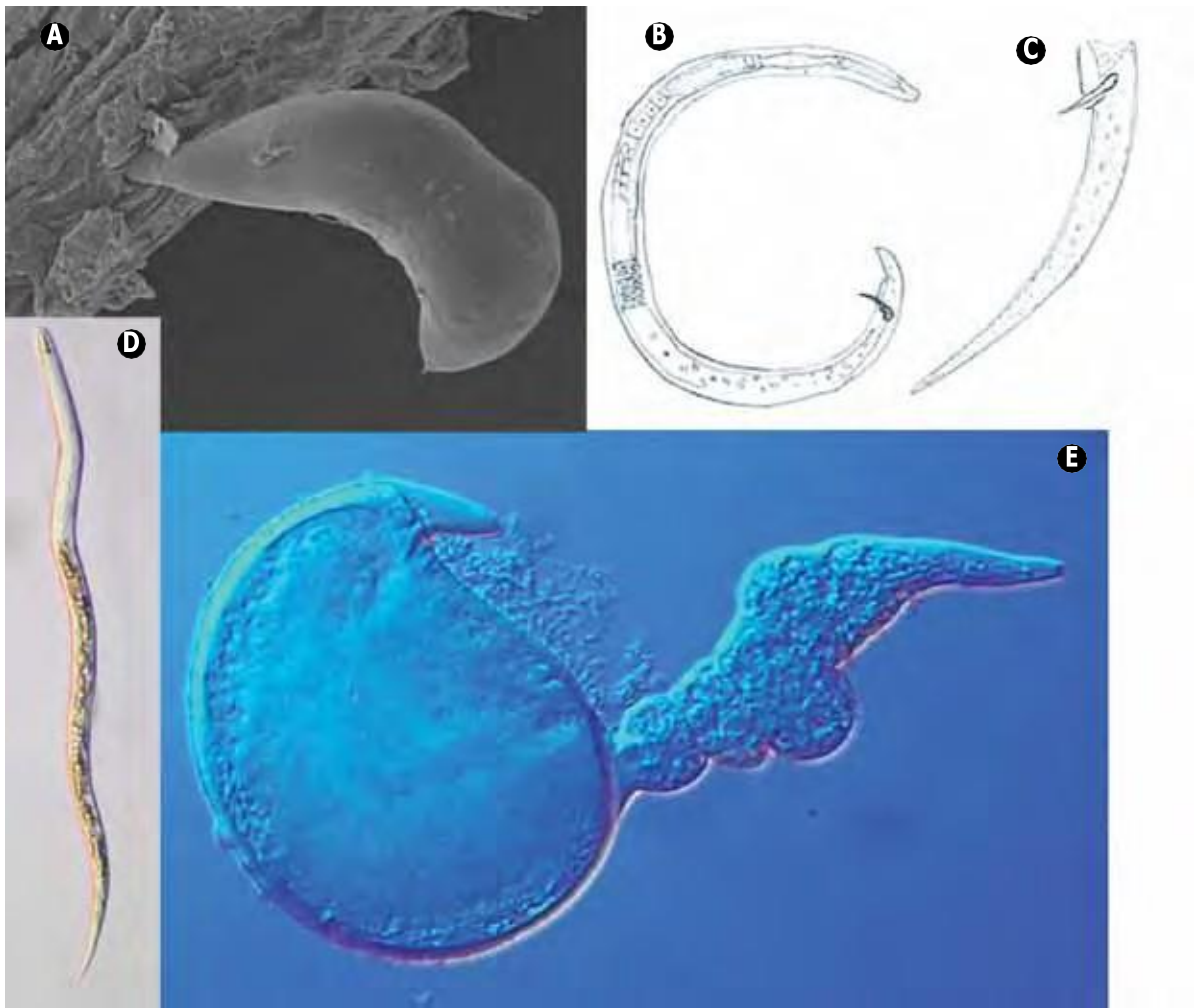


Figure 22. *Rotylenchulus* female protruding from root tissue (A), *Rotylenchulus* male full body (B) and tail region (C), *Tylenchulus* juvenile full body (D) and female full body extracted from root tissue (E).

32. Mature female white, without eggs inside body (Fig. 23)*Meloidogyne*
 (Females with irregular body annules around perineal pattern; excretory pore at level with stylet or close behind it; lip region with two lateral lips wider than four sublateral lips; second-stage juvenile stylet <20 μm ; weakly labial framework.)

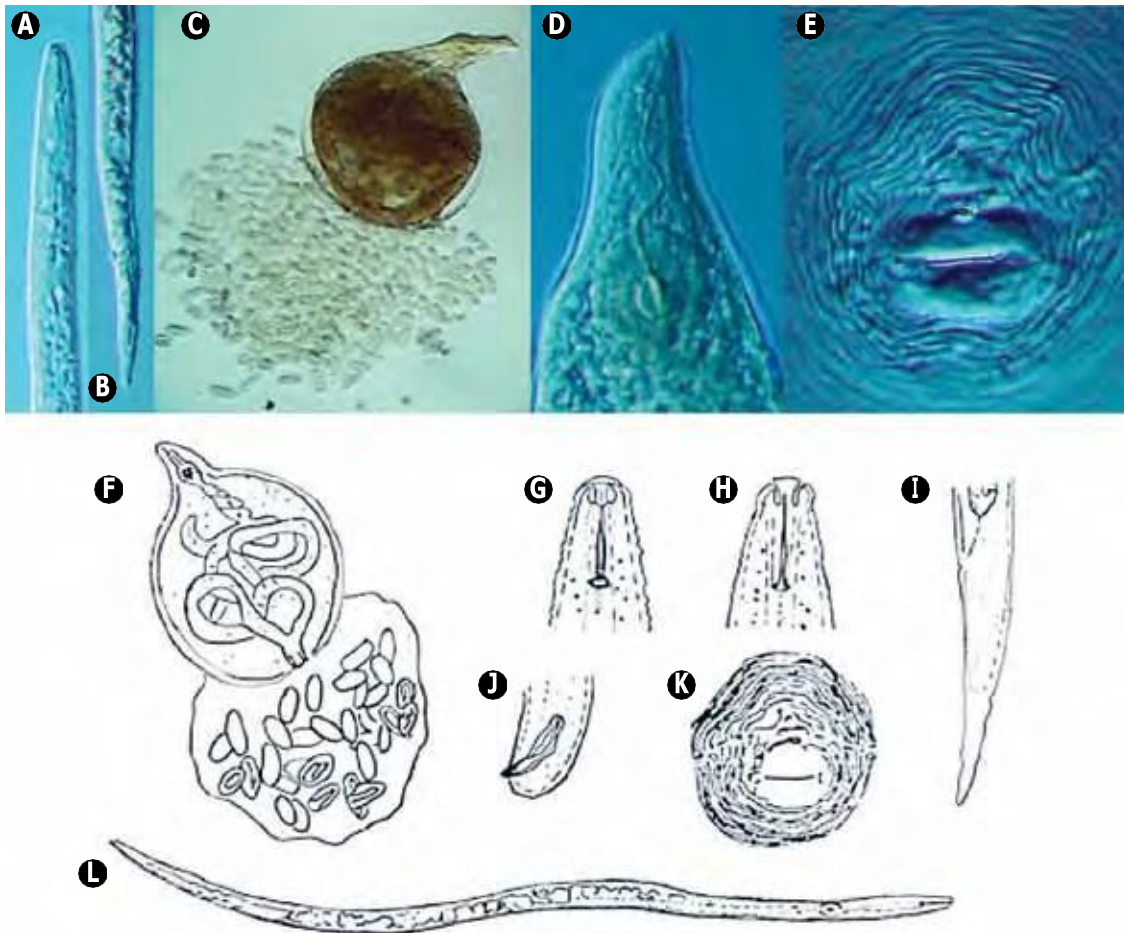


Figure 23. *Meloidogyne* juvenile anterior end (A), juvenile tail (B, I), mature female with eggs (C, F), mature female anterior end (D), female perineal pattern (E), male anterior end (G, H), male tail (J), perineal pattern (K), and juvenile full body (L).

Mature female creamy or brown with eggs inside body (Fig. 24) Heterodera
(Cysts generally lemon-shaped, rarely spherical and then with protrusions; vulva on a terminal cone, with fenestra [circumfenestrate, bifenestrate, or ambifenestrate]; bullae present or absent; stylet <30 μ m.)

33. Lip region smooth and offset Eutylenchus
Lip region annulated and not offset Atylenchus

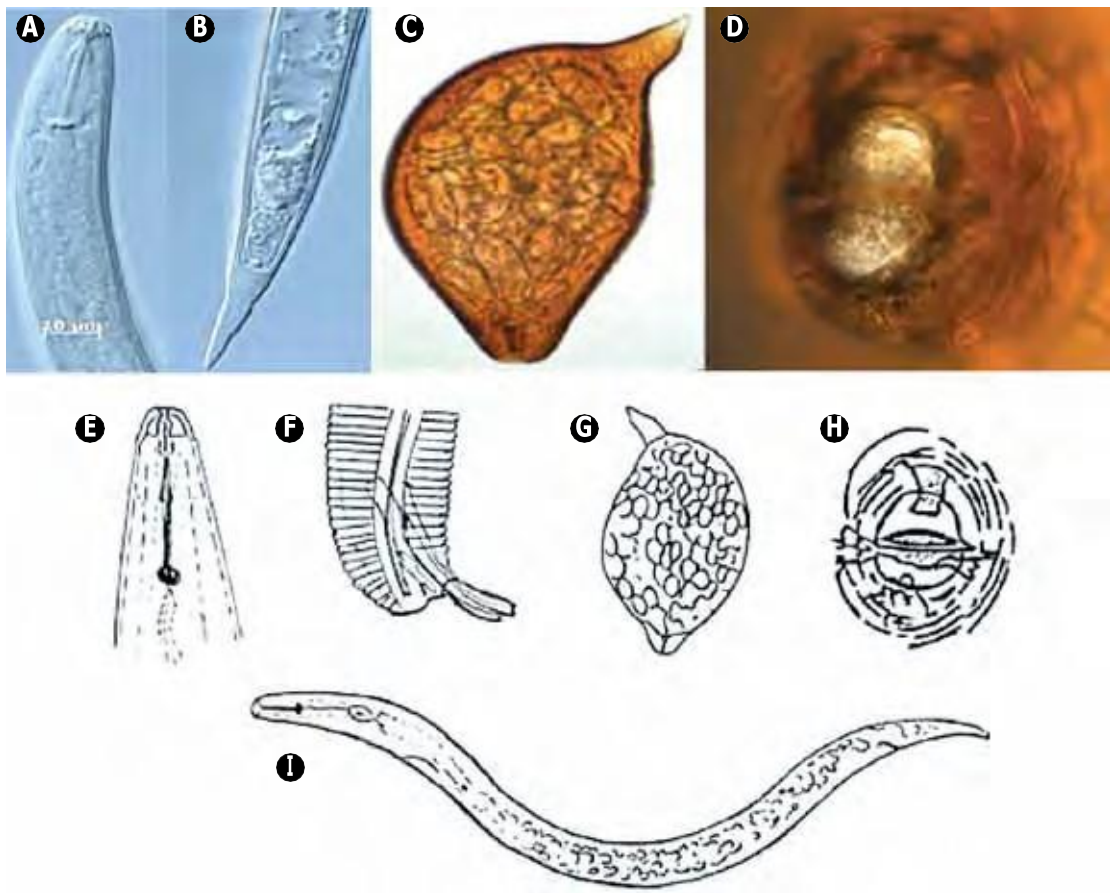


Figure 24. Heterodera juvenile anterior end (A), juvenile tail (B), mature cyst with vulval cone (C, G), vulval cone with fenestration (D, H), male anterior end (E), male tail (F), and juvenile full body (I).

4.5.2 Chave de identificação SBN (2021)

Species name	Habitus	Body length (mm)	a	c	c'	V	DGO (µm)	Stylet length (µm)	Stylet knobs shape	Head shape	Head ann	Tail shape	Tail ann	Phas post. ant/post	Male	Female PGB	Fig No. Head & tail
<i>H. coffae</i>	S	0.38-0.59	18-22	35-53	0.9-1.4	59-64	?	24-25	FA	H	4-5	VP	10-12	2/3	ABS	F	43
<i>H. concavus</i>	SA	0.64-0.86	26-33	42-51	0.8-1	61-65	?	29-32	AI	H	SM	H	6-12	18-11/	ABS	F	44
<i>H. conicephalus</i>	LS	0.46-0.64	28-32	36-51	0.7-1.4	60-63	?	21-24	FA	T	SM	R-VP	7-9	6-1/	ABS	F	45
<i>H. conicus</i>	S	0.62-0.73	26-35	40.4-55	0.9-1.2	60-63	8-10	24-25	AI	T	SM	CONI	7-12	2-1/1-2	ABS	F	46
<i>H. constrictus</i>	OS	0.61-0.62	23.7-24.2	34.9-36.2	1.37-1.49	62.6-62.8	8-12.8	20.9-22.5	R	H	IN	VC	7-8	8-6/	ABS	NF	47
<i>H. coomansi</i>	SA	1.17-1.3	35-40	43-67	0.7-1.1	58-60	?	39-42	FA	T/H	4-5	H	10-13	8-5/	PRS	F	48
<i>H. cornurus</i>	LS	0.67-0.84	25-32	37-59	0.65-1.15	61-65	7-12	24-27	AI	H	4-5	IR-VP	5-11	10-2/	PRS	F	49
<i>H. craigi</i>	LS	0.52-0.65	23-30	23-33	1-1.2	56-61	?	22-24	AI	H	4	PT-VP	7-9	6/2	ABS	F	50
<i>H. crassatus</i>	OC	0.64-0.77	27-34	45-71	0.63-1	61-64	?	26-30	AC	T	4	IR-VP	3-9	6/2	ABS	F	51
<i>H. crenacauda</i>	S	0.57-0.77	24-29	31-52	1-1.3	59-64	?	24-28	FA	H	4	IND-VP	8	6-4/	ABS	F	52
<i>H. crotinii</i>	LS	0.49-0.6	20.4-26	20.8-36	1.1-1.8	59-66.6	14	20-24	R	T/H	3	CON	6-7	/0-1	ABS	F	53
<i>H. curvatus</i>	S	0.83-1.26	17.5-27.5	38.1-52	0.8-1.2	58-64	3-9	42-46	F-I	T	6-7	DC	13-18	/0-5	PRS	F	54
<i>H. curvatus</i>	?	0.6	26-28	38-44	?	59-60	8-10	22	CUP	T	4	SH-VP	?	0/2	ABS	F	55
<i>H. curvicaudatus</i>	S	0.59-0.63	27.1-29.1	28.9-30.1	?	60.4-62.8	?	30.4-31.7	AI	H	4	CUR-VP	14	6/	ABS	F	56
<i>H. cuspidicaudatus</i>	LS	0.58-0.72	23-30	26-33	1.6-2.5	60-67	11-13	25-28	R-FA	H	4	CON-VA	19-23	5/	ABS	NF	57
<i>H. delanus</i>	C	0.46-0.62	22.5-33	35.8-56.5	0.7-1.2	73-76	5-8	25-28	F-I	T	5-6	DC	6-11	/5	PRS	F	58
<i>H. delhiensis</i>	S	0.54-0.7	21-30	43-54	?	59-65	8	21-22	AC	H	2-3	CON-R	7	9/	ABS	F	59
<i>H. densibullatus</i>	S	0.43-0.58	24-31	41-51	0.9-1.2	62-65	?	22-23	AMA	H	3	CC SH-VP	7-10	8-1/	ABS	F	60
<i>H. depressus</i>	S	0.66-0.8	30.2-35.7	41.2-70.80	0.76-1.28	63.2-67.7	?	23-27	R	H	3-4	CON	10-13	11-6/	ABS	F	61
<i>H. digitatus</i>	S	0.52-0.61	21-30	21-26	?	59-66	8.5	20-21	R	H	4	DIGI	13-16	2/5	ABS	F	62
<i>H. digitiformis</i>	S	0.7-0.8	26-31	30-39	1.1-1.4	60-62	?	27-30	AC	H	5	DIGI	14-16	4-1/	ABS	F	63
<i>H. dignus</i>	OC	0.51-0.58	20-27	42-69	0.9-1.1	63-70	?	25-27.6	AC	H	3-5	BR	?	/3-5	ABS	F	64
<i>H. digonicus</i>	S	0.5-0.79	23-33	41-63	0.7-0.9	58-64	?	24-28	FA	T	4-5	H SH-VP	4-10	5-1/	ABS	F	65
<i>H. dihystrera</i>	S	0.59-0.79	27-35	35-49	0.8-1.2	60-65	?	24-29	AI	H	4-5	CON-SH-VP	6-12	11-5/	PRS	F	66
<i>H. discocephalus</i>	S	0.47-0.6	22.4-28	26.4-45.5	1-1.6	56.9-62.8	9.6-12	20.8-23.2	AI	T	4-5	L-VP	6-10	IN	ABS	F	67

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados obtidos a partir deste estudo demonstraram que, das 40 áreas levantadas nas diferentes localidades do sudeste Goiano, em 28 áreas foram encontradas o nematoide do gênero *Helicotylenchus* (Tabela 2), ou seja, uma frequência (F%) de 70% (Figura 3), demonstrando o quão disseminado esse nematoide está.

Tabela 2. Resultado das análises hematológicas das raízes de milho de sete municípios do sudeste Goiano, referente aos anos de 2021 e 2022, com as populações de *Helicotylenchus dihystra*.

Amostras	<i>H. dihystra</i> *	Município
1	19	Orizona
2	6	Orizona
3	21	Orizona
4	47	Orizona
5	0	Orizona
6	45	Orizona
7	13	Orizona
8	0	Orizona
9	684	Orizona
10	6	Campo Alegre de Goiás
11	4	Campo Alegre de Goiás
12	77	Campo Alegre de Goiás
13	57	Campo Alegre de Goiás
14	120	Campo Alegre de Goiás
15	102	Campo Alegre de Goiás
16	107	Campo Alegre de Goiás
17	31	Campo Alegre de Goiás
18	18	Catalão
19	2	Catalão
20	0	Catalão
21	28	Catalão
22	0	Catalão
23	48	Catalão
24	0	Catalão
25	0	Catalão
26	0	Catalão

Amostras	<i>H. dihystra</i>*	Município
27	1	Cumari
28	30	Cumari
29	0	Cumari
30	18	Ipameri
31	0	Ipameri
32	0	Ipameri
33	0	Ipameri
34	31	Pires do Rio
35	12	Pires do Rio
36	0	Pires do Rio
37	26	Ouvidor
38	38	Ouvidor
39	94	Ouvidor
40	46	Ouvidor
Média	43	-

* Quantidade de nematoides por 10 gramas de raiz.

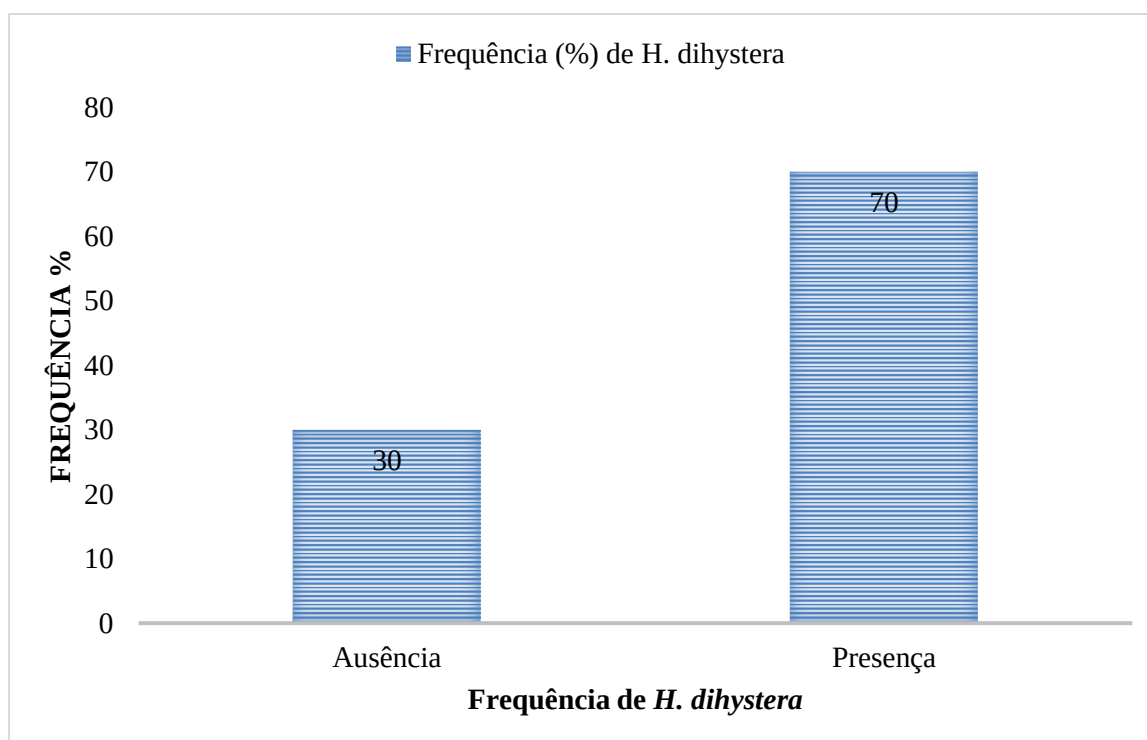


Figura 3. Frequência (%) do nematoide *Helicotylenchus dihystra* associado à cultura do milho nos setes municípios do sudeste de Goiás.

Outra constatação, foi para o gênero *Helicotylenchus*, todas as espécies identificadas foram *H.dihystra*, as características observadas para a análise morfométrica para a taxonomia (Tabela 3) estavam de acordo com a chave de identificação da SBN (2021).

Tabela 3. Morfometria de *H. dihystra* associado à cultura do milho na região sudeste de Goiás de acordo com a chave de identificação da SBN (2021).

n = 10	Média	Máx.	Mín.	Outras características	
L	0,68	0,73	0,59	FDC	S
A	28,8	30,4	27,0	FNB	AI
C	41,7	47,8	36,8	EAC	H
c'	1,03	1,2	0,83	FC	SH-VP
V	62,6	64,9	60,5	PM	PRS
CE	26,9	29	24,2	PGB	F
LMC	0,024	0,028	0,020		
LC	0,016	0,022	0,013		
DVA	0,42	0,44	0,35		

n: número de fêmeas; L = comprimento do corpo; A = comprimento total do corpo dividido pela largura máxima do corpo; C = comprimento total do corpo dividido pelo comprimento da cauda; c' = comprimento da cauda dividido pela largura do corpo ao nível do ânus; V = distância externa anterior a vulva dividido pelo comprimento total do corpo x100; CE = Comprimento estilete; LMC: largura máxima do corpo; LC: largura da cauda; DVA: distância da vulva a parte anterior; FDC: formato do corpo após morto; FNB: formato dos nódulos basais; EAC: extremidade anterior do corpo; FC: forma da cauda; PM: presença de macho; PGB: ramo uterino pós genital das fêmeas.

Para avaliação morfológica eficaz, fez-se as medidas de 10 fêmeas de *Helicotylenchus* (Tabela 3) seguindo os padrões da chave de identificação utilizada do SBN (2021). As medições relaram que para as 10 fêmeas medidas, a média do comprimento do corpo foi de 0,68mm, variando de 0,59mm a 0,73 para mínima e máxima respectivamente. Segundo a chave de identificação utilizada, o comprimento de *H.dihystra* precisa estar na faixa de 0,59-0,79, contudo, para o parâmetro comprimento do corpo, obtiveram a eficiência

A relação do comprimento total do corpo e largura máxima do corpo (a) obteve média de 28,8mm, com máxima de 30,4 e mínima de 27,0, enquadrando-se na janela de 27-35. A relação do comprimento do corpo com o comprimento da cauda (c) obteve média de 41,7mm, com máxima de 47,8 e mínima de 36,8, enquadrando-se no intervalo de 35-49.

Para relação do comprimento da cauda e largura da cauda (c'), obteve média de 1,03 com máxima de 1,2 e mínima de 0,83. Para esse dado, o c' atingiu o limite máximo da janela

permitido, sendo de 0,8-1,2. A distância da abertura cloacal e a relação com comprimento total do corpo X100, também entrou na janela de 60-65.

No entanto, observa-se que todos os parâmetros medidos no presente trabalho obtiveram sucesso como os da chave de identificação da SBN (2021), evidenciando, contudo, que o presente nematoide encontrado em associação com a cultura do milho na região sudeste goiano é o *Helicotylenchus dihystra*. É de extrema importância mencionar que não foi encontrado trabalho na literatura relacionados com levantamento de *Helicotylenchus dihystra* na cultura do milho na região sudeste goiano.

Referente às frequências calculadas, para cada município estudada, observaram que Campo Alegre e Ouvidor obtiveram a frequência de 100%, Orizona 78%, Cumari e Pires do Rio frequência de 67%, Catalão 44% e Ipameri 25%, como mostra na Figura 4.

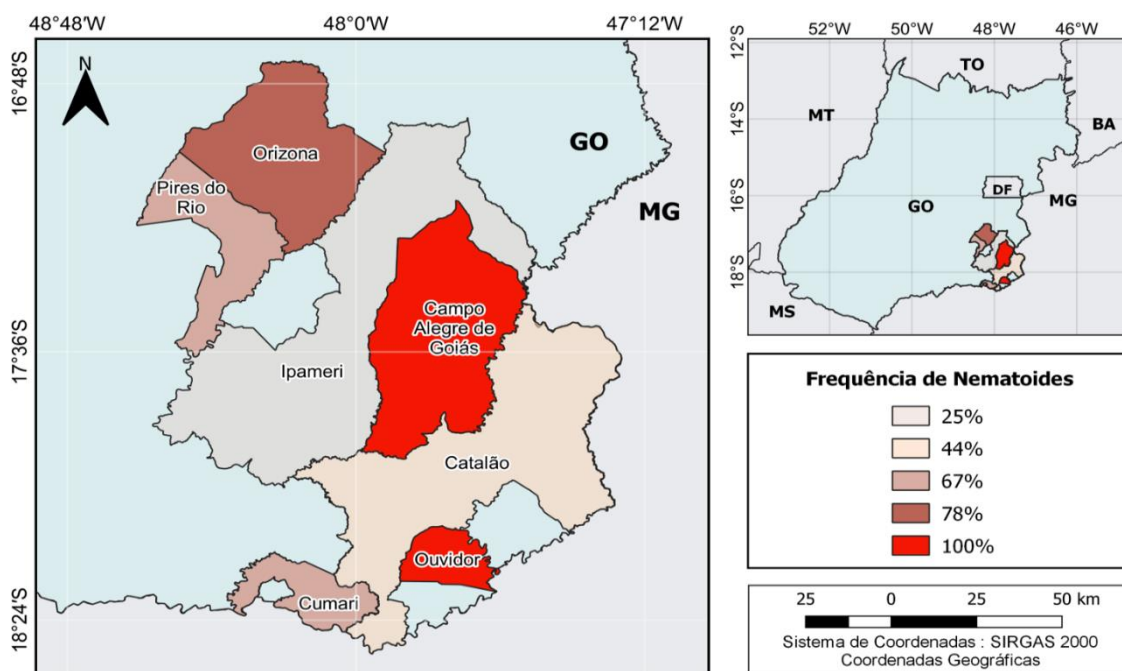


Figura 4. Frequência de *H. dihystra* encontrados nas raízes de milho em sete municípios do sudeste goiano.

O gênero *Helicotylenchus* é considerado o gênero de nematoides mais frequente e abundante no Brasil (Monteiro *et al.* 2000). Teixeira *et al.* (2010), evidenciaram altas frequências de *Helicotylenchus* sp. nas análises realizadas em propriedades rurais no município de Jataí-GO.

Verifica-se que os resultados mencionados anteriormente estão condizentes com os relatados por Calgaro Junior (2019) e Khan *et al.* (2019). O primeiro autor confirma a disseminação de *Helicotylenchus* sp., relatando que esse nematoide está sendo encontrado em grande parte das áreas produtoras do Estado de Goiás, representando grande parte das áreas de produção de milho nacional. Já o segundo autor, relata que no Paquistão houve a prevalência de fitonematoides associados com milho, identificando a presença de diversos nematoides, por exemplo, *Pratylenchus zeae* e o *Helicotylenchus* da espécie *dihystera* (Khan *et al.* 2019). Esse avanço da disseminação pode ser observado desde a década de 1970 por Kirsch *et al.* (2016), quando foi realizado um levantamento em lavouras do Rio Grande do Sul, e observou-se a ocorrência esporádica de *Helicotylenchus* sp., mostrando a baixa incidência no solo e sendo considerado anteriormente um nematoide de pequena importância pelos agricultores. Com intuito de comparar os resultados obtidos na pesquisa, realizou-se um levantamento das análises nematológicas da região do sudeste goiano em um laboratório de análises agrícolas, situado em Uberlândia-MG, de acordo com a Tabela 4.

Tabela 4. Levantamento dos resultados das análises de nematoide da cultura do milho realizadas em um laboratório de análises agrícolas situado em Uberlândia-MG, no período de 2020 a 2021 na região de Catalão, Campo Alegre e Cristalina.

Amostra	Município	<i>Helicotylenchus</i> sp*
01	Catalão	59
02	Catalão	71
03	Catalão	67

Amostra	Município	<i>Helicotylenchus</i> sp*
04	Catalão	54
05	Catalão	6
06	Catalão	23
07	Campo Alegre	69
08	Cristalina	14
09	Cristalina	10
10	Cristalina	10

* Quantidade de nematoides por 5 gramas de raiz.

De acordo com levantamento citado, todas as amostras realizadas pelo laboratório identificaram a presença de *Helicotylenchus* sp na cultura do milho, confirmando a relação desse nematoide com a cultura. Esse resultado vem de acordo com os resultados mencionados anteriormente, reafirmando a disseminação desse nematoide na região sudeste de Goiás. Não foram identificadas, nas análises do levantamento anterior (Tabela 2), as espécies do gênero *Helicotylenchus*, contudo, no presente trabalho, foi identificada a espécie *H. dihystra* conforme as figuras 5 e 6 e a Tabela 3.



Figura 5. Fêmea de *Helicotylenchus dihystra* extraída de raízes de milho. A = Região labial hemisférica; B = Estilete; C = Vulva; D = Calda.

Fonte: elaborado pelo próprio autor.

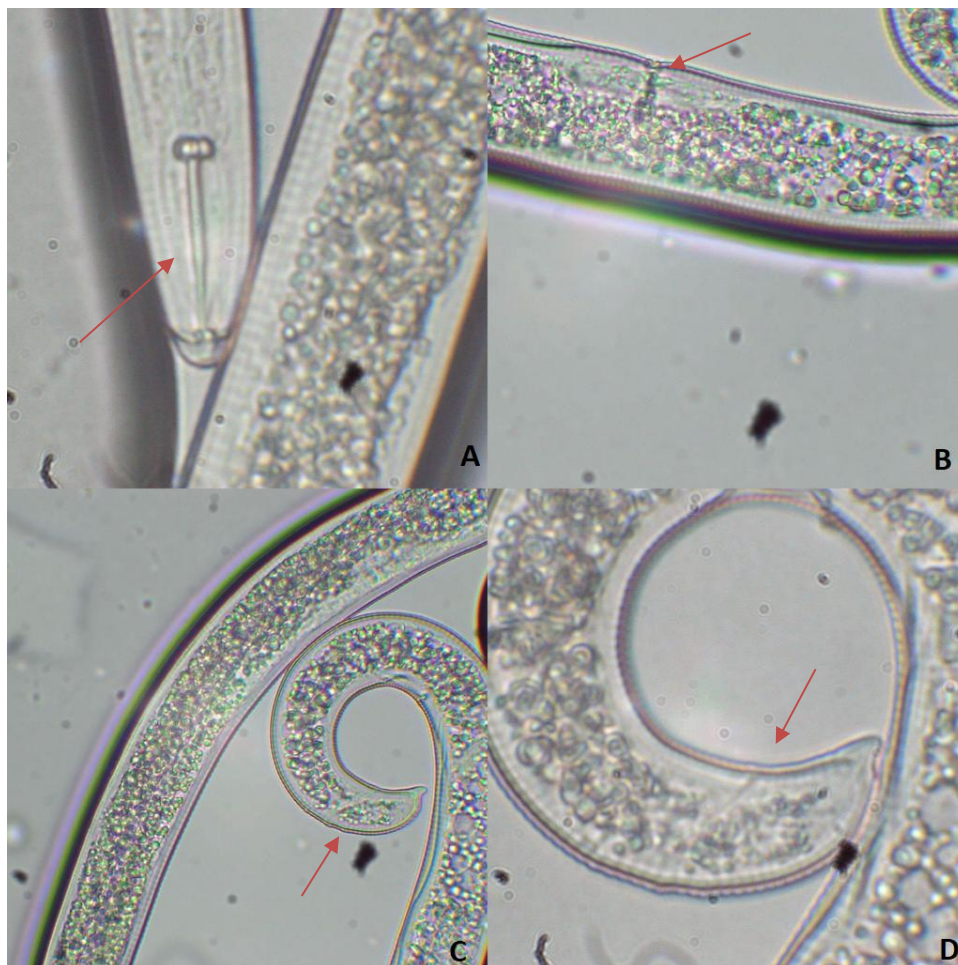


Figura 6. Estrutura de fêmeas de *Helicotylenchus dihystra* encontradas nas raízes de milho.

A - Estilete; B – Vulva; C – Cauda; D – Anus.

Fonte: elaborado pelo próprio autor.

De acordo com as figuras 5 e 6, ficou evidenciada a presença do nematoide espiralado nas amostras de raízes de milho. Para avaliação morfológica, foram feitas também medidas das partes do nematoide para comparação com a chave de identificação da SBN (2021). Como mostra a Tabela 3, todas as medidas estão em conformidade com a chave de identificação de SBN (2021) para a espécie *H. dihystra*. A figura 6 apresenta as partes do corpo de *H. dihystra*, mostrando uma fêmea adulta vermiciforme, finas e ligeiramente intumescidas; presença do estilete com nódulos basais; vulva posicionada geralmente ou menos que 60% do comprimento

do corpo; e cauda com geralmente 1,5 vezes o diâmetro do corpo. Vale ressaltar que as estruturas como o formato da cauda curta e breve com projeção ventral, extremidade anterior do corpo hemisférico, presença de machos e formato dos nódulos basais indentado anteriormente, foram identificados nas amostras.

Machado *et al.* (2015), em seu trabalho sobre o parasitismo de *H. dihystra*, nas culturas da soja e milho, observaram, após 70 dias da inoculação, o aparecimento de alguns sintomas, como o escurecimento do sistema radicular. No presente trabalho, conforme as raízes foram lavadas, também foram identificadas radículas necrosadas, como mostra na figura 7.

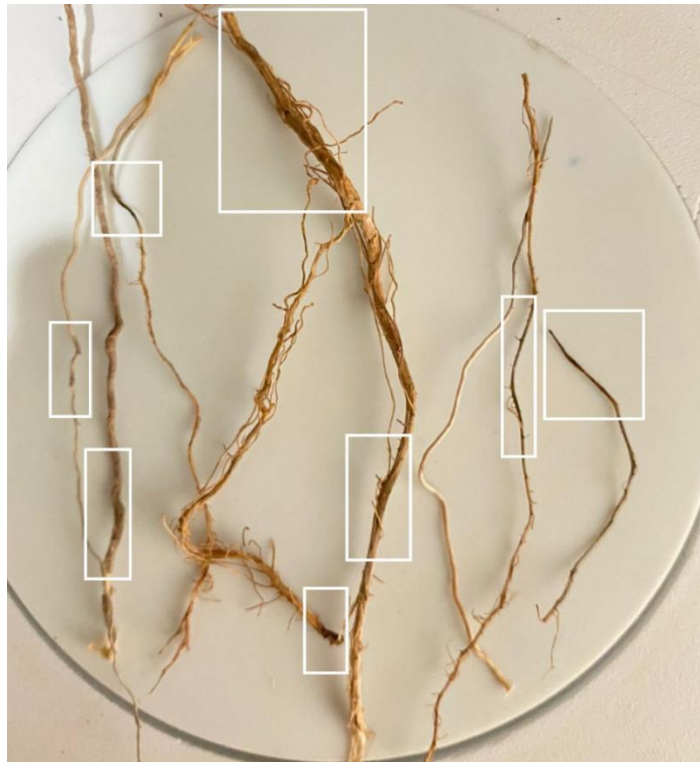


Figura 7. Danos em raízes de milho antes do processamento das amostras.

Fonte: elaborado pelo próprio autor.

As lesões radiculares encontradas nas 70% das amostras de raízes de milho coletadas, podem estar relacionadas à presença do *H. dihystra*, segundo Silva (2017), os danos causados pelo *Helicotylenchus* sp ocorre preferencialmente nas raízes mais grossas, causando a formação de pequenas lesões e inúmeras pontuações superficiais de coloração acastanhada e de acordo

com o aumento da população de nematoides, as lesões podem se unir, resultando em necrose da superfície da raiz. No entanto, não se pode afirmar certamente tais resultados descritos acima, pois nessas mesmas amostras existiam presença de outro gênero de fitonematoide.

O parasitismo do *Helicotylenchus* sp, até hoje é discutido entre a nematologia brasileira, com alguns, classificando-o como sendo ectoparasita, já outros o classificando como endoparasita. O primeiro, endoparasita, alimenta-se de células próximas da superfície e podem inserir parte de sua porção anterior dentro dos tecidos vegetais que eles se alimentam. Já o segundo, ectoparasita, entram nas plantas, passam através do processo de maturação, põem ovos, e alimentam-se nos tecidos da planta (Embrapa, 2000).

Em cada espécie de nematoide existem algumas características intrínsecas, é o caso de *H. dihystra* que consegue prolongar sua estadia no solo e entrar na planta para realizar alimentação esporadicamente (Tiago Neto, 2019). Essa diferente forma do *H. dihystra* parasitar as plantas, justificaria o motivo da baixa população de nematoides encontrados nas raízes, a sua permanência nas raízes são esporádicas, vivendo maior parte da sua vida no solo.

Moraes (2019), Arantes (2019), Miranda (2021) & Ramos (2021), citam o *H. dihystra* como ectoparasita. Porém, no presente trabalho, de acordo com os resultados das análises realizadas (Tabela 4), foram encontrados nematoides dentro das raízes de milho o *H. dihystra*, classificando-o também como endoparasita, refutando os autores citados anteriormente, que os classificavam somente como ectoparasita.

Trabalhos relacionados ao parasitismo do nematoide espiralado são descritos por Costa *et al.* (2020), que avaliaram o efeito da ação parasitária frente ao crescimento e desenvolvimento de espécies vegetais, e citam o *H. dihystra* como endoparasita, já que penetram nas raízes de algumas plantas hospedeiras. Estudos realizados pelo Laboratório de Nematologia do Instituto Agrônomo do Paraná (Iapar) comprovaram também o endoparasitismo de *H. dihystra*, ficando comprovado que este penetra no sistema radicular da soja, contrariando a função do hábito de

parasitismo conhecido pela maioria da literatura, o ectoparasitismo (Favoreto *et al.* 2019).

Grabau & Chen (2016), afirmam que com plantio de monocultura de 30 anos de milho, a populações de *Helicotylenchus* aumentou, mostrando que a população desse nematoide é relativamente gradual. Porém, nos os últimos 5 anos, com a utilização de nematicida, a população diminuiu em 50%. A abundância populacional inicial de nematoides no solo é uma informação importante para tomada de decisão, seja para começar o plantio de determinada cultura, ou para adiá-lo e realizar o manejo ideal para o controle do patógeno. A Figura 8 mostra a abundância relativa dos municípios estudados.

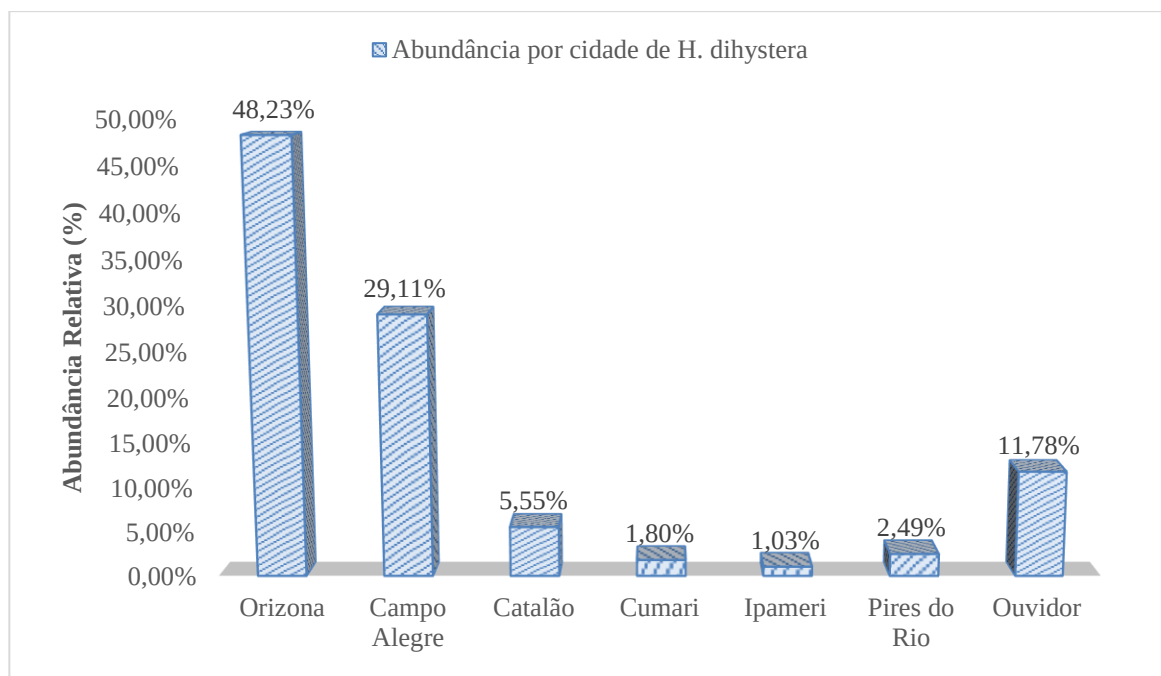


Figura 8. Determinação da abundância de *H.dihystra* associado a cultura do milho nos municípios estudadas no sudeste goiano.

De acordo com os resultados dos cálculos de abundância realizados nas sete regiões estudadas (Figura 8), a abundância de *H. dihystra* variou de 1,03% a 48,23%. Esse resultado elucida a diferença da dispersão desse nematoide em diferentes áreas, em que a abundância desse nematoide nas raízes de milho, em alguns municípios, estão com valores baixos. Uma possível explicação para esse fato e a forma de parasitismo do nematoide, entrando nas raízes

esporadicamente apenas para se alimentar. Rocha *et al.* (2019) confirmam essa forma de parasitismos do *Helicotylenchus* sp em seu trabalho, quando evidenciam maiores populações do nematoide espiralado em solo do que em raízes.

Em Goiás foi constatado a abundância de 26,1% de *Helicotylenchus* no solo com a cultura do algodão (Ferreira *et al.* 2018). Zhang *et al.* (2019), em seu trabalho sobre a contribuição do plantio direto à comunidade do solo durante a estação de cultivo da soja usando como um modelo um experimento de lavoura antiga, identificou que a abundância relativa de *Helicotylenchus* em plantio direto e demonstrou tendência decrescente com crescimento da soja. A abundância absoluta de *H. dihystra* foi de 43 nematoides por área coletada, ou seja, em média 43 nematoides espiralados para cada 30ha, como mostra na tabela 4.

A figura 8 apresenta a abundância de *H. dihystra* nos sete municípios estudados. As maiores abundâncias foram nos municípios de Orizona, seguida de Campo Alegre, Ouvidor, Catalão, Pires do Rio, Cumari e Ipameri, respectivamente. Os municípios de Orizona, Campo Alegre e Ouvidor obtiveram abundância de mais de 83% quando somadas. Isso demonstra a importância de acompanhar a população dos nematoide nesses municípios nas safras seguintes, avaliar os danos causados pelos nematoide nas culturas de soja e milho. Para os municípios de Catalão, Cumari, Pires do Rio e Ipameri, apresentaram abundância de 22,65% quando somadas todas, mostrando a baixa população do nematoide nessas áreas (Norton & Nyvall 2011). Assim, mesmo sabendo da baixa população desse nematoide nessas áreas, não pode descartar a boa prática do manejo, pois, esse nematoide é bastante polífago e a população pode aumentar facilmente.

A abundância de nematoides é um dado muito importante para ter a visualização detalhada da área, mostrando os pontos que devem requerer atenção, e buscar estratégias de manejo para o controle do patógeno. Na Turquia, foi realizado um levantamento para determinar a densidade populacional e a distribuição espacial de *Helicotylenchus* em campos de cultivo de milho em

vinte e cinco localidades, amostrando 10 pontos por área (Akyazi *et al.* 2017). Os resultados de Akyazi *et al.* (2017), foram condizentes com os do presente trabalho, evidenciando a associação do nematoide espiralado com a cultura do milho, chegando a identificar alta frequência do nematoide espiralado nas áreas estudadas. Norton & Nyvall (2011) relataram que mais de 100 nematoides espirais são considerados altas populações para serem prejudiciais a cultura do milho e, encontrada essa população são frequentemente associadas com atrofiamento da cultura. Porém, menos de 100 nematoides é considerado baixa população.

6. CONCLUSÃO

O Gênero *Helicotylenchus* foi encontrado em 70% das amostras de raízes de milho em municípios do sudeste de Goiás que representa uma área de. A única espécie de *Helicotylenchus* encontrada foi de *H. dihystra*. O primeiro relato dessa espécie em áreas de cultivo de milho no sudeste goiano.

7. REFERÊNCIAS

Amaro, P.M, G.L. Vanzo, S.A. Silva & A.C.Z. Machado. 2015. Reação de híbridos de milho a *Helicotylenchus dihystera*. Anais. XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia. 2015.

Aquino, N.C.R.M. 2021. Plantas de cobertura e agentes de biocontrole no manejo de nematoides na cultura do milho. Dissertação de Mestrado, IFG-Urutaí, 32p.

Arantes, B.H.T. 2019. Detecção de nematoides na fase reprodutiva da soja por meio de veículos aéreos não tripulados. Dissertação de Mestrado, IFG-Rio Verde, 52p.

Akyazi, F., U. Yigit1 & T. Tonkaz. 2017. Distribution of spiral nematodes (*Helicotylenchus* spp.) In corn growing areas in coastal provinces of turkey bordering the black sea. Comm. Appl. Biol. Sci, Ghent University, 82:3.

Campos, H.D, L.M. Ribeiro, R.S. Silva, M.N. Pilar, W.B. Magalhães & J.N. Bueno. 2019. Cenário atual de nematoides no cerrado: cultura da soja. XXXVI Congresso Brasileiro de Nematologia.

Carneiro, R.G, M.P. Moritiza, A.P.A. Mônaco, Q.C. Nakamura & A. Scherer. 2007. Reação de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira Piracicaba (SP) Brasil, vol. 31(2).

Carvalho, S.L. 2018. Levantamento e controle biológico de *Pratylenchus brachyurus* na cultura do milho doce. Dissertação de Mestrado, IFG-Morrinhos, 80p.

Castoldi, G. 2020. Relação de Atributos da Fertilidade do Solo e a População de *Pratylenchus brachyurus* e *Helicotylenchus* sp. na Cultura da Soja. Dissertação de Mestrado. Instituto Federal De Educação, Ciência E Tecnologia Goiano – Campus Rio Verde.

Conab. 2016. Evolução dos custos de soja no Brasil. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/> > Acesso em: 20 mar. 2022.

Conab. 2019. Conab divulga pela primeira vez dados sobre a produção de etanol de milho. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/ultimas-noticias/2881-conab-divulga-pela-primeira-vez-dados-sobre-a-producao-de-etanol-de-milho-2>>. Acesso em: 20 jun. 2021.

Conab. 2020. Análise mensal de milho. Disponível em: <file:///C:/Users/virtg/Downloads/MilhoZ-ZAnaliseZMensalZ-ZAbril-Maio-2020.pdf>. Acesso em: 11 mai. 2020.

Conab. 2020. Acompanhamento da safra brasileira. Disponível em: <https://www.google.com.br/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=&cad=rja&uact=8&ved=2ahUKEwjo_KmutuPzAhWqrJUCHYNyCtIQFnoECACQAQ&url=https%3A%2F%2Fwww.conab.gov.br%2Finfo-agro%2Fsafras%2Fcana%2Fboletim-da-safra-de-cana-deacucar%2Fitem%2Fdownload%2F1209_3473288df6b6414380e1d3ad68a39246&usg=AOvVaw13EjcTNLQCJ2qxiqdNMyRv>. Acesso em: 24 out. 2021.

Conab. 2021. Boletim da safra grãos. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos>>. Acesso em: 23 out. 2021.

Conab. 2021. Produção de grãos tem previsão de aumento de 5,7%, chegando a 271,7 milhões de t. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/ultimas-noticias/3989-producao-de-graos-tem-previsao-de-aumento-de-5-7-chegando-a-271-7-milhoes-de-toneladas>>. Acesso em: 20 jun. 2021.

Coolen, W.A & C.J. D'Herde. 1972. A method for the quantitative extration of nematodes from plant tissue. State Agriculture Research Center – GHENT, Belgium, p.77.

Costa, M.L.A, A.L. Cunha, L.R.A. Farias, N.O.G. Leite, A.B. Chagas, M.A.N. Rocha, C.M.A. Nascimento, E.F.R. Junior, T.L.G.Q. Maranhão, A.F. Santos & J.V. Silva. 2020. Efeito da ação parasitária frente ao crescimento e desenvolvimento de espécies vegetais. Research, Society and Development, v. 9, n. 9.

Cunha, T.P.L, F.C.C. Mingotte, F.M. Chiamolera, A.C.A.C. Filho, P.L.M. Soares, L.B. Lemos & A.R. Vendramini. 2015. Ocorrência de nematoides e produtividade de feijoeiro e milho em função de sistemas de cultivo sob plantio direto. Nematropica Vol. 45, N. 1.

Daramola, F.Y, A. Malan, S. Orisajo & M. Marais. 2020. Molecular characterization of *Helicotylenchus multicinctus* and *H. dihystra* (Tylenchida: Hoplolaimidae) from Theobroma cacao in Nigeria. Zootaxa, Vol 2., p. 343-356.

Dias, F.H.C, L.A. Sales, R.S. Juvino, F.M.C. Dias, A.S. Reis & E.G.F. Silva. 2020. Fitonematoides associados à cultura do coentro. Brazilian Journal of Development Braz. J. of Develop., Curitiba, v. 6, n. 10, p.83553-83563.

Dias, W.P, Garcia, A, Silva, J.F.V. & Carneiro, G.E. de S. 2010. Nematoides em soja: identificação e controle. Circular Técnica. n. 76. Londrina: EMBRAPA.

Embrapa. 2008. Identificação molecular de nematoides de galhas, *Meloidogyne sp.* Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/CPAC-2010/30262/1/bolpd-219.pdf>>. Acesso em: 11 dez. 2021.

Embrapa. 2009. Coleta de amostras para análise de nematoides: recomendações gerais. <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/CPAC-2010/31551/1/doc-255.pdf>. Acesso em: 11 dez. 2021.

Embrapa. 2020. Problemas com nematoides na cultura do milho se agravam no Centro- Oeste. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/noticia/18156046/problemas-com-nematoides-na-cultura-do-milho-se-agravam-no-centro-oeste>>. Acesso em: 12 mai. 2020.

Favoreto, L.M.C. Meyer, C.R.D. Arieria, A.C.Z. Machado, D.C. Santiago & N.R. Ribeiro. 2019. Diagnose e manejo de fitonematoides na cultura da soja. Informe Agropecuário v.40, n.306, p.18-29.

Ferrari, E. 2016. Culturas de segunda safra sobre *Pratylenchus brachyurus* e *Helicotylenchus* spp. no norte do estado de Mato Grosso. Dissertação. Universidade Federal de Mato Grosso Câmpus Universitário de Sinop Instituto de Ciências Agrárias e Ambientais.

Ferreira, B.S, M.V. Santana, R.S. Macedo, J.O. Silva, M.A.C. Carneiro & M.R. Rocha. 2018. Co-occurrence patterns between plant-parasitic nematodes and arbuscular. Agriculture, Ecosystems and Environment 265: 54–61p.

Garbin, L.F & M.J.N. Costa. 2015. Incidência de Fitonematoide *Helicotylenchus* em análises laboratoriais do Mato Grosso. Connection Line, p. 90-96.

Grabau, Z.J, S. Chen. 2016. Determining the Role of Plant–Parasitic Nematodes in the Corn–Soybean. Crop Rotation Yield Effect Using Nematicide Application: I. Corn. Agronomy Journal, Issue 2, V:108.

Gonçalves, L. A. 2014. Levantamento e manejo de nematoides fitoparasitas em áreas cultivadas com olerícolas na região centro-oeste do estado de São Paulo. Tese de doutorado, UNESP, Botucatu, 66p.

Guzman, O.A. 2011. Importancia de los nematodos espiral, *Helicotylenchus multicinctus* (cobb) golden y *H. dihystra* (cobb) sher, en banano y plátano. agron. 19(2): 19 - 32, 2011.

Herman, M., R.S. Hussev, & H. R. Boerma. 1988. Interactions between *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus brachyurus* on soybean. Journal of Nematology n. 20, p. 79-85.

Junior, J.R.O. 2021. Influência dos preços dos principais grãos da alimentação de suínos no preço da carne porcina nos estados de Goiás, Minas Gerais e Paraná. Dissertação de mestrado, UFG, Goiânia, 106p.

Junior, G.C., L.C. Santos, T.P. Paim, E.M. Alves, G.M.M. Silva & F.L. Claudio. 2020. Dinâmica Populacional de Fitonematoides em Sistema Integrado de Produção de Milho. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, biobrasil. v11i1. 1745.

Kirsch, V.G., S.P. Kulczynski, C.B. Gomes, A.C. Bisognin, M. Gabriel, C. Bellé & I.L. 2016. Fitonematoides na cultura da soja: levantamento, caracterização de espécies e reação de cultivares a *Meloidogyne* spp. Dissertação de Mestrado. UFSM, Frederico Westphalen, 86p.

Machado, A.C.Z, P.M. Amaro & S.A. Silva. 2019. Two novel potential pathogens for soybean. Plos One.

Machado, A.C.Z., O.F. Dorigo. S.A. Silva & P.M. Amaro. 2015. Parasitismo de *Helicotylenchus dihystera* nas culturas da soja e milho. Anais. XXXII Congresso Brasileiro de Nematologia. 2015.

Mais soja. 2020. Mercado de nematocidas deve crescer e render US\$ 1,3 BI até 2025. Disponível em: <<https://maissoja.com.br/mercado-de-nematicidas-deve-crescer-e-render-us-78-bi-ate-2021>>. Acesso em: 15 jun. 2020.

Mattos, J.K.A. 1999. Caracterização das comunidades de nematoides em oito sistemas de uso da terra nos cerrados do Brasil central. Tese doutorado, UNB, 113p.

Mendes, S.P.S.C. 2020. Associação de métodos de controle para o manejo de fitonematoides em soja no cerrado. Dissertação de Mestrado, IFG-Rio Verde, 67p.

Medina. 2016. Caracterização de espécies de *Meloidogyne* e de *Helicotylenchus* associadas à soja no rio grande do sul. Nematopica 46:197-208.

Meket, T., A. Debat, N. Shekora, F. Akyazi & E. Abebe. 2012. Identification key for agriculturally important plant-parasitic nematodes.

Miranda, I.L. 2021. Controle de fitonematoides com diferentes genótipos de soja, manejo e rotações de cultura em iepê-sp. Trabalho de conclusão de curso, UFFS-Laranjeiras do Sul, 44p.

Moraes, V.H. 2019. Detecção de respostas espectrais na soja causados por nematoides por meio de sistemas aéreos não tripulados. Dissertação de Mestrado, IFG-Rio Verde, 74p.

Neto, S.N.C. 2019. Uso de crotalária (*c. spectabilis* e *c. ochroleuca*) e milho para o controle de fitonematóides. Monografia, UNI-ANHANGUERA, Goiânia, 44p.

Neto, L.J.T. 2019. Correlação espacial da resistência do solo à penetração e densidade populacional de nematoides na cultura da soja. Dissertação de Mestrado, IFG-Urutaí, 48p.

Norton, C.D & R.F. Nyvall. 2011. Nematodes that attack corn in iowa. Iowa State Univ., Ames, IA. PM 1027 Reviewed.

Oliveira, C.M.G, M.A. Santos & L.H.S. Castro. 2016. Diagnose de fitonematoides. 367p.

Richetti, A., G, Ceccon. 2020. Viabilidade econômica da cultura do milho safrinha 2021, em Mato Grosso do Sul. Dourados, Embrapa Pecuária Oeste, 12p.

Ramos, E.K.K. 2021. Dinâmica populacional de *Helicotylenchus* em duas cultivares de soja nas condições do rio grande do sul. Dissertação de Mestrado, UFPEL-Pelotas, 45p.

Rocha, M.S., H.B.Nunes & L.S. Sardeiro. 2019. Quantificação e Distribuição espacial de fitonematóides em uma área hortícola no Oeste da Bahia. Magistra, Cruz das Almas – BA, V. 30: P.406-412.

Silva, D.A.M. 2017. Nematoides fitoparasitas na cultura da cana-de-açúcar (*saccharum* spp.) no município de Caaporã – Paraíba. Monografica, UFPB-Areia, 38p.

Silva, D.V., P.H.M. Garcia, G.C.L. Santos, I.M.S.C. Farias, G.V.G. Pádua, P.H.B. Pereira, F.E. Silva, R.F. Batista, S.G. Neto & A.M.D. Cabral. 2021. Características morfológicas, melhoramento genético e densidade de plantio das culturas do sorgo e do milho: uma revisão. Research, Society and Development, v. 10, n.3.

Silva, F.G. 2007. Levantamento de fitonematoides nas culturas de soja e milho no município de Jataí-GO. Dissertação de mestrado, UFU, Uberlândia, 58p.

Silva, H.J.T., Santos, P.F.A. Junior, E.C.N & Vian, C.E.F. 2020. Aspectos técnicos e econômicos da produção de etanol de milho no Brasil. Revista de política agrícola nº 4.

Silva, J.V.C.L., J.E. Cares & R.M. Moura. 2019. Ectoparasitas da cana-de-açúcar e a predominância do gênero *Helicotylenchus*. Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica, v.16, n.1, p. 119-129.

Silva, H.J.T, P.F.A. Santos, E.C.N. Junior & C.E.F. Vian. 2020. Aspectos técnicos e econômicos da produção de etanol de milho no Brasil. Revista de política agrícola. 7: 142-159.

Sociedade Brasileira de Nematologia. 2021. Disponível em: <helikey17v10 (nematologia.com.br)>.

Sousa, C.C. M, E.M.R. Pedrosa, M.M. Rolim, J.V. Pereira Filho & M.A.L.M. Souza. 2013. Influência da densidade do solo infestado por nematoide no desenvolvimento inicial de cana-de-açúcar. Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, v. 18, n. 5, p. 475–479.

Scopper, Q & S. Schrader. 2017. Dynamic of nematode communities in energy plant cropping systems. European Journal of Soil Biology 78: 92-101p.

Teixeira, R.A, M.R. Rocha & M.A.C. Carneiro. 2010. Diversidade de nematóides em relação a diferentes usos do solo. Tese, Goiânia, 5p.

Zavilask, F.D, J.P. Ascari, I.R.N. Mendes & D.V. Araújo. 2018. Flutuação populacional de nematoides na sucessão soja/milho. Nucleus, v. 15, n.2.

Zhang, S, S. Cui, N.B. McLaughlin, P. Liu, N. Hue, W. Liang, D. Wu & A. Liang. 2019. Tillage effects outweigh seasonal effects on soil nematode community. Soil & Tillage Research 192: 233–239.